



Esta obra está bajo una [Licencia Creative Commons Atribución- NoComercial-Compartirigual 2.5 Perú](http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/).

Vea una copia de esta licencia en <http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN – TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



Identificación de la diversidad y colonización de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) nativos, en el cultivo de café (*Coffea arabica* L.), en cuatro provincias (El Dorado, Lamas, San Martín y Moyobamba) en la región San Martín

Tesis para optar el título profesional de Ingeniero agrónomo

AUTOR:

Elmer Arteaga Alejandría

ASESOR:

Ing. Eybis José Flores García

CO – ASESOR:

Ing. M. Sc. Mike Anderson Corazón Guivin

Tarapoto – Perú

2019

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN – TARAPOTO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



Identificación de la diversidad y colonización de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) nativos, en el cultivo de café (*Coffea arabica* L.), en cuatro provincias (El Dorado, Lamas, San Martín y Moyobamba) en la región San Martín

AUTOR:

Elmer Arteaga Alejandría

Sustentada y aprobada el día 01 de octubre del 2019, ante el siguiente jurado:

.....
Dr. Winston Franz Ríos Ruiz

Presidente

.....
Ing. M. Sc. Guillermo Vásquez Ramírez

Secretario

.....
Ing. M. Sc. Patricia Elena García Gonzáles

Miembro

.....
Ing. Eybis José Flores García

Asesor

.....
Ing. M. Sc. Mike Anderson Corazón Guivin
Co - Asesor

Declaratoria de autenticidad

Elmer Arteaga Alejandría, con DNI N° 44821658, egresado de la Facultad de Ciencias Agrarias, Escuela Profesional de Agronomía, autor de la tesis que lleva como título: **“Identificación de la diversidad y colonización de Hongos Micorrizicos Arbusculares (HMA) nativos, en el cultivo de café (Coffea arabica L.), en cuatro provincias (El Dorado, Lamas, San Martín y Moyobamba) en la región San Martín”**

Declaro bajo juramento que:

1. La tesis presentada es de mi autoría.
2. La redacción fue realizada respetando las citas y referencias de las fuentes bibliográficas consultadas.
3. Toda la información que contiene la tesis no ha sido auto plagiada;
4. Los datos presentados en los resultados son reales, no han sido alterados ni copiados, por tanto, la información de esta investigación debe considerarse como aporte a la realidad investigada.

Por lo antes mencionado, asumo bajo responsabilidad las consecuencias que deriven de mí accionar, sometiéndome a las leyes de nuestro país y normas vigentes de la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto.

Tarapoto, 01 de octubre del 2019.




.....
Bach. Elmer Arteaga Alejandría
DNI N° 44821658

Formato de autorización NO EXCLUSIVA para la publicación de trabajos de investigación, conducentes a optar grados académicos y títulos profesionales en el Repositorio Digital de Tesis.

1. Datos del autor:

Apellidos y nombres:	ARTEAGA ALEJANDRIA ELMER		
Código de alumno :	111114	Teléfono:	968133954
Correo electrónico :	arteagaalejandria@gmail.com	DNI:	44821658

(En caso haya más autores, llenar un formulario por autor)

2. Datos Académicos

Facultad de:	CIENCIAS AGRARIAS
Escuela Profesional de:	AGRONOMIA

3. Tipo de trabajo de investigación

Tesis	(x)	Trabajo de investigación	()
Trabajo de suficiencia profesional	()		

4. Datos del Trabajo de investigación

Título:	IDENTIFICACIÓN DE LA DIVERSIDAD Y COLONIZACIÓN DE HONGOS MICORRIZICOS ARBUSCULARES (HMA) NATIVOS, EN EL CULTIVO DE CAFE (Coffea arabica L), EN CUATRO PROVINCIAS (EL DORADO, LANAS, SAN MARTIN Y HOYOSBAMBA), EN LA REGION SAN MARTIN
Año de publicación:	2019

5. Tipo de Acceso al documento

Acceso público *	(x)	Embargo	()
Acceso restringido **	()		

Si el autor elige el tipo de acceso abierto o público, otorga a la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, una licencia **No Exclusiva**, para publicar, conservar y sin modificar su contenido, pueda convertirla a cualquier formato de fichero, medio o soporte, siempre con fines de seguridad, preservación y difusión en el Repositorio de Tesis Digital. Respetando siempre los Derechos de Autor y Propiedad Intelectual de acuerdo y en el Marco de la Ley 822.

En caso que el autor elija la segunda opción, es necesario y obligatorio que indique el sustento correspondiente:

6. Originalidad del archivo digital.

Por el presente dejo constancia que el archivo digital que entrego a la Universidad Nacional de San Martín - Tarapoto, como parte del proceso conducente a obtener el título profesional o grado académico, es la versión final del trabajo de investigación sustentado y aprobado por el Jurado.

7. Otorgamiento de una licencia *CREATIVE COMMONS*

Para investigaciones que son de acceso abierto se les otorgó una licencia *Creative Commons*, con la finalidad de que cualquier usuario pueda acceder a la obra, bajo los términos que dicha licencia implica

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>

El autor, por medio de este documento, autoriza a la Universidad Nacional de San Martín - Tarapoto, publicar su trabajo de investigación en formato digital en el Repositorio Digital de Tesis, al cual se podrá acceder, preservar y difundir de forma libre y gratuita, de manera íntegra a todo el documento.

Según el inciso 12.2, del artículo 12° del Reglamento del Registro Nacional de Trabajos de Investigación para optar grados académicos y títulos profesionales - RENATI "**Las universidades, instituciones y escuelas de educación superior tienen como obligación registrar todos los trabajos de investigación y proyectos, incluyendo los metadatos en sus repositorios institucionales precisando si son de acceso abierto o restringido, los cuales serán posteriormente recolectados por el Repositorio Digital RENATI, a través del Repositorio ALICIA**".



Firma del Autor

8. Para ser llenado en la Oficina de Repositorio Digital de Ciencia y Tecnología de Acceso Abierto de la UNSM – T.

Fecha de recepción del documento:

25 / 10 / 2019



Firma del Responsable de Repositorio Digital de Ciencia y Tecnología de Acceso Abierto de la UNSM – T.

* **Acceso abierto:** uso lícito que confiere un titular de derechos de propiedad intelectual a cualquier persona, para que pueda acceder de manera inmediata y gratuita a una obra, datos procesados o estadísticas de monitoreo, sin necesidad de registro, suscripción, ni pago, estando autorizada a leerla, descargarla, reproducirla, distribuirla, imprimirla, buscarla y enlazar textos completos (Reglamento de la Ley No 30035).

** **Acceso restringido:** el documento no se visualizará en el Repositorio.

Dedicatoria

A Dios todo poderoso a mis padres: Artidoro Arteaga Lozano y Bercelia Alejandría Arrascue, También el agradecimiento profundo a mi familia Charito, Anlly Nicoll y Neil Aldem, por su sacrificio, motivación e incondicional apoyo que me dieron, en todo momento.

Elmer Arteaga Alejandría

Agradecimiento

Expresar un sincero agradecimiento al Programa Nacional De Innovación Agraria (PNIA), por brindar el financiamiento al proyecto Identificación de la diversidad y colonización de Hongos Micorrizicos Arbusculares (HMA) nativos, en el cultivo de café (*Coffea arabica* L.), en cuatro provincias (El Dorado, Lamas, San Martín y Moyobamba) en la región San Martín dentro del Marco del proyecto Identificación y validación de especies de Hongos Micorrizicos Arbusculares (HMA), nativos eficientes como BIOPROTECTORES Y BIOFERTILIZANTES en los cultivos de café (*Coffea arabica* L.) y Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en la región San Martín.

Expresar mi más profundo y sincero agradecimiento a todas aquellas personas que con su ayuda han contribuido en la realización del presente proyecto, en especial al Ing. Eybis José Flores García, asesor de la tesis, por la orientación, el seguimiento y la supervisión continúa de la misma, pero sobre todo por la motivación.

Al Ing. M. Sc. Mike Anderson Corazón Guivin, por brindar en todo momento la orientación de manera responsable, en el Laboratorio de Biología y Genética Molecular (LBGM) de la Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto (UNSM-T) por sus enseñanzas, apoyo y oportunidad que me brindaron para poder realizar este trabajo de tesis.

Mi gratitud a los colegas del LBGM y, especialmente al equipo de investigación por su apoyo y colaboración que me brindaron durante el desarrollo de este trabajo de tesis y de esa manera, cumplir con éxito y de manera satisfactoria este proyecto.

Índice general

Dedicatoria.....	vi
Agradecimiento	vii
Índice general	viii
Índice de tablas	xi
Índice de figuras	xii
Lista de siglas o abreviaturas.....	xiii
Resumen	xiv
Abstract.....	xv
Introducción.....	1
CAPÍTULO I	2
REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	2
1.1. Antecedentes de la investigación	2
1.2. Origen y distribución del café.....	2
1.3. Descripción morfológica del café	3
1.4. Variedades de Café Arábico	3
1.4.1. Arábigo o Criollo.....	3
1.4.2. Caturra.	3
1.4.3. Pache.....	4
1.5. Taxonomía	4
1.6. Requerimientos nutricionales.....	4
1.7. Hongos Micorrízicos Arbusculares.....	5
1.7.1. Definición de Micorriza.....	5
1.7.2. Tipos de micorriza.	5
1.7.3. Clasificación de las micorrizas.	6
1.7.4. Característica de la Asociación Micorriza Arbuscular.	7
1.7.5. Morfología de la simbiosis Micorrizica Arbuscular.....	8
1.8. Presencia e importancia de HMA, en el cultivo de café.....	8
1.9. Interacciones de HMA contra patógenos en el café.....	9
1.10. Otros Aspectos de la asociación de HMA con Café	9

CAPÍTULO II.....	10
MATERIAL Y MÉTODOS	10
2.1. Tipo de investigación.....	10
2.2. Nivel de investigación.....	10
2.3. Diseño de investigación	10
2.4. Población y Muestra	10
2.4.1. Población.	10
2.4.2. Muestra.	10
2.5. Técnicas e instrumentos de recolección de datos	10
2.5.1. Técnicas.....	11
2.5.2. Instrumentos.	11
2.6. Técnicas de procesamiento y análisis de datos	11
2.6.1. Tratamientos en estudio.....	11
2.7. Metodología.....	12
2.7.1. Ubicación del área de estudio.....	12
2.7.2. Colecta y codificación de muestras biológicas.....	14
2.7.3. Selección y conservación de muestras biológicas.	15
2.7.4. Propiedades físico – químicas de suelo.	16
2.7.5. Aislamiento de esporas.....	16
2.7.6. Cuantificación de esporas e identificación de especies de HMA.....	17
2.7.7. Tinción de raíces.....	18
2.8. Variables evaluadas	18
2.8.1. Variables del suelo.....	18
2.8.2. Variables biológicas.	19
2.8.3. Variables ecológicas.....	20
2.8.4. Descripción morfológica de HMA identificados.....	20
CAPÍTULO III	21
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	21
3.1. Variables del suelo.....	21
3.1.1. Parámetros del suelo.....	21
3.2. Variables biológicas.....	27
3.2.1. Densidad de esporas de HMA.	27
3.2.2. Riqueza de especies de HMA.....	31

3.2.3. Taxonomía de HMA identificados.	38
3.2.4. Colonización radicular de HMA a plantas de café.	43
3.3. Variables ecológicas	49
3.3.1. Frecuencia de Aislamiento (FA) y Abundancia Relativa (AR) de HMA.....	49
3.3.2. Parámetros ecológicos de riqueza, diversidad, dominancia y equitatividad. 55	
3.4. Descripción morfológica de HMA identificados en doce localidades.....	59
CONCLUSIONES.....	67
RECOMENDACIONES	68
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	69

Índice de tablas

Tabla 1: Tratamientos en estudio	11
Tabla 2: Ubicación geográfica y características de las parcelas en estudio.	13
Tabla 3: Análisis de suelo de los parámetros físicos y químicos de las localidades.	22
Tabla 4: Análisis de correlación y Pearson para los parámetros físicos y químicos de doce localidades, relacionadas a la cantidad de esporas de HMA.	23
Tabla 5: Análisis de varianza para la densidad de esporas de HMA en 12 localidades de la región, presentes en 10 g de suelo.	27
Tabla 6: Análisis de varianza para la riqueza de especies de HMA en suelos cafetaleros de 12 localidades de la región.	31
Tabla 7: Número de especies de Hongos Micorrizicos Arbusculares presentes en plantas de café, identificados en doce localidades cafetaleras de la región San Martín.	33
Tabla 8: Ubicación taxonómica de las especies HMA identificadas en suelo rizosférico de plantaciones de café en la región.	39
Tabla 9: Análisis de varianza para la colonización radicular de HMA en suelos cafetaleros de 12 localidades de la región.	44
Tabla 10: Análisis de correlación y Pearson para los parámetros físicos y químicos de doce localidades, relacionadas a la colonización radicular de esporas de HMA.	45
Tabla 11: Frecuencia de aislamiento y Abundancia relativa, para determinar dominancia de HMA en tres localidades en la provincia de El Dorado.	49
Tabla 12: Frecuencia de aislamiento y Abundancia relativa, para determinar dominancia de HMA en tres localidades en la provincia de Lamas.	50
Tabla 13: Frecuencia de aislamiento y Abundancia relativa, para determinar dominancia de HMA en tres localidades en la provincia de San Martín.	51
Tabla 14: Frecuencia de aislamiento y Abundancia relativa, para determinar dominancia de HMA en tres localidades en la provincia de Moyobamba.	53
Tabla 15 : Parámetros ecológicos evaluados para describir la estructura de la comunidad de HMA, en cuatro provincias de la región.	57
Tabla 16: Descripción morfológica de HMA identificados taxonómicamente en doce localidades cafetaleras de la región.	59

Índice de figuras

Figura 1: Clasificación taxonómica.....	6
Figura 2: Clasificación taxonómica actual de los HMA Tomado de (AMF- Phylogeny.com, 2006).....	7
Figura 3: Mapa geo-referencial de la ubicación de las cuatro provincias y 12 localidades de la zona de colecta.	12
Figura 4: Laboratorio de Biología y Genética Molecular (LBGM).	14
Figura 5: Colecta y codificación de muestras biológicas en areas seleccionadas.	15
Figura 6: Selección y conservación de raíces y suelo rizosférico de plantaciones de café obtenidas de diferentes provincias de la región.	16
Figura 7: Aislamiento de esporas de HMA, de suelo rizosférico de plantaciones de café.....	17
Figura 8: Ilustración de seis categorías (0 – 5) propuestos por (Trouvelot et al., 1986), donde se describe el porcentaje de colonización.....	20
Figura 9: Prueba de Tukey ($P < 0,05$), para la densidad de esporas presentes en 10 g de suelo café (<i>Coffea arabica</i> L.).....	27
Figura 10: Número total de esporas de HMA, en 10 g de suelo rizosferico ubicadas en 12 localidades de 4 provincias pertenecientes a la Región San Martín.	28
Figura 11: Prueba de Tukey ($P < 0.05$), para la riqueza de especies de HMA, presentes en suelos cafetaleros de doce localidades de cuatro provincias de la región San Martín.....	31
Figura 12: Número de especies de Hongos Micorrizicos Arbusculares presentes en plantas de café, agrupados en géneros e identificados en las 4 provincias de estudio de la región San Martin.....	32
Figura 13: Prueba de Tukey ($P < 0.05$), para la colonización radicular de HMA, presentes en suelos cafetaleros de doce localidades de cuatro provincias de la región San Martín.....	44

Lista de siglas o abreviaturas

HMA	: Hongos Micorrízicos Arbusculares
DDS	: Días Después de la Siembra
DDI	: Días Después de la Inoculación
DCA	: Diseño Completamente al Azar
MER	: Micelio Extraradical
sp.	: Varias especies del género
spp.	: Una especie del género
KOH	: Hidróxido de Potasio
LBGGM	: Laboratorio de Biología y Genética Molecular
FCA	: Facultad de Ciencias Agrarias
UNSM-T	: Universidad Nacional de San Martín - Tarapoto

Resumen

La identificación de especies de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA), presentes en áreas donde se cultiva el café (*Coffea arabica* L.) en nuestra Región son de gran importancia, pues constituye la base para la investigación de especies que pueden ser aprovechadas en el futuro como bioprotectores y biofertilizantes en este cultivo y así contribuir al mejoramiento sostenible de la producción. En este sentido, se identificó 31 especies de HMA, en suelos de doce localidades (fuentes de inóculo) de plantaciones de café, de las cuales se reportó una especie nueva (*Funneliglomus sanmartinense*), estando presente especialmente en Alto Palmiche (Lamas). De las localidades muestreadas, Pueblo Nuevo (Lamas) y Nuevo Lamas (San Martín) fueron las fuentes de inóculo que tuvieron mayor densidad de esporas y riqueza de especies, siendo de las dos, Nuevo Lamas la localidad que proporcionó mayor diversidad de HMA. Así mismo, se demostró mediante correlación, que los parámetros físico – químicos del suelo influenciaron directa o inversamente en la esporulación y colonización de los HMA en algunas fuentes de inóculo evaluadas, siendo Requena (El Dorado) la que fue menos favorecida (menor densidad de esporas y riqueza de especies) por las características del lugar de muestreo. Otro resultado importante fue que, las especies de los géneros *Glomus* y *Acaulospora*, fueron las más dominantes, con presencia y en gran cantidad de esporas en todas las fuentes de inóculo evaluadas, seguido de las especies de *Claroideoglomus*, lo cual es un gran reporte en este cultivo.

Palabras clave: Hongos Micorrízicos Arbusculares, fuentes de inóculo, *Coffea arabica* L., densidad de esporas, riqueza de especies.

Abstract

The identification of species of Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) present in areas where coffee is grown (*Coffea arabica* L.) in our Region are of great importance, since it constitutes the basis for the investigation of species that can be exploited in the future as bioprotectors and biofertilizers in this crop and thus contribute to the sustainable improvement of production. In this sense, 31 species of AMF were identified in soils of twelve localities (sources of inoculum) of coffee plantations, of which a new species (*Funneliglomus sanmartinense*) was reported, being present especially in Alto Palmiche (Lamas). Of the localities sampled, Pueblo Nuevo (Lamas) and Nuevo Lamas (San Martín) were the sources of inoculum that had the highest density of spores and species richness, being of the two, Nuevo Lamas, the locality that provided the greatest diversity of AMF. Likewise, it was demonstrated through correlation, that the physical - chemical parameters of the soil influenced directly or inversely in the sporulation and colonization of the AMF in some sources of inoculum evaluated, being Requena (El Dorado) the one that was less favored (lower density of spores and species richness) due to the characteristics of the sampling site. Another important result was that, the species of the genera *Glomus* and *Acaulospora*, were the most dominant, with presence and in great quantity of spores in all the sources of inoculum evaluated, followed by the *Claroideoglomus* species, which is a great report in this crop.

Keywords: Arbuscular mycorrhizal fungi, sources of inoculum, *Coffea arabica* L., spore density, species richness.



Introducción

El café (*Coffea arabica* L.) genera una importante fuente de ingreso para muchos países de África, Asia y América Latina, generando directa o indirectamente millones de puestos de trabajo. Siendo cultivado en más de 70 países del mundo.

El Perú es uno de los países dedicados a la caficultura, siendo uno de los principales productos agrícolas de exportación, involucrando a más de 2 millones de productores. Según, la Junta nacional del café JNC (2013), las principales regiones productoras son: Junín, Cajamarca y San Martín; por lo tanto, este cultivo juega un papel primordial en la estructura económica, de estas regiones y del país.

La caficultura enfrenta limitaciones en cuanto al manejo, sobre todo el desconocimiento de la actividad biológica del suelo, esto conlleva a índices de productividad bajos que no permiten un mejor posicionamiento en el mercado internacional, en este sentido, es importante conocer la actividad biológica y la función de los microorganismos en la nutrición de las plantas.

Dentro de estos microorganismos, se encuentran los Hongos Micorrizicos Arbusculares (HMA), desarrollando relaciones simbióticas con aproximadamente el 90% de especies de plantas a nivel mundial. Los HMA proporcionan a las plantas nutrientes minerales, principalmente fósforo y agua, mediante un sistema ramificado de hifas extra-radiculares, además, el desarrollo de la simbiosis induce cambios fisiológicos en la planta que la hace más resistente a diferentes tipos de estrés ambiental.

En este trabajo de investigación se identificó la diversidad de especies HMA nativos y su potencial de colonización, en áreas cafetaleras de cuatro provincias de la Región San Martín.

CAPÍTULO I

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1. Antecedentes de la investigación

Un estudio realizado a nivel de tesis pregrado en el Instituto Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP), determinó la diversidad de HMA nativos y su potencial micorrizicos en el cultivo de café (*Coffea arabica* L.), en diferentes condiciones agroecológicas de la región San Martín, siendo la provincia de Lamas, la que presentó los más altos valores de densidad de esporas (2055 esporas/10 gramos de suelo) y una riqueza morfológica de 27 morfotipos por muestra evaluada, seguido de la provincia de Moyobamba y el Dorado. Los mayores porcentajes de colonización se reportó en la provincia de Lamas (12,7 – 20%) seguido de Moyobamba (2,3 – 8.5%) y El Dorado (0,7 – 2,3%); sin embargo, estos porcentajes de colonización varían entre muy bajo a bajos según la escala de clasificación del porcentaje de colonización Coral, (2015).

Por otro lado Rojas, (2010), estudio HMA en la rizósfera de genotipos promisorios de cacao (*Teobroma cacao* L.), bajo los sistemas tradicional y bajo bosque en la región san Martín, reportando que, la colonización micorrízica y la densidad de esporas vario en ambos sistemas de manejo, ya que en unos casos, la colonización fue mayor en el sistema bajo bosque, con 82,04%, a comparación del sistema tradicional con 65,25% en la época húmeda; sin embargo, en la época seca el sistema tradicional presentó una mayor colonización con 65,76% a comparación del sistema bajo bosque con 56,46%.

Estos resultados son interesantes, ya que la distribución de HMA son muy variadas, entre sector y sector de la región. Además, considerando los recientes descubrimientos de géneros y especies HMA en el mundo, esta investigación busca cooperar con la ciencia, poniendo a disposición información descriptiva de, como se encuentran las especies HMA y su relación micorrízica con el cultivo de café, en condiciones de campo.

1.2. Origen y distribución del café

Según Davis *et al.*, (2006). El café es originario de Etiopía y Sudán y se extendió a otras partes del mundo pasando por Arabia. En la actualidad dos tercios de todo el café se cultivan en América Latina donde llegó vía Europa en el siglo XVIII. De las numerosas especies de cafeto, sólo dos son de importancia comercial en el Perú y que se utilizan ampliamente.

El *Coffea arabica*, es la variedad que más se cultiva y tiene la mayor demanda, crece en tierras altas, entre mil y dos mil metros sobre el nivel medio del mar.

El *Coffea robusta*, es una variedad más resistente que se cultiva a menor altura y menor precipitaciones, es importante en la preparación de mezclas que son utilizadas para elaborar café instantáneo.

1.3. Descripción morfológica del café

Según, Alvarado & Rojas, (2007), el cafeto es una planta arbustiva o árbol de poca altura, 4,5 a 6 metros, aunque en condiciones silvestres puede alcanzar mayor altura, la corteza del tronco es de color gris claro y las hojas de unos doce centímetros de largo son de un color verde oscuro brillante, las flores son pequeñas, blancas y olorosas; la floración que sólo dura unos cuantos días atrae a los insectos polinizadores.

Los frutos se desarrollan durante los 6 a 7 meses siguientes a la floración; son bayas llamadas cerezas que maduran de un color carmesí brillante, dentro se encuentran, cubiertos por una pulpa dulce, dos semillas o granos y en algunos casos sólo uno.

1.4. Variedades de Café Arábico

1.4.1. Arábigo o Criollo.

Según Alvarado & Rojas, (2007), esta variedad fue el tipo de café que se introdujo en América a principios del siglo XVII, esta variedad, si se deja libre en su crecimiento, puede alcanzar más de cuatro metros de altura, sus entrenudos son muy largos, las hojas nuevas son de color bronceado, las hojas maduras son angostas, comparadas con las de otras variedades, el fruto es alargado, de buen tamaño y de magnifico rendimiento (cereza oro), posee un sistema radical poco profuso, por su escaso sistema radicular tiende a sufrir deficiencias nutricionales, por ejemplo de Boro, Calcio, Magnesio, etc.

1.4.2. Caturra.

Es un cultivar originario en Minas Gerais, Brasil, introducido en Costa Rica en los años cincuenta de este ciclo, se le considera una mutación de la variedad Bourbon y se caracteriza por su tamaño reducido, de entrenudos cortos tanto en el tallo como en las ramas. Su porte pequeño favorece altos rendimientos por unidad de superficie bajo un manejo intensivo Alvarado & Rojas, (2007).

1.4.3. Pache.

Tiene porte bajo, buena ramificación secundaria, entrenudos cortos y abundante follaje y termina en una copa bastante plana, las plantaciones de pache se establecieron, principalmente, en oriente, donde su adaptabilidad y producción son satisfactorias. En general, se adapta bien en altitudes de 1067 a 1677 metros Alvarado & Rojas, (2007).

1.5. Taxonomía

Según, Davis *et al.*, (2006), la clasificación taxonómica del café es de la siguiente manera:

Reino	: Plantae
Subreino	: Viridiplantae
Supervisión	: Embriophita
División	: Tracheophita
Subdivisión	: Spermatophita
Clase	: Magnoliopciadae
Superorden	: Asteranae
Orden	: Gentianales
Familia	: Rubiaceae
Género	: <i>Coffea</i>
Especie	: <i>Arabica</i>
Nombre científico: <i>Coffea arabica</i> L.	

