

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

ESCUELA DE POSGRADO



UNIDAD DE POSGRADO DE LA FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

PROGRAMA DE MAESTRÍA EN CIENCIAS

TESIS:

**ESTADO DE DESARROLLO DE *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.)
C.N. Page EN LA POBLACIÓN DE MICORRIZAS ARBUSCULARES
EN EL BOSQUE DE HUAMANTANGA, JAÉN- PERÚ**

Para optar el Grado Académico de

MAESTRO EN CIENCIAS

MENCIÓN: GESTIÓN AMBIENTAL

Presentada por:

Bachiller: LEIWER FLORES FLORES

Asesora:

Mg. MARCELA NANCY ARTEAGA CUBA

Cajamarca – Perú

2021

COPYRIGHT © 2021 by
LEIWER FLORES FLORES
Todos los derechos reservados

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

ESCUELA DE POSGRADO



UNIDAD DE POSGRADO DE LA FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

PROGRAMA DE MAESTRÍA EN CIENCIAS

TESIS APROBADA:

**ESTADO DE DESARROLLO DE *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.)
C.N. Page EN LA POBLACIÓN DE MICORRIZAS ARBUSCULARES
EN EL BOSQUE DE HUAMANTANGA, JAÉN- PERÚ**

Para optar el Grado Académico de

MAESTRO EN CIENCIAS

MENCIÓN: GESTIÓN AMBIENTAL

Presentada por:

Bachiller: LEIWER FLORES FLORES

JURADO EVALUADOR

Mg. Marcela Nancy Arteaga Cuba
Asesora

Dr. Segundo Berardo Escalante Zumaeta
Jurado Evaluador

Dr. Glicerio Eduardo Torres Carranza
Jurado Evaluador

M. Sc. Walter Ricardo Roncal Briones
Jurado Evaluador

Cajamarca – Perú

2021



Universidad Nacional de Cajamarca
LICENCIADA CON RESOLUCIÓN DE CONSEJO DIRECTIVO N° 080-2018-SUNEDU/CD
Escuela de Posgrado
CAJAMARCA - PERU



PROGRAMA DE MAESTRÍA EN CIENCIAS

ACTA DE SUSTENTACIÓN VIRTUAL DE TESIS

Siendo las 4.00 p.m. del día 15 de octubre de dos mil veintiuno, reunidos a través de meet.google.com/jmu-yrcc-dwn creado por la Unidad de Posgrado de la Facultad de Ciencias Agrarias, de la Universidad Nacional de Cajamarca, el Jurado Evaluador presidido por el **Dr. GLICERIO EDUARDO TORRES CARRANZA**, **Dr. SEGUNDO BERARDO ESCALANTE ZUMAETA**, M.Sc. **WALTER RICARDO RONCAL BRIONES**, y en calidad de Asesora la **Mg. MARCELA NANCY ARTEAGA CUBA**. Actuando de conformidad con el Reglamento Interno de la Escuela de Posgrado de la Universidad Nacional de Cajamarca y la Directiva para la Sustentación de Proyectos de Tesis, Seminarios de Tesis, Sustentación de Tesis y Actualización de Marco Teórico de los Programas de Maestría y Doctorado, se dio inicio a la Sustentación de la Tesis titulada: **ESTADO DE DESARROLLO DE *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page EN LA POBLACIÓN DE MICORRIZAS ARBUSCULARES EN EL BOSQUE DE HUAMANTANGA, JAÉN – PERÚ**, presentada por el **Bach. en Ciencias de los Recursos Naturales Renovables LEIWER FLORES FLORES**. Realizada la exposición de la Tesis y absueltas las preguntas formuladas por el Jurado Evaluador, y luego de la deliberación, se acordó **APROBAR** con la calificación de **DIECISEIS (16.00)** la mencionada Tesis; en tal virtud, el **Bach. en Ciencias de los Recursos Naturales Renovables, LEIWER FLORES FLORES**, está apto para recibir en ceremonia especial el Diploma que la acredita como **MAESTRO EN CIENCIAS**, de la Unidad de Posgrado de la Facultad de Ciencias Agrarias, con Mención en **GESTIÓN AMBIENTAL**.

Siendo las 17:40 horas del mismo día, se dio por concluido el acto.

.....
Mg. Marcela Nancy Arteaga Cuba
Asesora

.....
Dr. Segundo Berardo Escalante Zumaeta
Jurado Evaluador

.....
Dr. Glicerio Eduardo Torres Carranza
Jurado Evaluador

.....
M.Sc. Walter Ricardo Roncal Briones
Jurado Evaluador

DEDICATORIA

A mis hermanas: Glenda, Mildreht, Nany, Maricela, Bercela, Clerida y Libith, por brindarme su hermandad, consejos y amistad.

Con mucho amor para mis hijas: Lisbeth Alexandra y Lucero Estefany, y mi compromiso con ellos.

Leiwerr

AGRADECIMIENTOS

A la M. C. Marcela Nancy Arteaga Cuba, por su apoyo en el asesoramiento en el desarrollo de la presente investigación y guiarme en la redacción del informe.

Al Jurado Evaluador: Dr. Glicerio Eduardo Torres Carranza, Dr. Berardo Escalante Zumaeta, M. Sc. Walter Roncal Briones, por participar y contribuir en mejorar la redacción del informe de investigación.

A los profesores de la maestría, Especialidad de Gestión Ambiental, por contribuir en mi especialización; a los compañeros y personas que me brindaron su apoyo.

A César Ruiz y esposa, pobladores del caserío San José de la Alianza por su apoyo en los trabajos de campo y facilitarme con el alojamiento y alimentación.

CONTENIDO

	Pág.
DEDICATORIA	v
AGRADECIMIENTOS	vi
CONTENIDO	vii
ÍNDICE DE TABLAS	x
ÍNDICE DE FIGURAS	xi
LISTA DE SIGLAS Y ACRÓNIMOS	xiii
RESUMEN	xv
ABSTRACT	xvi
CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN	1
CAPÍTULO II: REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	4
2.1. Antecedentes de la investigación	4
2.2. Bases teóricas	9
2.2.1. Las micorrizas arbusculares (MA)	9
2.2.2. Formación de micorrizas arbusculares	11
2.2.3. Ciclo de vida de los hongos micorrízicos arbusculares	12
2.2.4. Importancia de las micorrizas arbusculares (MA)	13
2.2.5. Beneficios de las micorrizas arbusculares (MA)	14
2.2.6. Morfología de las micorrizas dentro de la raíz	15
2.2.7. Fisiología de la simbiosis	17
2.2.8. Hongos de suelo como movilizadores de fósforo	20
2.2.9. Etapas de la simbiosis	22
2.2.10. El romerillo macho (<i>Retrophyllum rospigliosii</i> (Pilg.) C.N. Page)	24
2.2.11. Categorías de regeneración natural de las especies	25
2.3. Conceptos básicos	25
CAPÍTULO III: MATERIALES Y MÉTODOS	30
3.1. Ubicación de la investigación	30
3.2. Materiales, herramientas y equipos	33
3.3. Metodología	34

3.3.1. Trabajo de campo	34
3.3.2. Trabajo de laboratorio	38
CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN	42
4.1. Taxonomía, caracterización, otros de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> (Pilg.)	
C.N. Page	42
4.1.1. Taxonomía	42
4.1.2. Características de la categoría brinzal	43
4.1.3. Características de la categoría latizal	43
4.1.4. Caracterización de la categoría fustal	44
4.1.5. Estado fenológico	46
4.1.6. Estado de conservación	46
4.1.7. Distribución del romerillo	46
4.1.8. Usos del romerillo	47
4.1.9. Fitosociología de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> (Pilg.) C.N. Page	47
4.1.10. Discusión sobre el hábitat y fitosociología del romerillo macho	49
4.2. Tinción y recuento de rizósfera micorrizadas	51
4.2.1. Recuento de rizósfera micorrizadas por zona de muestreo y categoría	51
4.2.2. Recuento de rizósfera micorrizadas por categoría en cada zona	55
4.3. Análisis estadístico para las categorías de regulación natural	61
4.3.1. Análisis de Varianza para la categoría brinzal	61
4.3.2. Análisis de Varianza para la categoría latizal	62
4.3.3. Análisis de Varianza para la categoría fustal	63
4.4. Aislamiento y conteo de esporas de los HMA en suelo	64
4.4.1. Colonización y recuento de esporas de HMA en suelo por categorías	64
4.4.2. Recuento de esporas de los HMA por zona de muestro y categoría	67
4.4.3. Recuento de esporas de los HMA por categoría y zona	69
4.5. Identificación de géneros de HMA asociados al romerillo macho	73
4.5.1. Relación de HMA con el romerillo macho	76
4.6. Descripción morfológica de los géneros de HMA	77
4.6.1. Discusión sobre las poblaciones de los HMA	84

CAPÍTULO V: CONCLUSIONES	85
CAPÍTULO VI: REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	86
CAPÍTULO VII: ANEXO	100
Anexo 1. Glosario	100
Anexo 2. Certificación de identificación botánica	105
Anexo 3. Registro de datos de muestreo de suelo y raicillas en campo	106
Anexo 4. Fitosociología de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> (Pilg.) C.N. Page	107
Anexo 5. Tamaño de esporas de los géneros de HMA por zona y categoría	109
Anexo 6. Géneros de HMA identificados por zona y categoría	111
Anexo 7. Panel fotográfico	112

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Hábitos en la fitosociología de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> (Pilg.) C.N.	
Page	47
Tabla 2. Familias botánicas en la fitosociología del romerillo macho	49
Tabla 3. Colonización de los HMA en raíces por categoría en la zona 1	51
Tabla 4. Colonización de los HMA en raíces por categoría en la zona 2	53
Tabla 5. Colonización de los HMA en raíces por categoría en la zona 3	54
Tabla 6. Colonización de los HMA en raíces por zona para brinzal	55
Tabla 7. Colonización de los HMA en raíces por zona para latizal	57
Tabla 8. Colonización de los HMA en raíces por zona para fustal	58
Tabla 9. Porcentajes de colonización de rizósfera	60
Tabla 10. Análisis de Varianza para la categoría brinzal	61
Tabla 11. Prueba de Duncan para la categoría brinzal	62
Tabla 12. Análisis de Varianza para la categoría latizal	63
Tabla 13. Prueba de Duncan para la categoría latizal	63
Tabla 14. Análisis de Varianza para la categoría fustal	63
Tabla 15. Prueba de Duncan para la categoría fustal	64
Tabla 16. Colonización y recuento de esporas en 1 g de suelo para brinzal	64
Tabla 17. Colonización y recuento de esporas en 1 g de suelo para latizal	65
Tabla 18. Colonización y recuento de esporas en 1g de suelo para fustal	66
Tabla 19. Número de esporas en 1 g de suelo por categorías en la zona 1	67
Tabla 20. Número de esporas en 1 g de suelo por categorías en la zona 2	68
Tabla 21. Número de esporas en 1 g de suelo por categorías en la zona 3	68
Tabla 22. Recuento de esporas en 1 g de suelo por zona para brinzal	69
Tabla 23. Recuento de esporas en 1 g de suelo por zona para latizal	70
Tabla 24. Recuento de esporas en 1 g de suelo por zona para fustal	71
Tabla 25. Porcentajes de colonización de suelo	72
Tabla 26. Endomicorrizas de los HMA identificados	73
Tabla 27. Porcentaje de individuos por géneros de HMA identificados	74

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Nódulos de las raíces de pino romerón	7
Figura 2. Interacciones que envuelve la asociación micorrízica	10
Figura 3. Desarrollo de hifas intramatriciales y estructuras del HMA en la raíz	17
Figura 4. Mecanismos fúngicos directos e indirectos	19
Figura 5. Translocación de P y C en la interfaz HMA – planta	21
Figura 6. Desarrollo de la simbiosis (Modificado de Parniske, 2008)	24
Figura 7. Mapa de ubicación del trabajo de investigación	31
Figura 8. Vista del ACM Bosque de Huamantanga (San José de la Alianza)	32
Figura 9. a) Georreferenciación de romerillo, b) toma de datos de campo	35
Figura 10. a) Medición de fustal, b) Muestreo, c) y d) Muestras de suelo	36
Figura 11. a) Área de muestreo, b) Muestras de rizósfera	37
Figura 12. Procedimiento para la tinción de las rizósfera	41
Figura 13. Romerillo macho: a) y b) Corteza externa e interna, c) Ramita terminal	45
Figura 14. Hábitos en la fitosociología de <i>Retrophyllum rospigliosii</i> (Pilg.) C.N. Page	48
Figura 15. Colonización de los HMA en raíces por categoría en la zona 1	52
Figura 16. Colonización total en raíces por categoría zona 1	52
Figura 17. Colonización de los HMA en raíces por categoría en la zona 2	53
Figura 18. Colonización total en raíces por categoría zona 2	53
Figura 19. Colonización de los HMA en raíces por categoría en la zona 3	54
Figura 20. Colonización total en raíces por categoría zona 3	55
Figura 21. Colonización de los HMA en raíces por zona para brinzal	56
Figura 22. Colonización total en raíces por zonas para brinzal	56
Figura 23. Colonización de los HMA en raíces por zona para latizal	57
Figura 24. Colonización total en raíces por zonas para latizal	58
Figura 25. Colonización de los HMA en raíces por zona para fustal	59
Figura 26. Colonización total en raíces por zonas para fustal	59
Figura 27. Porcentaje de colonización de rizósfera por categorías	60
Figura 28. Colonización y recuento de esporas en 1 g de suelo para brinzal	65
Figura 29. Colonización y recuento de esporas en 1 g de suelo para latizal	66

