



UNIMINUTO
Corporación Universitaria Minuto de Dios

**DIVERSIDAD ALFA, BETA Y GAMMA EN HONGOS DE MICORRIZA
ARBUSCULAR (HMA) EN EL CULTIVO DE BANANO (*Musa paradisiaca*) EN
COLOMBIA**

GERMÁN ALFONSO MAHECHA VÁSQUEZ

**CORPORACIÓN UNIVERSITARIA MINUTO DE DIOS
FACULTAD DE INGENIERÍA
PROGRAMA DE AGROECOLÓGICA
BOGOTÁ 2015**

**DIVERSIDAD ALFA, BETA Y GAMMA EN HONGOS DE MICORRIZA
ARBUSCULAR (HMA) EN EL CULTIVO DE BANANO (*Musa paradisiaca*) EN
COLOMBIA**

GERMÁN ALFONSO MAHECHA VÁSQUEZ

Informe final del trabajo de grado para optar al título de Ingeniero en Agroecología

DIRECTOR

SUD SAIR SIERRA RONCANCIO

CODIRECTOR

RAÚL HERNANDO POSADA

CORPORACIÓN UNIVERSITARIA MINUTO DE DIOS

FACULTAD DE INGENIERÍA

PROGRAMA DE AGROECOLÓGICA

BOGOTÁ 2015

Nota de Aceptación

Presidente del jurado

Jurado 1

Jurado 2

DEDICATORIA

El presente trabajo va con dedicatoria especial:
A Dios por darme la fuerza y sabiduría en mi vida,
a mis padres, porque gracias a su apoyo continuo
hicieron posible llevar a cabo la ejecución del mismo.
También, a las personas que contribuyeron de manera
emocional y profesional, siendo guías y/o ejemplos,
a lo largo de esta ardua etapa, amigos, compañeros,
maestros y demás familia.

Germán

“...Lo esencial es invisible para los ojos”

Antoine de Saint - Exupery

AGRADECIMIENTOS

El estudio fue financiado por el Proyecto “Desarrollo de un Biofertilizante específico para banano, fase inicial” financiado por el Ministerio de Agricultura y con seguimiento de CENIREC Contrato N° CE-13158-104-10.

Agradezco de forma especial al Dr. Ewald Sieverding por su capacitación y colaboración en la identificación de esporas de HMA.

A Nubia Higuera quien nos acompañó como docente del programa Ingeniería Agroecológica de UNIMINUTO.

A los demás participantes del proyecto CENIREC (Tesisistas y laboratoristas). A las personas que nos colaboraron y atendieron en cada una de las fincas muestreadas. Y a todos y cada uno de los que colaboraron en el desarrollo del proyecto y que sin su ayuda no hubiese sido posible la finalización del mismo.

A mi director y codirector de tesis, por su apoyo, colaboración, esfuerzo y compañía durante las largas y arduas jornadas de trabajos, en las que consolidó un excelente trabajo.

*“Del hablador he aprendido a callar; del intolerante, a ser indulgente,
y del malévolo a tratar a los demás con amabilidad.
Y por curioso que parezca, no siento ninguna gratitud hacia esos maestros”*

Khalil Gibran

Tabla de contenido

Capítulo I. Problemática

1.1 Antecedentes _____	1
1.2 Estado actual del problema _____	4
1.3 Justificación _____	7
1.4 Objetivos _____	11
1.5 Objetivo General _____	11
1.6 Objetivos específicos _____	11

Capítulo II. Marco Teórico

2.1 Marco teórico _____	12
-------------------------	-----------

Capítulo III. Métodos

3.1 Zona de estudio y muestreo _____	21
3.2 Procesamiento de las muestras _____	23
3.3 Determinación de la diversidad alfa y beta de esporas de hongos de micorrizas arbusculares _____	24
3.4 Análisis de datos _____	25

Capítulo IV. Resultados

4.1 Resultados _____	28
4.2 Discusión _____	54
4.3 Conclusiones _____	60
4.4 Recomendaciones _____	61

4.5 Referencias bibliográficas	62
4.6 Anexos	82

INDICE DE TABLAS

TABLA 1. Promedio de 6 muestras por finca \pm error estándar para los parámetros edáficos de las 12 fincas evaluadas en zona bananera de Colombia_____	29
TABLA 2. Riqueza, abundancia e índices de diversidad alfa para 12 fincas productoras de banano en Colombia_____	30
TABLA 3. Valores obtenidos para la diversidad beta: índices de Magurran, Sorensen cuantitativo, complementariedad (diagonal hacia arriba) y los índices de Jaccard y el Número de especies compartidas (diagonal hacia abajo) para pares de fincas de zona 1_____	45
TABLA 4. Valores obtenidos para la diversidad beta: índices de Magurran, Sorensen cuantitativo, complementariedad (diagonal hacia arriba) y los índices de Jaccard y el Número de especies compartidas (diagonal hacia abajo) para pares de fincas de zona 2_____	46
TABLA 5. Valores obtenidos para la diversidad beta: índices de Magurran, Sorensen cuantitativo, complementariedad (diagonal hacia arriba) y los índices de Jaccard y el Número de especies compartidas (diagonal hacia abajo) para pares de fincas de zona 3_____	46
TABLA 6. Valores de correlación de Pearson (<i>P</i>), entre los parámetros edáficos y los índices de diversidad alfa_____	47

INDICE DE FIGURAS

FIGURA 1. Métodos de muestreo, en las plantaciones de banano _____	21
FIGURA 2. Mapa político de Colombia, departamentos muestreados _____	26
FIGURA 3. Departamento de Cundinamarca (Z1), ubicación fincas muestreadas _____	29
FIGURA 4. Departamento de Antioquia (Z2), ubicación fincas muestreadas _____	30
FIGURA 5. Departamento de Magdalena (Z3), ubicación fincas muestreadas _____	32
FIGURA 6. Estimación Chao 1 & Chao 2. _____	33
FIGURA 7. Hongos de micorriza arbuscular, género <i>Acaulospora</i> _____	36
FIGURA 8. Hongos de micorriza arbuscular, género <i>Ambispora</i> _____	37
FIGURA 9. Hongo de micorriza arbuscular, género <i>Archeospora</i> _____	38
FIGURA 10. Hongos de micorriza arbuscular, género <i>Claroideoglossum</i> _____	38
FIGURA 11. Hongos de micorriza arbuscular, género <i>Entrophospora</i> _____	39
FIGURA 12. Hongos de micorriza arbuscular, género <i>Funneliformis</i> _____	40
FIGURA 13. Hongos de micorriza arbuscular, género <i>Gigaspora</i> _____	40
FIGURA 14. Hongos de micorriza arbuscular, género <i>Glomus</i> _____	41
FIGURA 15. Hongos de micorriza arbuscular, género <i>Intraspora</i> _____	42
FIGURA 16. Hongo de micorriza arbuscular, género <i>Kuklospora</i> _____	43
FIGURA 17. Hongo de micorriza arbuscular, género <i>Paraglossum</i> _____	43
FIGURA 18. Hongo de micorriza arbuscular, género <i>Redeckera</i> _____	44

FIGURA 19. Hongos de micorriza arbuscular, género <i>Septoglomus</i> _____	44
FIGURA 20. Hongos de micorriza arbuscular, género <i>Simiglomus</i> _____	45
FIGURA 21. Distribución y abundancia de HMA, en Zona 1_____	46
FIGURA 22 Distribución y abundancia de HMA, en Zona 2_____	47
FIGURA 23. Distribución y abundancia de HMA, en Zona 3_____	48

ÍNDICE ANEXOS

Anexo 1. Datos geoespaciales de puntos de muestreo, Cundinamarca (Z1) _____	82
Anexo 2. Datos geoespaciales de puntos de muestreo, Cundinamarca (Z2) _____	83
Anexo3. Datos geoespaciales de puntos de muestreo, Cundinamarca (Z3) _____	84
Anexo 4. Prueba de Kruskal – Wallis. (Valores H y P) _____	85
Anexo 5. Análisis PERMANOVA (Valores P y H) _____	85

Resumen

El banano es cultivado amplia e intensivamente en la región tropical, para su producción tradicional (monocultivo) se emplea un alto suministro de enmiendas químicas industriales, cuyos excesos contaminan el ambiente, alterando la biodiversidad, las poblaciones edáficas de microorganismos existentes y su función; algunos cultivadores han incorporado otras especies vegetales intercaladas en policultivos para reducir costos y tener una producción alterna, saludable y sin alto consumo de enmiendas químicas. Con el fin de evaluar el efecto del sistema de manejo (monocultivo vs policultivo), y de los factores edáficos sobre la riqueza y diversidad de hongos formadores de micorriza arbuscular (HMA) como componente edáfico de gran importancia, se muestrearon en Colombia plantaciones, en dos zonas de alta producción y manejadas en sistema monocultivo, en contraste con una zona de baja producción pero manejada en sistema de policultivo. Se evidenció que las zonas bananeras contienen altos contenidos de fósforo edáfico, además se hallaron entre 11 y 18 especies de HMA en promedio por finca, tanto en sistemas con agricultura intensiva como en policultivo, en donde los índices de diversidad Simpson, Shannon y Margalef, así como la abundancia y riqueza de HMA no mostraron ser influenciados por el sistema de cultivo, pero si las especies dominantes en las comunidades; el pH fue el único factor correlacionado positivamente con la riqueza y el índice de Margalef, siendo los monocultivos los que presentaron suelos menos ácidos y por lo tanto con mayor riqueza de especies. Se concluye que en suelos bananeros con altos contenidos de P, el pH muestra una relación directa con la riqueza de especies y el índice de Margalef, la composición de especies de HMA en la comunidad se da en parches heterogéneos poco influenciados por el manejo de cultivo (mono o policultivo). Se cuestiona acerca de la generalización en el uso de

micorrizas en el desarrollo de bioinoculantes específicos sin tomar en cuenta las adaptaciones locales de las especies

Abstract:

The banana is widely and intensively cultivated in the tropics. Traditional production employs a high input of industrial supplements, the excess of which contaminates the environment, altering existing biodiversity, edaphic populations and their functions. Some producers have incorporated other plant species in polycultures to reduce costs and achieve an alternative production without the high consumption of chemical supplements. With the aim of evaluating the effect of management system (monoculture vs. polyculture) and determining the edaphic factors that influence the richness and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF), an edaphic component of great importance, banana plantations in Colombia were sampled in two high production zones managed under a monoculture system and a zone of low production managed under a polyculture system. It was evidenced plantations with high contents of edaphic phosphorous. Between 11 and 18 species of AMF were found on average per plantation, both in intensive agricultural systems and in polyculture, where the diversity indices Simpson, Shannon and Margalef as well as the abundance and richness of AMF did not appear to be influenced by the cultivation system but instead by the dominant species in the communities; pH was the only factor that correlated positively with richness and the Margalef index; the monocultures were the least acidic and for this reason presented higher species richness. It is concluded that, in banana crop soils with high P content, pH shows a direct relationship with species richness and the Margalef index, the composition of AMF species in the community exists in heterogeneous patches that are little influenced by cultivation management practice (mono or polyculture). Generalization in the development of specific bioinoculants based on mycorrhizae without considering local adaptations of the species is questioned.

Capítulo I. Problemática

Antecedentes

Hernández (2011) afirma que: “en las últimas décadas se ha intentado cambiar en el ámbito global los paradigmas de la producción agrícola que implican el uso intensivo de energía, de maquinaria y de sustancias químicas (conocida como revolución verde) por el concepto de agricultura sustentable descritos por Jeffries & Barea (2001)”. Añade también que “en el nuevo tipo de agricultura, el uso de las micorrizas constituye una herramienta útil para aproximarse a la sustentabilidad de los agrosistemas”.

En el campo de la investigación se han realizado trabajos con el uso de micorrizas arbusculares tanto en la fertilización (Knight, 1988; Noval, Hernandez, & Hernández, 1997; González & Cuenca, 2008; Armario-Aragón *et al.*, 2010; Ezz, Aly, Saad, & El-Shaieb, 2011; Gañán, Bolaños-Benavidez & Asakawa, 2011;), como en el control de nematodos fitopatógenos (Ayuso, 2002; Gañán *et al.*, 2011), así mismo, en la eficiencia del uso de acuerdo al origen del inóculo (Msiska *et al.*, 2001; Usuga *et al.*, 2008). Todos estos trabajos se han realizado en diferentes variedades de banano, como Gran Nain y Williams (Knight, 1988), Musa AAA cv Valery (Ayuso, 2002) y Musa AAB cv. Hartón (González & Cuenca, 2008) y en diferentes locaciones geográficas, tomando aspectos de producción, crecimiento y sanitarios y en algunos casos aspectos productivos; todos ellos coinciden en confirmar un efecto positivo del uso de HMA.

En la Universidad Federal Rural de Rio de Janeiro (Brasil) Barbosa *et al.* (2002), efectuaron una investigación sobre el uso de *Glomus clarum* como inóculo, en plántulas de banano Nanicão, en relación con proporciones de 0, 10 y 20% de materia orgánica, en el que a los 95 días de la

inoculación sobresalió que el uso conjunto del inoculo y materia orgánica, incrementa relevantemente la masa del pseudotallo, hojas y raíces secas, sin embargo no se desarrollaron valoraciones del efecto de éste inoculo sobre la colonización.

Mnyazi et al. (2012) ejecuto un estudio en Maragua, Kenya en donde se evaluó en cultivos de banano y plátano el nivel de colonización de HMA, las especies existentes, abundancia y diversidad de los hongos. Hallaron que el nivel de colonización fue de 59,6% y la intensidad de 36,8%, se encontraron 22 morfotipos hongos de micorriza arbuscular, donde *Acaulospora scrobiculata* fue la especie predominante.

Carballar en el 2009, realizó una investigación, en Oaxaca (México) en la cual determinó y comparó la dinámica temporal de la diversidad de hongos micorrizógenicos arbusculares y el potencial micorrizico en tres especies silvestres de *Agave* en tres diferentes sitios del distrito de Tlacolula, como resultados, la mayor riqueza y diversidad se encontraron en *A. potatorum*. El género *Glomus* fue el más frecuente, abundante y dominante. La similitud entre los sitios fue alta por lo que, se obtuvo una diversidad beta muy baja. Los parámetros del suelo tuvieron un efecto significativo sobre el potencial micorrízico. Aunque este trabajo no fue realizado en las variedades de banano, permite tener una base para el desarrollo de la investigación planteada en este proyecto.

Teniendo como punto de partida el hecho que las investigaciones que se han realizado con HMA han demostrado un efecto positivo en el cultivo del banano, se hace necesario ampliar el conocimiento de los hongos de micorriza arbuscular, que apunten a la creación de bioinsumos específicos para banano, siendo esta una especie de importancia representativa en la economía colombiana, según el Ministerio de Agricultura (2013): El banano genera en el país, 95 millones

de cajas año, con un valor aproximado de US\$ 730 millones año y constituye el 3.0% de las exportaciones totales y el 6.0% de las no tradicionales, lo que representa el 0.4% del PIB Colombia. El principal comprador de banano para Colombia en el 2011 fue, la Unión Europea, con una participación del 75,3%; seguida de Estados Unidos, hacia el cual se exportaron 20.8 millones de cajas, que representan el 22% del total. Las principales zonas productoras de banano se encuentran concentradas en el departamento de Antioquia, Magdalena, y Sur de la Guajira.

Aseguinolaza (2014) afirma que la “presencia de diferentes cultivos a lo largo del tiempo proporciona mayor variedad de nutrientes al suelo favoreciendo el desarrollo de comunidades microbianas más diversas”. Esto contribuye a mejorar el crecimiento de las plantas de ese suelo (Izquierdo et al. 2003 citado por Aseguinolaza, 2014) a diferencia de lo que se observa en el monocultivo.

Se ha demostrado que las diferentes prácticas agrícolas, el tipo de plantas que se cultivan, la fertilización y los tratamientos con pesticidas y herbicidas tienen un efecto importante en la diversidad de las comunidades microbianas del suelo (El Fantroussi, *et al.*, 1999; Buckley, *et al.*, 2003; Girvan, *et al.*, 2004; Sun, *et al.*, 2004; citados por Nogales, 2005). Así mismo, la sobreexplotación de suelos agrícolas originada por la aplicación de prácticas agrícolas abusiva e inadecuada, como el monocultivo, la falta de protección al suelo o las prácticas de conservación, genera procesos de degradación que afectan a la estabilidad del suelo, y como consecuencia la de los microorganismos (Landazábal, 2013).

Estado actual del problema

El banano colombiano de exportación, incluyendo el plátano, participó en el año 2012 con el 1,3% de las exportaciones totales, el 4,4% de las no tradicionales y el 0,7% de las agropecuarias sin café. En el año 2012 las exportaciones colombianas de banano ascendieron a 90,6 millones de cajas de 18,1 Kg. por valor de US\$757,3 millones. Presentándose un decrecimiento de 3.84% en volumen y un aumento de 2.83% en valor, respecto al año 2011, cuando se exportaron desde Colombia 94,2 millones de cajas por valor de US\$736,4 millones. El intenso verano en el país explica la disminución en los niveles de exportaciones (AGURA, 2013).

En el mismo reporte de SIOC (2013), se refleja la necesidad en el manejo de recursos naturales y medio ambiente, buscando reforzar enmiendas ecoambientales para fortalecer programas de mejoramiento ambiental de uso eficiente y sostenible de recursos naturales como agua y suelo, las cuales, son base principal para establecimiento de cultivos agrícolas.

Se puede decir que el suelo es el lugar donde mayor diversidad de microorganismos se puede evidenciar, en especial en la rizósfera, el suelo se puede considerar como 'un ser vivo' ya que cumple con las descripciones clásicas para ello: "nace, crece, se reproduce y muere", es decir, el suelo presenta una dinámica tal que podríamos afirmar que es el ecosistema más estable y sustentable para el grupo microbiano, los aportes de materia orgánica e inorgánica mantienen una inmensa cantidad de microbios los cuales apenas estamos comenzando a descubrir (Toro 2004). En la producción de banano el manejo convencional ha ocasionado en fertilización y manejo de plagas un impacto negativo al ambiente como la pérdida de diversidad por el uso desmesurado de insumos de síntesis química (Hawkes & Ruel, 2006).

Según Usuga, Castañeda & Franco, (2008) es imperativo ampliar el conocimiento que permita aplicar los HMA como una de las tecnologías de fertilización en el establecimiento y desarrollo de las plantaciones, para reducir o abolir el uso de fertilizantes de síntesis química. En este sentido, el uso de inóculos comerciales de HMA nativos es una práctica en ascenso dentro de los paquetes agrícolas, debido a que su componente biológico activo no genera toxicidad y su residualidad redundante en un mejoramiento de la calidad biológica de la mayoría de los agroecosistemas que han estado expuestos durante mucho tiempo al uso excesivo de fertilizantes minerales y plaguicidas (Peterson, 2010).

Diversos trabajos registran los efectos de la heterogeneidad espacial y estacional sobre los HMA, en cultivos de *Mimosa* en países como México, en la zona del Valle semiárido de Tehuacán-Cuicatlán, lo que permitirá homogenizar las metodologías usadas en trabajos de investigación similares, siendo estudiadas en otros aspectos agrícolas, biológicos y ecológicos.

Lamentablemente no se registran antecedentes bibliográficos de trabajos específicos en la determinación de los índices de diversidad alfa y beta con micorrizas arbusculares en el cultivo de banano.

Rodríguez, 2003 afirman que en plantas de banano la micorrización temprana optimiza el enraizamiento y el desarrollo de la planta. Usuga (2008) añade también, que en condiciones naturales la mayoría de plantas están micorrizadas, sin embargo, su presencia puede alterarse por la incidencia de factores antrópicos tales como, deterioro de ecosistemas, reducción de áreas productivas para urbanización, desertificación, entre otras. Además, Barea y Azcón (2001) señalan que en las actividades convencionales como, fertilización excesiva principalmente con

fosfatos, el uso no controlado de fungicidas y herbicidas pueden disminuir el potencial micorrízico del sistema.

El conocimiento obtenido hasta ahora acerca de los hongos formadores de micorriza arbuscular indica que estos brindan beneficios a las plantas con las cuales se asocian, este concepto es una aproximación, ya que las especies de estos hongos pueden brindar muchos beneficios en mayor o menor medida (Munkvold, Kjoller, Vestberg, Rosendahl & Jakobsen, 2004), dependiendo de los factores del entorno (Miransari, 2010), de la especie vegetal con la cual se asocia (Bever *et al.*, 1996), y de las comunidades de HMA interactuantes (Sharma *et al.*, 2009; Oehl *et al.*, 2010).

