

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA

LA MOLINA

FACULTAD DE CIENCIAS



“Evaluación y Caracterización de Hongos Micorrízicos Arbusculares en Tres Agroecosistemas y Dos Bosques en las Provincias de Alto Amazonas y Lamas”.

Presentado por:

Yuri Gandhi Arévalo Aranda

Tesis Para Optar el título de:

BIÓLOGO

Lima – Perú

2018

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA
FACULTAD DE CIENCIAS**

**“Evaluación y Caracterización de Hongos Micorrízicos Arbusculares en
Tres Agroecosistemas y Dos Bosques en las Provincias de Alto Amazonas y
Lamas”**

Presentada por:

Yuri Gandhi Arévalo Aranda

Tesis para Optar el Título Profesional de:

BIÓLOGO

Sustentada y aprobada por el siguiente Jurado:

Dra. Doris Zúñiga Dávila
PRESIDENTE

Biol. Roberto Ramos Chaupin
MIEMBRO

Dr. Constantino Calderon Mendoza
MIEMBRO

Dr. Sady Javier García Bendezu
ASESORA

DEDICATORIA

A mi padre Fermín Arévalo

Por enseñarme los valores y principios que hoy en día rigen muchos de los aspectos de mi vida, por el amor con el que me criaste y por la paciencia y fortaleza espiritual que siempre mostraste.

A mi madre Zulema Aranda

Por todo el esfuerzo, coraje y determinación que nos hizo salir adelante, por el amor desmedido que siempre me has demostrado y por la voluntad inquebrantable que te caracteriza.

A mis hermanos Ciro, Beto, Marco, Berenice y Javier Arévalo

Por haberme acompañado desde pequeño y ser los que trazaron el sendero, por haberme escuchado y aconsejado y por los buenos momentos que pasamos juntos.

A mis tíos Graciela, Julian y Ernersto Aranda

Por los consejos, el apoyo y el cariño que me dieron.

AGRADECIMIENTOS

A la vida

Por haberme dado la bendición de haber crecido en una buena familia y por enseñarme que siempre se puede volver a empezar, aprender y mejorar.

A mis padres

Por todo el apoyo moral y económico, la paciencia y los consejos durante estos años.

Al Profesor Sady García

Por haberme apoyado en el desarrollo de la tesis, por la confianza brindada y por todo el tiempo y esfuerzo que puso en las correcciones y la sustentación.

A la profesora Ruby Vega

Por haberme dado la confianza y la oportunidad de usar parte de sus datos para elaborar la tesis.

A Wendy Perez

Por ser una buena amiga y por darme la oportunidad de integrar el equipo del laboratorio de análisis de suelos, plantas, aguas y fertilizantes; donde pude hacer mi tesis

A mi hermana Berenice Arévalo

Por haberme dedicado parte de su tiempo y ayudarme en la elaboración de la tesis.

Al equipo del LASPAF y a Elena Cotrina

Por haberme acompañado y apoyado en la elaboración de la tesis.

ÍNDICE GENERAL

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1.	La amazonía peruana	3
2.2.	Fisiografía en la región amazónica.....	4
2.3.	Los tipos de suelos en la amazonía peruana	4
2.4.	Las micorrizas.....	10
2.5.	Clasificación de las micorrizas	11
a.	Ectomicorrizas	12
b.	Ectendomicorrizas	12
c.	Micorrizas ericoides	12
d.	Micorrizas arbutoides	13
e.	Micorrizas monotropoides.....	13
f.	Micorrizas orquidioides	13
g.	Micorrizas arbusculares	14
2.6.	Los hongos micorrízicos.....	14
2.7.	Hongos micorrízicos arbusculares.....	15
a.	Funciones de los HMAs.	15
b.	Diversidad de HMAs.....	16
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	20
3.1.	Hipótesis	20
3.2.	Zona de estudio.....	20
3.3.	Muestra y muestreo	21
3.4.	Análisis de laboratorio.....	24
a.	Caracterización de suelos	24
b.	Cuantificación del porcentaje de colonización.....	25
c.	Extracción y cuantificación de esporas	25
d.	Identificación morfológica de los HMAs	26
3.5.	Análisis estadístico	28
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	29
4.1.	Caracterización de los suelos.....	29
4.2.	Evaluación de la población de HMAs	32
a.	Recuento de esporas por temporada de muestreo.....	32
b.	Recuento de esporas por sistema	34
c.	Recuento de esporas entre sistemas.....	41

d. Cuantificación del porcentaje de colonización	45
4.3. Caracterización de morfológica de HMAs	46
V. CONCLUSIONES	55
VI. RECOMENDACIONES	56
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	57
VIII. ANEXOS	62

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Superficie del territorio nacional, según región natural. Adaptado de INEI (2014) y MINAM (2016).....	3
Tabla 2: Paisajes, subpaisajes y unidades fisiográficas de la Amazonía peruana. Adaptado de Rodríguez et al. (1991).	6
Tabla 3: Suelos de la región Loreto según capacidad de uso mayor.....	9
Tabla 4: Sistemas evaluados	21
Tabla 5: Características y antecedentes de los sistemas evaluados.....	23
Tabla 6: Análisis de caracterización de los suelos de los sistemas evaluados.	31
Tabla 7: Promedio de esporas por gramo de suelo, según sistema.	34
Tabla 8: Porcentaje de colonización de los sistemas evaluados por muestreo.....	47
Tabla 9: Morfotipos de esporas encontrados en el sistema de bosque secundario (S1).....	48
Tabla 10: Morfotipos de esporas encontrados en el sistema de bosque primario (S2).	49
Tabla 11: Morfotipos de esporas encontrados en el sistema de pasto degradado (S3).	50
Tabla 12: Morfotipos de esporas encontrados en el sistema de pasto mejorado (S4).	51
Tabla 13: Morfotipos de esporas encontrados en el sistema de asociación agroforestal (S5).....	53

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Clasificación de suelos de acuerdo a la clasificación Soil taxonomy. Adaptado de Rodríguez et al. (1991).	8
Figura 2: Interacciones planta-hongo. Adaptado de Brundrett (2004).....	10
Figura 3: Clasificación filogenética del phylum Glomeromycota. Adaptado de Schübler et al (2001).	19
Figura 4: Mapa de ubicación de los sistemas evaluados	20
Figura 5: Fotografías de los sistemas evaluados.	22
Figura 6: Flujograma de las temporadas de muestreo realizadas entre los años 2013- 2015.....	24
Figura 7: Formas de las esporas de HMAs. Adaptado de Brundrett et al. (1995).	27
Figura 8: Esporas por gramo del sistema 1 según la temporada y la profundidad.....	35
Figura 9: Resultados de la prueba de comparación HSD Tukey del sistema 1, a un nivel de significancia de 95%.	35
Figura 10: Esporas por gramo del sistema 2 según la temporada y la profundidad.....	36
Figura 11: Gráfico de la prueba HSD Tukey del sistema 2, a un nivel de significancia de 95%.	37
Figura 12: Esporas por gramo del sistema 3 según la temporada y la profundidad.....	38
Figura 13: Gráfico de la prueba HSD Tukey del sistema 3, a un nivel de significancia de 95%.	38
Figura 14: Esporas por gramo del sistema 4 según la temporada.	39
Figura 15: Esporas por gramo del sistema 5 según la temporada y la profundidad.....	40
Figura 16: Gráfico de la prueba HSD Tukey del sistema 5, a un nivel de significancia de 95%.	41
Figura 17: Esporas por gramo entre sistemas de 0-15 cm de profundidad en la temporada húmeda.	42
Figura 18: Gráfico de la prueba HSD Tukey entre sistemas en la temporada húmeda, a un nivel de significancia de 95%.	42
Figura 19: Densidad de esporas de HMA (U/g de suelo) de 0-15 cm de profundidad en los sistemas evaluados durante la temporada seca	43
Figura 20: Grafico de la prueba HSD Tukey entre sistemas en la temporada seca, a un nivel de significancia de 95%.	44

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1: Resultados del conteo de esporas del séptimo muestreo	62
Anexo 2: Resultados del conteo de esporas del octavo muestreo	66
Anexo 3: Resultados del conteo de esporas del noveno muestreo.	70
Anexo 4: Resultados del conteo de esporas del décimo muestreo.	74
Anexo 5: Base de datos usada para el análisis estadístico.....	78
Anexo 6: Script del recuento de esporas por temporada de muestreo.....	89
Anexo 7: Pruebas t - student de la temporada húmeda.	92
Anexo 8: Pruebas t - student de la temporada seca	95
Anexo :9 Pruebas de Tukey-HSD del recuento de esporas por sistema.....	98
Anexo 10: Fotografías 40X de las esporas de HMAs aisladas del sistema de bosque secundario	101
Anexo 11: Fotografías 40X de las esporas de HMAs aisladas del sistema de bosque primario.....	106
Anexo 12: Fotografías 40X de las esporas de HMAs aisladas del sistema de pasto degradado.	112
Anexo 13: Fotografías 40X de las esporas de HMAs aisladas del sistema de pasto mejorado.....	116
Anexo 14: Fotografías 40X de las esporas de HMAs aisladas del sistema de asociación agroforestal.....	126
Anexo 15: Análisis morfológico de las esporas de HMAs aisladas del sistema de bosque secundario.	132
Anexo 16: Análisis morfológico de las esporas de HMAs aisladas del sistema de bosque primario.....	135
Anexo 17. Análisis morfológico de las esporas de HMAs aisladas del sistema de pasto mejorado.	138
Anexo 18: Análisis morfológico de las esporas de HMAs aisladas del sistema de pasto degradado.....	140
Anexo 19: Análisis morfológico de las esporas de HMAs aisladas del sistema de bosque secundario	145
Anexo 20: Reactivos Usados.....	148

RESUMEN

Las micorrizas son una asociación simbiótica mutualista que existe entre las raíces de las plantas y ciertos hongos del suelo y pueden ser usadas como alternativa para aumentar la fertilidad de los suelos, contribuyendo con la absorción y reciclaje de nutrientes. Este trabajo evaluó la población de hongos micorrízicos arbusculares en cinco sistemas; bosque secundario (S1), bosque primario (S2), pasto degradado (S3), pasto mejorado (S4) y asociación agroforestal (S5); respecto a su distribución según temporada, profundidad y sistema vegetal. Además, se evaluó la diversidad de morfotipos presentes en los sistemas evaluados. Los resultados obtenidos muestran que el efecto de la temporada de muestreo sobre el número de esporas de hongos micorrízicos arbusculares varía entre sistemas encontrándose más esporas durante la temporada húmeda en los sistemas S2 y S4 con valores máximos de 0.42 y 3.76 esporas por gramo respectivamente y durante la temporada seca en los sistemas S1, S3 y S5 con valores máximos de 0.54, 2.42 y 1.16 esporas por gramo respectivamente. Por otro lado, se determinó que la abundancia de esporas en la capa de 0-15 cm es mayor que en la capa de 15-30 cm con valores que oscilan entre 0.18 y 2.42 esporas por gramo de suelo para la capa de 0-15 cm y 0.07 y 1.19 esporas por gramo para la capa de 15-30 cm. Del mismo modo, la abundancia de esporas de hongos micorrízicos arbusculares según el sistema del que se aislaron puede ser ordenada como $S4 > S3 > S5 > S1/S2$. Finalmente, se determinó que la diversidad de morfotipos de esporas de hongos micorrízicos arbusculares para los sistemas S1, S2, S3, S4 y S5 fueron de 16, 17, 40, 17 y 26 morfotipos diferentes respectivamente.

Palabras clave: Glomeromycota, agroforestería

ABSTRACT

Mycorrhizae are a mutualistic symbiotic associations between roots of plants and certain soil fungi. They can be used as an alternative to increase soil fertility, contributing the absorption and recycling of nutrients. This work evaluated the arbuscular mycorrhizal fungi population in five systems; secondary forest (S1), primary forest (S2), degraded pasture (S3), improved pasture (S4) and agroforestry association (S5); in regard to its distribution according to season, depth and plant system. In addition, morphotype diversity were evaluated in the systems evaluated. The results obtained show that the effect of the sampling season on the number of spores of arbuscular mycorrhizal fungi varies between systems, with more spores founded during the wet season in systems S2 and S4 with maximum values of 0.42 and 3.76 spores per gram respectively and during the dry season in systems S1, S3 and S5 with maximum values of 0.54, 2.42 and 1.16 spores per gram respectively. On the other hand, it was determined that the abundance of spores in the 0-15 cm layer is greater than in the 15-30 cm layer with values ranging between 0.18 and 2.42 spores per gram of soil for the 0-15 cm layer and 0.07 and 1.19 spores per gram for the 15-30 cm layer. Similarly, the abundance of arbuscular mycorrhizal fungal spores according to the system from which they were isolated can be ordered as S4> S3> S5> S1 / S2. Finally, it was determined that the diversity of spore morphotypes of arbuscular mycorrhizal fungi for systems S1, S2, S3, S4 and S5 were 16, 17, 40, 17 and 26 different morphotypes, respectively.

Keywords: Glomeromycota, agroforestry

I. INTRODUCCIÓN

La Amazonía es la región más extensa del Perú con una superficie aproximada de 77.5 millones de hectáreas y representa el 60.3 por ciento del territorio del Perú y comprende a 17 de los 24 departamentos del país (INEI, 2014). Según Alvares (2011), el 27.1 por ciento de la Amazonía pertenece a pueblos indígenas, el 19.8 por ciento son áreas naturales protegidas, el 22.7 por ciento son bosques de producción permanente y el 30.4 por ciento restante es ocupado o usado por ribereños, colonos, fundos, empresas agrícolas y pecuarias, o es de libre disponibilidad del Estado. Esta región tiene un gran potencial económico derivado de la explotación del petróleo, la extracción de oro, la producción de energía hidroeléctrica, la industria forestal, los biocombustibles y la biodiversidad (Alvares, 2011). A pesar de esto, la Amazonía es la región con menor índice de desarrollo del país (INEI, 2014).

En la región amazónica se encuentran 3 675 292 personas, equivalente al 13.4 por ciento de la población nacional (INEI, 2014). Siendo la agricultura, ganadería, pesca, minería y producción forestal las principales actividades productivas que realizan las personas de la región (MINDEF, 2005).

El MINAM (2009), reporta que en el año 2000 el número de hectáreas deforestadas fue de 7 172 553.97, que representan el 9.25 por ciento de los bosques húmedos amazónicos y el 5.58 por ciento del territorio nacional. Esto se debe principalmente al cambio de uso de tierras, siendo la agricultura migratoria y la ganadería las principales causantes de la deforestación.

El factor limitante para el desarrollo de actividades agropecuarias en la selva es la fertilidad de los suelos. Estos en general, se caracterizan por su poca fertilidad, acidez y exceso de aluminio. Sin embargo, los suelos de la selva pueden mantener su fertilidad si existe un vuelo vegetal (hojarasca) que los alimente con materia orgánica. La materia orgánica sobre el suelo, actúa como conservador de humedad y como protector del suelo contra la erosión. Además, los nutrientes extraídos de la profundidad por las raíces de los árboles son

trasladados a la superficie a través de la caída de las hojas. Este ciclo se repite, mientras el ecosistema de bosque se mantenga intacto o levemente perturbado (MINAM, 2009). En este ciclo, los microorganismos del suelo juegan un papel muy importante pues mineralizan y transforman la materia orgánica. Además, influyen directamente en el metabolismo de las plantas fijando nitrógeno, produciendo metabolitos, actuando como controladores biológicos y descomponiendo sustancias tóxicas.

Entre estos microorganismos benéficos, los hongos formadores de micorrizas que establecen asociaciones simbióticas mutualistas con la mayoría de plantas de la naturaleza (Smith y Read, 2008), aumentan la movilización de nutrientes, interviniendo en el ciclo de carbono del suelo, activando sistemas de respuesta a factores de estrés y permitiendo posibles interacciones con otros grupos de microorganismos del suelo (Finlay, 2008). Por lo tanto, la presencia y conservación de las micorrizas es vital para mantener la fertilidad natural de los suelos, con lo que se puede disminuir la agricultura migratoria al mejorar la sostenibilidad de los suelos.

Esta investigación tiene como objetivo, evaluar y caracterizar hongos micorrízicos arbusculares (HMAs) en dos sistemas de pastos, dos sistemas de bosques naturales y un sistema de asociación agrícola, en el departamento de Loreto, provincia de Alto Amazonas-Yurimaguas y el departamento de San Martín, provincia de Lamas. Así como también, determinar la presencia de los HMAs, cuantificar el número de esporas en la rizósfera del suelo y caracterizar morfológicamente las esporas de cada sistema de los HMAs.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. La amazonía peruana

La Amazonía peruana abarca una superficie aproximada de 77.5 millones de hectáreas, equivalente al 60.3 por ciento del territorio del Perú, como se muestra en la Tabla 1 (INEI, 2014; MINAM, 2016). Geográficamente se ubica entre los paralelos 0°2'20.76" y 14°30'55.80" de latitud sur y los meridianos 68°39'12.24" y 79°29'00.96" de longitud oeste. Políticamente comprende completamente a los departamentos de Loreto, Ucayali y Madre de Dios y parte de los departamentos de Amazonas, Cajamarca, Huancavelica, La Libertad, Pasco, Piura, Puno, Ayacucho, Junín, Cusco, San Martín y Huánuco (MINAM, 2009).

Tabla 1: Superficie del territorio nacional, según región natural. Adaptado de INEI (2014) y MINAM (2016)

Región Natural	Superficie				
	Hectáreas	Porcentaje	Superficie de bosque en Has.	Porcentaje de bosques respecto al territorio nacional	Superficie de bosques deforestados entre los años 2001-2014
Costa	15 087 282	11.7	3 674 364	2.86	Indeterminado
Sierra	35 898 894	28.0	220 173	0.17	Indeterminado
Selva	77 535 384	60.3	68 188 726	53.06	1 653 129
Total	128 521 560	100	72 083 263	56.09	Indeterminado

Por un lado, en la Amazonía se encuentra 13 por ciento de la población nacional, 59 familias étnicas, 20 pueblos en situación de aislamiento y 15 familias lingüísticas (MINAM, 2009). Las ciudades más pobladas son: Pucallpa, Iquitos, Jaén, Tarapoto, Belén, Yurimaguas, Tingo María, Bagua, Moyobamba, Puerto Maldonado, Tocache, La Merced y Satipo. Por otro lado,

la Amazonía también presenta los índices de desarrollo más bajos del país. En el 2007 el porcentaje de pobreza fue de 48.4 por ciento y la desnutrición crónica de los niños menores de cinco años fue de 22 por ciento (INEI, 2015).

Las principales actividades productivas que se realizan en la Amazonía son la agricultura, ganadería, pesca, minería y producción forestal (MINDEF 2005).

La actividad forestal es una de las principales actividades económicas de la región, convirtiéndose en la base de sus industrias y contrariamente a lo que se cree, la extracción de madera no es la razón principal por la cual se pierden los bosques de la selva (MINAM, 2009), sino la agricultura migratoria.

La agricultura en esta región se caracteriza por las malas prácticas agrícolas, como el sistema de roza, tumba y quema. Este sistema consiste en que un terreno de bosque natural es talado y usado con fines agrícolas durante un periodo de dos o tres años mientras la producción se mantiene. Al término de este periodo los terrenos son abandonados para facilitar la regeneración natural y nuevamente ser cultivados después de un periodo de descanso que varía entre cinco a 10 años (IGN, 1989). Del mismo modo la ganadería es deficiente, ocasionando deterioro ambiental a causa del sobrepastoreo y la compactación de los suelos. Por otro lado, los pastos de la región, introducidos o nativos están degradados o en abandono, lo que se traduce en una pérdida de la productividad de biomasa (MINAM, 2009).

2.2. Fisiografía en la región amazónica

La fisiografía de la región amazónica está formada principalmente por tres grandes tipos de paisajes; cada uno conformado por sub-paisajes y cada sub-paisaje conformado por unidades fisiográficas, como se muestra en la Tabla 2.

2.3. Los tipos de suelos en la amazonía peruana

Se pueden catalogar los suelos de la Amazonía peruana según la clasificación taxonómica del *soil taxonomy* (USDA), como se muestra en la Figura 1 o de acuerdo a su capacidad de uso mayor.

Según el *Soil taxonomy* 7 de los 12 órdenes de suelos predominantes a nivel mundial se encuentran en la Amazonía peruana. De estos, los de mayor extensión son los Ultisoles, con

65 por ciento del área total equivalente 49.2 millones de hectáreas. Los Entisoles con el 17 por ciento, equivalente a 12.8 millones de hectáreas. Los Inceptisoles con el 14 por ciento, equivalente a 10.5 millones de hectáreas. El 4 por ciento restante se divide entre los Alfisoles, Vertisoles, Molisoles y Espodosoles con 2.3, 0.4, 0.3 y 0.1 millones de hectáreas respectivamente (Rodríguez, 1995).

Según la clasificación por uso mayor, en la Amazonía se pueden encontrar tierras aptas para el cultivo en limpio (A) con 3.2 por ciento del área total equivalente a 2.4 millones de hectáreas. Las tierras aptas para el cultivo permanente (C) con el 2.9 por ciento, equivalente a 2.2 millones de hectáreas. Las tierras aptas para pastos (P) con 5.7 por ciento, equivalente a 7.5 millones de hectáreas. Las tierras aptas para producción forestal (F) con 61.4 por ciento, equivalente a 46.4 millones de hectáreas y las tierras de protección (X) con 25 por ciento equivalente a 18.9 millones de hectáreas (Rodríguez, 1995).

Según Rodríguez *et al.* (1991), en los alrededores de Yurimaguas se pueden encontrar las principales unidades fisiográficas, subpaisajes y paisajes de la Amazonía peruana como se muestra en la Tabla 3.

Tabla 2: Paisajes, subpaisajes y unidades fisiográficas de la Amazonía peruana. Adaptado de Rodríguez et al. (1991).

Paisaje	Subpaisaje	Unidades fisiográficas
<p>Aluvial: Se caracteriza por su topografía casi plana. Está formado por sedimentos aluviónicos recientes y antiguos.</p>	<p>Llanura inundable: Son todas las tierras planas, con pendientes menores de dos por ciento, que sufren inundaciones periódicas anuales.</p>	<p>Islas: Son zonas de tierra rodeadas de agua. Soportan inundaciones moderadas a severas.</p>
		<p>Orillares: Son zonas localizadas a las orillas de los ríos. Se forman debido a la migración temporal de sedimentos, que son acarreados por los ríos en la época de creciente.</p>
		<p>Terrazas bajas de inundación periódica: Son zonas con una altitud menor a los dos metros sobre el nivel del río que están expuestas a inundaciones.</p>
		<p>Terrazas bajas de inundación eventual: Son tierras planas que en su mayoría se desarrollan en áreas aluviónicas. Su altitud es ligeramente superior a la de las terrazas de inundación periódica y sólo se inundan ante grandes crecientes del cauce de los ríos.</p>
	<p>Llanura no inundable: Son las terrazas de cierta altura, que no son inundadas por las aguas de los ríos</p>	<p>Terrazas medias: Son zonas que no sufren inundaciones fluviales, tienen relieves en depresión, planos y ligeramente inclinados.</p>
		<p>Terrazas altas: Son las zonas de mayor altitud con una altura entre los 30 a 50 metros sobre el nivel del río. Presentan un relieve uniforme, con pendientes promedio de 2 a 8 por ciento.</p>

Continuación

<p>Colinoso: Su relieve es ondulado. Presenta gradientes suaves pero constantes, su pendiente es de 15 a 70 por ciento, su origen se debe a procesos tectónicos y de erosión.</p>	<p>Colinas bajas: Contiene formas de tierras cuyas alturas no sobrepasan los 40 metros.</p>	<p>Lomadas: Son geoformas de configuración algo redondeadas y de baja altitud, cuyas alturas fluctúan entre 5 a 20 metros, en relación a su nivel de base. El relieve topográfico es suave.</p>
		<p>Vallecitos inter colinosos: Se desarrollan en ambientes de colinas bajas y lomas. Se forman por la erosión de las lluvias que transportan material a la base de la loma o colina.</p>
		<p>Colinas bajas: Son colinas con cimas redondeadas o ligeramente angulosas, con alturas de 20 a 40 metros. Tienen pendientes entre 15 a 25 por ciento.</p>
	<p>Colinas medias: Son colinas con cima angulosa y laderas largas. Alturas de 40 a 70 metros y pendientes que oscilan entre 25 a 50 por ciento.</p>	
	<p>Colinas altas: Son colinas con alturas que varían entre 70 y 100 metros. Sus pendientes varían entre 50 a 70 por ciento</p>	
<p>Montañoso: Está formado por los cerros bajos. Presentan gran relieve y es notablemente escarpado. Tienen alturas entre los 150 a 500 metros. Su pendiente es mayor al 70 por ciento</p>		

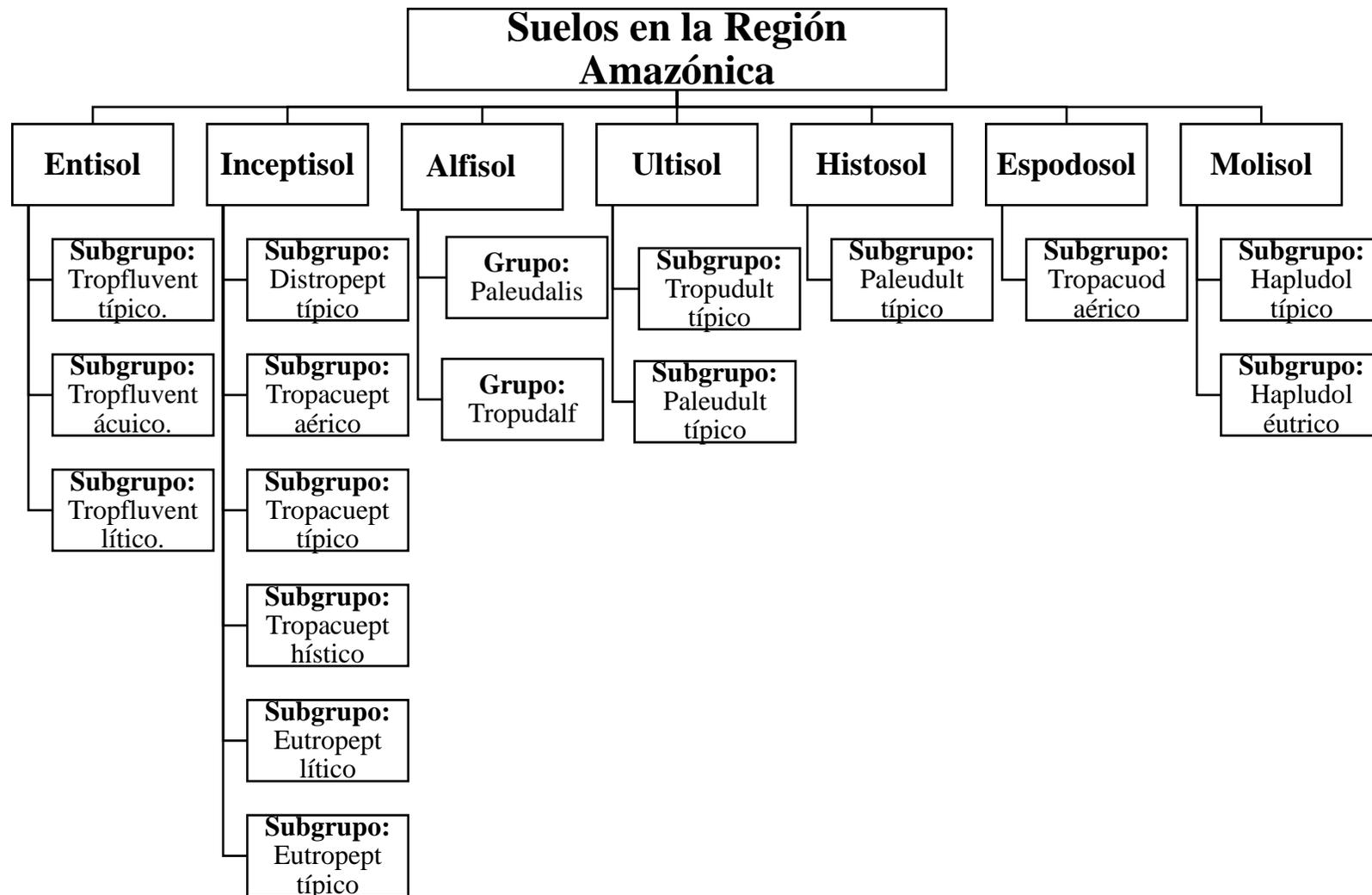


Figura 1: Clasificación de suelos de acuerdo a la clasificación Soil taxonomy. Adaptado de Rodríguez et al. (1991).

Tabla 3: Suelos de la región Loreto según capacidad de uso mayor.

Unidad Fisiográfica	Orden de Clasificación Taxonómica	Capacidad de Uso Mayor*
Islas y Orillares	Entisol	A, C, F y X
Terrazas Bajas de Inundación Periódica	Entisol	A, P, F y X
	Inceptisol	F
Terrazas bajas de inundación eventual	Entisol	A, F y P
	Inceptisol	P
	Histosol	F
Terrazas medias	Entisol	P, F y X
	Inceptisol	A, C, P, F y X
	Molisol	A y C
	Alfisol	A y P
	Ultisol	A, C, P y F
Terrazas altas	Entisol	F y X
	Inceptisol	C, P y F
	Ultisol	A, C, P y F
	Espodosol	X
Lomadas	Entisol	F
	Inceptisol	A, C, P y F
	Ultisol	A, C y P
Vallecitos intercolinosos	Entiso	A, F y X
	Inceptisol	F y P
Colinas bajas y medias	Entisol	C
	Inceptisol	A, C, P y F
	Molisol	P y F
	Alfisol	F
	Ultisol	F
Cerros bajos y montañas	Entisol	X
	Inceptisol	X

* A: Tierras para cultivo en limpio, C: Tierras para cultivo permanente, P: Tierras aptas para pastos, F: Tierras aptas para producción forestal y X: tierras de protección.

2.4. Las micorrizas

El término micorriza fue usado por primera vez por Albert Bernard Frank en el año 1885 para definir a la asociación simbiótica mutualista que existe entre las raíces de las plantas y ciertos hongos del suelo (Sidiqui y Pichtel, 2008). Sin embargo, esta simbiosis puede ser mutualista o no, como se muestra en la Figura 2, dependiendo de si el flujo de nutrientes entre el hongo y la planta es “balanceado o explotador” (Brundrett, 2004).