Figura 30. Colonización y recuento de esporas en 1 g de suelo para fustal	66
Figura 31. Número de esporas en 1 g de suelo por categorías en la zona 1	67
Figura 32. Número de esporas en 1 g de suelo por categorías en la zona 2	68
Figura 33. Número de esporas en 1 g de suelo por categorías en la zona 3	69
Figura 34. Recuento de esporas en 1 g de suelo por zona para brinzal	69
Figura 35. Recuento de esporas en 1 g de suelo por zona para latizal	70
Figura 36. Recuento de esporas en 1 g de suelo en fustal por zona	71
Figura 37. Porcentaje de colonización de suelo por categorías	72
Figura 38. Porcentaje de individuos por géneros de HMA identificados	74
Figura 39. Vista al microscopio de <i>Acaulospora</i> sp.1	77
Figura 40. Vista al microscopio de <i>Acaulospora</i> sp.2	78
Figura 41. Vista al microscopio de <i>Acaulospora</i> sp.3	78
Figura 42. Vista al microscopio de <i>Acaulospora</i> sp.4	79
Figura 43. Vista al microscopio de <i>Entrophospora</i> sp.1	79
Figura 44. Vista al microscopio de <i>Entrophospora</i> sp.2	79
Figura 45. Vista al microscopio de <i>Entrophospora</i> sp.3	80
Figura 46. Vista al microscopio de <i>Entrophospora</i> sp.4	80
Figura 47. Vista al microscopio de <i>Entrophospora</i> sp.5	81
Figura 48. Vista al microscopio de <i>Glomus</i> sp.1	81
Figura 49. Vista al microscopio de <i>Glomus</i> sp.2	81
Figura 50. Vista al microscopio de <i>Glomus</i> sp.3	82
Figura 51. Vista al microscopio de <i>Glomus</i> sp.4	82
Figura 52. Vista al microscopio de <i>Glomus</i> sp.5	83
Figura 53. Vista al microscopio de <i>Glomus</i> sp.6	83
Figura 54. Vista al microscopio de <i>Glomus</i> sp.7	83

LISTA DE SIGLAS Y ACRÓNIMOS

A	: Arbúsculos
ACM	: Área de Conservación Municipal
ACMBH	: Área de Conservación Municipal Bosque de Huamantanga
bh-PT	: bosque húmedo - Premontano Tropical
bmh-MBT	: bosque muy húmedo - Montano Bajo Tropical
cm	: centímetro
DAP	: Diámetro a la altura del pecho
DCA	: Diseño Completamente al Azar
ECM.	: Ectomicorrizas
EMA	: Endomicorrizas arbusculares
EGARN	: Especialidad de Gestión Ambiental y Recursos Naturales
EPG	: Escuela de Postgrado
Ev	: Evaluación
ha	: hectáreas
HFMA	: Hongos Formadores de Micorriza Arbusculares
g	: gramo
gsh	: gramo de suelo húmedo
GPS	: Global Positioning System
H ₂ O ₂	: Agua oxigenada
HCl	: Ácido clorhídrico
HFMA	: Hongos Formadores de Micorriza Arbusculares
HMA	: Hongos Micorrízicos Arbusculares
kg	: kilogramo
km	: kilómetro
KOH	: Hidróxido de Potasio
l	: litro
Lb	: Laboratorio
m	: metros
m ²	: metros cuadrados
m ³	: metros cúbicos
MA	: Micorrizas arbusculares
MVA	: Micorriza Vesículo Arbuscular

min	: minutos
ml	: mililitro
mm	: milímetro
MO	: Materia orgánica
m s. n. m.	: metros sobre el nivel del mar
MtPT4	: Mutantes de <i>Medicago truncatula</i> MtPT4
NO ₃ -	: Nitrato
NT	: Casi Amenazado
P	: Fósforo
pH	: Medida de la acidez o de la alcalinidad de una sustancia
rpm	: Revoluciones por minuto
SAF	: Sistema Agroforestal
SNTN	: Santuario Nacional Tabaconas Namballe
UNC	: Universidad Nacional de Cajamarca
µm	: micrómetro
V	: Vesículas
°C	: Grados Centígrados

RESUMEN

El objetivo de la investigación fue identificar y caracterizar morfológicamente a la población de micorrizas arbusculares, en función al estado de desarrollo del *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page en el bosque de Huamantanga, Jaén – Perú. Se seleccionaron 3 zonas de muestreo de suelo y raíces de romerillo macho en las categorías brinzal, latizal y fustal. El procesamiento de las muestras consistió en la identificación, taxonomía, sinonimia, nombres comunes, caracterización vegetativa y reproductiva, estado fenológico, estado de conservación, distribución, usos y fitosociología. Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) encontrados en suelo y raíces asociados al romerillo macho, pertenecen a las especies *Glomus* con 7 especies (74 %); *Entrophospora* con 5 especies (15 %), y *Acaulospora* con 4 especies (11 %). En la zona 1 (sector cola de ardilla) se encontró mayor colonización de HMA en raíces para brinzal 97 %, seguido de latizal 93 % y fustal 85 %; la colonización en brinzal con 42 esporas; latizal con 35 esporas y brinzal con 34 esporas. En la zona 2 (camino a cola de ardilla) se encontró mayor cantidad de HMA en brinzal con 91 %, seguido de fustal con 89 % y latizal con 87 %; la colonización de fustal con 74 esporas, seguido de latizal con 48 esporas y brinzal con 20 esporas. En la zona 3 (sector Nueva Jerusalén) se encontró mayor cantidad de HMA en raíces para brinzal con 91 %, seguido de fustal con 86 % y latizal con 85 %; la colonización en fustal con 58 esporas; seguido de latizal con 55 esporas y brinzal 49 esporas. De acuerdo al Análisis de Variancia se rechaza la hipótesis de igualdad de medias, por lo que sí existe diferencia significativa entre las categorías de regeneración natural.

Palabras clave: Regeneración natural, *Retrophyllum rospigliosii*, micorrizas arbusculares, bosque Huamantanga.

ABSTRACT

The objective of the research was to identify and morphologically characterize the population of arbuscular mycorrhizae, based on the development stage of *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page in the Huamantanga forest, Jaén - Peru. 3 soil sampling zones and male romerillo roots were selected in the sapling, latizal and stem categories. The processing of the samples consisted of the identification, taxonomy, synonymy, common names, vegetative and reproductive characterization, phenological status, conservation status, distribution, uses and phytosociology. The arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) found in soil and roots associated with male romerillo, belong to the *Glomus* species with 7 species (74%); *Entrophospora* with 5 species (15%), and *Acaulospora* with 4 species (11%). In zone 1 (squirrel tail sector) a higher colonization of AMF was found in roots for seedlings 97%, followed by latizal 93% and stem 85%; colonization in seedling with 42 spores; latizal with 35 spores and sapling with 34 spores. In zone 2 (on the way to squirrel's tail), the highest amount of AMF was found in seedlings with 91%, followed by stem with 89% and latizal with 87%; stem colonization with 74 spores, followed by seedling with 48 spores and sapling with 20 spores. In zone 3 (Nueva Jerusalem sector) a greater amount of AMF was found in roots for sapling with 91%, followed by stem with 86% and latizal with 85%; the stem colonization with 58 spores; followed by seedling with 55 spores and sapling 49 spores. According to the Analysis of Variance, the hypothesis of equality of means is rejected, so there is a significant difference between the categories of natural regeneration.

Keywords: stage of development, *Retrophyllum rospigliosii*, Arbuscular Mycorrhizal Fungi, Huamantanga forest.

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

El bosque natural, encierra una diversidad de organismos macroscópicos y microscópicos, donde existe y desarrolla una relación de dependencia e interdependencia directa o indirecta entre las especies vegetales de hábitos diferentes, con mayor énfasis entre aquellas que tienen contacto directo con el suelo como, árboles, arbustos, rastreras, trepadoras, hierbas, etc., con otros organismos, como los Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA), que de una u otra forma contribuyen al proceso fisiológico de las plantas para su crecimiento y desarrollo, de manera asociativa o simbiótica entre la planta y los HMA, debido a estos procesos, estos hongos se encuentran en todo tipo de suelos (Molina, 2005). Siendo un bosque natural, el Área de Conservación Municipal Bosque de Huamantanga (ACMBH), “es el hábitat de una ingente biodiversidad”, de flora y fauna silvestre de hábitos diferentes (Suclupe, 2007, p.3). Los HMA, se caracterizan por tener determinados hospederos, los cuales participan en mejorar las condiciones para la absorción de agua y nutrientes, esta actividad es realizada por el micelio, coadyuvando en la función de la raíz, sobre todo cuando ésta ha agotado los nutrimentos de la zona del suelo adyacente. (Rodríguez, 2004).

Es muy probable que una de las razones que justifican los procesos de cambios de la especie del bosque natural en sus actividades fisiológicas, cuando son sacados o retirados del bosque natural, con la finalidad de que estas especies sean establecidas en otros espacios, se provoque una alteración en la presencia, la forma y el estado de convivencia o simbiosis, que el romerillo macho (*Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page) desarrolla con los HMA, debido a que éstos, actúan como un complemento para

favorecer la absorción de agua y nutrientes de las raíces de la planta (Colozzi Filho y Cardoso, 2000), tal como ocurre con el elemento fósforo (P) (Requena et al., 2007), que actúa posiblemente en el incremento de la tolerancia a condiciones de stress abiótico, mejoramiento de la calidad del suelo, fijación de nitratos (NO₃) (Barea y Richardson, 2015), favoreciendo el aumento de la diversidad y productividad de las plantas en general en un ecosistema determinado. (Azcón-Aguilar y Barea, 1997). El establecimiento de la simbiosis micorrízica, depende de las interacciones entre los tres componentes más importantes del sistema: el hongo, las plantas y las condiciones ambientales. Su presencia puede implicar que ocurran procesos de reconocimiento entre los simbiosistas, de compatibilidad y de especificidad, los cuales condicionan su expresión y conducen a la integración morfológica y funcional de las asociaciones. (Mandal y Nandi, 2012 y Sánchez, 2015).

Una de las tantas especies vegetales de mucha importancia que habita el ACM Bosque de Huamantanga, donde encierra un gran potencial biológico, es el romerillo macho (*Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page). (Suclupe, 2007; Tropicos, 2020). El romerillo macho, es una especie que demuestra tener un desarrollo exitoso en el bosque natural, en condiciones de características edafo-climáticas del bosque de neblina; comparativamente, muy cercanos al Bosque de Huamantanga, se encuentran plantaciones de romerillo, que fueron instalados utilizando la regeneración natural extraídos de su hábitat natural, estas plantaciones se encuentran instalados en macizos forestales de pequeñas áreas, bajo el diseño de sistemas agroforestales, asociados a los cultivos como el café, entre otros; sin embargo, se ha observado que cuando se han instalado plantaciones con esta especie, en otros espacios, ligeramente lejano a su hábitat natural, los individuos demuestran no tener un crecimiento y desarrollo exitoso, en comparación con el desarrollo de los individuos en su estado natural, donde las

condiciones de calidad de sitio son favorables para su crecimiento y desarrollo de la especie. (Suclupe, 2007).

En este contexto, teniendo en cuenta la relación que existe entre las plantas y los HMA, se planteó el desarrollo de la presente investigación con el objetivo general de identificar y caracterizar morfológicamente a la población de micorrizas arbusculares, en función al estado de desarrollo del *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page en el bosque de Huamantanga, Jaén – Perú. Los objetivos específicos de esta investigación son los siguientes:

- Caracterizar morfológicamente la especie *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page en las categorías de brinzal, latizal, fustal.
- Determinar las micorrizas arbusculares a nivel de esporas en suelo y en raíces de las categorías brinzal, latizal y fustal de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page.

CAPÍTULO II

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. Antecedentes de la investigación

Arteaga et. al (2020) realizaron investigación sobre caracterización de la colonización por micorrizas en *Retrophyllum rospigliossi* Pilger en el bosque Huamantanga, Perú; cuyo objetivo fue caracterizar la colonización por micorrizas de *Retrophyllum rospigliossi* Pilger en las categorías de brinzal, latizal y fustal, hicieron el muestreo en cinco parcelas georreferenciadas; las raicillas fueron coloreadas con azul de Tripano para la observación de hifas, vesículas y arbusculos. Las muestras de suelo fueron tamizadas para realizar el recuento de esporas. Las estructuras micorrízicas fueron encontradas en las tres categorías, con diferencias significativas para esporas y vesículas. El comportamiento de estas por gramo de suelo fue variable (hifas: 39,2 % a 53 %, esporas 30.8 % a 57,6 %, vesículas: 35 % a 51,4 %, arbusculos: 0 al 2 %).

Diez y Toro (2004) recolectaron muestras de plantas, hongos y suelo en un fragmento de bosque alto andino en la vereda Río Frío, entre los municipios de Támesis y Jericó (suroeste de Antioquia). Las coordenadas del fragmento son 05°43'41.1" Norte y 75°44'35.9" Oeste. A una altitud de 2.205 m s. n. m. Precipitación promedio anual de 2.415 mm, con dos épocas de lluvias en el año, de abril a junio y de agosto a noviembre. Suelos ácidos (pH 5.0), con altos contenidos de materia orgánica, niveles medios de nitrógeno y bajo contenido de fósforo intercambiable. Bosque dominado por árboles de *Retrophyllum rospigliosii* de más de 30 cm de diámetro y el subdosel y sotobosque compuestos por otras especies de árboles y arbustos latifoliados. El fragmento de donde se obtuvieron las muestras tiene una forma lineal, el cual está ubicado a lo largo de una

quebrada; rodeado de extensas áreas de potreros con pequeños fragmentos remanentes de bosque degradado.

Las poblaciones de micorrizas arbusculares (MA) en diferentes ecosistemas, sobre la base de conteo de esporas, varían entre 5 y 25 especies diferentes. Este número depende de las especies hospederas involucradas. El número de esporas no siempre está bien correlacionado con el grado de formación micorrizal y su porcentaje de germinación varía en diferentes tiempos del año. (León, 2006).

Diez y Toro (2004, p.7) realizaron salidas de campo mensualmente, donde recogieron muestras de raíces finas de árboles adultos y de plántulas de pino romerón. Las raíces lo empacaron en bolsas plásticas de cierre hermético. Se transportaron a baja temperatura en una nevera de tecnopor con bolsas de hielo azul, para evitar su desecación y descomposición. Las muestras fueron llevadas al Laboratorio de Microbiología del Suelo (Escuela de Geociencias, Universidad Nacional de Colombia, Sede Medellín). En el laboratorio lavaron las raíces y se desprendieron los nódulos, los cuales fueron cortados cortarlos manualmente en secciones muy finas (1 mm aproximadamente), se tiñeron con azul de metileno y azul de lactofenol para facilitar su observación en microscopio de luz. También se hizo el seguimiento de la aparición de nódulos en plántulas provenientes de semillas que germinaron en cuarzo estéril, las cuales se regaron con agua destilada para evitar contaminación.

