PRESENCIA DE HONGOS MICORRÍZICO ARBUSCULARES EN TRES DIFERENTES ZONAS DE BOSQUE ALTOANDINO

ADRIANA PAOLA CUELLAR MAYORGA

UNIVERSIDAD DISTRITAL FRANCISCO JOSÉ DE CALDAS
FACULTAD DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES
INGENIERÍA FORESTAL
BOGOTÁ D.C
FEBRERO DE 2018

PRESENCIA DE HONGOS MICORRÍZICO ARBUSCULARES EN TRES DIFERENTES ZONAS DE BOSQUE ALTOANDINO

TRABAJO DE GRADO MODALIDAD INVESTIGACIÓN- INNOVACIÓN

Presentado como requisito parcial para optar al título de Ingeniera Forestal

ADRIANA PAOLA CUELLAR MAYORGA

Autor

FAVIO LÓPEZ BOTÍA

Director

UNIVERSIDAD DISTRITAL FRANCISCO JOSÉ DE CALDAS

FACULTAD DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES

INGENIERÍA FORESTAL

BOGOTÁ D.C

FEBRERO DE 2018

PRESENCIA DE HONGOS MICORRÍZICO ARBUSCULARES EN TRES DIFERENTES ZONAS DE BOSQUE ALTOANDINO

TRABAJO DE GRADO MODALIDAD INVESTIGACIÓN- INNOVACIÓN
Presentado como requisito parcial para optar al título de Ingeniera Forestal

APROBADO

NOTA DE ACEPTACIÓN

_____

_____

_____

FIRMANTES

_____

FAVIO LÓPEZ BOTÍA
DIRECTOR

_____

LUIS FERNANDO ORTÍZ Q.
EVALUADOR

BOGOTÁ FEBRERO 07 DE 2018

DEDICATORIA

A Dios por permitirme llegar a este punto, haberme dado el conocimiento, la fortaleza y salud para lograr mis objetivos.

A mi madre por su cariño, sus consejos, compañía y apoyo incondicional en cada etapa de mi vida.

A mi hermano y hermana, por su permanente apoyo y comprensión en este largo proceso.

AGRADECIMIENTOS

A Dios, primeramente, por acompañarme en cada paso que doy, darme la fuerza para superar obstáculos, y por haber puesto en mi camino a todas aquellas personas que han sido mi soporte y compañía durante este proceso.

A mi familia, por su apoyo, ánimo, y confianza en mí, no solo en este proceso de formación, si no a lo largo de toda mi vida.

A la Universidad Distrital Francisco José de Caldas, por abrirme sus puertas y permitirme crecer como persona, así mismo, a los diferentes docentes por brindarme sus conocimientos, consejos, confianza y contribuir en el proceso de formación como ingeniera.

Al profesor Fernando Ortíz por su acompañamiento como evaluador de este trabajo, y a mi director, Favio López Botía, por su acompañamiento, dedicación, comprensión, paciencia y apoyo a lo largo de esta investigación y en toda la carrera, además de sus consejos y orientación que me ha hecho crecer en mi formación como ser humano.

A mis compañeros Pablo, Felipe, Angie, y Leidy, con quienes compartimos mañanas, tardes y noches de estudio, por su apoyo dentro y fuera de las aulas, y por todos los momentos que pasamos juntos. También, quiero agradecer especialmente a mi compañera Diana Peña, por su alegría, ánimo y apoyo brindado en el transcurso de la carrera, por ayudarme a ver siempre el lado positivo de las cosas, y entender que, pese a que en algunas ocasiones no todo marche bien, finalmente se soluciona de la mejor forma.

Por último, a mi amigo, compañero y novio Eduardo Sastoque, por su paciencia, su continuo apoyo, acompañamiento en mi vida cotidiana y a lo largo de este proceso de formación; gracias por estar ahí para mí en todo momento, por brindarme tu cariño y motivarme cada día a seguir adelante.

CONTENIDO

1. INTRODUCCIÓN 8
2. JUSTIFICACIÓN 10
3. OBJETIVOS 11
3.1 OBJETIVO GENERAL 11
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS 11
4. MARCO DE REFERENCIA 12
4.1 Bosques Altoandinos 12
4.2 Páramo de Monquetiva 12
4.3 Reserva Forestal Protectora Regional Páramo Grande 13
4.4 Bosques Vereda Yerbabuena 14
4.5 Hongos Micorrízicos 14
4.6 Tipos de Micorrizas 15
4.6.1 Ectomicorrizas 16
4.6.2 Ectendomicorrizas 16
4.6.3 Endomicorrizas 16
5. ESTADO DEL ARTE 19
6. METODOLOGÍA 21
6.1 Localización 21
6.2 Métodos de Muestreo 23
6.2.1 Sitios de Muestreo 23
6.2.2 Toma de Muestras 24
6.3 Trabajo de Laboratorio 25
6.3.1 Identificación Botánica de Especies 25

6.3.2 Aislamiento y Conteo de Esporas 25
6.3.3 Colonización de Raíces 26
6.3.4 Análisis Estadístico 27
7. RESULTADOS 27
7.1 Identificación de Especies Vegetales 27
7.2 Aislamiento y Conteo de Esporas 28
7.2.1 Guatavita 28
7.2.2 Guasca 31
7.2.3 Chía 33
7.3 Colonización de Raíces 35
7.4 Análisis Comparativo Entre Zonas 36
8. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN 39
9. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES 41
10. BIBLIOGRAFÍA 42
11. ANEXOS 49

1. INTRODUCCIÓN

Los bosques altoandinos hacen parte de los ecosistemas de alta montaña, distribuidos entre los 2800 y los 3400 metros de altitud, están compuestos por una vegetación estratificada y un dosel continuo (Romero 2012). La región altoandina de Colombia es una de las más diversas de todo el mundo Rangel (2000), sus bosques incluyen estratos arbóreos dominados por los géneros *Weinmannia, Hesperomeles, Clethra, Clusia y Escallonia* en asociación con las especies *Drimys granadensis, Vallea stipularis* y varios géneros de la familia Asteraceae Rangel (2015), además es habitual encontrar epífitas tales como quiches, orquídeas, musgos y líquenes (Vásquez y Buitrago 2011).

Estos bosques desempeñan papeles fundamentales en el ciclo hidrológico como soporte de los sistemas productivos, siendo ambientes con abundancia de agua a través de humedales y redes hídricas que drenan hacia las partes medias y bajas de las cuencas, en donde se agrupa gran parte de la población. De acuerdo con García *et.al.* (2004) los ecosistemas de páramo y selva altoandina presentan un alto grado de intervención debido al desarrollo de actividades económicas como agricultura, ganadería y minería, así como el establecimiento de asentamientos humanos, lo cual ha repercutido en un rápido deterioro de las condiciones medioambientales.

Con el fin de implementar acciones enfocadas a la recuperación de éstos bosques altoandinos, es necesario considerar la microbiota asociada al suelo como instrumento fundamental del sustento para la adaptación, establecimiento, y el desarrollo de las comunidades vegetales allí presentes. Dentro de esta microbiota es importante considerar el grupo de los hongos, ya que según Noda Y., (2009) unas 5000 especies están asociadas a los arboles forestales de las regiones templadas, estableciendo un tipo de asociación micorrizica, lo que de acuerdo con Guerrero (1996), constituye un puente simbiótico entre la planta y el suelo.

Coba *et. al.,* (1995) afirma que en los ecosistemas de alta montaña se ha determinado la presencia de asociaciones micorrícicas en una gran cantidad de especies, demostrando como lo señala Correa *et al.,* (1990) que el papel de las micorrizas tanto arbusculares como vesículo arbusculares es un factor determinante en el ciclaje de nutrientes y la adaptación a condiciones extremas de clima y suelos, además de ser según Rilling (2004) una de las

estrategias más exitosas perfeccionadas por distintas plantas para superar el estrés producto de la colonización de ecosistemas terrestres, esto se evidencia en el gran número de especies vegetales que establecen simbiosis con estos hongos, por lo que la mayoría de los estudios de micorrizas se basan especialmente en el reconocimiento de estas asociaciones.

Sánchez (1999) señala que existen en el 95% de las plantas asociaciones simbióticas mutualistas entre las raíces y distintos grupos de hongos micorrizales, sin embargo, tan solo se ha examinado un 3% de ellas (Smith & Read, 1997). Noda Y., (2009) asegura que sólo el 80% de los ecosistemas terrestres del mundo poseen algún tipo de asociación micorrizal y otros autores afirman que la clase de asociación depende de la zona de vida y no necesariamente de la especie vegetal. Lo anterior demuestra la falta de información acerca de la dependencia y condición micorrizal de estos grupos de hongos.

Teniendo en cuenta los servicios ambientales que proporcionan los ecosistemas de bosque altoandino, su alto valor de existencia, la amenaza por degradación antropogénica, las ventajas ofrecidas por la asociación micorrizal a las plantas y su vacío de información en estas zonas, el presente trabajo tiene como finalidad evaluar la presencia de hongos micorrizico arbusculares en tres diferentes zonas de bosque altoandino en los municipios de: Guasca, Guatavita y Chía, a través de los métodos de aislamiento y conteo de esporas, y del método de colonización de raíces, además de determinar posibles asociaciones hongo micorrízico arbuscular – planta (HMA-planta).

2. JUSTIFICACIÓN

Según Rangel y Ariza (2000), uno de los núcleos más atrayentes de páramo y bosque altoandino en la cordillera Oriental se encuentran en los alrededores de la Sabana de Bogotá, desde el nororiente del macizo de Chingaza, hasta el suroccidente del macizo de Sumapaz. Dentro del complejo de páramos de Chingaza, en el municipio de Guatavita se encuentra el páramo de Monquentiva, con una distribución altitudinal que varía desde los 2900 hasta los 3500. Debido a su importancia biológica y cultural, esta zona fue declarada en octubre de 2017 como parque Natural Regional Vista Hermosa de Monquentiva. Otras áreas de especial importancia en bosque altoandino dentro de Cundinamarca son el área manejada por Corpoguavio denominada Reserva forestal protectora regional "Páramo Grande" Ubicada en el municipio de Guasca, con altitudes entre los 3000 y los 3600 m.s.n.m., y el bosque altoandino limitante al parque natural Montaña del oso ubicado en la vereda de Yerbabuena municipio de Chía con alturas entre 3000 y los 3200 m.s.n.m.

Estas tres zonas de bosques altoandinos albergan también matorrales, bromeliales, frailejonales, chuscales, pajonales, prados y turberas, y presentan una transición altoandino-subpáramo haciendo que estas zonas sean de gran importancia en términos de diversidad, riqueza, endemismos y de acuerdo con Cleef (1979) y Luteyn *et al.* (1992) al ser zonas con transición a páramo se consideren los ambientes de montaña más ricos en especies y géneros del mundo, en comparación con otras floras de alta montaña.

Pese a lo anterior, estos ecosistemas se han visto cada vez más amenazados por degradación antropogénica como la minería, agricultura, ganadería y asentamientos humanos, lo cual hace necesario emprender acciones de recuperación por medio de estudios a distintas variables bióticas y ecológicas. Para fines de este trabajo se analizó la microbiota del suelo a través de la interacción y presencia de los hongos micorrízicos arbusculares con distintas especies arbóreas sobresalientes en cada una de las tres zonas, a fin de proporcionar información que permita llenar el vacío acerca del comportamiento de estos hongos en el bosque.

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GENERAL

- Evaluar la presencia de hongos micorrízico arbusculares en 3 diferentes zonas de bosque altoandino.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Aislar y cuantificar las esporas de hongos micorrízico arbusculares para cada una de las zonas de evaluación.
- Establecer la presencia de colonización de hongos micorrízico arbusculares en las raíces de especies forestales asociadas.
- Reconocer las posibles asociaciones hongo micorrízico arbuscular-planta que puedan estar presentes en cada zona.

4. MARCO DE REFERENCIA

4.1 Bosques Altoandinos

Los bosques altoandinos o bosques de niebla en Sudamérica y América Central están por encima de los 2000 m.s.n.m y por debajo de los 3500 m.s.n.m. (Stadtmüller, 1987; Romero 2012). Debido al amplio rango altitudinal de estos bosques, se puede observar grandes diferencias ambientales, físicas y geográficas, esto permite que se conformen ecosistemas variados y, a la vez, que se contribuya a la gran oferta de servicios ambientales como lo son la regulación de caudales y el rendimiento hídrico, hasta paisajes de belleza incomparable.