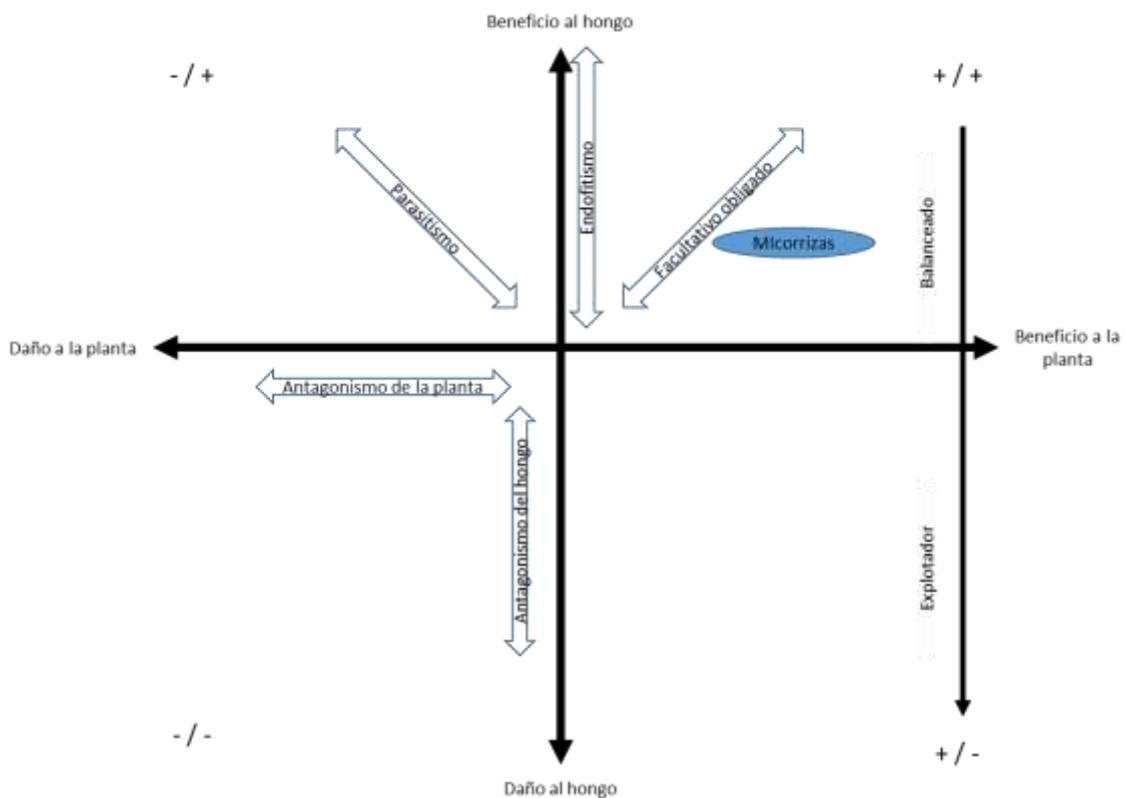


Figura 2: Interacciones planta-hongo. Adaptado de Brundrett (2004).

Esta simbiosis ha existido por más de 400 millones de años y actualmente se sabe que gran parte de las plantas terrestres forman micorrizas (Pozo y Azcón-Aguilar, 2007; Entry *et al.*, 2002). Las micorrizas cumplen varias funciones, como la translocación de nutrientes; especialmente nitrógeno y fósforo mediante polímeros orgánicos; la liberación de nutrientes de partículas minerales o superficies rocosas, mediante meteorización; afectan el ciclo de carbono en el suelo; interactúan con plantas mico-heterotróficas; activan sistemas de respuesta a factores de estrés (sequías, suelos ácidos, metales tóxicos y patógenos) y

permiten posibles interacciones con otros grupos de microorganismos del suelo (Finlay, 2008). Como resultado, los hongos micorrízicos se benefician del transporte de fuentes solubles de carbono y de un habitat comparativamente libre de competidores provistos por la planta y las plantas reciben agua y nutrientes que el hongo toma del suelo. De hecho, esta simbiosis se considera la parte metabólicamente más activa de la planta, al interactuar íntimamente con los ciclos biogeoquímicos de nutrientes (Entry *et al.*, 2002).

En consecuencia, las plantas micorrizadas tienden a ser más resistentes y tienen un mejor crecimiento en ambientes disturbados por causas naturales o antropogénicas, principalmente mediado por tres mecanismos (Hojka *et al.*, 2013):

- Mecanismos morfológicos: Las plantas micorrizadas colonizan un mayor volumen de suelo, cambian el patrón de crecimiento de sus raicillas y absorben una mayor cantidad de nutrientes por unidad de área.
- Mecanismos fisiológicos: La planta se beneficia de los nutrientes almacenados en el manto fúngico o de las vesículas y arbusculos, la movilización de nutrientes de baja disponibilidad, mediante transportadores específicos y la inmovilizan de iones metálicos tóxicos.
- Mecanismos ecológicos: Las plantas se benefician de la redistribución de agua y nutrientes dentro del ecosistema. Además de las interacciones que las micorrizas tienen con otros organismos del suelo.

2.5. Clasificación de las micorrizas

Inicialmente la clasificación de las micorrizas fue hecha basándose en localización relativa del hongo en las raíces de las plantas y fue dividida en dos grupos: micorrizas ectotróficas y micorrizas endotróficas. Posteriormente a esta clasificación se sumó un tercer grupo conocido como micorrizas ectendotróficas. Más tarde, el sufijo trófico fue reemplazado por el sufijo micorriza (Imhof, 2009). Sin embargo, el término endomicorriza no era adecuado para clasificar ciertos hongos, ya que abarcaba varios tipos de asociaciones micorrízicas que estaban funcional y filogenéticamente diferenciadas, por lo que fue necesario hacer una nueva clasificación (Brundrett, 2004).

Actualmente, Smith & Read (2008), han clasificado las micorrizas en siete tipos; micorrizas arbusculares, ectomicorrizas, ectendomicorrizas, micorrizas ericoides, micorrizas arbutoides, micorrizas monotropoides y micorrizas orquidioides.

a. Ectomicorrizas

Las ectomicorrizas agrupan aproximadamente 343 géneros de hongos, 84 de ellos pertenecen al filo Ascomycota, 252 al Basidiomycota, cinco al Zygomycota y dos aún no están clasificados (Rinaldi *et al.*, 2008).

La mayoría de plantas que forman ectomicorrizas pertenecen a bosques perennes. Se caracterizan porque las hifas del hongo limitan su desarrollo a los espacios intercelulares del córtex, sin penetrar las células corticales de la raíz, dando lugar a una estructura característica nombrada como red de Hartig (Smith y Read, 2008).

b. Ectendomicorrizas

Las ectendomicorrizas en su mayoría son formadas por las especies de hongo *Wilcoxina mikolae* y *Wilcoxina rehmii* y árboles como *Pinus* spp. y *Larix* spp., siendo común encontrarlas en bosques de coníferas y hábitats disturbados. En las ectendomicorrizas el manto puede estar reducido o ausente, la red de Hartig usualmente se encuentra bien desarrollada y las hifas penetrando las células de las plantas (Yu *et al.*, 2001).

c. Micorrizas ericoides

Las micorrizas ericoides se encuentran en zonas como los brezales del hemisferio norte, los bosques mediterráneos, los bosques nubosos tropicales, las llanuras de arena seca de Australia, los fynbos del cabo de Sudáfrica y antiguas zonas mineras de cobre en Irlanda y Reino Unido. Pareciendo estar confinadas a zonas en las que hay gran cantidad de turba y materia orgánica o zonas arenosas en las que los nutrientes tienen baja disponibilidad (Mitchell y Gibson, 2006; Pearson y Read, 1975).

Los hongos micorrízicos que forman micorrizas ericoides son *Hymenoscyphus ericae*, *Scytalidium vaccinii*, *Cadaphora finlandia* y algunos *Oidiodendron* spp. (Mitchell y Gibson, 2006).

d. Micorrizas arbutoides

Las micorrizas arbutoides pueden ser consideradas muy similares a las ectendomicorrizas. Sin embargo, las diferencias de estructura y los taxones de hongos implicados en su formación, hacen que sean categorizadas como un tipo diferente de micorriza (Smith y Read, 2008). Las micorrizas arbutoides poseen manto, hifas externas y normalmente una bien desarrollada red de Hartig. Además, desarrollan una gran cantidad de hifas intracelulares espiraladas en las células de las plantas. Se pueden encontrar en la familia Ericaceae en los géneros *Arbutus* spp. y *Arctostaphylos* spp. y en varios géneros de la subfamilia Pyrolae (Smith y Read, 2008).

e. Micorrizas monotropoides

Las micorrizas monotropoides se caracterizan por la formación de una estructura peculiar, conocida como haustorio, en las células externas de las raíces de *Monotropa* spp. Normalmente se forma con plantas como *Monotropa hypopitys*, *Pterospora andromedea* y *Sarcodes sanguínea* (Smith y Read, 2008).

f. Micorrizas orquidioides

Formadas entre plantas de la familia Orquidiaceae y hongos del filo Basidiomycota, las micorrizas orquidioides afectan más o menos a 25 000 especies de plantas. A diferencia de otros tipos de micorrizas la evidencia sugiere que las micorrizas orquidioides no son una relación mutualista balanceada, sino más bien explotativa. Esto se debe a que las orquídeas dependen obligatoriamente del hongo micorrízico en su etapa de plántulas para absorber los carbohidratos del medio o del suelo (Rasmussen y Rasmussen, 2009; Smith, 1966).

g. Micorrizas arbusculares

Las micorrizas arbusculares se pueden encontrar en una gran diversidad de ecosistemas formando asociaciones con angiospermas, gimnospermas y el esporofito de las pteridofitas. También, en el gametofito de algunos licopodios, musgos y psilotales (Quilambo, 2003), así como en las raíces de ciertas plantas acuáticas (Nielsen *et al.*, 2004). Sólo algunas familias de plantas como Proteaceae, Dipterocarpaceae, Fagaceae, Zygophyllaceae, Betulaceae, Orchidaceae, Fumariaceae, Commelinaceae, Myrtaceae y Ericaceae no forman micorrizas arbusculares. Por otro lado, las familias Cactaceae, Chenopodiaceae, Cyperaceae, Amaranthaceae, Juncaceae, Brassicaceae y Polygonaceae raramente lo hacen (Quilambo, 2003; Kumar *et al.*, 2012).

Según análisis filogenéticos las micorrizas arbusculares tienen su origen entre hace 462 y 353 millones de años (Simon *et al.*, 1993). Estos análisis concuerdan con los hallazgos de Redecker *et al.* (2000), que reportaron el descubrimiento de hifas y esporas fosilizadas, similares a las de los Glomales, con una antigüedad de 460 a 455 millones de años y los hallazgos de Remy *et al.* (1994), que reportan la presencia de arbusculos en las células corticales de la planta *Aglaophyton major*, del Devónico temprano.

Esta simbiosis se caracteriza por la formación de dos estructuras características, conocidas como arbusculos y vesículas, las que están relacionadas con el intercambio y almacenamiento de nutrientes (Smith y Read, 2008).

2.6. Los hongos micorrízicos

Los hongos micorrízicos, son miembros especializados de una gran cantidad de microorganismos del suelo, que colonizan las raíces de las plantas y facilitan la toma de agua y nutrientes. Esta función se debe al tamaño de las hifas de los hongos, que son más o menos 10 veces de menor diámetro que las raíces de la planta y al crecimiento acelerado de las hifas; esto les permite alcanzar poros inaccesibles y zonas alejadas de la zona de agotamiento creadas por la raíz de la planta en el suelo. Salvo algunas excepciones los hongos micorrízicos son completamente dependientes del carbono suministrado, por las plantas (Sari y Petra, 2006).

Según Sari y Petra (2006), los hongos que forman micorrizas pertenecen a las divisiones Ascomycota, Basidiomycota y Zygomycota.

En el phylum Ascomycota existen al menos veinte géneros, de los órdenes Pezizales, Helotiales y Elaphomycetales, que forman ectomicorrizas con árboles de gimnospermas y angiospermas. Además, al menos una especie de las Helotiales forma micorrizas con las plantas ericáceas. En el phylum Basidiomycota 5000 o más especies pertenecientes a las clases Hymenomycetes y Gasteromycetes están relacionados en la formación de ectomicorrizas y ectendomicorrizas de angiospermas y gimnospermas. Finalmente, el phylum Zygomycota contienen alrededor de ocho géneros y más de 100 especies de la familia Endogonaceae que forman micorrizas (Harley, 1989).

Actualmente los hongos micorrízicos del orden Glomales que anteriormente formaban parte del phylum Zygomycota han sido recategorizados como phylum Glomeromycota (Schübler *et al.*, 2001).

2.7. Hongos micorrízicos arbusculares

Los HMAs son un grupo de hongos biótrosos obligados, que viven asociados simbióticamente a las raíces de muchas especies de plantas. Se caracterizan por formar unas estructuras en forma de árboles, conocidas como arbusculos, dentro de las células de la raíz. Además, algunas especies también forman estructuras de almacenamiento, conocidas como vesículas (Redecker y Raab, 2006; Smith y Read, 2008)

La mayor parte de los HMAs forman esporas que son capaces de germinar y crecer, desde un estado cuasi quiescente, en respuesta a diferentes condiciones edáficas y ambientales. Sin embargo, estas son incapaces de formar micelio y completar su ciclo de vida sin establecer una simbiosis funcional con una planta hospedera (Koltai y Kapulnik, 2010).

a. Funciones de los HMAs.

Entre las principales funciones de los HMAs se encuentra la absorción y transferencia de nutrientes (fósforo, nitrógeno, cobre y zinc) hacia la planta. Siendo la absorción y transferencia de fósforo la que ocurre en mayor cantidad y en la mayoría de simbiosis (Smith y Read, 2008). Además, los HMAs están relacionados con la producción y regulación de ciertas hormonas vegetales; como las auxinas, las citoquininas y el ácido abscísico. También están relacionados con la resistencia a patógenos, como hongos, bacterias, plantas parasíticas de la raíz e insectos fitófagos. Así como también, la interacción con otros microorganismos del suelo, como arqueas, bacterias, otros hongos, algas y animales; la tolerancia a

condiciones de estrés osmótico, causados por sequías, salinidad y altas temperaturas; y la absorción y tolerancia (de las plantas micorrizadas) a ciertas concentraciones de metales pesados (Koltai y Kapulnik, 2010).

b. Diversidad de HMAs.

Las familias del phylum Glomeromycota inicialmente, fueron clasificadas e identificadas de acuerdo a ciertas características morfológicas de las esporas, como la forma de la pared y la forma en la que se forman sobre la hifa (Morton, 1988). Sin embargo, las nuevas técnicas moleculares nos permiten clasificar de manera más adecuada la posición filogenética de los HMAs.

Schübler *et al.* (2001), mediante análisis moleculares determinaron que el phylum Glomeromycota puede ser ordenado en cuatro órdenes, ocho familias y 10 géneros, como se muestra en la **¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.** Por otro lado, Redecker & Raab (2006), reportan 10 géneros en el phylum Glomeromycota, estos son:

- Glomus: En este género se encuentran alrededor de 85 especies. Se caracteriza porque las esporas se producen sobre una hifa de sostén, pueden ser solitarias, en agregados laxos o en esporocarpos. Las esporas son glomoides, tienen una pared con varias capas, originadas a partir de la hifa esporogénica, la que usualmente queda unida a la espora madura. Se encuentran en la parte superficial o cerca de la superficie del suelo (Schüßler y Walker, 2010; Redecker y Raab, 2006; Bagyaraj y Stürmer, 2012).
- Gigaspora: Este género tiene cinco especies. Las esporas son formadas en una célula esporógena bulbosa; germinan a través de la pared de la espora, después de la formación de una capa papilada, en la parte interna de la pared de la espora. No forman vesículas, el micelio intraradical usualmente es enrollado y el micelio extraradical posee células auxiliares (Redecker y Raab, 2006; Bagyaraj y Stürmer, 2012).
- Scutellospora: El número de especies en Scutellospora es de 30. La formación de las esporas y las hifas son muy similares a las de Gigaspora. Sin embargo, este género

se caracteriza porque las paredes internas de las esporas son flexibles y se mantienen así en las esporas maduras (Redecker y Raab, 2006; Bagyaraj y Stürmer, 2012).

- Acaulospora: El género *Acaulospora* tiene alrededor de 31 especies. Se caracteriza por la posición del sáculo esporífero producido lateralmente. Las esporas se caracterizan porque tienen paredes internas flexibles y se forman en un sáculo esporífero, que deja una cicatriz en la superficie de la espora. Durante la germinación de las esporas se produce una estructura membranacea en la parte interior de las paredes de la espora conocida como orbe germinativo (Redecker y Raab, 2006; Bagyaraj y Stürmer, 2012).

Las vesículas difieren en forma, algunas con protuberancias y otras con concavidades. Las hifas intraradicales son rectas o enrolladas cerca de los puntos de entrada. La micorriza se tiñe débilmente (Bagyaraj y Stürmer, 2012).

- Entrophospora: El género *Entrophospora* está formado por cinco especies. Es morfológicamente muy similar a *Acaulospora*. Se caracteriza porque el sáculo esporífero está formado dentro de la hifa subtendida y porque las esporas poseen dos cicatrices en la superficie de la pared (Redecker y Raab, 2006; Bagyaraj y Stürmer, 2012).
- Pacispora: Se encuentran siete especies. En este género las esporas son formadas de la misma manera que *Glomus*. Su pared externa y germinal están formadas por tres capas, la segunda capa de la pared germinal reacciona al reactivo de Melzer, la pared germinal tiene paredes internas flexibles. Además, *Pacispora* forma orbe de germinación (Redecker y Raab, 2006; Bagyaraj y Stürmer, 2012).
- Glomus-Grupo C: Este género se creó basado en los análisis filogenéticos de ADN ribosomal, que indican que *Glomus-Grupo C* está más emparentado con la familia *Acaulosporaceae*, que con la familia *Glomeraceae*. En este género se encuentran especies como *Diversispora spurca* (Redecker y Raab, 2006).

- Archaeospora: El género *Archaeospora*, forma esporas terminales sobre una hifa de sostén o como una ramificación similar a la estructura de un sáculo esporífero. Son dimórficas, tomando formas acaulosporoides o glomoides. Los arbusculos e hifas intraradicales se tiñen débilmente. Las vesículas y células auxiliares no están diferenciadas. La pared de la espora está formada por tres o cuatro capas y no se forma una verdadera bicapa germinal (Bagyaraj y Stürmer, 2012).
- Geosiphon: Este género está formado por un único miembro llamado *Geosiphon pyriformis*. Además, este hongo forma una simbiosis muy particular, pues es el único que se asocia con una cianobacteria (Redecker y Raab, 2006).
- Paraglomus: En el género *Paraglomus* existen dos especies conocidas como *Paraglomus occultum* y *Paraglomus baccatum* (Bagyaraj y Stürmer, 2012). Las esporas se forman de manera similar a las del género *Glomus*; son pequeñas y hialinas, y bajo un microscopio óptico no se pueden diferenciar de las esporas de *Glomus*. Sin embargo, *Paraglomus* a diferencia de *Glomus* se caracteriza por que las estructuras intraradicales, al ser sometidas a procesos de tinción usando colorantes ácidos no se tiñen o se tiñen débilmente (Redecker y Raab, 2006).

Schüßler y Walker (2010), reclasificaron el phylum Glomeromycota adicionando tres nuevas familias, *Claroideoglomeraceae*, *Entrophosporaceae* y *Ambisporaceae*; ocho nuevos géneros, *Funneliformis*, *Sclerocystis*, *Rhizophagus*, *Claroideogloimus*, *Racocetra*, *Otospora*, *Redeckera* y *Ambispora*; y varias especies de posición incierta dentro de las familias y los géneros.

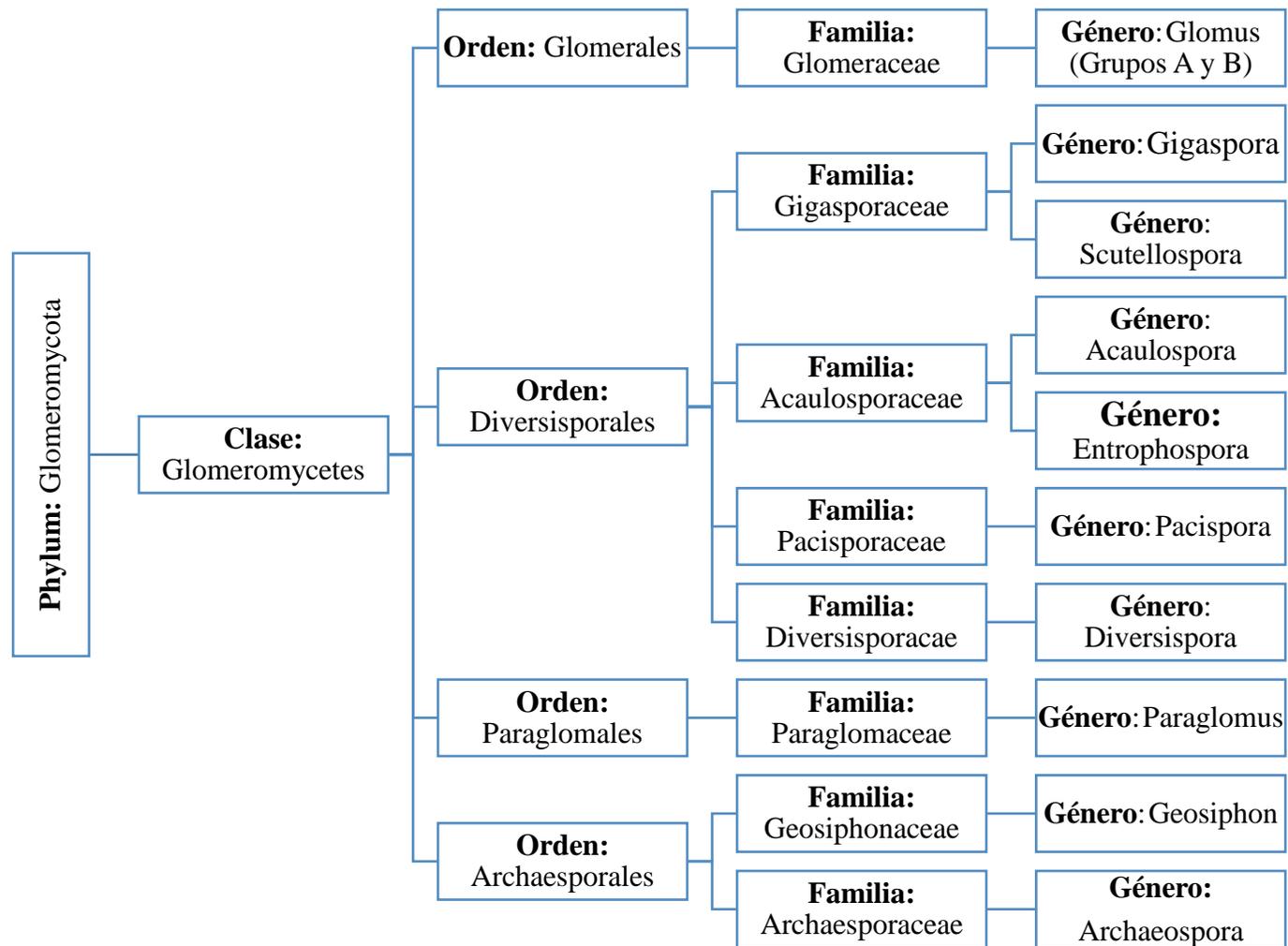


Figura 3: Clasificación filogenética del phylum Glomeromycota. Adaptado de Schübler et al (2001).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Hipótesis

Partiendo de un sistema inicial (bosque primario), la cantidad de esporas y diversidad de morfotipos de HMAs disminuirá por la degradación de la materia orgánica y el uso no sostenible del suelo.

3.2. Zona de estudio

Los sistemas evaluados se encuentran ubicados en la zona nororiental del Perú; en las provincias de Lamas en la región San Martín (S5) y la provincia de Alto Amazonas en la región Loreto (S1, S2, S3 y S4). La ubicación de los sistemas muestreados (en coordenadas UTM) se muestra en la Figura 4.

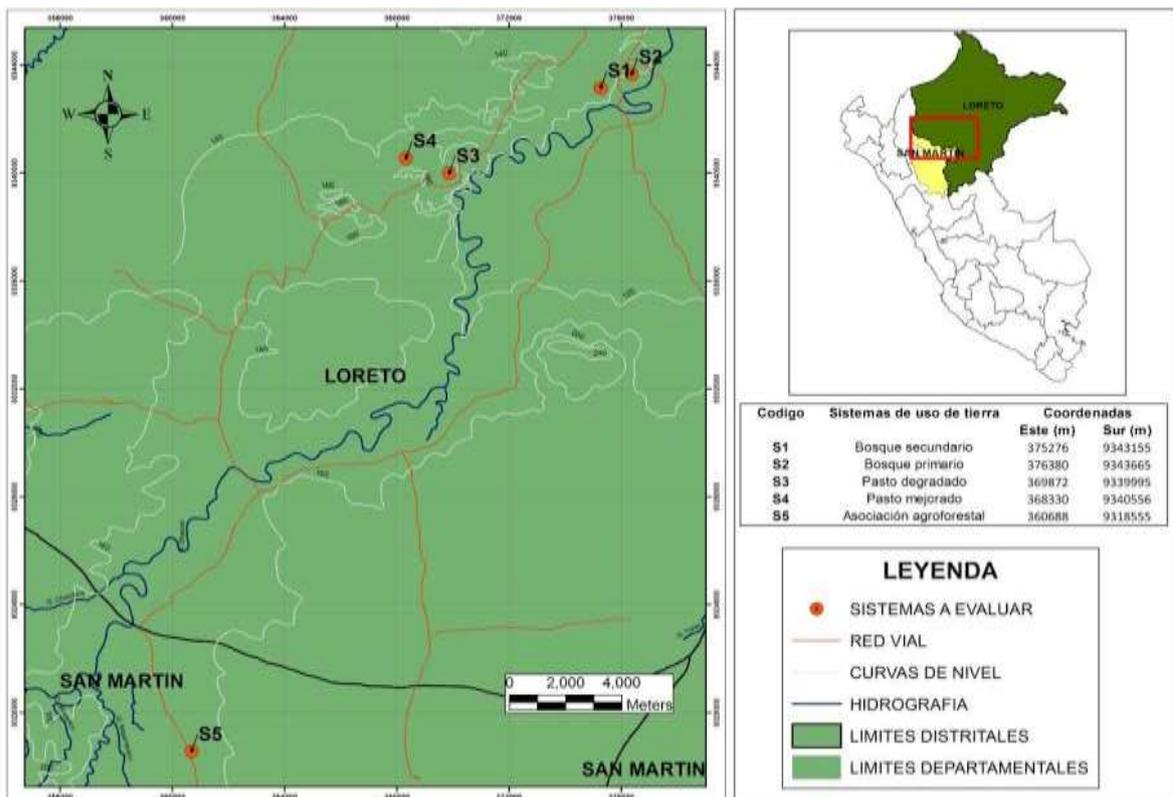


Figura 4: Mapa de ubicación de los sistemas evaluados

3.3. Muestra y muestreo

Las muestras estaban compuestas por raíces y suelo rizosférico, tomado de cinco sistemas cercanos a la carretera Tarapoto-Yurimaguas, como se muestra en la Tabla 4 y Figura 5. El criterio de selección de estos sistemas, se basó en la importancia económica que tienen para el desarrollo de las actividades de la zona.

El muestreo de los sistemas se realizó durante cuatro temporadas consecutivas, entre los años 2013 – 2015 como se muestra en la En todos los muestreos cada sistema fue dividido en tres repeticiones (R1, R2 y R3) de acuerdo a las condiciones del terreno (pendiente, topografía, drenaje, acumulación de materia orgánica) y de cada repetición se tomaron muestras a dos profundidades (0-15 cm y 15-30 cm). Las características de los sistemas evaluados se resumen en la Tabla 5.

Las muestras colectadas fueron empacadas, almacenadas y transportadas al Laboratorio de Análisis de Suelos Plantas Aguas y Fertilizantes de la UNALM.

Tabla 4: Sistemas evaluados

Código	Sistema	Especie muestreada	Número de muestras
S1	Bosque secundario.	Especies forestales naturales.	6
S2	Bosque primario.	Especies forestales naturales.	6
S3	Pasto degradado.	<i>Axonopus compressus</i>	6
S4	Pasto mejorado.	<i>Brachiaria brizantha</i>	6
S5	Asociación agroforestal (Palma aceitera-Kudzu).	<i>Elaeis guineensis</i> , <i>Pueraria phaseoloides</i>	12

A: Bosque secundario.

B: Bosque primario.

C: Pasto degradado.

D: Pasto mejorado.

E: Asociación agroforestal



Figura 5: Fotografías de los sistemas evaluados.

Tabla 5: Características y antecedentes de los sistemas evaluados.

Sistema de uso de tierra	Socio estratégico	Área (Ha)	Pendiente promedio (%)	Geología	Año de instalación	Cobertura anterior	Composición florística	Observación
Bosque Secundario	INIA	0.3	3.8	Qh-fl	1984	Campo de arroz, yuca, plátano.	<i>Alchornea cordata</i> , <i>Cedrela</i> sp., <i>Jacaranda copaia</i> , <i>Terminalia</i> sp., <i>Unonopsis floribunda</i> , <i>Sloanea</i> sp., <i>Aniba</i> sp., <i>Inga</i> sp., <i>Siparuna</i> sp.	-
Bosque Primario	INIA	0.3	6.0	Qh-fl	-	-	<i>Apuleia</i> sp, <i>Chrysophyllum scalare</i> , <i>Duguetia</i> sp., <i>Eschweilera</i> sp., <i>Hymenaea</i> sp, <i>Protium</i> sp., <i>Simarouba amara</i> .	Más de 200 años
Pasto degradado	UNAP	0.7	3.5	N-i	1969	Bosque secundario	<i>Axonopus compressus</i> (80%), <i>Andropogon bernuis</i> (10%), <i>Cyperaceae</i> (10%)	Degradación por sobrepastoreo
Pasto mejorado	UNAP	0.4	4.0	N-i	2009	Bosque secundario	<i>Brachiaria brizantha</i> (75%), <i>Centrosema macrocarpum</i> (11%), <i>Pueraria phaseoloides</i> (14%)	La zona de ladera es más arcillosa, la zona baja es más arenosa.
Asociación agroforestal	IIAP	0.4	1	N-i	2004	Coca	<i>Elaeis guineensis</i> (123 plantas/Ha.), <i>Pueraria phaseoloides</i> (65%)	Fertilizado el 18/05/10 con urea, KCl, Magnecal, roca fosfórica y Fertibagra. Aplicación de herbicida Bazuka (glyphosate).