Cadenillas (2016) inoculó plantones de café, usando un consorcio de hongos micorrízicos arbusculares más comunes provenientes del ACM Bosque de Huamantanga (provincia de Jaén), el consorcio estuvo conformado por las especies: *Glomus microaggregatum* Koske Gemma & Olexia, *Glomus deserticola* Trappe, Bloss y Mange, *Glomus occultum* Walter, 1982 *Paraglomus occultum*, Morton & Redacker,

2001, *Glomus* sp. Los diversos HMA que viven en simbiosis con los árboles son: *Acaulospora*, *Ambispora*, *Diversispora*, *Entrophospora*, *Funneliformis*, *Gigaspora*, *Glomus*, *Pacispora*, *Paraglomus*, *Racocetra*, *Redeckera*, *Sacullospora*, *Scutellospora*.

Varias décadas atrás, se reportan la presencia de protuberancias en las raíces de varias familias de Gimnospermas como Podocarpaceae, Araucariaceae y Phyllocladaceae (Duhoux, et al., 2001; y Khan & Valder, 1972; citado por Diez y Toro, 2004, p.7). Todas las especies de la familia Podocarpaceae poseen este tipo de nódulos (Baylis, et al., 1963; Furman, 1970; Grez, 1988; citado por Diez y Toro, 2004, p.7). Se trata de pequeños nódulos esféricos, en series longitudinales a lo largo de las raíces, en colores y tamaños variables desde blanquecinos hasta amarillos y marrones de 0.2 a 1.0 mm (Grez, 1998; Duhoux et al., 2001; Russell et al., 2002; Khan & Valder, 1972; citado por Diez y Toro, 2004, p.7). Estos nódulos son diferentes de los nódulos radicales fijadores de nitrógeno que poseen las plantas actinorrízicas y las leguminosas, ya que se caracterizan por ser cercanos y regularmente espaciados a lo largo de la raíz, en dos a cuatro filas longitudinales y de tamaño uniforme. (Duhoux et al., 2001; citado por Diez y Toro, 2004, p.7).

Los nódulos de las Podocarpaceae son una característica constitutiva de la raíz, es decir, se trata de raíces laterales modificadas con un vaso vascular conectado a la raíz parental, los cuales son invadidos en algunos casos, por micorrizas arbusculares (Griffiths, 1965; Rusell, et al., 2002; citado por Diez y Toro, 2004, p.7). Como de los nódulos de las Podocarpaceae y otras familias de gimnospermas contienen hongos filamentosos no septados, se les ha denominado “nódulos micorrízicos” (Dunhoux, et al., 2001; citado por Diez y Toro, 2004, p.7). Concretamente en pino romerón, los nódulos se comportan como una estructura inherente a la raíz, no inducida por microorganismo alguno, pero juegan un papel importante en la asociación micorrizal, al

servir como refugio para albergar al hongo micorrizógeno (Hodson & Guerrero, 1987; citado por Diez y Toro, 2004, p.7).

El pino romerón (romerillo macho) posee una raíz pivotante, con una raíz principal gruesa y ramificaciones laterales menos desarrolladas que crecen a intervalos de siete a ocho cm, casi perpendiculares con respecto al eje de la raíz principal (Furman, 1970; citado por Diez y Toro, 2004, p.7). Las raíces más finas son relativamente gruesas (entre 0.4 y 1 mm). Estas raíces pequeñas presentan engrosamientos que corresponden a brotes de crecimiento resurgente. El sistema carece de pelos radicales, por lo cual se puede deducir una alta dependencia de la absorción de nutrientes que realiza el micelio de los hongos asociados. (Hodson & Guerrero 1987; citado por Diez y Toro, 2004, p.7).

La especie *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page, produce numerosos nódulos esféricos, en filas a lo largo de las raíces (Figura 1). Los nódulos nuevos aparecen continuamente a lo largo del año, tanto en las raíces maduras y laterales jóvenes, por lo cual la mayoría de las raíces tienen nódulos más viejos mezclados con nódulos jóvenes. (Diez y Toro, 2004, p.8).

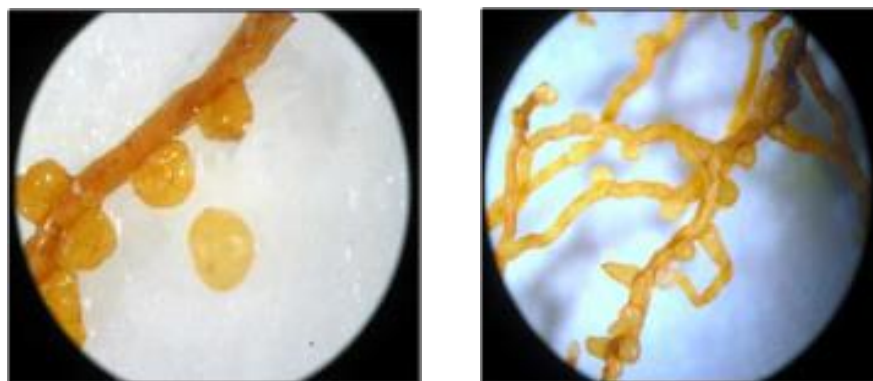


Figura 1. Nódulos de las raíces de pino romerón (Diez y Toro, 2004)

Diez y Toro (2004) afirman que, los nódulos tienen un tamaño de 0.8 a 1.0 mm, de superficie lisa y libre de tricomas. Los nódulos jóvenes son blanquecinos con una epidermis suave y toman una coloración anaranjada a marrón claro cuando están maduros, posiblemente por la acumulación de varias capas de células muertas sobre la epidermis. Los nódulos se originan en el periciclo de la raíz, adyacente al polo de xilema, con un patrón similar al de la formación de raíces laterales.

Las plántulas de *Retrophyllum rospigliosii* sembradas en medio estéril formaron nódulos unos cuatro a cinco meses después de su germinación, y en ellos no se detectó la presencia de organismos endófitos. Estas observaciones coinciden con las de Baylis et al. (1963); Hodson & Guerrero (1987); y Rusell, et al. (2002); citado por Diez y Toro (2004, p.9), quienes afirman que, los nódulos son una característica constitutiva de la raíz de las Podocarpaceae y no son originados por organismos simbioses fijadores de nitrógeno.

Sánchez (2015) demostró la existencia de poblaciones de HMA en suelos irrigados con vinazas tequileras, donde las especies más abundantes son: *Funneliformis mosseae* (32 %) y *Acaulospora mellea* (27 %) seguidas por *A. scrobiculata* (13 %), *F. geosporum* (10 %), *Gigaspora margarita* (5 %), *Paraglomus occultum* (4 %), *A. laevis* (3 %) *Acaulospora delicata* (1 %), *A. foveata* (1 %), *A. morrowiae* (1 %), *A. spinosa* (1 %), *Clareidoglomus etunicatum* (1 %), *Racocetra gregaria* (0.5 %) y *Septoglomus constrictum* (0.5 %).

Prieto-Benavides et al. (2012), recolectaron muestras de suelo y raíces en cinco SAF, de cada sistema se recolectaron tres submuestras en puntos establecidos al azar, luego se formaron una muestra homogénea de suelo y raíces, cada submuestra se extrajo a una profundidad de 0-20 cm, de aproximadamente 2 kg de suelo y 80 g de raíces de

cacao. Para el aislamiento y conteo de esporas de HMA se utilizó el método de tamizado (tamices de 425, 90 y 25 μm) y decantación en húmedo con centrifugación, similar a la metodología propuesta por Gerderman y Nicholson (1963); con ciertas modificaciones, consistió en pesar 100 g de suelo y se colocó en un vaso de precipitación, al que se le añadió 1000 ml de agua destilada y lo agitó durante 5 minutos, la suspensión se dejó reposar durante 2 min y se pasó a través de tamices con apertura de mallas de 425, 90 y 25 μm para separar las esporas de acuerdo a su tamaño, la agitación y decantación se repitió tres veces, el material que quedó atrapado en los diferentes tamices, se recogió con cuidado y se vertió en vasos de precipitación de 100 ml con 50 ml de agua destilada, en tubos de centrifuga de 15 ml se colocaron 5 ml de solución de sacarosa al 20 %. Luego se agregaron 5 ml al 60 %, pero esta última solución se vertió en el fondo de la anterior para formar una gradiente de sacarosa. (Prieto-Benavides, et al. 2012, p.234). Luego, agregaron 5 ml de la solución del suelo obtenido de los tamices, de manera que la solución quedara por debajo del suelo suspendido en agua. Se sellaron los tubos con parafilm y se colocaron en la centrifuga durante 3 minutos, a 3000 rpm, cumplido el tiempo de centrifugación, el contenido de los tubos se vertió en un tamiz de 25 μm y se lavó con agua destilada para eliminar la sacarosa. El contenido del tamiz se recogió en envases de vidrio y posteriormente se agregó poco a poco en cajas Petri cuadradas de aproximadamente 1,25 cm entre líneas, para hacer el conteo de esporas. (Prieto-Benavides, et al. 2012, p.235).

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Las micorrizas arbusculares (MA)

Wang & Qiu (2006) afirma que, aproximadamente el 92 % de las familias de plantas terrestres conocidas establecen de forma natural y constante simbiosis con hongos arbusculares del suelo, siendo la simbiosis más extendida la que se establece con

los llamados hongos micorrízicos arbusculares (MA). Para Alexander & Lee (2005) las micorrizas arbusculares se encuentran en condiciones naturales en la mayoría de los cultivos tropicales y subtropicales de interés agronómico. Para López (2011), la zona de influencia es en los alrededores de la raíz, que constituyen un sistema ecológico complejo llamado rizósfera, en la cual microorganismos (hongos y bacterias) tienen actividades macrobióticas.

Micorriza hace referencia a la asociación simbiótica (“vivir conjuntamente dos o más organismos”), entre las raíces de las plantas y cierto grupo de hongos habitantes naturales del suelo. Es una relación mutualista, porque los hongos como la planta hospedante se benefician (García, 2009). El hongo simbionte recibe carbohidratos de la planta, ya que es incapaz de realizar fotosíntesis, lo que sí hace la planta, y a cambio el hongo brinda a la planta varios beneficios reflejados en su crecimiento, sanidad y nutrición. (Jaramillo, 2011).

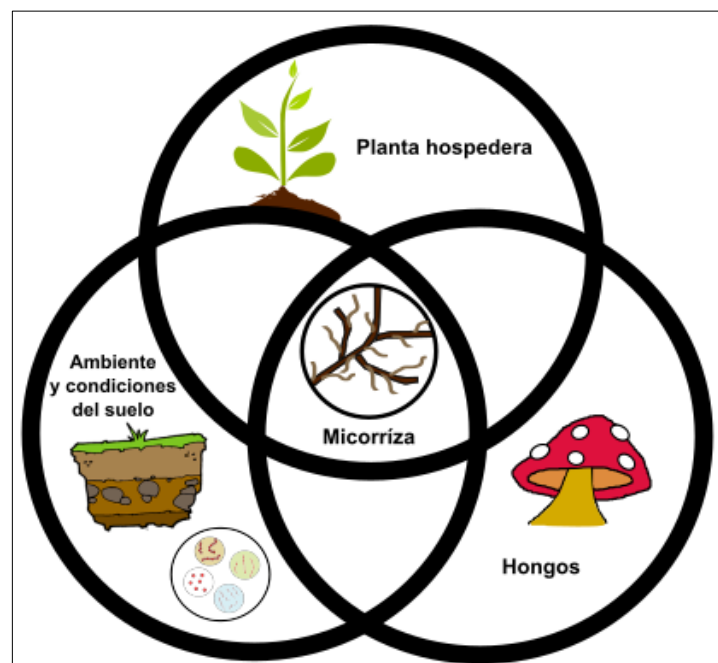


Figura 2. Interacciones que envuelve la asociación micorrízica (Brundrett et al., 1996)

Para Brundrett et al. (1996), citado por Sánchez (2015), la micorriza, es una asociación de micorrizas intervienen tres medios de interacción, el hongo, la planta hospedera y las condiciones ambientales (Figura 2).

2.2.2. Formación de micorrizas arbusculares

Marsh & Schultze (2001) indican que, en el entorno de interacción suelo-raíz, las raíces de las plantas se convierten en modificadoras del suelo y al mismo tiempo modificadas por las condiciones del mismo. En éste se encuentran los hongos formadores de micorriza arbusculares (HFMA), atraídos por las moléculas de los exudados radicales que sirven de enlaces entre la planta y ellos, esta comunicación se vuelve exitosa en plantas con la misma información genética para la simbiosis y que se encuentran en el ambiente adecuado.

Sánchez & Velásquez (2008) manifiestan que, las fuentes del inóculo de HFMA pueden ser esporas, trozos de micelio (hifas) y raíces micorrizadas. La espora emite una hifa germinativa que se ramifica hasta alcanzar la superficie radical. La hifa de HFMA al hacer contacto con la raíz forma un apresorio en el rizoplano, para luego ingresar a la endorrizósfera y colonizar el tejido de la corteza y, en las células corticales más internas, penetrar al interior de ellas mediante una modificación de hifas, formando una estructura semejante a la ramificación de un árbol, llamada arbúsculos, quien da origen a la micorriza arbuscular (MA).

Las formas simbióticas se inician con la activación del micelio del hongo procedente de la germinación de las esporas, dando comienzo a la formación de la micorriza, lo que genera los propágulos para lograr en forma natural perpetuar y propagar la especie, cuando las esporas germinan, desarrollan unos filamentos conocidos como hifas, que por proliferación dan lugar al micelio del hongo que se

extiende en el suelo según su potencial saprofito; el micelio es el encargado de llevar a cabo la infección de la raíz, que se produce por una identificación mutua, primero entre la planta y el hongo en la rizósfera en regiones próximas a las raíces; este reconocimiento es mediado por sustancias exudadas por la raíz, que provocan el crecimiento del micelio y un biotropismo positivo del mismo hacia la raíz, luego se produce el contacto intercelular al formarse una estructura llamada apresorio; posteriormente se producen cambios morfológicos y estructurales, en los tejidos colonizados por el hongo y en la organización de la pared celular del simbionte fúngico, el proceso continúa con la integración fisiológica de ambos simbiontes, y por último, se presenta una alteración de las actividades enzimáticas, para integrar los procesos metabólicos. (Miyasaka y Habte, 2003 citado por Saboya 2018).