La biodiversidad encontrada en estas zonas de vida, corresponde a una reserva genética de diversas especies, utilizables para la ciencia, la industria y la farmacia. La vegetación y el suelo constituyen un hábitat indispensable para muchas especies de organismos y son un factor de protección importante de las laderas contra la erosión (Romero, 2012). Las transformaciones que han presentado estos ecosistemas de acuerdo con Cristal, (2002), son debido principalmente a la tala para producción de pastos, para ganadería o para otro uso de la tierra como el cultivo de papa, el uso en canteras y de vivienda.

El bosque altoandino en Colombia se encuentra distribuido entre los 2.800 y 3.200 metros de altitud, compuesto por árboles de gran porte, y la presencia de vegetación estratificada, distinguiéndose por su amplia diversidad biológica de plantas como: el raque, encenillo, mortiño, canelo, romero, aliso y sietecueros, con especies entre 15-20 metros de altura, y se distingue un predominio de los musgos, los helechos, orquídeas y los líquenes que son capaces de establecerse y cubrir ramas de árboles por completo debido al exceso de humedad que es captado en estos ecosistemas (Romero, 2012).

4.2 Páramo de Monquetiva

El páramo de Monquentiva (Pantano de Martos) se encuentra ubicado bajo la jurisdicción del municipio de Guatavita, departamento de Cundinamarca, Colombia, en las coordenadas geográficas 73°44’23,843’’O y 4°54’40,05’’N. Cuenta con precipitaciones de tipo unimodal-bimodal con un periodo de lluvia marcado entre los meses de marzo y agosto. La época seca

va de diciembre a febrero y en promedio la precipitación media anual es de 2000 mm (CAR 2000). De acuerdo con Avella A. *et al.* (2014) se encuentra en una franja altitudinal que varía desde los 2900 hasta los 3500 m.s.n.m. Su condición hidrológica hace parte de la zona de recarga hídrica de la microcuenca del río Lagunero, la cual hace parte de la gran cuenca del río Orinoco, y comprende las formaciones vegetales de páramo y turberas, bosques altoandinos y prados tremedales azonales. El páramo de Monquentiva se incluyó en 2010 dentro del proyecto corredor de conservación de páramos Chingaza –Sumapaz– Guerrero-Guacheneque- Cerros Orientales como una zona de alta prioridad debido a sus bienes naturales y la oferta de servicios ecosistémicos estratégicos para la región (MINAMBIENTE, 2017).

Esta zona cuenta con grandes formaciones diferenciadas, incluyen a los bosques altoandinos de *Weinmannia balbisiana y Clusia multiflora*, que incluye a los bosques de *Brunellia colombiana* y *Weinmannia rolotii* y a los bosques de *Drimys granadensis* y *Weinmannia tomentosa.* Por otra parte también se encuentran matorrales de *Arcytophyllum nitidum-Diplostephium phylicoides y Aragoa abietina-Puya goudotiana*, los chuscales de *Chusquea tessellata y Aragoa abietina,* los frailejonales de *Oreobolus goeppingeri-Espeletia grandiflora, Castratella pilloselloides-Espeletia barclayana y Arcytophyllum nitidum-Espeletia argéntea,* los pajonales de *Paepalanthus columbiensis-Calamagrostis effusa,* la turbera con un mosaico de frailejonales, pajonales, matorrales y humedales (Avella A. *et al.* 2014).

4.3 Reserva Forestal Protectora Regional Páramo Grande

La reserva forestal protectora regional Páramo Grande fue constituida por el acuerdo N° 38 de 1975 del INDERENA, se encuentra ubicada en el municipio de Guasca al oriente de Cundinamarca, dentro de la provincia del Guavio. Cuenta con altitudes entre los 3000 a 3600 m.s.n.m. Posee un área de 4000 hectáreas, con ecosistemas de bosque altoandino y páramo. Esta área es de especial importancia para la protección de nacimientos, humedales, ríos y quebradas, además de ser una zona de gran valor histórico y cultural.

La superficie del Páramo Grande abarca el 20,64% del área total del complejo de páramos de Chingaza (Morales *et al*., 2008). De acuerdo con Díaz & Zamora, (2011) se calcula que

el área total de páramo en el municipio de Guasca llega a las 19177 ha equivalente al 52,85% de la superficie total del municipio. 3119 hectáreas del total están dentro del PNN Chingaza, mientras que las 16058 hectáreas restantes se distribuyen fuera del mismo.

Dentro de esta zona, la expansión de la frontera agrícola y ganadera hacia bosques nativos y de páramo es uno de los procesos principales en la generación de conflictos ambientales. En la agricultura sobresalen los cultivos de papa, los cuales generan deterioro hacia la cobertura vegetal, así como el uso intensivo de agroquímicos y fertilizantes que generan impactos a los suelos y contaminan las fuentes hídricas. Por otra parte, se presenta extracción de gravillas para la industria constructora de la capital, actividad que también genera el deterioro de los cauces y la degradación de los suelos (SPNN, 2005).

4.4 Bosques Vereda Yerbabuena

La Vereda Yerbabuena se encuentra localizada en el municipio de Chía, en la Autopista Norte de Bogotá KM 22 girando por el Castillo Marroquín, entrada a altos de Yerbabuena a una altura promedio de 3200 m.s.n.m., y una temperatura promedio de 13º C, cuenta con diversos paisajes en zonas de vida de montaña, bosques de niebla y subpáramo, con nacimientos de agua, lagunas y ríos. La precipitación anual es de 1.169,34 mm alcanzando valores superiores a los 1.200 mm, los períodos de lluvia son en abril-mayo y octubre-noviembre y los periodos secos son en enero-febrero y julio-agosto. Estos bosques se caracterizan principalmente por la presencia de encenillos, sin embargo, también se encuentran matorrales, bromeliales, frailejonales, chuscales, pajonales, prados y turberas.

4.5 Hongos Micorrízicos

Los hongos micorrízicos son microorganismos del suelo que forman simbiosis con las raíces de las plantas, aportando beneficios para ambos. El hongo se alimenta de material elaborado por la planta y a su vez absorbe nutrientes del suelo como el fósforo lo que permite una eficacia aproximadamente cuatro veces mayor que las plantas no micorrizadas (Fuentes, 1999), esta asociación simbiótica también permite el aumento en la diversidad y productividad de las plantas en un ecosistema determinado (Sieverding, 1986).

Los hongos micorrícicos, en virtud de su extensa red hifal, aumentan el área de exploración del suelo, permitiendo a la mayoría de las plantas acceder a las fuentes de nutrientes inmóviles, principalmente fósforo, y aumentar la absorción de aquellos móviles (Clark & Zeto, 2000).

Estos hongos presentan una distribución amplia ya que se encuentran en todos los ecosistemas y suelos, lo que hace que pueda ser muy heterogénea para un mismo sitio respecto a su variedad y cantidad (Van der Heijd *et.al* 1998).

4.6 Tipos de Micorrizas

Harley & Smith (1983) definen tres tipos de asociaciones micorrízicas teniendo en cuenta características morfoanatómicas y ultraestructúrales: (Ectomicorrizas, Ectendomicorrizas y Endomicorrizas)

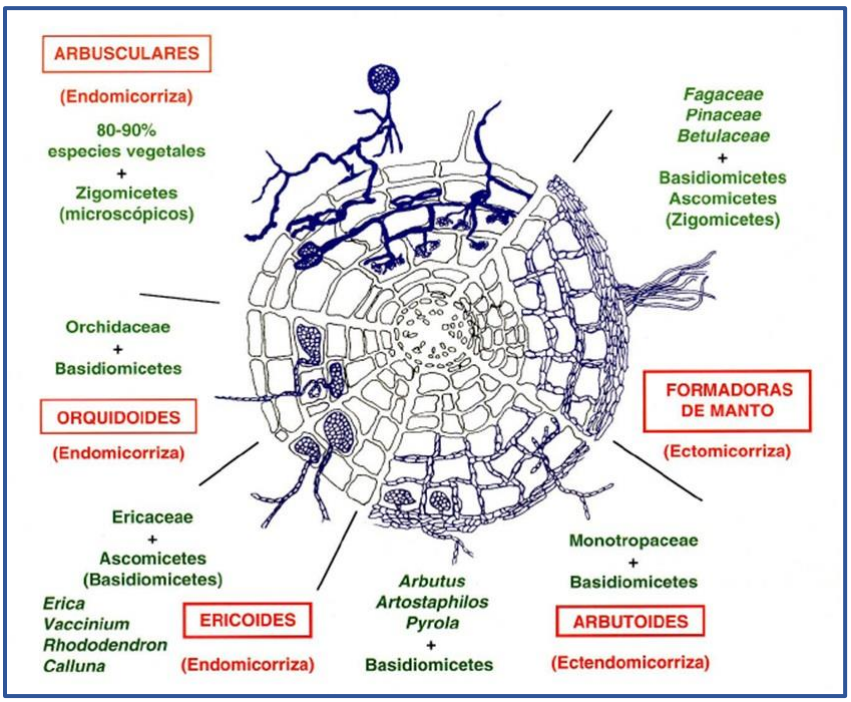


Figura 1. Tipos de micorrizas (Miller y Jastrow, 2000).

4.6.1 Ectomicorrizas

Las ectomicorrizas se caracterizan por formar en las células corticales una red de micelio llamada red de Hartig, estas raíces en algunos hospedantes se encentran considerablemente más bifurcadas que las raíces no micorrizadas. Las ectomicorrizas se forman principalmente en árboles forestales debido a la formación de setas por los basidiomicetes y ascomicetes (León D., 2006). La característica principal de las ectomicorrizas es su capacidad de penetrar entre los espacios intercelulares de la raíz formando una capa de hifas alrededor de la misma. Bledsoe, (1992) afirma que los árboles con asociaciones ectomicorrizicas son dominantes en bosques de coníferas, regiones frías o alpinas o en bosques lluviosos. Estos bosques contribuyen significativamente con la biomasa de los ecosistemas en donde están presentes.

4.6.2 Ectendomicorrizas

Se conforma por hongos que se desarrollan o en las células corticales de la raíz o en torno a esta en la superficie, formando o no el manto fungoso como en el caso de las ectomicorrizas (Agrios, 1998). Este tipo de micorriza presenta un grado específico de penetración intracelular como en el caso de las endomicorrizas. Los hongos que generan principalmente esta interacción pertenecen a los grupos Basidiomycotina y Ascomycotina, además de plantas coníferas, principalmente el género *Pinus*, pero también ha sido reportado para algunas angiospermas (Peterson y Farquhar, 1994).

4.6.3 Endomicorrizas

Este tipo de micorriza crece hacia el interior de las raíces penetrando las paredes celulares de las células corticales sin que estas lleguen a colonizar el endodermo. Se encuentra altamente distribuido a lo largo del planeta, y es conformado por varios subtipos, destacando entre ellos las micorrizas arbusculares (López y col., 2009)

4.6.3.1 Micorrizas Arbusculares

Los hongos formadores de micorriza arbuscular, se consideran un grupo monofilético, dentro del filum Glomeromycota, clase Glomeromycetes (Schüßler *et al*., 2001). Las plantas y los

hongos micorrícico arbusculares han coexistido por unos 400 millones de años Redeker *et. al.* (2000). La simbiosis proporciona distintos beneficios, ya que la planta, no sólo se beneficia de la toma del fósforo y el nitrógeno, también incrementa la tolerancia para agentes patógenos y las tensiones causadas por factores abióticos (Smith *et. al.* 2003).

La principal característica de estos hongos es la formación de los arbúsculos, la cual tiene su origen cerca del cilindro vascular de la planta mediante numerosas ramificaciones dicotómicas sucesivas de una hifa, y tiene la función de transferir nutrimentos desde y hacia la planta. La segunda estructura es llamada vesícula, y puede o no estar presente, dependiendo del hongo, es de forma ovalada a esférica; puede formarse entre o dentro de las células radicales, y funciona como almacén de nutrimentos.

Tabla 1. Clasificación de hongos micorrizico arbusculares. *(*Schüßler y Walker, 2014*)*

Phylum*Glomeromycota*		
Clase *Glomeromycetes*		
Orden (4)	**Familia (14)**	**Géneros 24 (No especies: 235)**
Glomerales	*Glomeraceae*	*Glomus sensu stricto* (1), *Glomus sensu lato* (79), *Funneliformis*(11), *Rhizophagus*(10), *Sclerocystis*(11) Septoglomusglomus
	Claroideoglomeraceaes	*Claroideoglomus* (7)
Diversisporales	*Gigasporaceae*	*Gigaspora*(8)
	Scutellosporaceae	*Scutellospora*(26)
	Racocetraceae	*Racocetra*(11), *Centraspora*(5)
	Dentiscutataceae	*Dentiscutata*(8), *Fuscutata*(4),*Quatunica*(1)
	Acaulosporaceae	*Acaulospora* (37)
	Entrophosporaceae	*Entrophospora* (3), *Kluklospora* (2)
	Diversisporaceae	*Diversispora*(4),*Otospora*(1), *Redeckera*(1)
Paraglomerales	*Paraglomeraceae*	*Paraglomus*(3)
Archaeosporales	*Geosiphonaceae*	*Geosiphon*(1)
	Ambisporaceae	*Ambispora*(9)
	Archaeosporaceae	*Archaeospora (1), Intraspora (1)*

Estos hongos pueden producir esporas individualmente en el suelo, en el interior de las raíces de la planta hospedera, llegando a formar esporocarpios en o cerca de la superficie del suelo o pueden formar masas densas no estructuradas (Schüßler.,2001; Ramón L., 2015). Las esporas de este grupo pueden encontrarse de distintos colores: blancas, amarillas, pardas, etc. y con tamaños que pueden variar entre 20 a 50 micras y esporas grandes entre 200 a 1000 micras (Schüßler *et al*.,2001). La taza de colonización y el proceso según Smith y Read, (1997) determinan la efectividad de un HMA o una asociación micorrízica, esta colonización puede originarse a partir de esporas, fragmentos de raíz o hifas.