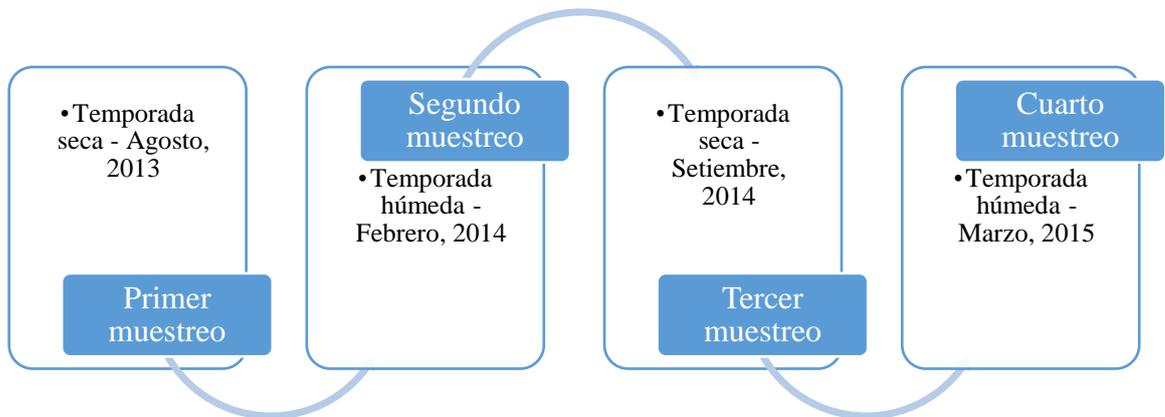


Figura 6: Flujograma de las temporadas de muestreo realizadas entre los años 2013-2015

3.4. Análisis de laboratorio

Los análisis de laboratorio se llevaron a cabo en el Laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas, Aguas y Fertilizantes de la Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional Agraria la Molina (LASPAF – UNALM). Los análisis realizados fueron: caracterización de suelos, cuantificación del porcentaje de colonización (dos repeticiones por muestra en cada muestreo), cuantificación de esporas de HMAs (dos repeticiones por muestra en cada muestreo) e identificación morfológica de las esporas de HMAs (tres repeticiones por sistema, en el último muestreo).

a. Caracterización de suelos

Para la caracterización de los suelos, se midió el pH, conductividad, presencia de carbonatos, materia orgánica, concentración de fósforo y potasio, textura y capacidad de intercambio catiónico en los suelos de cada uno de los sistemas evaluados.

b. Cuantificación del porcentaje de colonización

La cuantificación del porcentaje de colonización por HMAs en raíces se hizo, modificando el método de teñido descrito por Vierheilig *et al.* (1998) y el conteo se realizó siguiendo el método de Biermann y Linderman (1981).

Se colectaron raíces frescas y jóvenes de la zona rizosférica en tubos de ensayo, luego se agregó KOH al 10 por ciento y se calentó en baño maría a 90 °C por 1 hora. Se enjuagó las raíces con agua y se cubrió con HCl al 1 por ciento por 2 a 3 minutos, para acidificar y permitir que reaccionen con el tinte. Luego, se eliminó el HCl, se agregó una solución de tinta azul Pelikan® diluida en vinagre al 5 por ciento y se calentó en baño maría a 90 °C por 30 minutos. Posteriormente, las raíces se enjuagaron por espacio de 20 minutos con agua acidificada con algunas gotas de vinagre.

Para realizar la cuantificación, se dispersaron aleatoriamente 25 raicillas de 1 cm de longitud sobre una placa Petri, con una cuadrícula de 1 cm de lado. Seguidamente se colocaron en un estereoscopio y se observó a un aumento entre 12X y 50X, la presencia o ausencia de colonización en cada intersección de raíz con las líneas verticales y horizontales. Finalmente, se calculó el porcentaje de colonización, dividiendo el número de interceptos de raíz colonizada, entre el número de interceptos totales y multiplicándolo por 100 por ciento.

c. Extracción y cuantificación de esporas

Las esporas fueron extraídas modificando el método de tamizado en húmedo descrito según Genderman y Nicolson (1963), luego por centrifugación con sacarosa como describe Smith y Skipperz (1979) y el conteo se realizó usando el método de Gaur y Adholeya (1994).

Se pesó una cantidad de suelo equivalente a 10 g de suelo seco en un frasco de 500 ml de capacidad y se añadió 250 ml de agua. Seguidamente, se agitó la suspensión vigorosamente y luego se dejó asentar. El sobrenadante de la suspensión se decantó a través de dos tamices estándar de 250 μm y 56 μm ; las esporas y partículas de suelo retenidos en el tamiz de 56 μm se transfirieron a tubos de centrífuga de 50 ml, fueron centrifugados a 2000 rpm por 3 minutos y se eliminó el sobrenadante. El pellet fue resuspendido en una solución de sacarosa al 50 por ciento y se centrifugó a 2000 rpm por 1.5, aplicando el freno para detener la centrífuga. A continuación, se vertió el sobrenadante a través del tamiz de 53 μm y se enjuagó con agua corriente. Finalmente, se llevó las partículas de suelo y las esporas a un

soporte de papel filtro con cuadrículas de 1 cm; se colocó en una placa Petri y se contó las esporas en un estereoscopio a 60X.

d. Identificación morfológica de los HMAs

Las esporas fueron extraídas según el método sugerido por Gaur y Varma (2007) y la identificación morfológica de esporas se hizo modificando la metodología del INVAM (2013) y Peña-Venegas *et al* (2006).

Se tomó una muestra de esporas con la ayuda de una pipeta, seguidamente se procedió a colocar las esporas en un vidrio de reloj. Luego en un portaobjetos se colocó una mezcla de alcohol polivinílico/ácido láctico/glicerol (PVLG), sobre la cual se montaron las esporas colectadas. Se mezclaron las esporas y el PVLG con la ayuda de un punzón. En seguida, se esperó a que la solución de PVLG con las esporas sea más viscosa y se colocó un cubreobjetos sobre esta mezcla, evitando la formación de burbujas. Finalmente, se dejó secar las esporas fijadas durante la noche, se eliminó el exceso de PVLG y se selló con esmalte de uñas.

Sobre un segundo portaobjetos se repitió el procedimiento, pero esta vez presionando delicadamente la mezcla con ayuda del cubreobjetos para romper las paredes de las esporas.

Las fotografías de las esporas de HMAs intactas, reventadas y reventadas con el reactivo de Melzer se tomaron usando una cámara microscópica en color Leica EC4, acoplada a un microscopio óptico Leica DM500.

Para la determinación de los morfotipos se usaron los siguientes criterios:

La forma, para este parámetro se usó como referencia lo propuesto por Brundrett *et al.* (1995), que definen nueve formas de esporas de HMAs (globosa, elipsoide, ovoide, citriniforme, oblonga cilíndrica, fusoide, amigdaliforme, angular y faseoliforme) como se muestra en la Figura 7: Formas de las esporas de HMAs. Adaptado de Brundrett *et al.* (1995).Figura 7.

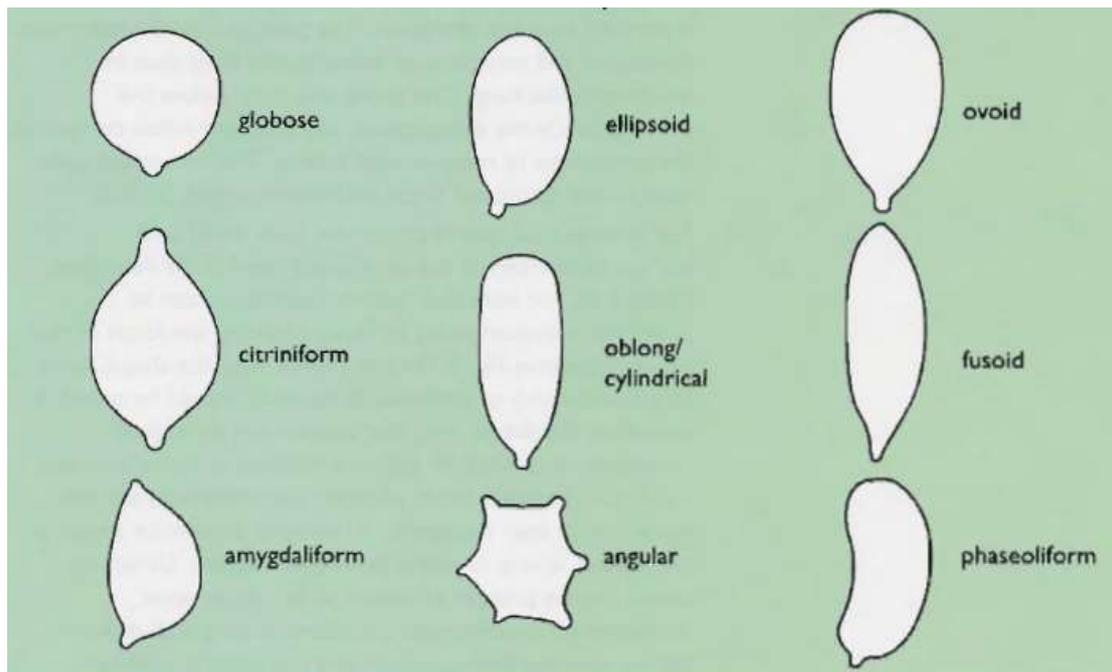


Figura 7: Formas de las esporas de HMA. Adaptado de Brundrett et al. (1995).

El tamaño para determinar este parámetro, se usaron las fotos obtenidas y se midió el diámetro de las esporas, usando el software Leica Application Suite Version 3.1.1 (Build: 490) Copyright© 2015 Leica microsystems (Switzerland) Limited. Se crearon tres categorías de tamaño (pequeño, mediano y grande) dependiendo de la longitud del diámetro de las esporas de HMA (León, 2006). La categoría “pequeño” agrupa a esporas con diámetro de entre 0 y 100 μm , la categoría “mediano” agrupa a las esporas con diámetro de entre 100-200 μm y la categoría “grande” agrupa a esporas con diámetro $> 200 \mu\text{m}$.

El color, para este parámetro se usó una tabla de Munsell de acuerdo a lo propuesto por León (2006). La tabla usada fue una tabla Munsell digital obtenida de <http://biophysics.sbg.ac.at/protocol/soilchart.pdf>. Para determinar las características de color de las esporas de HMA, las fotografías obtenidas fueron llevadas al programa Paint de Windows, en donde se compararon los colores de la tabla Munsell digital y las fotografías de las esporas.

La reacción al reactivo de Melzer, para determinar este parámetro se considera a las esporas I^+ , J^+ o Melzer positivo, si al agregarles el reactivo de Melzer (**Anexo 20: Reactivos Usados**) su color cambia a azul, marrón o negro debido a la reacción amiloide positiva de

las estructuras del hongo. Por el contrario, se considera I⁻, J⁻ o Melzer negativo si no se ve este cambio de coloración (Leonard, 2006).

La presencia de la hifa de sostén, este parámetro se determinó observando la presencia/ausencia de la hifa de sostén.

3.5. Análisis estadístico

Los análisis estadísticos se determinaron usando las pruebas estadísticas t-Student, ANOVA y HSD de Tukey. Para los cálculos de estas pruebas se usó el software estadístico R.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Caracterización de los suelos

Los resultados del análisis de caracterización de suelos de los cinco sistemas evaluados se muestran en la Tabla 6.

Los resultados del análisis de caracterización de suelos en el sistema de bosque secundario (S1), mostró que estos suelos pueden ser catalogados como muy ácidos; no salinos; sin presencia de carbonatos; moderado o bajo porcentaje de materia orgánica; bajas concentraciones de fósforo; una capacidad de intercambio catiónico baja; muy bajas concentraciones de calcio, magnesio y potasio y textura franco arenosa.

Los suelos del sistema de bosque primario (S2), pueden ser catalogados como muy ácidos; no salinos; sin presencia de carbonatos; muy alto o alto porcentaje de materia orgánica; bajas concentraciones de fósforo; una baja capacidad de intercambio catiónico; muy bajas concentraciones de calcio, magnesio y potasio y textura franco arenosa.

Los suelos del sistema de pasto degradado (S3), pueden ser catalogados como suelos muy ácidos; no salinos; sin presencia de carbonatos; normal o bajo porcentaje de materia orgánica; bajas concentraciones de fósforo; una baja capacidad de intercambio catiónico; muy bajas concentraciones de calcio, magnesio y potasio y textura franco arenosa.

Los suelos del sistema de pasto mejorado (S4) pueden ser catalogados como suelos muy ácidos, no salinos, sin presencia de carbonatos, muy alto o normal porcentaje de materia orgánica, bajas concentraciones de fósforo; una baja capacidad de intercambio catiónico; y calcio, bajas o muy bajas concentraciones de magnesio, muy bajas concentraciones de potasio y textura franco arenosa.

Los suelos del sistema de asociación agroforestal (S5) pueden ser catalogados como suelos muy ácidos; no salinos; sin presencia de carbonatos; normal o bajo porcentaje de materia orgánica; bajas concentraciones de fósforo; una capacidad de intercambio catiónico baja; muy bajas concentraciones de calcio, magnesio y potasio y. textura franco arenosa.

Los contenidos de fósforo en los suelos de los cinco sistemas evaluados pueden ser ordenados en orden descendente como: bosque secundario (S1) > bosque primario (S2) > asociación agroforestal (S5) > pasto degradado (S3) > pasto mejorado (S4).

Tabla 6: Análisis de caracterización de los suelos de los sistemas evaluados.

Sistema	Profundidad (cm)	pH	C.E. (dS/m)	CaCO ₃ (%)	M.O. (%)	P (ppm)	K (ppm)	Textura				CIC (meq/100g)	Cationes Cambiables (meq/100g)					Suma de cationes	Suma de bases	Porcentaje de saturación de bases (%)
								Arena (%)	Limo (%)	Arcilla (%)	Clase textural		Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	Na ⁺	Al ³⁺ + H ⁺			
S1	0-15	3.60	0.25	0	1.52	3.83	33	91	9	0	A.	4.96	0.53	0.11	0.07	0.27	0.83	1.80	0.97	20.19
	15-30	3.58	0.17	0	1.24	2.97	21	85	15	0	A.Fr.	5.65	0.50	0.09	0.05	0.22	1.30	2.17	0.87	15.33
S2	0-15	3.61	0.37	0	3.24	3.80	69	67	29	4	Fr.A.	11.25	1.45	0.35	0.14	0.26	1.93	4.13	2.20	20.09
	15-30	3.52	0.29	0	2.02	3.13	52	64	31	3	Fr.A.	10.13	0.67	0.18	0.11	0.24	2.47	3.67	1.21	12.00
S3	0-15	4.60	0.14	0	1.92	3.60	65	87	13	0	A.	4.48	0.77	0.38	0.11	0.29	0.33	1.88	1.55	36.27
	15-30	4.46	0.08	0	1.39	2.70	42	85	13	2	A.Fr	4.16	0.64	0.14	0.08	0.26	0.50	1.62	1.12	27.67
S4	0-15	5.23	0.27	0	2.56	2.43	93	81	19	0	Fr.A	9.28	3.42	0.87	0.17	0.30	0.13	4.89	4.76	51.57
	15-30	4.67	0.12	0	1.54	1.90	32	78	20	2	Fr.Ar.A	7.41	2.12	0.48	0.05	0.26	0.23	3.14	2.90	39.67
S5	0-15	3.42	0.37	0	1.79	3.78	29	87	13	0	Fr.A	4.99	0.37	0.08	0.04	0.18	0.67	1.33	0.66	13.61
	15-30	3.61	0.25	0	1.39	2.62	22	81	18	1	A.Fr	5.52	0.34	0.07	0.04	0.16	0.95	1.55	0.60	11.17

4.2. Evaluación de la población de HMAs

Los resultados de la evaluación de la población de HMAs, se hizo realizando un recuento de esporas por gramo de suelo seco (según temporada, por sistema y entre sistemas) y el porcentaje de colonización en raíces de las especies muestreadas.

a. Recuento de esporas por temporada de muestreo

Los análisis de recuento de esporas por temporada de muestreo se realizaron sacando el promedio de esporas por gramo para cada temporada, sistema y profundidad.

- Temporada húmeda: El promedio de esporas por gramo de suelo de los dos muestreos de la temporada húmeda, se presentan en la Tabla 7.

Los resultados obtenidos, mostraron que en los primeros 15 cm de profundidad los sistemas evaluados, pueden ser ordenados de mayor a menor cantidad de esporas por gramo de suelo de la siguiente manera: pasto mejorado (S4), pasto degradado (S3), asociación agroforestal (S5), bosque primario (S2) y bosque secundario (S1). A profundidad de 15 a 30 cm, los sistemas evaluados pueden ser ordenados de mayor a menor cantidad de esporas por gramo de suelo de la siguiente manera: pasto mejorado (S4), pasto degradado (S3), bosque secundario (S1), asociación agroforestal (S5) y bosque primario (S2).

Las pruebas t-student realizadas a cada sistema según profundidad (ver anexo 7); mostraron que en los sistemas de bosque primario (S2) y asociación agroforestal (S5), no hay evidencia estadística suficiente para afirmar que la media de esporas a ambas profundidades es la misma. Por otro lado, en los sistemas de bosque secundario (S1), pasto degradado (S3) y pasto mejorado (S4), no hay evidencia estadística suficiente, para afirmar que la media de esporas a ambas profundidades es diferente.

- Temporada seca: El promedio de esporas por gramo de suelo de los dos muestreos de la temporada seca, se presentan en la Tabla 7.

Los resultados obtenidos mostraron que a ambas profundidades (0 -15 cm y 15-30 cm) los sistemas evaluados pueden ser ordenados de mayor a menor cantidad de esporas por gramo de suelo de la siguiente manera: pasto mejorado (S4), pasto degradado (S3), asociación agroforestal (S5), bosque secundario (S1) y bosque primario (S2).

Las pruebas de comparación *t-Student* realizadas a cada sistema según profundidad (ver anexo 8), mostraron que en los sistemas S1, S3 y S5, no hay evidencia estadística suficiente, para afirmar que la media de esporas a ambas profundidades es la misma. Por otro lado, en los sistemas S2 y S4, no hay evidencia estadística suficiente, para afirmar que la media de esporas a ambas profundidades es diferente.

El recuento de esporas según temporada, mostró que en los cinco sistemas evaluados hay mayor cantidad de esporas por gramo en los primeros 15 cm de suelo. Además, se pudo observar que a ambas profundidades la mayor cantidad de esporas por gramo de suelo, se encuentra en alguno de los sistemas de pastos y la menor cantidad en alguno de los sistemas de bosque. Por otro lado, en los sistemas S2 y S4 la mayor concentración de esporas se observa durante la temporada seca. En los sistemas S1, S3 y S5 la mayor concentración esporas se observa durante la temporada húmeda. Finalmente, los análisis estadísticos muestran que las medias de esporas de 0 a 15 cm y de 15 a 30 cm de los sistemas S1, S2, S3 y S5, son significativamente diferentes al menos en una temporada. Por el contrario, el sistema S4 mostró que las medias de esporas por gramo de 0 a 15 cm y de 15 a 30 cm, no son significativamente diferentes.

La diferencia del número de esporas entre profundidades, se explica por la mayor distribución vertical de la fitomasa de raicillas de las plantas, en los primeros centímetros de profundidad del suelo (Montilla *et al.*, 2002). Por lo tanto, a mayor cantidad de raíces, existirá un mayor porcentaje de colonización y en consecuencia una mayor esporulación.

Tabla 7: Promedio de esporas por gramo de suelo, según sistema.

Sistema	Código del sistema	Profundidad (cm)	Esporas de HMA en la temporada seca. (#/g de suelo)	Esporas de HMA en la temporada húmeda (#/g de suelo)
Bosque secundario	S1	0-15	0.54*	0.31*
		15-30	0.16*	0.17*
Bosque primario	S2	0-15	0.18*	0.42*
		15-30	0.07*	0.10*
Pasto degradado	S3	0-15	2.42*	2.19*
		15-30	0.65*	0.58*
Pasto mejorado	S4	0-15	2.93*	3.76*
		15-30	0.90*	1.19*
Asociación agroforestal	S5	0-15	1.16*	0.78*
		15-30	0.32*	0.15*

* Los valores son promedio de 12 repeticiones

b. Recuento de esporas por sistema

Basado en los resultados, se realizó el análisis de esporas según sistema, dependiendo de si existía diferencia significativa o no, en la media de esporas por gramo según la profundidad.

- Sistema 1: Los resultados del recuento de esporas por gramo de suelo según temporada y profundidad en el sistema 1 se muestran en la Figura 8. Los resultados mostraron que, de 0 a 15 cm de profundidad, existen más esporas por gramo de suelo durante la temporada seca. Sin embargo, de 15 a 30 cm de profundidad, esta tendencia no se mantiene.

Los resultados de la prueba estadística HSD Tukey ($\alpha=0.05$), para las medias de esporas por gramo del sistema 1 según temporada y profundidad, se muestran en la Figura 9. Se pudo observar que existe diferencia significativa, entre los promedios de esporas de la temporada húmeda a profundidad 15 a 30 cm contra la temporada seca a profundidad 0 a 15 (Hum-2 vs Sec-1) y la temporada seca a profundidad 0 a 15 contra la temporada seca a profundidad 15 a 30 (Sec-1 vs Sec-2).

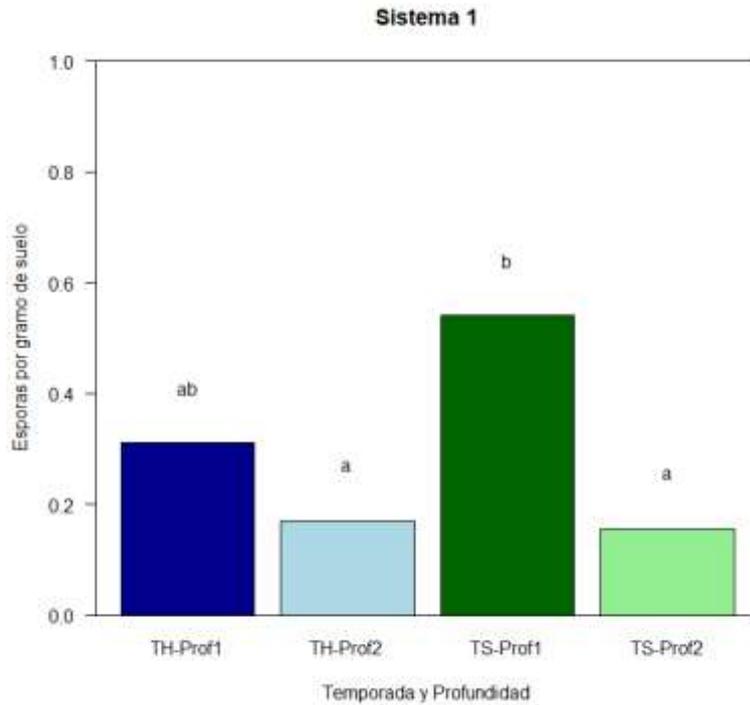


Figura 8: Esporas por gramo del sistema 1 según la temporada y la profundidad

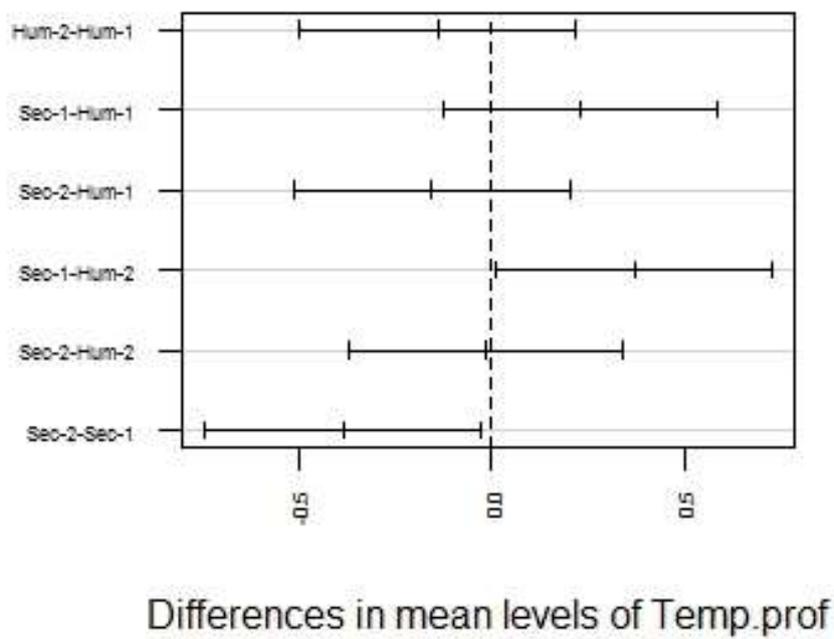


Figura 9: Resultados de la prueba de comparación HSD Tukey del sistema 1, a un nivel de significancia de 95%.

- Sistema 2: Los resultados del recuento de esporas por gramo de suelo según temporada y profundidad en el sistema 2 se muestran en la Figura 10. Se pudo observar que a ambas profundidades (0 a 15 y 15 a 30 cm) existen más esporas por gramo de suelo, durante la temporada húmeda.

Los resultados de la prueba estadística HSD Tukey ($\alpha=0.05$), para las medias de esporas por gramo del sistema 2 según temporada y profundidad, se muestran en la Figura 11. Se pudo observar que existe diferencia significativa, entre los promedios de esporas de la temporada húmeda, a profundidad 15 a 30 contra la temporada húmeda a profundidad 0 a 15 (Hum-2 vs Hum-1), la temporada seca a profundidad 0 a 15 contra la temporada húmeda a profundidad 0 a 15 (Sec-1 vs Hum-1) y la temporada seca a profundidad 15 a 30 contra la temporada húmeda a profundidad 0 a 15 (Sec-2 vs Hum-1).

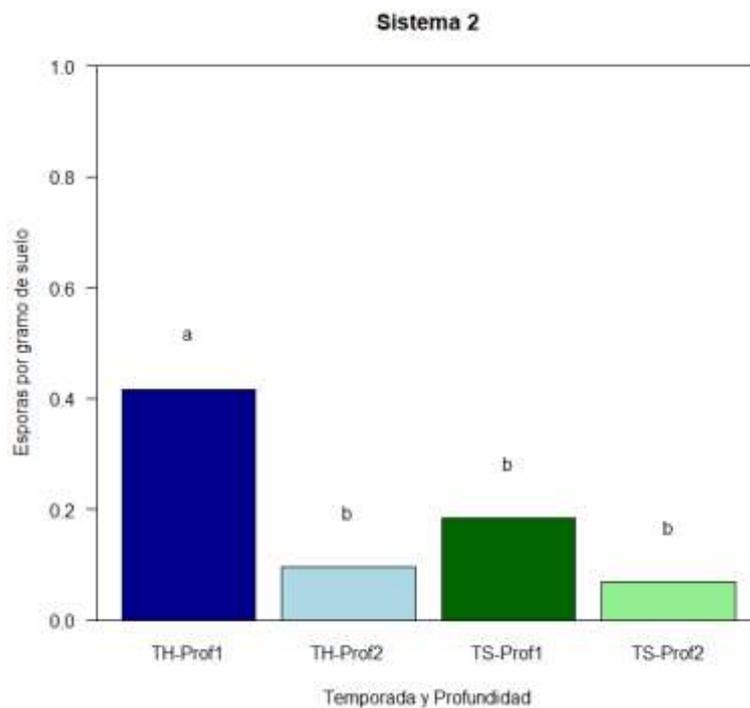


Figura 10: Esporas por gramo del sistema 2 según la temporada y la profundidad.

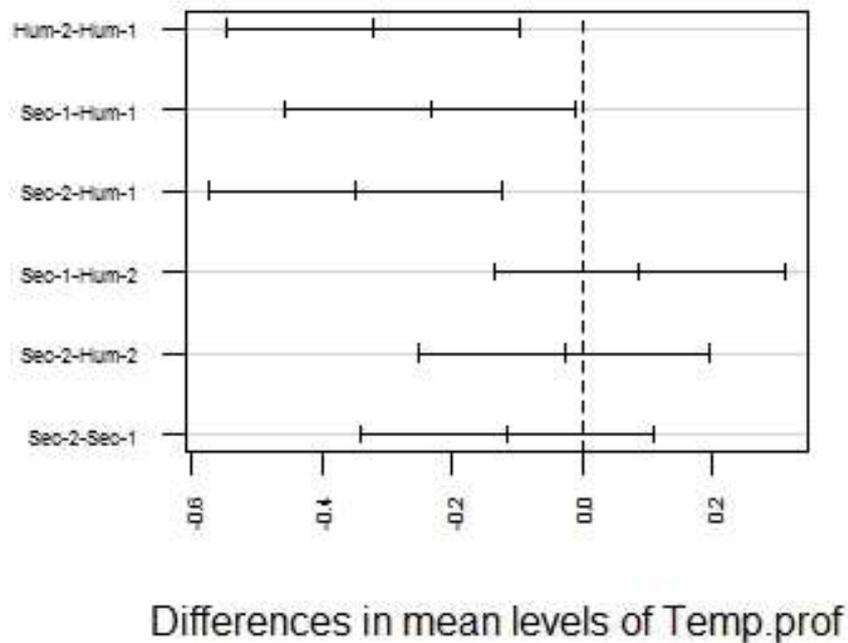


Figura 11: Gráfico de la prueba HSD Tukey del sistema 2, a un nivel de significancia de 95%.

- Sistema 3: Los resultados del recuento de esporas por gramo de suelo según temporada y profundidad en el sistema 3 se muestran en la Figura 12. Los resultados observados mostraron que, a ambas profundidades (0 a 15 y 15 a 30 cm), el promedio de esporas por gramo de suelo durante la temporada seca es mayor.

Los resultados de la prueba estadística HSD Tukey ($\alpha=0.05$), para las medias de esporas por gramo del sistema 3, según temporada y profundidad, se muestran en la Figura 13. Los resultados mostraron que no hay diferencia significativa, entre las medias de esporas por gramo en ninguna de las comparaciones.