2.2.3. Ciclo de vida de los hongos micorrízicos arbusculares

León (2006) menciona que, los HMA son simbiontes biotróficos obligados con un ciclo de vida dividido en dos etapas distintas. Los estadios de reposo y reproductivo (esporas, esporocarpos, arbusculos y posiblemente también vesículas), son independientes de la planta. Los estadios vegetativos están involucrados en interacciones complejas con las plantas entre las cuales se incluyen el reconocimiento, la colonización y el intercambio de nutrientes. Estas etapas son representadas por el desarrollo de hifas externas en el suelo e hifas espirales, arbusculos y vesículas dentro de la raíz. Es así que, en la zona externa del córtex de la raíz forma unas estructuras intracelulares típicas que son los “ovillos”; en la zona media las hifas crecen normalmente de forma longitudinal en los espacios intercelulares; mientras que en la zona interna las hifas penetran intercelularmente y forman los arbusculos de los cuales se produce el intercambio de nutrientes. También habría que destacar la formación de

vesículas en el córtex cuya función es el almacenamiento de reservas lipídicas. Tras la colonización interna se produce la ramificación y desarrollo del micelio externo que es la clave en la captación de nutrientes y da lugar a nuevos puntos de colonización en la propia raíz o en otras próximas. El ciclo de vida de los HMA pasa por dos fases:

a) Fase pre-simbiótica. Transcurre antes de la colonización de la planta hospedera por parte del hongo y en ella se distinguen varias etapas, como: germinación de las esporas, crecimiento y desarrollo de las hifas en busca de la raíz de la planta huésped y penetración en la raíz mediante la formación de un apresorio.

b) Fase simbiótica. Comienza tras la penetración de la hifa en la raíz de la planta hasta la formación de nuevas esporas. Se divide en: fase de crecimiento intracelular de las hifas, formación de arbusculos, formación de vesículas, desarrollo del micelio extra radical y esporulación.

2.2.4. Importancia de las micorrizas arbusculares (MA)

Los hongos formadores de MA tienen la propiedad de aumentar el crecimiento de un gran porcentaje de especies de plantas, por medio de un mejoramiento en la nutrición mineral, especialmente si el componente mineral obtenible del suelo es bajo, también pueden mejorar la toma de agua en condiciones de poca disponibilidad. (Linderman, 1992).

Hernández (2000) afirma que, tiene una importancia ecológica, debido a que, la presencia, la utilización y/o aplicación de los HMA permite reducir el uso de energía, la degradación del ecosistema y las pérdidas de nutrientes de los suelos agrícolas. Asimismo, mantiene la capacidad productiva del sistema, preserva la biodiversidad y contribuye con una producción más estable y sostenida a largo plazo en equilibrio con el

entorno. La presencia de los HMA en un suelo destinado para los cultivos es de mucha importancia, favoreciendo el sistema agrícola.

Kapoor et al. (2008) demostró los efectos benéficos de la asociación simbiótica entre los hongos formadores de micorrizas y las plantas, tales como: a) incremento en la superficie de absorción, de agua y nutrientes, de pelos radiculares, más la que se produce por la cobertura producida por el hongo; b) incremento de la vida útil de las raíces absorbentes; c) mejoramiento de la absorción iónica y acumulación eficiente, en el caso de fósforo; d) solubilización de minerales que se encuentran en el suelo, facilitando su absorción por las raíces de las plantas; e) aumento de la capacidad fotosintética de la planta, y la producción de biomasa de las plantas; f) resistencia de raíces a infecciones causadas por patógenos, ocupación de los espacios radiculares. Incremento de la tolerancia de las plantas a toxinas del suelo (orgánicas e inorgánicas), valores extremos de acidez del suelo; g) disminuye el estrés causado por factores ambientales.

2.2.5. Beneficios de las micorrizas arbusculares (MA)

Rodríguez (2004) afirma que, el beneficio que aporta la simbiosis micorrízica a las plantas está determinado por la actividad del micelio externo del hongo, ya que éste posee mayor capacidad de absorción de los nutrientes del suelo mediante la extensa red de hifas que el hongo pueda generar. De este modo, la actividad del micelio coadyuva en la función de la raíz sobre todo cuando ésta ha agotado los nutrientes de la zona del suelo adyacente.

Mientras que, para Trejo (1997), el beneficio nutricional de la simbiosis, también pueden participar como agentes de biocontrol al ataque por patógenos de hábito radical. El beneficio no sólo se debe al establecimiento de los hongos en el sistema radical, sino

que también intervienen diversos factores edáficos y ambientales, así como la capacidad del hongo para compensar o superar las funciones de la raíz en la absorción de nutrimentos y agua.

Uno de los nutrimentos que más se ha estudiado en relación con su absorción mediada por micorrizas arbusculares, es el fósforo (Yong-Guan et al., 2003, citado por Gómez et. al 2007), debido a que las plantas lo requieren en relativamente grandes cantidades, pero que también se encuentra en concentraciones muy bajas en la solución del suelo. La razón principal para este fenómeno, es que los iones de fosfato inorgánico se unen rápidamente a coloides del suelo o se fijan como sales de hierro o aluminio volviéndose relativamente inmóviles además de que una gran proporción del fósforo inorgánico total está normalmente en forma insoluble, no disponible fácilmente para las plantas.

2.2.6. Morfología de las micorrizas dentro de la raíz

Rodríguez (2004) afirma que, para examinar la raíz y hacer un diagnóstico certero de la infección que tiene la planta y el tipo de micorriza, se debe tener conocimiento de las estructuras que forman al hongo, las características y las cuatro partes principales que son: Las esporas, es uno de los medios reproductivos del hongo, al germinar producen la estructura llamada hifas. La germinación de la espora se debe al estímulo de exudados producidos por las raíces de las plantas llamados flavonoides; este es solo uno de los tantos aminoácidos y carbohidratos que participan en la germinación de la espora siendo los flavonoides los más importantes. El tiempo que necesita una espora para su germinación es alrededor de uno a dos meses dependiendo de la especie. Las hifas, penetran en la raíz y forman un apresorio en las capas más internas del parénquima cortical. También puede ocurrir por hifas que recorren la superficie de las raíces. Se

pueden presentar dos tipos de hifas: gruesas y delgadas, cuyo crecimiento en la epidermis de la raíz, puede ser intracelular o intercelular. Las hifas nunca penetran la endodermis, tejidos vasculares, meristemo, tejido viejo de la raíz o en sistemas especializados de organismos vivos. Al observar al microscopio hifas muy oscuras, debe a que a través del tiempo existe una degradación y descomposición de las mismas.

Para Chavarría (1999) los arbuscúlos, es la estructura más importante de la simbiosis, porque es ahí donde ocurre el intercambio de nutrientes del hongo al huésped y viceversa. Los arbuscúlos siempre están en contacto con hifas intracelulares. La vida de los arbuscúlos es corta; la degradación empieza a partir de los extremos de las ramas hacia su base. En el interior de la misma célula pueden existir partes vivas y partes muertas; el tronco es la última parte en colapsar. Las vesículas, cumplen en el hongo la función de reserva de alimento. Se forman dentro y fuera de las células.

Mandal y Nandi (2012) y Sánchez (2015), afirman que, para el establecimiento de la simbiosis micorrízica, depender de las interacciones entre los tres componentes más importantes del sistema: el hongo, las plantas y las condiciones ambientales. Su presencia puede implicar que ocurran procesos de reconocimiento entre los simbiosistas, de compatibilidad y de especificidad, los cuales condicionan su expresión y conducen a la integración morfológica y funcional de las asociaciones.

La formación de HMA implica una serie de pasos que parten del reconocimiento de la raíz por el hongo, formación de un apresorio para la penetración en las células epidérmicas; la hifa se desarrolla en el córtex radical después de la penetración a la raíz para la formación de arbuscúlos, vesícula e hifas (Figura 3). Las esporas de los HMA, dependiendo de la especie, pueden tener un diámetro entre 30 μm y 500 μm (Smith y

Read, 2008; citado por Acosta 2019). Estas estructuras se caracterizan por el almacenamiento de lípidos y algunos hidratos de carbono.

Las paredes celulares de los HMA son gruesas conteniendo quitina y en algunos casos poseen glucano. Cuando las esporas germinan, hay crecimiento de hifas extraradicales (Smith y Read, 2008; citado por Acosta 2019).

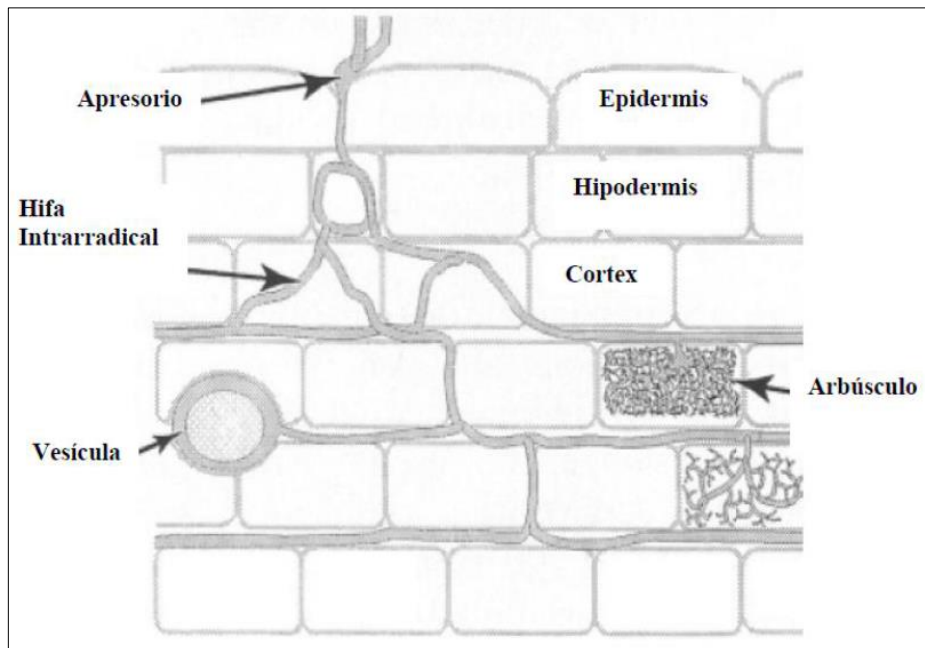


Figura 3. Desarrollo de hifas intramatriciales y estructuras del HMA en la raíz (Acosta, 2019)

2.2.7. Fisiología de la simbiosis

La relación HMA-planta no es considerada específica, debido a que cualquier especie de HMA puede colonizar o formar simbiosis con cualquier planta (Posada, 2001), debido a que se encuentran en todo tipo de suelos (Molina, 2005). Bajo ciertas condiciones edafoclimáticas, algunos hongos pueden beneficiar mejor o en mayor grado un determinado hospedero. (Rodríguez, 2004).

Khanam (2006) afirma que, el pH, la humedad del suelo y la disponibilidad de nutrientes están influyendo tanto en la colonización micorrízica como en el número de esporas. En diferentes cultivos y variedades de una misma especie vegetal se han obtenido diferentes respuestas de crecimiento de la planta, de acuerdo a la especie de MA utilizado para inocular.

Philippot et al. (2013) afirman que, el crecimiento y desarrollo de las plantas está influenciado por una diversidad de factores del medio en el que viven, que pueden ser de carácter biótico y/o abiótico. La presencia de la planta, y específicamente de la raíz, influye en el desarrollo de los microorganismos que viven a su alrededor. Los microorganismos son importantes proveedores de nutrientes para las plantas, tanto por su capacidad para el ciclado de nutrientes, como por la capacidad de algunos de ellos de establecer asociaciones simbióticas mutualistas a nivel de raíces de las plantas especializadas en la captación y transferencia de nutrientes. La mayoría de estas interacciones planta-microorganismo se desarrollan en una zona denominada “rizósfera”, que constituye un ambiente dinámico en donde las comunidades microbianas interactúan con las raíces de las plantas. La rizósfera es la zona de suelo que rodea y está influenciada por las raíces de plantas vivas, las cuales inducen la proliferación de los microorganismos y es considerada una de las interfaces más dinámicas en el planeta en donde interactúan bacterias (saprófitas y simbióticas), hongos (incluyendo micorrizas), oomicetos, virus y arqueas. La rizósfera es de vital importancia para el desarrollo de las plantas.

Nazareno et al. (2017) manifiesta que, existe un amplio rango de especies de hongos de la rizósfera que promueven el crecimiento y el desarrollo de las plantas, así como su sanidad, pudiendo pertenecer a los siguientes grandes grupos funcionales: a) saprótrofos que pueden pertenecer al Phylum Ascomycota y Mucoromycota; éstos

degradan la materia orgánica, participan en la formación de humus y liberan o dinamizan nutrientes claves para el crecimiento de las plantas. Además, estos organismos sintetizan diferentes metabolitos como sideróforos u otros compuestos que actúan en la movilización del P y/o en la detoxificación de compuestos xenobióticos y otros de acción fitotóxica, así como también en otros mecanismos que promueven el crecimiento vegetal; b) antagonistas de fitopatógenos incluyendo a otros hongos (micoparasitismo) como los del género *Trichoderma* que suelen utilizarse como agentes de biocontrol; c) patógenos de animales como los hongos entomopatógenos y nematófagos, y; d) simbiontes de las plantas representados por los hongos formadores de micorrizas (micorrizas arbusculares, MA; micorrizas ericoides, orquidioides y ectomicorrizas, ECM) y los endófitos mutualistas (endófitos septados negros).