1.6. Requerimientos nutricionales

Para poder saber las cantidades de nutrientes que requiere el cultivo del café, es importante tener en consideración los niveles nutricionales que posee el suelo, y luego de ello, conocer el rendimiento que producirá el cultivo, la cantidad de nutrientes que son necesarios para obtener rendimientos promedio. Alvarado & Rojas, (2007).

1.7. Hongos micorrizicos arbusculares

La evidencia fósil indica que estos microorganismos forman asociaciones micorrizicos con las plantas desde hace 400 millones de años, y que tales asociaciones pudieron haber tenido influencia durante las etapas de colonización de las plantas sobre la corteza terrestre, datos moleculares realizados por Simon *et al.*, (1993) corroboraron estos resultados, estableciendo el origen de los HMA entre el periodo Ordovícico y el Devónico Stürmer, (2012). Se conoce con el nombre de micorriza a la asociación mutualista establecida entre las raíces de la mayoría de las plantas y ciertos hongos del suelo. Se trata de una simbiosis prácticamente universal, no sólo porque casi todas las especies vegetales son susceptibles de ser micorrizadas, sino también porque puede estar presente en la mayoría de los hábitats naturales; estimándose que aproximadamente el 95% de las especies vegetales conocidas establecen de forma natural y constante este tipo de simbiosis con hongos del suelo. Hermard *et al.*, (2002).

1.7.1. Definición de micorriza.

Etimológicamente, la palabra se ha formado del término griego “mykos” (hongo) y del vocablo latino “Rhiza” (raíz). El término micorriza, cuyo significado literal es hongo - raíz, se aplicó por primera vez a las asociaciones que se establecen entre plantas terrestres y determinados hongos del suelo, siendo descrito por el patólogo alemán Albert Bernard Frank en 1885. Él estableció que dicha asociación era mutualista dados los beneficios que reporta es la misma para ambos participantes, y comprende la penetración radical por parte del hongo y la carencia de respuesta perjudicial hacia éste por parte de la planta hospedera Hermard *et al.*, (2002).

1.7.2. Tipos de micorriza.

Las plantas terrestres en su mayoría presentan micorrizas, y lo más probable es que las restantes descendan de plantas micorrizadas que han perdido secundariamente esta característica. En el caso de los hongos, la mayor parte de las 5000 especies están identificadas, las micorrizas, pertenece a la división Basidiomycota, mientras que en casos más excepcionales se observan integrantes de Ascomycota. La tercera división que se ha observado formando micorrizas es Glomeromycota, un grupo que, de hecho, sólo se conoce en asociación micorrizógena y cuyos integrantes mueren cuando se les priva de la presencia de raíces, Smith, (1997).

1.7.3. Clasificación de las micorrizas.

Los HMA se clasifican en base a caracteres morfológicos funciones fisiológicas y criterios monofiléticos. La clasificación taxonómica ubica a estos hongos dentro del orden Glomales, el cual sólo contiene a estos endosimbiontes, con dos subórdenes: Glominae, Gigasporinae, tres familias: Glomaceae, Acaulosporaceae y Gigasporaceae, y seis géneros *Glomus*, *Sclerocystis*, *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Gigaspora* y *Scutellospora*. Morton & Benny, (1990).

Esta clasificación ha sido replanteada por muchos autores Schuβler *et al.*, (2001), en base a técnicas moleculares del ácido ribonucleico ribosómico (RNAr), agrupando a estos hongos dentro del orden Glomeromycota, incluyendo los Subórdenes Glominae y Gigasporinae, cinco familias: Paraglomaceae, Archaeosporaceae, Glomaceae, Acaulosporaceae y Gigasporaceae y siete géneros: *Paraglomus*, *Archaeospora*, *Glomus*, *Entrophospora*, *Acaulospora*, *Scutellospora* y *Gigaspora*, Börstler *et al.*, (2006). Es de notar que las micorrizas también han sido agrupadas, con base en la anatomía de las plantas colonizadas, en: ectomicorrizas, endomicorrizas (orquidioide, ericoide y arbuscular) y un grupo intermedio Ectendomicorrizas, Azcon & Barea (1980). Actualmente ha tenido gran aceptación el sistema de clasificación descrito por Schuβler & Walker (2004), donde agrupa a las micorrizas Arbusculares dentro de la división Glomeromycota, que es clasificadas tradicionalmente dentro de Zygomycota, pero que en las últimas décadas ha pasado a considerarse una división independiente y muy antigua dentro de los hongos.

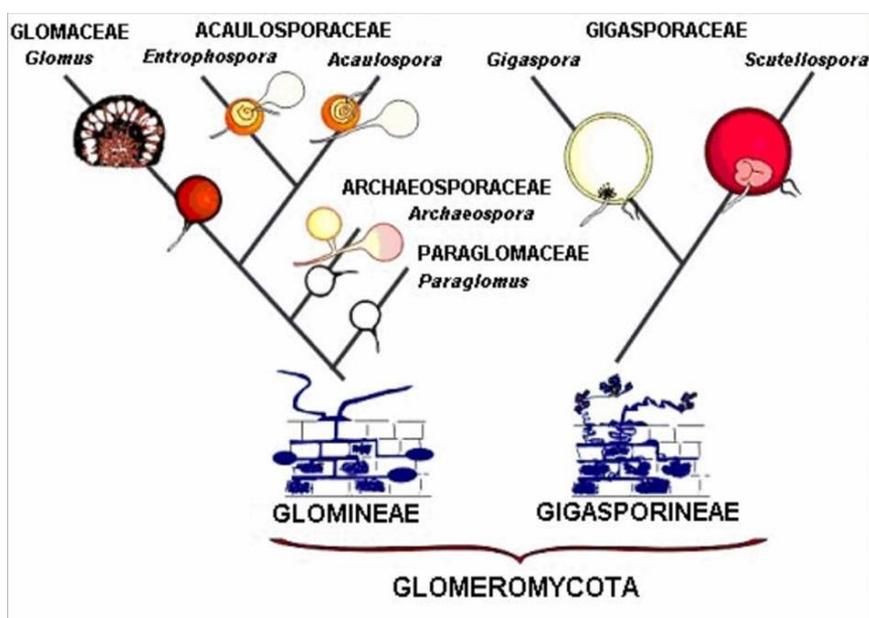


Figura 1: Clasificación taxonómica Börstler *et al.*, (2006).

Los Glomeromycota se caracterizan por carecer de cualquier tipo de reproducción sexual y ser simbioses obligados de plantas terrestres. Con éstas forman las endomicorrizas, un tipo de asociación micorrizógena que se caracteriza por la entrada de las hifas del hongo en el interior de las células de la raíz de la planta simbiote, donde forman vesículas alimenticias y formaciones conocidas como arbusculos, que se ramifican dicotómicamente. Los HMA presentan un micelio aceptado y multinucleado, sus esporas en general de origen asexual (azigosporas y clamidosporas), son heterocarióticas y se les considera biótrofos obligados, dada su necesidad de un hospedero para desarrollarse. El hongo presenta un sistema micelial, integrado por dos partes: micelio externo (coloniza el suelo y absorbe nutrientes) y el micelio interno (trasloca e intercambia sales minerales y carbohidratos con la planta), Börstler *et al.*, (2006).

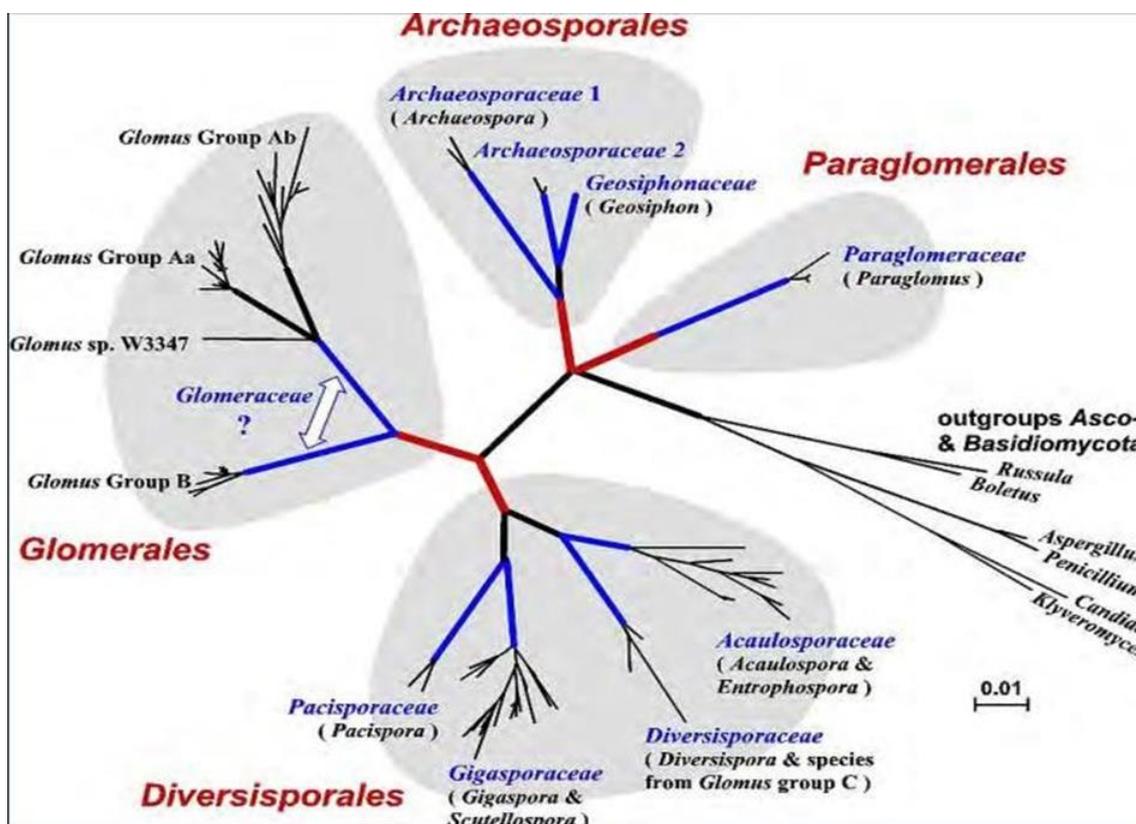


Figura 2: Clasificación taxonómica actual de los HMA Tomado de AMF-Phylogeny.com, (2006).

1.7.4. Característica de la asociación micorriza arbuscular.

Los hongos se consideran biótrofos obligados, ya que para su desarrollo y reproducción requieren del sistema radical del hospedante, de modo que pueden satisfacer sus requerimientos energéticos, cuya base son diferentes fuentes de carbono

generadas por el proceso fotosintético de la planta. La importancia de los hongos micorrizicos arbusculares puede traducirse en los beneficios que por su simbiosis aporta a las plantas, con relación al mejor aprovechamiento de agua y nutrientes, especialmente el fósforo cuando este es limitado Bethlenfalvay *et al.* (1991). Además, mantienen por mayor tiempo la funcionalidad de las raíces y el micelio externo, al generar una extensa red de hifas en el suelo que permite a la raíz mayor capacidad de exploración del volumen de suelo, por lo que contribuyen a que la zona de agotamiento aledaña a la raíz no sea limitativa en la disponibilidad de nutrientes y agua. De este modo, la fisiología de la simbiosis micorrízica provee a las plantas mejor capacidad de adaptación, establecimiento y crecimiento Linderman, (1992). A su vez, la actividad de los hongos micorrizicos permite que las poblaciones microbianas se incrementen, participando como agentes reguladores de macrobiótica benéfica y patogénica y, de este modo, influir directamente en la dinámica del carbono orgánico del suelo y de la fertilidad del mismo Sieverding *et al.*, (1991).

1.7.5. Morfología de la simbiosis micorrizica arbuscular.

Los hongos micorrizicos arbusculares no producen cambios visibles en la morfología de la raíz de sus hospedantes. Su presencia puede ser detectada mediante observaciones al microscopio óptico. En suelo, los hongos formadores de esta simbiosis presentan una extensa red de hifas que favorecen la absorción de nutrientes y agua Bago, *et al.*, (1999), permitiendo que la raíz posea un mecanismo alterno que explore mayor volumen de suelo. Una vez que la hifa del hongo penetra la raíz, esta crece a lo largo del tejido radical y llega a formar estructuras típicas de esa simbiosis tales como: 1) hifas intercelulares e intracelulares; 2) Arbúsculos que facilitan el intercambio bidireccional de nutrientes entre hongo-planta, 3) Vesículas las cuales almacenan reservas para el hongo; 4) Enrollamiento hifales y 5) Esporas simples o esporocarpicas en el suelo, pero algunas especies pueden esporular dentro de la raíz Bago *et al.*, (1999).

1.8. Presencia e importancia de HMA, en el cultivo de café

La presencia de HMA en cafetales se observó por primera vez por Janse en (1897), quien encontró gran cantidad de raíces micorrizadas del café de la isla de Java. Desde entonces, varios estudios han verificado la ocurrencia y la importancia de la simbiosis AM en el café, especialmente en muchas regiones tropicales donde este es cultivado Siqueira *et al.*, (1998).

Además, el café ha sido considerado una especie de alta dependencia micorrízica, especialmente durante la etapa de formación de plántulas Sieverding & Toro (1986). Así, los efectos positivos de los AM sobre el desarrollo de las plántulas de café y sus beneficios después del trasplante en los campos son de especial importancia Siqueira *et al.*, (1998).

1.9. Interacciones de HMA contra patógenos en el café

La inoculación puede beneficiar la capacidad de una planta de resistir estresantes bióticos al conferir un cierto grado de tolerancia y capacidad para soportar ataques patogénicos Azcón & Barea (1996). La asociación HMA con raíces de plantas puede aumentar la absorción de P por las plantas y competir por sitios de penetración y nutrientes con patógenos, disminuyendo los efectos deletéreos de patógenos radiculares Azcón & Barea (1996).

1.10. Otros aspectos de la asociación de HMA con café

Con frecuencia, se considera que los AMA no son incapaces de descomponer moléculas orgánicas complejas debido a su pequeña producción de enzimas hidrolíticas y su Biotropismo obligatorio, y han sido excluidos de los estudios sobre la degradación de sustancias orgánicas. Sin embargo, la importancia de los HMA es la retención y reciclaje de nutrientes minerales en ecosistemas tropicales ha sido señalado recientemente Aristizabal *et al.*, (2004), basado en la ocurrencia de esporas de HMA, hifas y vesículas dentro de la descomposición de hojas en varias especies de plantas. Los HMA también puede influir en la concentración y composición de los metabolitos secundarios, como los aceites, apocarotenoides y compuestos fenólicos Devi & Reddy (2002), entre otros. Sería de interés, investigar la influencia de estos hongos simbióticos sobre los granos de café, ya que varios metabolitos secundarios están involucrados en la calidad de la bebida producida de estos granos, incluyendo alcaloides, ácidos cloro génicos y terpenos.

CAPÍTULO II

MATERIAL Y MÉTODOS

2.1. Tipo de investigación

La investigación es de tipo paramétrica, descriptiva. Buscando generar nuevos conocimientos (Investigación Básica).

2.2. Nivel de investigación

El nivel de investigación es Descriptiva – Explicativo, ya que se describe y explica el efecto de los HMA colectados de suelo rizosférico de plantaciones de café, de diferentes localidades de la región, en condiciones de campo, dentro del tipo, biotecnología, protección de cultivos, bioprospección y recursos genéticos.

2.3. Diseño de investigación

El diseño de la investigación es experimental, realizado en condiciones de campo, teniendo tres localidades de cuatro provincias de la región: El Dorado (Palestina, Requena, San Juan de Talliquihui); Lamas (Alto Palmiche, Pamashto, Pueblo nuevo); San Martín (Santa Rosa de Huayali, Nuevo Lamas, Nuevo Porvenir) y Moyobamba (Barranquita, Cocha Negra, Palmeras). Tomando muestras de suelo y raíces de plantas de café, para el análisis biológico correspondiente.

2.4. Población y Muestra

2.4.1. Población.

Diversidad de especies aisladas de Hongos Micorrizicos Arbusculares (HMA), de 60 muestras colectadas de 12 parcelas de café en 4 provincias de la Región San Martín.

2.4.2. Muestra.

Identificación de especies de Hongos Micorrizicos Arbusculares (HMA), obtenidos de parcelas de café de la Región San Martín.

2.5. Técnicas e instrumentos de recolección de datos

Los datos fueron obtenidos de fuentes primarias y para conseguirlos se utilizaron las siguientes técnicas e instrumentos:

2.5.1. Técnicas.

- Análisis de datos campo, como: producción de café de cada provincia, altitud de la localidad muestreada, parámetros físico – químicos del suelo cultivos asociados al café, etc.
- Observacional, como: identificación del lugar de las parcelas de café sembradas por los agricultores, la cual sirvieron como muestreo.

2.5.2. Instrumentos.

- Ficha de diagnóstico situacional de cada provincia.
- Cuaderno de notas.
- Archivo de datos.

2.6. Técnicas de procesamiento y análisis de datos

Se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA) simple. El experimento tuvo 12 tratamientos independientes y cinco repeticiones, siendo cada repetición una unidad experimental (una planta de café), resultando un total de 60 unidades. Todos los datos fueron tabulados en hojas de cálculo Excel, siendo procesados y analizados mediante un análisis de varianza (ANVA), y un test de comparación de medias (Tukey, $P < 0,05$). Para realizar este análisis se utilizó el paquete estadístico InfoStat (version 2012e; Córdoba, Argentina).

2.6.1. Tratamientos en estudio.

Tabla 1

Tratamientos en estudio

PROVINCIAS	SECTORES	TRATAMIENTOS
El Dorado	Palestina	T1
	Requena	T2
	San Juan de Talliquihui	T3
Lamas	Alto Palmiche	T4
	Pamashto	T5
	Pueblo Nuevo	T6
San Martín	Santa Rosa de Huayali	T7
	Nuevo Lamas	T8
	Nuevo Porvenir	T9
Moyobamba	Barranquita	T10
	Cocha Negra	T11
	Palmeras	T12

2.7. Metodología

2.7.1. Ubicación del área de estudio

Para este trabajo de investigación se localizaron doce áreas productoras de café en 4 provincias el Dorado (Palestina, Requena, San Juan de Talliquihui); Lamas (Alto Palmiche, Pamashto, Pueblo nuevo); San Martín (Santa Rosa de Huayali, Nuevo Lamas, Nuevo Porvenir) y Moyobamba (Barranquita, Cocha Negra, Palmeras), en la región san Martín, en cada provincia se identificaron tres zonas distintas, y dentro de cada zona, una parcela. Las parcelas seleccionadas fueron georreferenciadas y caracterizadas Figura 3 y en la Tabla 2.

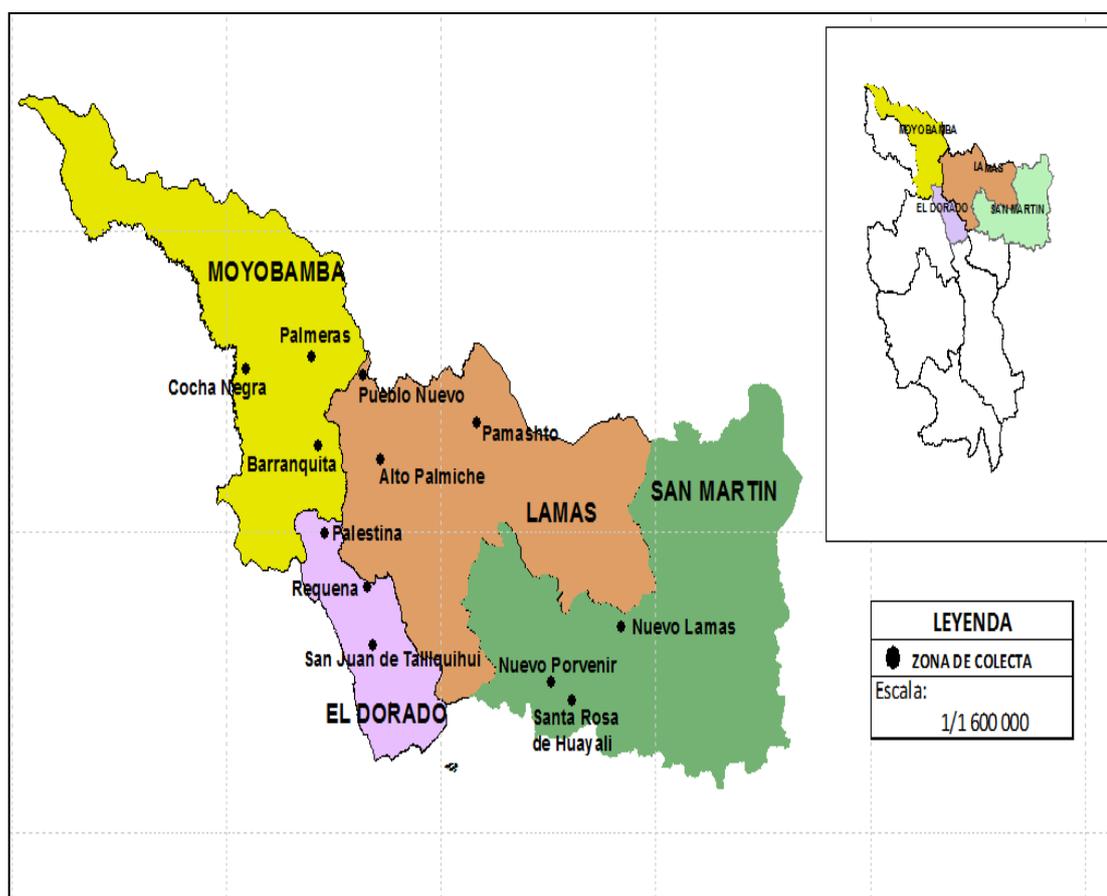


Figura 3: Mapa geo-referencial de la ubicación de las cuatro provincias y 12 localidades de la zona de colecta.

Tabla 2*Ubicación geográfica y características de las parcelas en estudio.*

Provincias	Sector	Área (Has)	Edad	Asociaciones de Cultivos	Variedades	Fertilización	Altitud (msnmm)	Antecedentes de la finca	Densidad/Ha	Cordenadas UTM
Lamas	Alto Palmiche	2	6	Huaba, Eucalipto	Pache, Bourbon	No fertiliza	978	Purma	8333	323049; 9299580
	Pamashto	1	10	Huaba	Catimor	No fertiliza	851	Purma	6944	329918; 9297589
	Pueblo Nuevo	6	10	Huaba	Catimor, Bourbon	No fertiliza	1088	Purma	4444	311135; 9301306
El Dorado	Palestina	3	8	Huaba, cítricos	Catimor, Pache	No fertiliza	745	Purma	6666	298519; 9285268
	Requena	1,5	3	Monocultivo	Catimor, Pache	No fertiliza	468	Maíz, Frijol	6666	305310; 9279302
	San Juan de Talliquihui	1	7	Huaba, Mango	Catimor, Caturra Amarillo	No fertiliza	602	Purma	6666	322599; 9266981
San Martín	Santa Rosa de Huayali	0,75	4	Huaba, Palta	Catimor	Uso de herbicida	740	Purma	6944	372551; 9254593
	Nuevo Lamas	2	6	Huaba	Catimor, Pache	No fertiliza	973	Purma	4444	367452; 9270105
	Nuevo Porvenir	2	6	Huaba	Caturra, Pache	No fertiliza	782	Purma	6666	375973; 9252496
Moyobamba	Barranquita	6	4	Huaba, Plátano	Catimor, Caturra	No fertiliza	1054	Maíz, Frijol	4444	290135; 9317356
	Palmeras	2	4	Huaba, Cedro	Catimor, Caturra rojo	Yara Mila NPK(20-7-10)	945	Purma	4444	275784; 9324544
	Cocha Negra	3	8	Huaba, cítricos	Catimor, Caturra	No fertiliza	860	Purma	6666	288422; 9276298

Para el procesamiento de las muestras biológicas, se realizó en las instalaciones del Laboratorio de Biología y Genética Molecular (LBGM) - Facultad de Ciencias Agrarias, ubicado en el campus de la Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto, la cual presenta las siguientes características de ubicación:

- ***Ubicación Política***

Distrito: Morales

Provincia: San Martín

Departamento: San Martín

- ***Ubicación Geográfica***

Latitud Sur: 06°35'28"

Longitud Oeste: 76°18'47"

Altitud: 230 m.s.n.m



Figura 4: Laboratorio de Biología y Genética Molecular (LBGM).

2.7.2. Colecta y codificación de muestras biológicas.

Se colectó muestras biológicas (Suelo rizosférico y biomasa radicular) de 60 plantas de café (5 plantas/3 fincas cafetaleras/4 provincias), las plantas se seleccionaron aleatoriamente. De cada planta, se colectó aproximadamente 100 g de biomasa radicular y 250 g de suelo rizosférico en tres puntos equidistantes, entre 20 – 30 cm de distancia del tallo principal y entre 0 – 15 cm de profundidad Robles *at al.*, (2008).

Las sub-muestras colectadas de los 3 puntos equidistantes fueron mezclados y homogenizadas independientemente, formando una sola muestra compuesta por planta. Estas muestras, se codificaron y fueron colocadas en bolsas de polietileno y transportadas al laboratorio para su análisis respectivo (Figura 5).



Figura 5: Colecta y codificación de muestras biológicas en áreas seleccionadas.

2.7.3. Selección y conservación de muestras biológicas.

Una parte de la muestra de suelo rizosferico de cada planta fue separada y colocada en bolsas con cierre hermético ziploc y almacenada entre 4 a 6 °C de temperatura para su posterior análisis en el laboratorio, la otra fracción fue enviada al laboratorio de suelos y aguas en la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de San Martín para su análisis físico – químico. Las raíces colectadas fueron lavadas con abundante agua para desprender partículas de suelo y otros residuos adheridos. Posteriormente se seleccionaron raíces secundarias y terciarias (más finas), las cuales se les realizó cortes en segmentos entre 1 – 2 cm de longitud y luego colocadas en tubos ensayo de 50 ml. conteniendo solución de alcohol (70%) para ser almacenadas entre 4 a 6 °C para su análisis (Figura 6).