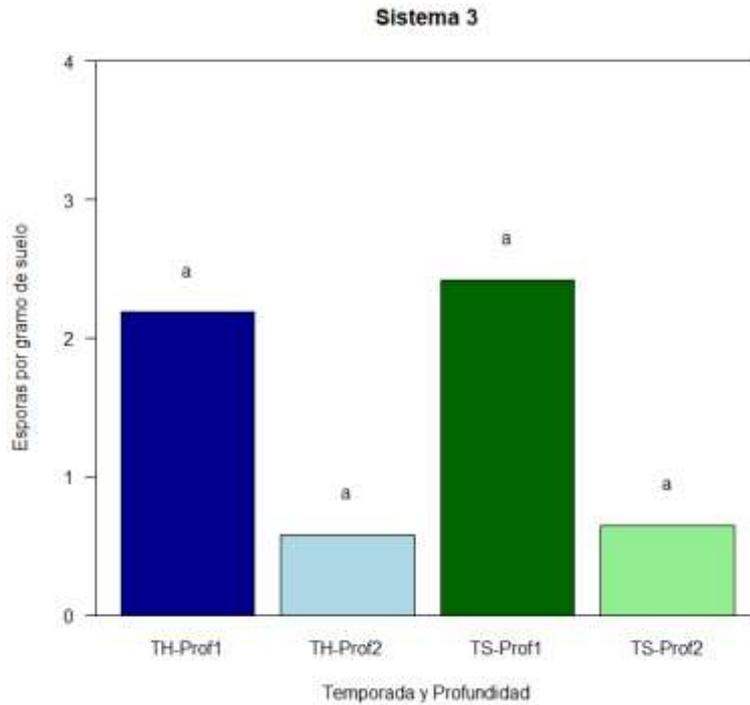


Figura 12: Esporas por gramo del sistema 3 según la temporada y la profundidad.

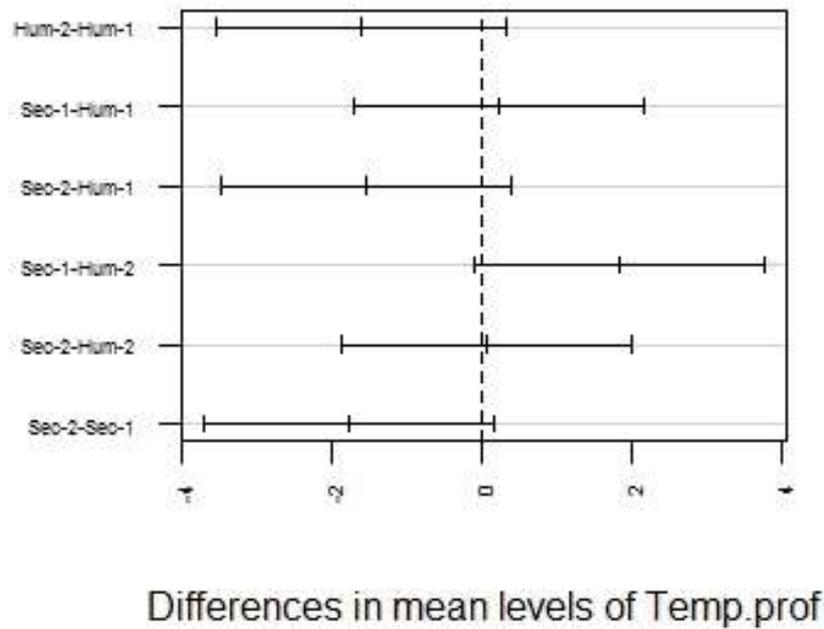


Figura 13: Gráfico de la prueba HSD Tukey del sistema 3, a un nivel de significancia de 95%.

- Sistema 4: Los resultados del recuento de esporas por gramo de suelo según temporada y profundidad en el sistema 4, se muestran en la Figura 14. Los resultados observados mostraron que, a ambas profundidades, el promedio de esporas por gramo de suelo durante la temporada seca, es mayor.

Los resultados de la prueba t ($\alpha=0.05$), para las medias de esporas por gramo del sistema 4, según temporada y profundidad, mostró que no existe diferencia significativa entre ambas temporadas.

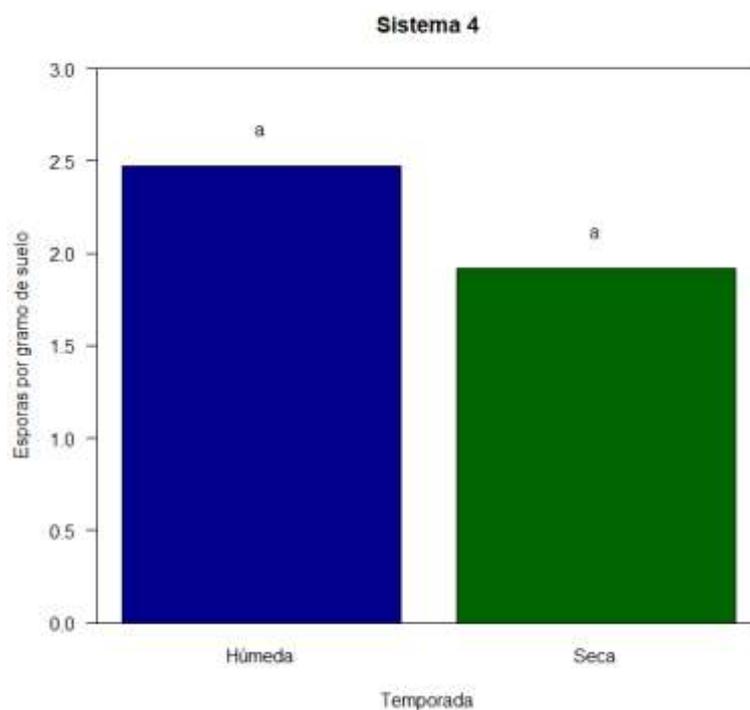


Figura 14: Esporas por gramo del sistema 4 según la temporada.

- Sistema 5: Los resultados del recuento de esporas por gramo de suelo, según temporada y profundidad en el sistema 5 se muestran en la Figura 15. Los resultados observados mostraron que, a ambas profundidades (0 a 15 y 15 a 30 cm), el promedio de esporas por gramo de suelo durante la temporada seca, es mayor.

Los resultados de la prueba estadística HSD Tukey ($\alpha=0.05$), para las medias de esporas por gramo del sistema 5 según temporada y profundidad se muestra en la Figura 16. Se pudo observar que existe diferencia significativa, entre los promedios de esporas de la temporada húmeda a profundidad 15 a 30, contra la temporada húmeda a profundidad 0 a 15 (Hum-2 vs Hum-1), la temporada seca a profundidad 0 a 15 contra la temporada húmeda a profundidad 15 a 30 (Sec-1 vs Hum-2) y la temporada seca a profundidad 15 a 30 contra la temporada seca a profundidad 0 a 15 (Sec-2 vs Sec-1).

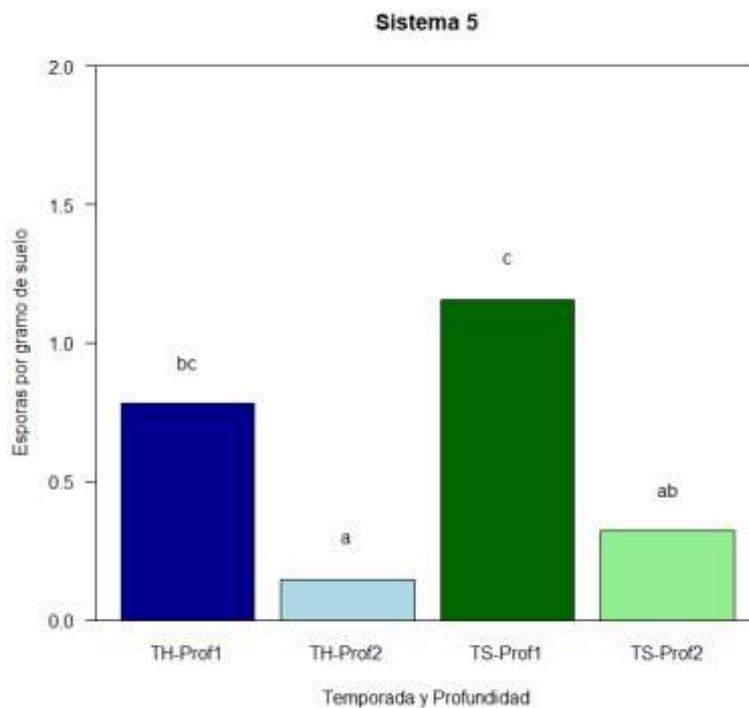


Figura 15: Esporas por gramo del sistema 5 según la temporada y la profundidad.

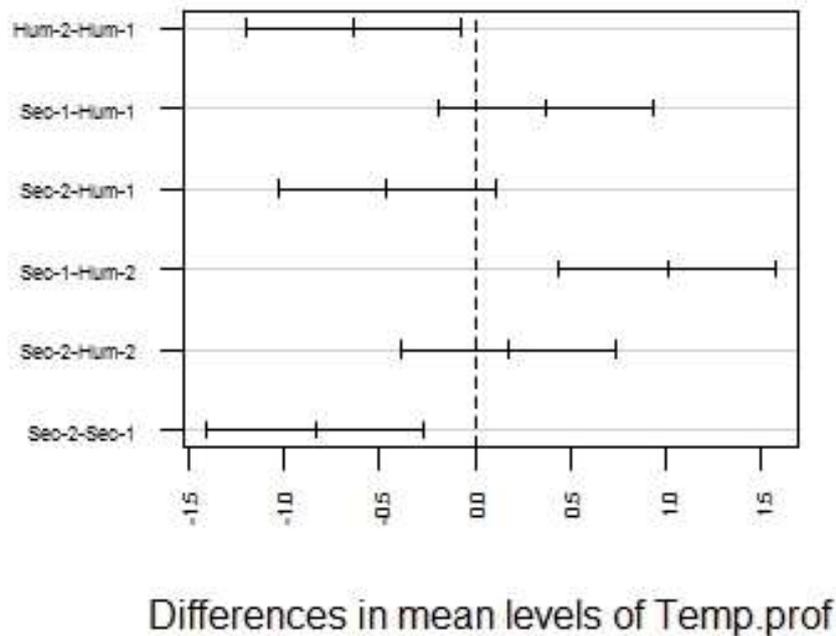


Figura 16: Gráfico de la prueba HSD Tukey del sistema 5, a un nivel de significancia de 95%.

La variabilidad de resultados en la concentración de esporas de HMAs respecto a la temporada, concuerda con lo expresado por Posada *et al.* (2007), quien menciona que la relación entre la concentración de HMAs y el régimen de agua no es claro.

c. Recuento de esporas entre sistemas

Para realizar el análisis del recuento de esporas por sistema, sólo se utilizaron los datos de esporas por gramo de la capa superior de los suelos (0 – 15 cm de profundidad).

- Recuento de esporas entre sistemas durante la temporada húmeda: Los resultados del promedio de esporas por gramo de suelo de los cinco sistemas evaluados, a profundidad 0 a 15 cm, se muestra en la Figura 17. Basado en estos resultados se puede decir, que la mayor cantidad de esporas por gramo de suelo, se encuentra en el sistema de pasto mejorado (S4), seguido por los sistemas de pasto degradado (S3), sistema de asociación agroforestal (S5), sistema de bosque secundario (S2) y sistema de bosque primario (S1). Sin embargo, los resultados de la prueba estadística HSD

Tukey ($\alpha=0.05$) muestra que no hay diferencia significativa entre las medias de esporas por gramo de los sistemas evaluados (ver Figura 18).

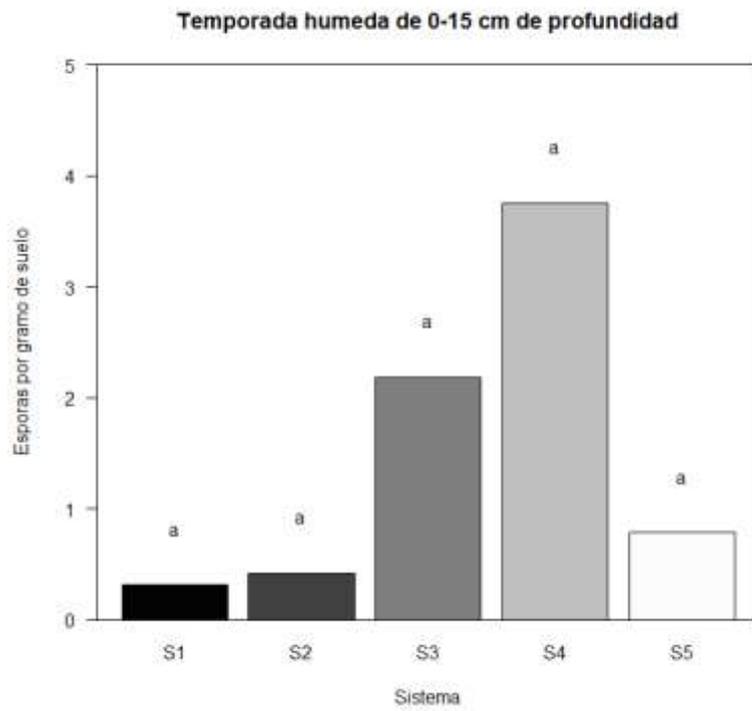


Figura 17: Esporas por gramo entre sistemas de 0-15 cm de profundidad en la temporada húmeda.

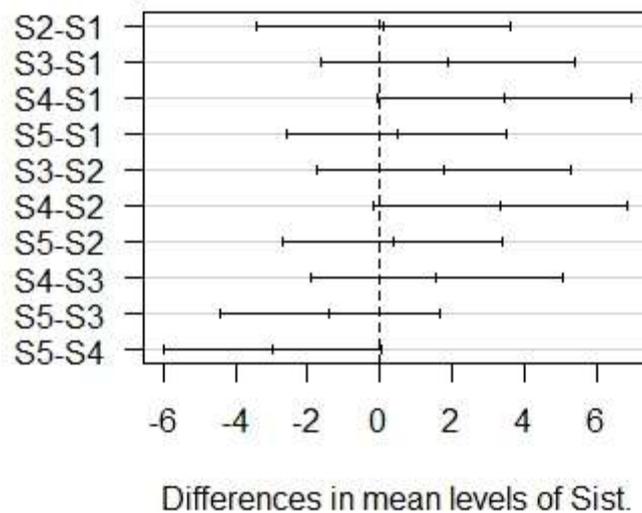


Figura 18: Gráfico de la prueba HSD Tukey entre sistemas en la temporada húmeda, a un nivel de significancia de 95%.

- Recuento de esporas entre sistemas durante la temporada seca: Los resultados del promedio de esporas por gramo de suelo de los cinco sistemas evaluados a profundidad 0 a 15 cm se muestra en la Figura 19. Basado en estos resultados se puede decir que la mayor cantidad de esporas por gramo de suelo se encuentra en el sistema de pasto mejorado (S4), seguido por los sistemas de pasto degradado (S3), sistema de asociación agroforestal (S5), sistema de bosque primario (S1) y sistema de bosque secundario (S2). Sin embargo, los resultados de la prueba estadística HSD Tukey ($\alpha=0.05$), muestra que sólo existe diferencia significativa entre los sistemas S4 vs S2 (Figura 20)

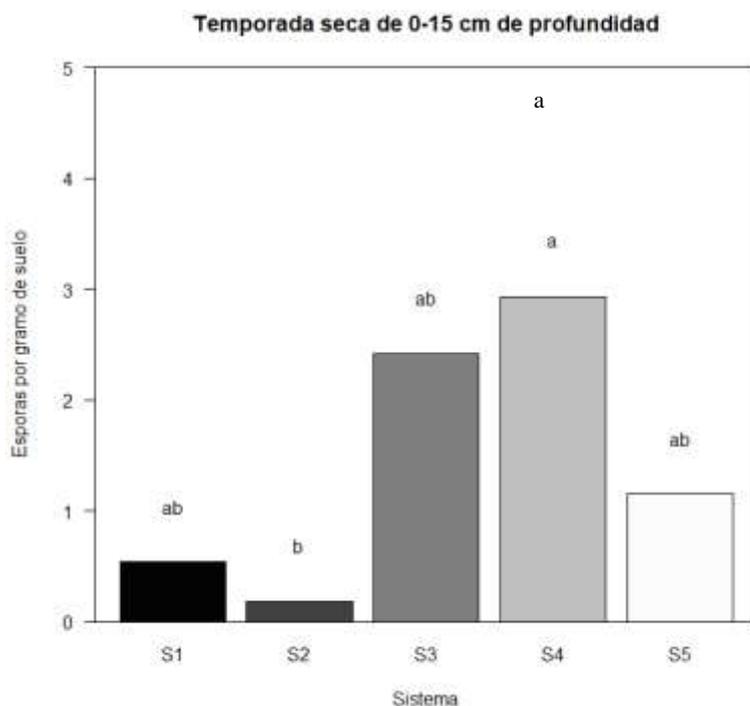


Figura 19: Densidad de esporas de HMA (U/g de suelo) de 0-15 cm de profundidad en los sistemas evaluados durante la temporada seca

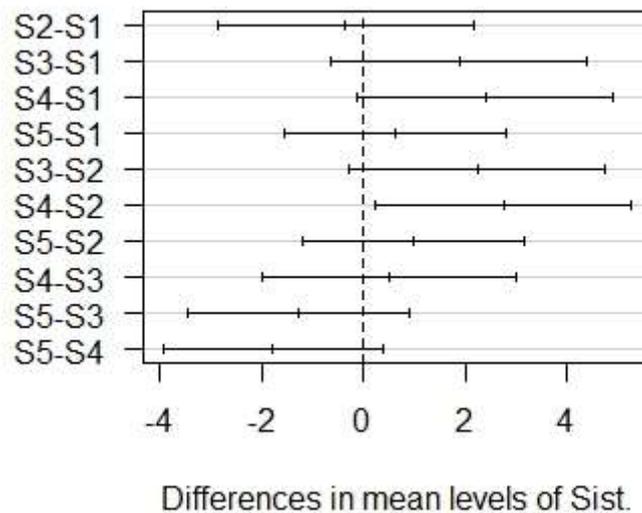


Figura 20: Grafico de la prueba HSD Tukey entre sistemas en la temporada seca, a un nivel de significancia de 95%.

Kuyper *et al.* (2004) mencionan que ciertas prácticas agrícolas como la diversidad de especies, el barbecho, la presencia de pastos, la disturbancia, el manejo, la fertilización, la fumigación, la presencia de fungicidas y otros; pueden tener efectos positivos o negativos sobre la población de HMAs.

En los sistemas de pastos, la gran cantidad de HMAs, se ve influenciada positivamente por el efecto de la baja disturbancia, los pastos y el manejo orgánico (la incorporación al sistema del estiércol de los animales pastados). En el sistema de asociación agroforestal, los factores que influenciaron positivamente la cantidad de HMAs, fueron la presencia de pastos y la fertilización. En los sistemas de bosque los factores que influenciaron positivamente fueron, la diversidad de especies y el barbecho.

Al relacionar los resultados obtenidos en la prueba de recuento de esporas, entre sistemas en la temporada húmeda con las concentraciones de fósforo, en los suelos de los sistemas evaluado. Se puede observar una relación inversa entre la concentración de esporas y la concentración de fósforo en el suelo. Igualmente, al realizar la comparación entre el recuento de esporas entre sistemas en la temporada seca y la concentración de fósforo en los suelos de los sistemas evaluados, la tendencia es similar a la anterior. Sin embargo, en esta evaluación, la concentración de esporas en el sistema de bosque secundario es mayor que en el bosque primario.

Esta relación inversa, entre concentraciones de esporas en sistemas y concentración de fósforo en los suelos evaluados, evidencia el efecto de absorción de fósforo que tienen las micorrizas.

d. Cuantificación del porcentaje de colonización

Los resultados del porcentaje de colonización promedio, en los sistemas evaluados para cada muestreo se presentan en la Tabla 8.

Los resultados muestran que, en la primera temporada las raíces tomadas de los sistemas de bosque secundario (S1) y pasto degradado (S3) a profundidad de 0 a 15 cm, tienen mayor porcentaje de colonización promedio. En cambio, las muestras del sistema de bosque primario (S2) a profundidad de 15 a 30 cm tienen mayor porcentaje de colonización promedio. Por otro lado, en los sistemas de pasto mejorado y asociación agroforestal, sólo se pudo evaluar los porcentajes de colonización de las muestras de raíces a la profundidad de 0 a 15 cm para el sistema de pasto mejorado y la especie *Pueraria phaseoloides* de la asociación agroforestal (S5), con valores de 4.77 y 4.81 por ciento respectivamente.

En la segunda temporada, sólo se pudo evaluar el porcentaje de colonización del sistema de bosque secundario (S1) y bosque primario (S2) a profundidad de 0 a 15 cm, para ambas, con valores de 15.1 por ciento de raíces colonizadas en ambos sistemas.

En la tercera temporada, sólo se pudo evaluar el porcentaje de colonización del sistema de pasto degradado a profundidad de 0 a 15 cm, con 3.25 por ciento de raíces colonizadas.

En la cuarta temporada, sólo se pudo evaluar el porcentaje de colonización, del sistema de bosque secundario (S1) y bosque primario (S2) a profundidad de 0 a 15 cm, para ambas, con valores de 2.47 y 0.57 por ciento de raíces colonizadas respectivamente.

El INVAM (2013) en su metodología de tinción de raíces menciona que, la colonización en raíces raciales o raíces antiguas es escasa y consisten sólo de hifas externas. por lo que el grosor y edad de las raíces influyen en la evaluación. En los sistemas evaluados las raíces de los pastos muestreados, se caracterizaron por ser raíces fasciculadas y delgadas, pero muy sensibles a researse una vez separadas de la planta. En el sistema de asociación agroforestal,

las raíces de la palma aceitera, también son fasciculadas, pero en su mayoría de tipo secundaria, de características fibrosas y gruesas. Finalmente, las raíces muestreadas en los sistemas de bosque, correspondieron principalmente a especies arbóreas. En estas, la característica la morfología incluyó una raíz de anclaje y muchas raíces superficiales de diferentes grosores. La diversidad en los tipos de raíces, de los cinco sistemas muestreados, influye, en la variabilidad de resultados obtenidos, en la cuantificación del porcentaje de colonización.

4.3. Caracterización de morfológica de HMAs

En el sistema de bosque secundario (S1), bosque primario (S2), pasto degradado(S3), pasto mejorado (S4) y asociación agroforestal (S5) se identificaron 17, 17, 16, 40 y 26 morfotipos diferentes respectivamente. En el mismo orden, la relación entre el número de morfotipos y número de esporas aislados para estos sistemas es de 0.71, 0.65, 1, 0.8 y 0.87 morfotipos/esporas. Como se puede observar en la Tabla 9, Tabla 10, Tabla 11, Tabla 12 y Tabla 13.

Entre los factores que influyen la variedad y cantidad de morfotipos de esporas de HMAs se encuentran. La baja disturbancia, la presencia de pastos, el manejo orgánico, la fertilización, la diversidad de especies vegetales y el barbecho son los principales factores que influyen positivamente, la cantidad y diversidad de HMAs. Además, Álvarez-Sánchez *et al.* (2012) y Kuyper *et al.* (2004) mencionan que un bajo nivel de disturbancia en los sistemas agrícolas, tiene una influencia positiva en la diversidad de especies, esto puede explicar por que la alta relación morfotipos,/esporas de los sistemas de pastos y asociación agroforestal.

Tabla 8: Porcentaje de colonización de los sistemas evaluados por muestreo.

Sistema	Código del sistema	Especie muestreada	Profundidad (cm)	Porcentaje de colonización por muestreo (%)			
				1°	2°	3°	4°
Bosque secundario	S1	Especies forestales naturales	0-15	3.23	15.11	NA	2.47
		Especies forestales naturales	15-30	1.04	NA	NA	NA
Bosque primario	S2	Especies forestales naturales	0-15	1.72	15.10	NA	0.57
		Especies forestales naturales	15-30	2.34	NA	NA	NA
Pasto degradado	S3	<i>Axonopus compressus</i>	0-15	7.10	NA	NA	NA
		<i>Axonopus compressus</i>	15-30	0.00	NA	NA	NA
Pasto mejorado	S4	<i>Brachiaria bizantha</i>	0-15	4.77	NA	3.25	NA
		<i>Brachiaria bizantha</i>	15-30	NA	NA	NA	NA
Asociación agroforestal	S5	<i>Elaeis guineensis</i>	0-15	NA	NA	NA	NA
		<i>Elaeis guineensis</i>	15-30	NA	NA	NA	NA
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	0-15	4.81	NA	NA	NA
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	15-30	NA	NA	NA	NA

Tabla 9: Morfotipos de esporas encontrados en el sistema de bosque secundario (S1).

Morfotipo	Forma	Color	Rango de tamaño	Reacción al Melzer	Presencia de la hifa de sostén
Morfotipo S1-1	Elipsoide	7.5YR5/6	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-2	Globosa	10YR4/4	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-3	Ovoide	10YR4/4	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-4	Globosa	2.5YR5/3	Pequeño	I ⁺	No
Morfotipo S1-5	Elipsoide	7.5YR5/4	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-6	Ovoide	10YR3/4	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-7	Ovoide	10YR4/3	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-8	Globosa	10YR5/4	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-9	Elipsoide	10YR3/3	Pequeño	I ⁻	Si
Morfotipo S1-10	Amigdaliforme	10YR4/6	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-11	Elipsoide	10YR4/6	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-12	Globosa	2.5YR5/4	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-13	Globosa	10YR4/3	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-14	Ovoide	7.5YR5/8	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-15	Elipsoide	10YR3/4	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-16	Globosa	7.5YR5/3	Pequeño	I ⁻	No
Morfotipo S1-17	Globosa	5Y4/2	Pequeño	I ⁻	No

Tabla 10: Morfotipos de esporas encontrados en el sistema de bosque primario (S2).

Morfotipo	Forma	Color	Rango de tamaño	Reacción al Melzer	Presencia de la hifa de sostén
Morfotipo S2-1	Globosa	7.5YR3/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-2	Globosa	7.5YR3/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-3	Globosa	10YR5/2	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-4	*	10YR3/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-5	Elipsoide	10YR5/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-6	Ovoide	10YR5/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-7	Globosa	7.5YR5/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-8	Globosa	10YR4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-9	Globosa	10YR5/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-10	Ovoide	2.5YR6/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-11	Elipsoide	7.5YR4/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-12	Globosa	5YR4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-13	Globosa	10YR4/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-14	Globosa	7.5YR5/4	Pequeño	I+	No
Morfotipo S2-15	Globosa	7.5YR4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S2-16	Globosa	7.5YR5/6	Pequeño	I+	No
Morfotipo S2-17	Elipsoide	5YR3/3	Pequeño	I-	No

Tabla 11: Morfotipos de esporas encontrados en el sistema de pasto degradado (S3).

Morfotipo	Forma	Color	Rango de tamaño	Reacción al Melzer	Presencia de hifa de sostén
Morfotipo S3-1	Elipsoide	7.5YR3/4	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S3-2	Globosa	7.5YR4/3	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S3-3	Ovoide	10YR3/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S3-4	Elipsoide	7.5YR4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S3-5	Globosa	7.5YR4/4	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S3-6	Ovoide	10YR5/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S3-7	Elipsoide	2.5YR5/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S3-8	Elipsoide	10R4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S3-9	Elipsoide	10YR5/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S3-10	Globosa	10YR4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S3-11	Elipsoide	10YR5/4	Pequeño	I+	No
Morfotipo S3-12	Globosa	7.5YR6/6	Pequeño	I-	No
Morfotipo S3-13	Ovoide	5YR5/6	Pequeño	I-	No
Morfotipo S3-14	Ovoide	10YR5/4	Pequeño	I+	No
Morfotipo S3-15	Oblonga cilíndrica	5YR5/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S3-16	Globosa	5YR4/6	Pequeño	I-	Si

Tabla 12: Morfotipos de esporas encontrados en el sistema de pasto mejorado (S4).

Morfotipo	Forma	Color	Rango de tamaño	Reacción al Melzer	Presencia de la hifa de sostén
Morfotipo S4-1	Globosa	7.5YR3/4	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S4-2	Globosa	7.5YR3/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-3	Globosa	10YR5/2	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-4	*	10YR3/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-5	Elipsoide	10YR5/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-6	Ovoide	10YR5/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-7	Globosa	7.5YR5/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-8	Globosa	10YR4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-9	Globosa	10YR5/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-10	Ovoide	2.5YR6/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-11	Elipsoide	7.5YR4/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-12	Globosa	5YR4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-13	Globosa	10YR4/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-14	Globosa	7.5YR5/4	Pequeño	I+	No
Morfotipo S4-15	Globosa	7.5YR4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-16	Globosa	7.5YR5/3	Pequeño	I+	No
Morfotipo S4-17	Globosa	7.5YR5/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-18	Globosa	7.5YR5/4	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S4-19	Globosa	7.5YR5/6	Pequeño	I+	No
Morfotipo S4-20	Elipsoide	5YR3/3	Pequeño	I-	Si

Continuación

Morfotipo S4-21	Globosa	10YR4/4	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S4-22	Globosa	7.5YR3/3	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S4-23	Globosa	5YR3/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-24	Globosa	10YR5/4	Pequeño	I+	No
Morfotipo S4-25	Globosa	10YR3/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-26	Globosa	2.5YR7/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-27	Globosa	10YR4/3	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S4-28	Elipsoide	7.5YR4/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-29	Elipsoide	10YR4/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-30	Globosa	10YR3/5	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-31	Elipsoide	10YR4/3	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S4-32	Oblonga	10YR4/3	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S4-33	Globosa	10YR3/2	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S4-34	Globosa	*	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-35	Ovoide	10YR5/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-36	Amigdaliforme	2.5YR5/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S4-37	Globosa	2.5YR5/3	Pequeño	I+	Si
Morfotipo S4-38	Globosa	10YR3/4	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S4-39	Globosa	2.5YR7/4	Mediano	I-	No
Morfotipo S4-40	Elipsoide	2.5YR5/3	Pequeño	I-	No

Tabla 13: Morfotipos de esporas encontrados en el sistema de asociación agroforestal (S5).