Aunque la optimización de la calidad de los inoculantes con HMA está determinada principalmente por un estricto control de las condiciones productivas, la selección de las cepas con mayor desempeño y mejor adaptadas al cultivo hospedero y a las diferentes condiciones que pueda encontrar en el sitio definitivo de siembra (Sánchez, Sosa & Vanegas, 2006), hay algo importante que no debe olvidarse y es el efecto del sitio de origen de los inóculos como uno de los principales factores de eficiencia (Msiska *et al.*, 2001; Usuga *et al.*, 2008).

Hoy por hoy es transcendental ampliar el conocimiento que permita aplicar los HMA como una de las técnicas de fertilización en el establecimiento de plantaciones comerciales y no comerciales (Usuga, 2008). Esto igualmente involucraría transformar algunas prácticas frecuentes que se realizan en los viveros que podrían resultar adversas al establecimiento y funcionamiento de la simbiosis, ya que no todas las especies de HMA tienen un buen desempeño en diferentes condiciones ambientales (Cai *et al.*, 2005; Xu *et al.*, 2008). La determinación de la diversidad alfa, beta y gamma en las zonas de mayor producción en cultivos como el banano, puede permitir ser empleado como indicador, con una visión holística mucho más clara, evidenciando su

variabilidad en diferentes territorios, sirviendo de ayuda para el desarrollo de biofertilizantes específicos, los cuales pueden tener un mejor desempeño en el proceso de fertilización, comparados con inóculos comerciales que no tienen en cuenta el origen de los inóculos que se usan en la producción. Rodríguez (2010) afirma que: “Aunque los beneficios potenciales de los HMA son importantes, la decisión de manejarlos debe surgir de estudios que fundamenten la necesidad de realizar la inoculación en las especies y en los sitios productivos”.

Justificación

El cultivo de banano en Colombia, ha sido un sector tradicional de economía campesina, de subsistencia para pequeños productores, de alta dispersión geográfica y de gran importancia socioeconómica desde el punto de vista de seguridad alimentaria y de generación de empleo. Según la Asociación de Bananeros de Colombia “AUGURA” (2013) en el departamento del Magdalena a junio de 2012 había 12.000 has. (Incluyendo la Guajira) en producción, lo cual genera ingresos de aproximadamente 170 millones de dólares a la economía nacional. En el Urabá, a la misma fecha, hay 35.000 has en producción. Colombia exporta anualmente alrededor de 72 millones de cajas de banano, es decir, unas 1.440 toneladas, generando anualmente ingresos por valor de 576 millones de dólares a la economía nacional, participando con el 35% en el total de las exportaciones antioqueñas y con el 4% en el total de las exportaciones colombianas. El cultivo de banano genera 24 mil empleos directos y 72 mil indirectos, emplea así mismo otras 3.000 personas en sus fábricas de producción de cajas, sellos, plásticos, astilleros, servicio de fumigación, y en otras actividades del proceso de integración vertical que ha desarrollado.

El banano convencional es altamente tecnificado, siendo en su gran mayoría dependiente de insumos de síntesis química para fertilización. Espinoza & Mite (2002), manifiestan que “el uso eficiente de nutrientes es un aspecto de gran relevancia debido al incremento en los costos de los fertilizantes y la continua preocupación por el impacto ambiental asociada con el uso inapropiado de nutrientes”. Evidenciando así la necesidad de mitigar los impactos en la producción, ocasionado por la convencionalidad con la que generalmente son tratadas estas zonas productivas.

Conociendo esto, es claro que el uso de productos biológicos genera un gran aporte en la producción agrícola (Usuga, 2008), pero se observa que en Colombia el uso de productos de síntesis química es elevado, en el año 2010 el ICA registró un aumento de 4.6% en la producción de insumos de síntesis química pasando del 33% en el 2008 al 37,6 % en el 2009, en importación el incremento fue de 15.3%, pasando del 19,4% en el 2008, al 34,7% en 2009 y productos biológicos o naturales son casi nulos. Una cifra muy preocupante debido a los daños que ocasionan a los agroecosistemas, los cuales ponen en riesgo la salud humana y acaban con la vida microbiana presente en el suelo afectando la dinámica de éste (Calvet *et, al*, 1999).

En el desarrollo de la investigación se realizará una identificación de las especies de hongos micorrícicos arbusculares a partir de las esporas que se encuentran presentes en las muestras de suelos obtenidas en tres zonas de producción bananera (Cundinamarca, Urabá Antioqueño, Zona Bananera Magdalena), para poder determinar las diversidades alfa y beta de los hongos de micorriza arbuscular en el cultivo de banano y su variación geográfica.

La diversidad es un término utilizado para expresar el grado en el cual el número total de organismos individuales en un ecosistema está repartido en diferentes especies (Vargas, 2009), el

mismo autor afirma que, “la diversidad es mínima cuando todos los organismos pertenecen a la misma especie, como ocurre por ejemplo en un monocultivo donde el número de especies por área es mínimo, pero el número de individuos por especie es elevado. La diversidad es máxima en ambientes naturales estables con una variación máxima en sustrato y condiciones de vida, tal como ocurre por ejemplo en los policultivos, donde en un solo lugar se encuentra una gran variedad de especies, tanto animales como vegetales.”

La aptitud del suelo es definida por su capacidad para desempeñarse en un marco de ecosistema natural o modificado, para poder sostener una producción vegetal y/o animal, su calidad está fuertemente afectada por los procesos microbianos que en él ocurren, y éstos, relacionados con la diversidad, incidiendo en los índices de diversidad (alfa beta y gamma) por lo tanto, es muy factible que el sostenimiento de la comunidad microbiana posea la capacidad de usarse como indicador temprano y de gran sensibilidad de la degradación o empobrecimiento del suelo (Abril, 2003).

En los agroecosistemas es especialmente importante el mantenimiento de la diversidad biológica tanto para la producción de alimentos, como para la conservación de las bases ecológicas que aseguran la vida (FAO, 2007). Estudios demuestran que el aumento de la intensidad del uso del suelo tiene correlación con una disminución de la riqueza de especies de HMA, y que las existentes en cultivos con este tipo de manejo resultan ser menos eficientes, en esporulación, colonización de raíces y control de su persistencia en el campo (Oehl *et al.*, 2003).

Conocer la diversidad de los hongos de micorriza arbuscular, permitirá tener una visión holística, para asociar este tipo de microorganismos a especies vegetales como el banano, dando

empleabilidad específica al uso de éstos en determinados cultivos, que tenga como fin, el aumentar rendimientos de producción, sin ocasionar perjuicios ecológicos y ambientales.

El evaluar la diversidad de HMA en plantaciones de banano, ayudara a establecer la especificidad en la implementación de este tipo de bioinsumos y así posteriormente poder aprovechar todos los beneficios que los HMA otorgan, producto de la asociación simbiote mutualista, contribuyendo directamente a la práctica agrícola en este sector, que genera grandes ingresos nacionales, producto de la exportación a gran escala.

Objetivos

General

Evaluar la diversidad de hongos de micorriza arbuscular (HMA) y su variabilidad en cultivos de banano.

Específicos

1. Evaluar la posible asociación de los factores edáficos: pH, contenido materia orgánica, humedad, fósforo total y disponible sobre la diversidad de esporas de HMA en cultivos de banano, se espera que no exista una relación directa entre los factores edáficos descritos y la diversidad de esporas de HMA.
2. Evaluar si la diversidad de HMA es afectada por el tipo de manejo del cultivo (monocultivo o policultivo) teniendo en cuenta el paradigma que afirma que a mayor diversidad de especies vegetales mayor diversidad edáfica, se espera que en el sistemas de monocultivo se encuentre una menor diversidad de HMA.

Capítulo II. Marco Teórico

El banano es uno de los productos básicos de la dieta alimentaria de países en desarrollo, ya que, junto con las raíces como la yuca y tubérculos como la papa, aportan el 40% del total de la oferta de alimentos en términos de calorías (CCI, 2000). Según la FAO (2003), el banano no solo puede contribuir a la seguridad alimentaria de los países en desarrollo sino que además, es una fuente generadora de ingreso y empleo, por lo tanto mejora el nivel de vida de los agricultores. Según la Asociación de Bananeros de Colombia “AUGURA” (2013) el banano genera en el país: 95 millones de cajas año, US\$ 700 millones año, 3.0% de las exportaciones totales, 6.0% no tradicionales, 35.0% de agropecuario sin café, 0.4% del PIB Colombia. Ocupando el tercer lugar después del café y las flores (PROEXPORT, 2012).

En sistemas agroforestales el banano se utiliza como sombra transitoria del cacao, y de esta manera es una ayuda no solo económica para el establecimiento de otros cultivos, sino que también contribuye con la generación de ingresos por su venta. De otra parte, la problemática agrícola que se presenta en el Urabá, por el inadecuado manejo de las plantaciones y la alta incidencia de plagas y enfermedades, afectan negativamente la producción, según afirma el Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (Observatorio Agrocadenas, 2005); demostrando la existente necesidad de ajuste en acciones de producción y transferencia de tecnologías, relacionadas con las prácticas adecuadas de manejo del cultivo para mejorar las condiciones del banano.

Dos grupos muy particulares de hongos se asocian con las plantas en una relación sinérgica tripartita (planta – formadores de micorriza arbuscular – solubilizadores de fosfatos), y cuyos efectos se observan principalmente en la provisión de fosfatos a la planta, en suelos con baja

disponibilidad de este nutriente (Sreenivasa & Krishnaraj, 1992; Khan *et al.*, 2010;). Entre los hongos formadores de micorriza arbuscular y las raíces de las plantas existe una asociación, conocida como micorriza arbuscular (MA) y es una asociación que se encuentra en el 80-85% de las plantas en la superficie de la tierra (Smith & Read, 2008; Smith, Facelli, Pope, & Andrew Smith, 2010).

La fertilización es una práctica muy importante en la producción de banano, ya que el cultivo es muy exigente en nutrientes, requiriendo en macronutrientes 126.2 Kg de N, 14.5 Kg de P, 399 Kg de K, y en micronutrientes 10.2 kg de Mg, 20.3 kg de Ca, 1.6 kg de Fe, 0.3 kg de Cu, 0.8 kg de Zn, 0.8 kg de Mn en aporte de micronutrientes por ha/año (Lopez, 1995) para una producción de 70 toneladas al año, pero a su vez, es una de las prácticas que más impacto causa a la diversidad de organismos en el suelo, porque se basa en productos de síntesis química que afecta las condiciones edafoclimáticas en las cuales se desarrollan los microbios. Según la FAO (2000), la utilización de grandes cantidades de fertilizantes y productos químicos puede ocasionar una contaminación mineral y orgánica, particularmente de las aguas superficiales y subterráneas y en ocasiones, la adulteración de los alimentos (por un exceso de nitratos en las hortalizas, de plaguicidas en las frutas y de hormonas y antibióticos en la carne).

La fertilización es de gran importancia en el cultivo y manejo del banano, de esta praxis se alcanza una adecuada nutrición, lo que produce plantas y racimos de excelente calidad y peso (López & Espinosa 1995), además del uso de insecticidas, fungicidas, y demás productos para obtener un producto “ideal”. El empleo de dichos productos de insumos químicos a nivel agrícola en general, ha sido una de las practicas más utilizadas, ocasionando desequilibrio y alteraciones

ecológicas en los agroecosistemas y estos últimos a su vez han impulsado interés en la utilización de microorganismos (Altieri & Nicholls, 2000).

Numerosos estudios muestran que diferentes manejos agrícolas modifican la biodiversidad y alteran la estructura de las comunidades microbiológicas presentes en el suelo (Kennedy y smith, 1995; García de Salamone *et al.*, 2006). De las asociaciones benéficas o mutualistas para las plantas, encontramos a microorganismos: solubilizadores, descomponedores, nitrificantes, transportadores, entre otros (Posada, 2012).

Dentro de los simbioses de la raíz, las micorrizas son las asociaciones más comunes que se establecen con la mayoría de las especies de plantas, y probablemente son en cantidad, las más importantes. Se estima que aproximadamente el 80% de las plantas terrestres son micorrícicas, el 95% de este valor tiene una relación conocida como micorriza arbuscular (MA), lo cual indica que se encuentra presente en gran parte de los cultivos agrícolas y zonas forestales nativas (Sánchez *et al.*, 2010). El mutualismo presentado genera que la planta pueda obtener agua y nutrientes como el fósforo, amonio, potasio, calcio azufre, también participan en el transporte activo de los micronutrientes como el zinc, cobre, boro molibdeno, hierro, manganeso (Salamanca, 1999), y en contrapartida el hongo adquiere carbohidratos (Calvet *et al.*, 1999).

Según Carballar (2009) los hongos de micorriza arbuscular son constituyentes esenciales de la microbiota natural del suelo, forman parte de la mayoría de los ecosistemas terrestres y se acepta que su abundancia, riqueza y diversidad influyen de forma determinante en el desarrollo y mantenimiento de las comunidades vegetales con las que viven asociados.

Los HMA brindan diferentes beneficios, tales como una mayor productividad (Akinkunmi Akinrinde, 2006), resistencia ante condiciones de estrés hídrico. (Augé, 2001; Miransari, 2010), mayor crecimiento (Vaast, Zasoski, & Bledsoe, 1996; Khade & Rodrigues, 2009); incrementa los límites de tolerancia de la planta a factores como la temperatura y pH (Anaya, 2003), generados básicamente, por una nutrición ideal en la planta.

Lamentablemente muchos de los trabajos realizados están hechos con especies no tropicales (Posada, 2011) y/o en casos de invernadero con especies de HMA seleccionadas (Rodríguez, 2001; Fernández, Fernández, Olalde, & Rivera, 2010; Vázquez-Hernández et al., 2011;), lo cual hace viable realizar comparaciones respecto a la relación de eficiencia con diferentes insumos comerciales con base en HMA sobre cada especie vegetal. En Colombia la producción de insumos para la producción agrícola, requiere de pruebas de eficacia que permitan evaluar los efectos o beneficios, sobre las especies en las cuales se va a usar y así lograr la licencia de comercialización

Tufiño, Espín, Villarreal, Proaño y Medina (2011) afirman: “El banano al ser una especie micotrófica, se beneficia de la presencia de hongos micorrízicos arbusculares y atribuyen el aumento en el desarrollo del área foliar total a los HMA, mejorando la eficiencia fotosintética de las hojas”, describen además que, “la inoculación con micorrizas incrementa el crecimiento de las raíces adventicias, promoviendo el incremento de la densidad radicular“

Cuando se produce un insumo con base en HMA se suele utilizar una o varias plantas con alta dependencia de los HMA a las que se les denomina plantas trampa, de forma que se establezca la asociación y en el momento adecuado, se induzca la producción de una gran cantidad de esporas, de lo cual depende la calidad del insumo (Ijdo, Cranenbrouck & Declerck, 2011). Cada insumo

tiene sus particularidades respecto a la concentración de esporas y las especies de HMA presentes de acuerdo a las especies de plantas trampa utilizadas y al inóculo inicialmente empleado para la producción.

El empleo de índices de diversidad en hongos de micorriza arbuscular, permite ejemplificar estudios para casos específicos, para identificación, cuantificación, dispersión, heterogeneidad de las mismas, esto lo faculta como una ayuda para fructificar la utilidad de los HMA, que en muchos casos se encuentran presentes en un hábitat o ecosistema, siendo de desconocimiento por parte de los productores.

Existe controversia en torno a cómo la diversidad al interior de las comunidades de HMA tiende a disminuir en ecosistemas naturales transformados a agroecosistemas. Según Barrer (2009), los monocultivos por ejemplo después de años de manejo agrícola pueden reducir la abundancia de las especies fúngicas.

Históricamente se han distinguido tres componentes de la diversidad de especies: alfa o diversidad local (α), diversidad beta o diferenciación (β), y gamma o diversidad regional (γ). Originalmente la diversidad alfa fue caracterizada por Whittaker (1960, 1972) como el número de especies a escala local (diversidad dentro del hábitat), la diversidad beta como el número de especies a escala regional, y la diversidad gamma la relación entre la diversidad alfa y beta (diversidad entre hábitats).

Los trabajos pioneros de Whittaker (1972) hicieron evidente que las variables ambientales asociadas a la diversidad alfa no corresponden en todo con aquellas ligadas a la diversidad beta. Mientras que la diversidad alfa se asocia con factores ambientales locales y con las interacciones

entre poblaciones (en particular la competencia interespecífica), la diversidad beta está ligada con factores tales como la distancia (en el espacio y en el tiempo) entre los muestreos y la heterogeneidad ambiental.

El uso de los términos de diversidad alfa, beta y gamma se ha extendido a diferentes escalas no obstante que algunos autores los han usado estrictamente en relación a la escala. Conforme lo expresa Koleff (2005), en la práctica, los términos ‘local’ y ‘regional’ han sido comúnmente usados sólo en un sentido relativo, y la diversidad alfa simplemente se refiere a la riqueza de especies en una escala de resolución más fina que la diversidad beta. Asimismo, la diversidad beta ha sido usada en un sentido más amplio, para expresar el reemplazo espacial (el recambio) en la identidad de las especies entre dos o más áreas, una medida de la diferencia en la composición de especies entre dos o más ensamblajes locales o regionales. Whittaker (1972), citado por (Moreno, 2001) define la diversidad gamma como la riqueza de especies en un hábitat (un paisaje, un área geográfica, una isla) que resulta como consecuencia de la diversidad alfa de las comunidades individuales y del grado de diferenciación entre ellas (diversidad beta) y es resultado de éstas.

La diversidad alfa se expresa a partir de parámetros de a) riqueza específica y, b) estructura de las poblaciones: La riqueza específica incluye 1) Riqueza de especies: (S) Número total de especies obtenido por un censo de la comunidad. 2) Abundancia: (N) Definida como el número de individuos presentes en cada especie. 3) Índice de Margalef: (D_{Mg}) relaciona el número de especies de acuerdo con número total de individuos, donde el valor más cercano a cero (0) será indicativo de una menor diversidad. 4) Funciones de acumulación: la ecuación de Clench, la cual estima la probabilidad de encontrar una nueva especie, conforme más tiempo se pase en campo,

la probabilidad de añadir especies nuevas disminuye (Moreno, 2001). 5) El modelo no paramétrico como Chao 2, el cual estima el número de especies esperadas en un muestreo, considerando la relación entre el número de especies únicas (que sólo aparecen en una muestra) y el número de especies duplicadas (que aparecen compartidas en dos muestras), y nos permite saber si la cantidad de muestras fue adecuada o falta mayor muestreo (Moreno, 2001).

La estructura de las poblaciones incluye 1) Índices de abundancia proporcional: los cuales miden la distribución de las especies en una comunidad, incluyen conceptos opuestos como la dominancia y la equidad; la dominancia se puede evaluar por el índice de Simpson, el cual muestra la probabilidad de que dos individuos sacados al azar de una muestra correspondan a la misma especie, se mide en un rango de 0-1, en relación directa, entre más cercano a 1 mayor dominancia. La equidad se puede calcular por Shannon-Wiener, el cual asume que todas las especies están representadas en las muestras, indicando que tan uniformes están representadas las especies (en abundancia), teniendo en cuenta todas las especies muestreadas (Villareal et al., 2004) sus valores fluctúan entre 0 y 3.5, entre más alto sea, mayor diversidad hay. 2) Modelos gráficos, incluidos los paramétricos, los cuales mediante la ordenación de las especies en categorías de la más a la menos abundante (función de acumulación), describen la relación entre especies; así también modelos no paramétricos, como Chao1, el cual estima el número de especies esperadas considerando la relación entre el número de especies representadas por un individuo y el número de especies representadas por dos individuos en las muestras (Villareal H. et al., 2004).

La diversidad beta se expresa a partir de parámetros de a) Similitud, b) Reemplazo de especies, c) Complementariedad. La similitud se puede calcular por el índice de Jaccard (j), o por el índice

de Sorensen cuantitativo (C_s), los cuales relacionan el número de especies compartidas con el número total de especies exclusivas. Su valor es cercano a cero (0) cuando no hay especies compartidas, hasta 1 cuando los dos sitios tienen la misma composición de especies (Moreno, 2001). Por su parte el remplazo de especies se estima por el índice de Magurran (β) el cual crece cuando el número de especies en los dos sitios aumenta, así como cuando el número de especies se torna más diferente (Villareal *et al.*, 2004). Finalmente la complementariedad (C_{AB}) expresa qué tanto se complementan dos muestras considerando el número de especies exclusivas de cada muestra y el número total de especies si unimos las dos muestras. Así, la complementariedad varía desde cero, cuando ambos sitios son idénticos en composición de especies, hasta uno, cuando las especies de ambos sitios son completamente distintas (Villareal *et al.*, 2004).