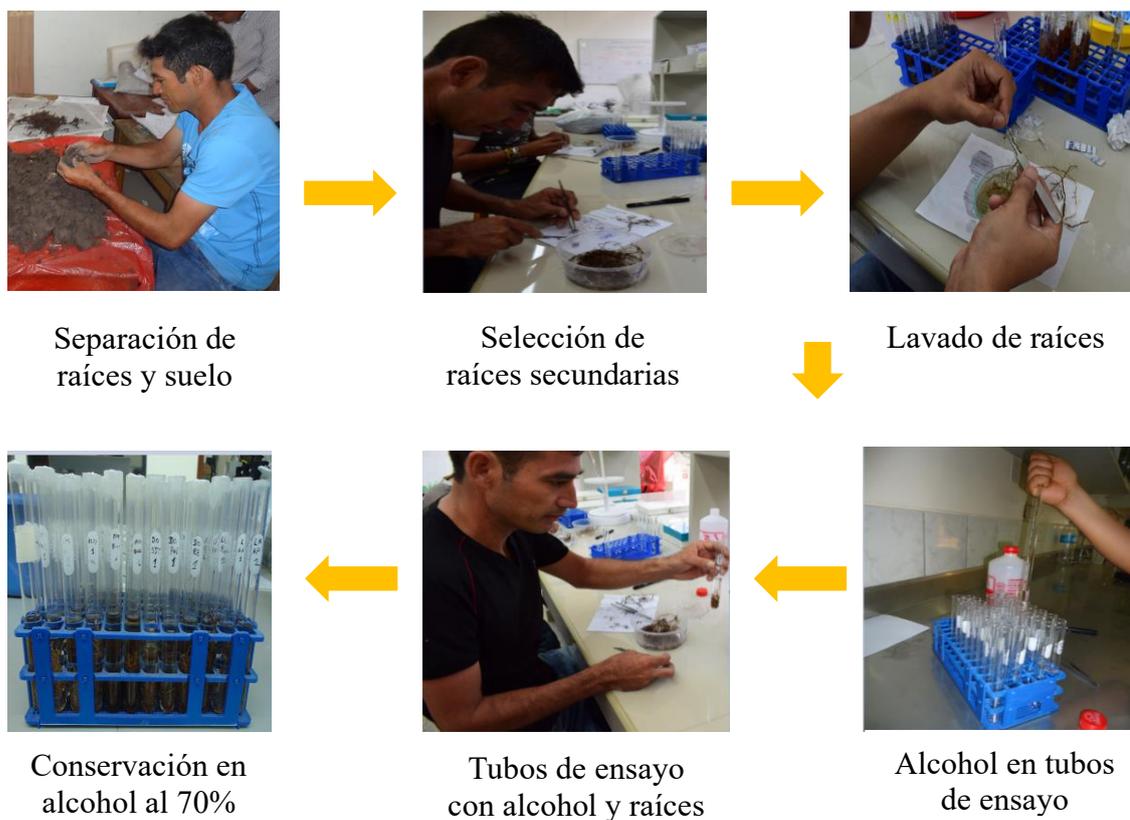


Figura 6: Selección y conservación de raíces y suelo rizosferico de plantaciones de café obtenidas de diferentes provincias de la región.

2.7.4. Propiedades físico – químicas de suelo.

Para conocer las propiedades del suelo se realizó el análisis físico-químico correspondiente a las 60 muestras colectadas y homogenizadas de 04 provincias en estudio. Se determinó la clase textural, porcentaje de materia orgánica (MO), % de Nitrógeno, concentración de iones hidrógeno, pH y niveles de fósforo y potasio disponible.

2.7.5. Aislamiento de esporas.

El aislamiento de esporas se realizó utilizando la metodología de tamizado húmedo y decantación propuesto por Gerdemann & Nicolson, (1963), con modificaciones. Seguido por una centrifugación en una gradiente de sacarosa de 20% y 60% de concentración Sieverding, (1984). A continuación, se detalla la metodología:

- Se pesó 10 g de suelo seco y luego se procedió a disolver en 1 litro de agua batiéndolo con una espátula, luego quedó en reposo por 30 segundos a fin de precipitar partículas mayores.

- La fase sobrenadante se filtró por una serie de tamices de 250 y 38 μm el material colectado en el tamiz de 38 μm fue transferido a tubos falcón de 50 ml que contenía 20 ml de sacarosa al 20% y 10 ml de sacarosa al 60%.
- Estos tubos se enrasaron con agua hasta obtener un volumen final de 50 ml esta solución se llevó a centrifugar a razón de 3500 RPM por 4 min.
- El sobrenadante de estos tubos fue filtrado sobre un tamiz de 38 μm y posteriormente lavado con bastante agua corriente para eliminar la sacarosa.
- Finalmente, las esporas retenidas en el tamiz de 38 μm fueron suspendidas y transferidas a placas de petri para su observación en el estereomicroscópio.

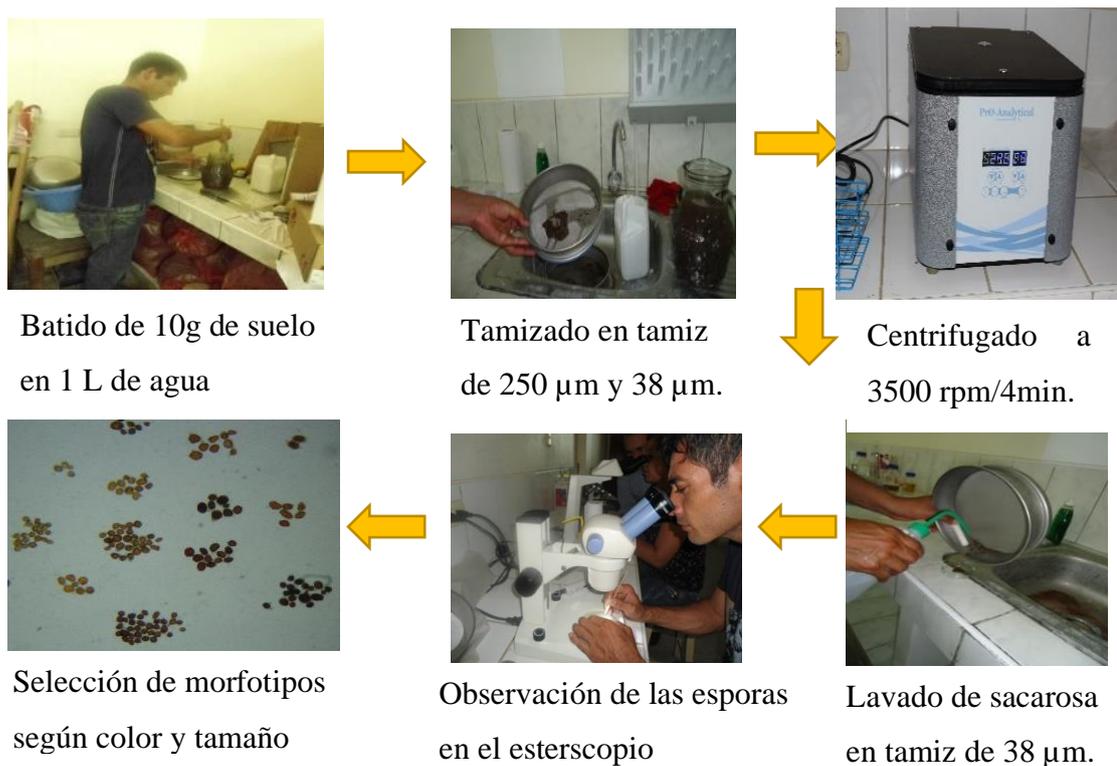


Figura 7: Aislamiento de esporas de HMA, de suelo rizosferico de plantaciones de café.

2.7.6. Cuantificación de esporas e identificación de especies de HMA.

Para la cuantificación e identificación taxonómica de las especies de HMA, las esporas fueron montadas en láminas portaobjetos usando alcohol poli vinílico más ácido láctico y glicerol (PVLG), además de, PVLG con reactivo de MELZER en una proporción 1:5 Omar, *et al.*, (1979), luego cada lámina fue puesta a secar a temperatura ambiente por 24 horas y finalmente observadas en un microscopio compuesto (Nikon E200). La identificación de especies de HMA se realizó con la clasificación de especies

actual Redecker, *et al.*, (2013) y las claves disponibles en los sitios web de la International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi (<http://invam.caf.wve.edu/>) Janusz Blaszkowski of the Szczecin University of Agronomy (<http://www.agro.ar.szczecin.pl/~jblaszkowski/>) and the Glomeromycota Phylogeny (<http://www.lrz-muenchen.de/schuessler/amphylo/>).

2.7.7. Tinción de raíces.

Para identificar la presencia de hongos micorrizicos arbusculares (HMA) en las raíces de las 60 muestras colectadas, se utilizó la técnica de clareo y tinción propuesta por Phillips & Hayman, (1970), modificada para raíces leñosas, usando la siguiente metodología:

- Se realizó todas las muestras por tratamientos y repeticiones.
- Las raíces fueron lavadas sobre un tamiz, para eliminar todo el suelo adherido.
- Se seleccionó las raicillas pequeñas (raíces secundarias).
- Se colocaron en papel absorbente a fin de retirar el exceso de agua.
- Se colocaron en un tubo de ensayo con una solución de Hidróxido de potasio (KOH) al 10% por 24 horas, cambiando el KOH cada 4 horas.
- Las raíces fueron cubiertas nuevamente con la solución de KOH al 10% y luego colocadas en baño maría a 90°C durante 30 minutos con la finalidad de remover el contenido citoplasmático y clarificar el tejido cortical.
- Luego se lavó tres veces con agua corriente hasta eliminar todo el KOH.
- Posteriormente las raíces fueron sumergidas en agua oxigenada durante 90 minutos a temperatura ambiente, para aclarar los pigmentos de la raíz, luego se lavaron con ácido acético (vinagre blanco) de 2-3 veces para acidificar las muestras.
- Finalmente, las raíces fueron sumergidas en tinte parker (5,26%), y colocadas en baño maría a 90 °C durante 30 segundos y en seguida fueron lavadas entre 2-3 veces con vinagre (50%) para eliminar el exceso de tinta. Por último, las raíces teñidas son conservadas en lacto glicerol, hasta su evaluación.

2.8. Variables evaluadas

2.8.1. Variables del suelo.

2.8.1.1. Parámetros del suelo.

Los resultados obtenidos, mediante el análisis del suelo, se realizó, una prueba de comparación de relaciones entre las 12 localidades de café. Evaluando la posible

relación que exista entre la comunidad de HMA y las propiedades físico – químicas del suelo mediante el cálculo del coeficiente de correlación de Pearson, de esta manera se exploró la variabilidad y similitudes entre los suelos y la composición de las comunidades de HMA entre las parcelas.

2.8.2. Variables biológicas

2.8.2.1. Densidad de esporas de HMA.

La densidad de esporas, fue cuantificada mediante la observación visual de las especies presentes y su contabilización de esporas presentes por localidad. Con ayuda de un microscopio trinocular incorporado al software MOTIC PLUS 2.0; con los objetivos 40x y 100x.

2.8.2.2. Riqueza de especies de HMA.

En relación a la riqueza de especies, se tuvo en cuenta lo siguiente: forma, tamaño, color, textura, ornamentaciones, características de los estratos internos y externos, número de estratos, reacción al reactivo de Melzer (tinción de estrato), sáculos, cicatriz, etc. de cada espora de HMA encontrada por localidad, para después, obtener la cantidad de especies obtenidas por localidad. Todo esto con el registro fotográfico de las morfo-especies, realizado en un microscopio trinocular con el software MOTIC PLUS 2.0; con los objetivos 40x y 100x.

2.8.2.3. Taxonomía de HMA identificados.

En cuanto a la taxonomía de especies, se realizó mediante la ayuda de taxónomos internacionales, que cuentan con gran experiencia en el campo micorrízico, fue el caso de la ayuda proporcionada por él, Dr. Santos Carballar Hernández (Laboratorio de Suelos de la Unidad de Oaxaca, Mexico), la Dra. Laura Verónica Hernández Cuevas (Laboratorio de Micorrizas de la Universidad Autónoma de Tlaxcala, México), ambos de México, y el Dr. Fritz Oehl (División competente para plantas y productos ecotoxicológicos de plantas, Wädenswil, Suiza), gracias al proyecto de investigación: Identificación y validación de especies de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) nativos eficientes como BIOPROTECTORES Y BIOFERTILIZANTES en los cultivos de café (*Coffea arabica* L.) y Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en la región San Martín, que se ejecutó en el LBG M.

2.8.2.4. Colonización radicular de HMA a plantas de café, en condiciones de campo.

Fue calculado utilizando la metodología propuesta por Trouvelot *et al.*, (1986). Para cada muestra se montaron 20 segmentos de raíces finas teñidas de aproximadamente 1-2 cm de longitud estas fueron montados en paralelo sobre laminas portaobjetos (20 segmentos de raíz/porta-objetos) y se observaron a un aumento de 40x y 100x. A cada segmento de raíz se asignó una de seis categorías (0 – 5) de acuerdo a la colonización micorrízica que van desde 0% a > 95% de micorrización (Figura 8).

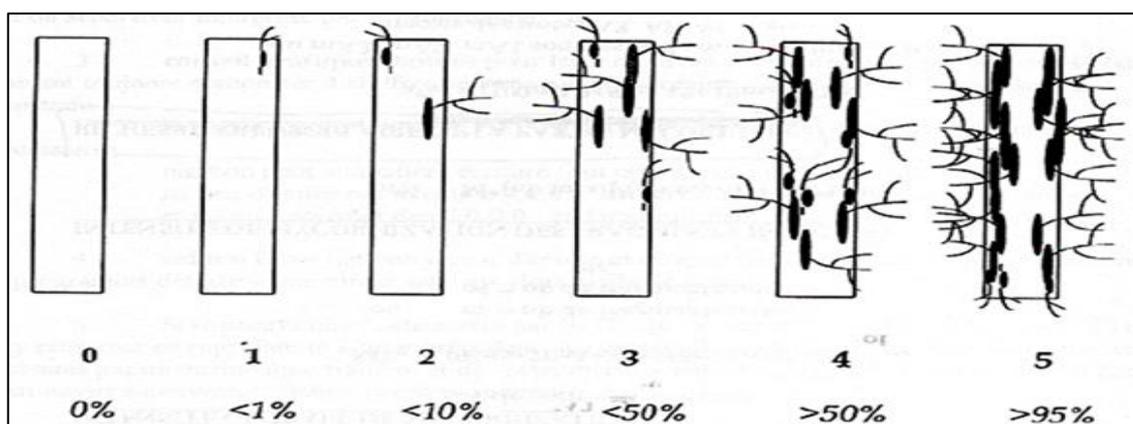


Figura 8: Ilustración de seis categorías (0 – 5) propuestos por Trouvelot *et al.*, (1986), donde se describe el porcentaje de colonización.

2.8.3. Variables ecológicas.

2.8.3.1. Parámetros ecológicos.

Las medidas ecológicas para describir la estructura de la comunidad de HMA incluyen: Densidad de esporas, riqueza de especies, índice de diversidad (Shannon), Equitatividad (Pielow) e índice de dominancia (Simpson).

2.8.3.2. Frecuencia de aislamiento y abundancia relativa de HMA.

La abundancia relativa indica la capacidad de esporulación de cada una de las especies de HMA encontradas por localidad, en cambio, la frecuencia de aislamiento refleja el grado de distribución de una especie de HMA en un ecosistema.

2.8.4. Descripción morfológica de HMA identificados.

La descripción morfológica, comprende los aspectos detallados de cada espora encontrada por localidad, y su relación con las especies HMA identificadas.

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Variables del suelo

3.1.1. Parámetros del suelo.

El muestreo de suelo fue realizado en 12 localidades pertenecientes a 4 provincias de la región, como son: El Dorado (Palestina, Requena y San Juan de Talliquihui), Lamas (Alto Palmiche, Pamashto y Pueblo Nuevo), San Martín (Santa Rosa de Huayali, Nuevo Lamas y Nuevo Porvenir) y Moyobamba (Barranquita, Cocha Negra y Palmeras), se realizó un análisis de parámetros físicos y químicos: pH, textura, materia orgánica, fósforo extraíble, nitrógeno y potasio. El análisis se realizó en el laboratorio de suelos y aguas de la Facultad de Ciencias Agrarias – UNSM, Tarapoto (Tabla 3). La misma Tabla también muestra el análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) realizado para los parámetros: pH, %Materia orgánica, %Nitrógeno, Fósforo disponible (ppm) y Potasio disponible (ppm). La cual en el parámetro pH los resultados tuvieron diferencias estadísticas significativas en la localidad de Requena – El Dorado, donde se obtuvo un pH de 7,01 (neutro – alcalino), en contraste las demás localidades fueron diferentes, ya que, la mayoría el suelo obtenido tuvo un pH ácido (de 4,06 a 5,74), siendo más ácido en Cocha Negra – Moyobamba, a excepción de Palestina (El Dorado) y Barranquita (Moyobamba) quienes obtuvieron un pH de 6,48 y 6,37, considerado este rango como aceptable para el balance biológico. En cambio, para el porcentaje de materia orgánica y el porcentaje de nitrógeno no se encontraron diferencias estadísticas entre sí. Pero el contenido de fósforo (ppm) se obtuvieron diferencias estadísticas entre sí, en la localidad de Requena – El Dorado, con 12,61 ppm, seguido de las localidades de, Barranquita (Moyobamba), San Juan de Talliquihui y Palestina (ambas de El Dorado) con 11,62; 10,95 y 10,89 ppm respectivamente, lo que indica que este elemento pudo o no intervenir en la biología del suelo de estas localidades, la cual se tuvo que correlacionar con la densidad de esporas obtenidas (mediante el índice de correlación de Pearson), la disponibilidad de P fue menor en las localidades de, Nuevo Porvenir (San Martín) y Cocha Negra (Moyobamba) con 5,73 y 5,77 ppm. Por último, el contenido de K disponible en el suelo, fue mayor en la localidad de Barranquita (Moyobamba) con 297,27 ppm, seguido de Palestina (El Dorado) con 246,05 ppm, al igual que el P disponible, se tuvo que correlacionar mediante Pearson para estudiar si

influyó o no con la biología del suelo, además, Cocha Negra – Moyobamba con 55,46 ppm, fue la localidad que obtuvo el menor contenido de potasio.

Tabla 3

Análisis de suelo de los parámetros físicos y químicos de las localidades de estudio.

Análisis Físico -Químico					Elementos Disponibles					
Provincias	Sector	Textura (*)			Clase Textural (**)	pH	% M.O	% N	P (ppm)	K (ppm)
		% Are	% Arc	% Lim						
El Dorado	Palestina	51,1	29,8	19,1	Fr. Arci. Ar.	6,48 ab	2,41 a	0,12 a	10,89 ab	246,05 ab
	Requena	38,4	35,6	26,0	Fr. Arci.	7,01 a	3,13 a	0,16 a	12,61 a	198,1 abcd
	San Juan de Talliquihui	33,6	33,2	33,2	Fr. Arci.	5,7 bcd	2,12 a	0,11 a	10,95 ab	93,89 bcd
Lamas	Alto Palmiche	49,6	41,0	9,4	Arci. Ar.	4,66 cde	1,82 a	0,09 a	7,86 cd	137,23 bcd
	Pamashto	35,4	36,2	28,4	Fr. Arci.	5,74 bc	2,19 a	0,11 a	9,4 bc	183,88 abcd
	Pueblo nuevo	37,4	32,2	30,4	Fr. Arci.	5,57 bcd	2,59 a	0,13 a	9,13 bc	65,2 cd
San Martín	Santa Rosa de Huayali	45,2	34,8	20,0	Fr. Arci.	4,36 e	2,64 a	0,13 a	6,01 d	67,64 cd
	Nuevo Lamas	41,8	32,2	26,0	Fr. Arci.	4,62 de	2,07 a	0,1 a	9,21 bc	220,34 abc
	Nuevo porvenir	42,2	33,4	24,4	Fr. Arci.	4,46 e	2,76 a	0,14 a	5,73 d	97,15 bcd
Moyobamba	Barranquita	37,4	32,0	30,6	Fr. Arci.	6,37 ab	2,83 a	0,14 a	11,62 ab	297,27 a
	Cocha Negra	48,8	33,1	18,1	Fr. Arci. Ar	4,06 e	2,63 a	0,13 a	5,77 d	55,46 d
	Palmeras	38,2	33,2	28,6	Fr. Arci.	4,97 cde	3,16 a	0,16 a	6,2 d	203,1 abcd

Prueba de Tukey ($P < 0.05$), para el análisis físico – químico del suelo, en doce localidades de cuatro provincias de la región San Martín. Donde las letras distintas indican diferencias estadísticas entre sí.

Análisis de comparación de medias: Elaboración propia

Fuente: Laboratorio de Suelos.

El análisis de correlación (R^2) de Pearson, es el cálculo que se realiza para demostrar si hay o no relación entre un parámetro evaluado comparado con una variable respuesta. En este caso se evaluó, los parámetros físico – químicos del suelo de doce localidades, como son: pH, % materia orgánica, % de nitrógeno, disponibilidad de P (ppm) y disponibilidad de K (ppm), comparado con la variable respuesta densidad de esporas (Tabla 4).

En estadística, el coeficiente de correlación de Pearson tiene un valor entre +1 y -1, donde sí:

$r = -1$ Correlación inversa perfecta

$-1 < r < 0$ Correlación inversa

- r= 0 No hay correlación
 0<r<1 Correlación directa
 r= 1 Correlación directa perfecta

Tabla 4

Análisis de correlación y Pearson para los parámetros físicos y químicos de doce localidades, relacionadas a la cantidad de esporas de HMA.

Provincias	Localidades	pH		%M.O		%N		P(ppm)		K(ppm)	
		P*	R ² **	P	R ²						
El Dorado	Palestina	-0.752	0.566	-0.236	0.056	-0.236	0.056	-0.752	0.566	-0.153	0.024
	Requena	-0.005	0.000	-0.918	0.842	-0.918	0.842	-0.729	0.531	-0.384	0.148
	San Juan Talliquihui	-0.705	0.497	0.039	0.001	0.039	0.001	-0.793	0.628	-0.566	0.321
Lamas	Alto Palmiche	-0.076	0.006	-0.423	0.179	-0.423	0.179	0.488	0.239	-0.268	0.072
	Pamashto	0.062	0.004	0.185	0.034	0.185	0.034	0.390	0.152	0.954	0.910
	Pueblo Nuevo	0.021	0.000	-0.792	0.627	-0.792	0.627	0.236	0.056	0.438	0.192
San Martín	Santa Rosa de Huayali	-0.338	0.114	0.199	0.040	0.199	0.040	-0.172	0.029	-0.031	0.001
	Nuevo Lamas	0.235	0.055	0.445	0.198	0.445	0.198	-0.275	0.075	0.067	0.005
	Nuevo Porvenir	-0.039	0.002	0.592	0.351	0.592	0.351	-0.314	0.099	-0.685	0.470
Moyobamba	Barranquita	-0.358	0.128	0.957	0.915	0.957	0.915	-0.157	0.025	-0.827	0.684
	Cocha negra	0.108	0.012	0.375	0.140	0.375	0.140	-0.227	0.052	0.614	0.377
	Palmeras	-0.355	0.126	-0.062	0.004	-0.062	0.004	-0.212	0.045	-0.318	0.101

P*= Correlación de Pearson; R²**= Coeficiente de correlación

Según la Tabla 4, se demuestra la relación que existe entre los parámetros, porcentaje de materia orgánica con la densidad de esporas de HMA obtenidas en los suelos de las localidades de, Requena – El Dorado (P: -0,918 y R²: 0,842) y Barranquita – Moyobamba (P: 0,957 y R²: 0,915), lo que significa, en el primer caso, que hay una correlación inversa entre la disponibilidad de materia orgánica con la densidad de esporas (a mayor disponibilidad de materia orgánica menor número de esporas), y en el segundo caso, existe una correlación directa entre la disponibilidad de materia orgánica con la densidad de esporas (a mayor disponibilidad de materia orgánica mayor número de esporas). Por su parte, para el parámetro porcentaje de nitrógeno disponible con la densidad de esporas de HMA, se obtuvo mejores resultados en las localidades de Requena – El Dorado (P: -0,918 y R²: 0,842) y Barranquita – Moyobamba (P: 0,957 y R²: 0,915), lo que significa que, el análisis realizado para la localidad de Requena, existe una correlación inversa entre la disponibilidad de nitrógeno con la cantidad de

esporas (a mayor disponibilidad de nitrógeno menor número de esporas), y en el caso de la localidad de Barranquita, existe una correlación directa entre la disponibilidad de nitrógeno con la cantidad de esporas (a mayor disponibilidad de nitrógeno mayor cantidad de esporas). Otro parámetro importante fue la disponibilidad de K (ppm), que tuvo buenos resultados de correlación en la localidad de Pamashto – Lamas ($P: -0,954$ y $R^2: 0,910$), lo que significa que, el análisis realizado para esta localidad, existe una correlación directa entre la disponibilidad de K con la cantidad de esporas (a mayor disponibilidad de K mayor número de esporas). En conclusión, la disponibilidad (%) de materia orgánica y nitrógeno influenciaron en la esporulación de HMA en los suelos de la localidad de Requena, caso contrario sucedió en la localidad de Barranquita, quien, al parecer la disponibilidad (%) de materia orgánica y nitrógeno, no afectaron la esporulación de HMA, más bien se vio favorecida por estos elementos, al igual que la disponibilidad de K en la localidad de Pamashto, lo cual se tendría que profundizar en estudios biológicos en estos suelos para determinar cuál es el grado de importancia que ejercen estos elementos en la esporulación de los HMA. Cabe recalcar, que este análisis es muy importante, pero no necesariamente se obtiene buenos resultados en todos los parámetros estudiados y su relación con la variable respuesta, ya que quizás el análisis de Pearson haya salido, que, si existe relación, pero es el coeficiente de correlación (R^2) quien determina si la variable independiente (parámetros físico – químicos del suelo) está influenciando sobre la variable respuesta (densidad de esporas), como se observó en este estudio.