Morfotipo	Forma	Color	Rango de tamaño	Reacción al Melzer	Presencia de la hifa de sostén
Morfotipo S5-1	Elipsoide	10YR4/3	Pequeño	I+	No
Morfotipo S5-2	Elipsoide	2.5YR4/6	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-3	Globosa	7.5YR4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-4	Faseoliforme	2.5YR4/6	Pequeño	I+	No
Morfotipo S5-5	Elipsoide	10YR5/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-6	Elipsoide	10YR3/2	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S5-7	Ovoide	10YR3/4	Pequeño	I-	Si
Morfotipo S5-8	Globosa	2.5YR5/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-9	Globosa	2.5YR4/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-10	Ovoide	10YR4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-11	Elipsoide	10YR4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-12	Globosa	10YR4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-13	Globosa	10YR5/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-14	Globosa	10YR4/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-15	Elipsoide	7.5YR5/6	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-16	Elipsoide	2.5YR5/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-17	Elipsoide	10YR3/4	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-18	Globosa	2.5YR5/3	Pequeño	I+	No
Morfotipo S5-19	Ovoide	10YR4/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-20	Ovoide	10YR5/3	Pequeño	I-	No

Continuación

Morfotipo S5-21	Globosa	10YR5/4	Pequeño	I+	No
Morfotipo S5-22	Ovoide	10YR5/3	Pequeño	I+	No
Morfotipo S5-23	Globosa	10YR4/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-24	Elipsoide	10YR6/2	Pequeño	I+	No
Morfotipo S5-25	Elipsoide	10YR4/3	Pequeño	I-	No
Morfotipo S5-26	Elipsoide	10YR5/4	Pequeño	I+	No

V. CONCLUSIONES

- Los suelos analizados son muy ácidos; no salinos, ni calcáreos; con contenido bajo a moderado de materia orgánica, bajos en fósforo, calcio, magnesio y potasio; y con una fertilidad baja a muy baja.
- La densidad de esporas varió entre temporadas dependiendo del sistema evaluado. Para los sistemas de pasto degradado y asociación agroforestal, se observó una mayor cantidad de esporas por gramo de suelo seco durante la temporada seca a las dos profundidades evaluadas (0-15 y 15-30 cm.). Para los sistemas de bosque primario y pasto mejorado, se observó una mayor cantidad de esporas por gramo de suelo seco durante la temporada húmeda a las dos profundidades evaluadas (0-15 y 15-30 cm.). Finalmente, para el sistema de bosque secundario el efecto de la temporada en la cantidad de esporas por gramo de suelo seco es variable, siendo mayor en la capa de 0-15 cm durante la temporada húmeda y mayor en la capa de 15 a 30 cm durante la temporada seca.
- La densidad de esporas fue numéricamente mayor en los primeros 15 cm de profundidad que en la capa de 15 a 30 cm. Sin embargo estadísticamente solo se puede afirmar esto para el S1 en temporada seca, el S2 en temporada húmeda, y el S5 en ambas temporadas.
- Numéricamente se puede ordenar las densidades de esporas por gramo de suelo de manera descendente como: pasto mejorado > pasto degradado > asociación agroforestal > bosques. Sin embargo estadísticamente solo se puede afirmar que hay diferencias significativas entre los sistemas S1 vs S4, S2 vs S4 y S5 vs S4.
- Los valores del porcentaje de colonización micorrízica en raíces, mostraron resultados variados y no concluyentes.
- La mayor riqueza de morfotipos se encontró en el sistema de pasto degradado, seguido por el sistema de asociación agroforestal, luego los sistemas de pasto mejorado y bosque secundario y finalmente el sistema de bosque primario, con 40, 26, 17,17 y 16 morfotipos respectivamente.

VI. RECOMENDACIONES

- Los estudios posteriores pueden mejorarse si, los análisis de porcentaje de colonización se realizan en la zona de toma de muestra y con un periodo de almacenamiento menos largo.
- Es importante tener cierto control sobre algunos factores de variabilidad: como la fertilización, labranza, uso de pesticidas, ataque de plagas y otros; ya que estos factores pueden influenciar positiva o negativamente en los resultados obtenidos sobre las concentraciones de HMAs.
- Sería de gran interés poder expandir el conocimiento obtenido realizando análisis genéticos de los géneros de micorrizas aislados y así complementar la información obtenida del análisis de morfotipos.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alvares, C. (2011). *Documento de trabajo # 11: Visión de futuro de la amazonía peruana como factor motriz del desarrollo*. Lima: Centro Nacional de Planeamiento Estratégico.
- Álvarez-Sánchez, J., Johnson, N. C., Antoninka, A., Chaudhary, B. V., Law, M. K., Owen, S. M., . . . Castillo, S. (2012). Large-scale diversity patterns in spore communities of arbuscular mycorrhizal fungi . En P. Marcela, *Mycorrhiza: Occurrence in natural and restored environments* (págs. 29-47). México: Nova sciences publishers.
- Bagyaraj, J. D., & Stürmer, S. L. (2012). Hongos Micorrizogenos Arbusculares. En F. Moreira, E. J. Huising, & D. E. Bignell, *Manual de Biología de Suelos Tropicales. Muestreo y caracterización de la diversidad bajo el suelo*. (págs. 217-241). D.F.México: Instituto Nacional de Ecología.
- Biermann, B., & Linderman, R. G. (1981). Quantifying vesicular arbuscular mycorrhizae: A proposed Method towards standardization. *New Phytologist*, 63-67.
- Brundrett, M. (2004). Diversity and classification of mycorrhizal associations. *Cambridge Journals - Biological Reviews*, 473-495.
- Brundrett, M., Bougher, N., Dell, B., Grove, T., & Malajczuk. (1995). Microscopic morphology of fungal fruit bodies. En M. Brundrett, N. Bougher, B. Dell, T. Grove, & Malajczuk, *Working with mycorrhizas in forestry and agriculture* (pág. 79).
- Entry, J. A., Rygielwicz, P. T., Watrud, L. S., & Donnelly, P. K. (2002). Influence of adverse soil conditions on the formation and function of arbuscular mycorrhizas. *Elsevier*, 123-138.
- Finlay, R. D. (2008). Ecological aspects of mycorrhizal symbiosis: with special emphasis on the functional diversity of interactions involving the extraradical mycelium. *Journal of Experimental Botany*, 1115-1126.

Continuación

- Gaur, A., & Adholeya, A. (1994). Estimation of VAM spores in soil: A modified method. *Mycorrhiza News*, 10-11.
- Gaur, A., & Varma, A. (2007). Research Methods in Arbuscular Mycorrhizal Fungi. En A. Varma, & R. Oelmüller, *Advanced Techniques in Soil Microbiology* (págs. 377-396). Berlin: Springer.
- Genderman, J. W., & Nicolson, T. H. (1963). Spores of mycorrhizal endogone extracted from soil by wet seiving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society*, 235-244.
- Harley, J. L. (1989). The significance of mycorrhiza. *Mycological Research*, 129-139.
- Hojka, K., Bajc, M., & Grebenc, T. (2013). Mycorrhizosphere Complexity. En K. Hojka, M. Bajc, & T. Grebenc, *Development in Environmental Science* (págs. 151-177). Ljubljana: Elsevier.
- Imhof, S. (2009). Arbuscular, ecto-related, orchid mycorrhizas—three independent structural lineages towards mycoheterotrophy: implications for classification? *Mycorrhiza*, 357-363.
- Instituto Geográfico Nacional - IGN. (1989). *Atlas del Perú*. Lima: Instituto Geográfico Nacional.
- Instituto Nacional de Estadística e Informática - INEI. (2014). *Compendio Estadístico Perú 2014*. Lima: Instituto Nacional de Estadística e Informática - INEI.
- Intituto Nacional de Estadística e Informática - INEI. (19 de Octubre de 2015). Obtenido de <http://www.inei.gob.pe/estadística/indice-temático/sociales/>
- INVAM. (2013). <http://invam.wvu.edu/the-fungi/classification>. Obtenido de <http://invam.wvu.edu>
- Koltai, H., & Kapulnik, Y. (2010). *Arbuscular mycorrhizas: Physiology and function*. New York: Springer.
- Kumar, A., Mangla, C., Kundu, S., & Aggarwal, A. (2012). To understand arbuscular mycorrhizal fungi: A magical root symbiont for global sustainable agriculture. *Advances in Bioresearch*, 78-84.

Continuación

- Kuyper, T. W., Cardoso, I. M., Onguene, N. A., & Murniati, M. v. (2004). Managing mycorrhiza in tropical multispecies agroecosystems. En M. v. Noordwijk, G. Cadisch, & C. K. Ong, *components., Below-ground interactions in tropical agroecosystems: concepts and models with multiple plant* (págs. 243-261).
- León, D. (2006). Evaluación y caracterización de micorrizas arbusculares asociadas a yuca (*Manihot sculenta* sp) en dos regiones de la amazonía colombiana. Bogotá.
- Leonard, L. M. (2006). Melzer's, lugol's or iodine for identification of white-spored agaricales? *McIlvaine*, 43-51.
- Ministerio de Defensa del Perú. (2005). *Libro Blanco de la Defensa Nacional*. Lima: Ministerio de Defensa del Perú.
- Ministerio del Ambiente - MINAM. (2009). *Mapa de deforestación de la amazonía peruana 2000*. Lima: Ministerio del Ambiente.
- Ministerio del Ambiente del Perú - MINAM. (15 de agosto de 2016). Obtenido de http://www.bosques.gob.pe/archivo/ff3f54_ESTRATEGIACAMBIOCLIMATICO_2016_ok.pdf
- Mitchell, D. T., & Gibson, B. R. (2006). Ericoid mycorrhizal association: Ability to adapt to a broad range of habitats. *Mycologist*, 2-9.
- Montilla, M., Herrera-Peraza, R., & Monasterio, M. (2002). Influencia de los periodos de descanso sobre la distribución vertical de raíces, micorrizas arbusculares y pelos radicales en paramos andinos venezolanos. *Ecotrópicos*, 85-98.
- Morton, J. B. (1988). Taxonomy of VA mycorrhizal fungi: classification, nomenclature, and identification. *Mycotaxon*, 267-324.
- Nielsen, K. B., Kjoller, R., Olsson, P. A., Schweiger, P. F., Andersen, F. O., & Rosendahl, S. (2004). Colonisation and molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the aquatic plants *Littorella uniflora* and *Lobelia dortmanna* in Southern Sweden. *Mycological Research*, 616-625.
- Pearson, V., & Read, D. (1975). The physiology of the mycorrhizal endophyte of *Canulla vulgaris*. *Transactions of the British Mycological Society*, 1-7.

Continuación

- Peña-Venegas , C. P., Cardona Vanegas, G. I., Mazorra Valderrama, A., Arguéllez Cardenas , J. H., & Arcos Dorado, A. L. (15 de 06 de 2006). *Micorrizas arbusculares de la amazonia colombiana - Catálogo ilustrado*. Colombia: Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas - SINCHI.
- Posada, R. H., Franco, L. A., C., R., Plazas, L. S., Suárez, J. C., & Álvarez, F. (2007). Effect of physical, chemical and environmental characteristics on arbuscular mycorrhizal fungi in *Brachiaria decumbens* (Stapf) pastures. *Journal of applied microbiology*, 132-140.
- Pozo , M. J., & Azcón-Aguilar, C. (2007). Unraveling Mycorrhiza-Induced resistance. *Elsevier*, 393-398.
- Quilambo, O. A. (2003). The vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *African Journal of Biotechnology*, 539-546.
- Rasmussen, H. N., & Rasmussen, F. N. (2009). Orchid mycorrhiza: Implications of a mycophagous life style. *Oikos*, 334-345.
- Redecker, D., & Raab, P. (2006). Phylogeny of the Glomeromycota (arbuscular mycorrhizal fungi): recent developments and new gene markers. *Mycologia*, 885-895.
- Redecker, D., Kodner, R., & Graham, L. E. (2000). Glomalean fungi from the Ordovician. *Science*, 1920-1921.
- Remy, W., Taylor, T. N., & Kerp, H. (1994). Four hundred-million-year-old vesicular arbuscular mycorrhizae. *Proceedings of the National Academy of Sciences* , 11841-11843.
- Rinaldi, A. C., Comandini, O., & Kuyper, T. W. (2008). Ectomycorrhizal fungal diversity: Separating the wheat from the chaff. *Fungal Diversity*, 1-45.
- Rodriguez Achung, F. (1995). *El Recurso del Suelo en la Amazoía Peruanana, Diagnostico Para su Investigacion (Segunda Aproximación)*. Iquitos: Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana (IIAP).
- Rodríguez Achung, F., Bendayan Acosta, L., Rojas Rodríguez, C., & Calle Barco, C. (1991). Los Suelos de la Región del Amazonas Según Unidades Fisiográficas. *Folia Amazónica IIAP*, 7-20.

Continuación

- Sari, T., & Petra, M. (2006). Mycorrhizosphere Concept. En K. Gopal Mukerji, C. Manoharachary, & J. Singh, *Microbial Activity in the Rhizosphere* (págs. 155-172). Heilderberg: Springer.
- Schübler, A., Schwarzott, D., & Walker, C. (2001). A new fungal phylum, the Glomeromycota: Phylogeny and evolution. *Mycological Research*, 1413-1421.
- Schüßler, A., & Walker, C. (2010). *The Glomeromycota. A species list with new families and new genera*. Gloucester.
- Siddiqui, A. Z., & Pichtel, J. (2008). Micorrizae: An Overview. En A. Z. Siddiqui, M. S. Akhtar, & K. Futai, *Micorrizae: Sustainable Agriculture and Forestry* (págs. 1-35). Aligarh: Springer.
- Sidiqui, A. Z., & Pichtel, J. (2008). Micorrizae: An Overview. En A. Z. Siddiqui, M. S. Akhtar, & K. Futai, *Micorrizae: Sustainable Agriculture and Forestry* (págs. 1-35). Aligarh: Springer.
- Simon, L., Bousquet, J., Levesque, R. C., & Lalonde, M. (1993). Origin an diversification of endomycorrhizal fungi and coincidences with vascular land plants. *Nature*, 67-69.
- Smith, G. W., & Skipperz, H. D. (1979). Comparison of methods to extract spores of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Science Society of America*, 722-725.
- Smith, S. E. (1966). Physiology and ecology of orchid mycorrhizal fungi with reference to seedling nutrition. *New Phytologist*, 488-499.
- Smith, S. E., & Read, D. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis*. San Diego: Elsevier.
- Vierheilig, H., Coughlan, A. P., Wyss, U., & Piché, Y. (1998). Ink and Vinegar, a Simple Staining Technique for Arbuscular-Mycorrhizal Fungi. *Applied and Environmental Microbiology*, 5004-5007.
- Yu, T. E., Egger, K. N., & Peterson, L. R. (2001). Ectendomycorrhizal Associations – Characteristics and Functions. *Mycorrhizae*, 167-177.

VIII. ANEXOS

Anexo 1: Resultados del conteo de esporas del séptimo muestreo

7° muestreo												
Código del sistema	Repetición	Sistema	Profundidad (cm)	Número de esporas (Unidades)		Peso del suelo (g)		Humedad del suelo (%)	Peso del suelo seco (g)		Esporas por gramo de suelo (#/g de suelo)	
				R1	R2	R1	R2		R1	R2	R1	R2
S1	R1	Bosque secundario	0-15	6	4	11	11.54	16.03	9.48	9.95	0.63	0.40
			15-30	3	4	12.04	11.34	15.03	10.47	9.86	0.29	0.41
	R2	Bosque secundario	0-15	2	5	11.52	11.17	10.22	10.45	10.13	0.19	0.49
			15-30	3	2	12	11.6	14.69	10.46	10.11	0.29	0.20
	R3	Bosque secundario	0-15	6	12	11.36	11.23	13.00	10.05	9.94	0.60	1.21
			15-30	0	4	11.9	11.43	15.90	10.27	9.86	0.00	0.41

Continuación

S2	R1	Bosque primario	0-15	1	0	11.78	11.71	25.12	9.42	9.36	0.11	0.00
			15-30	0	0	11.96	11.86	23.72	9.67	9.59	0.00	0.00
	R2	Bosque primario	0-15	3	1	11.77	11.44	24.49	9.45	9.19	0.32	0.11
			15-30	1	0	11.34	11.2	21.67	9.32	9.21	0.11	0.00
	R3	Bosque primario	0-15	2	4	11.29	11.12	26.41	8.93	8.80	0.22	0.45
			15-30	2	0	11.39	11.51	25.30	9.09	9.19	0.22	0.00

Continuación

S3	R1	<i>Axonopus compressus</i>	0-15	29	37	11.59	11.13	24.43	9.31	8.94	3.11	4.14
			15-30	4	4	11.55	11.57	17.06	9.87	9.88	0.41	0.40
	R2	<i>Axonopus compressus</i>	0-15	25	5	11.32	11.39	23.79	9.14	9.20	2.73	0.54
			15-30	0	0	11.47	11.41	19.46	9.60	9.55	0.00	0.00
	R3	<i>Axonopus compressus</i>	0-15	13	5	11.38	11.24	22.94	9.26	9.14	1.40	0.55
			15-30	0	0	11.12	11.17	17.44	9.47	9.51	0.00	0.00
S4	R1	<i>Brachiaria brizantha</i>	0-15	0	0	11.22	11.52	20.77	9.29	9.54	0.00	0.00
			15-30	0	0	11.17	11.57	15.78	9.65	9.99	0.00	0.00
	R2	<i>Brachiaria brizantha</i>	0-15	19	10	11.72	11.86	12.49	10.42	10.54	1.82	0.95
			15-30	2	1	11.7	11.18	10.51	10.59	10.12	0.19	0.10
	R3	<i>Brachiaria brizantha</i>	0-15	4	2	11.7	11.47	17.23	9.98	9.78	0.40	0.20
			15-30	1	0	11.16	11.66	14.97	9.71	10.14	0.10	0.00

Continuación

S5	R1	<i>Elaeis guineensis</i>	0-15	6	8	10	10	20.22	8.32	8.32	0.72	0.96
			15-30	1	4	10	10	20.22	8.32	8.32	0.12	0.48
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	0-15	2	4	10	10	21.92	8.20	8.20	0.24	0.49
			15-30	4	3	10	10	21.92	8.20	8.20	0.49	0.37
	R2	<i>Elaeis guineensis</i>	0-15	3	3	10	10	21.66	8.22	8.22	0.36	0.36
			15-30	1	2	10	10	21.66	8.22	8.22	0.12	0.24
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	0-15	3	2	10	10	22.04	8.19	8.19	0.37	0.24
			15-30	2	0	10	10	22.04	8.19	8.19	0.24	0.00
	R3	<i>Elaeis guineensis</i>	0-15	15	17	10	10	22.02	8.20	8.20	1.83	2.07
			15-30	6	1	10	10	22.02	8.20	8.20	0.73	0.12
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	0-15	2	7	10	10	25.68	7.96	7.96	0.25	0.88
			15-30	1	1	10	10	25.68	7.96	7.96	0.13	0.13

Anexo 2: Resultados del conteo de esporas del octavo muestreo

8° muestreo												
Código del sistema	Repetición	Sistema	Profundidad (cm)	Número de esporas (Unidades)		Peso del suelo (g)		Humedad del suelo (%)	Peso del suelo seco (g)		Esporas por gramo de suelo (#/g de suelo)	
				R1	R2	R1	R2		R1	R2	R1	R2
S1	R1	Bosque secundario	0-15	0	3	12	12	10.09	10.90	10.90	0.00	0.28
			15-30	1	0	12	12	10.97	10.81	10.81	0.09	0.00
	R2	Bosque secundario	0-15	1	0	12	12	8.28	11.08	11.08	0.09	0.00
			15-30	0	0	12	12	11.76	10.74	10.74	0.00	0.00
	R3	Bosque secundario	0-15	2	4	12	12	11.44	10.77	10.77	0.19	0.37
			15-30	2	3	12	12	12.69	10.65	10.65	0.19	0.28

Continuación

S2	R1	Bosque primario	0-15	4	2	12	12	27.66	9.40	9.40	0.43	0.21
			15-30	0	0	12	12	21.47	9.88	9.88	0.00	0.00
	R2	Bosque primario	0-15	8	4	12	12	23.23	9.74	9.74	0.82	0.41
			15-30	2	0	12	12	22.54	9.79	9.79	0.20	0.00
	R3	Bosque primario	0-15	2	3	12	12	23.63	9.71	9.71	0.21	0.31
			15-30	0	0	12	12	25.53	9.56	9.56	0.00	0.00

Continuación

S3	R1	<i>Axonopus compressus</i>	0-15	6	10	12.04	11.61	23.28	9.77	9.42	0.61	1.06
			15-30	3	4	11.23	11.6	14.76	9.79	10.11	0.31	0.40
	R2	<i>Axonopus compressus</i>	0-15	5	1	11.76	11	22.75	9.58	8.96	0.52	0.11
			15-30	1	0	11.6	11.25	15.91	10.01	9.71	0.10	0.00
	R3	<i>Axonopus compressus</i>	0-15	3	5	11.9	11.88	25.07	9.51	9.50	0.32	0.53
			15-30	1	0	11.95	11.98	18.46	10.09	10.11	0.10	0.00
S4	R1	<i>Brachiaria brizantha</i>	0-15	2	0	11.31	11.39	28.48	8.80	8.86	0.23	0.00
			15-30	0	7	11.17	11.45	19.65	9.34	9.57	0.00	0.73
	R2	<i>Brachiaria brizantha</i>	0-15	4	2	11.29	11.72	19.71	9.43	9.79	0.42	0.20
			15-30	0	1	11.19	11.05	18.29	9.46	9.34	0.00	0.11
	R3	<i>Brachiaria brizantha</i>	0-15	1	0	11.07	11.63	18.45	9.35	9.82	0.11	0.00
			15-30	1	1	11.05	11.07	19.38	9.26	9.27	0.11	0.11

Continuación

S5	R1	<i>Elaeis guineensis</i>	0-15	3	2	11.99	11.97	17.17	10.23	10.22	0.29	0.20
			15-30	2	3	11.43	11.71	17.17	9.87	10.11	0.20	0.30
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	0-15	2	3	11.3	11.07	15.85	10.15	9.94	0.20	0.30
			15-30	1	1	11.15	11.08	15.85	9.51	9.45	0.11	0.11
	R2	<i>Elaeis guineensis</i>	0-15	7	15	11.85	11.75	11.34	10.10	10.02	0.69	1.50
			15-30	0	0	11.76	11.12	11.34	10.07	9.52	0.00	0.00
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	0-15	0	3	11.6	11.48	17.30	9.93	9.83	0.00	0.31
			15-30	0	0	11.14	11.2	17.30	9.29	9.34	0.00	0.00
	R3	<i>Elaeis guineensis</i>	0-15	0	0	11.11	11.36	16.83	9.26	9.47	0.00	0.00
			15-30	0	0	11.49	11.77	16.83	11.49	11.77	0.00	0.00
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	0-15	1	5	11.97	11.13	19.95	11.97	11.13	0.08	0.45
			15-30	0	0	11.33	11.33	19.95	11.33	11.33	0.00	0.00

Anexo 3: Resultados del conteo de esporas del noveno muestreo.

9° muestreo												
Código del sistema	Repetición	Sistema	Profundidad (cm)	Número de esporas (Unidades)		Peso del suelo (g)		Humedad del suelo (%)	Peso del suelo seco (g)		Esporas por gramo de suelo (#/g de suelo)	
				R1	R2	R1	R2		R1	R2	R1	R2
S1	R1	Bosque secundario	0-15	4	3	11.58	11.5	4.60	11.07	10.99	0.36	0.27
			15-30	0	0	12.48	11.2	6.68	11.70	10.50	0.00	0.00
	R2	Bosque secundario	0-15	3	2	11.23	11.14	4.93	10.70	10.62	0.28	0.19
			15-30	0	2	11.78	11.85	3.40	11.39	11.46	0.00	0.17
	R3	Bosque secundario	0-15	17	3	11.36	11.5	5.69	10.75	10.88	1.58	0.28
			15-30	1	0	11.64	12.08	5.82	11.00	11.42	0.09	0.00

Continuación

S2	R1	Bosque primario	0-15	0	0	11.75	12	13.44	10.36	10.58	0.00	0.00
			15-30	0	3	11.5	11.88	10.89	10.37	10.71	0.00	0.28
	R2	Bosque primario	0-15	1	0	11.19	11.69	15.74	9.67	10.10	0.10	0.00
			15-30	1	0	11.44	11.98	10.36	10.37	10.86	0.10	0.00
	R3	Bosque primario	0-15	4	5	11.9	11.14	14.07	10.43	9.77	0.38	0.51
			15-30	1	0	10.01	10.15	12.64	8.89	9.01	0.11	0.00

Continuación

S3	R1	<i>Axonopus compressus</i>	0-15	51	19	10	10	13.02	8.85	8.85	5.76	2.15
			15-30	7	4	10	10	10.28	9.07	9.07	0.77	0.44
	R2	<i>Axonopus compressus</i>	0-15	15	16	10	10	8.91	9.18	9.18	1.63	1.74
			15-30	25	11	10	10	8.98	9.18	9.18	2.72	1.20
	R3	<i>Axonopus compressus</i>	0-15	1	44	10	10	16.39	8.59	8.59	0.12	5.12
			15-30	7	9	10	10	14.30	8.75	8.75	0.80	1.03
S4	R1	<i>Brachiaria brizantha</i>	0-15	47	27	10	10	9.43	9.14	9.14	5.14	2.95
			15-30	38	19	10	10	10.22	9.07	9.07	4.19	2.09
	R2	<i>Brachiaria brizantha</i>	0-15	31	15	10	10	21.30	8.24	8.24	3.76	1.82
			15-30	12	16	10.14	10.5	15.81	8.76	9.07	1.37	1.76
	R3	<i>Brachiaria brizantha</i>	0-15	104	61	10.29	11.02	15.72	8.89	9.52	11.70	6.41
			15-30	7	4	12.68	12.09	16.29	10.90	10.40	0.64	0.38

Continuación

S5	R1	<i>Elaeis guineensis</i>	0-15	12	10	11	11	13.10	9.73	9.73	1.23	1.03
			15-30	7	3	11	11	13.10	9.73	9.73	0.72	0.31
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	0-15	11	9	11	11	15.49	9.52	9.52	1.15	0.94
			15-30	6	7	11	11	15.49	9.52	9.52	0.63	0.73
	R2	<i>Elaeis guineensis</i>	0-15	18	15	11	11	9.43	10.05	10.05	1.79	1.49
			15-30	3	3	11	11	9.43	10.05	10.05	0.30	0.30
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	0-15	31	18	11	11	16.18	9.47	9.47	3.27	1.90
			15-30	2	2	11	11	16.18	9.47	9.47	0.21	0.21
	R3	<i>Elaeis guineensis</i>	0-15	15	13	11	11	8.93	10.10	10.10	1.49	1.29
			15-30	1	2	11	11	8.93	10.10	10.10	0.10	0.20
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	0-15	11	21	11	11	14.93	9.57	9.57	1.15	2.19
			15-30	4	4	11	11	14.93	9.57	9.57	0.42	0.42

Anexo 4: Resultados del conteo de esporas del décimo muestreo.

10° muestreo												
Código del sistema	Repetición	Sistema	Profundidad (cm)	Número de esporas (Unidades)		Peso del suelo (g)		Humedad del suelo (%)	Peso del suelo seco (g)		Esporas por gramo de suelo (#/g de suelo)	
				R1	R2	R1	R2		R1	R2	R1	R2
S1	R1	Bosque secundario	0-15	3	1	12	12	12.09	10.71	10.71	0.28	0.09
			15-30	5	5	12	12	11.20	10.79	10.79	0.46	0.46
	R2	Bosque secundario	0-15	2	13	12	12	9.35	10.97	10.97	0.18	1.18
			15-30	2	1	12	12	10.88	10.82	10.82	0.18	0.09
	R3	Bosque secundario	0-15	7	4	12	12	12.69	10.65	10.65	0.66	0.38
			15-30	2	1	12	12	13.07	10.61	10.61	0.19	0.09

Continuación

S2	R1	Bosque primario	0-15	3	5	12	12	29.56	9.26	9.26	0.32	0.54
			15-30	1	0	12	12	21.85	9.85	9.85	0.10	0.00
	R2	Bosque primario	0-15	2	3	12	12	24.25	9.66	9.66	0.21	0.31
			15-30	1	1	12	12	23.55	9.71	9.71	0.10	0.10
	R3	Bosque primario	0-15	4	8	12	12	21.16	9.90	9.90	0.40	0.81
			15-30	3	3	12	12	28.65	9.33	9.33	0.32	0.32

Continuación

S3	R1	<i>Axonopus compressus</i>	0-15	13	69	12	12	23.28	9.73	9.73	1.34	7.09
			15-30	7	9	12	12	14.74	10.46	10.46	0.67	0.86
	R2	<i>Axonopus compressus</i>	0-15	38	40	12	12	20.57	9.95	9.95	3.82	4.02
			15-30	19	16	12	12	13.19	10.60	10.60	1.79	1.51
	R3	<i>Axonopus compressus</i>	0-15	31	35	12	12	23.61	9.71	9.71	3.19	3.61
			15-30	7	6	12	12	16.43	10.31	10.31	0.68	0.58
S4	R1	<i>Brachiaria brizantha</i>	0-15	78	93	12	12	25.65	9.55	9.55	8.17	9.74
			15-30	23	31	12	12	20.65	9.95	9.95	2.31	3.12
	R2	<i>Brachiaria brizantha</i>	0-15	83	125	12	12	21.67	9.86	9.86	8.42	12.67
			15-30	17	11	12	12	18.29	10.14	10.14	1.68	1.08
	R3	<i>Brachiaria brizantha</i>	0-15	15	37	12	12	18.45	10.13	10.13	1.48	3.65
			15-30	17	33	12	12	19.38	10.05	10.05	1.69	3.28

Continuación

S5	R1	<i>Elaeis guineensis</i>	0-15	2	3	12	12	15.16	10.42	10.42	0.19	0.29
			15-30	0	3	12	12	15.16	10.42	10.42	0.00	0.29
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	0-15	9	14	12	12	14.29	10.50	10.50	0.86	1.33
			15-30	1	0	12	12	14.29	10.50	10.50	0.10	0.00
	R2	<i>Elaeis guineensis</i>	0-15	19	28	12	12	11.33	10.78	10.78	1.76	2.60
			15-30	2	5	12	12	11.33	10.78	10.78	0.19	0.46
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	0-15	18	6	12	12	19.13	10.07	10.07	1.79	0.60
			15-30	2	5	12	12	19.13	10.07	10.07	0.20	0.50
	R3	<i>Elaeis guineensis</i>	0-15	7	9	12	12	18.83	10.10	10.10	0.69	0.89
			15-30	2	3	12	12	18.83	10.10	10.10	0.20	0.30
		<i>Pueraria phaseoloides</i>	0-15	25	13	12	12	17.95	10.17	10.17	2.46	1.28
			15-30	5	1	12	12	17.95	10.17	10.17	0.49	0.10

Anexo 5: Base de datos usada para el análisis estadístico.