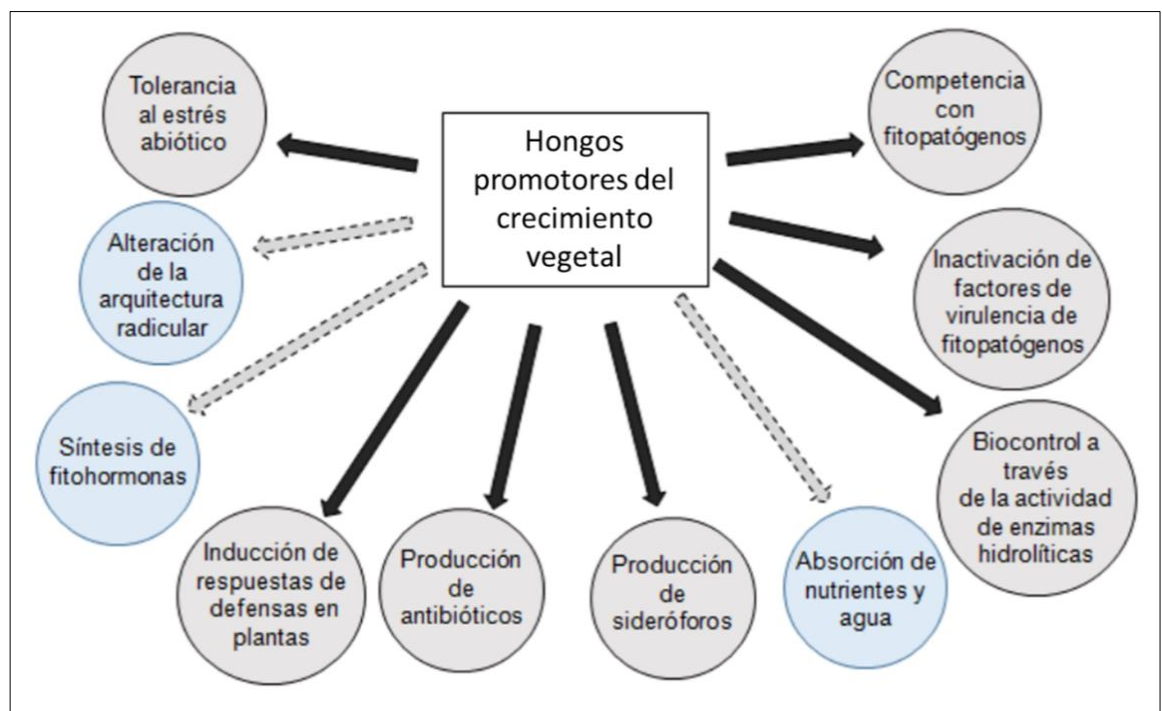


Figura 4. Mecanismos fúngicos directos (flechas grises) e indirectos (flechas negras) involucrados en la promoción del crecimiento vegetal (Nazareno et al., 2017).

Estos hongos rizosféricos involucran diferentes mecanismos directos que aumentan la disponibilidad de los nutrientes y el agua a las raíces y/o incrementan el crecimiento vegetal o en forma indirecta mejoran su sanidad, reduciendo a través de interacciones antagónicas la incidencia de fitopatógenos (Figura 4), características claves en el desarrollo de estrategias sustentables para la producción vegetal. (Nazareno et al., 2017).

2.2.8. Hongos de suelo como movilizadores de fósforo

Nazareno et al. (2017) afirma que, algunos grupos de hongos de suelo como movilizadores de fósforo (P), mecanismos y su relación con la promoción del crecimiento vegetal y son formadores de micorrizas arbusculares.

Nouri et al. (2014) afirma que, el intercambio de nutrientes es una característica central de las MA, donde los hongos simbioses, en su carácter de obligados, obtienen carbono (C) de su planta huésped mientras que la asisten con la adquisición de varios nutrientes del suelo en condiciones limitantes, siendo el P_i uno de los principales aportes. Se considera que la función predominante de los hongos formadores de micorrizas arbusculares se atribuye al aumento de la absorción de P de la planta huésped como consecuencia de su mecanismo de captación de P de alta afinidad, siendo un alto nivel de P en el suelo un inhibidor de la simbiosis. Estudios sobre la interacción entre *Petunia hybrida* y *Rhizophagus irregularis* revelaron que la limitación en nitrógeno (como nitrato) en el suelo contrarresta el efecto supresor de la MA por altos contenidos de P, sugiriendo que las plantas promueven la simbiosis siempre que estén limitadas por algunos de estos dos nutrientes.

Para Xie et al. (2016) estudios con radiomarcadores y microscopia confocal demostraron que las hifas extrarradiculares de los hongos MA adquieren P_i de la

solución edáfica a través de transportadores localizados en la membrana plasmática, siendo luego acumulados en el protoplasto y derivando en la síntesis de polifosfatos en vacuolas ácidas que se translocan a las hifas intrarradiculares. Específicamente en los arbusculos, es donde los polifosfatos son hidrolizados a Pi por fosfatasas y exopolifosfatasas, después de lo cual el Pi se libera al espacio periarbuscular donde la planta lo absorbe a través de transportadores de Pi expresados específicamente durante la simbiosis en células corticales que tienen arbusculos y que están ubicados en la membrana vegetal periarbuscular (Figura 5).

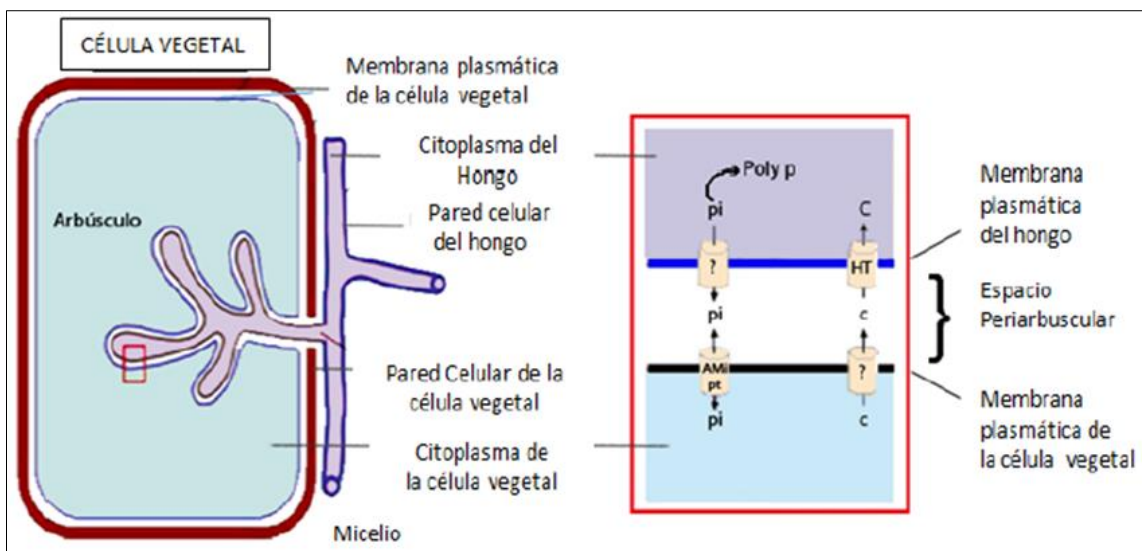


Figura 5. Translocación de P y C en la interfaz HMA – planta (Nazareno et al., 2017)

Nazareno et al. (2017) muestra que el Pi es captado por transportadores especializados ubicados en la membrana plasmática del hongo en el micelio extrarradical (Figura 5). El Pi en el interior del arbusculo derivado a partir del hidrólisis del polifosfato (Poli P) se importa desde la interfaz simbiótica (espacio periarbuscular) a las células vegetales a través de los transportadores de Pi inducibles por hongos MA

(TPiMA). En forma contraria, transportadores de hexosa (HT) importan carbono de la planta al hongo.

Joner y Johansen (2000) con respecto a la habilidad extracelular de los hongos MA para la mineralización del P orgánico del suelo, no parece ser importante la actividad fosfatasa asociada a las paredes celulares de su micelio extrarradicular. Para Baslam et al. (2013) algunos estudios comprobaron que la colonización por hongos MA mejoró la absorción de todos los macro y micronutrientes cuando las plantas se fertilizan con un bajo nivel de P y N. mientras que para Muthukumar et al. (2014) las limitaciones para la absorción de nutrientes en suelos ácidos (pH menor de 5) pueden ser superadas por la extensión del micelio externo del hongo. Contrastando con las observaciones anteriores, ciertos estudios han reportado la falta de beneficios para las plantas micorrizadas en suelos ácidos.

2.2.9. Etapas de la simbiosis

El término simbiosis fue propuesto por primera vez por Frank (1887), citado por Sánchez (2015), como término neutral que no necesariamente significa parasitismo, basado en la coexistencia de organismos diferentes. Se le atribuye la introducción de los términos parasitismo y simbiosis, a De Bary (1879) quien utilizó este término para referirse a la vida común entre el parásito y el hospedero, así como de las asociaciones en la que los organismos se ayudan respectivamente (Capistrán, 2003). Posteriormente, los términos, simbiosis y parasitismo cambiaron: simbiosis comenzó a utilizarse para referirse a una asociación benéfica entre dos organismos distintos, mientras que parásito y parasitismo se convirtieron casi en sinónimos con patógeno y patogénesis (Allen et al., 2003).

Guerra (2014) la asociación entre planta – HMA, beneficia significativamente la nutrición mineral de los cultivos, brinda protección contra patógenos del suelo y confiere resistencia a diferentes agresiones tales como sequía, salinidad, metales pesados, regulando de esta manera el estrés biótico y abiótico para la planta; por lo cual esta simbiosis es considerada un recurso biológico en la agricultura moderna y sostenible, tanto en programas de seguridad alimentaria como de biorremediación de suelos.

Barrena y Arango (2002) en el proceso coevolutivo de los microorganismos interactúan con las raíces de la planta, las diferentes etapas o pasos que ocurren en la relación planta Micorriza Vesículo Arbuscular (Figura 6); las etapas de la simbiosis son:

Etapa A. De infección (Penetración). La raíz de una planta susceptible, puede infectarse con Micorriza Vesículo Arbuscular (MVA) siempre y cuando éste presente una estructura infectiva del hongo, la cual, es estimulada a germinar, crecer y entrar en contacto con los pelos absorbentes. Se consideran órganos o unidades infectivas las esporas y otras estructuras del hongo u otra raíz ya infectada. Bajo condiciones favorables la infección puede ocurrir en 2-3 días.

Etapa B. De colonización y distribución. Una vez que el hongo ha invadido la raíz, se distribuye en ella, creciendo inter e intracelularmente, invadiendo toda la corteza de la raíz. Además, forma los órganos característicos antes mencionados: micelio interno, arbusculos y vesículas. La duración del proceso de distribución depende del ambiente, de la especie vegetal y por supuesto del hongo, tardando de 10 días hasta varias semanas.

Etapa C. De estabilización o efectividad. Simultáneamente a la formación de estructuras internas (Etapa B), el hongo forma micelio externo; órgano a través del cual

absorbe los nutrientes y los transporta a la raíz, en este momento es cuando la simbiosis empieza a funcionar en forma benéfica para la planta. La efectividad de la simbiosis se expresa por el beneficio que tenga la planta, factor que, obviamente, es de interés primordial para el agricultor.

Etapa D. De reproducción. De 1-4 meses después de la etapa C, el hongo empieza a reproducirse formando esporas asexuales en el micelio externo. Las esporas son consideradas los órganos de supervivencia del hongo por largo tiempo en el suelo especialmente en épocas que no hay hospedero a su alcance.

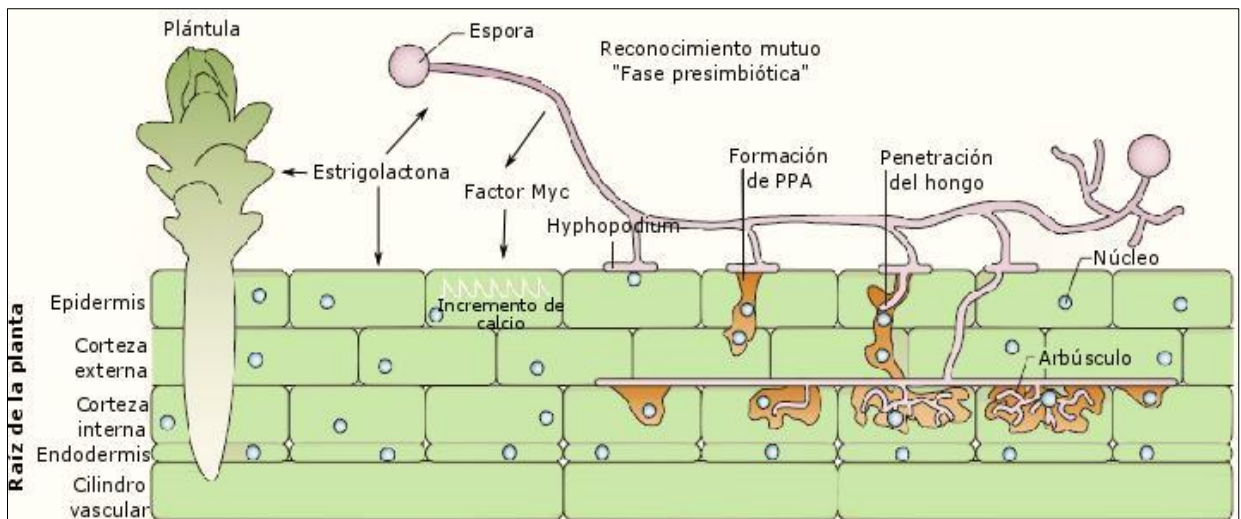


Figura 6. Desarrollo de la simbiosis (Modificado de Parniske, 2008; citado por Sánchez, 2015)

2.2.10. El romerillo macho (*Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page)

Suclupe (2007, p.6) es un árbol de origen natural de las montañas de la vertiente oriental de los Andes peruanos. Tiene un tronco con DAP de 2 m y alcanza hasta 40 m de altura. Su origen se remonta al período jurásico, los especialistas la denominan una planta prehistórica, pudiendo vivir hasta 700 años.

IUCN (2001) y García (2007) se distribuye en Bolivia (La Paz, Santa Cruz), Brasil (Rondônia), Colombia (Antioquia, Huila, Risaralda, Sucumbíos, Ecuador (Zamora-Chinchiipe), Perú (Cajamarca-San Ignacio, Junín, Pasco-Oxapampa, Puno) y Venezuela (Mérida, Táchira) (Tropicos, 2020). El estado de conservación es NT - Casi amenazado- Nacional.