La mayoría de las plantas forman simbiosis subterráneas con diversas comunidades de hongos micorrizicos, Brundrett, (2002). Las plantas comparten carbono derivado de la fotosíntesis con simbiosis de hongos a cambio de un mejor acceso a los recursos del suelo (especialmente, nitrógeno, fósforo, agua) Smith & Read, (2008). A pesar de que los HMA son simbiosis obligados y no pueden crecer y reproducirse aparte de un huésped vegetal, su rango de hospedadores abarca más del 80% de todas las especies de plantas terrestres Smith & Read (2008). Se sabe que las micorrizas influyen en los procesos de equilibrio biológico, manteniendo la biodiversidad y la funcionalidad de los ecosistemas Johnson, Gehring & Jansa, (2016), pero existe sorprendentemente poca información sobre los patrones biogeográficos a escala del ecosistema de las especies de HMA y los factores ambientales que influyen en la distribución de las especies. Siendo en teoría, la estructura de la comunidad hospedadora de la planta, los factores

ambientales abióticos y las propiedades intrínsecas de las especies de HMA (las capacidades de dispersión) las que deben actuar conjuntamente para dar forma a la estructura de la comunidad de hongos de micorriza arbuscular y las distribuciones geográficas de las especies en múltiples escalas Chaudhary, Lau, & Johnson, (2008). Esto explica los resultados obtenidos en la prueba de Tukey, para los parámetros físico – químicos del suelo de cada localidad de muestreo y su correlación de Pearson con la densidad de esporas obtenida, en la cual están influenciando parámetros como pH y disponibilidad de N, P y K, especialmente en las localidades de Requena, Barranquita y Pamashto, ya que en Requena se obtuvo un pH neutro y mediante la prueba de correlación de Pearson se demostró una correlación inversa (pH y disponibilidad de nitrógeno), en Pamashto también se encontró una correlación inversa (con el elemento potasio) lo cual significa que, estos elementos (N, P y K) además del pH (que depende de la presencia de elementos químicos que lo modulan) están influenciando en la presencia de las micorrizas en estas localidades, en contraste con la localidad de Barranquita, quien se demostró que estos elementos estarían ayudando a la esporulación de las micorrizas. Hacia ello, varios trabajos han vinculado ciertas propiedades edáficas (Textura del suelo, pH, disponibilidad de nitrógeno y fósforo) a las distribuciones de especies de HMA, Lekberg, Koide, Rohr, Aldrich, & Morton, (2007). Además, se ha documentado una correlación entre la riqueza de especies de plantas y la riqueza de especies de HMA en algunos estudios experimentales, Lovelock & Ewel, (2005), y las capacidades de dispersión de los HMA son probablemente específicas de la especie y dependientes del medio ambiente Egan, Li, & Klironomos, (2014) aunque los mecanismos son poco conocidos, pero también hay autores que no mencionan esto Antoninka, Reich, & Johnson, (2011), lo que hace suponer que los resultados de correlación entre las comunidades de HMA y las propiedades físico – químicas del suelo difieren mucho entre sí, y se tendría que realizar estudios adicionales de campo de distribución de especies de HMA para comparar los controladores biogeográficos bióticos y abióticos. Sabiendo de la importancia de estos estudios a escala del ecosistema que vinculan las distribuciones de las especies de HMA a factores ambientales, se tiene que optar como un requisito previo y primordial para comprender hasta qué punto proporcionan importantes funciones y servicios en los ecosistemas a través de la biogeografía.

A nivel de nutrición del suelo después del N, P es el macronutriente limitante más frecuente para el crecimiento de las plantas y se necesita en concentraciones milimolares en el entorno celular. Para cumplir con este requisito, y considerando las áreas con agotamiento de P en el suelo que se forman alrededor de las raíces, las plantas dependen de varios mecanismos, como los transportadores de alta afinidad, la liberación de fosfatasas y ácidos orgánicos y la asociación con HMA Requena, (2005), que implica una ruta altamente regulada para el intercambio de P entre plantas y simbiontes de hongos Poulsen *et al.*, (2005). Por lo tanto, P es sin duda el nutriente más importante que toman los HMA, lo que se refleja en la gran cantidad de trabajos de investigación centrados en la absorción de P en las plantas con HMA; esta situación no es diferente para el café. Sin embargo, la absorción de nutrientes distintos de P, como N, Ca, Mg, Fe, Mn, Zn y Cu, también está influenciada por los HMA, Clark & Zeto, (2000).

Sanchez *et al.*, (2005) encontraron un efecto positivo de la inoculación de HMA en concentraciones de P en café, que dio lugar a un mayor crecimiento en comparación con las plantas no inoculadas. Sin embargo, según las especies de HMA inoculadas, se observaron diferentes respuestas, siendo *Glomus fasciculatum*, *Glomus mosseae* y *Glomus intraradices* los simbiontes más eficientes. Otro estudio en tres suelos típicos de café cultivado en Costa Rica, Sánchez *et al.*, (2000) observaron que a medida que disminuía la fertilidad del suelo, la inoculación con HMA aumentaba la eficiencia en términos de crecimiento. En este contexto, la promoción del crecimiento con HMA se relacionó de manera inversa con la disponibilidad de P en el suelo; al igual que este presente trabajo de investigación, con efectos positivos disminuidos a medida que aumentó la disponibilidad de P. Sin embargo, la dependencia de las micorrizas de las plantas y la eficiencia simbiótica están directamente influenciadas por la disponibilidad de P en el suelo, Saggin & Siqueira, (1995), lo que hace que el grado de disponibilidad de P adecuada en el suelo sea un factor muy importante para el establecimiento eficiente de asociaciones micorrízicas. Otro aspecto importante en el suelo es la estructura y textura y se sabe que los HMA la mejoran mediante efectos mecánicos ejercidos por las hifas extrarradicales o por la exudación de la glicoproteína hifal Rillig & Mummey, (2006). Por lo tanto, a pesar del hecho de que la agricultura convencional considera a los HMA como agentes biológicos de menor importancia, la asociación con HMA se considera un componente importante en la agricultura sostenible Jeffries & Barea, (2001).

3.2. Variables biológicas

3.2.1. Densidad y número de esporas de HMA.

La tabla 5 y la figura 9 muestran el Análisis de Varianza con nivel de significancia al 0,05%, y la prueba de Tukey ($p < 0,05$) respectivamente para la densidad de esporas de HMA presentes en 10 g de suelo en café (*Coffea arabica* L.), datos transformados a función raíz cuadrática.

Tabla 5

Análisis de varianza para la densidad de esporas de HMA en 12 localidades de la región, presentes en 10 g de suelo.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Provincias	129,44	3	43,15	9,09	<0,0001**
Localidades	191,33	8	23,92	5,04	<0,0001**
Error	227,91	48	4,75		
Total	548,67	59			

**= Altamente Significativo

$R^2 = 81\%$	C.V= 14,44%	$\bar{X} = 37$ esporas
--------------	-------------	------------------------

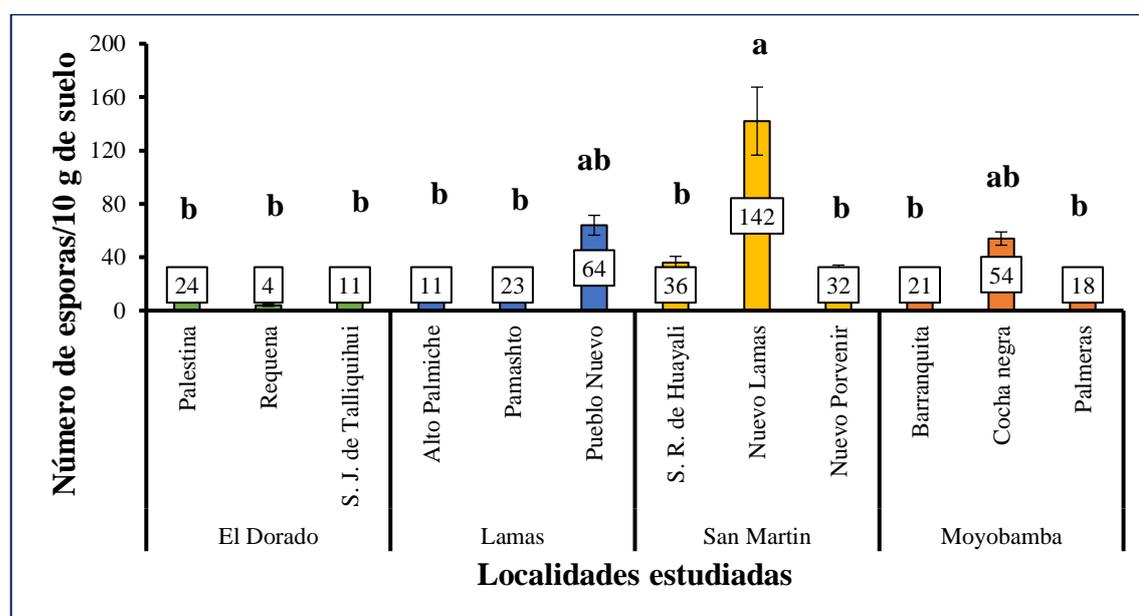


Figura 9: Prueba de Tukey ($P < 0,05$), para la densidad de esporas (número de esporas) presentes en 10 g de suelo café (*Coffea arabica* L.).

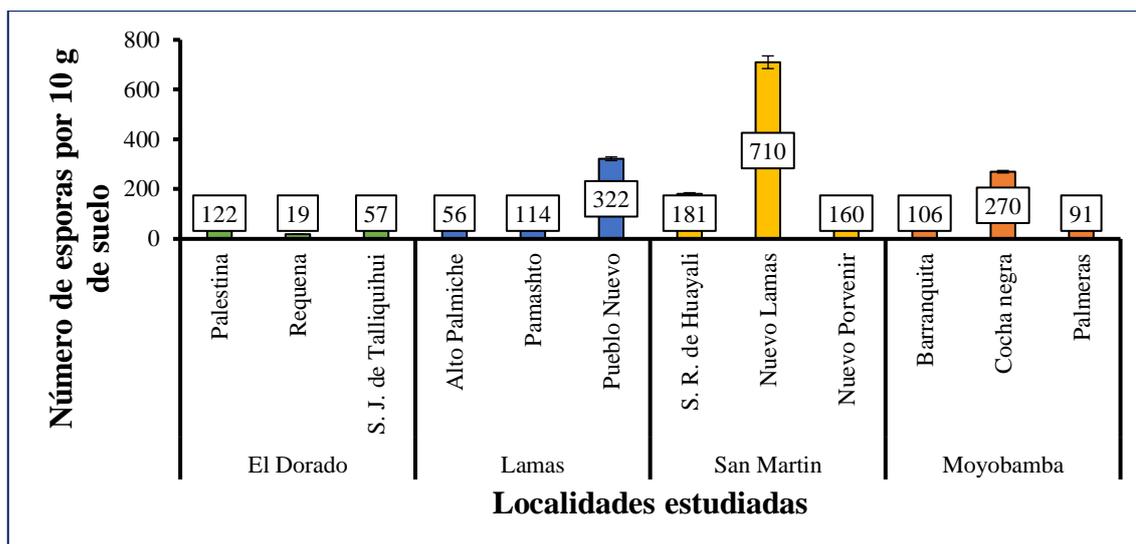


Figura 10: Número total de esporas de HMA, en 10 g de suelo rizosférico ubicadas en 12 localidades de 4 provincias pertenecientes a la Región San Martín.

El análisis de varianza (Tabla 5) de la densidad de esporas presentes en 10 g de suelo rizosférico, extraído de plantaciones de café en condiciones de campo entre los 12 tratamientos, indica que existen diferencias altamente significativas (**), tanto para las provincias como para las localidades, con un coeficiente de variabilidad de 14,44% y un coeficiente de determinación (R^2) de 81%, mostrando una media de 37 esporas por 10 g de suelo, estos resultados están dentro del rango de dispersión aceptable para trabajos de campo, según Calzada, 1982, es importante aclarar, la distribución heterogénea que existe en condiciones de campo de los microorganismos en el suelo, en este caso los HMA.

En cambio, el análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 9) muestra diferencias estadísticas entre sí, siendo el mejor tratamiento el T8 (Nuevo Lamas – San Martín) con un promedio de 142 esporas por 10 g de suelo, seguido del tratamiento T6 (Pueblo Nuevo – Lamas) con 64 esporas por 10 g de suelo, los demás tratamientos no mostraron ser diferentes entre sí, siendo el tratamiento T2 (Requena – El Dorado) con 4 esporas por 10 g de suelo, el que tuvo menor resultado. Además, la Figura 10 muestra el número total de esporas en las doce localidades muestreadas, corroborando la información obtenida en la prueba de Tukey, llama la atención la gran cantidad de esporas obtenida en la localidad de Nuevo Lamas – San Martín, la cual se obtuvo que no existe correlación entre los parámetros físico – químicos del suelo con la cantidad de esporas, para decir, que quizás haya influenciado la presencia de algún elemento del suelo natural circundante al lugar de muestreo, para la gran esporulación

producida, o quizás este interviniendo otro factor del ambiente mismo en estos suelos. Caso contrario ocurrió, en la localidad de Requena – El Dorado, quien definitivamente se demuestra lo reportado en el análisis de correlación de variables, la cual al parecer las condiciones del suelo natural del lugar de muestreo tiene gran influencia sobre la esporulación de HMA, especialmente la disponibilidad de N y la materia orgánica presente, la otra localidad que obtuvo buenos resultados de correlación es Barranquita – Moyobamba, pero se mostró en un rango medio de esporulación, esto da entender que la distribución y por ende la riqueza y diversidad de especies HMA se encuentra muy diversa la cual, está definida por las características propias de cada localidad de muestreo como, condiciones ambientales, tipo de clima y relieve, tipo de manejo agronómico o por las características físico-químicas del suelo muestreado.

Las plantas de café tienen una relación íntima con los microorganismos del suelo, especialmente con los HMA. Estos son responsables de aumentar el crecimiento de las plántulas França *et al.*, (2014), una mejor absorción de agua y nutrientes (especialmente los de baja solubilidad) y la tolerancia a factores ambientales adversos Smith & Smith, (2012). Sin embargo, en la producción de plántulas convencionales, las plantas no se inoculan y la colonización natural es lenta. Debido a eso, muchos investigadores han informado un aumento evidente en el crecimiento de las plántulas de café después de la inoculación artificial con esporas de HMA, especialmente de los grupos *Claroideoglossum* y *Dentiscutata* Trejo *et al.*, (2011); Ferrazzano & Williamson, (2013); Carvalho *et al.*, (2014). Además, a menudo se considera que el café tiene una alta dependencia micorrízica, especialmente durante la etapa de formación de plántulas. Numerosos estudios han demostrado la presencia natural de HMA en los suelos de los cafetales, es así que, Muleta *et al.*, (2007), informaron de una gran riqueza de especies de HMA, en un bosque nativo con presencia de café, con representantes de cinco géneros de HMA, siendo *Glomus* el género dominante, seguido de *Gigaspora*, *Acaulospora*, *Entrophospora* y *Scutellospora*, con conteos que estaban entre 4 y 67 esporas por 100 g de suelo seco. Otros géneros de HMA, como *Scutellospora*, *Gigaspora* y *Sclerocystis*, también se han descrito en diferentes suelos de huertos de café, quienes reportan un máximo de 49 esporas por 50 g de suelo Colozzi & Cardoso, (2000). Una característica importante podría ser la profundidad del muestreo, ya que, Cardoso *et al.*, (2003) investigaron la distribución vertical de las esporas de HMA en sistemas de agroforestería (sombra) y monocultivo de café (sin sombra), encontrando

mayores cantidades de esporas en las capas de suelo profundo de los sistemas agroforestales (10 – 30 cm) que en los suelos de plantaciones de café mono culturales, sugiriendo que, la mayor concentración de esporas está relacionada con una mayor presencia de micorrizas en esas profundidades del suelo, con cantidades del 60 al 80% del número total de esporas, lo que puede ser importante para aumentar la disponibilidad de P en las plantas y mejorar la eficiencia de los procesos del ciclo del P en estos sistemas de café. En la región, Coral, (2015), determinó la diversidad de HMA nativos y su potencial micorrizicos en plantas de café (*Coffea arabica* L.), siendo la provincia de Lamas, la que presentó los más altos valores de densidad de esporas (2055 esporas/10 gramos de suelo), seguido de la provincia de Moyobamba y el Dorado. Por su parte, Rojas, (2010) evaluó la diversidad de HMA asociado a plantas de cacao, en dos tipos de manejo de cacao: sistema tradicional y sistema bajo bosque, encontrando que la mayor densidad de esporas se dio en el sistema bajo bosque con un promedio de 7164,24 esporas y el sistema tradicional con 5818,74 en la época húmeda, mientras que, en la época seca, el sistema bajo bosque y el sistema tradicional, presentaron valores bajos con un promedio de 683,04 y 370,59 esporas respectivamente. Otros trabajos de investigación con HMA, que se asemejan, lo realizaron, Del Águila, (2016), quien en su estudio de HMA sobre la nutrición de plantas de café, obtuvo el mayor número de esporas en la provincia de Lamas (rango de 700 a 1500 esporas por 10 g de suelo, en tres localidades) lo que da entender que la riqueza biológica podría estar relacionada con la altura del lugar de muestreo, además de otros parámetros del ambiente mismo. Así mismo, Medina, (2017), reporta altos índices de esporulación en la provincia de Lamas (167 esporas por 10 g de suelo), comparando con Moyobamba (120 esporas) y El Dorado (111). En la provincia de Lamas, también se reporta altos índices de esporulación, siendo la localidad de Aucaloma la que presentó mayor número de esporas con 332 esporas por 10 g de suelo Barrios, (2017). En conjunto, las esporas representan una característica importante de la historia de vida de los HMA, y su aislamiento y cuantificación es un proceso relativamente sencillo y accesible para la mayoría de los investigadores, pero se reconoce que no todos los hongos presentes pueden estar esporulando en el momento del muestreo, y que la abundancia y riqueza específica de las esporas encontradas puede no reflejar a toda la comunidad de HMA. Además, se reconoce que los recuentos de esporas pueden sobrestimar la abundancia de aquellas especies que se esporulan fuertemente en el campo Sanders, (2004).

3.2.2. Riqueza de especies de HMA.

La tabla 6 y la figura 11 muestran el Análisis de Varianza con nivel de significancia al 0,05%, y la prueba de Tukey ($p < 0,05$) respectivamente para la riqueza de especies de HMA presentes en suelos de fincas cafetaleras de la región, datos transformados a función raíz cuadrática.

Tabla 6

Análisis de varianza para la riqueza de especies de HMA en suelos cafetaleros de 12 localidades de la región.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Provincias	3,88	3	1,29	10,64	<0,0001**
Localidades	4,35	8	0,54	4,47	0,0004**
Error	5,83	48	0,12		
Total	14,05	59			

**= Altamente Significativo

$R^2 = 82\%$	C.V= 11,78%	$\bar{X} = 10$ especies
--------------	-------------	-------------------------

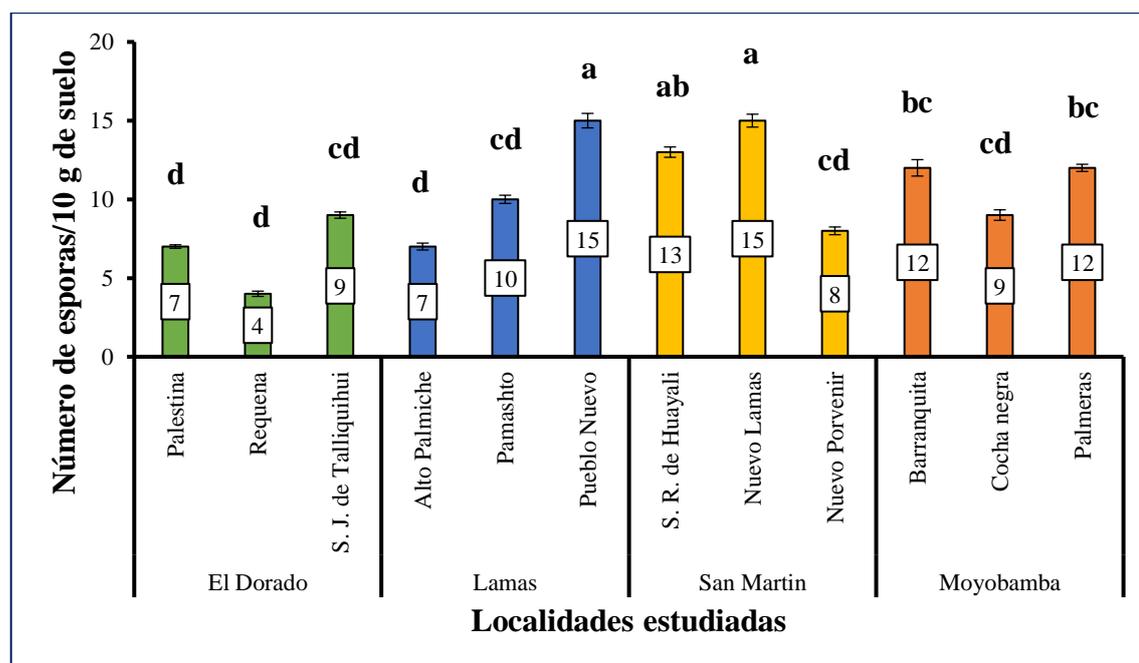


Figura 11: Prueba de Tukey ($P < 0,05$), para la riqueza de especies de HMA, presentes en suelos cafetaleros de doce localidades de cuatro provincias de la región San Martín.

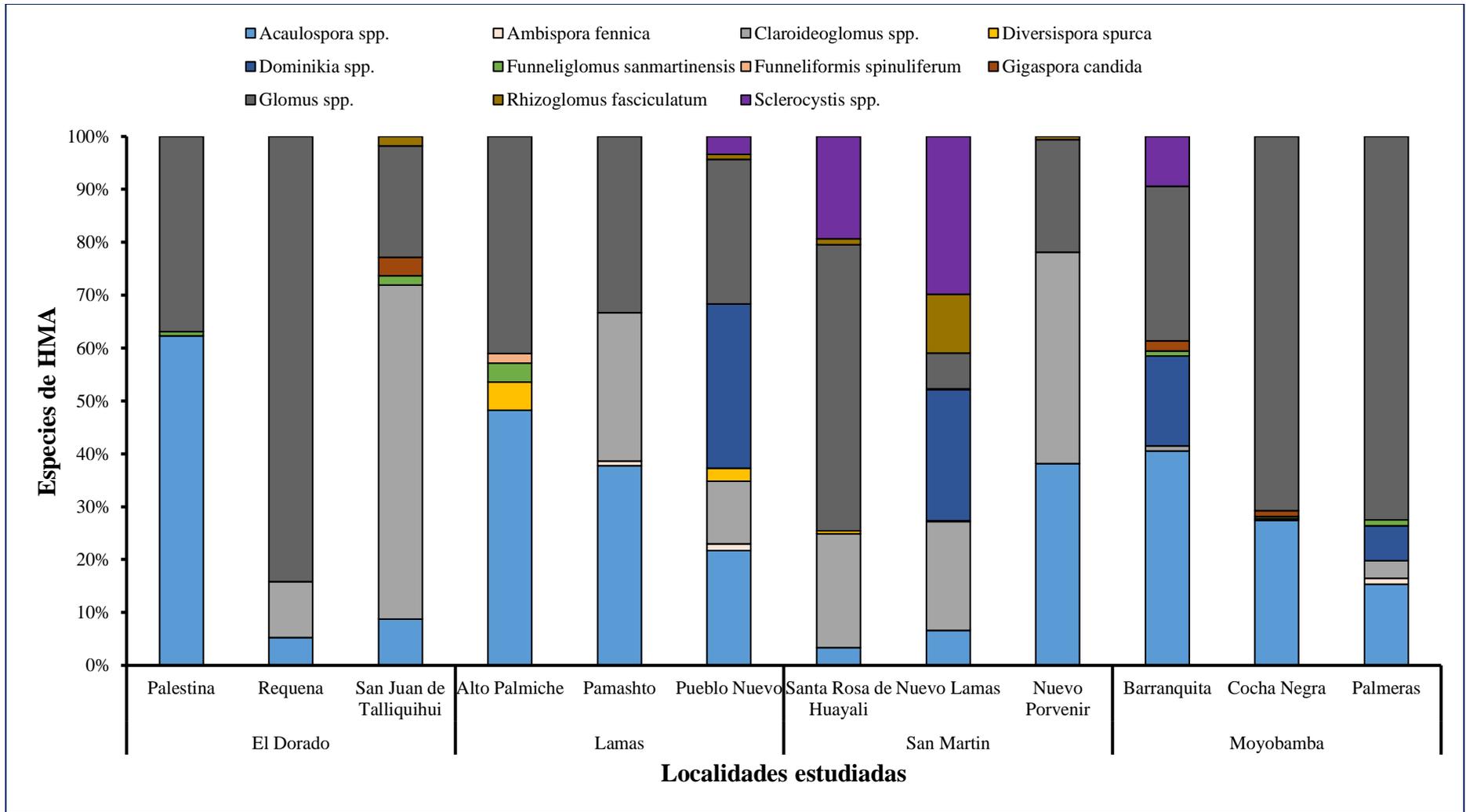


Figura 12: Número de especies de Hongos Micorrizicos Arbusculares presentes en plantas de café, agrupados en géneros e identificados en las 4 provincias de estudio de la Región San Martín.