Muestreo	Código del sistema	Repetición	Sistema	Especie muestreada	Temporada	Profundidad	Número de esporas (#/g de suelo seco)
1°	S1	R1	Bosque 2°	-	Seca	1	0.52
1°	S1	R1	Bosque 2°	-	Seca	2	0.35
1°	S1	R2	Bosque 2°	-	Seca	1	0.34
1°	S1	R2	Bosque 2°	-	Seca	2	0.24
1°	S1	R3	Bosque 2°	-	Seca	1	0.90
1°	S1	R3	Bosque 2°	-	Seca	2	0.20
1°	S2	R1	Bosque 1°	-	Seca	1	0.05
1°	S2	R1	Bosque 1°	-	Seca	2	0.00
1°	S2	R2	Bosque 1°	-	Seca	1	0.21
1°	S2	R2	Bosque 1°	-	Seca	2	0.05
1°	S2	R3	Bosque 1°	-	Seca	1	0.34
1°	S2	R3	Bosque 1°	-	Seca	2	0.11

Continuación

1°	S3	R1	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Seca	1	3.63
1°	S3	R1	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Seca	2	0.41
1°	S3	R2	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Seca	1	1.64
1°	S3	R2	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Seca	2	0.00
1°	S3	R3	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Seca	1	0.98
1°	S3	R3	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Seca	2	0.00
1°	S4	R1	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Seca	1	0.00
1°	S4	R1	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Seca	2	0.00
1°	S4	R2	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Seca	1	1.39
1°	S4	R2	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Seca	2	0.14
1°	S4	R3	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Seca	1	0.30
1°	S4	R3	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Seca	2	0.05
1°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Seca	1	0.84
1°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Seca	2	0.30

Continuación

1°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Seca	1	0.37
1°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Seca	2	0.43
1°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Seca	1	0.36
1°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Seca	2	0.18
1°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Seca	1	0.31
1°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Seca	2	0.12
1°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Seca	1	1.95
1°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Seca	2	0.43
1°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Seca	1	0.57
1°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Seca	2	0.13
2°	S1	R1	Bosque 2°	-	Húmeda	1	0.14
2°	S1	R1	Bosque 2°	-	Húmeda	2	0.05
2°	S1	R2	Bosque 2°	-	Húmeda	1	0.05
2°	S1	R2	Bosque 2°	-	Húmeda	2	0.00

Continuación

2°	S1	R3	Bosque 2°	-	Húmeda	1	0.28
2°	S1	R3	Bosque 2°	-	Húmeda	2	0.23
2°	S2	R1	Bosque 1°	-	Húmeda	1	0.32
2°	S2	R1	Bosque 1°	-	Húmeda	2	0.00
2°	S2	R2	Bosque 1°	-	Húmeda	1	0.62
2°	S2	R2	Bosque 1°	-	Húmeda	2	0.10
2°	S2	R3	Bosque 1°	-	Húmeda	1	0.26
2°	S2	R3	Bosque 1°	-	Húmeda	2	0.00
2°	S3	R1	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Húmeda	1	0.84
2°	S3	R1	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Húmeda	2	0.35
2°	S3	R2	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Húmeda	1	0.32
2°	S3	R2	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Húmeda	2	0.05
2°	S3	R3	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Húmeda	1	0.42
2°	S3	R3	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Húmeda	2	0.05

Continuación

2°	S4	R1	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Húmeda	1	0.11
2°	S4	R1	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Húmeda	2	0.37
2°	S4	R2	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Húmeda	1	0.31
2°	S4	R2	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Húmeda	2	0.05
2°	S4	R3	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Húmeda	1	0.05
2°	S4	R3	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Húmeda	2	0.11
2°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Húmeda	1	0.24
2°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Húmeda	2	0.25
2°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Húmeda	1	0.25
2°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Húmeda	2	0.11
2°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Húmeda	1	1.10
2°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Húmeda	2	0.00
2°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Húmeda	1	0.15
2°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Húmeda	2	0.00

Continuación

2°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Húmeda	1	0.00
2°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Húmeda	2	0.00
2°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Húmeda	1	0.27
2°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Húmeda	2	0.00
3°	S1	R1	Bosque 2°	-	Seca	1	0.32
3°	S1	R1	Bosque 2°	-	Seca	2	0.00
3°	S1	R2	Bosque 2°	-	Seca	1	0.23
3°	S1	R2	Bosque 2°	-	Seca	2	0.09
3°	S1	R3	Bosque 2°	-	Seca	1	0.93
3°	S1	R3	Bosque 2°	-	Seca	2	0.05
3°	S2	R1	Bosque 1°	-	Seca	1	0.00
3°	S2	R1	Bosque 1°	-	Seca	2	0.14
3°	S2	R2	Bosque 1°	-	Seca	1	0.05
3°	S2	R2	Bosque 1°	-	Seca	2	0.05

Continuación

3°	S2	R3	Bosque 1°	-	Seca	1	0.45
3°	S2	R3	Bosque 1°	-	Seca	2	0.06
3°	S3	R1	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Seca	1	3.96
3°	S3	R1	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Seca	2	0.61
3°	S3	R2	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Seca	1	1.69
3°	S3	R2	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Seca	2	1.96
3°	S3	R3	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Seca	1	2.62
3°	S3	R3	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Seca	2	0.91
3°	S4	R1	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Seca	1	4.05
3°	S4	R1	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Seca	2	3.14
3°	S4	R2	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Seca	1	2.79
3°	S4	R2	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Seca	2	1.57
3°	S4	R3	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Seca	1	9.05
3°	S4	R3	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Seca	2	0.51

Continuación

3°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Seca	1	1.13
3°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Seca	2	0.51
3°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Seca	1	1.05
3°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Seca	2	0.68
3°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Seca	1	1.64
3°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Seca	2	0.30
3°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Seca	1	2.59
3°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Seca	2	0.21
3°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Seca	1	1.39
3°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Seca	2	0.15
3°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Seca	1	1.67
3°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Seca	2	0.42
4°	S1	R1	Bosque 2°	-	Húmeda	1	0.19
4°	S1	R1	Bosque 2°	-	Húmeda	2	0.46

Continuación

4°	S1	R2	Bosque 2°	-	Húmeda	1	0.68
4°	S1	R2	Bosque 2°	-	Húmeda	2	0.14
4°	S1	R3	Bosque 2°	-	Húmeda	1	0.52
4°	S1	R3	Bosque 2°	-	Húmeda	2	0.14
4°	S2	R1	Bosque 1°	-	Húmeda	1	0.43
4°	S2	R1	Bosque 1°	-	Húmeda	2	0.05
4°	S2	R2	Bosque 1°	-	Húmeda	1	0.26
4°	S2	R2	Bosque 1°	-	Húmeda	2	0.10
4°	S2	R3	Bosque 1°	-	Húmeda	1	0.61
4°	S2	R3	Bosque 1°	-	Húmeda	2	0.32
4°	S3	R1	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Húmeda	1	4.21
4°	S3	R1	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Húmeda	2	0.76
4°	S3	R2	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Húmeda	1	3.92
4°	S3	R2	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Húmeda	2	1.65

Continuación

4°	S3	R3	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Húmeda	1	3.40
4°	S3	R3	Pasto degradado	<i>Axonopus</i> spp.	Húmeda	2	0.63
4°	S4	R1	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Húmeda	1	8.95
4°	S4	R1	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Húmeda	2	2.71
4°	S4	R2	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Húmeda	1	10.54
4°	S4	R2	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Húmeda	2	1.38
4°	S4	R3	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Húmeda	1	2.57
4°	S4	R3	Pasto mejorado	<i>Brachiaria brizantha</i>	Húmeda	2	2.49
4°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Húmeda	1	0.24
4°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Húmeda	2	0.14
4°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Húmeda	1	1.10
4°	S5	R1	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Húmeda	2	0.05
4°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Húmeda	1	2.18
4°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Húmeda	2	0.32

Continuación

4°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Húmeda	1	1.19
4°	S5	R2	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Húmeda	2	0.35
4°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Húmeda	1	0.79
4°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Elaeis guineensis</i>	Húmeda	2	0.25
4°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Húmeda	1	1.87
4°	S5	R3	Asociación agroforestal	<i>Pueraria phaseoloides</i>	Húmeda	2	0.29

Anexo 6: Script del recuento de esporas por temporada de muestreo.

```
esporas<-read.table(file = "C:/Users/Yuri/Desktop/Tesis Excel.txt",header = T,sep="\t")
attach(esporas)
esporashumeda<-esporas[Temporada=="Húmeda",] #Trama de datos temporada humeda
esporasseca<-esporas[Temporada=="Seca",] #Trama de datos temporada seca
detach(esporas)

#Análisis de esporas temporada humeda
Attach(esporashumeda)
#Grafico de barras temporada humeda
ehsp<-paste(Sist.,Profundidad)
eheg<-Esporas.por.gramo.de.suelo
promeh<-tapply(ehsp,ehsp,mean)
matrizpromeh<-as.matrix(promeh)
colnames(matrizpromeh)<-c("esporas por gramo")
matrizpromeh
barplot(promeh,las=2,main = "Temporada Humeda", col = c("blue", "green"),xlab =
"Sistema y Profundidad",ylab = "Esporas por gramo de suelo",cex.names = 0.6,cex.axis =
0.6)
#Tramas de datos temporada humeda
esphumsist1<-esporashumeda[Sist.=="S1",] #Trama de datos sistema 1 temporada humeda
esphumsist2<-esporashumeda[Sist.=="S2",] #Trama de datos sistema 2 temporada humeda
esphumsist3<-esporashumeda[Sist.=="S3",] #Trama de datos sistema 3 temporada humeda
esphumsist4<-esporashumeda[Sist.=="S4",] #Trama de datos sistema 4 temporada humeda
esphumsist5<-esporashumeda[Sist.=="S5",] #Trama de datos sistema 5 temporada humeda
detach(esporashumeda)

#Prueba T
attach(esphumsist1) #Prueba t sistema 1 temporada humeda
t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 1 temporada humeda
detach(esphumsist1) #Prueba t sistema 1 temporada humeda
attach(esphumsist2) #Prueba t sistema 2 temporada humeda
```

```

t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 2 temporada humeda
detach(esphumsist2) #Prueba t sistema 2 temporada humeda
attach(esphumsist3) #Prueba t sistema 3 temporada humeda
t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 3 temporada humeda
detach(esphumsist3) #Prueba t sistema 3 temporada humeda
attach(esphumsist4) #Prueba t sistema 4 temporada humeda
t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 4 temporada humeda
detach(esphumsist4) #Prueba t sistema 4 temporada humeda
attach(esphumsist5) #Prueba t sistema 5 temporada humeda
t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 5 temporada humeda
detach(esphumsist5) #Prueba t sistema 5 temporada humeda

#Análisis de esporas temporada seca
attach(esporasseca)

#Grafico de barras temporada seca
essp<-paste(Sist.,Profundidad)
eseg<-Esporas.por.gramo.de.suelo
promes<-tapply(eseg,essp,mean)
matrizpromes<-as.matrix(promes)
colnames(matrizpromes)<-c("esporas por gramo")
matrizpromes

barplot((promes),las=2,main = "Temporada Seca", col = c("blue", "green"),xlab = "Sistema
y Profundidad",ylab = "Esporas por gramo de suelo",cex.names = 0.6,cex.axis = 0.6)

#Trama de datos temporada seca
espsecsist1<-esporasseca[Sist.=="S1",]##Trama de datos sistema 1 temporada seca
espsecsist2<-esporasseca[Sist.=="S2",]##Trama de datos sistema 2 temporada seca
espsecsist3<-esporasseca[Sist.=="S3",]##Trama de datos sistema 3 temporada seca
espsecsist4<-esporasseca[Sist.=="S4",]##Trama de datos sistema 4 temporada seca
espsecsist5<-esporasseca[Sist.=="S5",]##Trama de datos sistema 5 temporada seca
detach(esporasseca)

#Prueba T
attach(espsecsist1) #Prueba t sistema 1 temporada seca

```

t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 1 temporada seca
detach(espsecsist1) #Prueba t sistema 1 temporada seca
attach(espsecsist2) #Prueba t sistema 2 temporada seca
t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 2 temporada seca
detach(espsecsist2) #Prueba t sistema 2 temporada seca
attach(espsecsist3) #Prueba t sistema 3 temporada seca
t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 3 temporada seca
detach(espsecsist3) #Prueba t sistema 3 temporada seca
attach(espsecsist4) #Prueba t sistema 4 temporada seca
t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 4 temporada seca
detach(espsecsist4) #Prueba t sistema 4 temporada seca
attach(espsecsist5) #Prueba t sistema 5 temporada seca
t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 5 temporada seca
detach(espsecsist5) #Prueba t sistema 5 temporada seca

Anexo 7: Pruebas t - student de la temporada húmeda.

> attach(esphumsist1) #Prueba t sistema 1 temporada húmeda

> t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 1 temporada húmeda

Welch Two Sample t-test

data: Esporas.por.gramo.de.suelo by Profundidad

t = 1.1754, df = 8.7617, p-value = 0.2708

alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0

95 percent confidence interval:

-0.1305618 0.4105618

sample estimates:

mean in group 1 mean in group 2

0.31 0.17

> attach(esphumsist2) #Prueba t sistema 2 temporada húmeda

> t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 2 temporada húmeda

Welch Two Sample t-test

data: Esporas.por.gramo.de.suelo by Profundidad

t = 3.8623, df = 9.0712, p-value = 0.003777

alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0

95 percent confidence interval:

0.1334919 0.5098414

sample estimates:

mean in group 1 mean in group 2

0.4166667 0.0950000

```
> attach(esphumsist3) #Prueba t sistema 3 temporada húmeda
> t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 3 temporada húmeda
```

Welch Two Sample t-test

```
data: Esporas.por.gramo.de.suelo by Profundidad
t = 2.0262, df = 6.0446, p-value = 0.08878
alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0
95 percent confidence interval:
-0.3294194  3.5360860
sample estimates:
mean in group 1 mean in group 2
  2.1850000    0.5816667
```

```
> attach(esphumsist4) #Prueba t sistema 4 temporada húmeda
> t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 4 temporada húmeda
```

Welch Two Sample t-test

```
data: Esporas.por.gramo.de.suelo by Profundidad
t = 1.2824, df = 5.6307, p-value = 0.25
alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0
95 percent confidence interval:
-2.412722  7.552722
sample estimates:
mean in group 1 mean in group 2
  3.755    1.185
```

```
> attach(esphumsist5) #Prueba t sistema 5 temporada húmeda
```

```
> t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 5 temporada húmeda
```

Welch Two Sample t-test

data: Esporas.por.gramo.de.suelo by Profundidad

t = 3.0136, df = 11.817, p-value = 0.01096

alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0

95 percent confidence interval:

0.1751113 1.0948887

sample estimates:

mean in group 1 mean in group 2

0.7816667 0.1466667

Anexo 8: Pruebas t - student de la temporada seca

```
> attach(espsecsist1) #Prueba t sistema 1 temporada seca  
> t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 1 temporada seca
```

Welch Two Sample t-test

```
data: Esporas.por.gramo.de.suelo by Profundidad  
t = 2.8353, df = 6.7932, p-value = 0.02602  
alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0  
95 percent confidence interval:  
0.06192075 0.70807925  
sample estimates:  
mean in group 1 mean in group 2  
0.540 0.155
```

```
> attach(espsecsist2) #Prueba t sistema 2 temporada seca  
> t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 2 temporada seca
```

Welch Two Sample t-test

```
data: Esporas.por.gramo.de.suelo by Profundidad  
t = 1.4937, df = 5.738, p-value = 0.1881  
alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0  
95 percent confidence interval:  
-0.07548897 0.30548897  
sample estimates:  
mean in group 1 mean in group 2  
0.18333333 0.06833333
```

```
> attach(espsecsist3) #Prueba t sistema 3 temporada seca
```

```
> t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 3 temporada seca
```

Welch Two Sample t-test

data: Esporas.por.gramo.de.suelo by Profundidad

t = 3.1032, df = 8.3145, p-value = 0.01392

alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0

95 percent confidence interval:

0.4637407 3.0795926

sample estimates:

mean in group 1 mean in group 2

2.4200000 0.6483333

```
> attach(espsecsist4) #Prueba t sistema 4 temporada seca
```

```
> t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 4 temporada seca
```

Welch Two Sample t-test

data: Esporas.por.gramo.de.suelo by Profundidad

t = 1.3851, df = 6.3405, p-value = 0.2128

alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0

95 percent confidence interval:

-1.508700 5.565367

sample estimates:

mean in group 1 mean in group 2

2.9300000 0.9016667

> attach(espsecsist5) #Prueba t sistema 5 temporada seca

> t.test(Esporas.por.gramo.de.suelo~Profundidad) #Prueba t sistema 5 temporada seca

Welch Two Sample t-test

data: Esporas.por.gramo.de.suelo by Profundidad

t = 3.9127, df = 12.306, p-value = 0.001969

alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0

95 percent confidence interval:

0.3709339 1.2973995

sample estimates:

mean in group 1 mean in group 2

1.1558333 0.3216667

Anexo :9 Pruebas de Tukey-HSD del recuento de esporas por sistema

Prueba de tukey Sistema 1

Tukey multiple comparisons of means
95% family-wise confidence level

Fit: aov(formula = Esporas.por.gramo.de.suelo ~ Temp.prof)

\$Temp.prof

	diff	lwr	upr	p adj
Hum-2-Hum-1	-0.140	-0.49748124	0.21748124	0.6958711
Sec-1-Hum-1	0.230	-0.12748124	0.58748124	0.3020768
Sec-2-Hum-1	-0.155	-0.51248124	0.20248124	0.6256968
Sec-1-Hum-2	0.370	0.01251876	0.72748124	0.0408574
Sec-2-Hum-2	-0.015	-0.37248124	0.34248124	0.9994002
Sec-2-Sec-1	-0.385	-0.74248124	-0.02751876	0.0319463

Prueba de tukey Sistema 2

Tukey multiple comparisons of means
95% family-wise confidence level

Fit: aov(formula = Esporas.por.gramo.de.suelo ~ Temp.prof)

\$Temp.prof

	diff	lwr	upr	p adj
Hum-2-Hum-1	-0.140	-0.49748124	0.21748124	0.6958711
Sec-1-Hum-1	0.230	-0.12748124	0.58748124	0.3020768
Sec-2-Hum-1	-0.155	-0.51248124	0.20248124	0.6256968

Sec-1-Hum-2	0.370	0.01251876	0.72748124	0.0408574
Sec-2-Hum-2	-0.015	-0.37248124	0.34248124	0.9994002
Sec-2-Sec-1	-0.385	-0.74248124	-0.02751876	0.0319463

Prueba de tukey Sistema 3

Tukey multiple comparisons of means
95% family-wise confidence level

Fit: aov(formula = Esporas.por.gramo.de.suelo ~ Temp.prof)

\$Temp.prof

	diff	lwr	upr	p adj
Hum-2-Hum-1	-1.60333333	-3.53448152	0.3278149	0.1259816
Sec-1-Hum-1	0.23500000	-1.69614819	2.1661482	0.9859961
Sec-2-Hum-1	-1.53666667	-3.46781486	0.3944815	0.1499977
Sec-1-Hum-2	1.83833333	-0.09281486	3.7694815	0.0655965
Sec-2-Hum-2	0.06666667	-1.86448152	1.9978149	0.9996654
Sec-2-Sec-1	-1.77166667	-3.70281486	0.1594815	0.0793662

Prueba de tukey Sistema 5

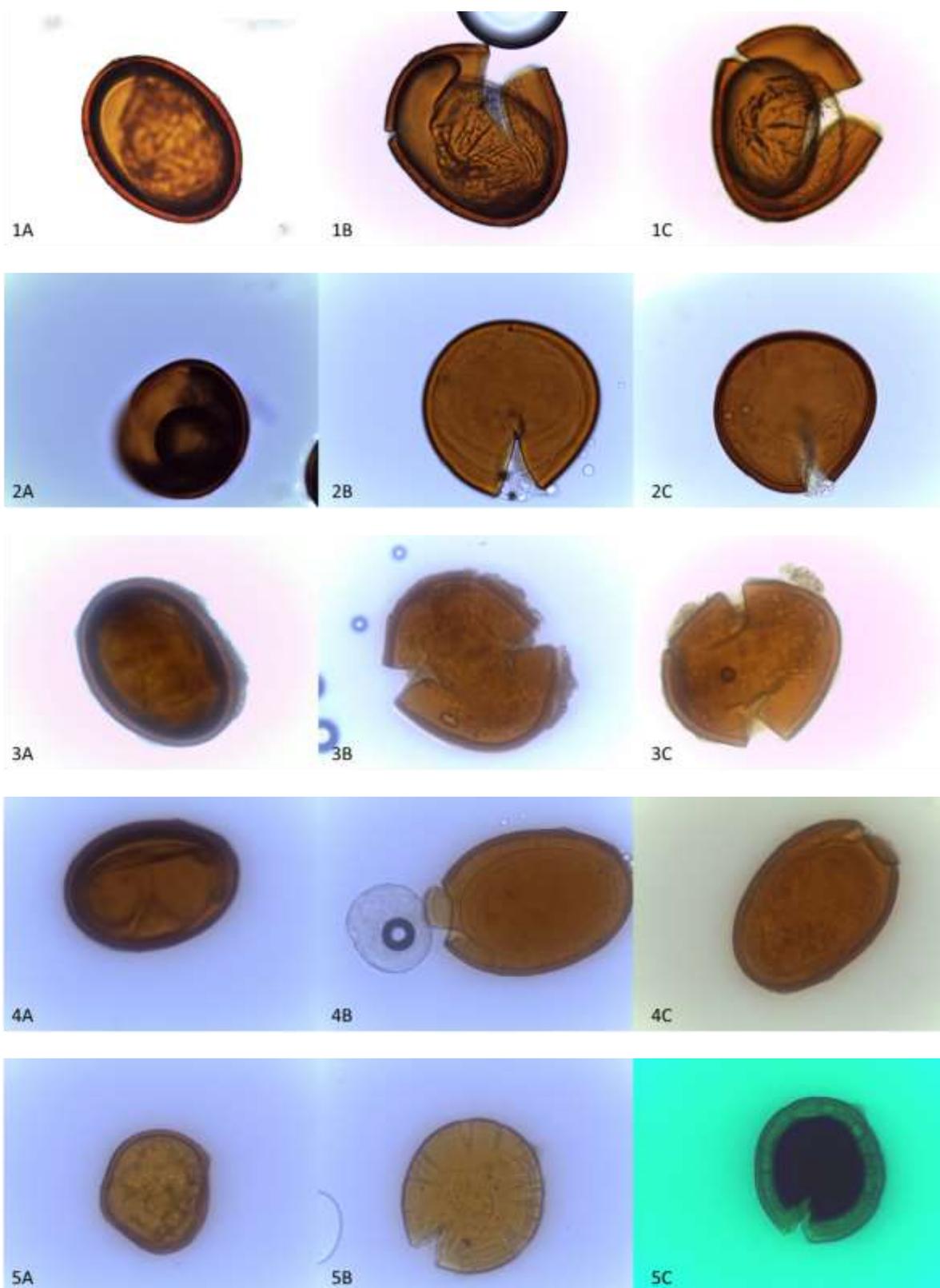
Tukey multiple comparisons of means
95% family-wise confidence level

Fit: aov(formula = Esporas.por.gramo.de.suelo ~ Temp.prof)

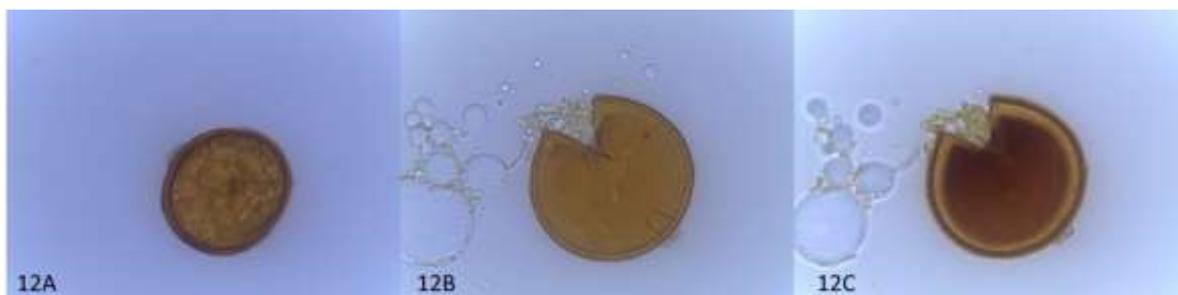
\$Temp.prof

	diff	lwr	upr	p adj
Hum-2-Hum-1	-0.6350000	-1.2009237	-0.06907627	0.0224141
Sec-1-Hum-1	0.3741667	-0.1917571	0.94009039	0.3034747
Sec-2-Hum-1	-0.4600000	-1.0259237	0.10592373	0.1475693
Sec-1-Hum-2	1.0091667	0.4432429	1.57509039	0.0001210
Sec-2-Hum-2	0.1750000	-0.3909237	0.74092373	0.8420156
Sec-2-Sec-1	-0.8341667	-1.4000904	-0.26824294	0.0016058

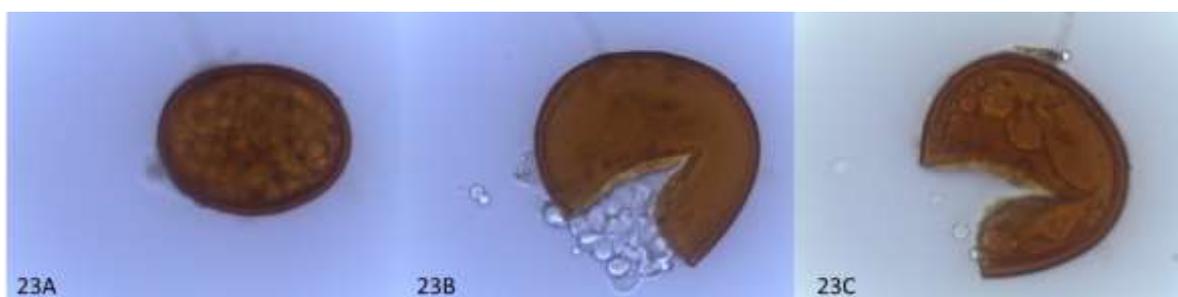
Anexo 10: Fotografías 40X de las esporas de HMAs aisladas del sistema de bosque secundario



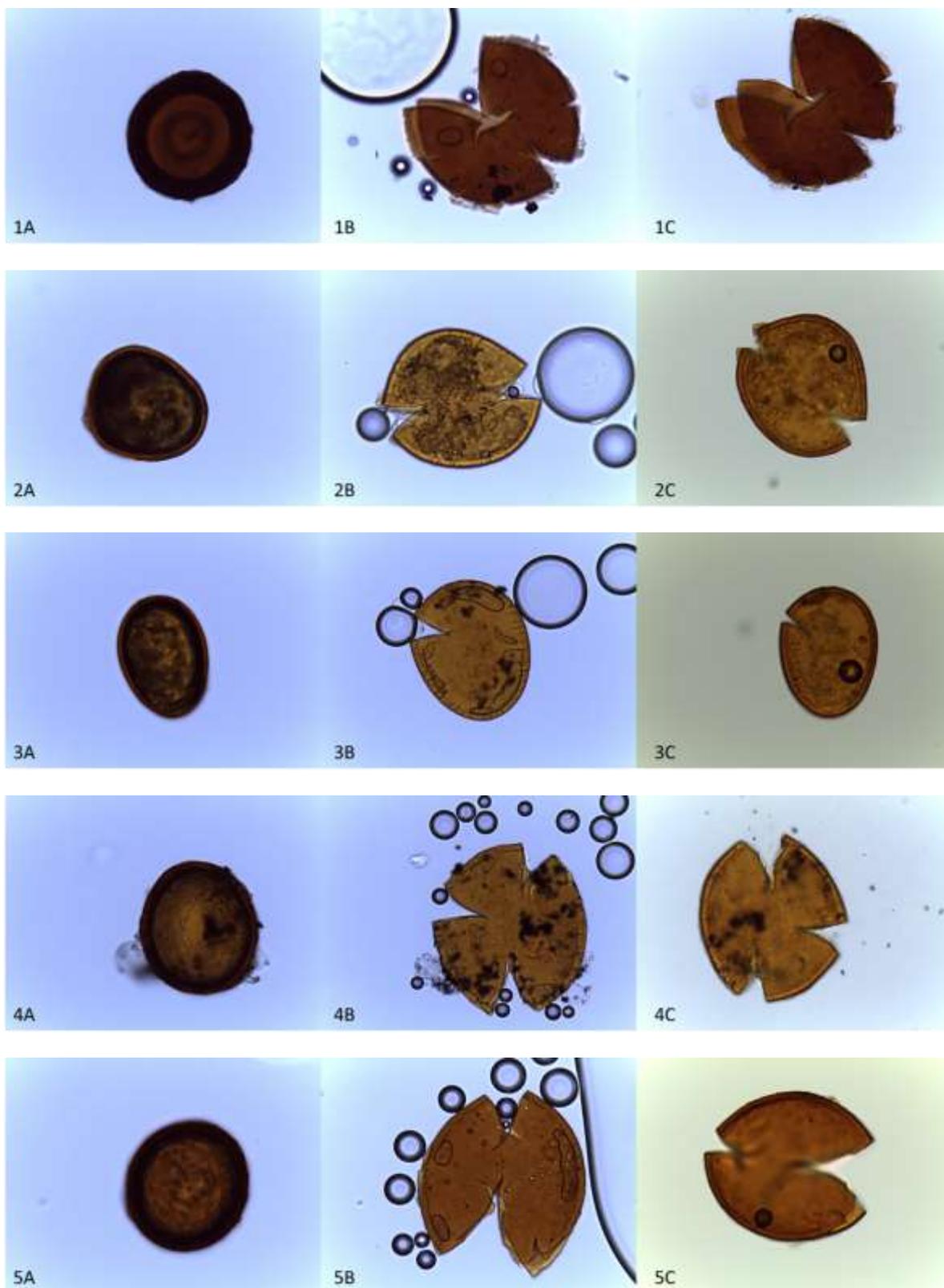


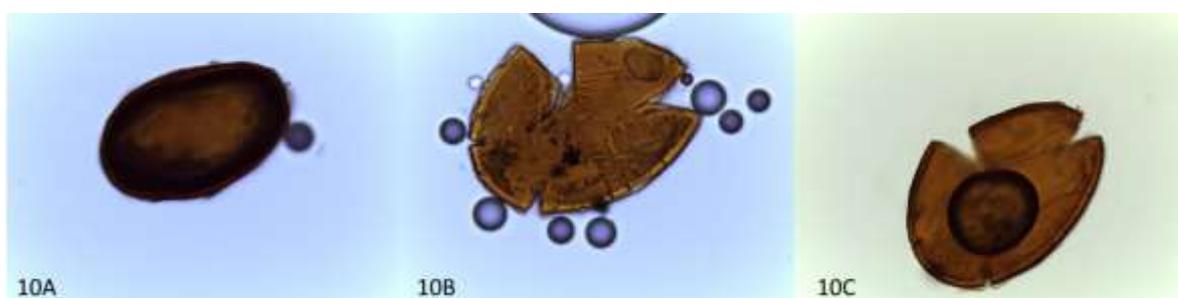
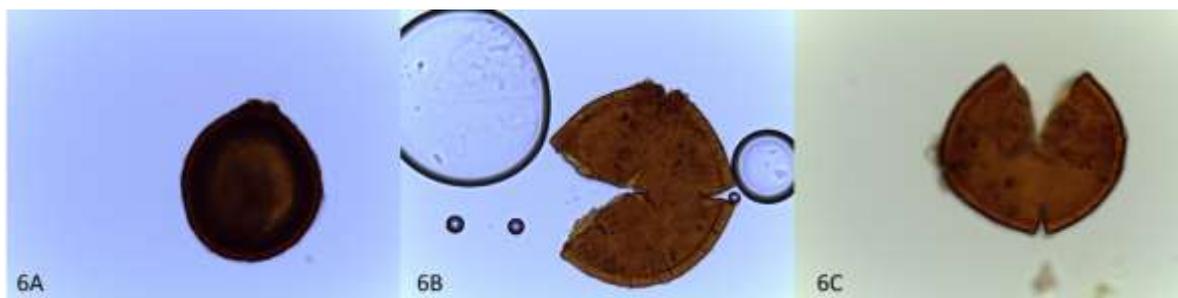