2.2.11. Categorías de regeneración natural de las especies

Lamprecht (1990) clasifica a la regeneración natural de la vegetación arbórea en categorías diferentes que a continuación se detallan:

Brinzal, es la categoría de regeneración natural, considera a aquellos individuos entre 0.10 m a 1.49 m de altura. Pueden ser árboles, arbustos, palmeras y helechos.

Latizal, es la categoría de regeneración natural, considera a aquellos individuos \geq a 1.50 m de altura y $<$ a 10 cm de DAP. Pueden ser árboles, arbustos, palmeras y helechos.

Fustal, es la categoría de regeneración natural, considera a aquellos individuos \geq a 10 cm de DAP. Pueden ser árboles, arbustos, palmeras y helechos.

2.3. Conceptos básicos

El bosque. La FAO (2000, 2004) lo define como “tierras que se extienden por más de 0,5 hectáreas dotadas de árboles de una altura superior a 5 m y una cubierta de dosel superior al 10 por ciento, o de árboles capaces de alcanzar esta altura in situ”. También lo define como tierra considerada como “otra tierra” cuyo uso es predominantemente agrícola o urbano y que tiene porciones de cubierta de árboles que se extienden por más de 0,5 hectáreas con una cubierta de dosel de más de 10 por ciento

de árboles capaces de alcanzar una altura de 5 m en la madurez. Incluye tanto las especies de árboles que se encuentran en los bosques como fuera de ellos.

El árbol y el suelo. El árbol del bosque, es una especie leñosa perenne con un solo tronco principal o, en el caso del monte bajo con varios tallos, que tenga una copa más o menos definida. Incluye a bambúes, palmeras y otras plantas leñosas, el suelo del bosque es la parte superficial de la corteza terrestre, biológicamente activa, que tiende a desarrollarse en la superficie de las rocas emergidas por la influencia de la intemperie y de los seres vivos, está compuesto por minerales, materia orgánica, diminutos organismos vegetales y animales, aire y agua. Es una capa delgada que se ha formado muy lentamente, a través de los siglos, con la desintegración de las rocas superficiales, hojarasca por la acción del agua, los cambios de temperatura y el viento. Las plantas y animales que crecen y mueren dentro y sobre el suelo del bosque son descompuestos por los microorganismos, transformados en materia orgánica y mezclados con el suelo. (FAO, 2012).

La biodiversidad o diversidad biológica. Es la variedad de la vida, incluye varios niveles de la organización biológica. Abarca a la diversidad de especies de plantas y animales que viven en un sitio, a su variabilidad genética, a los ecosistemas de los cuales forman parte las especies y a los paisajes o regiones en donde se ubican los ecosistemas. También incluye los procesos ecológicos y evolutivos que se dan a nivel de genes, especies, ecosistemas y paisajes (CONABIO, 2009). La variabilidad de organismos vivos de todas las procedencias, entre otros, los ecosistemas terrestres, marinos y otros ecosistemas acuáticos, y los complejos ecológicos de los que forman parte. Incluye la diversidad dentro de las especies, entre las especies y los ecosistemas. La conservación de la biodiversidad, se realiza en un área de bosque designada para la conservación de la biodiversidad. Incluye, pero no se limita a las áreas designadas para

la conservación de la biodiversidad y la conservación dentro de las áreas protegidas. (FAO, 2012).

Hongos simbiotes. Los hongos tienen la capacidad de poder asociarse con otros organismos de forma simbiótica para poder colonizar medios y obtener unos beneficios que por ellos mismos serían incapaces de conseguir. Son dos las principales y más conocidas simbiosis fúngicas; la primera es la que forman con algas o cianofíceas para formar líquenes, y otra es la que forman con las raíces de plantas vasculares para formar las micorrizas. Un líquen es la asociación simbiótica entre un hongo específico, denominado micobionte, y un alga verde o una cianobacteria denominada ficobionte. El producto de esta combinación es muy distinto del organismo fotosintético o del hongo independiente, y también son distintas las condiciones fisiológicas en las cuales puede sobrevivir. También las micorrizas son asociaciones simbióticas entre los hongos y las raíces de plantas vasculares. Son capaces de absorber y transportar fósforo, zinc, manganeso y cobre, todos nutrientes esenciales. Los hongos se benefician obteniendo carbohidratos de la planta hospedante. (Amengual, 2010).

Micorrizas. Las micorrizas (mico = hongo, riza = raíz), son asociaciones simbióticas mutualistas entre las raíces de las plantas superiores y algunos hongos benéficos del suelo (Pardo, 2006). Proviene de la fusión del término griego “mykos” (hongo) y del vocablo latino “rhiza” (raíz), cuyo significado se refiere a la asociación mutualista establecida entre las raíces de las plantas y ciertos hongos del suelo, en la cual las raíces pierden su carácter individual para convertirse en un órgano dual conformado por su propia estructura, más la suma de las estructuras del hongo que se asocian con ellas, para cumplir un papel fundamental en la nutrición, sanidad y productividad de los cultivos y también de la fertilidad, sostenibilidad, calidad y resiliencia de los suelos. (Sánchez y Velásquez, 2008).

Endomicorrizas (MA). La micorriza arbuscular, es el tipo de micorriza con mayor potencial en el campo agrícola ya que trabaja o forma simbiosis con un 95 % de las plantas y una característica importante es que a diferencia de las ectomicorrizas no forma trufas. Las esporas al germinar forman hifas, en este tipo de micorriza el crecimiento de las mismas es intracelular e intercelular, formando vesículas arbusculares que crecen dentro de la célula. A este hongo se le llama micorriza arbuscular (MA) y no micorriza vesícula arbuscular (MVA) por la razón que se ha descubierto que hay algunas dentro de este tipo que no producen vesícula. (Rodríguez, 2004).

Hongos micorrízicos arbusculares (HMA). Son microorganismos del suelo que forman simbiosis con el 80 % de las plantas terrestres (Vierheilig, 2004), formando arbusculos, vesículas (en algunas especies) e hifas, dentro de las células corticales de las plantas que colonizan. Se distribuye en todos los ecosistemas, puede ser muy heterogénea en un mismo sitio en cuanto a variedad y cantidad, requisito importante para que la planta obtenga el máximo beneficio de la asociación (Prieto-Benavides et al., 2012). Los beneficios que tiene la asociación simbiótica de las micorrizas con las plantas son: 1) facilitan el reciclaje de nutrientes, 2) ayudan a la planta a crear mecanismos de resistencia al ataque de microorganismos patógenos, 3) estimulan la formación de hormonas que ayudan al crecimiento de las plantas, 4) sirven como una extensión de las raíces que le permiten a la planta tener una mayor área de absorción.

Arbusculos. Es la estructura más importante de la simbiosis, porque es ahí donde ocurre el intercambio de nutrientes del hongo al huésped y viceversa. Los arbusculos siempre están en contacto con hifas intracelulares. La vida de los arbusculos es corta; la degradación empieza a partir de los extremos de las ramas hacia su base. En el interior

de la misma célula pueden existir partes vivas y partes muertas; el tronco es la última parte en colapsar. (Rodríguez, 2001).

Esporas. Es uno de los medios reproductivos del hongo, al germinar producen una estructura denominada hifas. La germinación de la espora se debe al estímulo de exudados producidos por las raíces de las plantas llamados flavonoides; sin embargo, este es solo uno de los tantos aminoácidos y carbohidratos que participan en la germinación de la espora siendo los flavonoides los más importantes. El tiempo que necesita una espora para su germinación es de uno a dos meses, dependiendo de la especie. (Rodríguez, 2001).

Hifas. Penetran en la raíz y forman un apresorio en las capas más internas del parénquima cortical. La infección también puede ocurrir por hifas que recorren la superficie de las raíces. Se pueden presentar dos tipos de hifas: gruesas y delgadas, cuyo crecimiento en la epidermis de la raíz, puede ser intracelular o intercelular. Las hifas nunca penetran la endodermis, tejidos vasculares, meristemo, tejido viejo de la raíz o en sistemas especializados de organismos vivos. Si en algún momento se observan al microscopio hifas muy oscuras, es debido que a través del tiempo existe una degradación y descomposición de las mismas. (Rodríguez, 2001).

Vesículas. Las vesículas cumplen en el hongo la función de reserva de alimento. Se forman intracelular o intercelularmente. (Chavarría, 1999).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación de la investigación

El trabajo de campo se realizó en la zona de amortiguamiento del Área de Conservación Municipal Bosque de Huamantanga – ACMBH (Figura 7), ubicado en el distrito y provincia de Jaén, región Cajamarca. Se accede al área de estudio por una trocha carrozable, en vehículo motorizado en la ruta: Jaén - Centro Poblado La Cascarilla - caserío Santa María - caserío La Rinconada Lajeña - caserío San José de la Alianza y caserío Nueva Jerusalén, recorriendo una distancia de 35 km en un tiempo de recorrido de aproximadamente dos horas. Donde se tomaron las muestras de rizósferas de romerillo macho (*Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page) y los suelos asociados a los especímenes de las categorías brinzal, latizal y fustal.

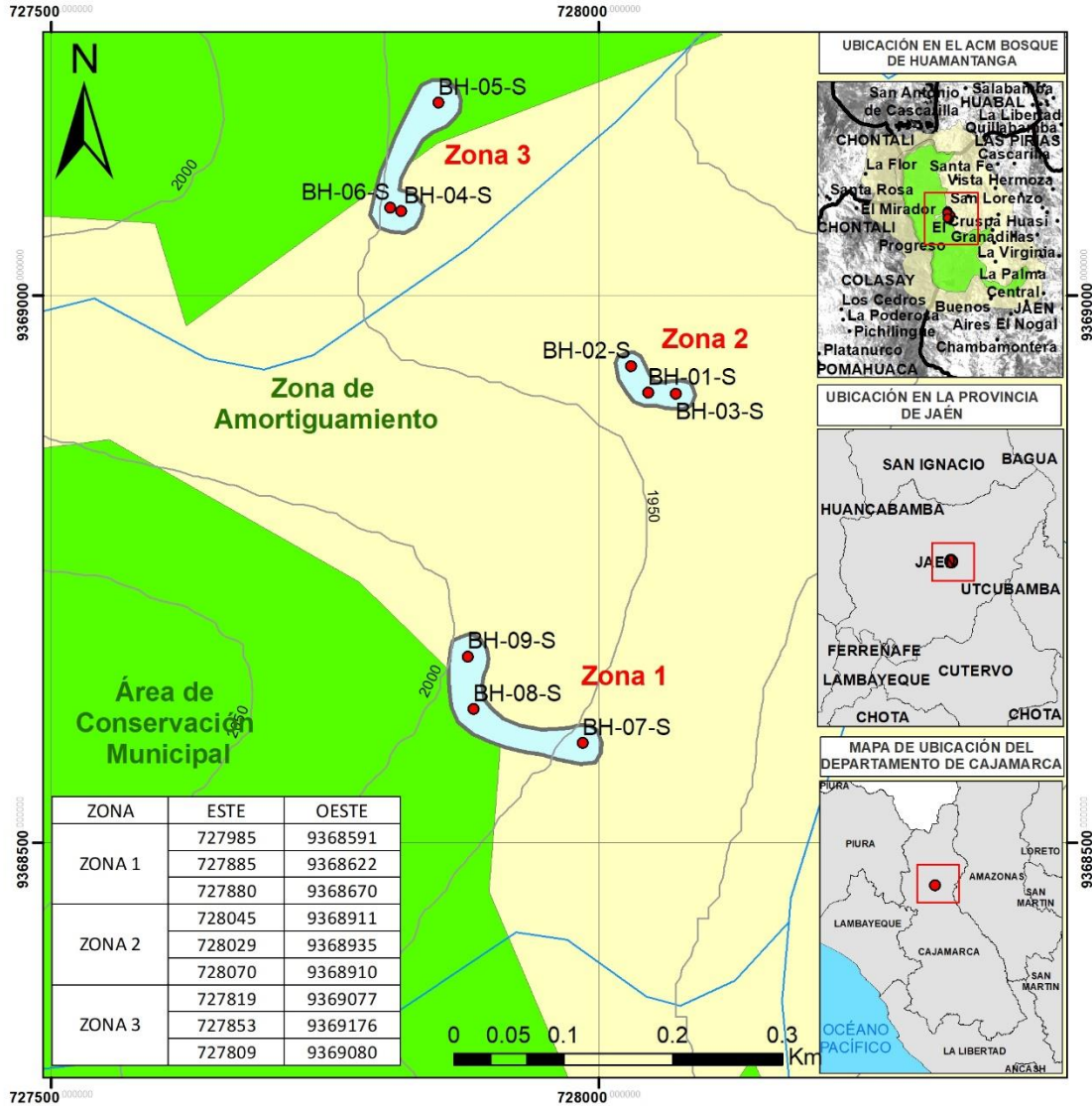
El trabajo de gabinete se realizó en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales y Mejoramiento Genético y el procesamiento de muestras botánicas, se realizó en el laboratorio de Dendrología de la Universidad Nacional de Cajamarca - Filial Jaén.