En la actualidad, no se ha encontrado literatura relativa a diversidad alfa, beta y gamma en HMA a partir de cultivos de banano, de hecho la mayoría de los estudios se limitan a descripción de especies de HMA, su riqueza y abundancia en diferentes sistemas (Pagano and Scotti, 2009; Bainard *et al.*, 2011; Stürmer and Siqueira, 2011; Pagano *et al.*, 2013;), el efecto de diferentes factores sobre la abundancia de esporas (Martinez and Johnson, 2010; Nakatani *et al.*, 2011), y sobre la riqueza y la composición o comunidad de especies (Jansa *et al.*, 2003; Oehl *et al.*, 2010; Schnoor *et al.*, 2011).

Algunos estudios han empleado índices como el de Shannon para evaluar el efecto de las coberturas en cítricos sobre la diversidad de HMA (Monroy *et al.*, 2013), o índices como Shannon-Wiener, uniformidad y dominancia de Simpson para evaluar diferencias en el comportamiento de comunidades entre épocas y zonas de muestreo en cultivos de uchuva (Ramírez, 2014), o estudios como el de Cordoba *et al.*, (2001) en la que se emplean los índices de Shannon-Wiener, Simpson y Margalef para hallar diversidad, a lo largo de un gradiente de

estabilización de dunas (dunas embrionarias, dunas litorales y fija) en Praia da Joaquina, Ilha de Santa Catarina, sin embargo en ninguno de ellos se diferencia la diversidad alfa, beta y/o gamma.

Ramalho da Silva et al., (2014) realizaron una investigación en HMA en Brasil, donde el objetivo de estudio fue evaluar la diversidad de HMA y relacionarlo con la riqueza de especies vegetales, en temporadas (seca o lluviosa) y los parámetros de suelo a lo largo de un gradiente ambiental (compuesto de un bosque seco (DF), una zona de transición (TZ) y un bosque húmedo (MF)) para saber cuáles son las causas de la distribución espacial de los HMA en Brasil. Hallaron diferencias significativas entre el DF y las otras dos áreas en la mayoría de los parámetros químicos del suelo, mientras que la mayoría de los atributos del suelo en el MF y TZ fueron similares. Se identificaron en total 50 especies de HMA, donde los géneros Acaulospora y Glomus fueron dominantes. La estructura de la comunidad de HMA en el DF fue significativamente diferente de las otras dos áreas de ordenación. Sin embargo, la más alta diversidad de especies, con base en el índice de Shannon, se produjo en el TZ. La estructura de la comunidad de HMA varió entre temporadas, con mayor abundancia de esporas en la estación seca. La distribución espacial de la HMA fue influenciado por las plantas huésped, temporada, pero el tipo suelo era el factor principal.

Capítulo III. Métodos

Zona de estudio y muestreo

El presente trabajo se desarrolló en zonas bananeras de los departamentos de Cundinamarca (Z1), 4°36'00"N - 74°05'00"W, Antioquia (Z2), 07°51'00"N - 076°48'00"W, y Magdalena (Z3), 10°46'00"N - 74°10'00"W en Colombia (Figura 2), las dos últimas reconocidas por la mayor producción bananera a nivel nacional y la primera como contraste y complemento para la evaluación. La Z1 tiene suelos tipo inceptisol, está a una altura promedio de 1317 m.s.n.m y presenta manejo tradicional con cultivos asociados como banano, café y cítricos (limón, naranja, mandarina), la Z2 presenta suelos tipo entisol, una altura promedio de 29 m.s.n.m y manejo convencional tipo monocultivo; la Z3 presenta suelos tipo inceptisol, una altura promedio de 30 m.s.n.m y manejo convencional tipo monocultivo. En cada una de las zonas muestreadas se realizaron encuestas para obtener información acerca del historial del cultivo, manejo, empleo de insumos agroindustriales, si existe asociación con otros cultivos y aspectos generales.

La zona 1, se caracteriza por ser semi-montañosa correspondiente a la Cordillera Oriental Andina, en altitudes que oscilan entre los 1500 m.s.n.m. en su parte baja y los 3100 m.s.n.m. en sus cerros más altos, con temperatura promedio anual de 14 °C, precipitaciones de 1831 mm media anual, con humedad relativa elevada, 85%.

Para la zona 2, el área de estudio hace parte de la subregión del Urabá Antioqueño, al noroccidente del departamento de Antioquia. La zona está localizada en su mayoría en relieve plano y ligeramente plano, con algunas inclusiones de relieve ligero, se distribuye en climas cálido y seco con precipitación media entre los 1900 y 2100 mm, con temperatura promedio anual de 30 °C y humedad relativa del 88%.

En la Zona 3, El Municipio de Zona Bananera está localizado al norte del Departamento del Magdalena, localizada en el norte del País. Con una precipitación media anual de 1121,7 mm, con temperatura media de 28.6 °C, de piso térmico cálido, y una clase de humedad seca, humedad relativa del 72.3 %.

Las muestras fueron obtenidas entre el 21 de julio y el 10 de Agosto de 2013, en época seca, con precipitación promedio mensual en julio de 131,56 mm en Z1; 193,02 mm en Z2 y de 84,86 mm en Z3. En cada departamento se escogieron 4 plantaciones, separadas por al menos 20 km, y en cada plantación se seleccionaron 6 plantas (separadas al menos por 100m) para realizar muestreo (Figura 1). En todas las zonas se empleó como criterio de selección el que las plantas tuvieran un desarrollo fenológico similar (llenado de racimo), y cuyo suelo no se encontrara empantanado.

Alrededor de cada una de las plantas se seleccionaron 4 sitios (sub-muestras) en cruz, a una distancia entre 5-20 cm del fuste y en cuadrantes de 20 cm X 20 cm donde se exploró cuidadosamente en búsqueda de raíces terciarias y cuaternarias de las plantas de banano (Figura 1). Una vez verificada la procedencia de las raíces, se procedió a su extracción con el suelo asociado (4 submuestras por planta), todas las muestras fueron debidamente etiquetadas y refrigeradas hasta su llegada a Bogotá.

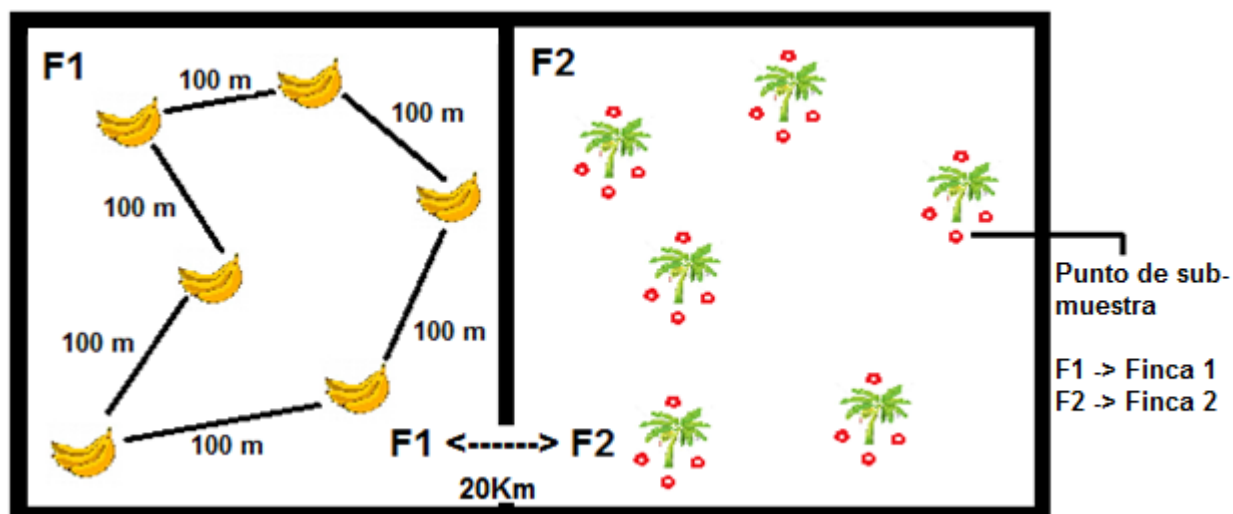


Figura 1. Metodología de muestreo, en las plantaciones de banano

Procesamiento de las muestras

Las muestras fueron trasladadas al laboratorio de la Corporación Universitaria Minuto de Dios (Bogotá). Las submuestras de cada planta, fueron mezcladas y homogenizadas en campo, de esta muestra compuesta por planta se obtuvieron, 1) una submuestra 1kg de suelo para análisis fisicoquímico, 2) una submuestra de 15 g para determinación de humedad, 3) una submuestra de 50 g para evaluación de hongos solubilizadores de fósforo, 4) una submuestra de raíces para determinar la colonización de hongos septados oscuros y hongos micorrícicos arbusculares, y 5) una submuestra de 100 g para evaluación de esporas de HMA; todas las muestras fueron guardadas en refrigeración a 2-4°C hasta su procesamiento. Las submuestras 3 y 4 fueron empleadas para proyectos complementarios que no son objeto del presente trabajo. La submuestra 5 fue empleada para la actual investigación, se empleó 5g de cada muestra por planta, las cuales se mezclaron para trabajar sobre esta muestra de 30 g por finca (unidad de muestreo), para un total de 12 UM, las cuales, fueron procesadas para la extracción de esporas mediante el método de tamizaje húmedo y decantación en gradiente de sacarosa propuesto por Sieverding

(1984). La determinación de humedad se realizó por diferencia de peso de la submuestra 2 luego de secado en horno a 80°C por 72 horas.

Las esporas fueron montadas en láminas portaobjetos en PVGL, cubiertos con laminilla y conservados como montajes permanentes. Las morfoespecies de esporas de HMA se determinaron con base en caracteres morfológicos, empleando claves actualizadas (Oehl *et al.*, 2006, 2008, 2011a, 2011b, 2011c; Blaszkowski, 2012; Palenzuela *et al.*, 2013) y páginas especializadas como la del INVAM (www.invam.caf.wvu.edu/) y de Januz Blaszkowski (<http://www.zor.zut.edu.pl/Glomeromycota/>), para cada morfoespecie se contó la abundancia de esporas encontradas (solamente esporas intactas, no perforadas).

Los análisis físico-químicos fueron realizados por el laboratorio de suelos del Instituto Geográfico Agustín Codazzi (IGAC) así: el pH por potenciómetro 1:1 en agua, el fósforo total por fusión en mezcla nitrato de potasio (KNO₃)/ nitrato de sodio (NaNO₃) y cuantificación colorimétrica por Bray II, el fósforo disponible por ácido cítrico y colorimetría con molibdato de amonio (Bray II), y el carbón orgánico por Walkley – Black.

Determinación de la diversidad alfa y beta de esporas de hongos de micorriza arbuscular

A partir de los datos de riqueza de especies (S) y abundancia de esporas (N), se procedió a estimar la diversidad alfa, tomando en consideración los siguientes índices: Margalef, Shannon-Wiener, Simpson, los cuales fueron calculados con el programa PAST versión 2.17, además, se determinó los modelos no paramétricos Chao 1 y Chao 2 con el programa estadístico ESTIMATES versión 9.1.0, mientras la función de acumulación realizó de manera manual, siguiendo la ruta sugerida por Moreno (2001).

En la valoración de la diversidad Beta se calcularon los índices de Jaccard por medio del programa ESTIMATES versión 2.17, el índice de Sorensen cuantitativo, los métodos multivariados de ordenación y clasificación, el índice de Magurran, y el de complementariedad, fueron calculados manualmente. Para calcular la diversidad gamma se empleó la fórmula básica descrita por Moreno (2001), donde: α = Diversidad alfa, β = Diversidad beta, como sigue:

$\gamma = \alpha \text{ promedio} \times \beta \times \text{dimension de la muestra}$, en donde la dimensión de la muestra, hace referencia, a la cantidad de lugares muestreados.

Análisis de datos.

Los índices de diversidad alfa obtenidos fueron usados en su conjunto para dar una idea general del estado del sistema (finca), la diversidad beta y gamma sirvieron para hacer un comparativo del estado entre los sistemas evaluados por cada zona de trabajo. Para cumplir con el primer objetivo se hicieron correlaciones de Pearson entre los valores de diversidad alfa y los valores de pH, contenidos de materia orgánica, humedad, fósforo disponible y fósforo total; mientras para el segundo objetivo se realizaron pruebas de comparación de medias por métodos no paramétricos como Kruskal-Wallis (K-W) comparando cada índice de diversidad alfa entre los dos sistemas evaluados (monocultivo “Z2 y Z3” y policultivo “Z1”), simultáneamente la diversidad Gamma nos sirvió como comparativo de a pares, entre cada uno de los sistemas de monocultivo (Z2 y Z3) con el de policultivo (Z1). Todos los análisis estadísticos fueron realizados con el programa SigmaStat versión 3.1.

Además se realizó una ANDEVA no paramétrica por Permutaciones (PERMANOVA), para probar si las comunidades HMA diferían significativamente entre las zonas. El análisis fue

realizado con el programa PAST, con los parámetros de riqueza y abundancia de especies. En donde las distancias entre comunidades fueron calculadas por Bray-Curtis entre pares de zonas.



Figura 2. Mapa político de Colombia, departamento muestreados.

Z1 = Zona 1 (Cundinamarca); Z2 = Zona 2 (Antioquia); Z3 = Zona 3 (Magdalena). Los departamentos muestreados se ubican en el centro (Cundinamarca) y norte del país (Antioquia & Magdalena)

CAPITULO V. Resultados

Las fincas muestreadas en la Zona 1 (Z1) (Figura 3) (Anexo 1), tienen como características ser fincas pequeñas, de producción orgánica y convencional cuyos productores venden su producto de manera directa en el mercado nacional. Las plantaciones se encuentran entre los 15 y 20 años, con una mezcla de cultivares, entre criollos y comerciales.

Al ser fincas dispuestas en policultivos, además de banano los productores cultivan otras especies vegetales como café, cacao, papaya, guayaba, leguminosas, macadamia, cítricos y otras especies que habitan sobre los árboles como la ahuyama y la guatilla. Los cultivos que predominan son el café y el banano.

En las fincas también está presente la parte pecuaria con especies menores, en este caso aves de corral como patos, gansos y gallinas de postura. Estos son alimentados con forrajes y alimento concentrado que se compra fuera de la finca.

El manejo agronómico que se le hacen a las fincas difiere de una finca a otra, se aplican fertilizantes de síntesis, además también se utilizan cal agrícola, porquinaza, cascarilla de café entre otros. Las fuentes de agua para riego están constituidas por nacederos propios, servidumbres y el acueducto.

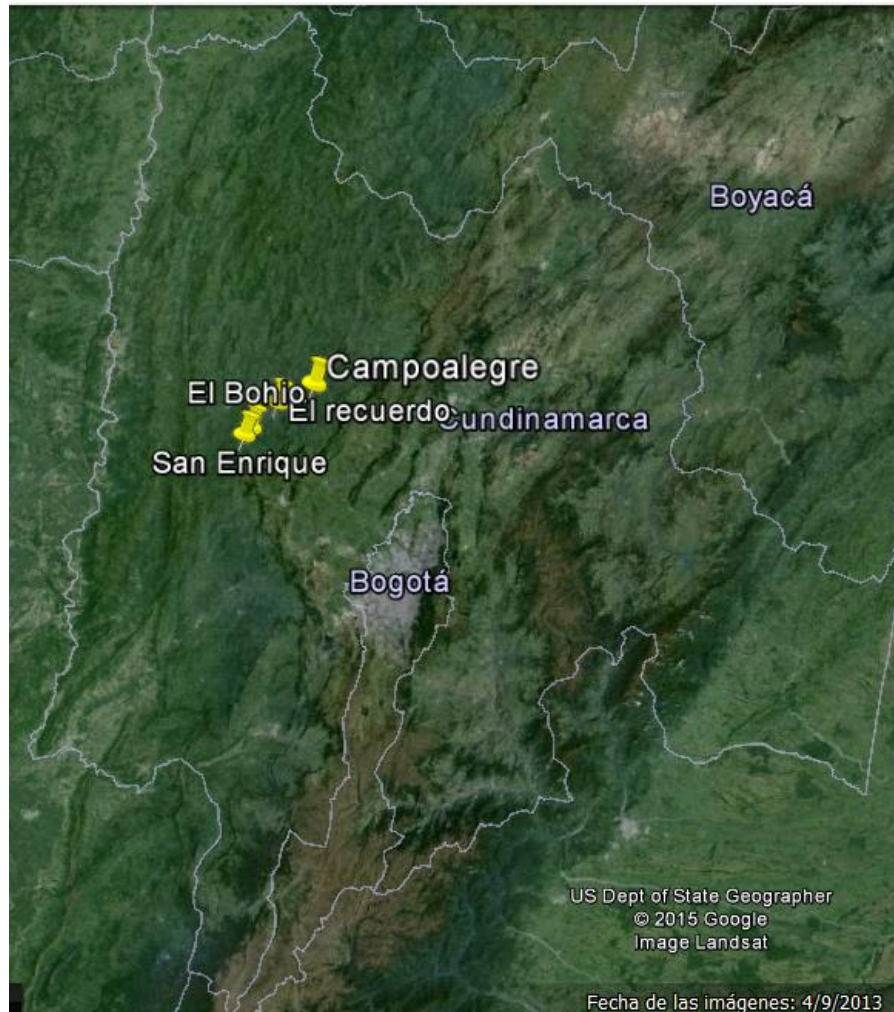


Figura 3. Departamento de Cundinamarca (Z1), ubicación fincas muestreadas.

En la Zona Bananera de Urabá (Z2) (Figura 4) (Ver anexo 2), las fincas se caracterizan por producir banano de alta calidad para exportación y con un manejo totalmente convencional. Las variedades con las que trabajan para soportar la producción debido a sus características son: Gran William, Valerie, Gran enano, en orden de porcentaje de área sembrada en las plantaciones. En esta zona las fincas son en su mayoría cultivos con más de 25 años, son muy pocas las fincas con edades menores a los 10 años.

Las labores de manejo de fertilización, plagas y enfermedades son netamente convencionales, en la fertilización se usan productos tales como el sulfato de amonio y potasio, urea y ceniza. Para

enfermedades realizan aplicaciones de productos cada dos o tres semanas y para plagas hacen una aplicación al mes. El embolsado de los racimos, el control de malezas lo hacen cada mes con herbicidas y en pocas ocasiones de forma manual.

Para la zona no es necesario un sistema de riego, ya que la precipitación es alta, pero las fincas si deben tener un buen sistema de canales para el drenaje del suelo.

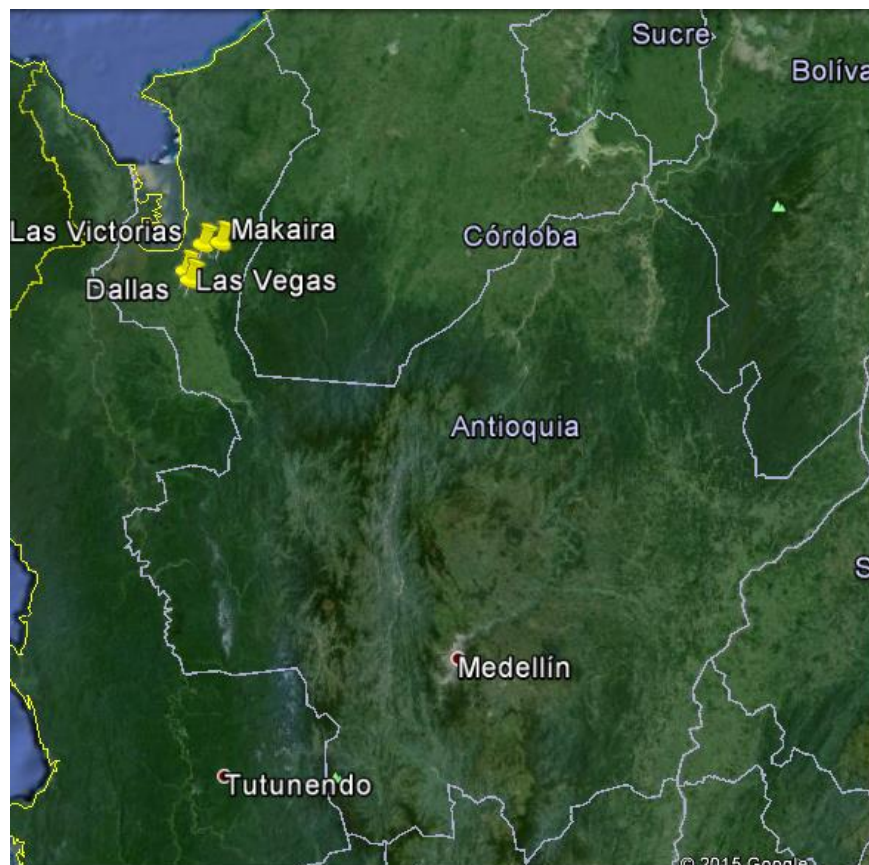


Figura 4. Departamento de Antioquia (Z2), ubicación fincas muestreadas.