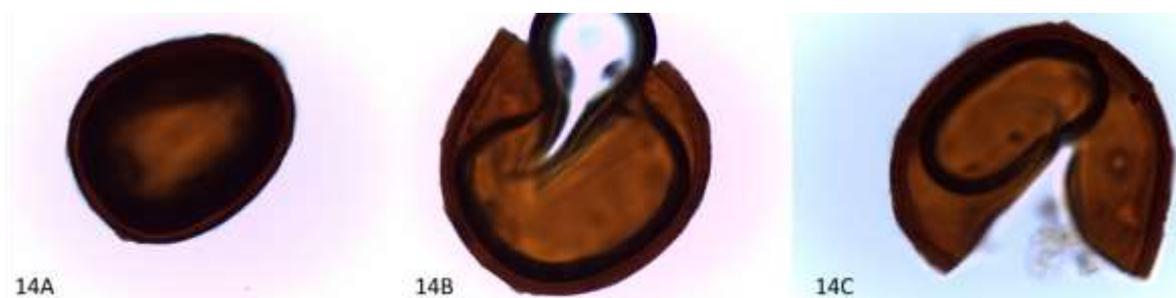
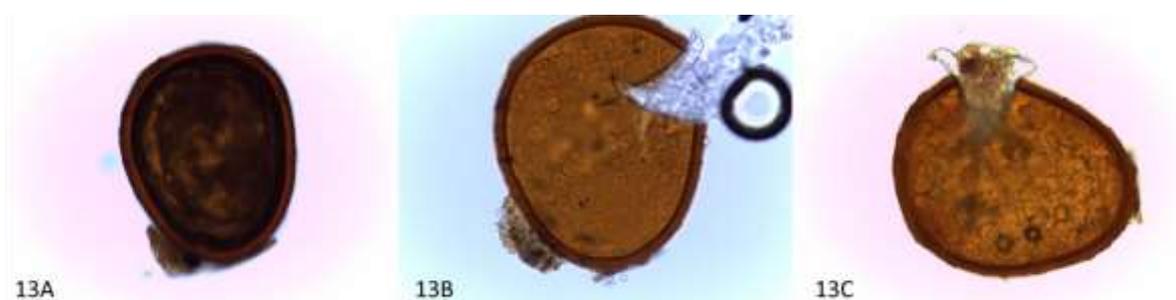
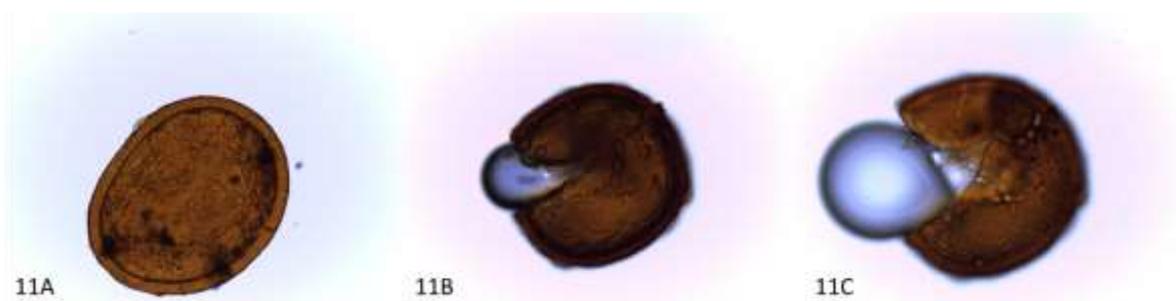


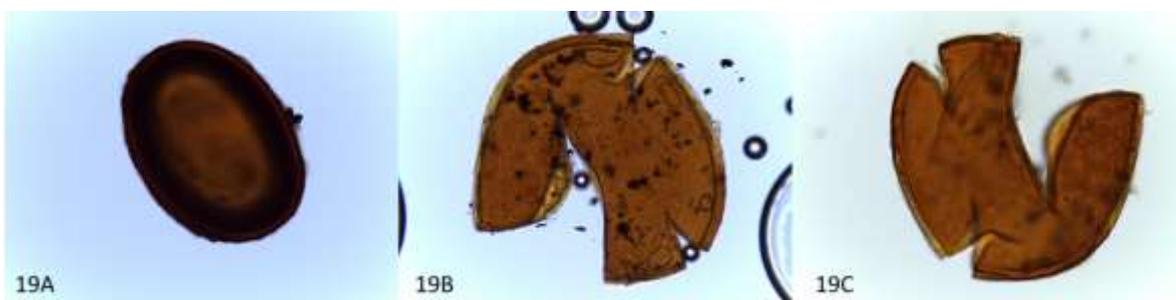
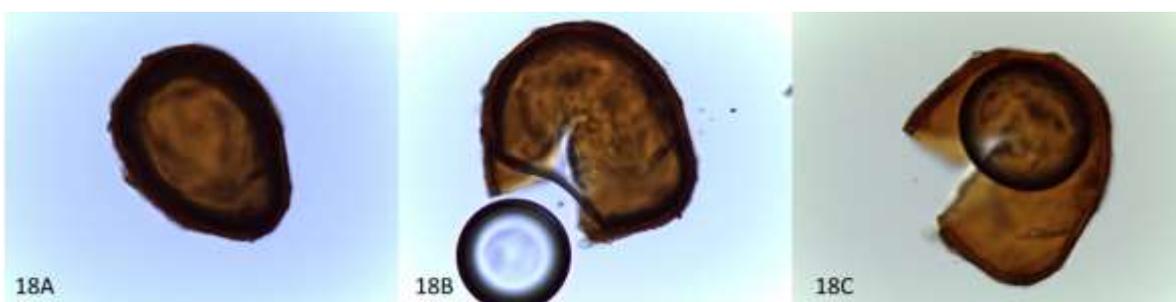
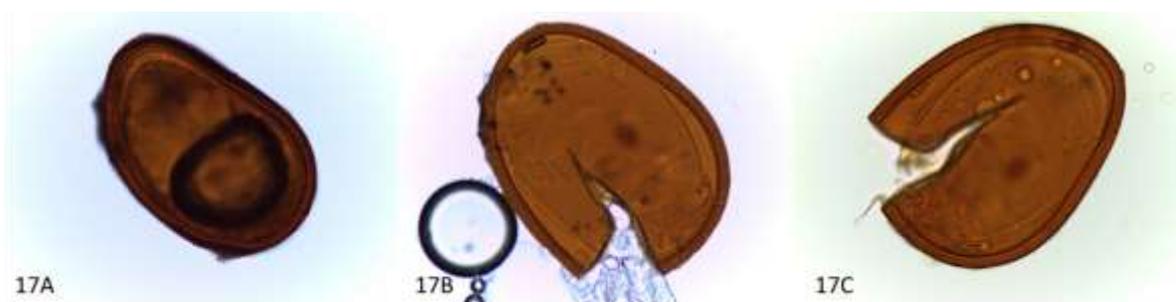


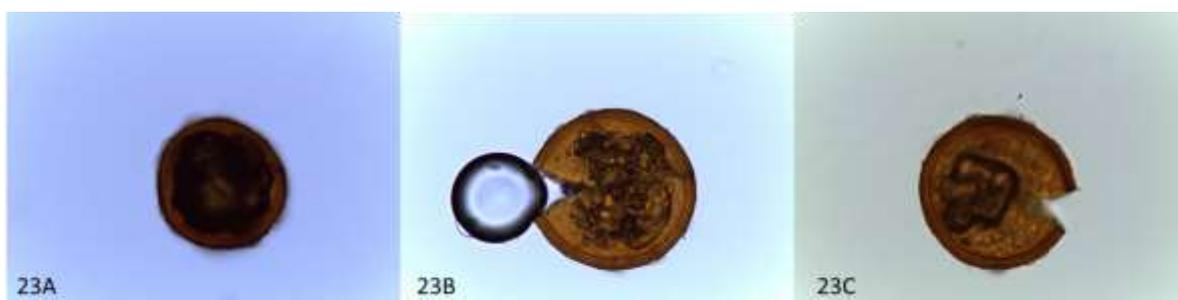
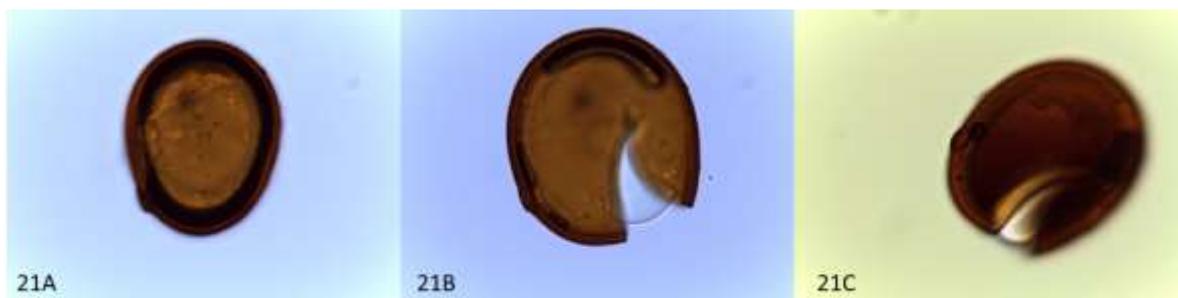
Anexo 11: Fotografías 40X de las esporas de HMAs aisladas del sistema de bosque primario.





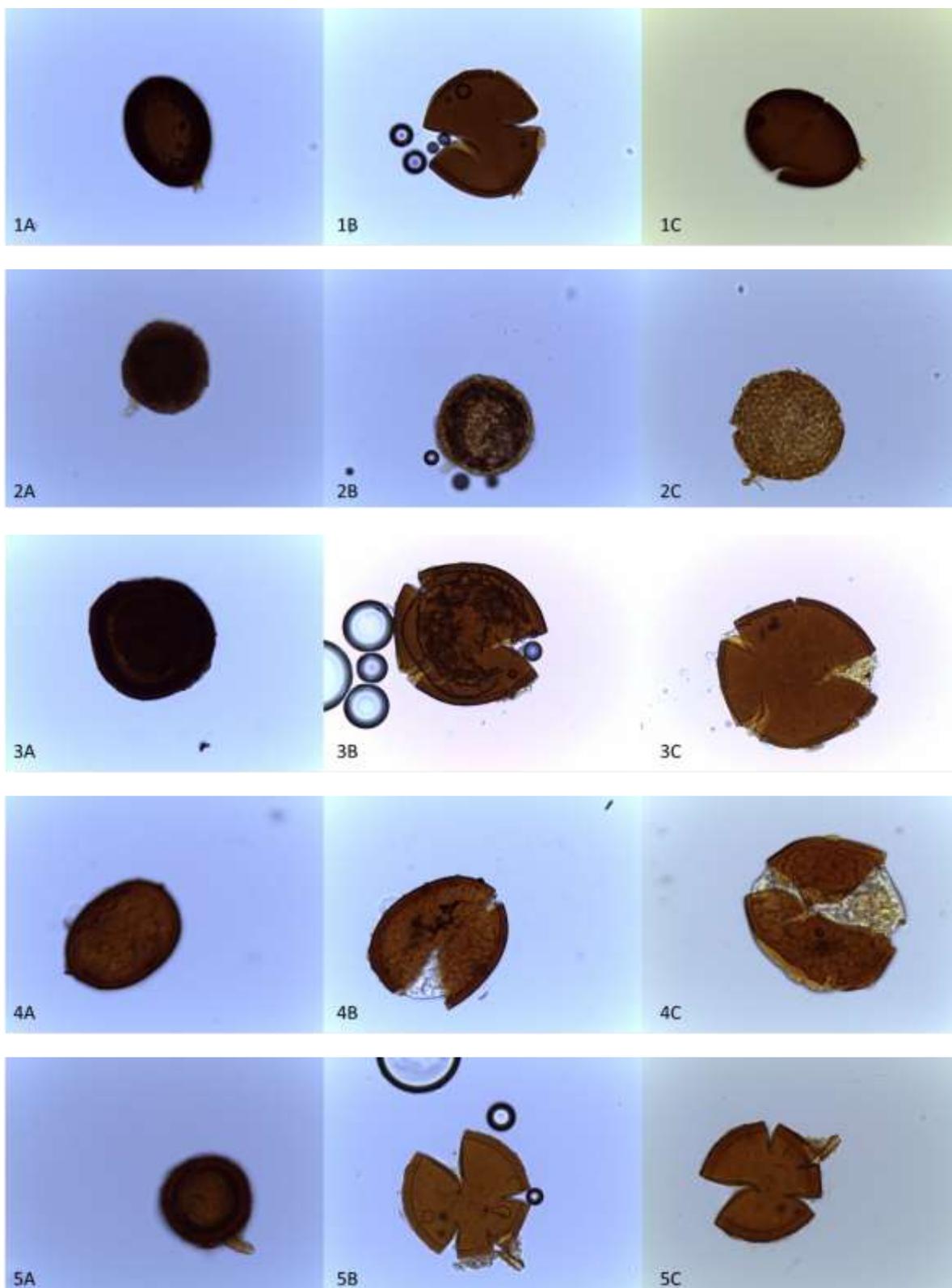


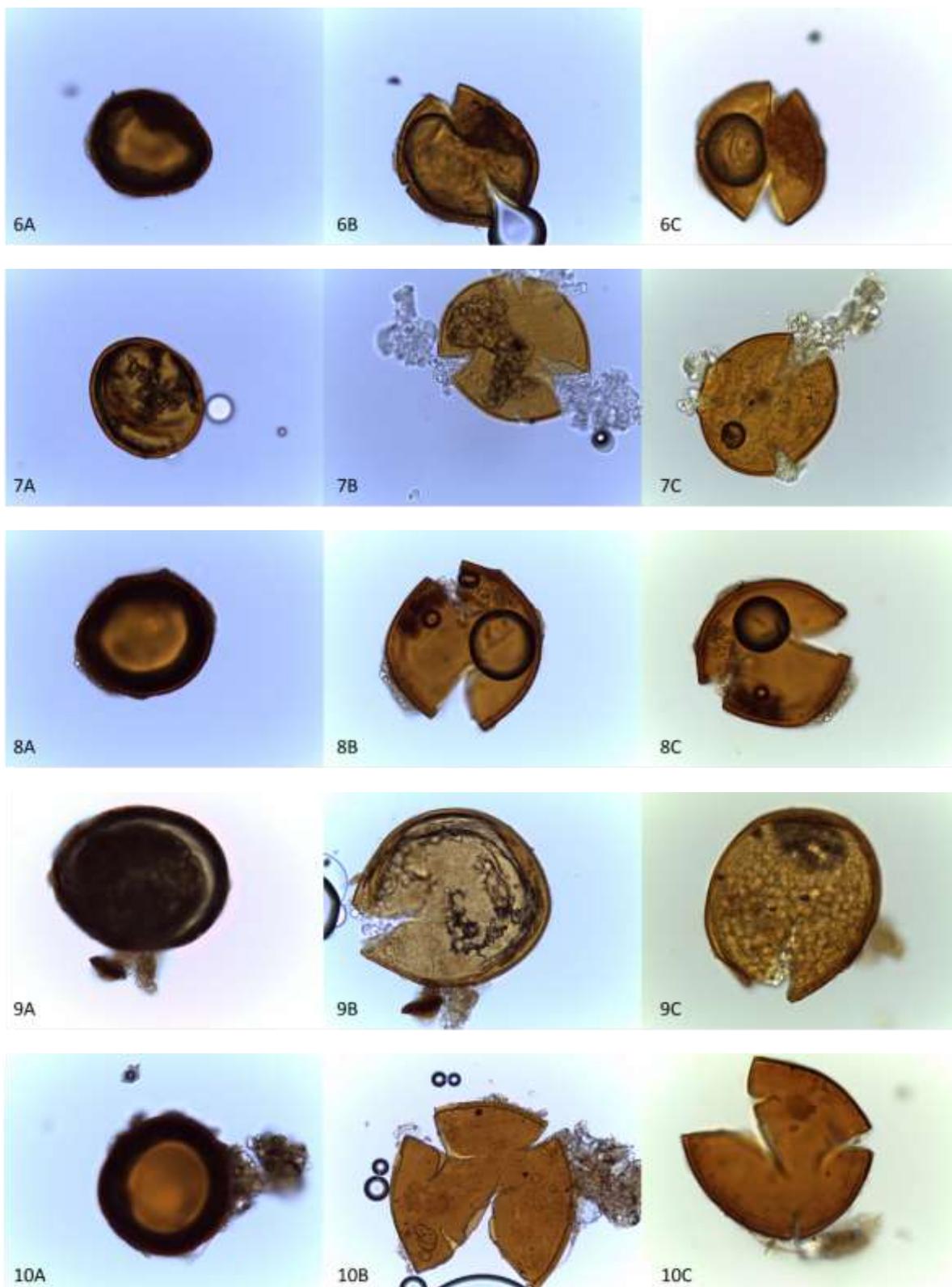


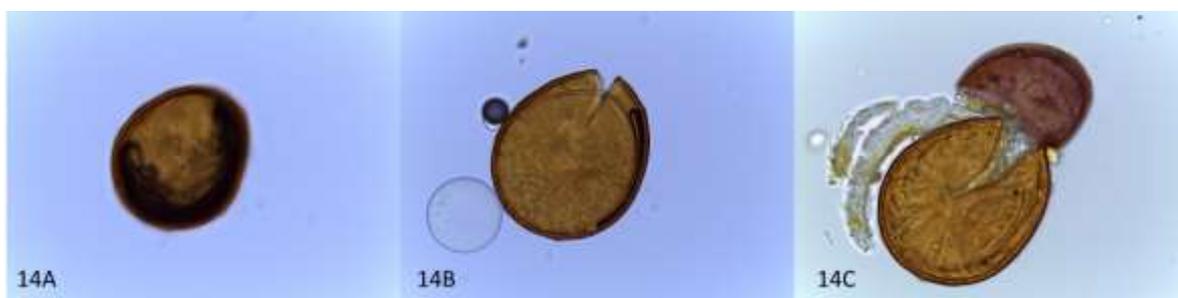
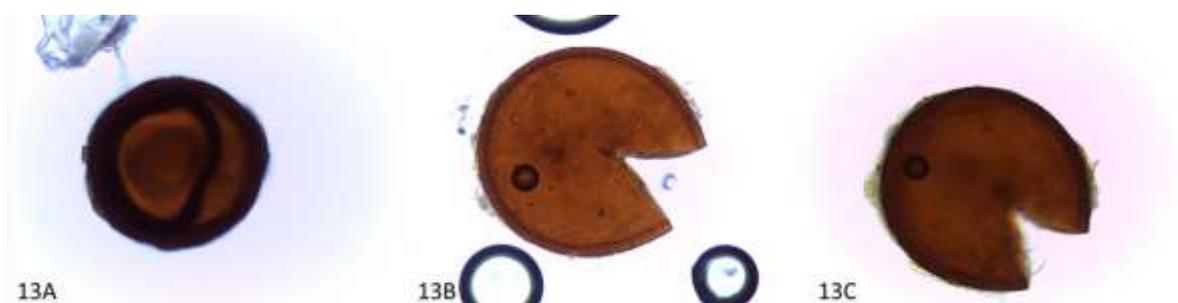
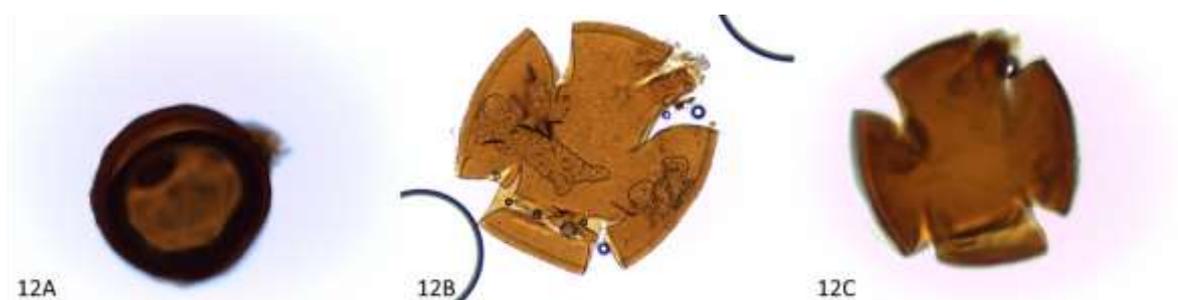




Anexo 12: Fotografías 40X de las esporas de HMAs aisladas del sistema de pasto degradado.

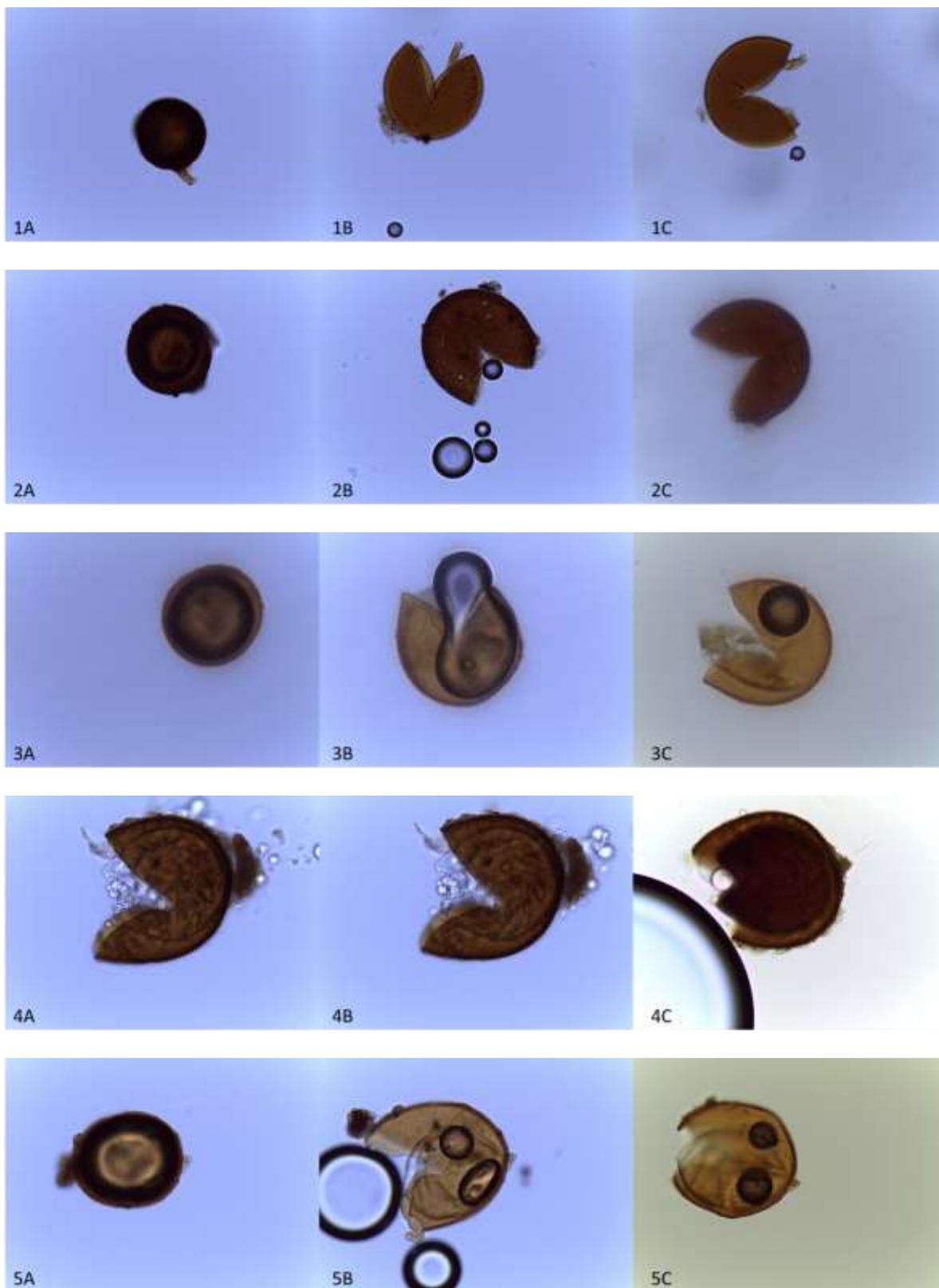


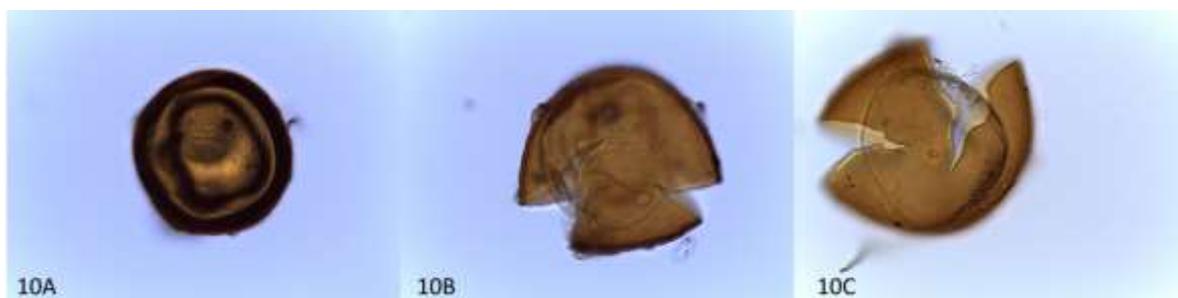
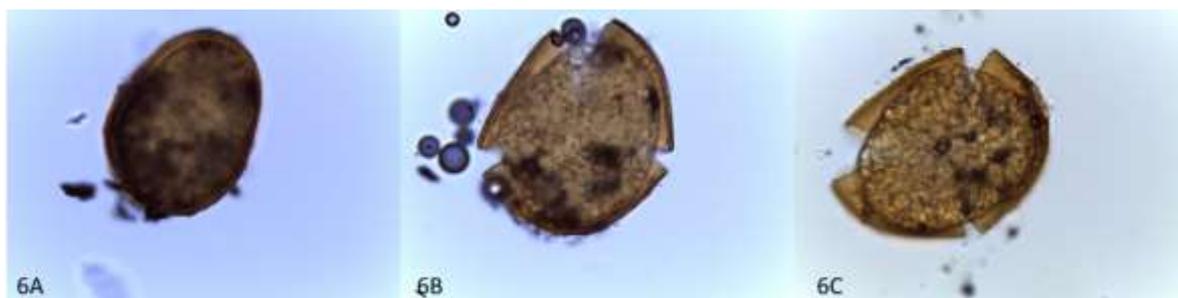


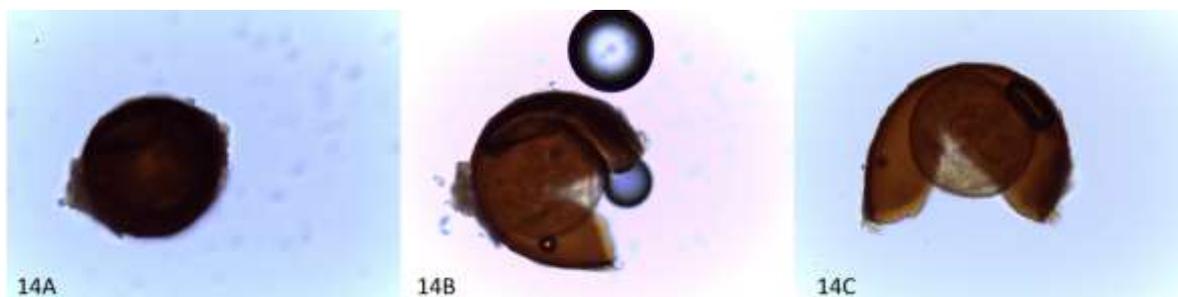


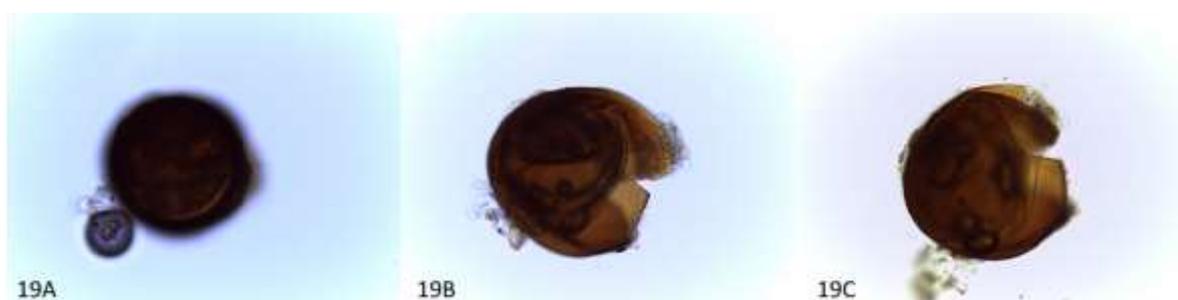
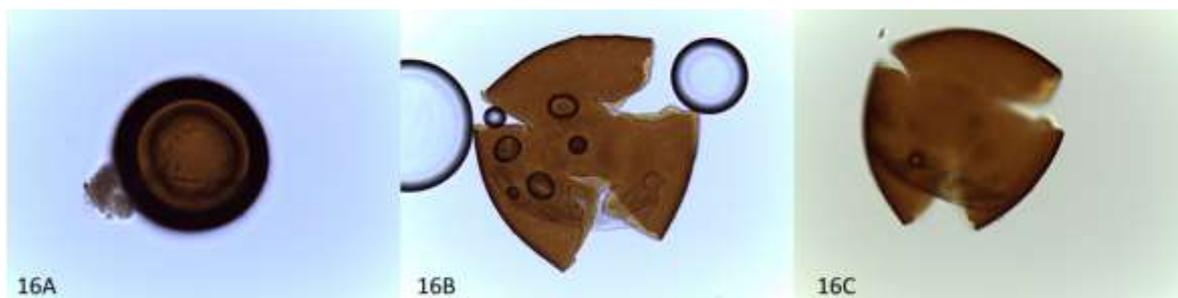


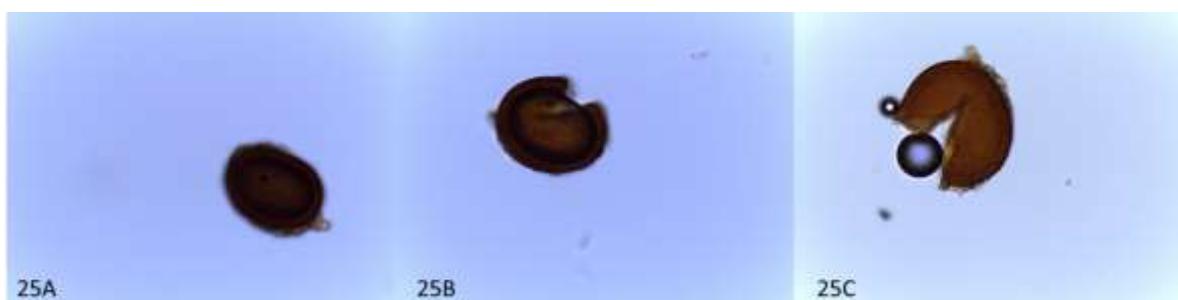
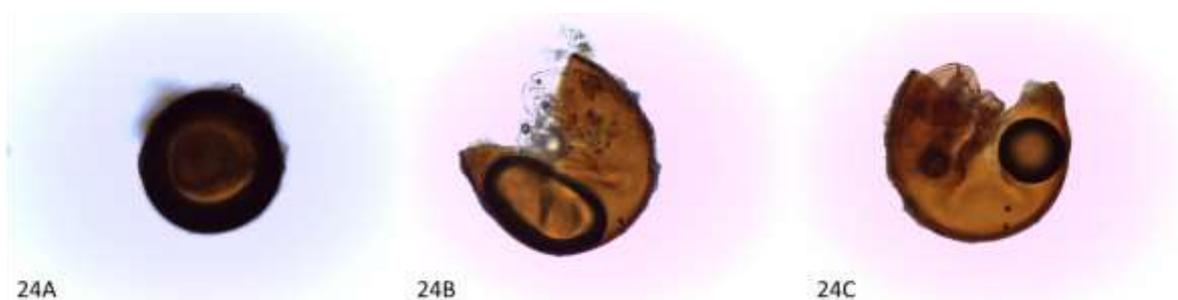
Anexo 13: Fotografías 40X de las esporas de HMA's aisladas del sistema de pasto mejorado.