3.1.1. El Área de Conservación Municipal Bosque de Huamantanga - ACMBH

Suclupe (2007, p.6) la Municipalidad Provincial de Jaén crea el Área de Conservación Municipal Bosque de Huamantanga, mediante Ordenanza Municipal N° 07-2003.MPJ, con fecha 24 de noviembre del 2003, en concordancia con la Ley Orgánica de Municipalidades - Ley N° 27972 (06/05/2003), donde se declara “de necesidad y utilidad pública”, prohibiéndose toda acción de tala, extracción de recursos forestales maderables y de fauna silvestre.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
ESCUELA DE POSTGRADO
MAESTRIA EN GESTIÓN AMBIENTAL



Leyenda	
	Curvas de nivel
	Quebradas
	Área de Conservación Municipal
	Zona de Amortiguamiento

TESIS		
IDENTIFICACIÓN Y CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA DE LA POBLACIÓN DE MICORRIZAS ARBUSCULARES, EN FUNCIÓN AL ESTADO DE DESARROLLO DEL <i>Retrophillum rospigiosii</i> (Pilg.) C.N. Page EN EL BOSQUE DE HUAMANTANGA, JAÉN - PERÚ		
MAPA DE UBICACIÓN DE RUTAS DE ACCESO Y PUNTOS DE MUESTREO		
TESIS: Leiver Flores Flores	ESCALA : 1:8,000,000	FORM. DE IMPRESIÓN: A4
FECHA: Enero 2020	PROYECCION Y DATUM : WGS84 - Z 17 S	LAMINA: 01
FUENTE: Carta Nacional (Hoja-121) IGN, INEI, MED, ZZE-Jaén, Trabajo de campo	DISEÑO : Karina Jacinto	
		HERRAMIENTAS: ARGIS 10.4.1, Google Earth, Qgis 2.18

Figura 7. Mapa de ubicación del trabajo de investigación

El ACM Bosque de Huamantanga, es uno de los ecosistemas principales del norte peruano, ubicado en los centros poblados La Virginia y La Cascarilla, distrito y provincia de Jaén, región Cajamarca (Figura 8). Abarca una superficie de 3840.72 has y 35,714.70 metros lineales de perímetro. Está en la jurisdicción de los caseríos La Virginia, San José de la Alianza, Nueva Jerusalén, Rinconada Lajeña y San Luis del Nuevo Retiro. La cota de altura más baja está entre los 1800 m s. n. m. y la cota de altura más alta está entre los 3200 m s. n. m. (Suclupe, 2007).



Figura 8. Vista del ACM Bosque de Huamantanga (San José de la Alianza)

Los ecosistemas del ACM Bosque de Huamantanga, comprende dos tipos de bioclimas: 1) bosque muy húmedo Montano Bajo Tropical (bmh-MBT), con temperaturas que oscilan entre 12 °C hasta 17 °C, con precipitación promedio anual de 3000 mm, con escurrimiento superficial promedio anual de 1200 mm; y 2) bosque húmedo Premontano Tropical (bh-PT), con temperaturas que oscilan de 18 °C hasta 25 °C, con precipitación promedio anual de 750 mm, y escurrimiento superficial promedio anual de 158 mm. (Suclupe, 2007).

Presenta alta biodiversidad, en la parte más alta la vegetación es cargada de musgos, líquenes, hepáticas, orquídeas, bromelias, entre otros especímenes. Por debajo

de los 2,700 m s. n. m., la vegetación del bosque es más alto, encontrándose especies como cedro, cético, begonia y papaya silvestre (*Carica* sp.). Predominan las especies de la familia Podocarpaceae, como romerillo (*Podocarpus glomeratus*), que protegen suelos y conservan el ciclo del agua. Se encuentra fauna silvestre como gallito de las rocas, reptiles, tapir de altura, armadillo, oso de anteojos, sajino. (Suclupe, 2007).

Es un bosque de neblina que captura el vapor de agua de la atmósfera a través de los musgos que cubren los árboles, y conducirla en forma de agua hacia manantiales y quebradas conocidas con los nombres de La Rinconada, San José de la Alianza, La Cascarilla, El Coto, etc., cursos de aguas que originan el río Amojú, luego recorre un aproximado de 30 km, desembocando en el río Marañón, distrito de Bellavista, con un caudal de 2.00 m³/s. Encierra diversos recursos ecoturísticos como el mirador natural Huamantanga, bosque de piedras.

3.2. Materiales, herramientas y equipos

3.2.1. Material biológico:

Muestras de suelo y rizósfera de romerillo macho (*Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page) en las categorías, brinzal, latizal y fustal.

3.2.2. Materiales, herramientas y equipo de campo:

Materiales: libreta de apuntes y lápiz, bolsas plásticas, paja rafia, cordel de nylon, bolsas de polietileno, sacos de plástico, material para prensado, material para preservado (alcohol 96°), material para secado de muestras, material para montaje de muestras.

Herramientas: wincha de metal de 5 m, machete, palana, pico, tijera de podar.

Equipos: Global Positioning System (GPS) marca GARMIN *etrex 20*, cámara fotográfica, tijera de podar con caña telescópica, vernier (pie de rey).

3.2.3. Materiales, equipos, insumos y reactivos de laboratorio:

Materiales: Pipetas de 1 ml, pipetas de 3 ml, tamiz de 4000, 500, 250, 125 y 63 μm , cajas Petri, asa de Koll, papel filtro, estiletes de disección, vaso de precipitación Erlenmeyer de 250 ml, embudo de vidrio, matraz, tubos de ensayo, laminillas de porta y cubre objeto.

Equipos: Refrigeradora, balanza analítica, estufa, centrífuga, horno, microscopio compuesto marca Olympus, estereoscopio, equipo de baño maría, horno desecador de muestras botánicas, cocinas eléctricas de una hornilla.

Reactivos: Azul de Tripano, azúcar, hidróxido de potasio, ácido clorhídrico, agua destilada, cloruro de sodio.

Insumos: Azúcar, agua oxigenada (H_2O_2) (50 ml)

Materiales y equipos de oficina: Cuaderno de apuntes, papel bond A4, laptop, impresora, cámara digital, memoria USB, calculadora.

3.3. Metodología

3.3.1. Trabajo de campo

a) Selección de las zonas de muestreo

Para el muestreo de suelo y rizósfera de romerillo macho (*Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page), se seleccionaron tres zonas de estudio en el ACM Bosque de Huamantanga; en la jurisdicción del caserío Nueva Jerusalén. Las zonas de muestreo fueron: Zona 1 (Sector cola de ardilla), Zona 2 (Camino cola de ardilla) y

Zona 3 (Sector Nueva Jerusalén), lugares donde habita el romerillo macho. En cada zona se ubicaron tres individuos de categorías diferentes de regeneración natural (Lamprecht, 1990), las categorías se detallan a continuación:

Brinzal : Individuos de 0.30 m de altura hasta 1.49 m de altura.

Latizal : Individuos \geq a 1.50 m de altura hasta $<$ 10 cm de DAP.

Fustal : Individuos \geq a 10 cm DAP.

b) Registro de datos en campo

En las zonas de muestreo de suelo y rizósfera, se tomaron los datos siguientes: zona, altitud, coordenadas UTM con el Global Positioning System (GPS), mediciones de individuos, tipo de muestra, categoría de regeneración natural y rotulación de muestras, la Figura 9 muestra los procedimientos realizados como trabajo de campo.



Figura 9. a) Georreferenciación de romerillo, b) Toma de datos de campo

c) Muestreo de suelo

La muestra de suelo se tomó muy cerca a la base de la planta para la categoría brinzal; entre 0.3 m a 1.5 m de distancia de la base del tronco para la categoría latizal; entre 0.50 a 5.0 m de distancia de la base del tronco para la categoría fustal,

dependiendo del lugar donde se encontraron la rizósfera (Figura 10ab). Cada uno de las muestras de suelo, tuvo un kilogramo aproximadamente. La profundidad de muestreo fue, entre 5 cm a 15 cm debajo del nivel del suelo, para el cual se utilizaron machete y palana. Antes del recojo de las muestras, se removieron y desmenuzaron el suelo; luego, se colocó en bolsas plásticas blancas, se etiquetaron con cinta maskintape y plumón indeleble, la Figura 10cd muestra el desarrollo de los procedimientos planteados en la metodología para la obtención de los resultados.



Figura 10. a) Medición de fustal, b) Muestreo, c) y d) Muestras de suelo

d) Muestreo de rizósfera

Las muestras de rizósfera, se tomaron muy cerca a la base de la planta para la categoría brinzal; entre 0.5 m a más metros de distancia de la base del tronco para las categorías latizal y fustal, para la cual se excavaba, siguiendo las raíces laterales por debajo del nivel del suelo, utilizando una palana, machete y cuchillas (Figura 11a). Se colectaron un kilogramo de se rizósfera para cada muestra aproximadamente, los cortes de la rizósfera se realizaron con una tijera de podar; luego, la rizósfera se colocaron en

bolsas plásticas blancas, se etiquetaron con cinta maskintape y plumón indeleble, la Figura 11b muestra el desarrollo de los procedimientos planteados en la metodología para la obtención de los resultados.



Figura 11. a) Área de muestreo, b) Muestras de rizósfera

e) Embalaje y transporte de muestras

Las bolsas con las muestras de suelo y rizósfera, se colocó en un saco de polietileno, para transportar a la ciudad de Jaén. Luego, las muestras se colocaron en refrigeración a menos de 10 °C, evitando de esta manera la pérdida de agua de las muestras; solamente, se retiraron de refrigeración, para continuar con el proceso de preparación de la muestra de suelo y tinción de rizósfera, para ser observados al microscopio. (Phillips y Hayman, 1970).

f) Colección y procesamiento de la muestra de romerillo macho

La colección de muestras botánicas, consistió en tomar una ramita terminal con hojas y frutos; luego, se hizo el preservado, prensado, secado, montaje, identificación de la muestra, procediendo de acuerdo a la metodología de Rodríguez y Rojas (2006).

g) Evaluación de la fitosociología básica del romerillo macho

Consistió en realizar un inventario de la vegetación arbórea, arbustiva y arborescente del área de estudio, toma de fotografías, colección botánica e identificación de los especímenes, para la cual, se tuvo en cuenta la metodología de Rodríguez y Rojas (2006), Mostacero (2009) y Pennington (2004); esta información, permitió hacer la evaluación y análisis de la fitosociología básica del *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page.

3.3.2. Trabajo de laboratorio

a) Identificación, taxonomía y caracterización del romerillo macho

La identificación y taxonomía del *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page, se ordenó de acuerdo al Sistema de Gimnospermas Vivientes de Christenhusz, et al. (2011) y el Sistema Angiosperm Phylogeny Group-APG IV (2016) (Anexo 2). La metodología para redactar las características morfológicas, es de acuerdo a Reynel et al. (2003, 2006) y Fernández (2017), con algunas modificaciones por ser una Gimnosperma. La fitosociología básica de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page, se basaron en el hábito de las especies acompañantes, como: árboles, arbustos y arborescentes; familias botánicas y nombres científicos.

b) Aislamiento y conteo de esporas de HMA en muestras de suelo

El método utilizado para el aislamiento y conteo de esporas de HMA del suelo, es el descrito por Gerderman y Nicholson (1963) con algunas modificaciones. Consistió en hacer la suspensión de la muestra de suelo en agua corriente y pasarlo por varios tamices de diámetros descendentes, se utilizaron tamices de 4000, 500, 250, 125 y 63 μm , ubicadas en posición vertical de mayor a menor dimensión, con la finalidad de

aislar las esporas para hacer el conteo. Se evitaron salpicaduras para que no puedan incidir en los resultados de conteo de las esporas. La técnica consistió en los pasos siguientes:

Se pesó 100 g de suelo en una balanza analítica, libre de raíces y piedras, luego se colocó en un vaso de precipitación Erlenmeyer de 500 ml de capacidad, luego se adicionó 350 ml de agua destilada; por un tiempo de 5 minutos, en forma continua. Después de transcurrido el tiempo de agitación, se dejó reposar por un tiempo de 2 minutos. La solución obtenida se filtró a través de un juego de tamices de 4000, 500, 250, 125 y 63 μm , debajo de la pileta; luego se lavó con agua corriente sobre el tamiz superior.

Luego, el contenido del tamiz de 63 μm , se vació en un tubo de centrífuga, con un volumen de 20 ml aproximadamente; se vertió 5 g de este contenido, en tres tubos de centrifugación, a cada uno se agregó 13 ml de solución de sacarosa al 72 %, haciendo una mezcla homogénea. Los tubos con el contenido se centrifugaron a una velocidad de 2000 r.p.m., durante 5 minutos. La centrifugación permitió que las esporas quedaran suspendidas en la solución de agua-sacarosa. Con una jeringa de 5 ml se recorrió la superficie de la solución para recoger las esporas que no atravesaron la solución. La muestra obtenida se colocó en una placa Petri, para observar al microscopio compuesto (40x), para el conteo de las esporas, para cada uno de los campos observados.

Para determinar los niveles del porcentaje de colonización de esporas de HMA de suelo, para cada categoría de regeneración natural, cada uno de las muestras se siguieron el mismo procedimiento, observando al microscopio en las placas dividiendo el número de campos colonizados sobre el total de campos observados y multiplicando por 100, según la fórmula:

$$\% \text{ Colonización} = \frac{\text{Campos colonizados}}{\text{Campos totales observados}} \times 100$$

c) **Tinción y recuento de raíces micorrizadas**

Para la tinción y recuento raíces micorrizadas se usó la técnica de Phillips y Hayman (1970), que permite evaluar el éxito de la colonización de las raíces (%), la identificación de estructuras presentes y determinar el estado de colonización. La técnica consiste en lo siguiente:

Se toman 10 raíces y se pesan, se lavan con abundante agua corriente durante 2 minutos. Las raíces se colocan en un frasco Erlenmeyer de 100 ml. Luego se hace la clarificación de las raíces, adicionando una solución de Hidróxido de Potasio (KOH) al 10 %, hasta cubrir todas las raíces, se colocaron a baño María (90 °C), durante 15 minutos. Se lavó las raíces con agua corriente, utilizando un tamiz para evitar pérdidas durante el enjuague.

Se realizó la inmersión en una solución fresca de Hidróxido de Potasio (KOH) al 10 % y Agua Oxigenada (H₂O₂) al 10 %, en una proporción de 1:1, este proceso se dejó durante 10 minutos. Se lavaron las raíces con agua corriente. Se acidificó con una solución de Ácido Clorhídrico (HCl) al 1 N durante 10 minutos. Luego se decantó el Ácido Clorhídrico (HCl) y las raíces se lavaron con agua corriente.

Se adicionó el colorante Azul de Tripan al 0.05 % y se colocó las raíces al baño de María por 10 minutos a 90 °C. Se decantó el colorante y se guardó en un recipiente para otros procesos. Se lavó las raíces en agua destilada, se depositaron en cajas Petri y se dejaron en reposo por 12 horas para eliminar el exceso de colorante. Finalmente, las raíces se montaron entre porta y cubreobjetos, 10 raíces de más o menos 1 cm de largo cada uno, se observaron al microscopio compuesto con el objetivo de 40x (Figura 12).