Las fincas productoras del municipio de Zona Bananera (Z3) (Figura 5) (Ver anexo 3), están caracterizadas por producir banano bajo sistemas. Entre las variedades se encuentran están Valerie, Gran enano, Gran William, en plantaciones devaluadas que van desde los 2 años hasta los 10 años.

Para las labores de fertilización son aplicados productos como el sulfato de amonio y potasio, urea y ceniza. Para la protección contra enfermedades como la zigatoca se hace aplicación de fungicidas cada 15 días. Como práctica cultural es común la utilización de bolsas plásticas sin insecticidas para la protección de los racimos en proceso de llenado de fruto. Las malezas son controladas de manera manual y con herbicidas.

Estas fincas cuentan con sistemas de riego por aspersión. El agua es obtenida a través de pozos profundos o del río en el caso de la Vereda de Río Frio. Las fincas cuentan también con canales para el drenaje del suelo.



Figura 5. Departamento de Magdalena (Z3), ubicación fincas muestreadas.

En general los suelos de todas las fincas presentaron pH ácidos a neutros, solo la finca PCA presento suelos ligeramente alcalinos. Las fincas de la zona 1 mostraron altos contenidos de materia orgánica, la zona 3 de medios a bajos y la zona 2 contenidos bajos, mientras el fósforo total y disponible fue alto en todas las plantaciones, teniendo en cuenta las “Tablas de niveles óptimos y otras consideraciones” realizada por Ortega (IGAC, 1994). La humedad tuvo valores bastante variables incluso dentro de una misma finca, los valores más bajos en promedio se encuentran en la zona 3.

La función de acumulación proporcionó un valor de: 2,84 para la ecuación Clench, lo cual sugiere que la posibilidad de encontrar una nueva especie es del 3%.

La estimación Chao 1 y Chao 2 (Figura 6) muestran que la cantidad de especies debería estabilizarse entre 80 y 82, lo que indica que el esfuerzo de muestreo fue apropiado o que la cantidad de especies es representativa para el muestreo.

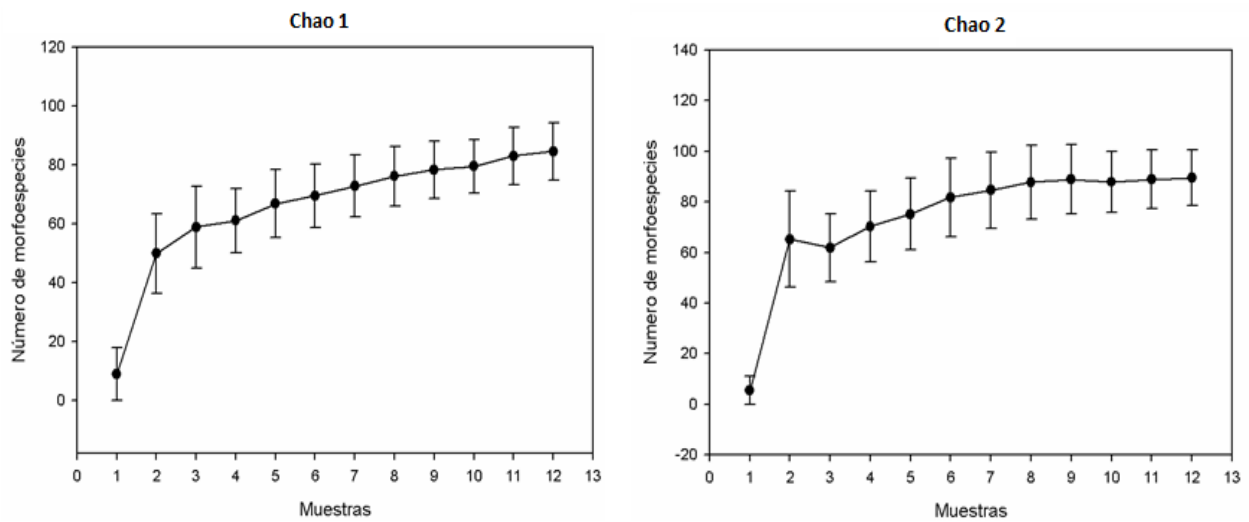


Figura 6. Estimación Chao 1 y Chao 2.

Tabla 1. Promedio de 6 muestras por finca \pm error estándar para los parámetros edáficos de las 12 fincas evaluadas en zona bananera de Colombia.

Variable	Z1			
	ERE	CAM	EBO	SEN
P. H.	4,5 \pm 0,2	4,3 \pm 0,2	4,5 \pm 0,2	5,1 \pm 0,2
C. O.	6,6 \pm 0,5	7,7 \pm 0,5	6,6 \pm 0,5	4,967 \pm 0,5
P. Disponible	220,3 \pm 60,1	55,1 \pm 60,1	220,3 \pm 60,1	145 \pm 60,1
P. Total	1106,6 \pm 175,4	863 \pm 175,4	1106,6 \pm 175,4	1673 \pm 175,4
Humedad (%)	20,0 \pm 2,2	30,77 \pm 1,2	27,96 \pm 2,6	28,31 \pm 1,8
Variable	Z2			
	MAK	LVI	LVE	DAL
P. H.	4,9 \pm 0,2	5,6 \pm 0,2	4,733 \pm 0,2	4,9 \pm 0,2
C. O.	0,7 \pm 0,5	1,2 \pm 0,5	1,14 \pm 0,5	1,0 \pm 0,5
P. Disponible	104,4 \pm 60,1	113 \pm 60,1	53,5 \pm 60,1	85,8 \pm 60,1
P. Total	582 \pm 175,4	688 \pm 175,4	602,8 \pm 175,4	690,1 \pm 175,4
Humedad (%)	22,5 \pm 1,2	28,4 \pm 2,1	28,68 \pm 1,3	24,19 \pm 1,1
Variable	Z3			
	LLO	LMA	PCA	LEL
P. H.	6,1 \pm 0,2	6,3 \pm 0,2	7,6 \pm 0,2	4,9 \pm 0,2
C. O.	1,9 \pm 0,5	1,6 \pm 0,5	1,5 \pm 0,5	1,9 \pm 0,5
P. Disponible	195,7 \pm 60,1	155,5 \pm 60,1	243,1 \pm 60,1	160,1 \pm 60,1
P. Total	917 \pm 175,4	848,3 \pm 175,4	1175,6 \pm 175,4	969,1 \pm 175,4
Humedad (%)	22,7 \pm 1,1	15,1 \pm 1,0	21,35 \pm 1,0	20,89 \pm 1,9

Z1 = Zona 1 (Cundinamarca), Z2 = Zona 2 (Uraba), Z3 = Zona 3 (Magdalena). Fincas: ERE = El Recuerdo, CAM = Campoalegre, EBO = El Bohío, SEN = San Enrique, MAK = Makaira, LVI = Las Victorias, LVE = Las Vegas, DAL = Dallas, LLO= La Lorena, LMA = La Marcela, PCA = Puertocarreño, LEL = La Eloísa.

Dos fincas de la zona 3, Puerto Carreño (PCA) y La Marcela (LMA), presentaron la mayor y menor riqueza de especies respectivamente. En Makaira (MAK), perteneciente a la zona 2, y La Marcela (LMA) de la zona 3 mostraron la mayor y menor abundancia de esporas. En general en todas las fincas se observa una tendencia a dominancia en el número de esporas por parte de

algunas especies de HMA (Simpson) (Tabla 2), exceptuando la finca CAM en la zona 1, donde el efecto no es tan marcado. El índice de Shannon muestra una diversidad entre media y baja en la mayoría de las fincas, exceptuando a PCA en la zona 3, la cual se considera alta, lo cual es confirmado con el índice de Margalef en el cual las fincas PCA y LEL de la zona 3 además de mostrar la mayor riqueza de especies, muestran los mayores valores para el índice de Margalef.

Tabla 2. Riqueza, abundancia e índices de diversidad alfa para 12 fincas productoras de banano en Colombia

Medidas de diversidad	Z1				Z2				Z3			
	ERE	CAM	EBO	SEN	MAK	LVI	LVE	DAL	LLO	LMA	PCA	LEL
Riqueza (S)	12	13	13	14	17	15	18	17	11	8	41	35
Abundancia(N)	80	145	32	61	358	41	39	63	17	8	100	226
Simpson	0,85	0,56	0,81	0,83	0,70	0,85	0,92	0,74	0,89	0,88	0,92	0,84
Shannon	2,12	1,41	2,09	2,19	1,64	2,30	2,72	1,88	2,28	2,08	3,26	2,56
Margalef (D)	2,61	2,51	3,46	3,37	2,72	4,01	4,88	3,86	3,53	3,37	9,24	6,44

Convenciones de fincas en la tabla 1.

Morfoespecies de HMA, halladas en las 12 fincas evaluadas en zona bananera de Colombia.

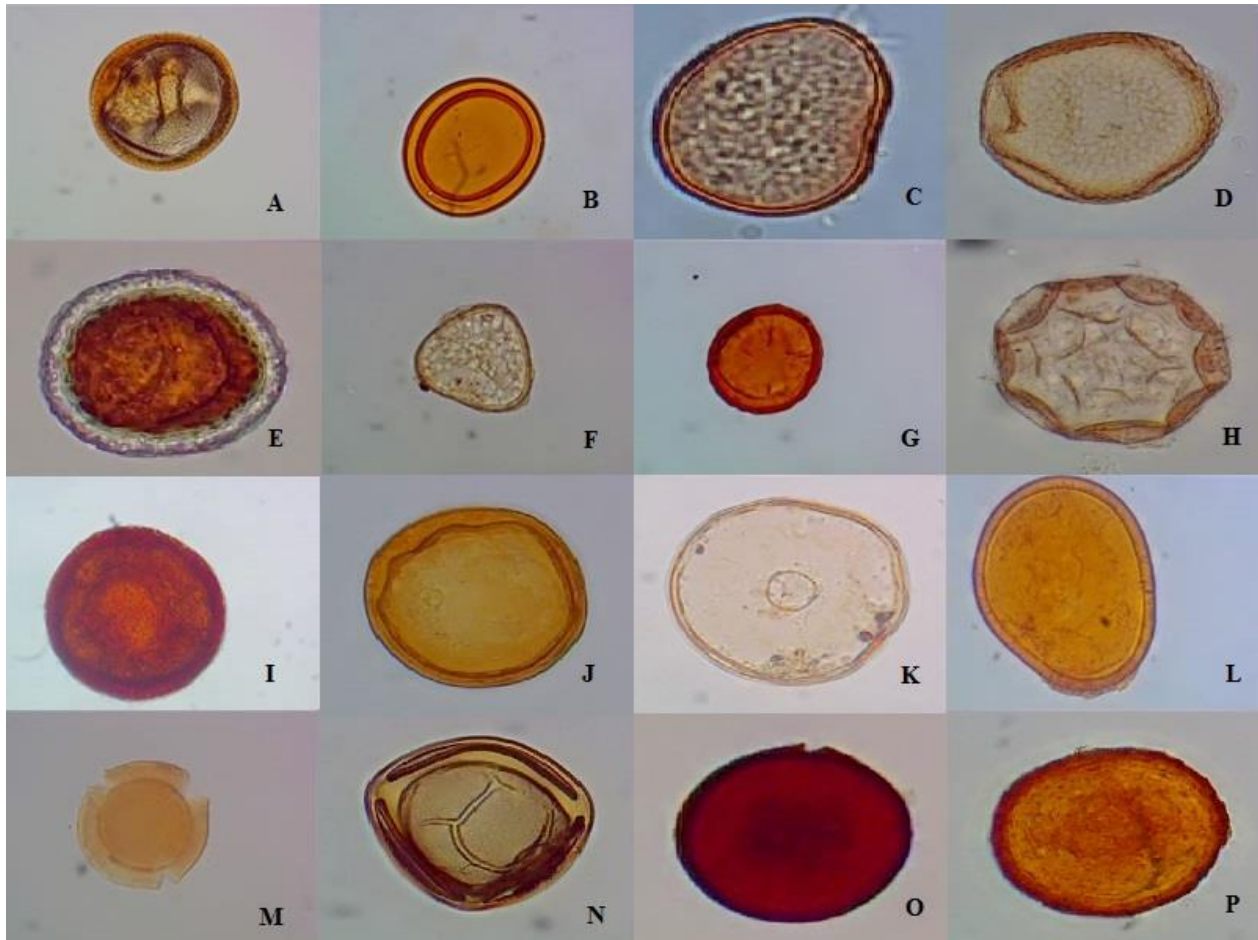


Figura 7. Hongos de micorriza arbuscular, género *Acaulospora*
a. *Acaulospora cavernata*. **b.** *Acaulospora mellea*. **c.** *Acaulospora morrowiae*. **d.** *Acaulospora paulinae*. **e.** *Acaulospora rehmi*. **f.** *Acaulospora ascrobiculata*. **g.** *Acaulospora excavata*. **h.** *Acaulospora undulata*. **i.** *Acaulospora* sp 1. **j.** *Acaulospora* sp 2. **k.** *Acaulospora* sp 3. **l.** *Acaulospora* sp 4. **m.** *Acaulospora* sp 5. **n.** *Acaulospora* sp 6. **o.** *Acaulospora* sp 7. **p.** *Acaulospora* sp 8.

El género *Acaulospora* se definió originalmente por esporas soportadas desde el cuello de un sáculo esporífero pre-diferenciado. Tienen una pared de dos capas, una pared hialina flexible en el exterior, y una bicapa en el interior. La segunda capa de la pared de la espora es la que da integridad estructural a la espora. Consiste en láminas muy finas (subcapas necesarias para

proporcionar espesor) y es la capa que varía en color y ornamentación y con frecuencia es la característica distintiva importante entre las especies. (INVAM, 2013).

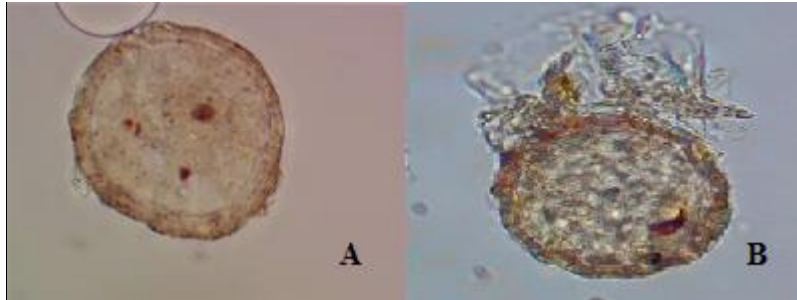


Figura 8. Hongos de micorriza arbuscular, género *Ambispora*.
a. *Ambispora brasiliensis*. **b.** *Ambispora* sp1.

El género *Ambispora* está caracterizada porque la estructura subcelular de la espora consta de una pared de color de 3 capas en el exterior y dos paredes interiores incoloras. La capa más externa de la pared, que forma la superficie de las esporas es de corta duración y raramente ocurre en esporas maduras. Esta primera pared interna de germinación es permanente y consta de dos capas, por lo general capas firmemente adherentes. La segunda pared de germinación más interna comprende tres capas, de los cuales la del medio es finamente laminado y mucho más gruesa que del interior y exterior. Ambas capas siempre se adhieren a la capa intermedia y son difíciles de observar, son continuas con las capas de la pared del pedicelo (Morton & Redecker 2001; Morton 2002).



Figura 9. Hongo de micorriza arbuscular, género *Archaeospora*
Archaeospora sp1

Todas las especies, del genero *Archaeospora* forman esporas soportados lateralmente por la hifa de soporte, la cual lleva al sáculo esporífero. A pesar de que el modo de la formación es como la de especies en Acaulosporaceae (el soporte lateral es un rasgo convergente), la estructura interna de las esporas es exclusiva de este género. La germinación de la espora es por un tubo germinal que emerge de una estructura de germinación irregular (INVAM, 2013)

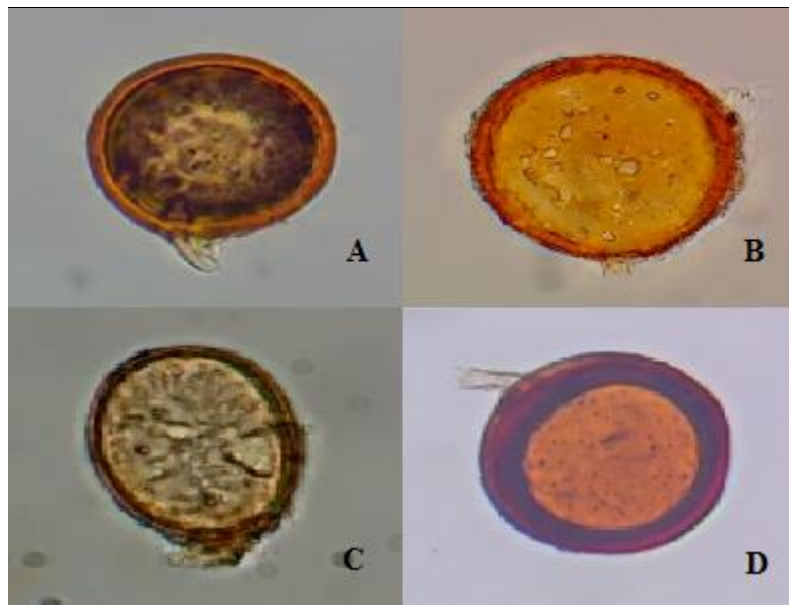


Figura 10. Hongos de micorriza arbuscular, género *Claroideoglomus*
a. *Claroideoglomus etunicatum*. **b.** *Claroideoglomus* sp2. **c.** *Claroideoglomus* sp3.
d. *Claroideoglomus* sp4.

El género *Claroideoglosum* presenta un desarrollo de esporas exactamente igual que la que se encuentra en *Glomus* (INVAM, 2013). Las esporas con 1 a 4 capas en la pared; el cierre de los poros en la base de espóra a menudo es un septo que específicamente pueden surgir de la estructura, que es característica de la especie. *Claroideoglosum* forma esporas en el que la capa estructural de la pared es continua con la capa de la pared hifal, pero las hifas que subtienden son hialinas a blanca, a menudo de forma visible (Oehl *et al.*, 2011).



Figura 11. Hongos de micorriza arbuscular, género *Entrophospora*
a. *Entrophospora* sp. **b.** *Entrophospora* sp2. **c.** *Entrophospora* sp3.
b.

Las esporas de *Entrophospora*, son globosas a subglobosas y de color. Su estructura subcelular consta de una pared de esporas de color 4 capas y uno interior 3-capas, la pared de la germinación incoloro, de las cuales la capa media es mucho más gruesa que las otras dos. Las capas permanentes de esta pared generalmente son continuas con la pared de dos pedúnculos cortos opuestos, de los que se proyecta hacia el interior del sáculo, y el segundo hacia el final del cuello sáculo esporífero. El pedúnculo dirigido al sáculo generalmente es en forma de embudo, y la segunda es cilíndrica. En esporas que carecen de sáculos esporíferos, opuestas a las cicatrices se asemejan a pequeños anillos con un borde ligeramente elevado

que son visibles. Las cicatrices son frecuentemente acompañadas de pedúnculos desarrollados a partir de las capas de la pared de esporas permanentes

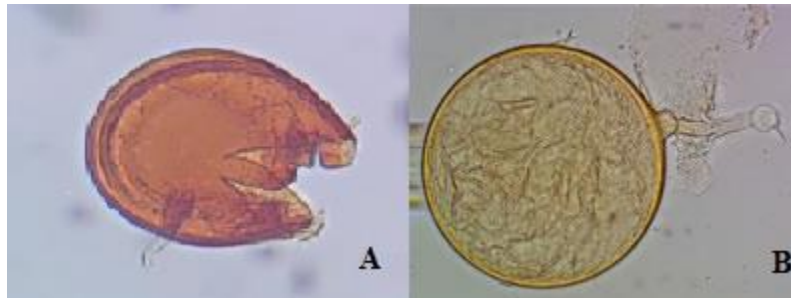


Figura 12. Hongos de micorriza arbuscular, género *Funnelformis*.
a. *Funnelformis coronatus* **b.** *Funnelformis cf mosseae*

El género *Funnelformis* presenta esporas pigmentadas que se forman individualmente en el suelo o en grupos de 1 a aprox. 20 esporas rodeado por un manto grueso micelial completo o parcial. Las esporas se presentan a menudo con una base de esporas en forma de embudo. La pared de la espora normalmente consiste en dos o tres capas. Con una capa hialina en el exterior que a menudo se desprende con la maduración de las espora (INVAM, 2013).