Tabla 7

Número de especies de Hongos Micorrizicos Arbusculares presentes en plantas de café, identificados en doce localidades cafetaleras de la Región San Martín.

Especies identificadas	El Dorado			Lamas		San Martín			Moyobamba			
	Palestina	Requena	San Juan de Talliquihui	Alto Palmiche	Pamashto	Pueblo Nuevo	Santa Rosa de Huayali	Nuevo Lamas	Nuevo Porvenir	Barranquita	Cocha Negra	Palmeras
<i>Acaulospora</i> aff. <i>Brasilensis</i>							X					
<i>Acaulospora lacunosa</i>					X					X		X
<i>Acaulospora leavis</i>				X		X		X		X		X
<i>Acaulospora spinosa</i>			X			X						
<i>Acaulospora mellea</i>	X		X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	X				X	X				X	X	
<i>Acaulospora spinosissima</i>	X	X		X	X	X		X	X	X		
<i>Ambispora fennica</i>					X	X					X	X
<i>Claroideogloium claroideum</i>			X			X	X	X	X	X		X
<i>Claroideogloium etunicatum</i>		X	X		X	X	X	X	X			X
<i>Diversispora spurca</i>				X		X	X	X				
<i>Dominikia</i> sp.1*						X				X		X
<i>Dominikia</i> sp. 2								X				
<i>Funneligloium sanmartinensis</i> **	X		X	X						X	X	X
<i>Funneliformis spinuliferum</i>				X				X				
<i>Gigaspora candida</i>			X							X	X	
<i>Glomus</i> aff. <i>tortuosum</i>							X					
<i>Glomus brohultii</i>	X			X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Glomus crenatum</i>					X							
<i>Glomus macrocarpum</i>	X	X				X	X	X	X			X
<i>Glomus microcarpum</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<i>Glomus microaggregatum</i>					X							

<i>Glomus</i> sp. 2***		X				
<i>Glomus</i> sp. 3***	X			X		X
<i>Glomus</i> sp. 4***				X		X
<i>Glomus</i> sp. 5***				X		X
<i>Glomus</i> sp. 6***			X			
<i>Rhizoglomus fasciculatum</i>	X	X	X	X	X	
<i>Sclerocystis rubiformis</i>					X	
<i>Sclerocystis sinuosum</i>		X		X		X
<i>Sclerocystis</i> sp.***				X		

*(Género *Dominikia* de los cuales no se identificó la especie).

** (Primera especie nueva en ser reportada en la región San Martín, Marzo-2019).

***(Género *Glomus* de los cuales no se identificó la especie).

****(Género *Sclerocystis* del cual no se identificó la especie).

Fuente: Laboratorio Biología y Genética Molecular –Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto.

Colaboración: Dra. Laura Hernández (México), Biol. Santos Carvallar Hernández (México). Dr. Fritz Oehl (Suiza y Brasil).

El análisis de varianza (Tabla 6) de la riqueza de especies HMA presentes en suelo rizosférico, extraído de plantaciones de café en condiciones de campo entre 12 localidades, indica que existen diferencias altamente significativas (**), tanto para las provincias como para las localidades, con un coeficiente de variabilidad de 11,78% y un coeficiente de determinación (R^2) de 82%, mostrando una media de 10 especies, estos resultados están dentro del rango de dispersión aceptable para trabajos de campo, según Calzada, (1982).

El análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 11) muestra que los tratamientos que más especies identificadas tuvieron fueron el T6 (Pueblo Nuevo – Lamas) y el T8 (Nuevo Lamas – San Martín) con 15 especies presentes en suelos rizosféricos de fincas cafetaleras en doce localidades de la región, seguido por el tratamiento T7 (Santa Rosa de Huayali – San Martín) con un total de 13 especies identificadas. Los demás tratamientos tuvieron resultados distintos entre sí, que van en un rango de 7 a 12 especies identificadas, a excepción del tratamiento T2 (Requena – El Dorado), quien resultó ser la localidad con menor número de especies identificadas. En la Figura 12 se muestra el número de especies de HMA agrupadas por géneros, que estuvieron presentes al momento de muestrear el suelo rizosférico de plantaciones de café. Siendo dominantes los géneros *Glomus* spp., en las localidades de Requena (El Dorado), Santa Rosa de Huayali (San Martín), Cocha Negra y Palmeras (Moyobamba); *Acaulospora* spp., en las localidades de Palestina (El Dorado), Alto Palmiche y Pamashto (Lamas), Nuevo Porvenir (San Martín) y Barranquita (Moyobamba), ambos géneros fueron dominantes y por una gran cantidad de esporas en estas localidades, además estuvieron presentes en todas las localidades estudiadas; otro género importante fue *Claroideoglomus* spp., presente en gran cantidad especialmente en la localidad de San Juan de Talliquihui (El Dorado), además de estar presente en conjunto con demás géneros en 7 localidades estudiadas. Las curiosidades se vieron en las localidades de Pueblo Nuevo – Lamas, Nuevo Lamas – San Martín y Santa Rosa de Huayali – San Martín, ya que estas tres localidades albergaron la mayor cantidad de esporas y la mayor cantidad de especies, resultando tener una distribución heterogénea de las especies encontradas (algo realmente interesante), comparadas con otras localidades, en especial Nuevo Lamas; única localidad con menor presencia de *Glomus* spp., en cambio abundaron esporas pertenecientes a *Dominikia* spp., *Sclerocystis* spp., *Claroideoglomus* spp., y *Rhizoglomus fasciculatum*, este último con mayor número de esporas comparado con las demás localidades, además se destaca la presencia de *Sclerocystis* spp., y

Dominikia spp., especies que también se encontraron en Barranquita – Moyobamba (ambas) y Palmeras – Moyobamba (solo *Dominikia* spp.), pero en menor cantidad, lo que resulta interesante ya que, tiene que existir algo que influya sobre este medio natural, para su propagación.

Se destaca como dato importante, la presencia de una nueva especie descubierta y reportada hace poco, *Funneliglomus sanmartinensis* Corazon *et al.*, (2019), estando presente en 5 localidades, Palestina y San Juan de Talliquihui (El Dorado), Alto Palmiche (Lamas), Barranquita y Palmeras (Moyobamba), pero en una cantidad pequeña, lo cual da entender que esta especie no está fuertemente vinculada con plantas de café en condiciones de campo, pero no significa que se descarte esta posibilidad. La figura 12 también muestra, que algunas especies de HMA tuvieron cierta preferencia en determinadas localidades, encontrándose de manera interesante en poca cantidad, lo que podría tener un cierto grado de parentesco con cada una de ellas, esto, podría deberse a las condiciones ambientales propias lo que resulto que solo se encuentren en esta parte de la región, son los casos de la presencia de esporas de *Ambispora fenica* (Pamashto, Pueblo Nuevo y Palmeras), *Rhizoglomus fasciculatum* (San Juan de Talliquihui, Pueblo Nuevo, Santa Rosa de Huayali y Nuevo Lamas), *Diversispora spurca* (Alto Palmiche y Pueblo Nuevo) y *Gigaspora candida* (San Juan de Talliquihui, Barranquita y Cocha Negra).

La aparición de hongos micorrizicos arbusculares (HMA) en el cultivo de café es común, y se identifica de forma natural en el campo Arias *et al.*, (2012). Formando una asociación simbiótica, endofítica, biotrófica y mutualista, desarrollada con las raíces de las plantas vasculares Brundrett, (2002). En la actualidad el filo Glomeromycota comprende cerca de 270 especies Błaszowski *et al.*, (2013). En cuanto a los HMA y la simbiosis, el enfoque se ha centrado en la distribución mundial de la asociación arbuscular en relación con los biomas terrestres Read & Perez, (2003), la amplitud de la asociación en el reino Plantae Brundrett & Tedersoo, (2018), y la distribución global de taxones virtuales de HMA Davison *et al.*, (2015). La riqueza de especies es un gran indicador de diversidad y dominancia de los HMA de un determinado lugar. Es por ello que, Arias *et al.*, (2012), evaluaron la comunidad de HMA según las mediciones de esporas en diferentes sistemas de producción de café (a una profundidad de 0 a 15 cm), detectando 33 morfo especies, en todos los sitios, las morfo especies dominantes fueron *Glomus clarum* y *Glomus* sp. 3, encontrando sólo diferencias significativas en la abundancia de esporas; ya que todos los sistemas de producción compartieron las

mismas especies de HMA que el bosque. Por su parte, Lebrón *et al.*, (2012), evaluaron la simbiosis micorrízica en el crecimiento de diferentes variedades de café (Caturra, Pacas y Borbón), comparando las hifas extra radicales en el suelo y la diversidad de HMA, concluyendo que, Caturra tenía una longitud de hifas extra radicales total significativamente más baja que Pacas y Borbón en todos los lugares, además los mismos morfotipos de las esporas micóticas estaban presentes en la rizosfera de las tres variedades y la densidad total de esporas no difirió significativamente, obteniendo parentescos típicos de *Glomus* y *Sclerocystis*. Por último, mencionan que, siendo Caturra un mutante de Borbón que aparentemente perdió la capacidad de Borbón para soportar y beneficiarse de una extensa red de hifas de micorriza arbuscular en el suelo, esto es debido a la amplia siembra de Caturra, que madura antes y tiene un mayor rendimiento si se fertiliza, lo cual aumenta la dependencia de los fertilizantes, y se sabe que la fertilización es perjudicial para la esporulación de los HMA, esta es otra característica a tener en cuenta. Cabe resaltar que la riqueza de especies no depende del número de esporas presentes en una zona, ya que algunos estudios han encontrado preferencias de ciertas plantas huésped para ciertas especies de hongos, lo que indica que el socio huésped puede influir en la comunidad HMA asociada a ella Li *et al.*, (2010), este último sumado a la dependencia hacia las características propias del ambiente, hace que la composición biológica del suelo sea tan heterogénea entre un lugar y otro, además, la relación entre HMA y las especies de plantas hospedadoras podría explicarse por las diferencias funcionales entre los taxones de HMA Munkvold *et al.*, (2004), siendo los hongos de la familia Glomerales los que colonizan principalmente sistemas de raíces a partir de un fragmento hifal, mientras que la colonización de raíces por Diversisporales comienza a partir de esporas. A nivel familiar, esto implica que los hongos de Diversisporales son colonizadores más lentos que los miembros de los Glomerales, Hart & Reader, (2004). Esto concuerda con, Muleta *et al.*, (2007), quienes, en suelos de bosque con cafetales, informaron de una gran riqueza de especies de HMA, siendo *Glomus* el género dominante, seguido de *Gigaspora*, *Acaulospora*, *Entrophospora* y *Scutellospora*. Además de *Scutellospora*, *Gigaspora* y *Sclerocystis*, en huertos de café Colozzi & Cardoso, (2000). Trabajos de investigación en café, realizados en la región reportan 12 especies de HMA en la provincia El Dorado, seguido de las provincias de Lamas y Moyobamba ambas con 11 especies identificadas, siendo predominante la presencia de *Acaulospora* sp., y *Glomus* sp. Medina, (2017). Por su parte, Del Águila, (2016), reporta la dominancia de *Glomus*

sp., y *Acaulospora* sp., en suelos de fincas cafetaleras de tres provincias de la región, esto se asemeja a los resultados obtenidos en la presente investigación, las cuales concuerdan con varios artículos de interés.

3.2.3. Taxonomía de HMA identificados.

La Tabla 8 muestra la ubicación taxonómica de las especies HMA identificadas, reportando un total de 31 especies de HMA, los cuales servirán como un gran reporte a la comunidad científica nacional e internacional sobre la asociatividad que tienen sobre plantaciones de café en condiciones de campo.

Tabla 8

Ubicación taxonómica de las especies HMA identificadas en suelo rizosférico de plantaciones de café en la región San Martín.

Orden	Familia	Género	Especie					
Glomerales	Claroideoglomeraceae	Claroideoglosum	<i>C. claroideum</i> (N. C. Schenck & G. S. Sm.) C. Walker & Schuessler (2010)					
			<i>C. etunicatum</i> (W.N. Becker & Gerd.) C. Walker & Schuessler (2010)					
	Glomeraceae	Funneliglosum	Funneliformis	<i>F. sanmartinensis</i> (Corazon, G.A. Silva & Oehl) (2019)				
				<i>F. spinuliferum</i>				
		Glomus			<i>Glomus</i> aff. <i>Tortuosum</i> (Schenck, N.C.; Smith, G.S.) (1982)			
					<i>Glomus brohultti</i> (R.A. Herrera, Ferrer & Sieverding) (2003)			
					<i>Glomus crenatum</i> (E. Furrázola, Ferrer, R.A. Herrera & B.T. Goto) (2011)			
					<i>G. microcarpum</i> (Tulasne & C. Tulasne) (1845)			
					<i>Glomus macrocarpum</i> (Tulasne & C. Tulasne) (1845)			
					<i>Glomus microaggregatum</i> (Döring, M. 2017)			
					<i>G. sp. 2</i>			
					<i>G. sp. 3</i>			
					<i>G. sp. 4</i>			
					<i>G. sp. 5</i>			
					<i>G. sp. 6</i>			
					<i>Glomus tenebrosum</i> S.M (Berch) (1983)			
					Rhizoglosum			<i>Rhizoglosum fasciculatum</i> (Thaxt.) C. Walker & Schuessler (2010)
					Sclerocystis			<i>Sclerocystis rubiformis</i> (Gerdemann & Trappe, 1974)
								<i>Sclerocystis sinuosum</i> (Gerdemann & B.K. Bakshi, 1976)
					Dominikia			<i>Sclerocystis sp.</i>
<i>Dominikia sp. 1</i>								
			<i>Dominikia sp. 2</i>					
Archaeosporales	Ambisporaceae	Ambispora	<i>Ambispora fennica</i> (C. Walker, Vestberg & Schuessler, 2007)					

			<i>Acaulospora mellea</i> Spain & N.C. Schenck (1984)
			<i>Acaulospora spinosa</i> (C. Walker & Trappe, 1981)
			<i>Acaulospora leavis</i> (Gerdemann & Trappe, 1974)
	Acaulosporaceae	Acaulospora	<i>Acaulospora lacunosa</i> (J.B. Morton, 1988)
			<i>A. scrobiculata</i> Trappe (1977)
Diversisporales			<i>A. spinosissima</i> Oehl, Palenz., I.C. Sánchez, Tchabi, Hount. & G.A.Silva (2014)
			<i>Acaulospora</i> aff. <i>Brasilensis</i> (C. Walker, M. Krüger & A. Schüßler) (2011)
	Diversisporaceae	Diversispora	<i>Diversispora spurca</i> (C.M. Pfeiff., C. Walker & Bloss) C. Walker & A. Schuessler (2004)
	Dentiscutataceae	Fuscutata	<i>Fuscutata rubra</i> (Stürmer & J.B. Morton) Oehl, F.A. Souza & Sieverd (2009)
	Gigasporaceae	Gigaspora	<i>Gigaspora candida</i> (Bhattacharjee, Mukerji, J.P. Tewari & Skoropad, 1982)

La tabla también muestra géneros y especies de HMA que se encontraron en suelos rizosférico de café en cuatro provincias de la región, las cuales estas mismas especies se reportaron en diferentes partes del mundo interactuando con otras plantas, pero con la curiosidad que son especies identificadas taxonómicamente de actualidad, como: *Claroideoglomerus claroideum* (2010), *Claroideoglomerus etunicatum* (2010), *Rhizoglomerus fasciculatus* (2010), *Glomerus crenatum* (2011), *Acaulospora* aff. *Brasilensis* (2011), *Acaulospora spinosissima* (2014) y *Glomerus microaggregatum* (2017), considerando la competitividad a nivel mundial en descubrir nuevas especies de HMA, se puede decir que estos reportes encontrados en este cultivo son muy importantes para la región y para el Perú, ya que no existe un reporte en el país de tal magnitud. Y que mejor que se encontró y reportó un nuevo género que alberga una nueva especie, que es, *Funneliglomerus sanmartinensis* (2019), estando disponible en el Laboratorio de Biología y Genética Molecular (LBGM) (para trabajos futuros de investigación) y en condiciones de campo, en especial los suelos de la provincia de Lamas (Alto Palmiche, donde fue encontrado con mayor abundancia). Además, se reporta cinco especies pertenecientes al género *Glomerus*, dos especies al género *Dominikia* y una especie al género *Sclerocystis*, las cuales no fueron identificadas a nivel de especie, por poseer estructuras fúngicas que no fueron identificadas y reportadas en el mundo, lo que podría ser signo de una especie nueva la cual se tendría que realizar más pruebas de identificación, considerando además, que la identificación de especies HMA estuvo asesorado por un taxónomo de clase mundial, el Dr. Fritz Oehl.

Los HMA, en el phylum Glomeromycota se encuentran entre los microbios del suelo más omnipresentes que se encuentran en prácticamente todos los ecosistemas terrestres que van desde bosques tropicales a templados, pastizales hasta desiertos y agro ecosistemas Brundrett, (1991). Muchas especies de HMA se describieron en las décadas de 1970 y 1980, después de que las esporas se pudieran aislar con nuevos métodos y se identificaran más fácilmente por el tipo de formación y la morfología de las esporas Schenck *et al.*, (1984). El número de descripciones de especies aumentó rápidamente y se encontró una gran diversidad de HMA en todos los ecosistemas terrestres Oehl & Körner, (2014). En un ambiente natural, Chaudhary *et al.*, (2008) propusieron un modelo conceptual de biogeografía de los Glomeromycota que identifica tres clases amplias de factores que controlan la distribución de las especies de HMA: las fuerzas

externas abióticas (latitud, clima), las fuerzas externas bióticas (comunidad de plantas, interacción intra e interespecífica) y propiedades intrínsecas de los HMA (capacidad de dispersión, extinción). También se ha demostrado que la comunidad de plantas afecta a la distribución de especies de HMA Lovelock *et al.*, (2003). La falta de estudios comparativos sobre la distribución de especies en diferentes biomas y regiones ecológicas, latitudes, continentes y reinos biogeográficos perjudica el reconocimiento de los patrones de distribución de HMA entre los niveles de la jerarquía taxonómica. Es así que, la distribución de las familias, los géneros y las especies de HMA no se ha explorado ampliamente en la literatura, aunque se han propuesto algunas hipótesis sobre la distribución de las mismas. Por ejemplo, *Paraglomus* y *Pacispora* Mello *et al.*, (2013), *Funneliformis mosseae*, Rosendahl *et al.*, (2009) y *Rhizophagus irregularis* Savary *et al.*, (2018) han demostrado tener una distribución cosmopolita. Aunque, todavía falta una comprensión más amplia de los patrones de distribución para todos los niveles de jerarquía taxonómica dentro de los Glomeromycota y para la mayoría de las especies de HMA. Es así que, la diversidad ecológica de los HMA es un tema poco visto, y la asociación con plantas de café no es una excepción, pero la comprensión de la biogeografía de las asociaciones de micorrizas ha aumentado en las últimas décadas con el uso de métodos moleculares, que ayudan a dilucidar los procesos y mecanismos de la ecología comunitaria de la población y la dispersión de los hongos micorrizales, Tedersoo, (2017).

Por otro lado, en las raíces de los cultivos, se ha encontrado que la disponibilidad de fósforo inorgánico en el suelo es un determinante importante tanto de la abundancia como en la diversidad de HMA, Verbruggen *et al.*, (2012). Sin embargo, otros estudios han demostrado que las comunidades de HMA en las raíces de las plantas están más bien determinadas por las especies hospedadoras que por el fósforo inorgánico del suelo Hazard *et al.*, (2013). Las cuales en estos últimos tiempos se está dando mucha prioridad, con la ayuda de la biología molecular.

La mayoría de las especies no descritas probablemente forman esporas glomoides, Krüger *et al.*, (2009), es decir, esporas similares en el modo de formación, estructura de la pared y en caracteres de sus hifas subtutulares a las de *Glomus macrocarpum*. Los taxones desconocidos no se han descrito por las siguientes razones posibles:

- Muchas especies de HMA se esporulan estacionalmente o rara vez en el campo y, por lo tanto, no se detectan durante el muestreo del suelo Błaszowski *et al.*, (2002).

- Algunos HMA, como *Redeckera* spp., y los taxones relacionados, representan aislados que son difíciles o casi imposibles de cultivar (Ohsowski *et al.*, 2014).
- Muchos HMA, incluidas la mayoría de las especies *Dominikia* y *Kamienskia* spp., producen esporas muy pequeñas (20 a 40 μm de diámetro de forma globosas y hialinas), con paredes delgadas que pueden pasarse por alto o perderse fácilmente durante la extracción de esporas del suelo o los parásitos del suelo pueden descomponer completamente los componentes delicados y, por lo tanto, las esporas están ausentes en los suelos muestreados Błaszowski *et al.* (2014).
- El número de expertos que caracterizan a este grupo de hongos de manera morfológica y molecular es muy pequeño.

Además, los datos de la literatura reciente indican que la Glomeromycota también incluye especies no definidas que son morfológicamente casi idénticas a los taxones descritos, pero difieren considerablemente en la filogenia molecular, que tienen prioridad en la identificación de HMA, Schüßler & Walker, (2010). Además, establecer la filogenia molecular de los HMA es absolutamente necesario, porque los análisis basados únicamente en las características morfológicas de estos hongos pueden llevar a conclusiones erróneas de sus posiciones sistemáticas dentro de la Glomeromycota Al-Yahya'ei *et al.*, (2017). Ya que, las vesículas y arbuscúlos son tan morfológicamente uniformes que no pueden utilizarse para diferenciar especies, géneros, familias u órdenes de la Glomeromycota, Oehl *et al.*, (2011), y las técnicas moleculares han demostrado que las raíces individuales pueden ser colonizadas simultáneamente por numerosas especies de glomeromicetos, Wetzell *et al.*, (2014).

3.2.4. Colonización radicular de HMA a plantas de café.

La tabla 9 y la figura 13 muestran el Análisis de Varianza con nivel de significancia al 0,05%, y la prueba de Tukey ($p < 0,05$) respectivamente para la colonización radicular de HMA presentes en suelos de fincas cafetaleras de la región, datos transformados a función Arco Seno (x).

Tabla 9

Análisis de varianza para la colonización radicular de HMA en suelos cafetaleros de 12 localidades de la región.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Provincias	3,77	3	1,26	5,34	0,0029**
Localidades	19,73	8	2,47	10,5	<0,0001**
Error	11,27	48	0,23		
Total	34,77	59			

**= Altamente Significativo

R ² = 90%	C.V= 7,89%	X̄= 21,67% colonización
----------------------	------------	-------------------------

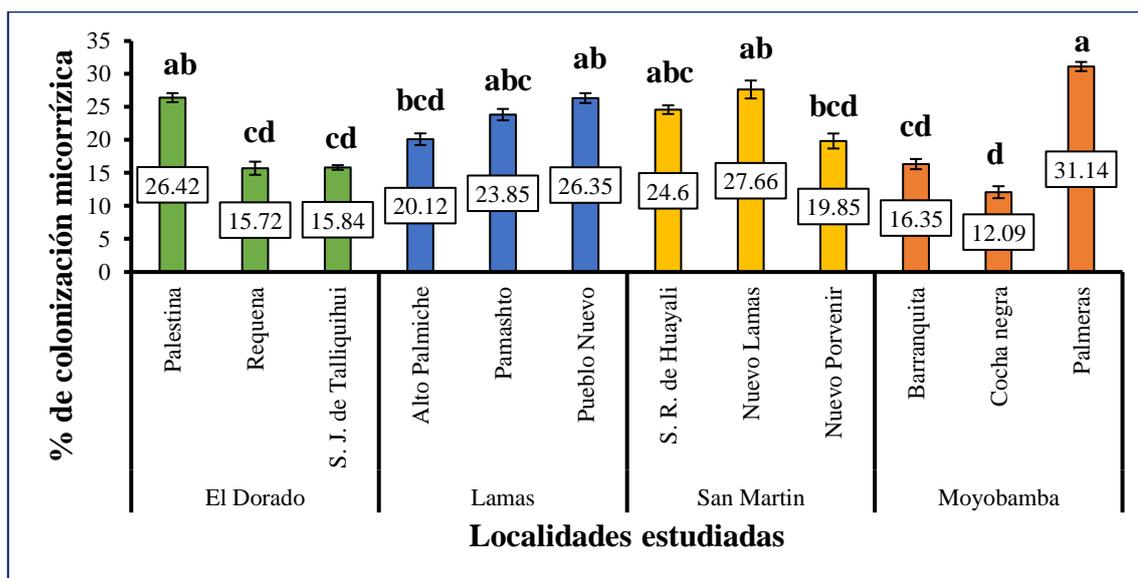


Figura 13: Prueba de Tukey ($P < 0.05$), para la colonización radicular de HMA, presentes en suelos cafetaleros de doce localidades de cuatro provincias de la región San Martín.

El análisis de varianza (Tabla 9) de la colonización radicular de HMA presentes en suelo rizosférico, extraído de plantaciones de café en condiciones de campo entre los 12 tratamientos, indica que existen diferencias altamente significativas (**), tanto para las provincias como para las localidades estudiadas, con un coeficiente de variabilidad de 7,89% y un coeficiente de determinación (R^2) de 90%, mostrando una media de 21,67% de colonización, estos resultados están dentro del rango de dispersión aceptable para trabajos de campo, según Calzada, 1982, es importante aclarar, la distribución heterogénea que existe en condiciones de campo de los microorganismos en el suelo, en este caso los HMA.