Se ha comprobado que la asociación con micorrizas arbusculares aumenta la biomasa de la planta hospedadora y mejora su nutrición mineral. Los principales nutrientes aportados por el hongo son el P, N, Cu y Zn, así mismo, la formación de HMA favorece la tolerancia de la planta a los estreses ambientales (Azcón-Aguilar, 2012). Los HMA según Barea *et.al* (1991) son considerados simbiontes universales, debido a que están presentes de manera natural, en aproximadamente el 85 % de las especies vegetales con interés agronómico.

4.6.3.2 Micorrizas Orquidoides

Formadas por hongos Basidiomicetos y plantas de la familia Orquidaceae exclusivamente. En esta asociación las plantas, tras su germinación presenta una fase de crecimiento heterótrofa, que requiere de compuestos carbonados cedidos por el hongo para su posterior desarrollo (Smith *et. al* 2010).

4.6.3.3 Micorrizas Ericoides

Formada por Ascomicetos, y ocasionalmente Basidiomicetos y plantas de la familia de las Ericáceas, como son los brezos (*Erica sp. y Calluna vulgaris*), azaleas (*Rhododendron sp.*) y arándanos (*Vaccinium sp*.). El micosimbionte presenta una gran versatilidad en el uso de diversas fuentes de macronutrientes, por lo que las plantas están capacitadas para crecer en suelos con elevado contenido de materia orgánica (Pearson & Read 1975).

5. ESTADO DEL ARTE

Los HMA en ecosistemas naturales han sido muy poco estudiados, sin embargo, se conoce que las poblaciones sobre las bases de conteo varían entre 5 y 25 especies diferentes, dependiendo de las especies hospederas involucradas (León D., 2006); así mismo, el número de esporas no siempre se encuentra correlacionado con el grado de formación micorrizal (Brundrett, *et.al* 1996). Existen distintas asociaciones que se presentan entre los hongos micorrizales y las plantas. Algunos hongos micorrizicos tienen un amplio rango de hospederos, mientras otros son más específicos, presentando también diferentes grados de beneficio (León D., 2006).

De acuerdo con Ramírez y Rodríguez (2010) la simbiosis del HMA con las plantas se lleva a cabo mediante señales bioquímicas y genéticas específicas, siendo la planta quien controla la simbiosis y quien envía la señal para permitir que el HMA entre al interior de sus células.

Smith y Read, (1997) señalan que aparentemente, las especies de HMA no tienen especificidad en la elección de sus hospederos. Sin embargo, diferencias en los efectos que las especies de HMA causan sobre el crecimiento de los individuos de especies vegetales, indican que éstas responden a especies específicas de HMA **(**Van der Heijden *et.al* 1998) y consecuentemente, hay un aumento en la diversidad y productividad de las plantas en un ecosistema determinado. Rosendahl *et.al* (1994) afirman que en ecosistemas naturales existen evidencias de especificidad entre HMA y algunas plantas. En 2002 van der Heijden menciona que la retroalimentación entre especies de plantas y de HMA puede explicarse porque se incrementa la diversidad de HMA con el incremento de la diversidad de las plantas, la captura de fósforo, la longitud de la hifa y la productividad, asumiendo esta relación como una combinación específica entre especies de hongo – planta en múltiples comunidades de especies vegetales, donde cada una de estas se beneficia de la relación con múltiples HMA; sin embargo, también ocurre especificidad o selectividad entre las combinaciones específicas planta-hongo

Contrariamente Posada (2001) asegura que la relación HMA-planta no es considerada específica, debido a que cualquier especie de HMA puede colonizar o formar simbiosis con cualquier planta, ya que se encuentran en todo tipo de suelos prácticamente. No obstante,

bajo ciertas condiciones edafoclimáticas, algunos hongos pueden beneficiar mejor o en mayor grado un determinado hospedero.

Las asociaciones hongo-planta exhiben variabilidad funcional, así, algunas plantas hospederas dan un mayor beneficio al hongo que otras, lo que se refleja en la cantidad de producción de esporas (León D., 2006). La formación de esporas de acuerdo con Gazey *et. al* (1992) se encuentra determinado por la longitud total de las raíces en donde mayor longitud aumenta el grado de colonización, y de esta forma el grado de especificidad se reflejará en las poblaciones de esporas.

Van der Heijden *et.al* (1998), encontraron que diferentes especies de hongos MA pueden ser determinantes de la estructura de la comunidad vegetal, dado el distinto nivel de dependencia de las diferentes especies de plantas a los distintos hongos MA presentes, así mismo, la diversidad y productividad de diferentes comunidades vegetales está determinada en gran medida por la diversidad de hongos MA.

En relación con las investigaciones de las poblaciones microbianas en ecosistemas de páramo y bosque altoandino, estas se han enfocado específicamente en micorrizas vesículo arbusculares (MVA), como las realizadas en la región de Monserrate por Coba y Cogua (1995); Urrego A. (2005) estudiando las características edáficas y presencia de micorrizas asociadas a plantaciones de *Retrophyllum rospigliossi*, ubicadas en los municipios de Albán y Pacho Cundinamarca; Rodriguez L. & Zárate I. (2010) con la Caracterización de las micorrizas presentes en *Cavendishia bracteata* y *Gaultheria anastomosans*, en los páramos de Sumapaz y Cruz Verde, Colombia; y en investigaciones de MVA y arbuscular como García *et. al* (2004) en la determinación de la incidencia en la adaptación de especies vegetales de páramo y selva altoandina, evaluando tres estados de desarrollo en la planta en dos épocas climáticas en el parque nacional natural Chingaza, evidenciando la dinámica del hongo influenciada por las variaciones climáticas. De esta forma se señala que las adaptaciones de la vegetación del bosque altoandino tiene una relación directa con la presencia de micorrizas arbusculares y vesículo arbusculares.

6. METODOLOGÍA

El presente trabajo se desarrolló a partir de tres fases: fase de campo en la que recolectaron las diferentes muestras de suelo en las tres zonas seleccionadas, además de recolectar raíces de especies vegetales; fase de laboratorio destinada a procesar las muestras recolectadas en campo y generar resultados, y finalmente la fase de oficina en la que se analizaron los resultados obtenidos y se consolidó el documento.

6.1 Localización

La fase de campo se realizó en tres zonas de bosque altoandino en Cundinamarca : Guatavita en la zona del páramo de Monquentiva en un gradiente altitudinal entre los 3100 y 3200 m.s.n.m dominado por formaciones de bosque de *Clusia multiflora* y *Drimys granadensis*; Guasca en el área manejada por Corpoguavio denominada Reserva forestal protectora regional "Paramo Grande" a una altura de 3150 m.s.n.m, dominada por bosques de *Weinmannia* y *Clusia multiflora;* y Chía en el bosque limitante al parque natural Montaña del oso ubicado en la vereda de Yerbabuena en un gradiente altitudinal comprendido entre los 3000 y 3200 m.s.n.m dominado por bosques de *Weinmannia tomentosa*, *Drimys granadensis* y matorrales de *Chusquea scandens* (Ver figura 2).

La fase de laboratorio se desarrolló en el laboratorio de Fisiología Vegetal y el herbario UDBC de la Facultad de Medio Ambiente y Recursos Naturales, Universidad Distrital Francisco José de Caldas, Bogotá, ubicado a una latitud de 4°´38´N, una longitud de 74° 6´W y una altura de 2735 m.s.n.m.

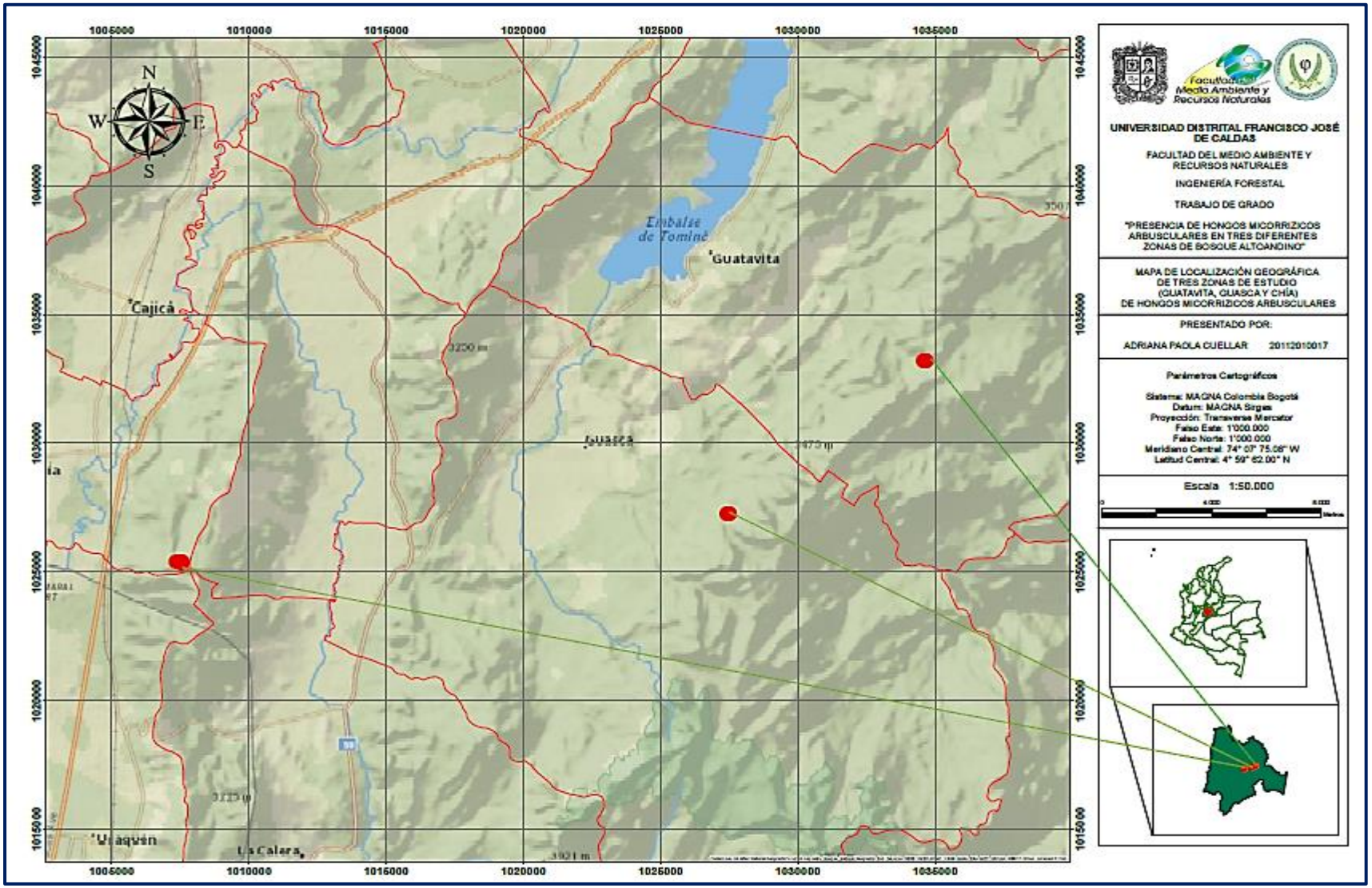


Figura 2. Mapa de localización geográfica de las tres zonas de estudio.

6.2 Métodos de Muestreo

6.2.1 Sitios de Muestreo

Dentro de cada una de las tres zonas de estudio se tomaron muestras en cinco puntos debidamente georreferenciados, como se señala en la tabla 2.

Tabla 2. Puntos de muestreo en cada una de las tres zonas de estudio.