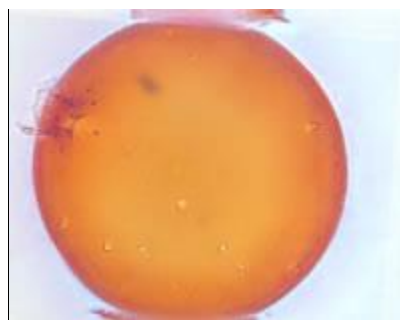


Figura 13. Hongos de micorriza arbuscular, género *Gigaspora*.
a. *Gigaspora gigantea*

Todas las especies de *Gigaspora* conocidas producen esporas sin ornamentaciones, de gran tamaño (entre 25 – 70 μm). La pared de la espora consiste en una capa externa permanente que

encierra una capa laminada, cada una con diferentes propiedades que distinguen especies (por ejemplo color, grosor, de reacción en el reactivo de Melzer, etc.); presentan tubos germinales que surgen de una capa delgada (verrugosa), que surge de la superficie interior de la capa laminada. Las células auxiliares de paredes delgadas con superficies equinulada, se producen en las hifas en el suelo cerca de la superficie de la raíz (INVAM, 2013).

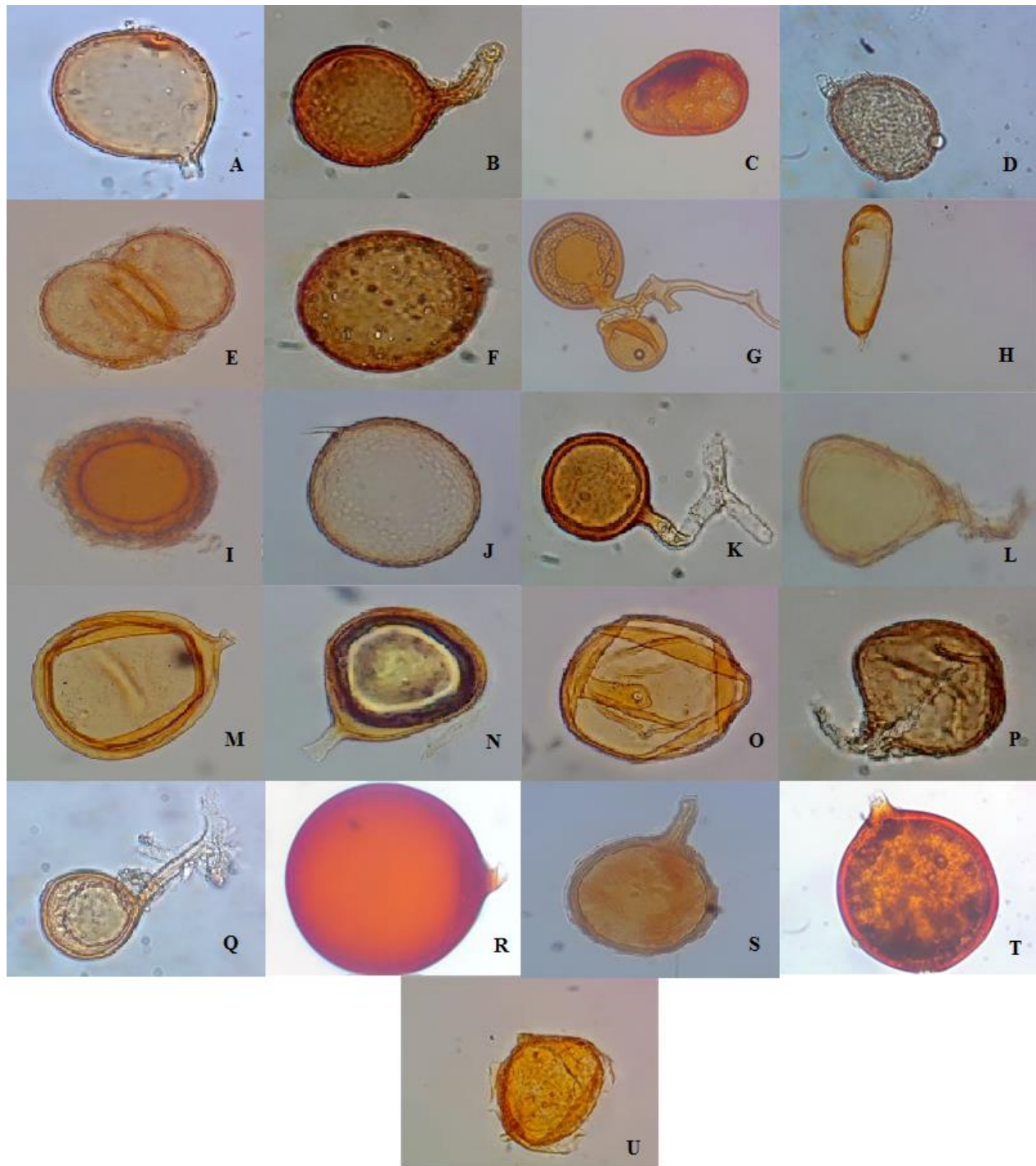


Figura 14. Hongos de micorriza arbuscular, género *Glomus*.

- a.** *Glomus cf aggregatum*. **b.** *Glomus ambisporum*. **c.** *Glomus brohultii*. **d.** *Glomus callosum*. **e.** *Glomus coremioides*. **f.** *Glomus fulvum*. **g.** *Glomus glomerulatum*. **h.** *Glomus liquidambaris*. **i.** *Glomus microcarpum*. **j.** *Glomus multiforum*. **k.** *Glomus rubiforme*. **l.** *Glomus sinuosum*. **m.** *Glomus cf verruculosum*. **n.** *Glomus walkeri*. **o.** *Glomus* sp1. **p.** *Glomus* sp2. **q.** *Glomus* sp3. **r.** *Glomus* sp4. **s.** *Glomus* sp5. **t.** *Glomus* sp6. **u.** *Glomus* sp7.

Las esporas *Glomus* son producidas en o cerca de la superficie del suelo, de forma globosa, en carpóforos, la capa más externa es mucilaginosa. Las hifas son concoloros o ligeramente más claro que el color de la pared de la spora (Oehl *et al.*, 2011). La hifa que subtiende al punto de unión 5-10 micras de ancho, consta de dos capas de la pared que son una continuación de la pared de la spora. En algunas especies las hifas de soporte de esporas maduras son tan delgadas que, resulta difícil de ver o se separa de la spora (INVAM, 2013).

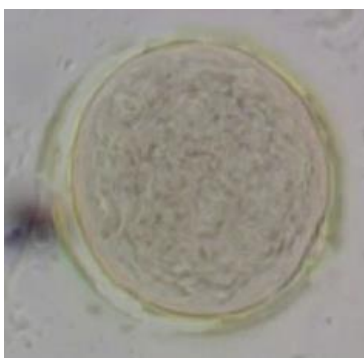


Figura 15. Hongos de micorriza arbuscular, género *Intraspora*
Intraspora schenckii.

La capa principal de *Intraspora* se encuentra ubicada en el centro y está rodeada por dos capas, hialinas delgadas. Todas estas capas son fuertemente adherentes y rara vez separados unos de otros y, por lo tanto, son excepcionalmente difíciles de observar (Sieverding y Oehl 2006).



Figura 16. Hongos de micorriza arbuscular, género *Kuklospora*
a. *Kuklospora colombiana*. **b.** *Kuklospora* sp1. **c.** *Kuklospora* sp2

Su estructura subcelular consta de una pared de 3 capas de color y dos paredes de germinación incoloros en el interior. La capa más externa de la pared es incolora, y se continúa con la pared del cuello sáculo esporífero. La segunda capa, estructural de esta pared se compone de muchas subcapas de color, fuertemente adherentes, muy delgadas. Esta capa de vez en cuando se desarrolla hacia el sáculo, formando un tallo que soporta el cuello de la pared del sáculo esporífero. La tercera capa de color de la pared de la espora generalmente se adhiere fuertemente a la superficie interior de la segunda capa de esta pared y, por lo tanto, es difícil de observar (Sieverding & Oehl 2006).

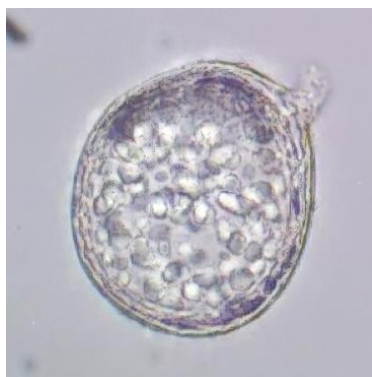


Figura 17. Hongo de micorriza arbuscular, género *Paraglomus*.
Paraglomus brasilianum

El desarrollo de esporas del género *Paraglomus* procede exactamente igual que la que se encuentra en especies de Glomeraceae: expansión blástica de una punta de hifas, hialina (INVAM, 2013). La estructura subcelular de la espora, consiste en una pared que comprende de 2 a 3 capas continuas con la hifa subtendida. La capa más externa de la pared de la espora se deteriora, en parte o muda completamente con la edad (Morton & Redecker, 2001).



Figura 18. Hongo de micorriza arbuscular, género *Redeckera*
Redeckera sp1

El desarrollo de la espora es como la representada por especies en *Glomus* y otros clados glomus. Todas las especies descritas en este clado forman hasta ahora carpóforos relativamente grandes rodeadas por una perineo (INVAM, 2013). *Redeckera* forma esporas cuya capa de la pared estructural no es continua con la capa de la pared hifal, en consecuencia, dichas esporas parecen haber incluido endosporas (Sieverding & Oehl 2006).

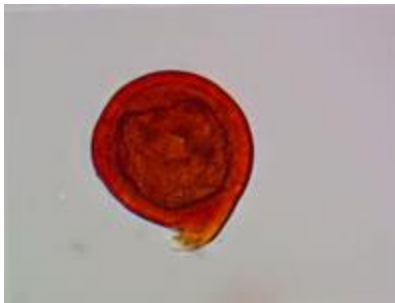


Figura 19. Hongos de micorriza arbuscular, género *Septoglomus*
Septoglomus constrictum

Las esporas de este género se encuentran formadas por separado en el suelo o en racimos sueltos, por lo general es pigmentada; con una o múltiples capas de ornamentación lisa; las hifas subtienden el color con la capa de la pared de la espora, cilíndrica, estrechada o ligeramente en

forma de embudo en la base de esporas; septadas a menudo (pero no siempre) formada próxima a la base de esporas. Forma típica micorrizas vesiculares-arbusculares (Oehl et al., 2011).



Figura 20. Hongos de micorriza arbuscular, género *Simiglomus*.
Simiglomus hoi

Las esporas de *Simiglomus* son de forma irregular. La pared de la hifa es visible, concolora continuas, o ligeramente más claros que el color de la pared de la espora. Con hifa cilíndrica en forma de embudo, de paredes engrosadas, alargadas desde la base de la espora (hasta $> 1000 \mu\text{m}$). Con poro septado abierto en la base de la espora que pueden separar contenidos de la espora del contenido del micelio. La capa interna es hialina a la luz amarilla, muy delgada (Oehl *et al.*, 2011).

Distribución de especies de HMA de acuerdo a su abundancia en cultivos de banano en 3 zonas productoras en Colombia.

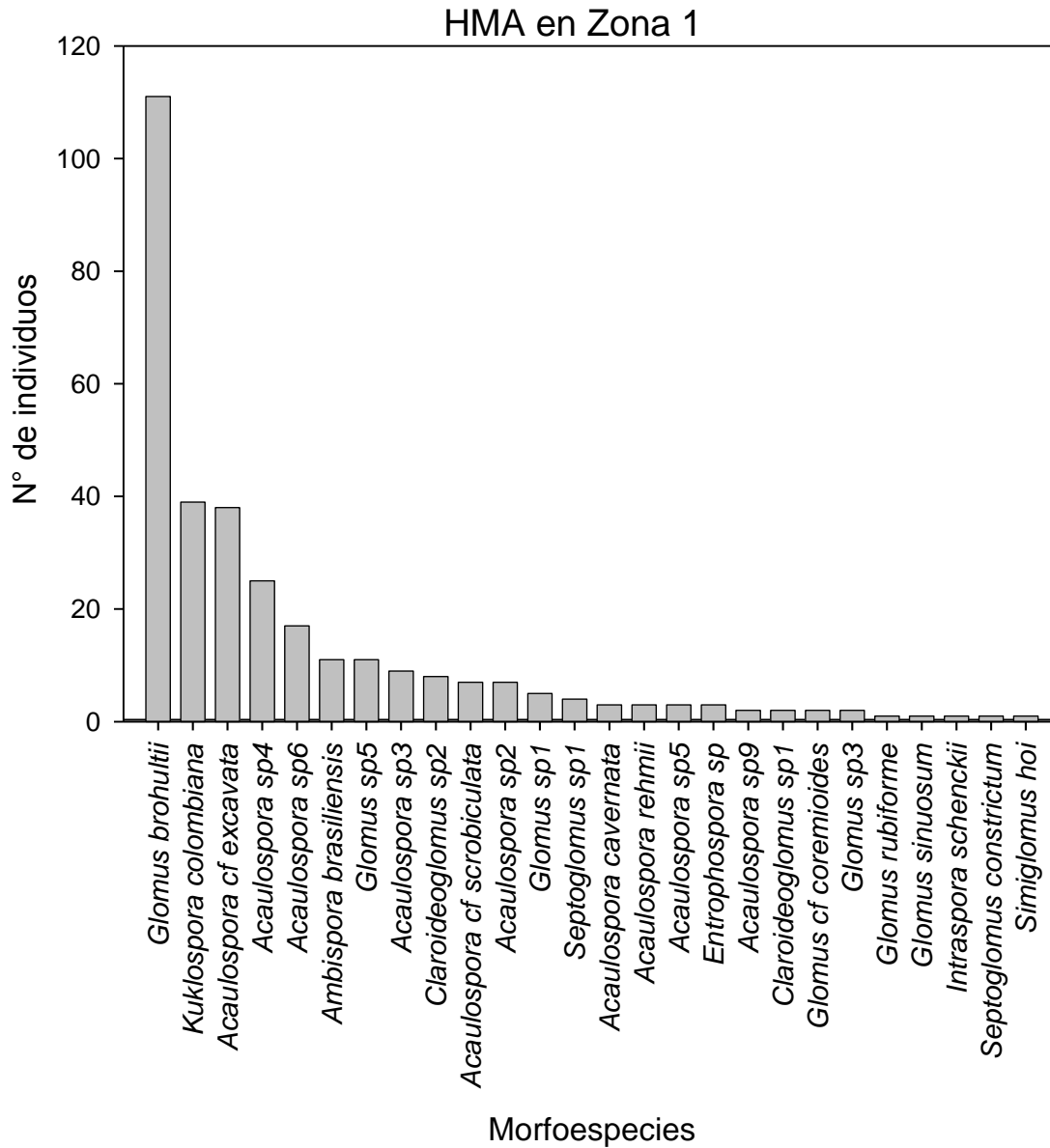


Figura 21. Distribución y abundancia de esporas de HMA, en Zona 1.

En la zona 1 se evidenciaron 5 especies dominantes, aunque la morfoespecie *Glomus broutii*, fue la que predominó. Así mismo, se encontró una gran riqueza de especies de HMA, pero estas no tienen gran cantidad de individuos. La cantidad de individuos de HMA encontrados en esta zona, corresponde al 27% del total de individuos.

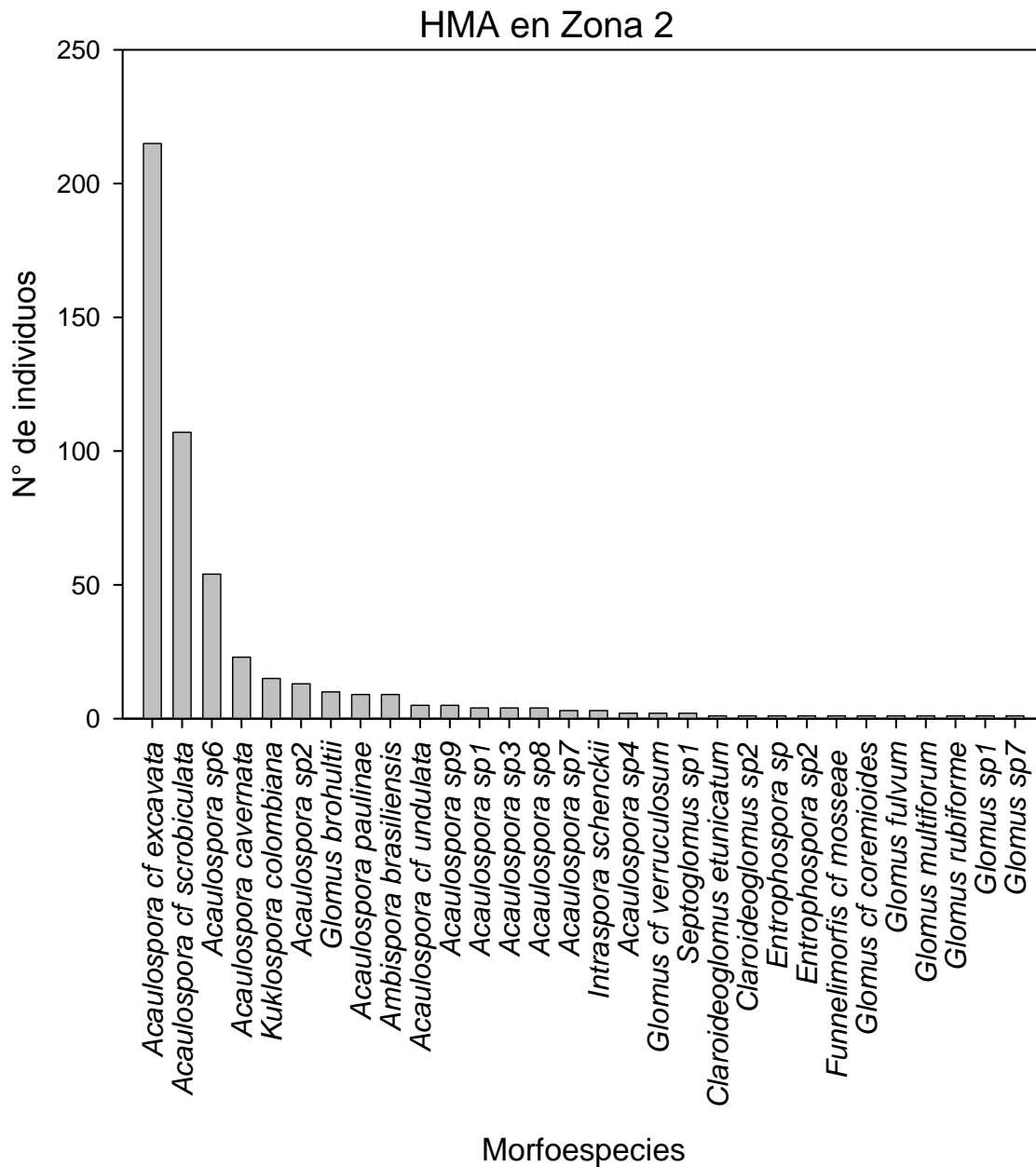


Figura 22. Distribución y abundancia de esporas de HMA, en Zona 2.

En la zona 2 se encontró una abundancia de especies en los morfoespecies *Acaulospora excavata*, *Acaulospora scrobiculata*, y *Acaulospora* sp6; aunque estas dos ultimas en menor proporcion en comparacion con la primera. Ademas, se evidenció gran riqueza de especies, aunque su abundancia no es mayor, a las descritas anteriormente. La cantidad de individuos de HMA encontrados en esta zona, corresponde al 43% del total de individuos.