En cambio, el análisis de comparación de medias de Tukey ($p < 0,05$) (Figura 13) muestra diferencias estadísticas entre sí, siendo el mejor tratamiento el T12 (Palmeras –

Moyobamba) con un promedio de 31,14% de colonización radicular, seguido de los tratamientos T1 (Palestina – El Dorado), T6 (Pueblo Nuevo – Lamas) y T8 (Nuevo Lamas – San Martín) con 26,42%, 26,35% y 27,66% de colonización respectivamente, los demás tratamientos no mostraron ser diferentes entre sí, siendo el tratamiento T11 (Cocha Negra – Moyobamba) con 12,09% de colonización, el que tuvo menor resultado. Llama la atención la gran cantidad de esporas obtenidas en las localidades de Nuevo Lamas – San Martín y Pueblo Nuevo – Lamas, cada una con 142 y 64 esporas en promedio, las cuales no fueron primeras en buena colonización radicular, en cambio Palmeras con 18 esporas en promedio, lograron o fueron suficientes como para obtener una buena colonización de raíces de café, lo cual se tuvo que corroborar con una prueba de correlación entre los parámetros físico – químicos del suelo con la colonización radicular, para explicar este motivo.

Tabla 10

Análisis de correlación y Pearson para los parámetros físicos y químicos de doce localidades, relacionadas a la colonización radicular de esporas de HMA.

Provincias	Localidades	pH		%M.O		%N		P(ppm)		K(ppm)	
		P*	R ^{2**}	P	R ²						
El Dorado	Palestina	-0.377	0.142	-0.798	0.637	-0.798	0.637	-0.011	0.000	0.660	0.435
	Requena	0.037	0.001	0.057	0.003	0.057	0.003	-0.376	0.141	-0.402	0.161
	San Juan Talliquihui	-0.172	0.030	0.400	0.160	0.400	0.160	0.610	0.373	-0.149	0.022
Lamas	Alto Palmiche	0.791	0.625	0.885	0.784	0.885	0.784	0.580	0.337	-0.310	0.096
	Pamashto	-0.520	0.271	-0.051	0.003	-0.051	0.003	-0.467	0.218	-0.508	0.258
	Pueblo Nuevo	0.249	0.062	-0.498	0.248	-0.498	0.248	0.589	0.347	0.693	0.481
San Martín	Santa Rosa de Huayali	-0.140	0.020	-0.463	0.215	-0.463	0.215	-0.223	0.050	-0.578	0.334
	Nuevo Lamas	-0.009	0.000	-0.605	0.366	-0.605	0.366	-0.373	0.139	0.025	0.001
	Nuevo Porvenir	0.980	0.961	-0.526	0.276	-0.526	0.276	0.898	0.806	-0.587	0.345
Moyobamba	Barranquita	-0.874	0.764	0.181	0.033	0.181	0.033	-0.560	0.314	0.105	0.011
	Cocha negra	-0.510	0.260	0.224	0.050	0.224	0.050	-0.896	0.803	0.388	0.150
	Palmeras	-0.123	0.015	0.161	0.026	0.161	0.026	0.030	0.001	-0.476	0.227

P*= Correlación de Pearson; R^{2**}= Coeficiente de correlación

Según la Tabla 10, se demuestra la relación que existe entre los parámetros: pH, % de materia orgánica, % de nitrógeno y disponibilidad de fósforo intercambiable con la colonización radicular de esporas de HMA obtenidas en los suelos de plantaciones de café, en especial en las localidades de: Nuevo Porvenir – San Martín (P: 0,980 y R²:

0,961) y Barranquita – Moyobamba (P: -0,874 y R²: 0,764), en el parámetro pH, lo que significa, en el primer caso, que hay una correlación directa entre el pH con la colonización radicular (a mayor pH mayor colonización de raíces), y en el segundo caso, existe una correlación inversa entre el pH con la colonización radicular (a mayor pH menor colonización de raíces). En el caso del parámetro porcentaje de materia orgánica con la colonización radicular de esporas de HMA, se obtuvo mejores resultados en la localidad de Alto Palmiche – Lamas (P: 0,885 y R²: 0,784), lo que significa que, el análisis realizado para esta localidad, existe una correlación directa entre la disponibilidad de materia orgánica con la colonización radicular (a mayor disponibilidad de materia orgánica mayor colonización radicular). Por su parte, para el parámetro porcentaje de nitrógeno disponible con la colonización radicular de esporas de HMA, se obtuvo mejores resultados nuevamente en la localidad de Alto Palmiche – Lamas (P: 0,885 y R²: 0,784), lo que significa que, el análisis realizado para esta localidad, existe una correlación directa entre la disponibilidad de nitrógeno con la colonización radicular (a mayor disponibilidad de nitrógeno mayor colonización radicular). Otro parámetro importante fue la disponibilidad de P intercambiable (ppm), que tuvo buenos resultados de correlación en las localidades de Nuevo Porvenir – Lamas (P: 0,898 y R²: 0,806) y Cocha Negra – Moyobamba (P: -0,896 y R²: 0,803), lo que significa que, el análisis realizado para estas localidades, existe una correlación directa entre la disponibilidad de P con la colonización radicular (a mayor disponibilidad de P mayor colonización radicular), en la primera localidad y existe una correlación inversa entre la disponibilidad de P con la colonización radicular (a mayor disponibilidad de P menor colonización radicular), en la segunda localidad. En conclusión, según estos resultados todos estos parámetros evaluados influenciaron de una u otra manera en la colonización radicular de especies de HMA en los suelos cafetaleros de estas localidades, lo cual no tuvo significancia ya que, según la Figura 13, la colonización de estas localidades no mostró diferencias estadísticas significativas entre sí, a excepción de la localidad Cocha Negra quien según el análisis de correlación, la disponibilidad de P estaría involucrándose para que haya obtenido el porcentaje de colonización más bajo (12,09%), lo cual se tendría que profundizar en estudios biológicos en todos estos suelos para determinar cuál es el grado de importancia que ejercen estos elementos en la colonización radicular de plantas de café en condiciones de campo. Cabe recalcar, que este análisis es muy importante, pero no necesariamente se obtiene buenos resultados en todos los parámetros estudiados y su relación con la

variable respuesta, ya que quizás el análisis de Pearson haya salido, que, si existe relación, pero es el coeficiente de correlación (R^2) quien determina si la variable independiente (parámetros físico – químicos del suelo) está influenciando sobre la variable respuesta (colonización radicular), como se observó en este estudio.

Al igual que con muchos otros cultivos agronómicos, la promoción del crecimiento de HMA en las plantas de café se ha atribuido principalmente a los efectos nutricionales de la simbiosis, Sánchez *et al.*, (2005). Las mejoras en la nutrición de los minerales vegetales se relacionan principalmente por la captación de las hifas extra radiculares, ya que, pueden explorar el suelo en microambientes, que son sitios donde las raíces no llegan, favoreciendo la absorción de agua y nutrientes por la planta huésped, Tristão *et al.*, (2006), especialmente los de baja movilidad en el suelo, como el fósforo, Albán *et al.*, (2013). Estos hongos colonizan la corteza de las raíces, con penetración inter e intracelular sin cambios morfológicos visuales, mediante modificaciones en las hifas, formando arbusculos, vesículas y esporas. Esta gran nutrición vegetal proporcionada por los HMA aumenta la biomasa de la planta, Tristão *et al.*, (2006) y, por consiguiente, aumenta el rendimiento, Colozzi *et al.*, (1994).

Por su parte, la variación genética dentro de las especies de plantas puede influir tanto en el grado de colonización de las raíces por HMA como en la respuesta de la planta a la simbiosis micorrizicos, Peterson & Bradbury, (1995). Estando influenciados por, la selección del germoplasma de la planta huésped para maximizar la productividad y la resistencia a las plagas y la capacidad de respuesta a la fertilización, Tawaraya, (2003). La mayoría de los estudios clásicos sobre las interacciones entre los cultivares y los hongos micorrizicos utilizaron la colonización dentro de la raíz para cuantificar la parte fúngica de la simbiosis. Sin embargo, Miller *et al.*, (1995) descubrieron que la colonización de la raíz de la micorriza estaba poco correlacionada con el crecimiento de las plantas, en cambio la longitud de hifas extra radicales en el suelo alrededor de las plantas era un buen predictor del crecimiento de las plantas. Indicando este último, la cantidad de contacto entre los hongos de micorriza arbuscular y el suelo, donde se produce la absorción de nutrientes. En consecuencia, la longitud de hifas extra radicales se reconoce como un aspecto importante de la simbiosis, Helgason & Fitter, (2009) y se ha convertido en una medida común de la colonización micorrizicos, Bingham & Biondini, (2009). Se demostró que el café es micorrizicos hace más de cien años, pero sus interacciones micorrizicos aún son poco conocidas, Andrade *et al.*, (2009).

Existen tres formas diferentes de colonización, así como una diferenciación en el tipo de propágulo formado con mayor frecuencia por diferentes taxones, Klironomos & Hart, (2002). Smith & Read, (2008), mencionan que la colonización puede iniciarse a partir de esporas, micelio intrarrádico (IRM) de las raíces de micorriza y micelio extraradical (MER). Por otro lado, hay estudios que mencionan que, la diversidad de hongos en las raíces de una planta puede facilitar la persistencia de simbiontes de baja calidad, lo que resulta en un beneficio de crecimiento muy limitado para su huésped, Hart *et al.*, (2012), frente a este último, es lo que podría haber pasado en las localidades muestreadas, en especial en Nuevo Lamas, Pueblo Nuevo y Santa Rosa de Huayali, ya que estas localidades fueron encontradas con mayor densidad de esporas y riqueza de especies, pero los cuales podrían no ser muy simbiontes con las plantas de café en condiciones de campo, a comparación de Palmeras, quien fue la mejor localidad, la cual se tendría que realizar más pruebas para verificar la composición biológica de esta localidad.

Un estudio realizado por Klironomos & Hart, (2002), indican las habilidades de ocho especies de HMA de cuatro géneros diferentes para colonizar raíces utilizando tres tipos diferentes de inóculo, demostrando que los aislamientos de *Glomus* y *Acaulospora* colonizaron con todos los tipos de inóculo testados, mientras que los aislamientos de *Gigaspora* y *Scutellospora* colonizaron principalmente con esporas y en un grado limitado con fragmentos de raíces. Es así que la capacidad de colonización es muy variada, siendo los hongos de la familia Glomeraceae quienes colonizan principalmente sistemas de raíces a partir de un fragmento hifal, mientras que la colonización de raíces por Diversisporaceae comienza a partir de esporas, a nivel familiar, esto implica que los hongos de Diversisporaceae son colonizadores más lentos que los miembros de los Glomeraceae, Hart & Reader, (2004). Estos resultados concuerdan con trabajos de investigación realizados en la región, quienes demostraron un alto potencial colonizador de HMA en café, con porcentajes de colonización radicular que oscilan entre el 26 y 30%, siendo predominante los suelos de las provincias de Lamas, Moyobamba y El Dorado, Del Águila, (2016). Además, Medina, (2017) también reporta a HMA obtenidos de los suelos de la provincia de Lamas como colonizadoras de plantas de café, con 26,4% de colonización.

3.3. Variables ecológicas

3.3.1. Frecuencia de Aislamiento (FA) y Abundancia Relativa (AR) de HMA.

La frecuencia de aislamiento refleja la distribución de una especie en un ecosistema. Todas las especies que presentaron FA>50%, fueron considerados como dominantes Dandon & Zhiwei, (2007). En cambio, la abundancia relativa indica la capacidad de esporulación de cada especie; está determinado como la relación entre el número de individuos de una especie en particular y el número total de individuos evaluados Robles, *et al.*, (2013). Todas las especies o morfotipos que presentaron AR>5% fueron considerados como dominantes Li, *et al.*, (2007).

Tabla 11

Frecuencia de aislamiento y Abundancia relativa, para determinar dominancia de HMA en tres localidades en la provincia de El Dorado.

Especie HMA	Palestina	
	F. A*	A. R**
<i>Acaulospora spinosissima</i>	20	0.819672131
<i>Acaulospora mellea</i>	80	59.01639344
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	40	2.459016393
<i>Glomus microcarpum</i>	80	21.31147541
<i>Glomus macrocarpum</i>	80	12.29508197
<i>Funneliglomus san martinensis</i>	20	0.819672131
<i>Glomus brohultti</i>	40	3.278688525
	Requena	
	F. A	A. R
<i>Acaulospora spinosissima</i>	20	5.263157895
<i>Glomus microcarpum</i>	60	36.84210526
<i>Glomus macrocarpum</i>	60	47.36842105
<i>Claroideoglomus etunicatum</i>	40	10.52631579
	San Juan de Talliquihui	
	F. A	A. R
<i>Acaulospora spinosa</i>	20	1.754385965
<i>Acaulospora mellea</i>	60	7.01754386
<i>Glomus microcarpum</i>	80	19.29824561
<i>Funneliglomus sanmartinensis</i>	20	1.754385965
<i>Glomus sp. 3</i>	20	1.754385965
<i>Claroideoglomus claroideum</i>	60	21.05263158
<i>Claroideoglomus etunicatum</i>	80	42.10526316
<i>Rhizoglomus fasciculatum</i>	20	1.754385965
<i>Gigaspora candida</i>	40	3.50877193

F. A*= Frecuencia de Aislamiento; A. R**= Abundancia Relativa

En la Tabla 11, se muestra la frecuencia de aislamiento y la abundancia relativa para especies HMA identificadas en tres localidades de la provincia El Dorado. Siendo en la localidad de Palestina, las especies *Acaulospora mellea*, *Glomus microcarpum* y *Glomus macrocarpum*, las especies con mayor dominancia. En la localidad de Requena, las especies *Glomus microcarpum* y *Glomus macrocarpum* fueron las más dominantes y en la localidad de San Juan de Talliquihui, las especies *Acaulospora mellea*, *Glomus microcarpum*, *Claroideoglomus claroideum* y *Claroideoglomus etunicatum* fueron las más dominantes, en conclusión se obtuvieron 5 especies HMA dominantes a nivel de la provincia, cabe recalcar que estas especies superaron los límites establecidos de dominancia, tanto para la frecuencia de aislamiento como para la abundancia relativa.

Tabla 12

Frecuencia de aislamiento y Abundancia relativa, para determinar dominancia de HMA en tres localidades en la provincia de Lamas.

Especie HMA	Alto Palmiche	
	F. A*	A. R**
<i>Acaulospora mellea</i>	80	30.23255814
<i>Glomus microcarpum</i>	60	30.23255814
<i>Funneliglomus sanmartinensis</i>	40	4.651162791
<i>Glomus Brohultti</i>	80	23.25581395
<i>Diversispora spurca</i>	20	6.976744186
<i>Funneliformis spinuliferum</i>	20	2.325581395
<i>Acaulospora leavis</i>	20	2.325581395
	Pamashto	
	F. A	A. R
<i>Acaulospora mellea</i>	80	21.27659574
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	40	2.127659574
<i>Ambispora fennica</i>	20	1.063829787
<i>Glomus microcarpum</i>	40	9.574468085
<i>Glomus microaggregatum</i>	20	1.063829787
<i>Glomus sp. 2</i>	20	1.063829787
<i>Claroideoglomus etunicatum</i>	80	34.04255319
<i>Glomus Brohultti</i>	80	27.65957447
<i>Acaulospora lacunosa</i>	20	1.063829787
<i>Glomus crenatum</i>	20	1.063829787
	Pueblo Nuevo	
	F. A	A. R
<i>Acaulospora spinosa</i>	20	1.346801347
<i>Acaulospora mellea</i>	80	8.417508418
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	40	1.01010101
<i>Ambispora fennica</i>	80	1.346801347

<i>Glomus microcarpum</i>	100	7.070707071
<i>Glomus macrocarpum</i>	40	9.090909091
<i>Glomus</i> sp. 6	20	0.336700337
<i>Claroideoglomus claroideum</i>	80	10.1010101
<i>Claroideoglomus etunicatum</i>	20	2.693602694
<i>Glomus Brohultti</i>	80	13.13131313
<i>Diversispora spurca</i>	80	2.693602694
<i>Sclerocystis sinuosum</i>	20	3.703703704
<i>Rhizoglomus fasciculatum</i>	20	1.01010101
<i>Acaulospora leavis</i>	20	4.377104377
<i>Dominikia</i> sp.1	20	33.67003367

F. A*= Frecuencia de Aislamiento; A. R**= Abundancia Relativa

En la Tabla 12, se muestra la frecuencia de aislamiento y la abundancia relativa para especies HMA identificadas en tres localidades de la provincia de Lamas. Siendo en la localidad de Alto Palmiche, las especies *Acaulospora mellea*, *Glomus microcarpum* y *Glomus Brohultti*, las especies con mayor dominancia. En la localidad de Pamashto, las especies *Acaulospora mellea*, *Claroideoglomus etunicatum* y *Glomus Brohultti* fueron las más dominantes y en la localidad de Pueblo Nuevo, las especies *Acaulospora mellea*, *Glomus microcarpum*, *Claroideoglomus claroideum* y *Glomus Brohultti*, fueron las más dominantes, en conclusión se obtuvo 5 especies HMA dominantes a nivel de la provincia, cabe recalcar que estas especies superaron los límites establecidos de dominancia, tanto para la frecuencia de aislamiento como para la abundancia relativa.

Tabla 13

Frecuencia de aislamiento y Abundancia relativa, para determinar dominancia de HMA en tres localidades en la provincia de San Martín.

Especie HMA	Santa Rosa de Huayali	
	F. A*	A. R**
<i>Acaulospora mellea</i>	60	2.762430939
<i>Glomus microcarpum</i>	80	29.83425414
<i>Glomus macrocarpum</i>	100	14.36464088
<i>Glomus</i> aff. <i>tortuosum</i>	20	1.104972376
<i>Glomus</i> sp. 4	20	0.552486188
<i>Glomus</i> sp. 5	20	0.552486188
<i>Claroideoglomus claroideum</i>	60	5.524861878
<i>Claroideoglomus etunicatum</i>	100	16.02209945
<i>Glomus brohultti</i>	60	7.73480663
<i>Diversispora spurca</i>	20	0.552486188
<i>Rhizoglomus fasciculatum</i>	40	1.104972376
<i>Acaulospora</i> aff. <i>brasiliensis</i>	20	0.552486188

<i>Sclerocystis</i> sp.	20	19.33701657
Nuevo Lamas		
	F. A	A. R
<i>Acaulospora mellea</i>	80	5.492957746
<i>Ambispora fennica</i>	20	0.704225352
<i>Glomus microcarpum</i>	20	0.281690141
<i>Glomus macrocarpum</i>	40	2.535211268
<i>Glomus</i> sp. 3	20	0.281690141
<i>Claroideoglomus claroideum</i>	80	5.352112676
<i>Claroideoglomus etunicatum</i>	80	15.21126761
<i>Glomus brohultti</i>	100	3.661971831
<i>Diversispora spurca</i>	20	0.14084507
<i>Sclerocystis sinuosum</i>	20	29.57746479
<i>Sclerocystis rubiformis</i>	20	0.281690141
<i>Rhizoglomus fasciculatum</i>	100	11.12676056
<i>Funneliformis spinuliferum</i>	20	0.14084507
<i>Acaulospora leavis</i>	20	0.422535211
<i>Dominikia</i> sp. 2	40	24.78873239
Nuevo Porvenir		
	F. A	A. R
<i>Acaulospora mellea</i>	100	36.875
<i>Ambispora fennica</i>	20	1.25
<i>Glomus microcarpum</i>	40	2.5
<i>Glomus macrocarpum</i>	40	3.75
<i>Claroideoglomus claroideum</i>	80	12.5
<i>Claroideoglomus etunicatum</i>	100	27.5
<i>Glomus brohultti</i>	100	15
<i>Rhizoglomus fasciculatum</i>	20	0.625

F. A*= Frecuencia de Aislamiento; A. R**= Abundancia Relativa

En la Tabla 13, se muestra la frecuencia de aislamiento y la abundancia relativa para especies HMA identificadas en tres localidades de la provincia de San Martín. Siendo en la localidad de Santa Rosa de Huayali, las especies *Glomus microcarpum*, *Glomus macrocarpum*, *Claroideoglomus claroideum*, *Claroideoglomus etunicatum* y *Glomus brohultti*, las especies con mayor dominancia. En la localidad de Nuevo Lamas, las especies *Acaulospora mellea*, *Claroideoglomus claroideum*, *Claroideoglomus etunicatum* y *Rhizoglomus fasciculatum*, fueron las más dominantes y en la localidad de Nuevo Porvenir, las especies *Acaulospora mellea*, *Claroideoglomus claroideum*, *Claroideoglomus etunicatum* y *Glomus brohultti*, fueron las más dominantes, en conclusión se obtuvo 7 especies HMA dominantes a nivel de la provincia, cabe recalcar que estas especies superaron los límites establecidos de dominancia, tanto para la frecuencia de aislamiento como para la abundancia relativa. Siendo interesante la presencia de la especie *Acaulospora mellea* y *Rhizoglomus fasciculatum*, especialmente en la localidad de Nuevo Lamas.

Tabla 14

Frecuencia de aislamiento y Abundancia relativa, para determinar dominancia de HMA en tres localidades en la provincia de Moyobamba.

Especies HMA	Barranquita	
	F. A*	A. R**
<i>Acaulospora spinosissima</i>	20	6.603773585
<i>Acaulospora mellea</i>	20	12.26415094
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	20	2.830188679
<i>Glomus microcarpum</i>	60	25.47169811
<i>Glomus sp. 1</i>	20	0.943396226
<i>Claroideoglomus claroideum</i>	20	0.943396226
<i>Glomus brohultti</i>	40	3.773584906
<i>Gigaspora candida</i>	40	1.886792453
<i>Dominikia sp.1</i>	40	16.98113208
<i>Acaulospora lacunosa</i>	20	0.943396226
<i>Sclerocystis sunuosum</i>	20	9.433962264
<i>Acaulospora leavis</i>	20	17.9245283
Cocha negra		
	F. A	A. R
<i>Acaulospora mellea</i>	100	26.2962963
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	20	1.111111111
<i>Ambispora fennica</i>	20	0.37037037
<i>Glomus microcarpum</i>	100	25.92592593
<i>Glomus sp. 1</i>	20	0.37037037
<i>Glomus sp. 4</i>	20	0.37037037
<i>Glomus sp. 5</i>	20	1.481481481
<i>Glomus brohultti</i>	100	42.96296296
<i>Gigaspora candida</i>	20	1.111111111
Palmeras		
	F. A	A. R
<i>Acaulospora mellea</i>	40	4.395604396
<i>Ambispora fennica</i>	20	1.098901099
<i>Glomus microcarpum</i>	80	19.78021978
<i>Glomus macrocarpum</i>	20	4.395604396
<i>Glomus sp. 1</i>	20	1.098901099
<i>Glomus sp. 3</i>	20	2.197802198
<i>Claroideoglomus claroideum</i>	40	2.197802198
<i>Claroideoglomus etunicatum</i>	20	1.098901099
<i>Glomus brohultti</i>	100	46.15384615
<i>Dominikia sp.1</i>	20	6.593406593
<i>Acaulospora lacunosa</i>	20	2.197802198
<i>Acaulospora leavis</i>	40	8.791208791

F. A*= Frecuencia de Aislamiento; A. R**= Abundancia Relativa

En la Tabla 14, se muestra la frecuencia de aislamiento y la abundancia relativa para especies HMA identificadas en tres localidades de la provincia de Moyobamba. Siendo en la localidad de Barranquita, la especie *Glomus microcarpum*, la especie con mayor dominancia. En la localidad de Cocha Negra, las especies *Acaulospora mellea*, *Glomus microcarpum* y *Glomus brohultti*, fueron las más dominantes y en la localidad de Palmeras, las especies *Glomus microcarpum* y *Glomus brohultti*, fueron las más dominantes, en conclusión, se obtuvo 3 especies HMA dominantes a nivel de la provincia, cabe recalcar que estas especies superaron los límites establecidos de dominancia, tanto para la frecuencia de aislamiento como para la abundancia relativa. Siendo interesante la presencia de la especie *Acaulospora mellea*, especialmente en la localidad de Cocha Negra.

En general y considerando los índices de dominancia de especies HMA, en las tres localidades de la provincia de El Dorado, las especies dominantes fueron *Acaulospora mellea*, *Glomus microcarpum*, *Glomus macrocarpum*, *Claroideoglomus claroideum* y *Claroideoglomus etunicatum*; en la provincia de Lamas las especies dominantes fueron, *Acaulospora mellea*, *Glomus microcarpum*, *Glomus Brohultti*, *Claroideoglomus etunicatum* y *Claroideoglomus claroideum*; en la provincia de San Martín las especies dominantes fueron, *Glomus microcarpum*, *Glomus macrocarpum*, *Claroideoglomus claroideum*, *Claroideoglomus etunicatum*, *Glomus brohultti*, *Acaulospora mellea* y *Rhizoglomus fasciculatum*, siendo esta provincia la que registro el mayor número de especies dominantes; y por último, en la provincia de Moyobamba las especies dominantes fueron, *Glomus microcarpum*, *Acaulospora mellea* y *Glomus brohultti*, siendo esta provincia la que menos especies dominantes se encontraron. En conclusión, se puede decir que, *Glomus microcarpum* y *Acaulospora mellea*, fueron las especies identificadas que estuvieron presentes en todas las localidades muestreadas (de aquí la importancia de las familias *Glomus* y *Acaulospora*), lo cual representa un gran reporte a la investigación hacia la región y el país, en especial asociado con plantas de café.