MUNICIPIO	MUESTRA	ALTURA (msnm)	COORDENADA
GUATAVITA	1	3193	N 04° 53´46.3” W 73°45´55.4”
	2	3195	N 04° 53´46.7” W 73°45´54.7”
	3	3197	N 04° 53´46.6” W 73°45´54.7”
	4	3195	N 04° 53´47.2” W 73°45´54.0”
	5	3198	N 04° 53´46.6” W 73°45´54.7”
GUASCA	1	3151	N 04° 50´33.7” W 73°49´47.8”
	2	3150	N 04° 50´34.0” W 73°49´47.0”
	3	3152	N 04° 50´33.9” W 73°49´47.2”
	4	3151	N 04° 50´33.7” W 73°49´47.4”
	5	3151	N 04° 50´33.7” W 73°49´47.7”
CHIA	1	3066	N 04° 49´34.1” W 74°00´34.7”
	2	3185	N 04° 49´33.4” W 74°00´34.9”
	3	3191	N 04° 49´32.8” W 74°00´34.7”
	4	3196	N 04° 49´32.7” W 74°00´34.3”
	5	3201	N 04° 49´32.2” W 74°00´34.0”

6.2.2 Toma de Muestras

Para cada una de las 3 zonas de estudio, se recolectaron 5 muestras de suelo asociadas a especies vegetales. Cada muestra se conformó a partir de la toma y homogenización de submuestras de suelo en tres diferentes puntos distantes uno del otro aproximadamente a 1m, formando un triángulo. Se recolectó el suelo entre 5 y 20 cm de profundidad, en zona de influencia de las raíces, garantizando así la toma de estas junto con el suelo a evaluar. Se tomaron muestras botánicas de las especies vegetales para su posterior identificación.

Cada una de las muestras de suelo se depositó en una bolsa plástica de cierre hermético, se rotuló con información del sitio y demás información pertinente, las muestras de raíces se trataron de tomar con todo el sistema radicular, a fin de obtener el mayor número de raicillas y raíces jóvenes, posteriormente se depositaron en viales de plástico, bajo solución de alcohol al 70% para su posterior almacenamiento y procesamiento en el laboratorio. Los especímenes botánicos se colectaron de acuerdo con la guía para la recolección y preservación de muestras botánicas en campo, disponible en el herbario UDBC.

Figura 3. Toma de muestras. De izquierda a derecha suelo, raíz, planta.

6.3 Trabajo de Laboratorio

6.3.1 Identificación Botánica de Especies

El material colectado en campo, fue llevado al herbario forestal (UDBC) Gilberto Emilio Mahecha Vega de la Universidad Distrital Francisco José de Caldas, Facultad del Medio Ambiente y Recursos Naturales, en donde se realizó la identificación con ayuda de claves taxonómicas y comparaciones con especímenes botánicos.

6.3.2 Aislamiento y Conteo de Esporas

Para establecer el número de esporas presentes en los suelos de las tres zonas muestreadas, se tomaron 20 gramos de suelo fresco de cada muestra compuesta y se procedió a la extracción mediante la adaptación de la técnica de tamizado húmedo y decantado propuesto por Gerdemann & Nicolson (1963) y centrifugado en gradiente de sacarosa (Walker *et al.*, 1982), la cual se describe a continuación:

1. Tomar una muestra de 20 gramos de suelo y homogenizarla retirando impurezas (trozos de ramas, hojas, insectos y demás elementos sobrantes)
2. Depositar la muestra dentro de un beaker con capacidad de 1000 ml
3. Aforar a 800 ml de agua y agitar por 20 segundos.
4. Reposar 20 segundos y depositar sobre juego de tamices de 45 µm,y 450 µm
5. Recoger en tubos Falcon y adicionar agua hasta los 45- 50 ml
6. Centrifugar 5 minutos a 4500 RPM teniendo en cuenta equilibrar los pesos de los tubos en la centrífuga
7. Eliminar el sobrenadante
8. Adicionar solución de sacarosa (previamente preparada)
9. Centrifugar 5 minutos a 4500 RPM
10. Vertir la solución en tamiz 45 µm
11. Enjuagar y verter en caja Petri
12. Realizar conteo

Para realizar el conteo se utilizó una aguja de disección, el estereoscopio y cajas Petri con cuadrícula de 5mm x 5mm, recorriendo toda la caja con el objetivo cuyo aumento permitiera distinguirlas claramente.

Figura 4. Aislamiento de esporas en 20g de suelo.

6.3.3 Colonización de Raíces

Se evaluó la colonización a partir de la presencia de esporas, fragmentos de hifas, vesículas o arbusculos al interior de las raíces. Para esto, inicialmente las raíces fueron aclaradas y teñidas, siguiendo la técnica sugerida por Phillips & Hayman (1970), con modificaciones de Koske y Gemma (1989) como se observa a continuación, y posteriormente se montaron fragmentos de raíz, en láminas portaobjetos con PVLG, se colocó un cubreobjetos, y posteriormente se hizo observación al microscopio.

Procedimiento para aclarado y tinción de raíces:

1. Preservación de raíces en alcohol al 70%, (en campo)
2. Adición de KOH 10% en baño maría a 80 ^{0}C, 50 minutos

3. Lavado con abundante agua corriente
4. Adición de H_2O_2 al 10% a temperatura ambiente, 15 minutos
5. Lavado con abundante agua corriente
6. Adición de HCl al 1% 20 minutos, temperatura ambiente
7. Decantación del ácido clorhídrico
8. Tinción con tinta china azul, baño maría 80 ^{0}C, 15 minutos.

Figura 5. Aclarado, tinción e identificación de colonización en raíces.

6.3.4 Análisis Estadístico

Con el fin de determinar si existían diferencias significativas estadísticas, entre las tres zonas de estudio se aplicó la prueba no paramétrica de comparación de Kruskall Wallis para muestras independientes, bajo un nivel de significancia del 0.05 con tres tratamientos asumidos como cada una de las zonas de estudio.

7. RESULTADOS

7.1 Identificación de Especies Vegetales

Para las tres zonas de estudio se identificaron un total de 16 especies vegetales arbóreas, y 2 especies de orquídeas epífitas, como se observa en la siguiente tabla:

Tabla 3. Especies identificadas para las tres zonas de estudio.

ESPECIES GUATAVITA	ESPECIES CHÍA	ESPECIES GUASCA
Tibouchina lepidota (Bonpl.) Baill.	*Hedyosmum colombianum* Cuatrec.	*Clusia multiflora* Kunth
Disterigma alaternoides (Kunth) Nied.	*Miconia ligustrina* (Sm.) Triana	*Clethra fagifolia* Kunth
Gaultheria anastomosans (Mutis ex L.f.) Kunth	*Myrsine guianensis* (Aubl.) Kuntze	*Weinmannia cundinamarcensis* Cuatrec.
Drimys granadensis L.f.	*Clethra fagifolia* Kunth	*Drimys granadensis* L.f.
Miconia sp.	*Weinmannia tomentosa* L.f.	*Disterigma alaternoides* (Kunth) Nied.
Clusia multiflora Kunth	*Clusia multiflora* Kunth	*Gaultheria anastomosans* (Mutis ex L.f.) Kunth
Palicourea cf. vaginata Benth.	*Macleania rupestris* (Kunth) A.C.Sm.	*Stelis sp.* (orquídea epífita)
Macleania rupestris (Kunth) A.C.Sm.	*Chusquea scandens* Kunth	
Stelis sp. (orquídea epífita)	*Epidendrum sp* (orquídea epífita)	

7.2 Aislamiento y Conteo de Esporas

7.2.1 Guatavita

Al determinar el número total de esporas aisladas para la zona de Guatavita, se obtuvo un total de 19416 esporas, 1294 esporas en promedio por aislamiento, y 65 esporas por gramo de suelo.

Cada muestra de suelo se tomó asociada a distintas especies vegetales como se muestra en la tabla 4, en donde la primera especie es la especie dominante de la cual se tomó la muestra de suelo y las especies a continuación aquellas que se encontraban en su cercanía.

Tabla 4. Presencia de esporas zona de Guatavita.

CONTEO DE ESPORAS GUATAVITA				
ESPECIE	**MUESTRA**	**REPETICIÓN**	**NÚMERO DE ESPORAS**	**PROMEDIO DE ESPORAS (60 g)**
Tibouchina l., *Macleania r.*	GT-1	R1	1419	1154
		R2	801	
		R3	1243	
Clusia m., *Tibouchina l.*, *Disterigma a.*	GT-2	R1	870	917
		R2	884	
		R3	996	
Clusia m., *Drimys g.*, *Palicourea v.*	GT-3	R1	651	648
		R2	673	
		R3	620	
Clusia m. **orquídeas**, *Drimys g.*, *Macleania r.*	GT-4	R1	2375	2783
		R2	2426	
		R3	3549	
Tibouchina l., *Miconia sp.*, *Gaultheria a.*	GT-5	R1	1018	970
		R2	924	
		R3	967	

En la siguiente figura se observa el número total de esporas para cada muestra en sus tres repeticiones, se puede apreciar que la muestra con mayor número de esporas corresponde a la 4, con el mayor valor en su tercera repetición (3549 esporas) y la muestra con menor número de esporas corresponde a la muestra dos con menor valor en su tercera repetición (620 esporas)

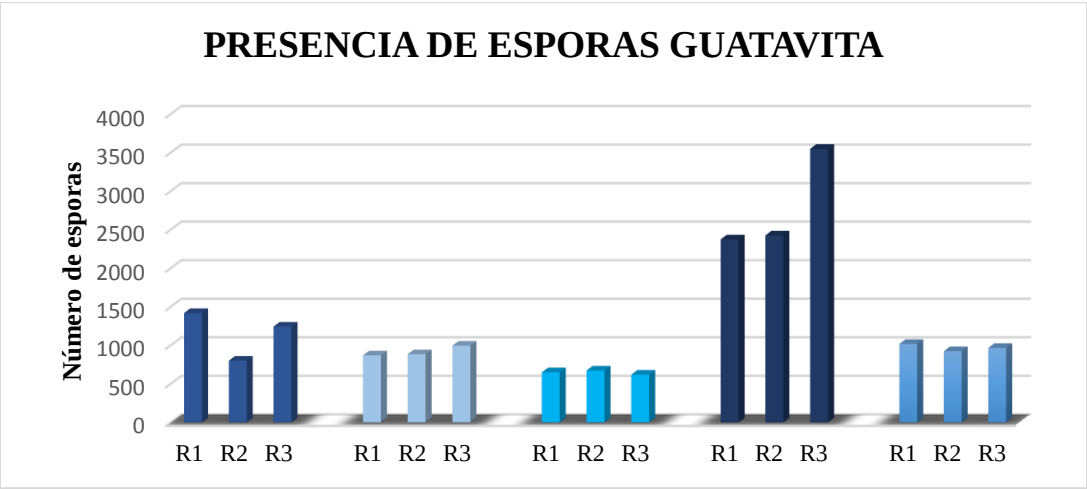


Figura 6. Presencia de esporas en 5 muestras de suelo en Guatavita.

Con respecto a las especies se observa en la figura 7 que la especie *Clusia multiflora* con presencia de orquídeas epífitas del género *Stelis* y asociación con la especie *Drimys granadensis* y *Macleania rupestris* presentó el mayor número promedio de esporas, correspondiente a 46 esporas por gramo; el menor número de esporas se registró para la especie *Clusia multiflora* en asociación con las especies *Tibouchina lepidota* y *Palicourea cf. vaginata*, con un valor promedio de 11 esporas por gramo de suelo.

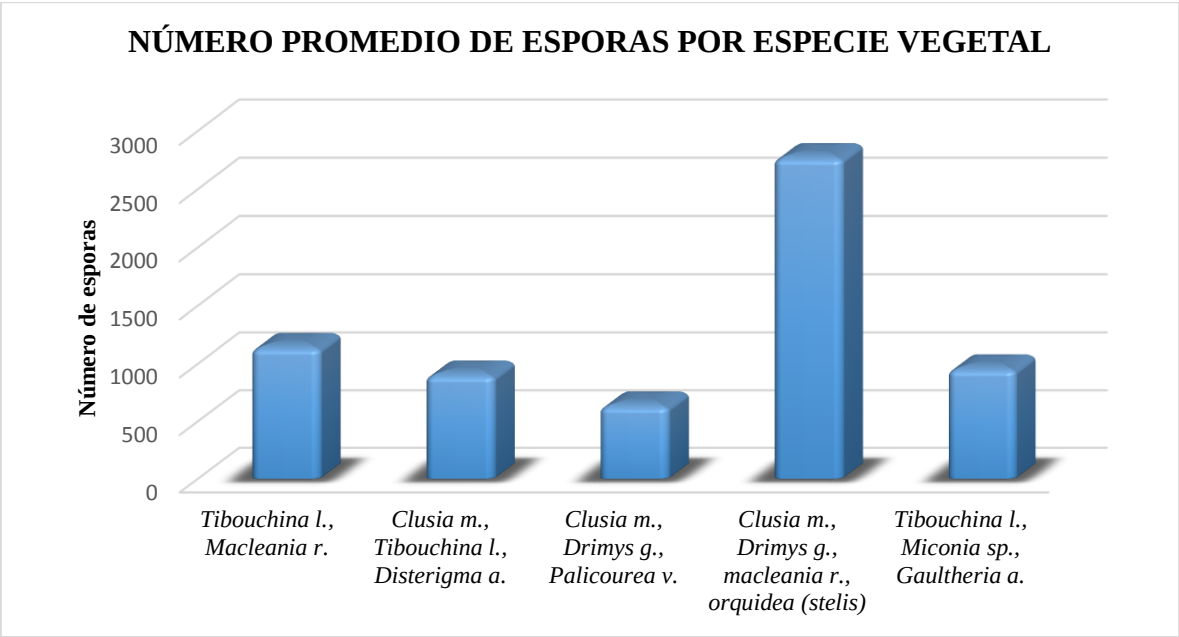


Figura 7. Número promedio de esporas asociado a especies vegetales.