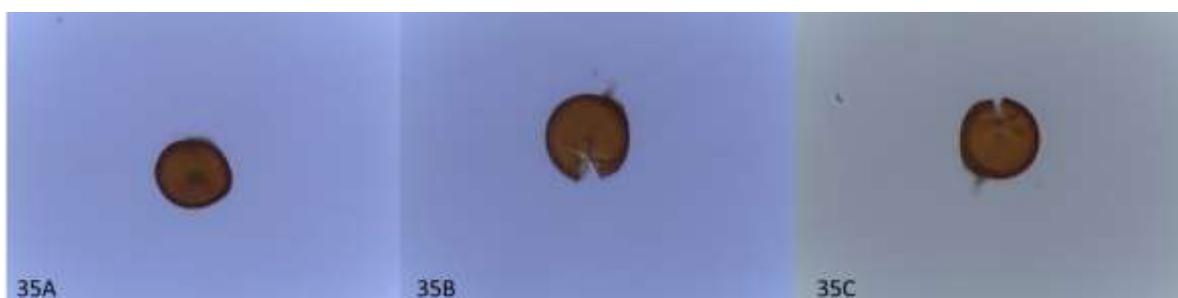
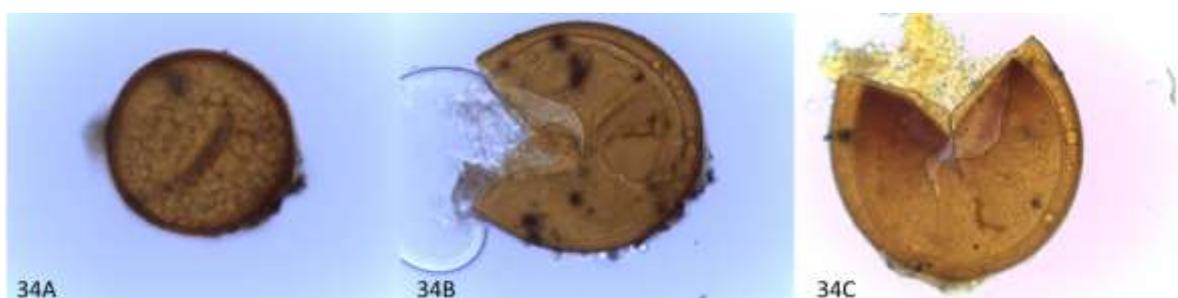
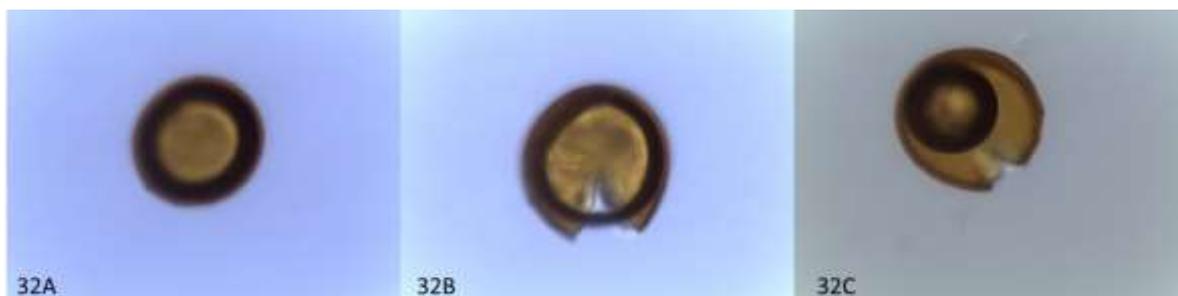
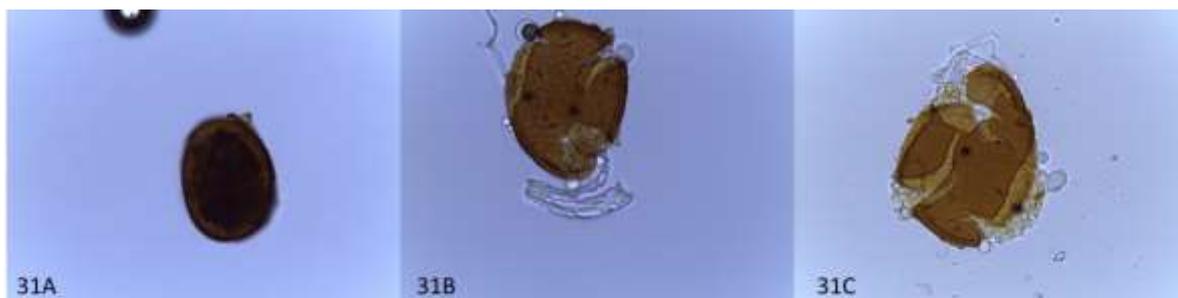


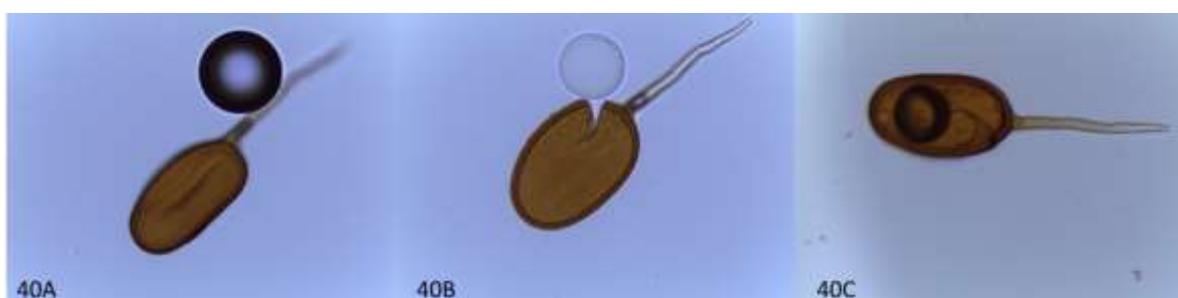








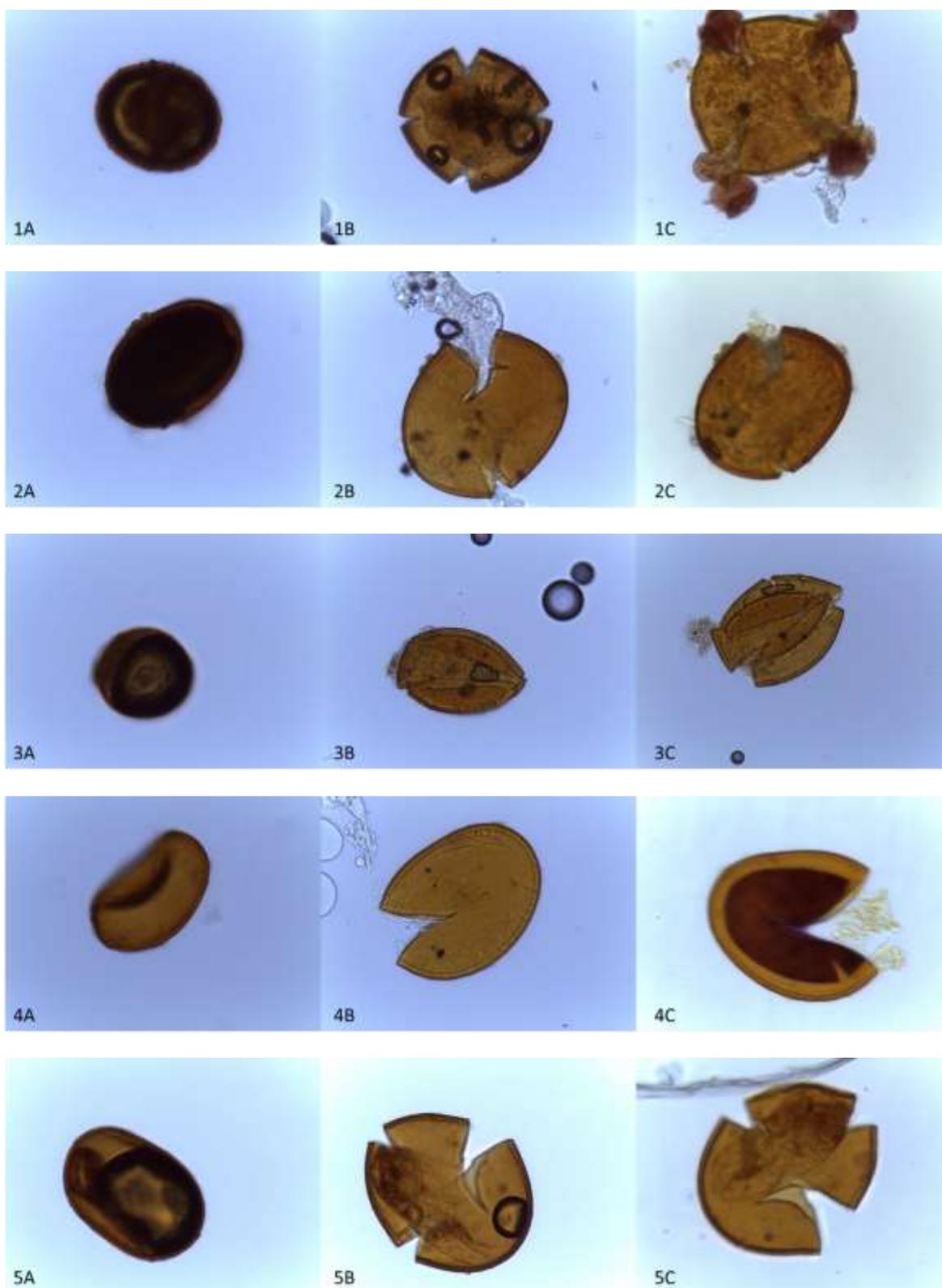


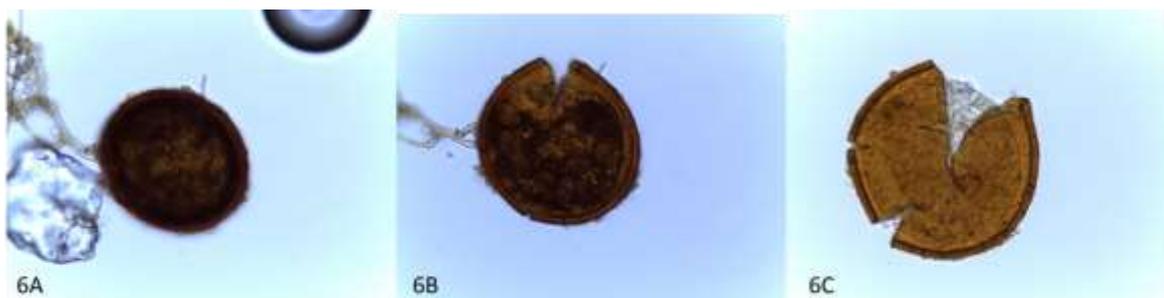




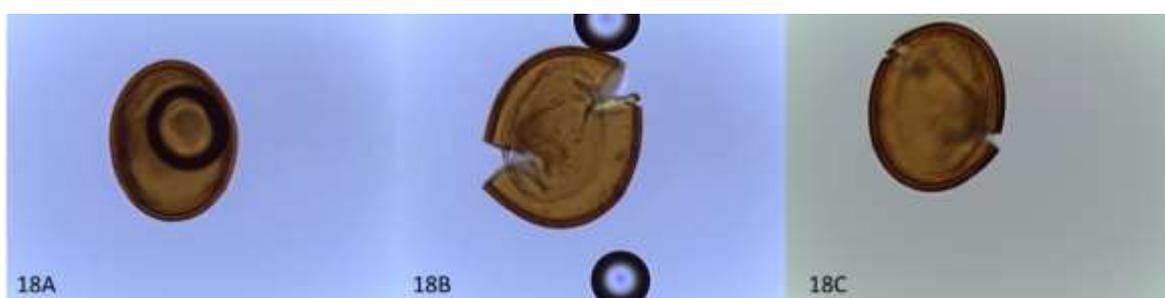
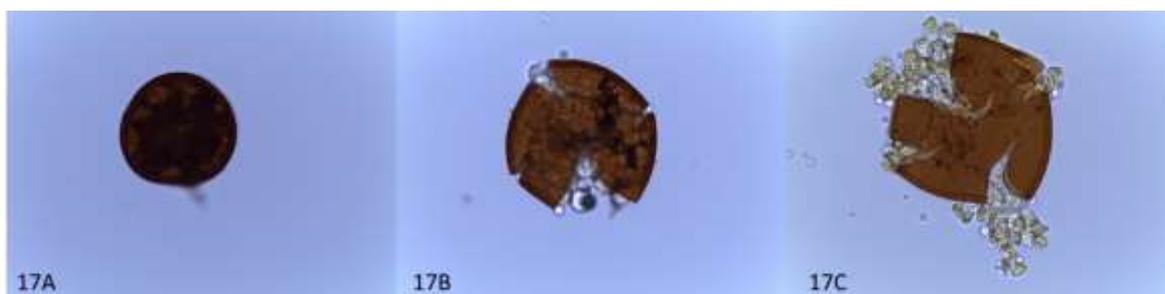


Anexo 14: Fotografías 40X de las esporas de HMAs aisladas del sistema de asociación agroforestal.













Anexo 15: Análisis morfológico de las esporas de HMAs aisladas del sistema de bosque secundario.

Característica	Forma	Color	Tamaño (µm)	Reacción al Melzer	Presencia de la hifa de sostén	Morfotipo
S1-1	Elipsoide	Brillante 7.5YR5/6	89	I-	No	Morfotipo S1-1
S1-2	Globosa	Marrón 10YR4/4	70	I-	No	Morfotipo S1-2
S1-3	Ovoide	Marrón 10YR4/4	80	I-	No	Morfotipo S1 3
S1-4	Ovoide	Marrón 10YR4/4	94	I-	No	Morfotipo S1 3
S1-5	Globosa	Amarillento 2.5YR5/3	58	I+	No	Morfotipo S1 4
S1-6	Elipsoide	Opaco 7.5YR5/4	77	I-	No	Morfotipo S1 5
S1-7	Ovoide	Marrón 10YR3/4	51	I-	No	Morfotipo S1 6
S1-8	Ovoide	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	62	I-	No	Morfotipo S1 7
S1-9	Elipsoide	Opaco 7.5YR5/4	80	I-	No	Morfotipo S1 5
S1-10	Globosa	Amarillento 2.5YR5/3	56	I+		Morfotipo S1 4

Continuación

S1-11	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	70	I-	No	Morfotipo S1 8
S1-12	Ovoide	Amarillento 2.5YR5/3	55	I+	No	Morfotipo S1 4
S1-13	Ovoide	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	75	I-	No	Morfotipo S1 7
S1-14	Elipsoide	Oscuro 10YR3/3	42	I-	Si	Morfotipo S1 9
S1-15	Amigdaliforme	Marrón 10YR4/6	83	I-	No	Morfotipo S1 10
S1-16	Globosa	Plomo 2.5YR5/4	57	I-	No	Morfotipo S1 12
S1-17	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	57	I-	No	Morfotipo S1 8
S1-18	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	65	I-	No	Morfotipo S1 13
S1-19	Ovoide	Marrón 7.5YR5/8	99	I-	No	Morfotipo S1 14
S1-20	Elipsoide	Marrón 10YR3/4	57	I-	No	Morfotipo S1 15
S1-21	Globosa	Opaco 7.5YR5/3	55	I-	No	Morfotipo S1 16
S1-22	Globosa	Olivo grisáceo 5Y4/2	53	I-	No	Morfotipo S1 17

Continuación

S1-23	Elipsoide	Marrón 10YR4/6	99	I-	No	Morfotipo S1 11
S1-24	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	62	I-	No	Morfotipo S1 13

Anexo 16: Análisis morfológico de las esporas de HMAs aisladas del sistema de bosque primario.

Característica	Forma	Color	Tamaño (µm)	Reacción al Melzer	Presencia de la hifa de sostén	Morfotipo
S2-1	Globosa	Marrón 7.5YR3/4	66	I-	No	Morfotipo S2 1
S2-2	Globosa	Oscuro 7.5YR3/3	64	I-	No	Morfotipo S2 2
S2-3	Globosa	Marrón amarillo plomizo 10YR5/2	55	I-	No	Morfotipo S2 3
S2-4	*	Oscuro 10YR3/3	63	I-	No	Morfotipo S2 4
S2-5	Elipsoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/3	67	I-	No	Morfotipo S2 5
S2-6	Ovoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/3	60	I-	No	Morfotipo S2 6
S2-7	Globosa	Opaco 7.5YR5/4	85	I-	No	Morfotipo S2 7
S2-8	Globosa	Marrón 10YR4/4	60	I-	No	Morfotipo S2 8
S2-9	Globosa	Marrón 10YR4/4	69	I-	No	Morfotipo S2 8
S2-10	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	87	I-	No	Mofotipo 9

Continuación

S2-11	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	83	I-	No	Morfotipo S2 9
S2-12	Ovoide	Opaco 2.5YR6/3	60	I-	No	Morfotipo S2 10
S2-13	Elipsoide	Marrón 7.5YR4/3	75	I-	No	Morfotipo S2 11
S2-14	Globosa	Marrón rojizo opaco 5YR4/4	92	I-	No	Morfotipo S2 12
S2-15	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	58	I-	No	Morfotipo S2 13
S2-16	Globosa	Marrón 10YR4/4	68	I-	No	Morfotipo S2 8
S2-17	Globosa	Opaco 7.5YR5/4	93	I+	No	Morfotipo S2 14
S2-18	Globosa	Opaco 7.5YR5/4	75	I+	No	Morfotipo S2 14
S2-19	Globosa	Marrón 7.5YR4/4	87	I-	No	Morfotipo S2 15
S2-20	Globosa	Opaco 7.5YR5/3	60	I+	No	Morfotipo S2 14
S2-21	Globosa	Opaco 7.5YR5/4	67	I-	No	Morfotipo S2 7
S2-22	Globosa	Marrón 10YR4/4	90	I-	No	Morfotipo S2 8

Continuación

S2-23	Globosa	Opaco 7.5YR5/4	55	I-	No	Morfotipo S2 7
S2-24	Globosa	Brillante 7.5YR5/6	55	I+	No	Morfotipo S2 16
S2-25	Elipsoide	Rojizo 5YR3/3	90	I-	No	Morfotipo S2 17
S2-26	Globosa	Marrón 10YR4/4	60	I-	No	Morfotipo S2 8

Anexo 17. Análisis morfológico de las esporas de HMAs aisladas del sistema de pasto mejorado.

Característica	Forma	Color	Tamaño (µm)	Reacción al Melzer	Presencia de hifa de sostén	Morfotipo
S3-1	Elipsoide	Marrón 7.5YR3/4	52	I-	Si	Morfotipo S3 1
S3-2	Globosa	Marrón 7.5YR4/3	46	I-	Si	Morfotipo S3 2
S3-3	Ovoide	Marrón 10YR3/4	68	I-	No	Morfotipo S3 3
S3-4	Elipsoide	Marrón 7.5YR4/4	63	I-	No	Morfotipo S3 4
S3-5	Globosa	Marrón 7.5YR4/4	49	I-	Si	Morfotipo S3 5
S3-6	Ovoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	67	I-	No	Morfotipo S3 6
S3-7	Elipsoide	Amarillento 2.5YR5/3	62	I-	No	Morfotipo S3 7
S3-8	Elipsoide	Marrón 10R4/4	78	I-	No	Morfotipo S3 8
S3-9	Elipsoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/3	95	I-	No	Morfotipo S3 9
S3-10	Globosa	Marrón 10YR4/4	80	I-	No	Morfotipo S3 10

Continuación

S3-11	Elipsoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	65	I+	No	Morfotipo S3 11
S3-12	Globosa	Naranja 7.5YR6/6	76	I-	No	Morfotipo S3 12
S3-13	Ovoide	Rojizo brillante 5YR5/6	79	I-	No	Morfotipo S3 13
S3-14	Ovoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	61	I+	No	Morfotipo S3 14
S3-15	Oblonga cilíndrica	Marrón rojizo opaco 5YR5/4	82	I-	No	Morfotipo S3 15
S3-16	Globosa	Rojizo 5YR4/6	83	I-	Si	Morfotipo S3 16

Anexo 18: Análisis morfológico de las esporas de HMAs aisladas del sistema de pasto degradado.

Característica	Forma	Color	Tamaño (µm)	Reacción al Melzer	Presencia de la hifa de sostén	Morfotipo
S4-1	Globosa	Marrón 7.5YR3/4	40	I-	Si	Morfotipo S4 1
S4-2	Globosa	Oscuro 7.5YR3/3	46	I-	No	Morfotipo S4 2
S4-3	Globosa	Marrón amarillo plomizo 10YR5/2	54	I-	No	Morfotipo S4 3
S4-4	*	Oscuro 10YR3/3	54	I-	No	Morfotipo S4 4
S4-5	Elipsoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/3	60	I-	No	Morfotipo S4 5
S4-6	Ovoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/3	70	I-	No	Morfotipo S4 6
S4-7	Globosa	Opaco 7.5YR5/4	63	I-	No	Morfotipo S4 7
S4-8	Globosa	Marrón 10YR4/4	63	I-	No	Morfotipo S4 8
S4-9	Globosa	Marrón 10YR4/4	53	I-	No	Morfotipo S4 8
S4-10	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	68	I-	No	Morfotipo S4 9

Continuación

S4-11	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	67	I-	No	Morfotipo S4 9
S4-12	Ovoide	Opaco 2.5YR6/3	56	I-	No	Morfotipo S4 10
S4-13	Elipsoide	Marrón 7.5YR4/3	61	I-	No	Morfotipo S4 11
S4-14	Globosa	Marrón rojizo opaco 5YR4/4	64	I-	No	Morfotipo S4 12
S4-15	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	62	I-	No	Morfotipo S4 13
S4-16	Globosa	Marrón 10YR4/4	66	I-	No	Morfotipo S4 8
S4-17	Globosa	Opaco 7.5YR5/4	68	I+	No	Morfotipo S4 14
S4-18	Globosa	Opaco 7.5YR5/4	68	I+	No	Morfotipo S4 14
S4-19	Globosa	Marrón 7.5YR4/4	66	I-	No	Morfotipo S4 15
S4-20	Globosa	Opaco 7.5YR5/3	60	I+	No	Morfotipo S4 16
S4-21	Globosa	Opaco 7.5YR5/4	65	I-	No	Morfotipo S4 17
S4-22	Globosa	Marrón 10YR4/4	65	I-	No	Morfotipo S4 8

Continuación

S4-23	Globosa	Opaco 7.5YR5/4	52	I-	Si	Morfotipo S4 18
S4-24	Globosa	Brillante 7.5YR5/6	63	I+	No	Morfotipo S4 19
S4-25	Elipsoide	Rojizo 5YR3/3	45	I-	Si	Morfotipo S4 20
S4-26	Globosa	Marrón 10YR4/4	36	I-	Si	Morfotipo S4 21
S4-27	Globosa	Oscuro 7.5YR3/3	50	I-	Si	Morfotipo S4 22
S4-28	Globosa	Rojizo 5YR3/3	60	I-	No	Morfotipo S4 23
S4-29	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	75	I+	No	Morfotipo S4 24
S4-30	Ovoide	Opaco 2.5YR6/3	58	I-	No	Morfotipo S4 10
S4-31	Globosa	Oscuro 10YR3/3	40	I-	No	Morfotipo S4 25
S4-32	Globosa	Amarillo 2.5YR7/4	56	I-	No	Morfotipo S4 26
S4-33	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	40	I-	Si	Morfotipo S4 27
S4-34	Globosa	Opaco 7.5YR5/3	80	I+	No	Morfotipo S4 16

Continuación

S4-35	Elipsoide	Marrón 7.5YR4/3	35	I-	No	Morfotipo S4 28
S4-36	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	38	I-	Si	Morfotipo S4 27
S4-37	Elipsoide	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	54	I-	No	Morfotipo S4 29
S4-38	Globosa	Marrón 10YR3/5	40	I-	No	Morfotipo S4 30
S4-39	Elipsoide	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	39	I-	Si	Morfotipo S4 31
S4-40	Oblonga cilíndrica	Marrón amarillento opaco (10YR4/3)	48	I-	Si	Morfotipo S4 32
S4-41	Globosa	Negro parduzco 10YR3/2	45	I-	Si	Morfotipo S4 33
S4-42	Globosa	Transparente	40	I-	No	Morfotipo S4 34
S4-43	Ovoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	62	I-	No	Morfotipo S4 35
S4-44	Amigdaliforme	Amarillento 2.5YR5/3	50	I-	No	Morfotipo S4 36
S4-45	Elipsoide	Marrón 7.5YR4/4	90	I-	No	Morfotipo S4 28
S4-46	Globosa	Amarillento 2.5YR5/3	51	I+	Si	Morfotipo S4 37

Continuación

S4-47	Globosa	Marrón 10YR3/4	47	I-	Si	Morfotipo S4 38
S4-48	Globosa	Amarillo 2.5YR7/4	115	I-	No	Morfotipo S4 39
S4-49	Elipsoide	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	43	I-	Si	Morfotipo S4 31
S4-50	Elipsoide	Amarillento 2.5YR5/3	48	I-	No	Morfotipo S4 40

Anexo 19: Análisis morfológico de las esporas de HMAs aisladas del sistema de bosque secundario

Característica	Forma	Color	Tamaño (µm)	Reacción al Melzer	Presencia de la hifa de sostén	Morfotipo
S5-1	Elipsoide	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	68	I+	No	Morfotipo 1
S5-2	Elipsoide	Marrón 2.5YR4/6	75	I-	No	Morfotipo S5 2
S5-3	Globosa	Marrón 7.5YR4/4	55	I-	No	Morfotipo S5 3
S5-4	Faseoliforme	Gris 2.5YR4/6	67	I+	No	Morfotipo S5 4
S5-5	Elipsoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	76	I-	No	Morfotipo S5 5
S5-6	Elipsoide	Negro pardusco 10YR3/2	64	I-	Si	Morfotipo S5 6
S5-7	Ovoide	Marrón 10YR3/4	53	I-	Si	Morfotipo S5 7
S5-8	Globosa	Gris 2.5YR5/4	57	I-	No	Morfotipo S5 8
S5-9	Globosa	Olivo 2.5YR4/3	78	I-	No	Morfotipo S5 9
S5-10	ovoide	Marrón 10YR4/4	68	I-	No	Morfotipo S5 10

Continuación

S5-11	Elipsoide	Marrón 10YR4/4	55	I-	No	Morfotipo S5 11
S5-12	Globosa	Marrón 10YR4/4	58	I-	No	Morfotipo S5 12
S5-13	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	58	I-	No	Morfotipo S5 13
S5-14	Globosa	Marrón 10YR4/4	67	I-	No	Morfotipo S5 14
S5-15	Elipsoide	Brillante 7.5YR5/6	61	I-	No	Morfotipo S5 15
S5-16	Elipsoide	Amarillento 2.5YR5/3	50	I-	No	Morfotipo S5 16
S5-17	Elipsoide	Marrón 10YR3/4	55	I-	No	Morfotipo S5 17
S5-18	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	56	I-	No	Morfotipo S5 13
S5-19	Globosa	Amarillento 2.5YR5/3	58	I+	No	Morfotipo S5 18
S5-20	Ovoide	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	58	I-	No	Morfotipo S5 19
S5-21	Ovoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/3	59	I-	No	Morfotipo S5 20
S5-22	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	65	I+	No	Morfotipo S5 21

Continuación

S5-23	Ovoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/3	55	I+	No	Morfotipo S5 22
S5-24	Globosa	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	60	I-	No	Morfotipo S5 23
S5-25	Globosa	Amarillento 2.5YR5/4	65	I+	No	Morfotipo S5 18
S5-26	Elipsoide	Amarillo naranja opaco 10YR6/2	63	I+	No	Morfotipo S5 24
S5-27	Elipsoide	Marrón amarillento opaco 10YR4/3	60	I-	No	Morfotipo S5 25
S5-28	Elipsoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/3	60	I+	No	Morfotipo S5 22
S5-29	Elipsoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	62	I+	No	Morfotipo S5 26
S5-30	Elipsoide	Marrón amarillento opaco 10YR5/4	63	I+	No	Morfotipo S5 26

Anexo 20: Reactivos Usados

Reactivo de Melzer

100 g de hidrato de cloral.

100 ml de agua destilada.

1.5 g de yodo.

5 g de yoduro de potasio.

PVLG (Polivinil lactoglicerol)

100 ml de agua destilada.

100 ml de ácido láctico.

10 ml de glicerol.

16.6 g de alcohol polivinílico.