Teniendo en cuenta estos resultados, y al comparar con, Arias *et al.*, (2012) quienes estudiaron la comunidad de HMA en diferentes sistemas de producción de café, reportando 33 morfo especies, siendo *Glomus clarum* y *Glomus sp. 3* las morfo especies dominantes, por su parte, Del Águila, (2016), reporta la dominancia de *Glomus sp.*, y *Acaulospora sp.*, en suelos de fincas cafetaleras de tres provincias de la región, indica que la región alberga una considerable riqueza de especies de HMA. En común con los

estudios realizados en suelos de producción de café de América, Lebrón *et al.*, (2012); Cardoso *et al.*, (2003); Arias *et al.*, (2012), encontramos que las esporas de los géneros *Acaulospora* y *Glomus* son dominantes. Este resultado es de esperar ya que ambos géneros tienen una amplia distribución en todo tipo de agroecosistemas en el mundo, Oehl *et al.*, (2003), así como en ecosistemas forestales, Zhao *et al.*, (2003). Diferentes autores han asociado la alta incidencia de las esporas de *Glomus* y *Acaulospora* con su capacidad de producir más esporas en un tiempo más corto que los géneros como *Gigaspora* y *Scutellospora*, Bever *et al.*, (1996), se cree que las especies de *Acaulospora* y *Glomus* parecen ser más tolerantes a la alteración del suelo, ya que la formación de grandes esporas de Gigasporaceae lleva más tiempo que la de pequeñas esporas de otros géneros de HMA (es decir, la Glomaceae, Boddington & Dodd, (1999), lo que lleva a que las grandes esporas no tengan tiempo suficiente para formarse y madurar antes de la alteración del suelo. En consecuencia, los HMA se perciben como componentes críticos de varios ecosistemas y desempeñan un papel crucial en el mantenimiento de la estabilidad del agro ecosistema y el desarrollo agrícola sostenible. Esencialmente, las comunidades de hongos compuestas por diferentes especies pueden inducir diferentes respuestas de crecimiento en las plantas y, por lo tanto, pueden desempeñar un papel potencial en la determinación de la variabilidad y la productividad del ecosistema, Moora *et al.*, (2004). Por lo tanto, el funcionamiento de la simbiosis de AM en el campo debe considerarse a nivel comunitario en los HMA.

3.3.2. Parámetros ecológicos de riqueza, diversidad, dominancia y equitatividad.

Para ello se calculó el índice de Shannon-Wiener (índice de diversidad), que expresa la uniformidad de los valores de importancia a través de todas las especies de la muestra midiendo el grado promedio de incertidumbre en predecir a que especie pertenecerá un individuo escogido al azar de una colección, Magurran, (1988); Peet, (1974); Baev & Penev, (1995). Asume que los individuos son seleccionados al azar y que todas las especies están representadas en la muestra. Adquiere valores entre cero, cuando hay una sola especie, y el logaritmo de S (riqueza de especies), cuando todas las especies están representadas por el mismo número de individuos, Magurra, (1988). De esta forma, el índice contempla la cantidad de especies presentes en el área de estudio (riqueza de especies), y la cantidad relativa de individuos de cada una de esas especies (abundancia). El índice de Dominancia (Simpson) son parámetros inversos al concepto de uniformidad o equidad de la

comunidad. Toman en cuenta la representatividad de las especies con mayor valor de importancia sin evaluar la contribución del resto de las especies, Moreno & Halffer, (2001). Y la equitatividad (Pielov), expresa la uniformidad de los valores de importancia a través de todas las especies de la muestra. Mide el grado promedio de incertidumbre en predecir a que especie pertenecerá un individuo escogido al azar de una colección, Magurran, (1988); Peet, (1974); Baev & Penev, (1995).

Tabla 15

Parámetros ecológicos evaluados para describir la estructura de la comunidad de HMA, en cuatro provincias de la región.

Provincias	Localidades	Riqueza	Diversidad máxima	Índice de diversidad (Shannon-Wiener)	Índice de dominancia (Simpson)	Equitatividad (Pielov)
El Dorado	Palestina	7 d	1,95 bc	1,18 b	0,41 a	0,61 a
	Requena	4 d	1,39 d	1,11 b	0,37 a	0,8 a
	San Juan de Talliquihui	9 cd	2,2 bc	1,6 ab	0,27 ab	0,73 a
Lamas	Alto Palmiche	7 d	1,95 cd	1,57 ab	0,24 ab	0,8 a
	Pamashto	10 cd	2,3 bc	1,6 ab	0,25 ab	0,69 a
	Pueblo Nuevo	15 a	2,71 a	2,16 a	0,17 b	0,8 a
San Martin	Santa Rosa de Huayali	13 ab	2,56 ab	1,92 ab	0,18 b	0,75 a
	Nuevo Lamas	15 a	2,71 a	1,89 ab	0,19 b	0,7 a
	Nuevo Porvenir	8 cd	2,08 cd	1,57 ab	0,25 ab	0,75 a
Moyobamba	Barranquita	12 bc	2,48 abc	2,05 a	0,16 b	0,82 a
	Cocha Negra	9 cd	2,2 bc	1,29 b	0,32 ab	0,59 a
	Palmeras	12 bc	2,48 abc	1,75 ab	0,27 ab	0,7 a

La tabla 15 muestra los parámetros ecológicos, para describir la estructura de la comunidad de HMA, en cuatro provincias de la región, evaluando la riqueza de especies, diversidad máxima, índice de diversidad (Shannon-Wiener), índice de dominancia (Simpson) y equitatividad (Pielov) de HMA en cuatro localidades de cuatro provincias de la región, la comunidad biológica donde se registró mayor riqueza de especies fueron las localidades de Pueblo Nuevo y Nuevo Lamas (15 especies cada una), seguida de Santa Rosa de Huayali (13 especies) y menor rango en la localidad de Requena. La mayor diversidad máxima se registró también en las localidades de Pueblo Nuevo y Nuevo Lamas (2,71 cada una), siendo los demás no significativos entre sí. En cambio, el índice de diversidad (Shannon-Wiener) fue mejor en las localidades de Pueblo Nuevo y Barranquita con respecto a las demás localidades donde no hubo diferencias significativas. En el índice de dominancia (Simpson) el más alto rango se dio en las localidades de Palestina y Requena, ya que estas localidades registraron también la menor riqueza de especies. Por último, en el índice equitatividad no se obtuvo diferencias significativas entre las localidades estudiadas.

En contraste con la densidad de esporas, se encontró que la riqueza de especies y el índice de diversidad de Shannon-Wiener son los más altos en Pueblo Nuevo y Barranquita. Podría explicarse fácilmente a partir de la naturaleza del índice de diversidad de Shannon-Wiener. Los valores de este índice están determinados por el número de especies, los individuos de cada especie y la uniformidad de su distribución Magurran, (1988). La distribución de HMA entre las localidades de muestreo va ser generalmente más uniforme en los lugares perturbados por el tipo de agricultura utilizada en comparación con los sistemas menos perturbados o no perturbados (de allí la distribución de los HMA en cada zona). Otro aspecto importante, es la profundidad de muestreo en el suelo, ya que, Oehl *et al.*, (2005) encontraron una importante diversidad de especies de HMA en muestras de subsuelo de 20 a 70 cm. Por lo tanto, para obtener una comparación completa de la diversidad de HMA entre los sistemas de producción de café y el bosque tropical que reemplazan, los estudios futuros deben analizar muestras de suelo de mayor profundidad. Además de ello, otra característica importante que influye en la alta similitud entre comunidades de HMA en sistemas de producción de café es que, a diferencia de los cultivos anuales, el café es un cultivo perenne que no se somete a la labranza intensiva, lo que significa que la comunidad de HMA no sufre una perturbación drástica.

3.4. Descripción morfológica de HMA identificados en doce localidades de la región San Martín.

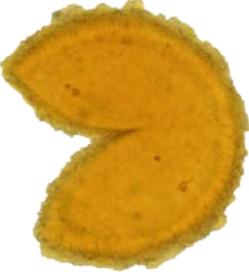
La Tabla 16 muestra la caracterización e identificación taxonómica de especies de HMA, aislados de suelo cafetalero de doce localidades en cuatro provincias de la región. Detallando cada característica propia de cada especie.

Tabla 16

Descripción morfológica de HMA identificados taxonómicamente en doce localidades cafetaleras de la región.

Especie de HMA.	Espora	Caracterización Morfológica
<i>Acaulospora</i> aff. <i>brasiliensis</i>		<p>Color: hialinas a sub hialinas Forma: Globosas a sub globosas a ovales. Tamaño: 62-95 μm de diámetro Pared de la espora: Tres capas (L1, L2, L3). L1: Hialino a amarillo claro. L2: Cremoso a marrón, siendo este el estrato grueso de la espora. L3: Hialino, con textura lisa. C. Walker, M. Krüger & A. Schüßler(2011)</p>
<i>Acaulospora mella</i>		<p>Forma: Globoso, sub globoso, ocasionalmente irregular. Tamaño: 90-140 μm. Pared: Tres capas (L1, L2, L3). L1: Hialino, delgado (<0,5 μm). L2: Consta de subcapas muy finas y adherentes (láminas). L3: amarillo-marrón pálido (0-5-40-0), delgado (1-4 μm). Spain & N.C. Schenck (1984)</p>
<i>Acaulospora scrobiculata</i>		<p>Forma: Globosa, subglobosa. Tamaño: 80-160 μm. Color: Sub hialina a amarillo pálido (0-0-10-0). Pared: Tres (L1, L2, L3). L1: Hialina; 0.8-1,2 μm. L2: Capa que se engrosa inicialmente por la formación de láminas con depresiones cóncavas ovoides en la superficie L3: Capa con paredes ornamentadas. Trappe (1977)</p>

<i>Claroideoglo- mus claroideum</i>		<p>Color: Crema a amarillo claro. Forma: Globosa a subglobosa. Tamaño: Diámetro de 80-160 μm. Pared: Cuatro (L1, L2, L3 y L4), L1: Capa mucilaginosa hialina, de 0,6-1,8 μm. L2: Hialino, de 0,6-2,0 μm. L3: Capa que consiste en Láminas, mide 2,8 μm. L4: Capa bastante delgada mide <0,5 μm. Walker & Schuessler (2010)</p>
<i>Claroideoglo- mus etunicatum</i>		<p>Color: Naranja a marrón rojizo. Forma: Globosa, subglobosa. Tamaño: 60-160 μm. Pared: Dos (L1 y L2). L1: Exterior; mucilaginosa, reacción de color rosa a púrpura rojiza en el reactivo de Melzer, mide 0,6-2,8 μm. L2: Consta de subcapas adherentes delgadas, de color naranja-marrón claro, mide 4,4-6,4 μm. Hifa: forma cilíndrica a ligeramente abocinada. W.N. Becker & Gerd. C. Walker & Schuessler (2010)</p>
<i>Diversispora spurca</i>		<p>Color: Hialina- amarillo pálido. Forma: Globosa, subglobosa. Tamaño: Diámetro de 60-120 μm. Pared: Dos capas (L1 y L2). L1: Hialina a amarillo pálido, con pliegues en la superficie, de 0,4-1,2 μm. L2: Consta de subcapas delgadas hialinas, de 1,4-4,2 μm. Hifa: Forma cilíndrica- ligeramente acampanada. C.M. Pfeiff., C. Walker & Bloss C. Walker & A. Schuessler (2004)</p>
<i>Glomus macrocarpum</i>		<p>Color: Amarillas a crema oscura. Forma: Globosa, subglobosa. Tamaño: 115-130 μm. Pared: Tres capas (L1, L2 y L3). L1: Evanescente de color amarillo a cremoso. L2: Consiste en finas sub capas, color marrón. L3: Capa delgada por lo general más oscura. Tulasne & C. Tulasne (1845)</p>

<p><i>Funneliformis spinuliferum</i></p>		<p>Color: Amarilla a crema dorada. Forma: Globosa. Tamaño: Diámetro de 80 a 150 µm.</p>
<p><i>Glomus microcarpum</i></p>		<p>Color: Amarillo pálido a amarillo dorado. Forma: Globosa a subglobosa. Tamaño: Diámetro de 180 a 350 µm. esporo carpo. Pared: Tres capas (L1, L2 y L3). L1: Evanescente de color púrpura de 0,6-2,8 µm. L2: Consiste en finas sub capas, color marrón de 4-5,4 µm. L3: Capa delgada por lo general más oscura. Hifa: En forma de embudo, color de L2. Tulasne & C. Tulasne (1845)</p>
<p><i>Gigaspora candida</i></p>		<p>Color: Color marrón oscuro a un color rojizo. Forma: Globosa. Tamaño: Diámetro 200 a 300 µm. Pared: Tres capas (L1, L2 y L3). L1: Color marrón a rojizo. L2: Consiste en finas sub capas, color marrón. L3: Capa delgada por lo general más oscura. Bhattacharjee, Mukerji, J.P. Tewari & Skoropad, (1982)</p>
<p><i>Glomus aff. microaggregatum</i></p>		<p>Color: Crema a marrón oscuro. Forma: Globosa. Tamaño: Diámetro 30 a 50 µm. Esporo carpos naturalmente se desarrollan en otras esporas como <i>Gigaspora</i> y <i>Scutellospora</i>. Pared: Tres capas (L1, L2 y L3). L1: Evanescente de color rojizo. L2: Color marrón. L3: Capa delgada por lo general oscura. Döring, M. (2017)</p>

Rhizogloinus fasciculatus



Color: Amarillo pálido a marrón pálido.

Forma: globosa, subglobosa.

Tamaño: Diámetro 60-110 μm .

Pared: Tres capas (L1, L2 y L3).

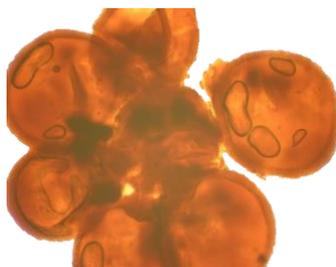
L1: Hialina externa que estaba intacta en los especímenes examinados, 0,6-1,8 μm ; reacciona rojo- rosado al reactivo de Melzer.

L2: Consiste en subcapas adherentes delgadas (o láminas), 4-9 μm .

L3: Delgada y flexible de <1,0 μm , es continua con la capa interna de la hifa.

Hifa: Cilíndrica, ligeramente abocinada. Thaxt. C. Walker & Schuessler (2010)

Sclerocystis rubiformis



Color: Amarillo marrón a marrón oscuro.

Forma: Sub globosa.

Tamaño: 180 a 370 μm .

Pared: Tres capas (L1, L2 y L3).

L1: Amarilla a rojiza.

L2: Una capa hialina delgada.

L3: Delgada y flexible. Gerdemann & Trappe, (1974)

Sclerocystis sinuosum



Color: Marrón a naranja.

Forma: Globosa a sub globosa.

Tamaño: 248 a 412 μm .

Pared: Tres capas (L1, L2 y L3).

L1: Hialina externa casi transparente.

L2: Consiste en subcapas adherentes delgadas.

L3: Hialina con apariencia delgada. Gerdemann & B.K. Bakshi, (1976)

Glomus aff. tortuosum



Color: Amarillo pálido a amarillo claro.

Forma: Globosa a subglobosa.

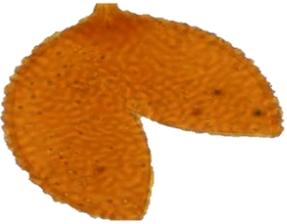
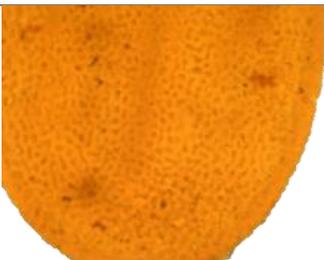
Tamaño: 140 a 180 μm .

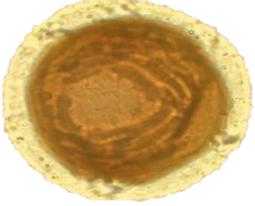
Pared: Tres capas (L1, L2 y L3).

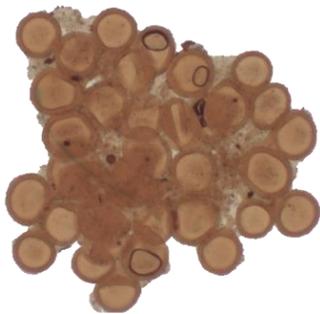
L1: Hialina a amarilla.

L2: Subcapas adherentes y hialinas.

L3: Casi transparente de forma delgada. Schenck, N.C.; Smith, G.S.) (1982)

<i>Acaulospora lacunosa</i>		<p>Color: Amarillo a amarillo rojizo. Forma: Globosa a subglobosa. Tamaño: Diámetro 85 a 110 μm. Pared: Dos capas (L1, L2). L1: Hialino, delgado ($<0,5 \mu\text{m}$), raramente presente. L2: Consiste en subcapas muy finas y adherentes, mide de 1,8-6 μm. Cicatriz: Indica la región de contacto entre la espora y el cuello; de forma circular a ovalada, de 5-7,2 μm. J.B. Morton, (1988)</p>
<i>Funneliglomus sanmartinensis</i>		<p>Color: Amarillo, rojo a marrón claro y otras veces de color naranja. Forma: Globosa a sub globosa. Tamaño: Diámetro 120 a 199 μm. Pared: Tres capas (L1, L2 y L3). L1: Hialina a subhialina, evanescente, 1,2–1,8 μm de espesor. L2: Capa intermedia subhialina, evanescente a semipersistente y de 1,5–2,8 μm de espesor. L3: Naranja marrón a marrón oscuro, persistente y finamente laminado, 3,8–8,5 μm de espesor, y abarrotado de picaduras cóncavas de circular a ovoide, a oblongo o boomerang, 4,0–15,0 (22) \times 3,8–14,0 (18) μm en diámetro., y 0,8–2,5 μm de profundidad. Ninguna de las tres capas se tiñe cuando se expone al reactivo de Melzer. Corazon, G.A. Silva & Oehl (2019)</p>
<i>Glomus</i> sp2.		<p>Color: Rojo a marrón claro y de color naranja. Forma: Globosa a sub globosa. Tamaño: Diámetro 126 a 133 μm. Con semejanza a <i>F. sanmartinensis</i>, podría ser la misma especie, pero en otro estado reproductivo.</p>
<i>Glomus</i> sp3.		<p>Color: Naranja a marrón claro. Forma: Globosa a sub globosa Tamaño: Diámetro 120 a 130 μm. Con semejanza a <i>F. sanmartinensis</i>, podría ser la misma especie, pero en otro estado reproductivo</p>

<i>Glomus</i> sp4.		<p>Color: Amarilla a crema parida. Forma: Globosa a sub globosa. Tamaño: Diámetro 80 a 110 μm. Pared de la espora: Sin datos, ya que su población no fue significativa.</p>
<i>Glomus</i> sp5.		<p>Color: Crema pálido a amarillo, Reacciona en el estrato interno de un color marrón claro. Forma: Globosa a sub globosa. Tamaño: 80 a 120 μm. Pared de la espora: Sin datos, ya que su población no fue significativa</p>
<i>Glomus</i> sp6.		<p>Color: Color amarilla a crema pálida. Forma: Globosa. Tamaño: 60 a 100 μm. Pared de la espora: Sin datos, ya que su población no fue significativa.</p>
<i>Glomus crenatum</i>		<p>Color: Marrón amarillento a marrón anaranjado cuando es joven, oscureciéndose ligeramente a marrón oscuro cuando madura. Forma: globosa a subglobosa a elíptica. Tamaño: 100-208 μm diámetro. Pared: Dos capas (L1, L2). L1: No reacciona a Melzer, Hialino, semipersistente de 0,5-2 μm. Con presencia de gránulos en la superficie de la espora. L2: Es amarillo oscuro a rojizo, de 4,5-11,5 μm, laminado. E. Furrázola, Ferrer, R.A. Herrera & B.T. Goto (2011)</p>
<i>Acaulospora laevis</i>		<p>Color: Amarilla a crema pálido. Forma: Globosa. Tamaño: 77 a 150 μm. Pared: Tres capas (L1, L2 y L3). L1: Hialina, lisa, de 1,2-2,0 μm de espesor en esporas juveniles. L2: Una capa que consiste en subcapas muy finas, de color marrón anaranjado pálido a marrón-naranja más oscuro, de 1,6-2,8 μm de grosor. L3: Color amarillo-marrón más claro, presenta subcapas muy finamente adheridas, de 1,2-1,6 μm de grosor. Cicatriz: Ovoide que indica la región</p>

		de contacto entre la espora y el cuello de la cápsula durante la síntesis de la espora de 9-16 μm de diámetro. Gerdemann & Trappe, (1974).
<i>Glomus brohultii</i>		<p>Color: Marrón amarillento a marrón.</p> <p>Forma: elipsoides a sub globosas o irregulares o globosas.</p> <p>Tamaño: 95 a 105 μm. de diámetro.</p> <p>Pared: Dos capas (L1, L2).</p> <p>L1: Menor a 1 μm. La capa exterior rara vez se ve.</p> <p>L2: De forma laminada.</p> <p>La conexión hifal a menudo es recurvada, tiene con frecuencia una forma bulbosa o bifurcada. R.A. Herrera, Ferrer & Sieverding (2003)</p>
<i>Dominikia sp1.</i>		<p>Color: Amarillo brillante a amarillo dorado.</p> <p>Forma: Globosas a sub globosas a raramente oblongas o irregulares.</p> <p>Tamaño: Diámetro 60 a 80 μm espora y de 260 a 475 μm. Esporo carpo</p> <p>Pared: De dos a tres capas (L1, L2 y L3).</p> <p>L1: Forma la espora superficial, la cual tiene reacción a Melzer, La estructura es laminada.</p> <p>La L1 y la L2: De estructura flexible a semi-flexible, las cuales también tienen reacción a Melzer.</p>
<i>Dominikia sp2.</i>		<p>Color: crema a amarillo brillante.</p> <p>Forma: Globosa a sub globosa.</p> <p>Tamaño: 30 a 42 μm.</p> <p>Pared de la espora: Mismas características de <i>Dominikia sp1</i>.</p>
<i>Sclerocystis sp.</i>		<p>Color: Naranja a naranja parduzco.</p> <p>Forma: Globosa a subglobosa.</p> <p>Tamaño: 200 a 460 μm. espora carpo.</p> <p>Pared: Tres capas (L1, L2 y L3).</p> <p>L1: De marrón oscuro a cremoso.</p> <p>L2: Una capa flexible a semi flexible.</p> <p>L3: Delgada y flexible.</p> <p>Ningún estrato tuvo reacción al reactivo de Melzer.</p>

Acaulospora spinosa

Color: Crema a marrón-naranja pálido

Forma: Globosa a sub globosa.

Tamaño: 140-220 μm .

Pared de la espora: Dos capas (L1 y L2).

L1: Hialina, 1.2-1.6 μm de espesor.

L2: Una capa que se engrosa inicialmente por la formación de subcapas de color amarillo pálido.

Cicatriz: Los bordes de la cicatriz son prominentes porque la unión entre la espora y el cuello de la escápula consiste en una rama corta C. Walker & Trappe, (1981)

Acaulospora spinosissima

Color: Crema a amarillas, con reacción a Melzer (marrón).

Forma: Globosa a sub globosa.

Tamaño: 116-187 μm .

Pared de la espora: Tres capas (L1, L2 y L3).

L1: Hialina a sub hialina, 0,5-0,8 μm de espesor.

L2: Una capa sub hialina con proyecciones que son de 0,5 a 1,1 μm de alto y 0,4 a 0,8 μm de ancho en la base.

L3: La tercera capa es ligeramente amarilla a marrón oscuro.

Cicatriz: Permanece visible en la base de la espora después de la conexión con la hifa, de 8,5 a 13 μm . Oehl, Palenz., I.C. Sánchez, Tchabi, Hount. & G.A.Silva (2014).

Ambispora fennica

Color: blanco con tonalidad amarilla

Forma: Globosa.

Tamaño: 147-180 μm .

Pared de la espora: Tres capas (L1, L2 y L3).

L1: blanca con una tonalidad amarilla, lisa, semi permanente, de 3,4-4,1 μm de grosor, se disgrega y cambia a rojo púrpura.

L2: hialina, lisa, laminada de 3,5-3,7 μm de ancho.

L3: es hialina, lisa, semiflexible, menor a 1,3 μm de grosor; presente, pero difícil de observar porque está fuertemente adherida a la capa 2. C. Walker, Vestberg & Schuessler, (2007)

CONCLUSIONES

- Se identificó taxonómicamente 31 especies de HMA aisladas de un conjunto de esporas, estas especies reportadas que están en asociación con plantas de café en campo, al igual que no se logró identificar dos especies del género *Dominikia*, 5 especies del género *Glomus* y una especie del género *Sclerocystis*, la cual podría ser índice de especies nuevas para la ciencia.
- Se logró aislar e identificar esporas de Hongos Micorrizicos Arbusculares (HMA), de 12 localidades (Muestras de suelo) en 4 provincias de la región San Martín.
- Se identificó una especie nueva para la ciencia biológica, conjuntamente con un nuevo género de HMA (*Funneliglomus sanmartinensis*), la cual se encuentra esporulando mayormente en los suelos de la localidad de Alto Palmiche (Lamas).
- En la variable colonización radicular, se concluye que, la mejor muestra evaluada fue la localidad de Palmeras (Moyobamba), la cual, en comparación con las demás localidades y en especial atención con Pueblo Nuevo y Nuevo Lamas (mayor densidad de esporas y riqueza de especies), se podría decir que las especies HMA de Palmeras fueron mejores colonizadoras de raíces de café en campo, que las demás localidades, lo cual se explicó en las discusiones. En esta misma variable, se concluye que, el análisis de correlación de Pearson, demostró que las características físico – químicas del suelo influyeron directa o inversamente la colonización radicular en algunas fuentes de inóculo evaluadas.