7.2.2 Guasca

Para la zona de Guasca se obtuvo un total de 15817 esporas, 1058 esporas en promedio por aislamiento, y 53 esporas por gramo de suelo, se puede observar a partir de la tabla 5 que el mayor número de esporas acumulado en 60 g de suelo correspondiente a la suma de las tres repeticiones por muestra, se encontró en la muestra 5 con un total de 2885 esporas.

Tabla 5. Presencia de esporas zona de Guasca.

CONTEO DE ESPORAS GUASCA				
ESPECIE	**MUESTRA**	**REPETICIÓN**	**NÚMERO DE ESPORAS**	**PROMEDIO DE ESPORAS (60 g)**
Clusia m., *Drimys g.*, *Disterigma a.*	GU-1	R1	1017	907
		R2	911	
		R3	794	
Weinmannia cundinamarcensis	GU-2	R1	232	312
		R2	335	
		R3	369	
Weinmannia c., *Clusia m.*, *Gaultheria a.*	GU-3	R1	513	533
		R2	498	
		R3	588	
Clethra f., *Weinmannia c.*	GU-4	R1	717	652
		R2	568	
		R3	670	
Clusia m., orquídeas *(Stelis)*	GU-5	R1	3768	2885
		R2	2691	
		R3	2196	

En la figura 8 se observa el número total de esporas en cada muestra para cada una de sus tres repeticiones, se observa que la muestra con mayor número de esporas correspondió a la

muestra 5 con el mayor valor en su primera repetición (3768 esporas) y la muestra con menor número de esporas correspondió a la muestra dos con en su primera repetición (232 esporas)

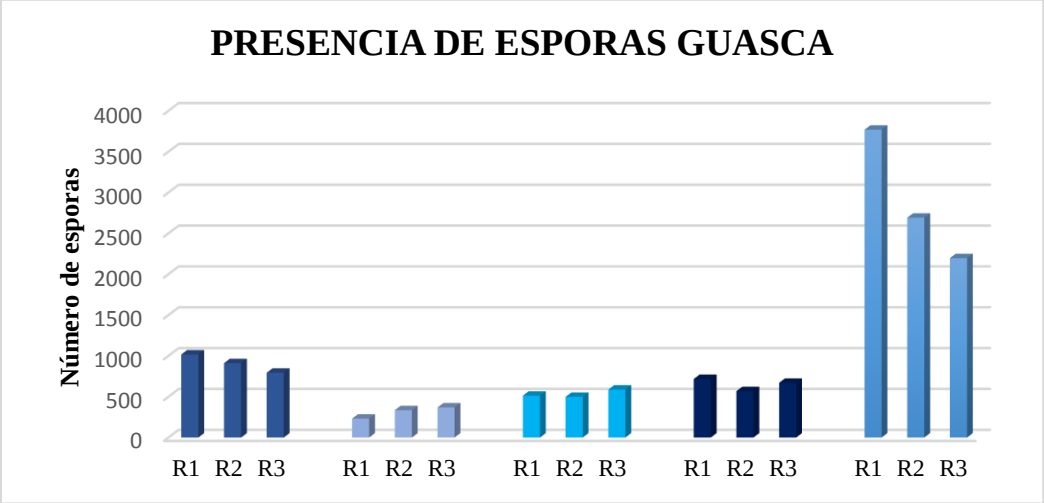


Figura 8. Presencia de esporas en 5 muestras de suelo en Guasca.

Observando la figura 9, se evidencia que la especie *Clusia multiflora* con presencia de orquídeas epifitas del género *Stelis* presentó el mayor número promedio de esporas, con valores promedios de 48 esporas por cada gramo de suelo; el menor número de esporas se registró para la especie *Weinmannia cundinamarcensis*, con valor promedio de 5 esporas por cada gramo de suelo.

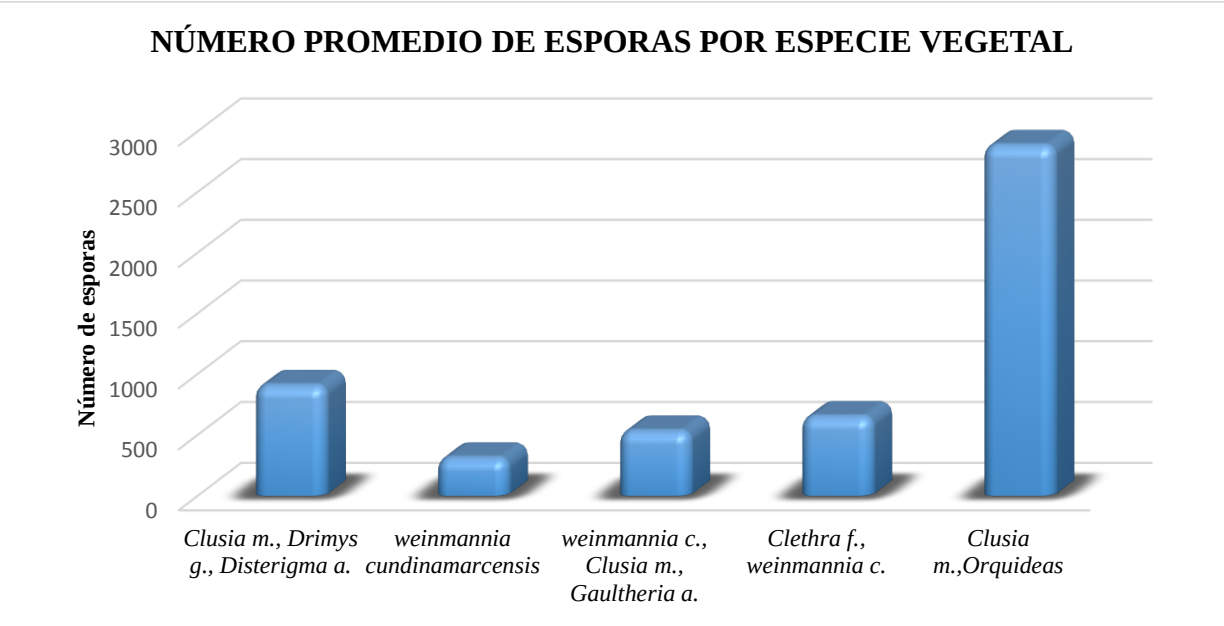


Figura 9. Número promedio de esporas asociadas a diferentes especies vegetales.

7.2.3 Chía

En la zona muestreada de Chía se encontró un total de 11340 esporas, con 756 esporas en promedio por aislamiento, y 38 esporas por cada gramo de suelo.

Tabla 6. Presencia de esporas en la zona de Chía.

CONTEO DE ESPORAS CHÍA				
ESPECIE	**MUESTRA**	**REPETICIÓN**	**NÚMERO DE ESPORAS**	**PROMEDIO DE ESPORAS (60 g)**
Clusia m., *Chusquea s.*	CH-1	R1	461	507
		R2	558	
		R3	501	
Weinmannia t., *Clusia m., Clethra f., Chusquea s.*	CH-2	R1	687	667
		R2	716	
		R3	598	
Weinmannia t., *Macleania r. Myrsine g., Chusquea s.*	CH-3	R1	871	871
		R2	857	
		R3	884	
Miconia l., *Weinmannia t., Chusquea s. orquídeas* y líquenes	CH-4	R1	1088	1090
		R2	1080	
		R3	1103	
Weinmannia t., *Chusquea s.*	CH-5	R1	700	645
		R2	624	
		R3	612	

En la figura 10 se observa el número total de esporas en cada una de las tres repeticiones, se observa que la muestra con mayor número de esporas corresponde a la muestra 4, con el

mayor valor en su tercera repetición (1103 esporas) y la muestra con menor número de esporas corresponde a la primera con el menor valor en su primera repetición (461 esporas)

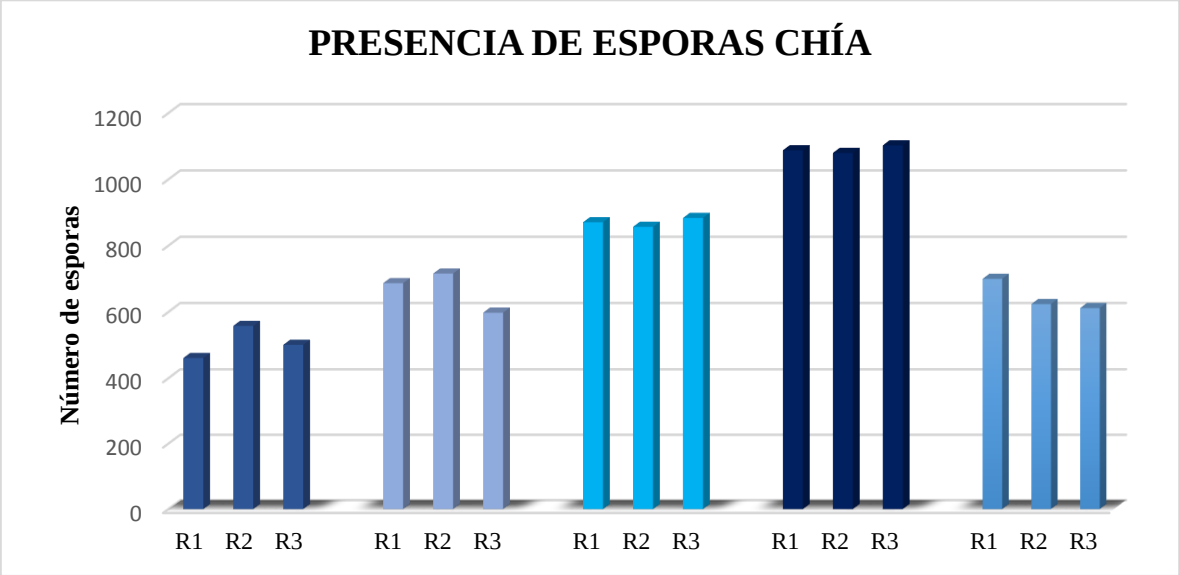


Figura 10. Presencia de esporas en 5 muestras de suelo en Chía.

Figura 11. Número promedio de esporas asociadas a distintas especies vegetales.

En la figura 11, se muestra el número promedio de esporas asociadas a distintas especies vegetales; de esta forma, se observa como la especie *Miconia ligustrina* en asociación con orquídeas del genero *Epidendrum* y en asociación con las especies *Weinmannia tomentosa* y la especie *Chusquea scandens* presenta el mayor número promedio de esporas, con 18 esporas por cada gramo de suelo; el menor número de esporas se registró para la especie *Clusia multiflora*, en asociación con la especie *Chusquea scandens* con valor promedio de 8 esporas por cada gramo de suelo.

7.3 Colonización de Raíces

Al realizar el proceso de aclarado, tinción y observación microscópica en las raíces para 16 muestras, se obtuvo la siguiente tabla que indica la presencia o ausencia de cualquier rastro de colonización (espora, hifa, vesícula o arbúsculo) teniendo en cuenta que GU: Guasca; CH: Chía; y GT: Guatavita.

Tabla 7. Presencia o ausencia de colonización de HMA en raíces de12 especies vegetales para las tres zonas de estudio.