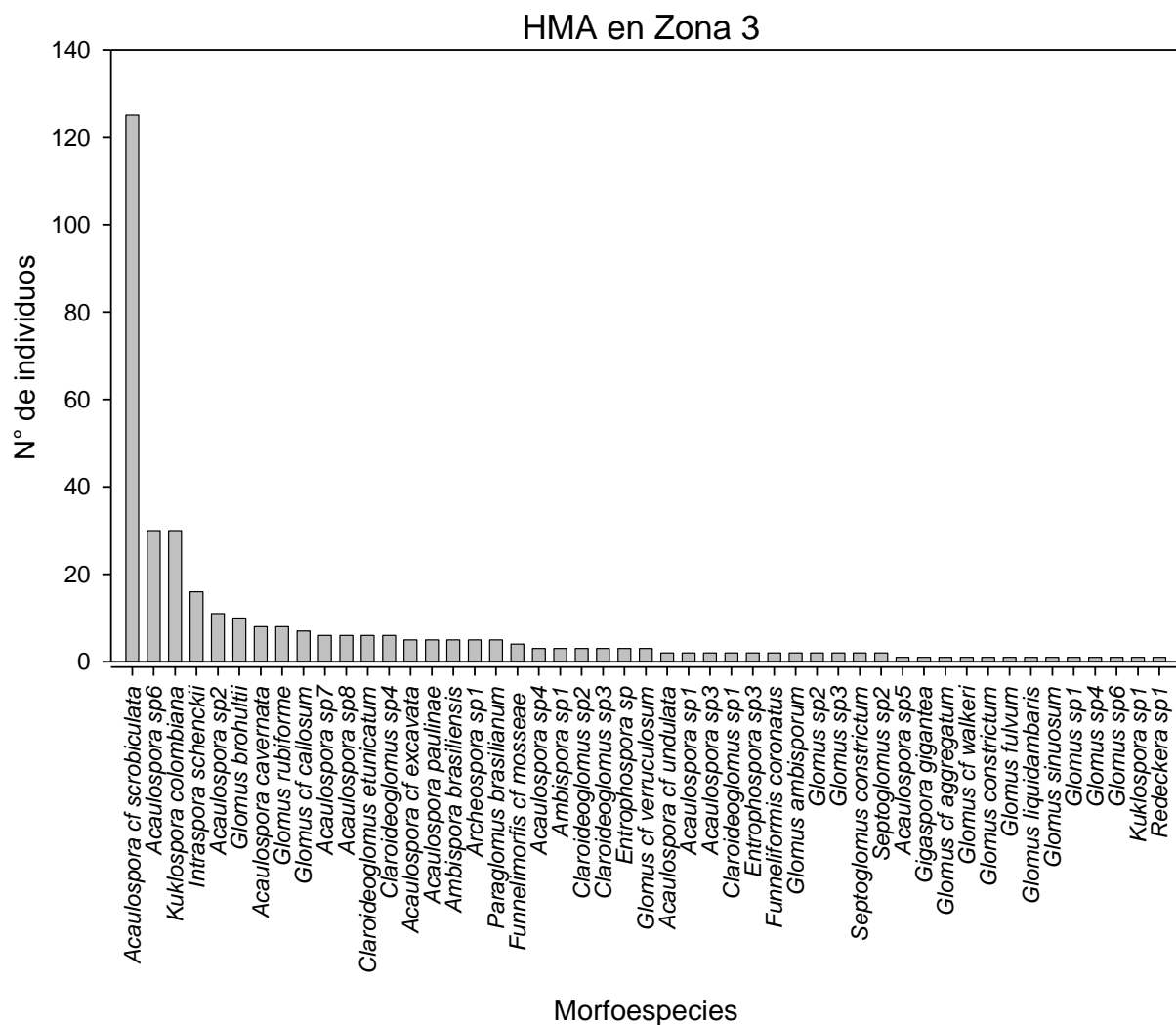


Figura 23. Distribución y abundancia de esporas de HMA, en Zona 3

La cantidad de individuos de HMA encontrados en zona 3, corresponde al 30% del total de individuos. Las morfoespecies de HMA encontrados dominantes fueron diferentes para las 3 zonas, así también la abundancia de individuos en 120 gr de muestra por cada una de las mismas, lo cual muestra una gran diversidad de especies, pero no da claridad acerca de la más asociada al cultivo de banano en terminos de diversidad.

Tabla 3. Valores obtenidos para la diversidad beta: índices de Magurran, Sorensen cuantitativo, complementariedad (diagonal hacia arriba) y los índices de Jaccard y el Número de especies compartidas (diagonal hacia abajo) para pares de fincas de zona 1.

Índice \ "	Fincas	Z1				Índice
		ERE	CAM	EBO	SEN	
Jaccard	ERE		18,75	18,20	25,63	Magurran
	CAM	0,25		20,24	21,27	
	EBO	0,30	0,19		22,30	
	SEN	0,42	0,18	0,17		
No. Especies compartidas	ERE		0,39	0,20	0,43	Sorensen cuantitativo
	CAM	5,00		0,32	0,24	
	EBO	6,00	4,00		0,34	
	SEN	8,00	4,00	4,00		
Complementariedad	ERE		0,77	0,71	0,60	Complementariedad
	CAM			0,87	0,83	
	EBO				0,83	

Convenciones de fincas en la Tabla 1.

Tabla 4. Valores obtenidos para la diversidad beta: índices de Magurran, Sorensen cuantitativo, complementariedad (diagonal hacia arriba) y los índices de Jaccard y el Número de especies compartidas (diagonal hacia abajo) para pares de fincas de zona 2.

Índice \ "	Fincas	Z2				Índice
		MAK	LVI	LVE	DAL	
Jaccard	MAK		24,62	21,00	21,76	Magurran
	LVI	0,23		20,63	24,62	
	LVE	0,40	0,38		22,88	
	DAL	0,36	0,23	0,35		
No. Especies compartidas	MAK		0,12	0,11	0,26	Sorensen cuantitativo
	LVI	6,00		0,50	0,38	
	LVE	10,00	9,00		0,37	
	DAL	9,00	6,00	9,00		
Complementariedad	MAK		0,78	0,62	0,62	Complementariedad
	LVI			0,68	0,78	
	LVE				0,67	

Tabla 5. Valores obtenidos para la diversidad beta: índices de Magurran, Sorensen cuantitativo, complementariedad (diagonal hacia arriba) y los índices de Jaccard y el Número de especies compartidas (diagonal hacia abajo) para pares de fincas de zona 3.

Índice \ "	Fincas	Z3				Índice
		LLO	LMA	PCA	LEL	
Jaccard	LLO		15,44	42,55	37,74	Magurran
	LMA	0,19		40,83	33,17	
	PCA	0,18	0,17		43,02	
	LEL	0,18	0,23	0,43		
No. Especies compartidas	LLO		0,24	0,21	0,08	Sorensen cuantitativo
	LMA	3,00		0,13	0,07	
	PCA	8,00	7,00		0,39	
	LEL	7,00	8,00	23,00		
Complementariedad	LLO		0,81	0,83	0,82	Complementariedad
	LMA			0,84	0,77	
	PCA				0,58	

Los índices de Jaccard y Sorensen cuantitativo muestran que la similitud entre fincas de la misma zona en cuanto a especies existentes es siempre menor al 50% de éstas. Por otra parte Magurran, presenta su valor más elevado entre las finca Puerto Carreño (PCA) y La Eloisa (LEL) de la zona 3, entre las cuales comparten 23 especies; en contraste en la misma zona, las fincas La Lorena (LLO) y La Marcela (LMA) comparten solo tres especies.. Todos los pares de sitios en cada zona se complementan ampliamente, como es indicado por el índice de complementariedad superior a 0.58 en todos los casos (Tablas 3, 4 y 5).

El análisis de diversidad gamma mostró valores de: Z1 = 17,36; Z2 = 21,11; Z3 = 28,11, indicando que la Z3 (Magdalena) presenta una mayor riqueza de especies y mayor complementariedad entre estas, seguido de la Z2 (Urabá), mientras la Z1 (Cundinamarca) presenta menos especies en cada finca y menor complementariedad entre fincas.

Tabla 6. Valores de correlación de Pearson (*P*), entre los parámetros edáficos y los índices de diversidad alfa.

Factores edáficos	Riqueza	N°			
		Individuos	Simpson	Shannon	Margalef
Fósforo total	0,41 (0,18)	0,19 (0,54)	0,28 (0,379)	0,35 (0,25)	0,36 (0,24)
Fósforo disponible	0,29 (0,34)	0,10 (0,74)	0,09 (0,77)	0,21 (0,50)	0,33 (0,28)
pH	0,62 (0,02)	0,22 (0,47)	0,12 (0,69)	0,42 (0,17)	0,64 (0,02)
Carbón Orgánico	-0,03 (0,92)	0,12 (0,70)	0,18 (0,56)	0,03 (0,90)	-0,13 (0,68)

El único factor edáfico que mostró una alta correlación, de forma estadísticamente significativa con la riqueza de especies de HMA y con el índice de Margalef fue el pH (en negrilla), mientras factores como el contenido de humedad, de carbono orgánico, de fósforo total y disponible mostraron correlaciones poco significativas ($P > 0.05$)

La riqueza de especies, la abundancia de esporas y los índices de diversidad alfa (Margalef, Shannon y Simpson) no mostraron diferencias significativas ($P > 0,44$) al usarlos para comparar sistemas de monocultivo y policultivo según la prueba de K-W (Ver anexo 4).

Por otro lado, el análisis estadístico PERMANOVA, indica que las únicas comunidades que son diferentes significativamente ($P < 0,05$) son Cundinamarca (Z1) y Urabá (Z2), (Anexo 5), esto puede ser atribuido a las diferencia en la distribución de individuos de HMA presentes en estas dos zonas, el cual, es considerablemente relevante entre ellas, por ello también puede inferir en que no exista diferencias considerables entre Z1 y Z3 la cual, es compensatoria en las especies que tienen diferencias.

Discusión

En el presente estudio se evaluaron cultivos de banano en tres zonas distantes de Colombia con características edáficas y de manejo contrastantes, la zona 1 (Cundinamarca) se caracteriza por un sistema de policultivo y fertilización tradicional y/o convencional, con suelos en su mayoría con alto contenido de piedra fragmentada en terreno inclinado; tiene suelos fuertemente ácidos (4.3 – 5.1), con altos contenidos de carbono orgánico (4.9 – 7.7%) y muy altos contenidos de fósforo disponible y total, está ubicado a una mayor altura sobre el nivel del mar en comparación a las otras zonas. La zona 2 (Urabá) se diferencia de la zona 1 por poseer suelos un poco menos ácidos (pH: 4.7 – 5.6) y por poseer contenidos de carbono orgánico bajos (0.7 – 1.2%), además presenta un sistema de monocultivo convencional en terrenos con muy ligera inclinación. Finalmente la zona 3 (Magdalena) se diferencia de la zona 2 por presentar contenidos de carbono orgánico entre medios y bajos (1.5 – 1.9%) y alta variabilidad en la acidez edáfica, desde ligeramente alcalinos (7.6), hasta fuertemente ácidos (4.9) (Codazzi, 1998; Tabla 1).

Las plantaciones de banano analizadas con respecto a la riqueza de especies HMA en Colombia y contenían 58 especies lo que representa 82%, de las especies estimadas que según Chao2 puede existir en las áreas investigadas. Así, es posible considerar que el esfuerzo de muestreo fue apropiado para describir la composición de la comunidad de la HMA

La caracterización ecológica a partir de la diversidad alfa indica que en general, en cualquier finca bananera la riqueza de especies de HMA está entre 11 y 18, con algunas excepciones en ambos sentidos y en cualquiera que sea el sistema presenta una predominancia de esporas (Simpson) de algunas pocas especies (Figuras 18, 19 y 20), los sistemas bananeros muestran una diversidad de HMA generalmente media a baja (Shannon < 2.5), lo cual indica sistemas poco

balanceados, homogéneos y con limitaciones en la disponibilidad de diferentes recursos (Kivlin *et al.*, 2011; Gai *et al.*, 2012; López *et al.*, 2012), con excepciones de algunas fincas como LVE en Z2, PCA y LEL en Z3, las cuales a su vez son los que mayor riqueza de especies tienen y por lo tanto presentan un mayor valor de índice de Margalef (Moreno, 2001; Tabla 2), ya que este índice presenta valores más alejados a cero (0) comparado con las demás fincas.

La interpretación de las medidas de diversidad podría ser un hecho contradictorio con los HMA, ya que por una parte, la esporulación de éstos es estimulada por varios factores estresantes, siendo la sequía uno de los más empleados para inducir la producción de esporas (Panwar *et al.*, 2011), las zonas de estudio muestran precipitaciones con una media anual de 1831, 2000 y 1121 mm en Z1, Z2 y Z3 respectivamente, en época de secas, con precipitaciones promedio mensual en julio de 131,56 mm en Z1; 193,02 mm en Z2 y de 84,86 mm en Z3 y por otra parte, la esporulación es influenciada por el estado de madurez de los HMA, en donde se presentan diferentes dinámicas por cada especie (Oehl *et al.*, 2009), por lo tanto una situación de estrés induciría una mayor esporulación (abundancia) y posiblemente a una mayor riqueza (Quilliam *et al.*, 2010). Debido a que hay mayor influencia de este tipo de estrés en zonas más cálidas como Urabá y Magdalena (monocultivos), esta a su vez conduce a una mayor diversidad, pero no necesariamente sería indicadora de una situación de mayor equilibrio, sino a una de alta tensión, heterogénea y poco balanceada (López *et al.*, 2012). Siguiendo el paradigma de la diversidad vegetal asociado a diversidad de micorrizas, se esperaría que una situación de mayor diversidad vegetal, como en la Z1 (policultivo), se encontrara una mayor diversidad de HMA, como fue encontrado por Azcón-Aguilar *et al.*, (2009), comparando sistema naturales, pero al parecer en sistemas cultivados no se sigue esta tendencia y una mayor riqueza (diversidad) vegetal no compensa en riqueza edáfica el efecto del estrés en una situación de monocultivo.

En el presente estudio se encontraron 58 morfoespecies de HMA, lo cual según Chao representa el 85% de las especies posibles de encontrar, con una probabilidad de encontrar nuevas especies de aproximadamente el 3% con cada nuevo muestreo según las diferentes funciones de acumulación (Villareal *et al.*, 2004), e indicando un esfuerzo de muestreo apropiado, para detectar la mayoría de especies de HMA presentes en las 3 zonas (Da Silva *et al.*, 2014).

Curiosamente, a pesar de encontrar 58 morfoespecies de HMA, cada finca presenta entre 11 y 18 de éstas y la complementariedad aún con otras fincas de la misma zona es bastante alta (Tablas 3, 4 y 5), lo cual es confirmado por una baja similitud de especies (Tabla 3,4 y 5), esto indica en cualquier caso que la distribución de las especies en las comunidades de HMA se presenta en parches, en donde diferentes comunidades se mantienen en un equilibrio dinámico a nivel local y en cierta forma suplen los requerimientos edáficos, tales como ciclaje de nutrientes, agregación del suelo (Salamanca & Silva 1998), antagonismo sobre hongos patógenos, aumento del área de exploración de la raíz, lo que incrementa el flujo de agua del suelo a la planta (Camargo-Ricarde *et al.*, 2012) sin necesidad de un recambio permanente de especies, como ocurre con las especies macroscópicas, para cubrir las necesidades o requisitos de los sistemas (Gai *et al.*, 2012). La limitación de la dispersión, las condiciones ambientales locales, y las interacciones entre las diferentes especies de MA pueden determinar su diversidad a nivel local (Kivlin *et al.*, 2011), aunque mientras la importancia es subjetiva, algunas especies tienen un gran impacto en sus comunidades locales (por ejemplo, gran parte de la biomasa, o que realice las funciones clave) o puede ser representante de un gran número de especies (por ejemplo clados particulares) (Hynson, 2014). Así mismo, estudios coinciden en que los HMA son relativamente de dispersión limitada en comparación con otros grupos de hongos (Kivlin *et al.*, 2014; Chaudhary *et al.*, 2014; Egan *et al.*, 2014), que atribuyen los autores a su estrategia específica de historia de vida.

Muy pocos estudios relacionan la influencia de los factores edáficos o ambientales sobre la diversidad de HMA (Posada, 2011; Ramírez, 2014). Algunos estudios concluyen que características edáficas físicas y químicas como el contenido de materia orgánica, el tipo de suelo, la estructura, el contenido de agua, aireación, el contenido de nutrientes (en particular P), pH del suelo y contenido de metales pesados o sales son los responsables de la alta o baja diversidad de especies de HMA. El clima o la altitud también han sido estudiados (Da Silva *et al.*, 2014), tanto como las prácticas de manejo de cultivos y se dice que las prácticas ecológicas influyen la diversidad fúngica (Franke-Snyder *et al.*, 2001; Piotrowski and Rilling, 2008; Verbruggen *et al.*, 2010; Jefwa *et al.*, 2012) de forma positiva.

En el presente estudio se encontró una relación directa (Tabla 4) entre el pH, la riqueza de especies y el índice de Margalef (el cual es fuertemente influenciado por la riqueza de especies). Este hecho indicaría que en suelos con carácter ácido y altos contenidos de fósforo, entre menos ácido el suelo, mayor sería la riqueza de especies, lo cual es coincidente con que en la Z1 tengamos una menor riqueza de especies de HMA en comparación a la Z3. Sin embargo los reportes de literatura, indican que el pH tiene un efecto más en la composición de las comunidades, como la mayor presencia de Acaulospora en suelos con pH ácidos Álvarez-Sánchez *et al.* (2011); Castillo *et al.* (2006), que en la riqueza de especies (Wang *et al.* 2013), lo cual también es consistente con los datos obtenidos (Figuras 21, 22, 23).

Factores como el fósforo disponible, la materia orgánica, humedad del suelo y la altitud de los cultivos han mostrado efecto más sobre la abundancia de esporas que sobre la riqueza de especies (Gai *et al.*, 2012; Wang *et al.*, 2013), sin embargo en el presente estudio éstos no fueron evidentes. Quizás esté relacionado con los altos contenidos de fósforo edáfico, tanto total como disponible, dado el carácter de los HMA y su conocido papel en la absorción de éste mineral

cuando es poco disponible en los suelos (Covacevich *et al.*, 2006), lo cual lleva a que los conocimientos previos, obtenidos en suelos deficientes de fósforo puedan tener poca validez o soporte para explicar los resultados obtenidos, puesto que, los registros afirman que beneficios de las micorrizas aumentan en suelos deficientes en fósforo y disminuyen en tanto los niveles de fosfatos aumentan (Ruiz, Rojas & Sieverding, 2011)

Entre los factores ambientales con influencia se encuentra la altura sobre el nivel del mar, ya que estudios recientes han mostrado un efecto negativo de la altura sobre la diversidad de HMA (Gai *et al.*, 2012) o sobre la estructura de la comunidad de éstos (Ramírez, 2014); en el presente estudio en banano ambas relaciones son observadas sin un análisis estadístico previo (Tabla 2, Figura 21, 22, 23), a pesar de que el estudio no se enfoca en esta relación. Muchos han sido los avances a partir de estudios de diversidad funcional de las MA (Oehl *et al.*, 2003; Da Silva *et al.*, 2014), no obstante nuestra comprensión de la distribución o estructura de la diversidad de HMA es aún incipiente (Chagnon *et al.*, 2013).

En general, la literatura indica que las prácticas de manejo de los cultivos, afectan significativamente la diversidad de HMA (Purin *et al.*, 2006; Franke-Snyder *et al.*, 2001; Posada, 2011; Tian *et al.*, 2011), entre mayor intensidad de manejo, como la preparación de suelos, el monocultivo, la fertilización, el uso de pesticidas, menor es la diversidad de especies de HMA (Bolaños-B *et al.*, 2000; Jansa *et al.*, 2003; Oehl *et al.*, 2003, 2010), aunque el manejo puede asociarse a condiciones edáficas como la acidez, puesto que, las relaciones entre las propiedades físico-químicas del suelo e índices agronómicos difieren en la riqueza de especies HMA en cultivos perennes, cuando los suelos son más ácidos y tienen contenidos de nutrientes disponibles bajo las plantas, las prácticas de manejo de cultivos, parecen aumentar la riqueza de especies, mientras que en los suelos más fértiles, con mayor materia orgánica, la intensidad del manejo

agronómico no tiene relación con la riqueza de especies AMF (Posada, 2011). En el caso particular de los cultivos de banano, al evaluarse las morfoespecies por métodos morfológicos los resultados (K-W) indican que el manejo por mono o policultivo no afectó la diversidad de HMA, así mismo la diversidad beta fue mayor en los monocultivos que en los policultivos, evidenciando mayor complementariedad en monocultivos, quizás por los altos contenidos de P en suelos, los cuales suplen las demandas de este nutriente por la planta, haciendo innecesaria esta función por parte de los simbioses y posiblemente esta asociación llevaría a una carga para las plantas, más que una ventaja (Covacevich *et al.*, 2006; Kiers *et al.*, 2011; Selosse and Rousset, 2011).

Por otro lado, el análisis ANDEVA no paramétrica por Permutaciones (PERMANOVA), evidencia mayor diferencia entre Z1 y Z2; pese a que existe diferencia en cuanto a cantidad de individuos en Z2 (>) y Z3 (<), no expresa significancia entre las zonas, puesto que, se presenta mayor riqueza en Z3, este análisis denota sensibilidad a factores de riqueza y abundancia.

Además, éstas diferencias pueden estar relacionadas directamente con las cantidades de fosforo total y disponible, en la cual, Z2 presenta valores de aproximadamente 40% menos que en las otras dos zonas, por tal razón, pueden verse inducida la esporulación de HMA.