RECOMENDACIONES

- Realizar cultivos puros de las especies identificadas, con la finalidad de multiplicar masivamente, seleccionando solo las especies que se adapten a estas condiciones y logren esporular en cultivos trampa, las cuales se implementarían para futuros trabajos de investigación.
- Realizar bioensayos de biofertilización y bioprotección en condiciones de vivero, con las especies HMA identificadas, ya sea en plantas de café u otros cultivos, lo cual en un futuro podría servir como inoculante para plantas y generar mejores condiciones en la adaptación a campo definitivo.
- Se recomienda la identificación molecular de las especies HMA, que no fueron identificadas por los taxónomos, ya que significa valiosa información biológica para la región y el país.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Albán, R., Guerrero, R. & Toro, M. (2013). Interactions between a root knot nematode (*Meloidoyne exigua*) and arbuscular mycorrhizae in coffee plant development (*Coffea arabica*). *American Journal of Plant Sciences*, Boca Raton, v. 4, p. 19-23.
- Al-Yahya'ei, Mohamed. N., Mullath, Sangeeta. Kutty., AlDhaheri, Laila. A. & Kozłowska, Anna. (2017). *Dominikia emiratia* and *Rhizoglosum dunense*, two new species in the Glomeromycota. *Botany*. 95(7):629-639. DOI: 10.1139/cjb-2016-0294
- Andrade, S. A. L., Mazzafera, P., Schiavinato, M. A. & Silveira, A. P. D. (2009). "Arbuscular mycorrhizal association in coffee," *Journal of Agricultural Science*. vol. 147, no. 2, pp. 105–115.
- Antoninka, A., Reich, P. B. & Johnson, N. C. (2011). Seven years of carbon dioxide enrichment, nitrogen fertilization and plant diversity influence arbuscular mycorrhizal fungi in a grassland ecosystem. *New Phytologist*. 192, 200–214.
- Arias, Rosa. M., Heredia-Abarca, Gabriela., Sosa, Vinicio. J., Fuentes-Ramírez, Luis. E. (2012). Diversity and abundance of arbuscular mycorrhizal fungi spores under different coffee production systems and in a tropical montane cloud forest patch in Veracruz, Mexico. *Agroforestry Systems – Springer*. 85:179–193. Doi.10.1007/s10457-011-9414-3
- Alvarado, M., & Rojas, G. (2007). El cultivo y beneficio del café. San José, Costa Rica: Universidad Nacional a Distancia (EUNED).
- Aristizabal, C., Rivera, E. L. & Janos, D. P. (2004). Arbuscular mycorrhizal fungi colonize decomposing leaves of *Myrica parvifolia*, *M. pubescens* and *Paepalanthus* sp. *Mycorrhiza* 14, 221–228.
- Azcón-Aguilar, Concepción., & Barea, Jose. Miguel. (1980). "Micorrizas". *Investigación y Ciencia*. 47: 8-16.
- Azcón-Aguilar, C. & Barea, J. M. (1996). Arbuscular Mycorrhizas and Biological Control of Soil-Borne Pathogens-An Overview of the Mechanisms Involved. *Mycorrhiza*. 6, 457-464. <http://dx.doi.org/10.1023/A:1004232309393>

- Baev, P. V. & Penev, L. D. (1995). BIODIV: program for calculating biological diversity parameters, similarity, niche overlap, and cluster analysis. Versión 5.1. Pensoft, Sofia-Moscow, 57 pp.
- Barrios, Ll. (2017). Selección de morfotipos de hongos Micorrízicos arbusculares nativos predominantes de suelos degradados asociados a plantas de cobertura de la subcuenca del Cumbaza. Universidad Nacional de San Martín.
- Berta, Bago., Philip E, Pfeffer., David D, Douds. Jr., Janine Brouillette., Guillaume, Bécard., & Yair Shachar-Hill. (1999). Carbon metabolism in spores of the Arbuscular Mycorrhizal Fungus *Glomus intraradices* as revealed by nuclear magnetic resonance spectroscopy. *Plant Physiology* 121(1): 263–272.
- Bethlenfalvay, Gabor. J. (1991). Mycorrhizae in sustainable agriculture. Madison, WI. *The American Society of Agronomy*. No. 54.
- Bever, J. D., Morton, J., Antonovics, J. & Schultz, P. A. (1996). Host-dependent sporulation and species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a mown grassland. *Journal of Ecology*. 84:71–82
- Bingham, M. A. & Biondini, M. (2009). “Mycorrhizal hyphal length as a function of plant community richness and composition in restored northern tallgrass prairies (USA),” *Rangeland Ecology and Management*. vol. 62, no. 1, pp. 60–67.
- Błaszowski, J., Tadych, M., & Madej, T. (2002). Arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycota) of the Błędowska Desert, Poland. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*. 71: 71–85. doi:10.5586/asbp.2002.008.
- Błaszowski, J., Chwat, G., Kovács, G. M., Gáspár, B. K., Ryszka, P., Orłowska, E., Orłowska, E., Pagano, M. C., Araújo, F. S., Wubet, T., & Buscot, F. (2013). *Septoglomus fuscum* and *S. furcatum*, two new species of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). *Mycologia*, 105: 670–680. doi:10.3852/12-127. PMID:23233507.
- Błaszowski, J., Chwat, G., Góralaska, A., Ryszka, P., & Kovács, G. M. (2014). Two new genera, *Dominikia* and *Kamienskia*, and *D. disticha* sp. nov. in Glomeromycota. *Nova Hedw.* 100: 225–238. doi:10.1127/nova_hedwigia/2014/0216.

- Börstler, Boris., Raab, Philipp. A., Thiéry, Odile., Morton, Joseph. B. & Redecker, D. (2006). Genetic diversity of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* as determined by mitochondrial large subunit rRNA gene sequences is considerably higher than previously expected. *New Phytologist*. 180(2):452-65. DOI: 10.1111/j.1469-8137.2008.02574.x
- Boddington, C. L. & Dodd, J. C. (1999). The effect of agricultural practices on the development of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi. I. Field studies in an Indonesian ultisol. *Plant Soil*. 218,137–144
- Brundrett, M. C. (2002). Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New Phytologist*. 154, 275–304.
- Brundrett, Marck. C. (1991). Mycorrhizas in natural ecosystems. *Advances in Ecological Research* 21.
- Brundrett, M. C. & Tedersoo, L. (2018) Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. *New Phytology*. <https://doi.org/10.1111/nph.14976>
- Calzada, B. J. (1982). Métodos estadísticos para la investigación. Lima. 644 pp.
- Cardoso, Irene. M., Boddington, Claire., Janssen, Bert. H., Oenema, Oene. & Kuyper, Thomas. W. Distribution of mycorrhizal fungal spores in soils under agroforestry and monocultural coffee systems. *Agroforestry Systems*. v. 58, n. 1, p. 33-43.
- Carvalho, Felipe. P., Cabral, André., Rosa, Miguel. H., Avelar, Moisés., Dias, Samuel., Oliveira, Ademilson. & Barbosa, José. (2014). Sensibilidade de plantas de café micorrizadas a herbicidas. *Revista Brasileira de Herbicidas*, v. 13, n. 2, p. 134-142.
- Chaudhary, V. B., Lau, M. K. & Johnson, N. C. (2008) Macroecology of microbes-biogeography of the Glomeromycota. In: Varma A (ed) *Mycorrhiza*. Springer-Verlag, Berlin.
- Clark, R. B. & Zeto, S. K. (2000). Mineral acquisition by arbuscular mycorrhizal plants. *Journal of Plant Nutrition*. 23, 867–902.
- Colozzi-filho, Arnaldo. & Cardoso, Elke Jurandi Bran Nogueira. (2000). Detecção de fungos micorrízicos arbusculares em raízes de cafeeiro e de crotalária cultivada na entrelinha. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira*. vol.35, n.10, pp.2033-2042. doi.org/10.1590/S0100-204X2000001000015.

- Colozzi-Filho, A., Siqueira, J. O., Saggin-Júnior, O. J., Guimarães, P. T. G. & Oliveira, E. (1994). Efetividade de diferentes fungos micorrízicos arbusculares na formação de mudas, crescimento pós-transplante e produção do cafeeiro. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*. 29, 1397–1406.
- Coral Ruíz, L. (2015). Estudio de la diversidad de hongos micorrízicos arbusculares nativos y su potencial micorrízico en el cultivo de café (*Coffea arabica* L.) en diferentes condiciones agroecológicas de la región San Martín. Tarapoto: Universidad Nacional de San Martín.
- Corazon-Guivin, Mike. A., Cerna, Agustin., Guerrero-Abad, Juan. C., Vallejos-Tapullima, Adela., Carballar-Hernández, Santos., Alves da Silva, Gladstone. & Oehl, Fritz. (2019). *Funneliglomus*, gen. nov., and *Funneliglomus sanmartinensis*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from the Amazonia region in Peru. *Sydowia*. 71. DOI 10.12905/0380.sydowia71-2019-0017
- Davison, J., Moora, M., Öpik, M., Adholeya, A., Ainsaar, L., Bâ, A., Burla, S., Diedhiou, A. G., Hiiesalu, I., Jairus, T., Johnson, N. C., Kane, A., Koorem, K., Kochar, M., Bdiaye, C., Pärtel, M., Reier, U., Saks, U., Singh, R., Vasar, M. & Zobel, M. (2015). Global assessment of arbuscular mycorrhizal fungus diversity reveals very low endemism. *Science*. 349:970–973.
- Davis, Aaron. P., Govaerts, Rafael., Bridson, Diane. M., Stoffelen, Piet. (2006). An annotated taxonomic conspectus of the genus *Coffea* (Rubiaceae). *Botanical Journal of the Linnean Society banner*. Volume152:(4). Pages 465-512. doi.org/10.1111/j.1095-8339.2006.00584.x
- Devi, M. C. & Reddy, M. N. (2002). Phenolic acid metabolism of groundnut (*Arachis hypogaea* L.) plants inoculated with VAM fungus and Rhizobium. *Plant Growth Regulation*. 37, 151–156.
- Del Aguila Parillo, K. (2016). Efecto de la inoculación de hongos micorrízicos arbusculares a plantones de café (*Coffea arabica*), variedad caturra a nivel de vivero en la región San Martín. Tarapoto: Universidad Nacional de San Martín.
- Egan, C., Li, D. W. & Klironomos, J. (2014). Detection of arbuscular mycorrhizal fungal spores in the air across different biomes and ecoregions. *Fungal Ecology*. 12, 26–31.

- França, A. C., Carvalho, F. P., Franco, M. H. R. & Avelar, M. (2014). Crescimento de mudas de cafeeiro inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares. *Revista Brasileira de Ciências Agrárias*, v. 9, n. 4, p. 506-511.
- Ferrazzano, S. & Williamson, P. S. (2013). Benefits of mycorrhizal inoculation in reintroduction of endangered plant species under drought conditions. *Journal of Arid Environments*. v. 98, n. 1, p. 123-125.
- Gerdemann, J. W. & NICHOLSON, T. H. (1963). Spores of mycorrhizal *Endogone* extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society*. v. 46, n. 2, p. 235-244.
- Hart, M. M., & Reader, R. J. (2004). Do arbuscular mycorrhizal fungi recover from soil disturbance differently. *Tropical ecology*. 45(1), 97-111.
- Hart, M. M., Forsythe, J., Oshowski, B., Bücking, H., Jansa, J., & Kiers, T. E. (2012). Hiding in a crowd—does diversity facilitate persistence of a low-quality fungal partner in the mycorrhizal symbiosis? *Symbiosis*. 215-226.
- Hazard, C., Gosling, P., van der Gast, C. J., Mitchell, D. T., Doohan, F. M. & Bending, G. D. (2013). The role of local environment and geographical distance in determining community composition of arbuscular mycorrhizal fungi at the landscape scale. *ISME Journal*. 7, 498e508.
- Helgason, T. & Fitter, A. H. (2009). “Natural selection and the evolutionary ecology of the arbuscular mycorrhizal fungi (Phylum Glomeromycota),” *Journal of Experimental Botany*. vol. 60, no. 9, pp. 2465–2480.
- Hernard, C., Ilabaca, C., Jeres, G., Sandoval, P., & Ulloa, A. (2002). Aspectos Generales de las Micorrizas: Efecto de las micorrizas sobre la nutrición mineral de las plantas. 10 p. Disponible en: <http://www.forestaluchile.cl/curso/fivegf/mico>.
- Janse, J. M. (1897). Les endophytes radicaux de quelques plantes javanaises. *Annales du Jardin Botanique de Buitenzorg*. 14, 53–201.
- Jeffries, Peter. & Barea, Jose. M. (2001). Arbuscular mycorrhiza – a key component of sustainable plant-soil ecosystems. *In the Mycota*, Vol. IX: Fungal Associations (Ed. B. Hock). Berlin: Springer-Verlag.

- Johnson, N. C., Gehring, C. & Jansa, J. (2016). Mycorrhizal mediation of soil: Fertility, structure, and carbon storage. Cambridge, MA: Elsevier.
- Klironomos, J. N., & Hart, M. M. (2002). Colonization of roots by arbuscular mycorrhizal fungi using different sources of inoculum. *Mycorrhiza*. 12, 181-184.
- Krüger, M., Stockinger, H., Krüger, C. & Schüßler, A. (2009). DNA-based level detection of Glomeromycota: one PCR primer set for all arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*. 183: 212–223. doi: 10.1111/j.1469-8137.2009.02835.x.PMID:19368665.
- Lebrón, Ligia., Lodge, D. Jean. & Bayman, Paul. (2012). Differences in Arbuscular Mycorrhizal Fungi among Three Coffee Cultivars in Puerto Rico. *International Scholarly Research Network Agronomy*. Volume 2012, 7 pages. doi:10.5402/2012/148042
- Lekberg, Y., Koide, R. T., Rohr, J. R., Aldrich-Wolfe, L. & Morton, J. B. (2007). Role of niche restrictions and dispersal in the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Journal of Ecology*. 95, 95–105.
- Linderman, R. G. (1992). VA mycorrhizae and soil microbial interactions. In: G.J. Bethlenfalvay and R.G. Linderman (eds) *Mycorrhizae in Sustainable Agriculture*, ASA Special Publication 54, Madison, WI, USA, pp.45–70.
- Lovelock, C. E. & Ewel, J. J. (2005). Links between tree species, symbiotic fungal diversity and ecosystem functioning in simplified tropical ecosystems. *New Phytologist*. 167, 219–228.
- Lovelock, C. E., Andersen, K., Morton, J. B. (2003) Arbuscular mycorrhizal communities in tropical forests are affected by host tree species and environment. *Oecologia*. 135:268–279.
- Li, L. F., Li, T. & Zhao, Z. W. (2007). Differences of arbuscular mycorrhizal fungal diversity and community between a cultivated land, and old field, and a never-cultivated field in a hot and arid ecosystem of southwest China. *Mycorrhiza*. 17:655–665.
- Li, L. F., Li, T., Zhang, Y. & Zhao, Z. W. (2010) Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi and their distribution patterns related to host-plants and habitats

in a hot and arid ecosystem, southwest China. *FEMS Microbiology Ecology*. 71:418–427

- Magurran, A. E. (1988). *Ecological diversity and its measurement*. Princeton University Press, New Jersey, 179 pp.
- Medina, V. E. (2017). *Biogeografía de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en el cultivo de café (Coffea arabica L.) en la región San Martín, Perú*. Tarapoto: Universidad Nacional de San Martín.
- Miller, R. M., Reinhardt, D. R. & Jastrow, J. D. (1995). “External hyphal production of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in pasture and tallgrass prairie communities,” *Oecologia*. vol. 103, no. 1, pp. 17–23.
- Moor, M., Öpik, M., Sen, R., Zobel, M. (2004). Native arbuscular mycorrhizal fungal communities differentially influence the seedling performance of rare and common *Pulsatilla* species. *Functional Ecology*. 18, 554–562.
- Moreno, C. E. & G. Halffter. (2001). Spatial and temporal analysis of the alpha, beta and gamma diversities of bats in a fragmented landscape. *Biodiversity and Conservation*. 10: 367-382.
- Morton, J. & Benny, G. (1990). Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): a new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporineae, and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomae. *Mycotaxon*. 37.
- Mello, C. M. A., Silva, G. A., Assis, D. M. A., Pontes, J. S., Ferreira, A. C. A., Leão, M. P. C., Vieira, H. E. E., Maia, L. C. & Oehl, F. (2013). *Paraglomus pernambucanum* sp. nov. and *Paraglomus bolivianum* comb. nov., and biogeographic distribution of *Paraglomus* and *Pacispora*. *Journal of Applied Botany and Food Quality*. 86:113–125.
- Muleta, Diriba., Assefa, Fasil., Nemomissa, Sileshi. & Granhall, Ulf. (2007). Composition of coffee shade tree species and density of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) spores in Bonga natural coffee forest, southwestern Ethiopia. *Forest Ecology and Management*. 241: 145–154.

- Munkvold, L., Kjoller, R., Vestberg, M., Rosendahl, S. & Jakobsen, I. (2004) High functional diversity within species of arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*. 164:357–364
- Oehl, F., Silva, G. A., Palenzuela, J., Sánchez-Castro, I., Castillo, C. & Sieverding, E. (2011). *Acaulospora punctata*, a new fungal species in the glomeromycetes from mountainous altitudes of the Swiss Alps and Chilean Andes. *Nova Hedwigia*. 93:353–362.
- Oehl, F., Sieverding, E., Ineichen, K., Mader, P., Boller, T. & Wiemken, A. (2003) Impact of land use intensity on the species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems of Central Europe. *Applied Environmental Microbiology*. 69:2816–2824.
- Oehl, F., Sieverding, E., Ineichen, K., Ris, E. A., Boller, T. & Wiemken, A. (2005). Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi at different soil depths in extensively and intensively managed agroecosystems. *New Phytologist*. 165:273–283.
- Oehl, F. & Körner, C. (2014). Multiple mycorrhization at the coldest place known for Angiosperm plant life. *Alpine Botany*. 124: 193–198.
- Ohswski, B. M., Zaitsoff, P. D., Öpik, M., Miranda, M., & Hart, M. M. (2014). Where the Wild Things Are: looking for uncultured Glomeromycota. *New Phytologist*. 204: 171–179. doi:10.1111/nph.12894. PMID:24946898.
- Omar, M. B., Bollan, L. & Heather, W. A. (1979). A permanent mounting medium for fungi. *British Mycological Society, Bulletin of the British Mycological Society*. 13: 31–32. doi:10.1016/S0007-1528(79)80038-3.
- Peet, R. K. (1974). The measurement of species diversity. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 5: 285-307.
- Peterson, R. L. & Bradbury, S. M. (1995). “Use of plant mutants, intraspecific variants and non-hosts in studying mycorrhiza formation and function,” in *Mycorrhiza: Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology*, A. K. Varma and B. Hock, Eds., Springer, Berlin, Germany.

- Phillips, J. M. & Hayman, D. S. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesiculararbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *British Mycological Society Transactions, Cambridge, Grã-Bretanha*, v.55, n.1, p.158-160.
- Poulsen, K. H., Nagy, R., Gao, L. L., Smith, S. E., Bucher, M., Smith, F. A. & Jakobsen, I. (2005). Physiological and molecular evidence for Pi uptake via the symbiotic pathway in a reduced mycorrhizal colonization mutant in tomato associated with a compatible fungus. *New Phytologist*. 168, 445–453.
- Read, D. J. & Perez-Moreno, J. (2003). Mycorrhizas and nutrient cycling in ecosystems—a journey towards relevance. *New Phytology*. 157: 475–492.
- Redecker, D., Schussler, A., Stockinger, H., Sturmer, S. L., Morton, J. B. & Walker, C. (2013). An evidence-based consensus for the classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). *Mycorrhiza*. 23: 515–531.
- Rillig, M. C. & Mummey, D. L. (2006). Mycorrhizas and soil structure. *New Phytologist*. 171, 41–53.
- Rojas, J. (2010). hongos micorrízicos arbusculares en la rizósfera de genotipos promisorios de cacao (*Theobroma cacao* L.) bajo los sistemas tradicional y bajo bosque en la región san Martín.
- Rosendahl, S., McGee, P. & Morton, J. B. (2009). Lack of global population genetic differentiation in the arbuscular mycorrhizal fungi *Glomus mosseae* suggests a recent range expansion which may have coincided with the spread of agriculture. *Molecular Ecology*. 18:4316–4329.
- Sanchez, C., Rivera, R., Gonzalez, C., Cupull, R., Herrera, R. & Bustamante, C. (2000). Efecto de 15 cepas de hongos micorrizógenos (HMA) sobre la producción de posturas de cafetos en tres tipos de suelos del macizo montañoso Guamuhaya. *In XIX Simposio Latinoamericano de Caficultura, Memoria, San José, Costa Rica, 2–6 octubre 2000*, pp. 287–331.
- Sanchez, C., Montilla, E., Rivera, R. & Cupull, R. (2005). Comportamiento de 15 cepas de hongos micorrizogenos (HMA) sobre el desarrollo de posturas de cafeto en un suelo pardo gleyzoso. *Revista Forestal Latinoamericana*. 38, 83–95.

- Sanders, I. R. (2004). Plant and arbuscular mycorrhizal fungal diversity: Are we looking at the relevant levels of diversity and are we using the right techniques? *New Phytologist*. 164: 415–418.
- Savary, R., Masclaux, F. G., Wyss, T., Droh, G., Corella, J. C., Machado, A. P., Morton, J. B. & Sanders, I. R. (2018). A population genomics approach shows widespread geographical distribution of cryptic genomic forms of the symbiotic fungus *Rhizophagus irregularis*. *The ISME Journal – Nature*. 12:17–30.
- Saggin-Júnior, O. J. & Siqueira, J. O. (1995). Avaliação da eficiência simbiótica de fungos endomicorrízicos para o cafeeiro. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*. 19:221–228.
- Schenck, N. C., Spain, J. L., Sieverding, E. & Howeler, R. H. (1984) Several new and unreported vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi (Endogonaceae) from Colombia. *Mycologia*. 76: 685–699.
- Schüßler, A., Schwarzott, D. & Walker, C. (2001). A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research*. 105, 1413–1421.
- Schüßler, A., Walker, C. (2010). The Glomeromycota: A Species List with New Families and New Genera. The Royal Botanic Garden Edinburgh, The Royal Botanic Garden Kew, Botanische Staatssammlung Munich, Oregon State University, and Gloucester, England.
- Schüßler, A. & Walker, C. (2004). Nomenclatural clarifications and new taxa in the Glomeromycota. *Mycological Research*. 108(9):981-982.
- Siqueira, J. O., Saggin-Junior, O. J., Flores-Aylas, W. W. & Guimarães, P. T. G. (1998). Arbuscular mycorrhizal inoculation and superphosphate application influence plant development and yield of coffee in Brazil. *Mycorrhiza*. 7, 293–300.
- Sieverding, E. Friedrichsen, J. & Suden, W. (1991). Vesicular Arbuscular Mycorrhizae Management in Tropical Agroecosystems. Federal Republic of Germany.: Technical Cooperation, Eschborn.

- Sieverding, E. (1984). Vesicular Arbuscular Mycorrhizal in Tropical Agrosystems. Federal Republic of Germany: Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ). 371 p.
- Sieverding, E. & Toro, S. T. (1986). The genus *Entrophospora* in Colombia. In Physiological and Genetical Aspects of Mycorrhizae (Eds V. Gianinazzi-Pearson & S. Gianinazzi), pp. 621–626. Paris, France: INRA.
- Simon, L., Bousquet, R., Levesque, R. C. & Lalone, M. (1993). Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. *Nature*. 363:67–69.
- Smith, S. & Read, D. (1997). Mycorrhizal Symbiosis, Academic Press. London. *Biological Reviews*. 55.
- Smith, S. E. & Read, D. J. (2008). Mycorrhizal symbiosis. Academic Press, London.
- Smith, S. E. & Smith, F. A. (2012). Fresh perspectives on the roles of arbuscular mycorrhizal fungi in plant nutrition and growth. *Mycologia*, v. 104, n. 1, p. 1-13.
- Stürmer, S. L. (2012). A history of the taxonomy and systematics of arbuscular mycorrhizal fungi belonging to the phylum Glomeromycota. *Mycorrhiza*. 22(4):247-58. doi: 10.1007/s00572-012-0432-4.
- Tawarayama, K. (2003). “Arbuscular mycorrhizal dependency of different plant species and cultivars,” *Soil Science and Plant Nutrition*. vol. 49, no. 5, pp. 655–668.
- Tedersoo, L. (2017). Biogeography of mycorrhizal symbiosis. Springer International Publishing, Switzerland.
- Trejo, Dora., Ferrera-Cerrato, Ronald., García, Roberto., Varela, Lucía., Lara, Liliana. & Alarcón, Alejandro. (2011). Efectividad de siete consorcios nativos de hongos micorrízicos arbusculares en plantas de café en condiciones de invernadero y campo. *Revista Chilena de Historia Natural*. v. 84, n. 1, p. 23-31.
- Tristão, F. S. M., Andrade, S. A. L., Silveira, A. P. D. (2006). Fungos micorrízicos arbusculares na formação de mudas de cafeeiro, e, substrato orgânico comerciais. *Bragantia, Campinas*, v. 65, n. 4, p. 649-658.

- Trouvelot, A., Kough, J., Gianinazzi-Pearson, V. (1986): Evaluation of VA infection levels in root systems. Research for estimation methods having a functional significance. In: V. Gianinazzi-Pearson and S. Gianinazzi (eds.), *Physiological and Genetical Aspects of Mycorrhizae*. INRA Press, Paris, France, pp. 217–221.
- Verbruggen, E., van der Heijden, M. G. A., Weedon, J. T., Kowalchuk, G. A. & Røfolding, W. (2012). Community assembly, species richness and nestedness of arbuscular mycorrhizal fungi in agricultural soils. *Molecular Ecology*. 21, 2341e2363.
- Wetzel, K., Silva, G., Matczinski, U., Oehl, F. & Fester, T. (2014). Superior differentiation of arbuscular mycorrhizal fungal communities from till and no-till plots by morphological spore identification when compared to T-RFLP. *Soil Biology & Biochemistry*. 72: 88–96. <http://dx.doi.org/10.1016/j.soilbio.2014.01.033>
- Zhao, Z. W., Wang, G. H. Yang, L. (2003). Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in tropical rainforests of Xishuangbanna, southwest China. *Fungal Diversity*. 13:233–242