ESPECIE	ZONA	PRESENCIA	AUSENCIA
Clethra fagifolia Kunth	GU	X	
Miconia sp.	GT	X	
Drimys granadensis L.f.	GU	X	
Gaultheria anastomosans (Mutis ex L.f.) Kunth	GU	X	
Hedyosmum colombianum Cuatrec.	CH	X	
Tibouchina lepidota (Bonpl.) Baill.	GT	X	
Clethra fagifolia Kunth	CH	X	
Myrsine guianensis (Aubl.) Kuntze	CH	X	
Drimys granadensis L.f.	GT	X	
Clusia multiflora Kunth	GT	X	
Drimys granadensis L.f.	CH	X	
Weinmannia tomentosa L.f.	CH		X

Weinmannia cundinamarcensis Cuatrec.	GU		X
Clusia multiflora Kunth	CH	X	
Miconia ligustrina (Sm.) Triana	CH		X
Chusquea scandens Kunth	CH	X	

De acuerdo a la tabla anterior, se puede observar que en la mayoría de las muestras se encontró presencia de colonización (13 muestras), alcanzando un porcentaje de 81.2% frente a un 18.8% de ausencia correspondiente a 3 especies, dos del género *Weinmannia* de la zona de Guasca y Chía y una correspondiente a *Miconia ligustrina* presente en Chía. En el anexo 1 se puede observar algunas imágenes de presencia de colonización.

7.4 Análisis Comparativo Entre Zonas

Para las tres zonas de estudio se encontró un total de 46623 esporas y 52 esporas en promedio por cada gramo de suelo, con mayor abundancia en la zona de Guatavita, seguido por Guasca y por último Chía, como se puede apreciar en la siguiente figura.

Figura 12. Presencia de esporas de HMA en las 3 zonas de estudio.

Para analizar el comportamiento del número de esporas, se realizó el análisis de frecuencia con 10 intervalos de clase y amplitud de 360 cada uno, como se puede observar en la tabla 8.

Tabla 8.Intervalo de clase y frecuencia de esporas

CLASE	INTERVALO	FRECUENCIA ABSOLUTA	FRECUENCIA RELATIVA
I	200-560	4055	8,7
II	561-920	14708	31,5
III	921-1280	9436	20,2
IV	1281-1640	1419	3,0
V	1641-2000	0	0,0
VI	2001-2360	2196	4,7
VII	2361-2720	7492	16,1
VIII	2721-3080	0	0,0
IX	3081-3440	0	0,0
X	3441-3800	7317	15,7
TOTAL		**46623**	**100**

Se encontró que la mayor parte de las esporas se concentran en el intervalo de clase II con rango entre 561-920 esporas representado en un 31,5% del total, seguido por el intervalo de clase III con rango entre 921-1280 esporas representado en un 20.2%, y en menor porcentaje en el intervalo de clase IV representado por un 3%.

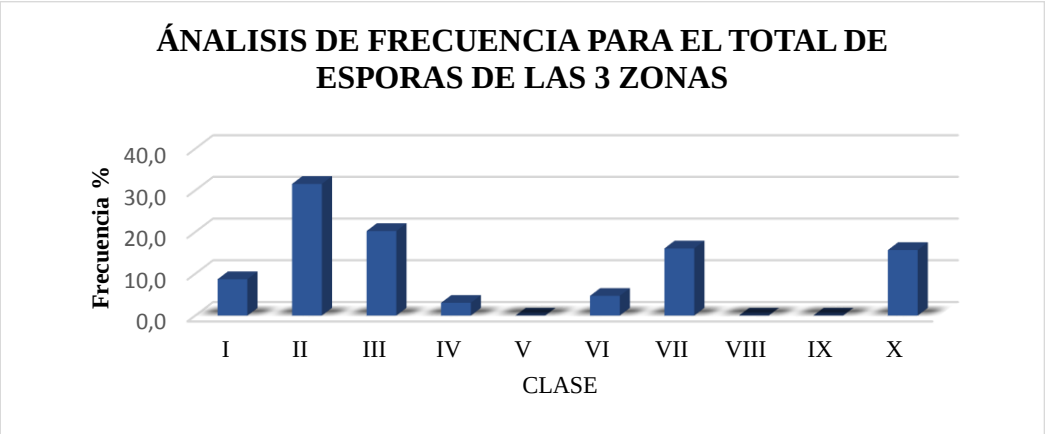


Figura 13. Análisis de frecuencia para el total de las esporas de las 3 zonas de estudio.

Algunos morfotipos de las esporas encontradas para las tres zonas de estudio se registran en el anexo 2 de este trabajo.

Para establecer si existen diferencias entre las 3 zonas de estudio, se realizó la prueba no paramétrica de comparación de Kruskal-Wallis a partir del uso del software libre del programa de lenguaje de programación estadística R. bajo un nivel de significancia de 0.05, a partir de 3 tratamientos 1: Guatavita; 2: Guasca; 3: Chía.

Como resultado se obtuvo un valor de P de 0.03, valor que al ser menor que el nivel de significancia indica que no todas las medianas de las 3 zonas son iguales, y por tanto existen diferencias significativas entre las 3 zonas, observando que el tratamiento 1 (Guatavita) presenta diferencias significativas frente a los otros dos tratamientos (Guasca y Chía), comportándose estos dos últimos de manera similar.

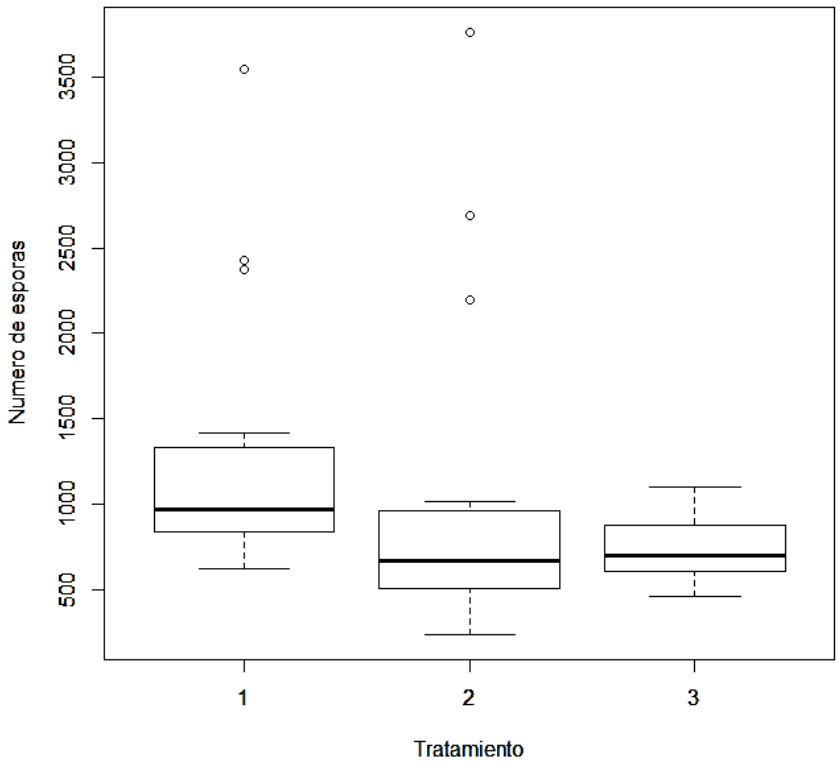


Figura 14. Prueba de Kruskal-Wallis para las 3 zonas de estudio.

8. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN

Con respecto al número total de esporas encontradas para cada una de las tres zonas, se puede decir que éstas presentan una alta abundancia con respecto a lo reportado en zonas de páramo y bosque altoandino en investigaciones realizadas por Bautista & Jiménez (2007) en la reserva forestal Cárpatos, con presencia total de 3971 esporas en cinco estados sucesionales del bosque, encontrando un promedio por aislamiento de 264 esporas, y 13 esporas por gramo de suelo; lo reportado por Tirado P. (2017) en el parque Natural Chicaque, con valores máximos en la unidad muestral de 5465 esporas/100gr de suelo, es decir 55 esporas por gramo; y lo señalado por García *et.al* (2004) en el estudio de incidencia de las micorrizas arbusculares y vesículo arbusculares de páramo y selva altoandina, encontrando valores máximos por muestra de 4963 esporas en 100 gramos de suelo.

Por otra parte, se puede apreciar que las especies vegetales en las que se observó un mayor número de esporas en cada una de las zonas evaluadas, corresponden a aquellas con presencia de orquídeas epífitas principalmente del género *Stelis* presentes en la zona de Guatavita y Guasca, y al género *Epidendrum* para la zona de Chía (ver anexo 3); esto hace que en el suelo se encuentre gran diversidad de esporas como lo señala Rivas M. *et.al* (1998), y se corrobora con lo dicho por García *et.al* (2015) que sugiere que el taxón perteneciente al género *Stelis* necesariamente tiene que asociarse con hongos micorrizicos para poder germinar y desarrollarse, ademas Kottke I. (2004) determinó que las especies epífitas de este género en su gran mayoría se encuentran asociadas a hongos micorrizicos con alta disponibilidad de esporas en el suelo; así mismo, Rivas *et.al* (1998) reportan micorrización asociada al género *Epidendrum* para especies epífitas, siendo ello un factor determinante para la disponibilidad de esporas en el suelo.

Las especies *Weinmannia tomentosa* y *Drimys granadensis* presentan un número de esporas similar a las reportadas por García *et.al* (2004) para el páramo Guerrero y el parque Natural Chingaza, y la especie *Gaultheria anastomosans* también presentó un número similar a lo reportado por Rodríguez L., & Zárate, I. (2010) en los páramos de Sumapaz y cruz verde.

A partir de los resultados de colonización en las raíces de las 16 muestras, se evidencia un predominio de las especies por formar asociaciones HMA-planta, lo cual concuerda con lo

señalado por Harley y Smith (1983), quienes consideran que los hongos micorrizico arbusculares forman asociación simbiótica con aproximadamente el 80 % de las plantas con flor. Peña *et. al* (2004) al realizar el análisis de frecuencia de aparición de esporas nativas de HMA, encontraron que en bosque natural se presentan altos promedios de colonización radical, por encima del 30% contrario de las coberturas de parcelas de monocultivo y potrero que presentan valores de porcentaje de colonización radical bajos, lo que se puede asociar a la ausencia de colonización en la especie *Weinmannia tomentosa* y *Miconia ligustrina* las cuales se encuentran asociadas a gramíneas donde predomina *Chusquea scandens.*

En cuanto a las diferencias significativas entre zonas determinado por medio de la aplicación de la prueba de Kruskal-Wallis, se puede observar que Guatavita y Guasca presentan datos atípicos con relación al número de esporas, esto debido posiblemente a que como se mencionó anteriormente, la presencia de orquídeas epífitas proporciona mayor disponibilidad de esporas de hongos micorrízicos en el suelo, lo que hace que las muestras recolectadas en estos sitios presenten entre 2 a 3 veces el número de esporas promedio de otras muestras para la misma zona. También se observa que el número de esporas en Guatavita se comporta de manera diferente frente a Guasca y Chía, presentando un número de esporas promedio mayor que las otras dos zonas, casi alcanzando a duplicar el conteo para la zona de Chía, esto puede deberse a la homogeneidad de la vegetación de las zonas, ya que Guasca y Chía ecológicamente presentan zonas más homogéneas, con asociaciones de especies similares, mientras que Guatavita presenta zonas más heterogéneas, con mayor diversidad de especies y de asociaciones, lo que de acuerdo con Peña *et.al* (2004) hace que la simbiosis micorrízica arbuscular sea más efectiva.

En relación a la asociación HMA-planta específica o dependencia micorrizal, no pudo establecerse para las especies estudiadas, ya que hace falta un estudio más exhaustivo a distintas variables, ademas Fernández (2003) señala que la dependencia micorrizal no se puede extrapolar a condiciones naturales donde se desarrolla la micorrización nativa, ya que cada zona presenta distintas condiciones en sus suelos, vegetación y en su relieve, por ejemplo suelos con requerimientos de nutrientes y baja capacidad de absorción, se correlacionan con una alta dependencia micorrizal, la que no es igual a la alta respuesta a la micorrización ya que esta depende entre otras cosas del metabolismo, y el sistema radicular

de cada especie (Sieverding, 1991). Pese a esto, si se pudo evidenciar las asociaciones generalistas entre HMA-planta en casi todas las especies vegetales estudiadas para cada una de las tres zonas, por lo cual no se descarta que exista asociaciones específicas.

9. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Los resultados presentados a lo largo de este trabajo indican la presencia de HMA para las tres zonas de estudio, determinando una alta abundancia de esporas frente a comparaciones con estudios anteriormente realizados en zonas de bosque altoandino.

La presencia de colonización en raíces en casi todas las especies analizadas, demuestra que la relación simbiótica HMA-planta se presenta en casi todas las plantas y que puede darse de forma generalista.

A pesar de que en los últimos años se ha venido estudiando las asociaciones micorrizicas con orquídeas epífitas tropicales, los trabajos realizados en este tema son muy pocos, por lo que se recomienda ampliar los resultados de este trabajo y futuras investigaciones al estudio de las asociaciones HM- epfitas.