Conclusiones

1. El emplear los índices de diversidad, permitió dar una visión amplia, como indicadores del estado de cultivo, puesto que, resultó particularmente útil para cuantificar el cambio en la diversidad de especies de HMA, como resultado de perturbaciones o modificaciones en los agroecosistemas estudiados en la presente investigación en plantaciones de banano. Así mismo, su utilidad se puede desarrollar para dar seguimiento a tales cambios a través del tiempo (monitoreo) (Moreno, 2001).
2. Los resultados permiten concluir que en suelos bananeros con altos contenidos de fósforo, el pH edáfico muestra una relación directa con la riqueza de especies y con el índice de Margalef, así mismo, las cantidades el fósforo influyen la esporulación de HMA, cuando este se presenta en menores proporciones.
3. La diversidad de HMA en las plantaciones de banano se presenta en parches poco influenciados por el tipo de manejo de los cultivos (mono o policultivo), no solamente referido a la preparación de suelo, y/o prevención de plagas y enfermedades, sino especialmente a la fertilización.
4. Los resultados obtenidos permiten cuestionarse la pertinencia al desarrollar biofertilizantes específicos para los cultivos que contengan HMA y que no tienen en cuenta las adaptaciones naturales a las diferentes características de los múltiples tipos de suelos trabajados en la agricultura, esto, teniendo en cuenta que muchos de los bioinsumos comerciales empleados no tienen en cuenta factores climatológicos y de suelos (Altitud, temperatura, tipo de suelo, etc).

Recomendaciones

Se recomienda, trabajar sin muestras compuestas, para establecer con exactitud, el cambio en las poblaciones de hongos de micorriza arbuscular (HMA), dentro de las locaciones muestreadas.

Así mismo, se sugiere tener en cuenta estudiar los efectos de la altura sobre el nivel del mar de los cultivos, para analizar con especificidad la actuación de esta variable sobre las comunidades de microorganismos, especialmente de HMA.

Se recomienda emplear encuestas específicas, que sirvan de diagnóstico previo acerca del historial de la finca, así mismo, como el estado actual de la misma, de modo tal que permita otorgar una visión más holística, que contribuyan de manera significativa en el análisis de los resultados.

BIBLIOGRAFÍA

Abril A. 2003. ¿Son los microorganismos edáficos buenos indicadores de impacto productivo en los ecosistemas? *Ecología Austral* 13:195-204.

Altieri, M., Nicholls C. (2000). Bases agroecológicas para una agricultura sustentable. agroecología y agricultura sostenible. 1ed., Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente. Red de Formación Ambiental para América Latina y el Caribe México D.F., México.

Akinkunmi Akinrinde, E. (2006). Strategies for Improving Crops ' Use-Efficiencies of Fertilizer Nutrients in Sustainable Agricultural Systems. *Pakistan Journal of Nutrition*, 5(2), 185–193.

Álvarez-Sánchez, J., Johnson, N.C., Antoninka, A., Chaudhary, V.B., Lau, M.K., Owen, S.M., Sánchez-Gallen, I., Guadarrama, P., Castillo, S., 2011. Large-scale diversity patterns in spore communities of Arbuscular Mycorrhizal Fungi., in: Pagano, M.C. (Ed.), *Mycorrhiza: Occurrence and Role in Natural and Restored Environments*. Nova Science Publishers, Hauppauge, New York, NY, USA., pp. 33–50.

Anaya, L. (2003) *Ecología química*. Editorial Plaza y Valdés, S.A de C.V. Mexico, D.F.

Armario-Aragón, D., Ruiz-Martínez, L., Rivera-Espinosa, R., Torres-García, S., Espinosa Cuellar, A., Carvajal-Sánchez, D., Triana-Martínez, O., et al. (2010). Efecto de cinco dosis de nitrógeno, fósforo y potasio combinadas con hongos micorrizicos arbusculares sobre el crecimiento y primera cosecha del banano FHIA 18. Congreso Científico del INCA, XVII.

(p. 2). San José de las Lajas: Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. doi:978-959-7023-48-7

Asociación de Bananeros de Colombia. (AUGURA) (2013). Coyuntura Bananera Colombia 2012. Colombia.

Asociación de Bananeros de Colombia. (AUGURA) (2015). Coyuntura Bananera Colombia 2014. Colombia.

Asociación de Bananeros de Colombia. (AUGURA) (2013). Resumen informacion climatologica junio 2013.

Asociación de Bananeros de Colombia. (AUGURA) (2013). Resumen informacion climatologica julio 2013.

Ayuso, F. (2002). Efecto de enmiendas orgánicas y de un hongo micorrícico sobre *Radopholus similis* en banano (Musa AAA cv Valery). Manejo Integrado de Plagas y Agroecología., 65, 82–91.

Augé, R. (2001). Water relations, drought and vesicular- arbuscular mycorrhizal symbiosis. Mycorrhiza, 11, 3–42.

Azcón- Aguilar, C., Palenzuela-Jimenez, J., Ruíz-Girela, M., Ferrol, N., Azcón, R., Irurita, J.M., Barea-Navarro, J.M., 2009. Análisis de la diversidad de micorrizas y hongos micorrícicos asociados a especies de la flora amenazada del parque nacional de Sierra Nevada, in: Ramírez, L., Asensio, B. (Eds.), Proyectos de Investigación En Parque Nacionales: 2006-

2009. Naturaleza Y Parques Nacionales. Serie Investigación en la Red. Organismo Autónomo Parques Nacionales, Madrid, pp. 173–190.
- Azcón-Aguilar, C., & Barea, J. M. (2001). Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens – an overview of the mechanisms involved. *Mycorrhiza*, 6, 457–464.
- Bainard, L.D., Klironomos, J.N., Gordon, A.M., 2011. The mycorrhizal status and colonization of 26 tree species growing in urban and rural environments. *Mycorrhiza* 21, 91–96.
- Baños Hernández, I., Valdés Carrillo, R., Castillo García, I., 2009. Alteraciones en la fertilidad masculina por exposición a pesticidas. *Rev. Int. Andrología* 7, 98–105. doi:10.1016/S1698-031X(09)71614-0
- Barbosa R., Ribeiro E, Da Costa F. (2002). Micorriza arbuscular e matéria orgânica na aclimatização de mudas de bananeira, cultivar nanicao. Universidade Federal Rural Do Rio De Janeiro. Rio de Janeiro-Brazil. *Bragantia*, Campinas, v. 61, n. 3, 277-283, 2002
- Bethlenfalvay, G., 1992. Mycorrhizae in the agriculture plant-soil system. *Symbiosis* 14, 413 – 425.
- Bever, J. D., Morton, J., Antonivics, J., & Schultz, P. A. (1996). Host-dependent sporulation and species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a mown grassland. *Journal of Ecology*, 84(1), 71–82
- Blaszkowski, J., 2012. *Glomeromycota*, First Edit. ed. W. Szafer institute of Botany, Polish Academy of Sciences, Kraków.

- Bolaños-B, M.M., Rivillas-osorio, C.A., Suárez-Vázquez, S., 2000. Identificación de micorrizas arbusculares en suelos de la zona cafetera Colombiana. *Cenicafé* 51, 245–262.
- Brachmann, A., Parniske, M., 2006. The most widespread symbiosis on Earth. *PLoS Biol.* 4, 239–240. doi:10.1371/journal.pbio.0040239
- Cai X, Qian C., Peng Y., Feng G., & Gai J. (2005) Effects of environmental factors on AM fungi around steppe plant roots in Tibet Plateau, Department of Agriculture, China.
- Carballar. S (2009) Variación temporal de la diversidad de hongos de micorriza arbuscular y el potencial micorrízico en especies silvestres de Agave en Oaxaca. Instituto Politécnico Nacional. Oaxaca (Mexico)
- Calvet, M., Calprubi, A. Balada, A Y Morena, C. (1999) Utilization of arbuscular mycorrhizae for the production of citrus rootstock cultivars in spanish nurseries. Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le developpment (GIRAD). 5° Congreso Mundial de Viverists de cítricos. Montpellier
- Camargo-Ricalde, S., Montaña, N., Rosa Mera, C., Montaña, S. (2012) Micorrizas: Una gran unión debajo del suelo. Volumen 13, N° 7. ISSN: 1067-6079
- Castillo, C.G., Borie, F.R., Godoy, R., Rubio, R., Sieverding, E., 2006. Diversity of arbuscular mycorrhizal plant species and fungal species in evergreen forest, deciduous forest and grassland ecosystems of Southern Chile. *J. Appl. Bot. Food Qual.* 80, 40–47.

Chagnon, P.-L., Bradley, R.L., Maherali, H., Klironomos, J.N., 2013. A trait-based framework to understand life history of mycorrhizal fungi. *Trends Plant Sci.* 18, 484–91.

doi:10.1016/j.tplants.2013.05.001

Chaudhard, V.B., O'Dell, T., Rillig, M.C., Johnson, N.C., 2014. Multiscale patterns of arbuscular mycorrhizal fungal abundance and diversity in semiarid shrublands. *Fungal Ecology*. <http://dx.doi.org/10.1016/j.funeco.2014.06.003>

Codazzi, A., 1998. Consideraciones generales para interpretar análisis de suelos, *Methods*.

Bogotá - Colombia.

Cordoba, A.S., de Mendonça, M.M., Stürmer, S.L., Rygielwicz, P.T., 2001. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi along a sand dune stabilization gradient: A case study at Praia da Joaquina, Ilha de Santa Catarina, South Brazil. *Mycoscience* 42, 379–387.

doi:10.1007/BF02461221

Corporacion Colombiana Internacional (CCI), 2000. Inteligencia de mercados. Perfil del producto N° 7: Plátano. Bogotá.

Covacevich, F., Marino, M.A., Echeverría, H.E., 2006. The phosphorus source determines the arbuscular mycorrhizal potential and the native mycorrhizal colonization of tall fescue and wheatgrass. *Eur. J. Soil Biol.* 42, 127–138. doi:10.1016/j.ejsobi.2005.12.002

Egan, C., Li, D.-W., Klironomos, J., 2014. Detection of arbuscular mycorrhizal fungal spores in the air across different biomes and ecoregions. *Fungal Ecology*. <http://dx.doi.org/10.1016/j.funeco.2014.06.004>

Espinosa, J.; Mite, F (2002). Estado actual y futuro de la nutrición y fertilización del banano.

Informaciones Agronómicas (INPOFOS), 48:4-10

Ezz, T. M., Aly, M. a., Saad, M. M., & El-Shaieb, F. (2011). Comparative study between bio-and phosphorus fertilization on growth, yield, and fruit quality of banana (*Musa spp.*) grown on sandy soil. *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, (5), 10.

doi:10.1016/j.jssas.2011.03.007

FAO, 2000. El estado mundial de la Agricultura y la Alimentación. Roma.

FAO, 2007. la agrobiodiversidad y el uso de los productos forestales no madereros (pfnm):

desafíos y oportunidades para las comunidades rurales en américa latina y el caribe. Cap. IV “bosques y biodiversidad agrícola para la seguridad alimentaria en américa central”. Roma, Italia.

Franke-Snyder, M., Douds, D.D., Galvez, L., Phillips, J.G., Wagoner, P., Drinkwater, L., Morton, J.B., 2001. Diversity of communities of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi present in conventional versus low-input agricultural sites in eastern Pennsylvania , USA. *Appl. Soil Ecol.* 16, 35–48. doi:10.1016/S0929-1393(00)00100-1

Fernández, K., Fernández, F., Olalde, V., & Rivera, R. (2010). Micorrización In Vitro E In Vivo de plántulas de papa (*Solanum tuberosum* var . Alfa). *Cultivos Tropicales*, 31(2), 21–31.

Gai, J.P., Tian, H., Yang, F.Y., Christie, P., Li, X.L., Klironomos, J.N., 2012. Arbuscular mycorrhizal fungal diversity along a Tibetan elevation gradient. *Pedobiologia (Jena)*. 55, 145–151. doi:10.1016/j.pedobi.2011.12.004

Gañán, L., Bolaños-Benavidez, M. M., & Asakawa, N. (2011). Efecto de la micorrización sobre el crecimiento de plántulas de plátano en sustrato con y sin la presencia de nematodos fitoparásitos. *Acta Agronomica*, 60(4), 297–305.

García de Salamone Ie, Nelson Lm. 2006. Inoculación de plantas de trigo con una cepa de *Pseudomonas fluorescens* con probada capacidad de producir citoquininas. en: XXVI Reunión Argentina de Fisiología Vegetal. sociedad Argentina de Fisiología Vegetal. Chascomús, Argentina

Gliessman R. (1998) *Agroecology: ecological processes in sustainable agriculture*. Editorial Eric Engles. Turrialba (Costa Rica)

González, M., & Cuenca, G. (2008). Respuesta de plantas de plátano (*Musa AAB cv . Hartón*) a la inoculación con hongos micorrízicos arbusculares nativos e introducidos , bajo condiciones de campo. *Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ)*., 25, 470–495.

Halffter, G., Moreno, C.E., 2005. Significado Biológico de las Diversidades Alfa, Beta y Gamma, in: *Sobre Diversidad Biológica*. México, pp. 5–18.

Hawkes, C., Ruel, M., 2006. *Hacia una comprensión de los vínculos entre la agricultura y la salud*. Internacional Food Policy Research Institute Whashington. (U.S.A)

Hernández. J (2011) *Diversidad y conservación de propagulos en suelos en diferentes tipos de vegetación del municipio de Arauca (Arauca)*. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá D.C

- Hole, D.G., Perkins, A.J., Wilson, J.D., Alexander, I.H., Grice, P.V., Evans, A.D., 2005. Does organic farming benefit biodiversity? *Biol. Conserv.* 122, 113–130.
doi:10.1016/j.biocon.2004.07.018
- Hynson, N. (2014) Back to the future: natural history and the way forward in modern fungal ecology. Department of Biology, 371 Serra Mall, Stanford University, Stanford, CA 94305-5020, USA
- Ijdo, M., Cranenbrouck, S., & Declerck, S. (2011). Methods for large-scale production of AM fungi : past, present , and future. *Mycorrhiza*, 21, 1–16. doi:10.1007/s00572-010-0337-z
- INVAM (2013) International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi. Recuperado el 22 de Mayo de 2015, de <http://invam.wvu.edu/>
- Jansa, J., Mozafar, A., Kuhn, G., Anken, T., Ruh, R., Sanders, I.R., Frossard, E., 2003. Soil tillage affects the community structure of mycorrhizal fungi in maize roots. *Ecol. Appl.* 13, 1164–1176.
- Jeffries, P. & J. M. Barea. 2001. Arbuscular Mycorrhiza- a key component of sustainable plant-soil ecosystems. En: Hock, B. (ed.). *The Mycota IX Fungal Associations*. Springer. Berlín, Alemania. Pp. 95-113.
- Jefwa, J.M., Okoth, S., Wachira, P., Karanja, N., Kahindi, J., Njuguini, S., Ichami, S., Mung'atu, J., Okoth, P., Huising, J., 2012. Impact of land use types and farming practices on occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) Taita-Taveta district in Kenya. *Agric. Ecosyst. Environ.* 157, 32–39. doi:10.1016/j.agee.2012.04.009

- Kennedy AC, Smith K. 1995. Soil microbial diversity and sustentability of agricultural soils. *Plant and Soil* 170:75-86.
- Khade, S. W., & Rodrigues, B. F. (2009). Applications of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 10, 337 – 354. Retrieved from <http://www.ccba.uady.mx/ojs/index.php/TSA>
- Khan, M. S., Zaidi, A., Ahemad, M., Oves, M., & Wani, P. A. (2010). Plant growth promotion by phosphate solubilizing fungi - current perspective. *Archives of Agronomy and Soil Science*, 56(1), 73–98. doi:10.1080/03650340902806469
- Kiers, E.T., Duhamel, M., Beesetty, Y., Mensah, J.A., Franken, O., Verbruggen, E., Fellbaum, C.R., Kowalchuk, G.A., Hart, M.M., Bago, A., Palmer, T.M., West, S.A., Vandenkoornhuyse, P., Jansa, J., Bücking, H., 2011. Reciprocal rewards stabilize cooperation in the mycorrhizal symbiosis. *Science* 333, 880–882. doi:10.1126/science.1208473
- Kivlin, S.N., Hawkes, C. V., Treseder, K.K., 2011. Global diversity and distribution of arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Biol. Biochem.* 43, 2294–2303. doi:10.1016/j.soilbio.2011.07.012
- Kivlin, S.N., Winston, G.C., Goulden, M.L., Treseder, K.K., 2014. Environmental filtering affects soil fungal community composition more than dispersal limitation at regional scales. *Fungal Ecology* . <http://dx.doi.org/10.1016/j.funeco.2014.04.004>.
- Knight, S. (1988). Nutrición fosfórica del banano con énfasis en las micorrizas VA y en el efecto del Nitrogeno.

Koleff, P. (2001). Conceptos y Medidas de la diversidad beta. *Alfa, Beta Y Gama*, 19–40. doi:30 November 2005

Landazábal, G.A. (2013) Comparación de la estructura y diversidad de las comunidades de bacterias y hongos rizosféricos de cuatro zonas arroceras de los departamentos Tolima y Meta. (Tesis doctoral) Departamento de Microbiología Agrícola, Colombia

Lopez. A (1995) Fertilización convencional del cultivo de Banano en Costa Rica y su relación con la producción sostenible. Costa Rica.

López, A & Espinosa J, (1995). Manual de nutrición y fertilización del banano. CORBANA, Popocí, Costa Rica.

López H, L.G., Ramirez H, Y.A., Dellanid, Z.S.Y., 2012. Evaluación de la diversidad florística en cuatro bosques de la zona amortiguadora del parque nacional natural los nevados. Bol. Científico del Mus. Hist. Nat. 16, 41–59.

Martinez, T.N., Johnson, N.C., 2010. Agricultural management influences propagule densities and functioning of arbuscular mycorrhizas in low- and high-input agroecosystems in arid environments. *Appl. Soil Ecol.* 46, 300–306. doi:10.1016/j.apsoil.2010.07.001

Mnyazi J., Kahangi E., Losenge T., Mung'atu J., Ngului W., Ichami S., Sanginga N., Vanluawe B., (2013). Arbuscular mycorrhizal fungi in the rhizosphere of banana and plantain and the growth of tissue culture cultivars. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 157 pag. 24– 31. Elsevier B.V.

Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR) (2005); Observatorio Agro cadenas en Colombia.

- Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (2013) Caracterización de la cadena de plátano en Colombia. Documento de trabajo N° 10. Bogotá.
- Miransari, M. (2010). Contribution of arbuscular mycorrhizal symbiosis to plant growth under different types of soil stress. *Plant Biology*, 1–7. doi:10.1111/j.1438-8677.2009.00308.x
- Molina, M.F., Farinós, H.M., 2012. Los componentes alfa, beta y gamma de la biodiversidad. Aplicación al estudio de comunidades vegetales. Valencia, España.
- Monroy L, H.J., Salamanca Solis, C.R., Cano, C., Moreno-Conn, L.M., Orduz-Rodríguez, J.O., 2013. Influencia de las coberturas en cultivos de cítricos sobre los hongos formadores de micorrizas arbusculares en Oxisoles del piedemonte llanero colombiano. *CORPOICA, Cienc. y Tecnol. Agropecu.* 14, 53–65.
- Moreno, C.E., 2001. Métodos para medir la biodiversidad. M&T–Manuales y Tesis SEA, vol 1., 1st ed. Zaragoza, España.
- Msiska, Z., Sinclair, R., & Bouwman, B. (2001). Investigación del potencial del inóculo de micorriza arbuscular de algunos suelos en las plantaciones bananeras de Uganda. *South African Journal of Science (ZAF)*, 97.
- Munkvold, L., Kjoller, R., Vestberg, M., Rosendahl, S., & Jakobsen, I. (2004). High functional diversity within species of arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*, 164(2), 357–364. doi:10.1111/j.1469-8137.2004.01169.x
- Nakatani, A.S., Mescolotti, D.L.C., Nogueira, M.A., Martines, A.M., Miyauchi, M.Y., H., Stürmer, S.L., Cardoso, E.J.B.N., 2011. Dosage-dependent shift in the spore community of

arbuscular mycorrhizal fungi following application of tannery sludge. *Mycorrhiza* 21, 515–22. doi:10.1007/s00572-010-0359-6

Nehéz, M., Boros, P., Ferke, A., Mohos, J., Palotás, M., Vetró, G., Zimányi, M., Dési, I., 1988. Cytogenetic examination of people working with agrochemicals in the southern region of Hungary. *Regul. Toxicol. Pharmacol.* 8, 37–44. doi:10.1016/0273-2300(88)90005-0

Noval, B., Hernandez, M. I., & Hernández, J. C. (1997). Utilización de las micorrizas arbusculares en la adaptación de las vitroplantas de banano (*Musa* sp): dosis y cepas de hongos formadores de micorrizas arbusculares (HFMA) y combinaciones de sustratos. *Cultivos Tropicales*, 18(3), 5–9

Oehl, F., Adriano DeSouza, F., Sieverding, E., 2008. Revision of *Scutellospora* and description of five new genera and three new families in the arbuscular mycorrhiza-forming Glomeromycetes. *Mycotaxon* 106, 311–360.