Se recomienda realizar estudios de suelos, variables ambientales y componente biogeográfico en las zonas de estudio, para poder contar con más datos que permitan determinar asociaciones específicas entre los HMA y las plantas.

Es importante realizar muestreos en diferentes épocas climáticas, ya que se ha demostrado que la variación en la colonización y número de esporas en los suelos bajo distintas épocas presenta variaciones.

Se debe tener en cuenta que hay especies que no son dependientes de los HMA en sus primeras etapas de crecimiento, pero en etapas posteriores pueden llegar a presentar asociaciones específicas dependientes, por lo que se recomienda tomar muestras asociadas a especies en diferentes estados de desarrollo.

10. BIBLIOGRAFÍA

Agrios, (1998). Fitopatología; Micorrizas y crecimiento de las plántulas. (Limusa, México, 1998), pp.13-745

Avella Andrés; Torres R., Selene; Gómez A., Wilson; Pardo Marco (2014). Los páramos y bosques altoandinos del pantano de Monquentiva o pantano de Martos (Guatavita, Cundinamarca, Colombia): caracterización ecológica y estado de conservación Biota Colombiana, vol. 15, núm. 1, 2014, pp. 3-39 Instituto de Investigación de Recursos Biológicos "Alexander von Humboldt" Bogotá, Colombia.

Azcón Aguilar, C. (2012). Avances recientes y perspectivas en la investigación sobre micorrizas arbusculares. Estación Experimental del Zaidín, CSIC, Granada, España. XVIII Congreso Científico Internacional del INCA. San José de las Lajas (Cuba).

Bautista & Jiménez (2007). Estudio de las MA en suelos de cinco estados sucesionales del bosque Alto Andino.

Barea, J.M.; Azcón-Aguilar, C.; Ocampo, J.A.; Azcón, R. (1991). Morfología, anatomía y citología de las micorrizas vesículo-arbusculares. In: Olivares, J.; Barea, J.M. (Eds.). Fijación y Movilización Biológica de Nutrientes. II. Fijación de N y Micorrizas. Madrid: CSIC. p. 149-173.

Bledsoe C., (1992). Physiological ecology of ectomycorrihizae: implications for field application. Mycorrhizal functioning: an integrative plant fungal process. Ed. Michael F.Inc.p. 424-437.

Brundrett, M., Bougher N., Dell b., Grove T., Malajczuk N. (1996). Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. ACIAR Monograph, Canberra.

CAR-Corporación Autónoma Regional de Cundinamarca. (2000). Esquema de Ordenamiento Territorial Guatavita-Cundinamarca. Bogotá, Colombia. 101 pp

Clark, R., & Zeto K. (2000). Mineral acquisition by arbuscular mycorrhizal plants. J. Plant Nutr. 23: 867-902.

Cleef, A. M. (1979). The phytogeographical position of the neotropical vascular paramo flora with special reference to the Colombian Cordillera Oriental. Pp. 175-184. En: Larsen K. y Holm-Nielsen L. B. (Eds.). 1979. Tropical Botany. Academic Press, New York, Estados Unidos.

Coba, b., Cogua (1995). Reconocimiento de MVA en el Páramo y Bosque Altoandino en la Región de Monserrate. Estudios Ecológicos del Páramo y del Bosque Altoandino, Cordillera Oriental de Colombia. p. 439.

Correa, R.; Morales, M., Coba de G., & Sieverding (1990). Presencia de Micorriza vesículo arbuscular (MVA) en un relicto de bosque andino, en la vereda " Alta Charco" departamento de Cundinamarca, Colombia. Resúmenes del V Congreso Latinoamericano de Botánica y I Simposio Latinoamericano de Micorrizas. Impreso Palacio de las comunicaciones. Cuba 399 pp.

Cristal, Ange, (2002). Congreso Mundial de Páramos. Memorias tomo II. Gente Nueva Editorial. Colombia.

Díaz & Zamora, (2011). Estrategia de gestión ambiental para el manejo del recurso hídrico en el ámbito local caso municipio de Guasca – Cundinamarca

Fernández, F. (2003). La simbiosis micorrízica arbuscular. En: Rivera, R. y Fernández, K. Eds. Manejo efectivo de la simbiosis micorrízica, una vía hacia la agricultura sostenible. Estudio de caso: el Caribe. INCA. La Habana, 166 p.

Fuentes, J.L., (1999). Manual práctico sobre utilización de suelo y fertilizantes (Mundi-Prensa, Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, Madrid.

García A., Riverón F., Solano R., Aguilar O., Martínez E., (2015). Nuevas localidades y formas florales del endemismo mexicano *stelis zootrophionoides* (ORCHIDACEAE), y evaluación de su riesgo de extinción.

García J.; García D.; Correa M. (2004). Incidencia de las micorrizas arbusculares y vesiculo arbusculares como estrategia adaptativa de páramo y selva altoandina, cordillera oriental de Colombia. Revista Colombia Forestal, diciembre del 2004 vol:8 nro:17 pág:43-59.

Gazey C., Abbot L., Robson, A. (1992). The rate of development of mycorrhiza effects the onset of sporulation and production of external hyphaes by two species of Acaulospora. Mycological Research 96, 643-650.

Gerdemann, J. W. y T.H. Nicolson, (1963). Spores of mycorrhizal endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. Trans. Brit. Mycol. Soc., 46: 235-244.

Guerrero E. **(1996)**. Micorriza: fundamentos biológicos y estado del arte. Micorrizas Recurso biológico del suelo. Bogotá: Fondo FEN; p. 3-46

Harley, J.L. y Smith, S.E (1983). Mycorrhizal simbiosis. Academic Press. London.

Kottke I. (2004). Micorrizas en orquídeas epífitas del género *Stelis.* Universidad de Tübingen, Alemania

Koske R. E., Sutton J.C., Sheppard B. R. (1975). Ecology of *Endogone* in Lake Huron sand dunes. Can. J. Bot. 53, 87-93.

León D., (2006). Evaluación y caracterización de micorrizas arbusculares asociadas a yuca (*Manihot esculenta sp)*en dos regiones de la Amazonia Colombiana. Pontificia universidad Javeriana. Facultad de ciencias microbiología agrícola y veterinaria, Bogotá, 125p.

López, M. Martínez, R. Brossard, M. Bolívar, A. Alfonso. N y Pereira. H., (2009). Efecto de biofertilizantes bacterianos sobre el crecimiento de un cultivar de maíz en dos suelos contrastantes venezolanos, Agronomía Tropical, 58(4): 391-401

Luteyn J. L., A. M. Cleef y J. O. Rangel, (1992). Plant Diversity in Paramo: Towards a checklist of paramo and a generic flora in paramo. Pp. 71-84. En: Balslev, H. y J. L. Luteyn (Eds.). 1992. Paramo: An Andean ecosystem under human influence. Academic Press, San Diego, Estados Unidos.

Miller, M. y Jastrow J. D., (2000). Mycorrhizal fungi influence soil structure. Arbuscular mycorrhizas: physiology and function (Ykapulnik y DD douds jr, Eds), pp. 3

MINAMBIENTE (2017). Se declara Parque Natural Regional Vista Hermosa de Monquentiva en Cundinamarca.

Morales M., Otero J., Van der Hammen T., Torres A., Cadena C., Pedraza C., Rodríguez N., Franco C., Betancourth J.C., Olaya E., Posada E. y Cárdenas L. (2007). Atlas de páramos de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, D. C. 208 p

Noda Y., (2009). Las Micorrizas: Una alternativa de fertilización ecológica en los pastos. Estación Experimental de Pastos y Forrajes ¨Indio Hatuey¨. Central España Republicana, CP 44280, Matanzas, Cuba.

Pearson V, & Read DJ (1975) The physiology of the mycorrhizal endophyte of Calluna vulgaris. Trans Br Mycol Soc 64: 1-7

Peña C., Cardona G., Arguelles J., Arcos A., (2004). Micorrizas arbusculares del Sur de la Amazonia Colombiana y su relación con algunos factores fisicoquímicos y biológicos del suelo.

Peterson, R. L. y M. L. Farquhar, (1994). “Mycorrhizas Integrated development between roots and fungi”,Mycologia, 86 (3), 311-326.

Phillips J.M. and Hayman D.S. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assesment of infecction. Trans. Br. mycol. Soc. 55, 158-161

Posada, Raúl, (2001). Presencia de propágalos de hongos de micorríza arbuscular en muestras de hojarasca alrededor de dos especies arbóreas en un bosque húmedo tropical. Acta biológica colombiana, 6(1): 47-55.

Ramírez, G., Rodríguez V., (2010). Señales de reconocimiento entre plantas y hongos formadores de micorrizas arbusculares. Corpoica ciencia y tecnología agropecuaria. Vol. 11 (1): pp53-60.||

Ramón L., (2015). Comparación de la diversidad de hongos micorrizicos arbusculares (HMA) en la rizósfera de nogal pecanero (*Carya illinoinensis* (Wangenh) K. koch), atacado con el hongo con pudrición texana (*Phymatotrichicum omnivorum*) y arboles sanos. Torreón, Mexico, 75p

Rangel O. J., (2000). La región de vida paramuna de Colombia. Colombia Diversidad Biotica III. Universidad Nacional de Colombia, instituto de investigación de Recursos Biologicos Alexander von Humboldt, Bogotá, D. C.

Rangel., J. O. y C. Ariza-N., (2000). La vegetación del Parque Nacional Natural Chingaza. Pp. 720-753. Rangel., J. O. (Ed.). Colombia diversidad biótica III: La región de Vida Paramuna. Editorial Unibiblos. Bogotá

Rangel O. J., (2015). La biodiversidad de Colombia: significado y distribución nacional. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, Rev. Acad. Colomb. Cienc. Ex. Fis. Nat. 39(151):176-200.

Redeker, D., Kodner, R., and Graham, L. (2000). Glomalean fungi from the Ordovician. Science 289, 1920–1921

Rilling M., **(2004).** Arbuscular mycorrhizae and terrestrial ecosystem processes. Ecology Letters 7: 740-754

Rivas M., Warner J., Bermúdez M., (1998). Presencia de micorrizas en orquídeas de un jardín botánico neotropical. Rev. biol. trop vol.46 n.2 San José Jun

Rodríguez L., Zárate, I. (2010) Caracterización de las micorrizas presentes en *cavendishia bracteata* y *gaultheria anastomosans*, en los páramos de Sumapaz y cruz verde, Colombia.

Romero (2012). El bosque Alto Andino: una oportunidad para llevar el educando al aprendizaje significativo y a las estrategias de conservación. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Maestría en enseñanza de las ciencias exactas y naturales.

Rosendahl S., Dodd J., Walker C., (1994). Taxonomy and phylogeny of the Glomales. In Impact of arbuscular mycorrhizas on sustainable agriculture and natural ecosystems. pp 1-12

Sánchez, M., (**1999).** Endomicorrizas en agroecosistemas colombianos. Departamento de Ciencias Básicas, Universidad Nacional de Colombia, Sede Palmira.

Schüßler, a., d. schwarzott & c. walker., (2001). A new fungal phylum, the *Glomeromycota*: phylogeny and evolution. *Mycol. Res.* 105: 1413-1421.

Sguerra, S., F. Cantillo, O. Rodríguez, Y. Alvarado, C. Paéz, E. Rico, D. Gonzáles, J. Sarria, D. Angulo y C. Boberg. (2011). Estudios básicos para establecer la factibilidad de declarar el páramo de Monquentiva (municipio de Guatavita) como nueva área natural protegida. Conservación Internacional. 531 pp.

Sieverding, Ewald, (1986). El papel de las micorrizas en la agricultura. Suelos Ecuatoriales, 16(1) 52-59.

Sieverding, E. (1991). Vesicular- Arbuscular Mycorrhizae Menagement In Tropical Agrosystem. Technical Cooperation, Federal Republic Germany. Esch born, Alemania

Smith y Read, (1997). Mutualism and parasitism: biodiversity in function and structure in the arbuscular (VA) mycorrizhal symbiosis. ADV. Bot 22: 1-43

Smith, S. & D. Read. (1997). Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press. Londres.

Smith S.E., Smith FA, Jakobsen I. (2003). Mycorrhizal Fungi Can Dominate Phosphate Supply to Plants Irrespective of Growth Responses Plant Physiol 133:16–20.

Smith, S. E., E. Facelli, S. Pope & F. A. Smith. (2010). Plant performance in stressful environments: interpreting new and established knowledge of the roles of arbuscular mycorrhizas. Plant Soil. 326:3–20

SPNN, (2005). Plan estratégico y de manejo del parque Nacional Natural Chingaza 2005-2009. 143 pp.

Stadtmüller, T. (1987). Los bosques andinos y el agua. Serie investigación y sistematización #4. Programa Regional ECOBONA– INTERCOOPERATION, CONDESAN. Quito. Quito, mayo 2009.

Tirado P. (2017). Presencia de esporas de hongos micorrízico arbusculares en suelos del bosque alto andino, parque natural Chicaque.

Urrego Bravo, Ana Maria (2005) Características edaficas y presencia de micorrizas asociadas a plantaciones de retrophyllum rospigliossi pilger ubicadas en los municipios de Albán y Pacho - Cundinamarca

Van der Heijden, M., John N. Klironomos, Margot Ursic, Peter Moutoglis, Ruth Streitwolf-Engel, Thomas Boller, Andres Wiemken & Ian R. Sanders (1998). Mycorrhizal fungal diversity determines plants biodiversity, ecosystem variability and productivity. Nature, 396: 69-72.

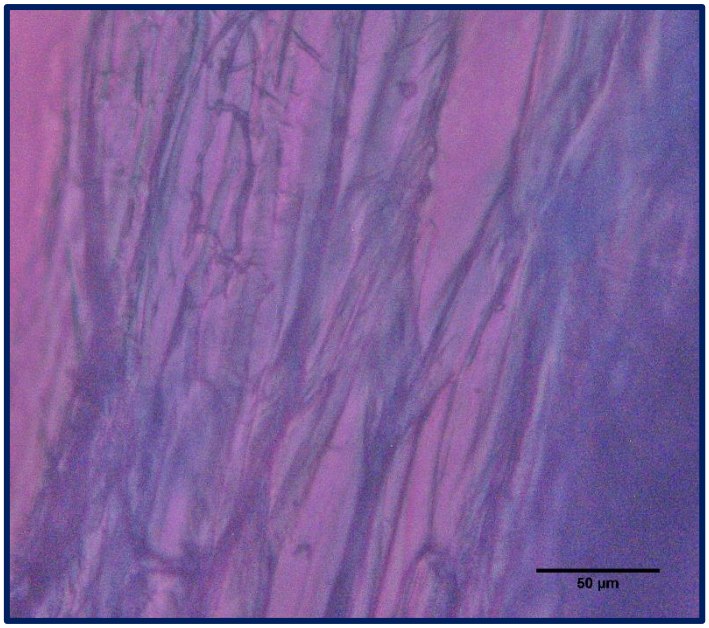
van der Heijden, M. G. A. & I. Sanders. (2002). Mycorrhizal Ecology. Ecologycal Studies, Vol. 157.Springer – Verlag Berlin - Heidelberg, Germany.

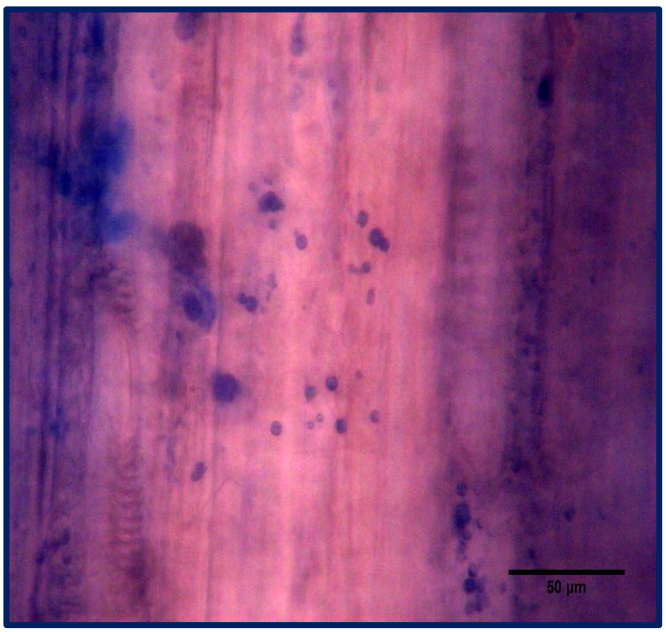
Vásquez, A., Buitrago, A. C. (2011). El gran libro de los páramos. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Proyecto Páramo Andino. Bogotá, D. C. Colombia. 208 pp.

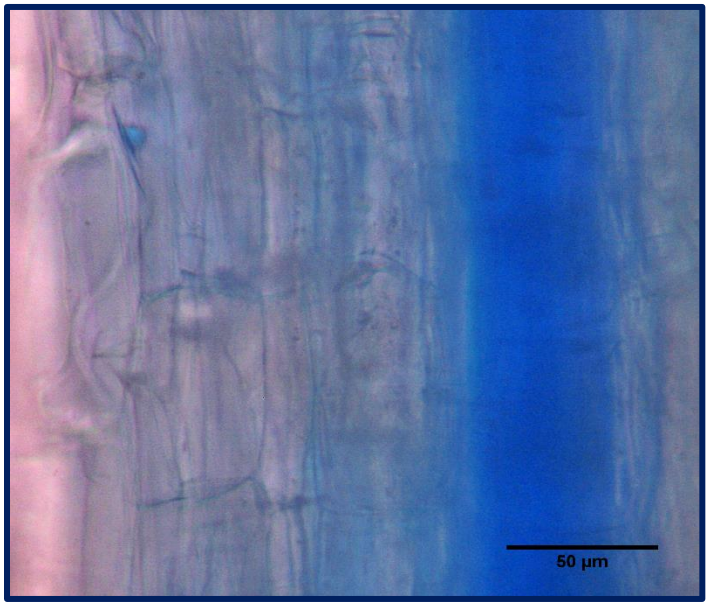
Walker, C. Taxonomic concepts in the Endogonaceae (1986). II. A fifth morphological wall type in endogonaceous spores. Mycotaxon 25, 95-99.

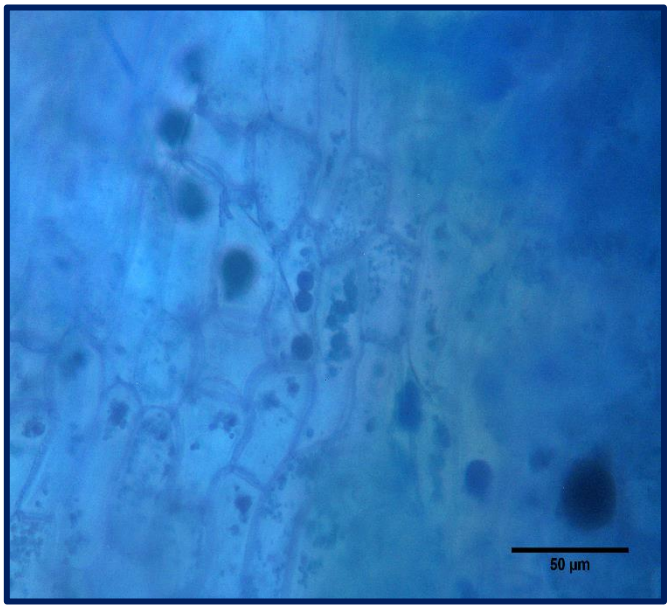
11. ANEXOS

Anexo 1. Presencia de colonización de HM en raíces.

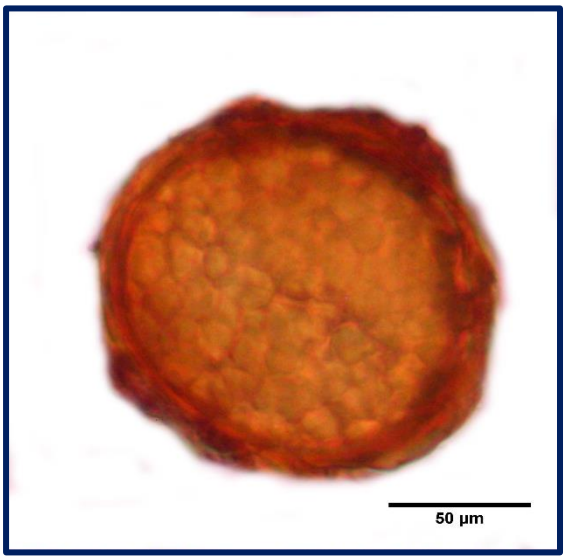


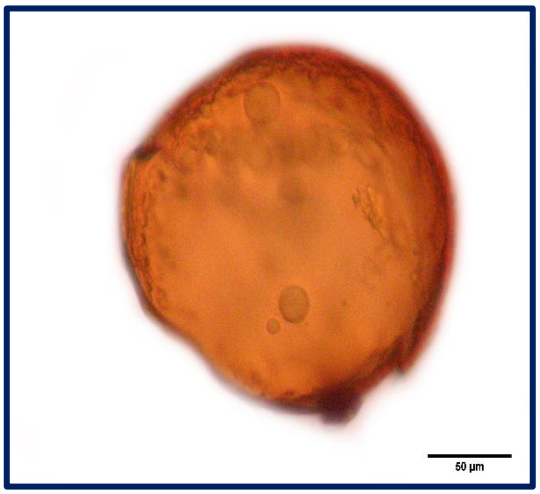


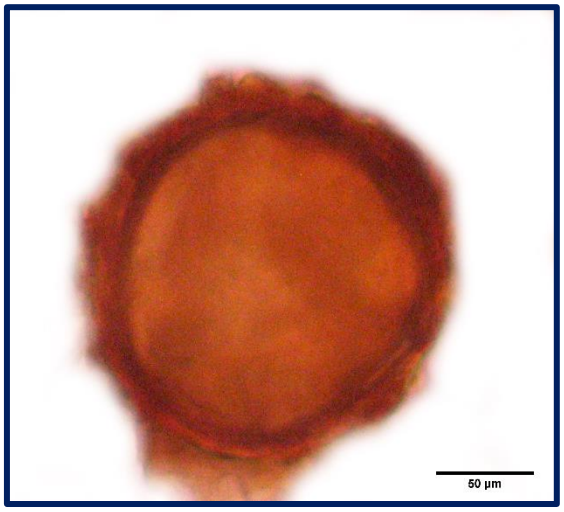


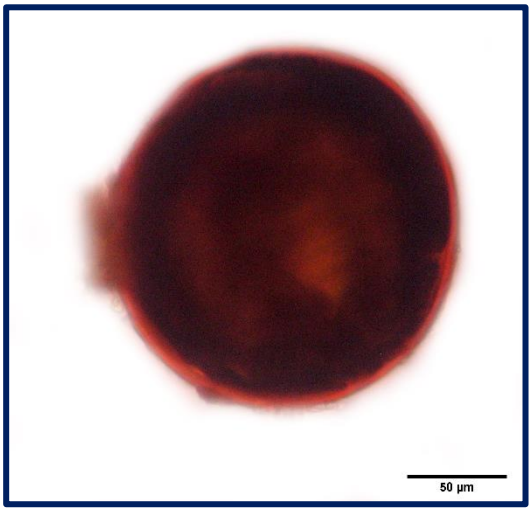
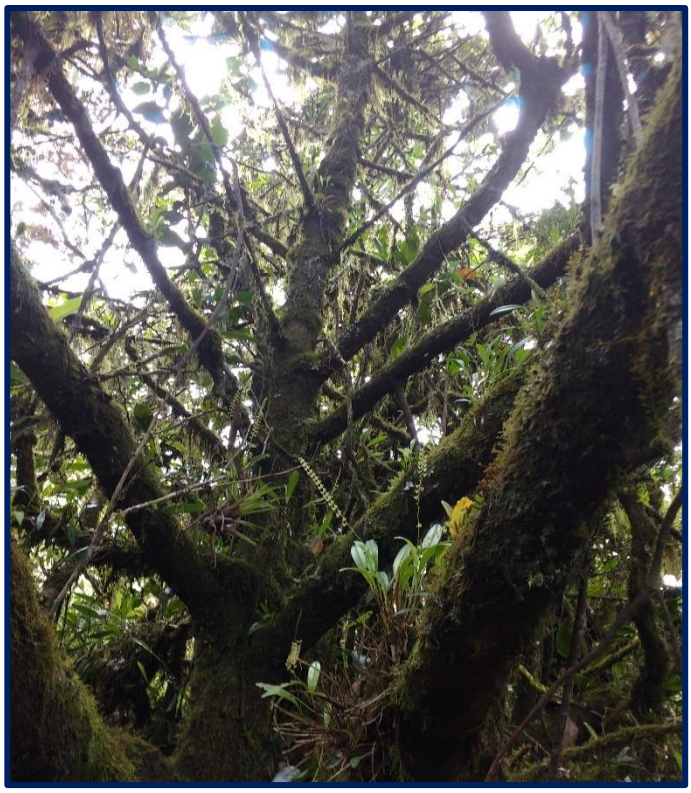


Anexo 2. Morfotipos de esporas asociados a las tres zonas de estudio.









Anexo 3. Presencia de epífitas sobre algunas especies vegetales de las tres zonas de estudio.