Oehl, F., Alves, G., Sánchez-castro, I., Elísio, H., Vieira, E., Barea, J., Sieverding, E., Palenzuela, J., 2011a. Revision of Glomeromycetes with entrophosporoid and glomoid spore formation with three new genera. *Mycotaxon* 117, 297–316.

Oehl, F., Laczko, E., Bogenrieder, A., Stahr, K., Bösch, R., van Der Heijden, M.G.A., Sieverding, E., 2010. Soil type and land use intensity determine the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Soil Biol. Biochem.* 42, 724–738. doi:10.1016/j.soilbio.2010.01.006

Oehl, F., Sieverding, E., Ineichen, K., Mäder, P., Boller, T., Wiemken, A., 2003. Impact of land use intensity on the species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems of Central Europe. *Appl. Environ. Microbiol.* 69, 2816–2824.

Oehl, F., Sieverding, E., Ineichen, K., Mäder, P., Wiemken, A., Boller, T., 2009. Distinct sporulation dynamics of arbuscular mycorrhizal fungal communities from different agroecosystems in long-term microcosms. *Agric. Ecosyst. Environ.* 134, 257–268.
doi:10.1016/j.agee.2009.07.008

Oehl, F., Sieverding, E., Palenzuela, J., Ineichen, K., Alves da Silva, G., 2011b. Advances in Glomeromycota taxonomy and classification. *IMA Fungus* 2, 191–199.
doi:10.5598/imafungus.2011.02.02.10

Oehl, F., Silva, G.A. Da, Goto, B.T., Sieverding, E., 2011c. *Glomeromycota*: three new genera and glomoid species reorganized. *Mycotaxon* 116, 75–120. doi:10.5248/116.75

Oehl, F., Sýkorová, Z., Redecker, D., Wiemken, A., Sieverding, E., 2006. *Acaulospora alpina*, a new arbuscular mycorrhizal fungal species characteristic for high mountainous and alpine regions of the Swiss Alps. *Mycologia* 98, 286–94.

Ortega, D. (1994) Tablas de niveles óptimos y otras consideraciones. Laboratorio de suelos. Instituto Geográfico Agustín Codazzi (IGAC)

Pagano, M.C., Scotti, M.R., 2009. A survey of the arbuscular mycorrhiza occurrence in *paepalanthus bromelioides* and *Bulbostylis* sp. in rupestrian fields, Brazil. *Micología Aplicada Internacional. Micol. Apl. Int.* 21, 1–10.

- Pagano, M.C., Zandavalli, R.B., Araújo, F.S., 2013. Biodiversity of arbuscular mycorrhizas in three vegetational types from the semiarid of Ceará State, Brazil. *Appl. Soil Ecol.* 67, 37–46. doi:10.1016/j.apsoil.2013.02.007
- Palenzuela, J., Azcón-Aguilar, C., Barea, J.-M., da Silva, G.A., Oehl, F., 2013. *Septoglomus altomontanum*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from mountainous and alpine areas in Andalucía (southern Spain). *IMA Fungus* 4, 243–9. doi:10.5598/imafungus.2013.04.02.09
- Palm, C., Blanco-Canqui, H., DeClerck, F., Gatere, L., Grace, P., 2014. Conservation agriculture and ecosystem services: An overview. *Agric. Ecosyst. Environ.* 187, 87–105. doi:10.1016/j.agee.2013.10.010
- Panwar, V., Meghvansi, M.K., Siddiqui, S., 2011. Short-term temporal variation in sporulation dynamics of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi and physico-chemical edaphic properties of wheat rhizosphere. *Saudi J. Biol. Sci.* 18, 247–54. doi:10.1016/j.sjbs.2010.12.012
- Peterson, L., 2010. *Formulación del Proyecto: “Biofertilizantes, bioprotectores y biorestauradores Micorrizicos para la producción agroecológica en las fincas de los Productores de café,”* Federación. ed. Managua.
- Piotrowski, J.S., Rilling, M.C., 2008. Succession of Arbuscular Mycorrhizal Fungi: Patterns, Causes, and Considerations for Organic Agriculture. *Adv. Agron., Advances in Agronomy* 97, 111–130. doi:10.1016/S0065-2113(07)00003-X

- Posada Almanza, R.H., 2011. Comunidades de hongos de micorriza arbuscular y hongos solubilizadores de fósforo en cultivos de café (*Coffea arabica* L.) bajo diferentes tipos de manejo. Instituto de Ecología A.C.
- Posada, R. H., Prager, M. S. De, Sieverding, E., & Dorantes, K. A. (2012). Relaciones entre los hongos filamentosos y solubilizadores de fosfatos con algunas variables edáficas y el manejo de cafetales. *Revista de Biología Tropical*, 60(3), 1075–1096.
- PROEXPORT, C., 2012. Sector Agroindustrial Colombiano.
- Purin, S., Filho, O.K., Stürmer, S.L., 2006. Mycorrhizae activity and diversity in conventional and organic apple orchards from Brazil. *Soil Biol. Biochem.* 38, 1831–1839.
doi:10.1016/j.soilbio.2005.12.008
- Quilliam, R.S., Hodge, A., Jones, D.L., 2010. Sporulation of arbuscular mycorrhizal fungi in organic-rich patches following host excision. *Appl. Soil Ecol.* 46, 247–250.
doi:10.1016/j.apsoil.2010.08.005
- Ramírez Gómez, M.M., 2014. Evaluación de la diversidad de Hongos Formadores de Micorrizas Arbusculares (HFMA) y su relación con el establecimiento de simbiosis con *Physalis peruviana* L. Universidad Nacional de Colombia.
- Rodríguez Morera, J. L. (2001). Efecto del biofertilizante Mycoral ® (micorriza arbuscular) en el desarrollo del café (*Coffea arabica* L), en vivero de Zamorano, Honduras. Universidad de Zamorano - Tegucigalpa, Honduras. Retrieved from http://zamo-oti-02.zamorano.edu/tesis_infolib/2001/T1271.pdf

- Rodriguez Romero, A.S. 2003. Alternativa biológica en cultivares de *Musa* frente a los principales patógenos de suelo en canarias. Tesis Doctoral. Facultad Farmacia ICIA. Universidad La Laguna, Tenerife, España. 299 p.
- Ruiz, P., Rojas, K., Sieverding, E. 2011. La distribución geográfica de los hongos de micorriza arbuscular: una prioridad de investigación en la Amazonía peruana. *Espacio y Desarrollo* N° 23, 2011, pp. 47-63 (ISSN 1016-9148)
- Salamanca, C. (1998) Las micorrizas como alternativa para el manejo sostenible de los agroecosistemas tropicales. *Boletín Técnico* N° 12. CORPOICA. Villavicencio (Meta)
- Salamanca, C. (1999) Las micorrizas como estrategia de mejoramiento nutricional de pasturas y especies frutales en el departamento del Guaviare. CORPOICA. Villavicencio (Meta)
- Sanchez, J., Sosa, T., & Vanegas, J. (2006). Producción de hongos formadoras de micorrizas arbusculares y su aplicación como biofertilizantes. *Biofertilización: alternativa viable para la nutrición vegetal*. L & L Impresores.
- Sánchez de Prager, M., Posada Almanza, R.H., Velásquez Pomar, D., Narvaez Castillo, M., 2010. *Metodologías básicas para el trabajo con micorriza arbuscular y hongos formadores de micorriza arbuscular*, 1st ed. Universidad Nacional de Colombia, Palmira.
- Schnoor, T.K., Lekberg, Y., Rosendahl, S., Olsson, P.A., 2011. Mechanical soil disturbance as a determinant of arbuscular mycorrhizal fungal communities in semi-natural grassland. *Mycorrhiza* 21, 211–220. doi:10.1007/s00572-010-0325-3

- Selosse, M.-A., Rousset, F., 2011. Evolution. The plant-fungal marketplace. *Science* 333, 880–882. doi:10.1126/science.1210722
- Sharma, D., Kapoor, R., & Bhatnagar, a. K. (2009). Differential growth response of *Curculigo orchioides* to native arbuscular mycorrhizal fungal (AMF) communities varying in number and fungal components. *European Journal of Soil Biology*, 45(4), 328–333.
doi:10.1016/j.ejsobi.2009.04.005
- Sieverding, E., 1984. Manual de Métodos para la investigación de la micorriza vesículo - arbuscular., 1st ed. CIAT, Palmira.
- Sieverding E., Oehl F. 2006. Revision of *Entrophospora* and description of *Kuklospora* and *Intraspora*, two new genera in the arbuscular mycorrhizal Glomeromycetes. *J. Appl. Bot. Food Qual.* 80, 69-81.
- Sistema de Información de Gestión y Desempeño de Organizaciones de Cadenas (SIOC) (2013) Cadena de Banano-Acciones relevantes 2012. Informe Banano Memorias 2013. Colombia.
- Smith, S. E., Facelli, E., Pope, S., & Andrew Smith, F. (2010). Plant performance in stressful environments: interpreting new and established knowledge of the roles of arbuscular mycorrhizas. *Plant and Soil*, 326(1-2), 3–20. doi:10.1007/s11104-009-9981-5
- Smith, S. E., & Read, D. J. (2008). *Mycorrhizal symbiosis* (3rd ed., p. 815). New York, NY, USA.: Elsevier. Retrieved from <http://ebookey.org/go/?u=http://w14.easy-share.com/1700941195.html>
- Soares, C.R.F.S., Siqueira, J.O., 2008. Mycorrhiza and

phosphate protection of tropical grass species against heavy metal toxicity in multi-contaminated soil. *Biol. Fertil. Soils* 44, 833–841. doi:10.1007/s00374-007-0265-z

Sreenivasa, M. N., & Krishnaraj, P. U. (1992). Synergistic interaction between VA mycorrhizal fungi and a phosphate solubilizing bacterium in chilli (*Capsicum annuum*). *Zentralblatt für Mikrobiologie*, 147(1-2), 126–130. doi:10.1016/S0232-4393(11)80373-2

Stürmer, S.L., Siqueira, J.O., 2011. Species richness and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi across distinct land uses in Western Brazilian Amazon. *Mycorrhiza* 21, 255–67. doi:10.1007/s00572-010-0330-6

Tian, H., Drijber, R.A., Niu, X.S., Zhang, J.L., Li, X.L., 2011. Spatio-temporal dynamics of an indigenous arbuscular mycorrhizal fungal community in an intensively managed maize agroecosystem in North China. *Appl. Soil Ecol.* 47, 141–152.

Toro, D (2004) La biodiversidad microbiana del suelo, un mundo por descubrir. *Revistas científicas*. Universidad de Caldas. Colombia.

Tufiño, C; Espín, Estefanía; Villarreal, T; Proaño, K; Medina, María (2011) Efecto de la interacción de Hongos Micorrizicos Arbusculares (HMA) y la fertilización, sobre el crecimiento y desarrollo de plantas micropropagadas de banano (*Musa paradisiaca*) durante la fase de aclimatación. Editorial Sangolquí

Usuga Osorio, C.E., Castañeda Sánchez, D.A., Franco Molano, A.E., 2008. Multiplicación de hongos micorriza arbuscular (H.M.A.) y efecto de la micorrización en plantas

micropropagadas de banano (Musa AAA cv. Gran Enano)(Musaceae). Rev. la Fac. Agron. Medellin 61, 4279–4290.

Usuga Osorio, C. E., Castañeda Sánchez, D. A., & Franco Molano, A. E. (2008). Multiplicación de hongos micorriza arbuscular (H.M.A.) y efecto de la micorrización en plantas micropropagadas de banano (Musa AAA cv. Gran Enano)(Musaceae). Revista de la Facultad de Agronomía, Medellin, 61(1), 4279–4290.

Vaast, P., Zasoski, R. J., & Bledsoe, C. S. (1996). Effects of vesicular-arbuscular mycorrhizal inoculation at different soil P availabilities on growth and nutrient uptake of in vitro propagated coffee (*Coffea arabica* L.) plants. *Mycorrhiza*, 6(6), 493–497.
doi:10.1007/s005720050153

Vázquez-Hernández, M. V., Arévalo-Galarza, L., Jaen-Contreras, D., Escamilla-García, J. L., Mora-Aguilera, A., Hernández-Castro, E., Cibrián-Tovar, J., et al. (2011). Effect of *Glomus mosseae* and *Entrophospora colombiana* on plant growth, production, and fruit quality of “Maradol” papaya (*Carica papaya* L.). *Scientia Horticulturae*, 128, 255–260.
doi:10.1016/j.scienta.2011.01.031

Verbruggen, E., Roling, W.F.M., Gamper, H.A., Kowalchuk, G.A., Verhoef, H.A., van Der Heijden, M.G.A., 2010. Positive effects of organic farming on below-ground mutualists: large-scale comparison of mycorrhizal fungal communities in agricultural soils. *New Phytol.* 186, 968–979. doi:10.1111/j.1469-8137.2010.03230.x

Villareal H., M., Álvarez, S., Córdoba, F., Escobar, G., Fagua, G., Gast, F., Mendoza, H., Ospina, M., Umaña, A., 2004. Manual de métodos para el desarrollo de inventarios de biodiversidad.

Programa de inventarios de Biodiversidad. Instituto de investigación de Recursos Biológicos
Alexander von Humboldt., Bogotá, Colombia.

Wang, P., Shu, B., Wang, Y., Zhang, D.J., Liu, J.F., Xia, R.X., 2013. Diversity of arbuscular
mycorrhizal fungi in red tangerine (*Citrus reticulata* Blanco) rootstock rhizospheric soils
from hillside citrus orchards. *Pedobiologia* (Jena). 56, 161–167.

doi:10.1016/j.pedobi.2013.03.006

Whittaker, R.H., 1972. Evolution and Measurement of Species Diversity. *Taxon* 21, 213.

doi:10.2307/1218190

Williams, A., Hedlund, K., 2013. Indicators of soil ecosystem services in conventional and
organic arable fields along a gradient of landscape heterogeneity in southern Sweden. *Appl.*

Soil Ecol. 65, 1–7. doi:10.1016/j.apsoil.2012.12.019

Wilson, E., 1988. *Biodiversity*. Washington D.C.

Xu X., Tang M., Gao R., Chen G., Li S. (2008). Influences of soil factors on *Robinia*
pseudoacacia and *Hippophae rhamnoides* AMF in roft rock zone of Fugu Qingshuichuan

Valley, *Acta Botanica Boreali-Occidentalia Sinica* 28. China.

ANEXOS

Anexo 1. Datos geoespaciales de puntos de muestreo, Cundinamarca (Z1)

FINCA	MUESTRA	ALTITUD (MSNM)	COORDENADAS		FINCA	MUESTRA	ALTITUD (MSNM)	COORDENADAS	
			N	W				N	W
CAMPO ALEGRE	1	1448	N	5°1,016'	EL RECUERDO	1	1368	N	4°58,93'
			W	74°18,18'				W	74°22,71'
	2	1437	N	5°9,82'		2	1392	N	4°58,91'
			W	74°18,18'				W	74°22,77'
	3	1431	N	5°0,988'		3	1399	N	4°58,95'
			W	74°18,18'				W	74°22,81'
	4	1430	N	5°0,963'		4	1422	N	4°58,96'
			W	74°18,19'				W	74°22,738'
	5	1438	N	5°1,006'		5	1358	N	4°58,95'
			W	74°18,20'				W	74°22,79'
	6	1423	N	5°0,990'		6	1364	N	4°58,95'
			W	74°18,219'				W	74°22,79'
EL BOHIO	1	1593	N	4°55,78'	SAN ENRIQUE	1	1651	N	4°54,82'
			W	74°26,03'				W	74°26,85'
	2	1597	N	4°55,76'		2	1646	N	4°54,82'
			W	74°26,04'				W	74°26,89'
	3	1572	N	4°55,78'		3	1681	N	4°54,78'
			W	74°26,09'				W	74°26,88'
	4	1574	N	4°55,73'		4	1667	N	4°54,78'
			W	74°26,07'				W	74°26,84'
	5	1575	N	4°55,84'		5	1662	N	4°54,80'
			W	74°26,13'				W	74°26,84'
	6	1566	N	4°55,70'		6	1662	N	4°54,80'
			W	74°26,33'				W	74°26,84'

Anexo 2. Datos geoespaciales de puntos de muestreo, Urabá (Z2)

FINCA	MUESTRA	ALTITUD (MSNM)	COORDENADAS		FINCA	MUESTRA	ALTITUD (MSNM)	COORDENADAS	
			N	W				N	W
MAKAIRA	1	59	N	07° 52.000'	LAS VICTORIAS	1	20	N	07°51.451'
			W	076° 36.353'				W	076°40.755'
	2	49	N	07° 51.880'		2	12	N	07°51.503'
			W	076° 36.372'				W	076°40.726'
	3	38	N	07° 51.837'		3	18	N	07°51.55'
			W	076°36.396'				W	076°40.723'
	4	18	N	07° 51.969'		4	11	N	07°51.553'
			W	076°36.241'				W	076°40.865'
	5	45	N	07°52.005'		5	15	N	07°51.496'
			W	076°36.282'				W	076°40.863'
	6	27	N	07°52.039'		6	25	N	07°51.433'
			W	076°36.241'				W	076°40.939'
LAS VEGAS	1	22	N	07°44.801'	DALLAS	1	41	N	07°42.607'
			W	076°45.003'				W	076°43.807'
	2	20	N	07°44.801'		2	29	N	07°42.622'
			W	076°45.003'				W	076°43.849'
	3	19	N	07°44.857'		3	25	N	07°42.601'
			W	076°44.974'				W	076°43.886'
	4	22	N	07°44.983'		4	32	N	07°42.622'
			W	076°44.726'				W	076°43.933'
	5	23	N	07°45.164'		5	24	N	07°42.614'
			W	076°44.754'				W	076°43.972'
	6	22	N	07°45.278'		6	40	N	07°42.625'
			W	076°44.731'				W	076°44.033'

Anexo 3. Datos geoespaciales de puntos de muestreo, Magdalena (Z3)

FINCA	MUESTRA	ALTITUD (MSNM)	COORDENADAS		FINCA	MUESTRA	ALTITUD (MSNM)	COORDENADAS	
LA MARCELA	1	59	N	10°44,48´	PUERTO CARREÑO	1	22	N	10°54,21´
			W	74°9,55´				W	74°12,913´
	2	49	N	10°44,47´		2	20	N	10°54,20´
			W	74°9,584´				W	74°12,96´
	3	38	N	10°44,49´		3	19	N	10°54,24´
			W	74°9,623´				W	74°12,936´
	4	18	N	10°44,51´		4	22	N	10°53,856´
			W	74°9,582´				W	74°12,715´
	5	45	N	10°44,49´		5	23	N	10°53,892´
			W	74°9,597´				W	74°12,699´
	6	27	N	10°44,49´		6	22	N	10°53,93´
			W	74°9,58´				W	74°12,704´
LA LORENA	1	20	N	10°47,90´	LA ELOISA	1	41	N	10°53,80´
			W	74°8,327´				W	74°9,174´
	2	12	N	10°47,93´		2	29	N	10°53,83´
			W	74°8,352´				W	74°9,186´
	3	18	N	10°47,96´		3	25	N	10°53,876´
			W	74°8,312´				W	74°9,117´
	4	11	N	10°47,92´		4	32	N	10°53,911´
			W	74°8,27´				W	74°9,168´
	5	15	N	10°47,89´		5	24	N	10°53,92´
			W	74°8,29´				W	74°9,119´
	6	25	N	10°47,93´		6	40	N	10°53,96´
			W	74°8,314´				W	74°9,104´

Anexo 4. Prueba de Kruskal – Wallis. (Valores H y P)

Índices	H	P
Individuos	1,885	0,44
N° especies	1,6311	0,48
Margalef	0,241	0,91
Shannon	1,423	0,54
Simpson	0,115	0,97

Anexo 5. Análisis PERMANOVA (Valores P y H)

Valores de P	Z1	Z2	Z3
Z1	0	0,027	0,056
Z2	0,027	0	0,123
Z3	0,056	0,123	0
Valores de F	Z1	Z2	Z3
Z1	0	2,994	2,006
Z2	2,994	0	1,524
Z3	2,006	1,524	0