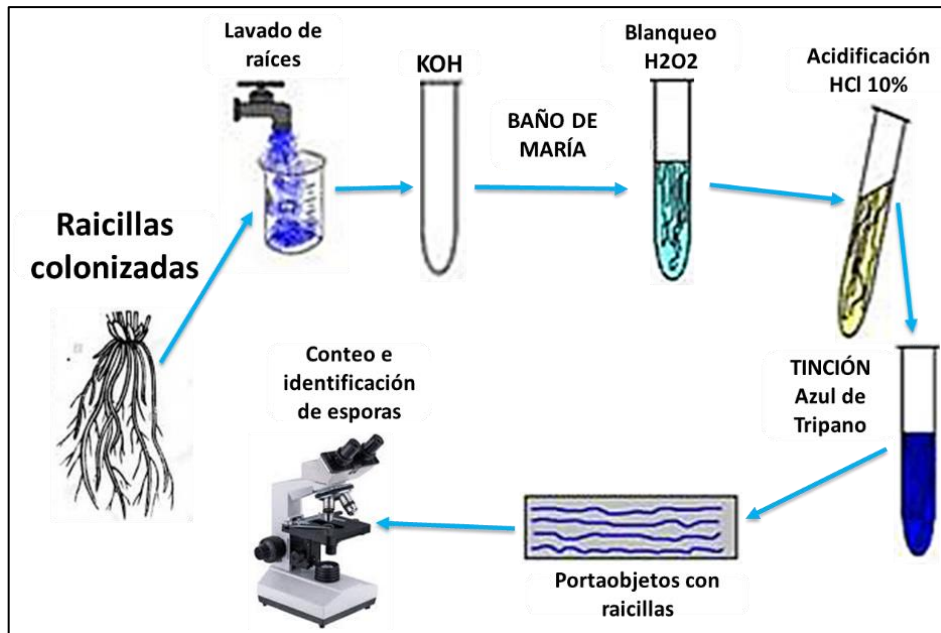


Figura 12. Procedimiento para la tinción de las raíces (Phillips y Hayman, 1970)

Se contaron los campos colonizados por estructuras de las MA al interior de las raíces (hifas, arbusculos y vesículas) y los no colonizados. El % de contrastación de la extensión de raíces colonizada por HMA detalla mediante la fórmula:

$$\% \text{ de extensión de raíces infectadas} = \frac{\text{Número de raíces infectadas}}{\text{Número de raíces observadas}} \times 100$$

d) Identificación de Hongos Micorrízicos Arbusculares

La lámina porta objeto con líneas graduadas permitieron medir el tamaño de las esporas en micras (um), la toma de fotografías, permitieron caracterizar las esporas, y fueron las bases para determinar los géneros y/o especies de HMA, para la cual se usó claves taxonómicas en concordancia a la metodología de Brundrett et al. (1996); Peterson et al. (2004); Powell & Bagyaraj (2000); como se citó en Prieto-Benavides (2012, p.235), Sánchez (2010).

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Taxonomía, caracterización, otros de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N.

Page

4.1.1. Taxonomía

Taxonomía de Gimnospermas Vivientes (Christenhusz et al., 2009; Anexo 2).

División : Gymnospermae
Clase : Equisetopsida
Subclase : Pinidae (Coníferas)
Orden : Araucariales
Familia : Podocarpaceae Endl.
Género : *Retrophyllum* C.N. Page
Especie : *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page.

Taxonomía del sistema Angiosperm Phylogeny Group (APG IV, 2016) (Anexo 2):

División : Gymnospermae
Clase : Equisetopsida C. Agardh
Subclase : Pinidae Cronquist, Takht. & W. Zimm.
Orden : Podocarpaceae Pulle ex Reveal
Familia : Podocarpaceae Endl.
Género : *Retrophyllum* C.N. Page
Especie : *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page.

4.1.2. Características de la categoría brinzal

La regeneración natural en la categoría brinzal del romerillo macho (*Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page.), presenta tallo recto, raíces laterales ligeramente visibles sobre la superficie, ramas distribuidas a lo largo del tallo de manera helicoidal, corteza externa ligeramente fisurada, corteza interna con fibras cortas y blanquecina. Ramitas con sección circular, estriadas. Hojas simples, sésiles, insertadas en forma de espiral formando dos hileras; peciolo torcidos uno a cada lado de la ramita, acomodadas por el haz y por el envés; lanceoladas a oblonga-lanceoladas de 3-5 mm de ancho por 7-9 mm de largo, ápice y base agudo, entero, nervadura central poco notoria, labra y ligeramente coriácea.

4.1.3. Características de la categoría latizal

La regeneración natural en la categoría latizal del romerillo macho, presentan tallo recto, con proyección cilíndrica. Raíces laterales cerca de la superficie del suelo. Ramificación monopodial alternada formando una copa con proyección semiglobosa. Corteza externa fisurada, ritidoma ligeramente escamoso-cactáceo. Corteza interna fibrosa y blanquecina. Ramitas terminales con sección circular, estriadas entre las intersecciones de las hojas de manera diagonal con respecto al eje directriz del fuste. Hojas simples, ligeramente sésiles, insertadas en forma de espiral formando dos hileras; peciolo diminutos torcidos en dos direcciones, ocupando uno a cada lado de la ramita, una hilera de hojas acomodadas por el haz y la otra por el envés; lanceoladas a oblonga-lanceoladas de 3-5 mm de ancho por 10-12 mm de largo, ápice agudo, base agudo a obtuso, borde entero, nervadura central poco notoria, las nervaduras laterales inconspicuos, de consistencia labra y coriácea.



Figura 13. Categoría latizal del romerillo macho

4.1.4. Caracterización de la categoría fustal

Especie: *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page

Sinonimias: *Decussocarpus rospigliosii* (Pilg.) de Laub., *Nageia rospigliosii* (Pilg.) de Laub., *Podocarpus rospigliosii* Pilg. (Tropicos, 2020).

Nombres comunes: Romerillo macho, romerillo blanco (Zona de estudio). En Perú: ulcumanu, romerillo, saucecillo, romerillo macho (Reynel et al., 2006); ulcumanu, diablo fuerte, romerillo macho (Gálvez et al., 2003). En Ecuador: romerillo, romerillo fino, romerillo azuceno, romerillo blanco, olivo, guabisay y romerillo colorado; en Colombia: pino, pino hayuelo, pino de montaña, pino romerón, pino silvestre y pino de pacho, pino colombiano, ají, chaquiro, pino criollo, pino real, pino rojo y pino amarillo; en Bolivia: pino de cerro; en Costa Rica: cipresillo blanco; en Honduras: ciprés de montaña, chilca, chilca real, ciprés y ciprés real; en Venezuela: pino, pino aparrado, pino de castillas, pinabete, pino rojo o real (Diez y Toro, 2004).

Datos de la muestra: Muestra botánica colectada en la zona de amortiguamiento del ACM Bosque de Huamantanga, jurisdicción del caserío Nueva Jerusalén, distrito y

provincia de Jaén; altitud de 1937 m s. n. m; coordenadas UTM: 0727853 E y 936917 N; habitando el bosque húmedo Pre Montano Tropical (bh-PT); el día 24 de marzo del 2018.

Características de órganos vegetativos: Árbol de 50 a 100 cm de DAP, de 25 a 35 m de altura, fuste cilíndrico, raíces laterales cercanas a la superficie del suelo, ramificada en el tercer tercio, copa ligeramente aparasolada. Corteza externa agrietada de color castaño, el ritidoma se desprende en placas rectangulares o irregulares, leñosa a ligeramente esponjoso y quebradizo (Figura 13a). Corteza interna de consistencia fibrosa y de color blanquecino a ligeramente cremoso (Figura 13b). Ramita terminal circular o poligonal, estriadas entre las intersecciones de las hojas y glabras. Hojas simples, sésiles, insertadas en forma de espiral en dos hileras; peciolo torcidos en dos direcciones, ocupando uno a cada lado de la ramita, una hilera de hojas acomodadas por el haz y la otra por el envés; lanceoladas a oblonga-lanceoladas de 3-5 mm de ancho, 10-12 mm de largo, ápice agudo, base agudo-obtuso, borde entero, nervadura central notoria, nervaduras laterales inconspicuos, coriácea y labra (Figura 13c).



Figura 13. Romerillo macho: a) y b) Corteza externa e interna, c) Ramita terminal

Características de órganos reproductivos: Especie dioica, inflorescencias formadas por estróbilos solitarios o agrupados en brotes cortos en la ramita terminal. Flores unisexuales y diminutas; flores masculinas de 1 mm de largo conformadas por una escama que alberga un estambre con dos sacos de polen; flores femeninas ovoides de 5-6 mm de largo y de 2-3 mm de ancho, conformadas por una escama que aloja un solo carpelo libre, rudimento seminal único. Frutos en conos drupáceos, carnosos, ovoide a subgloboso, provisto de una punta corta (apiculado), el tálamo o receptáculo cilíndrico, frutos maduros amarillentos (Figura 13c).

4.1.5. Estado fenológico

Frutos verdes y maduros entre los meses de febrero a mayo. Floración entre los meses de septiembre a octubre. Fructificación entre los meses de febrero a mayo, observaciones fenológicas concordantes con Reynel et al. (2006).

4.1.6. Estado de conservación

Para la IUCN (2001) y Cogollo Pacheco et al. (2007), la especie se encuentra en riesgo de extinción, en la categoría de Casi Amenazado (NT). Mientas que, para Reynel et al. (2006), la especie se encuentra en riesgo de extinción, en la categoría de En Peligro (EN).

4.1.7. Distribución del romerillo

En Perú, en los departamentos de Cajamarca, Junín, Pasco y Puno; altitudes de 470-2200 m s. n. m. (Tropicos, 2020) y de 1500-3500 m s. n. m. (Reynel et al., 2006). Bolivia, en La Paz y Santa Cruz a 1880 m s. n. m.; Brasil, en Estado Rondônia a 200 m s. n. m.; Colombia, en Antioquia, Huila y Risaralda a altitudes de 1500-2300 m s. n. m. (Bernal et al., 2016); Ecuador, en Sucumbíos y Zamora-Chichipe a altitudes de 600-

2300 m s. n. m.; Venezuela, en Mérida y Táchira a altitudes de 1900-2590 m s. n. m. (Tropicos, 2020).

4.1.8. Usos del romerillo

En construcción de viviendas rurales, mueblería y artesanía (zona de estudio). Presenta madera de buena calidad, trabajable y durable, madera de color blanco amarillento, grano recto, textura fina y brillo medio, con peso específico de 0.41 (Acebedo & Kikata, 1994; Pennington, 2004).

4.1.9. Fitosociología de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page

La vegetación cercana o alrededor de la población de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page, permitió determinar la relación fitosociológica y su interacción con estas especies vegetales, en un total de 55 especies forestales (Anexo 4). En la Tabla 1 y Figura 14, se muestran los hábitos de vida de las especies; árboles con 45 especies (81.8 %), arbustos con 9 especies (16.4 %) y arborescente con una especie (1.8 %).

Tabla 1. Hábitos en la fitosociología de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N.

Page

Hábito	Total	%
Árbol	45	81.8
Arbusto	9	16.4
Arborescente	1	1.8
Total	55	100

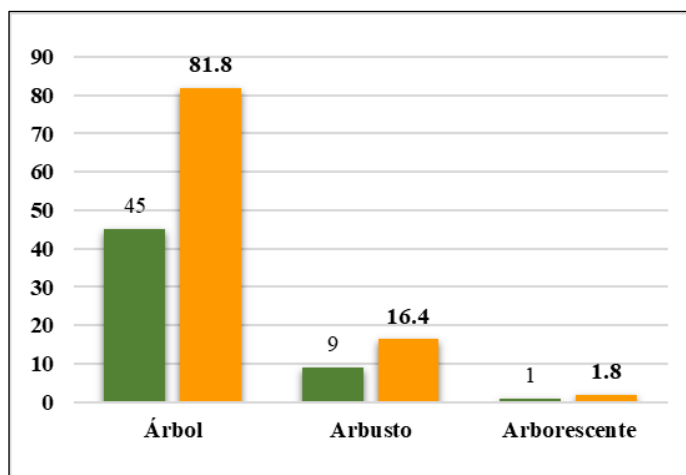


Figura 14. Hábitos en la fitosociología de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N.

Page

La Tabla 2, muestra las 26 familias botánicas que agrupan a las especies identificadas. Las familias Lauraceae, Rubiaceae, Euphorbiaceae, Moraceae, Clusiaceae y Melastomataceae, agrupan el mayor número de especies, con 30 especies (54.55 %); las otras 20 familias tienen menor cantidad de especies. El ACM Bosque de Huamantanga cuenta con una diversidad de especies de diferentes familias, Lauraceae con el género *Nectandra* y Moraceae con el género *Ficus* (Pérez, 2011); Rubiaceae (Pacheco, 2016, p.66); Lauraceae con 57 especies, destacando el género *Nectandra* con 13 especies (Vásquez, 2015); Moraceae con 10 especies, destacando el género *Ficus* (Sayago, 2018).

Tabla 2. *Familias botánicas en la fitosociología del romerillo macho*

Nº	Familias	Especies	%
1	Lauraceae	7	12.7
2	Rubiaceae	7	12.7
3	Euphorbiaceae	6	10.9
4	Moraceae	4	7.3
5	Clusiaceae	3	5.5
6	Melastomataceae	3	5.5
7	Araliaceae	2	3.6
8	Myrtaceae	2	3.6
9	Podocarpaceae	2	3.6
10	Rosaceae	2	3.6
11	Solanaceae	2	3.6
12	Actinidiaceae	1	1.8
13	Anacardiaceae	1	1.8
14	Asteraceae	1	1.8
15	Boragibaceae	1	1.8
16	Cecropiaceae	1	1.8
17	Chloranthaceae	1	1.8
18	Fabaceae	1	1.8
19	Juglandaceae	1	1.8
20	Meliaceae	1	1.8
21	Myrsinaceae	1	1.8
22	Passifloraceae	1	1.8
23	Piperaceae	1	1.8
24	Pteridophyta	1	1.8
25	Siparunaceae	1	1.8
26	Staphyleaceae	1	1.8
Total		55	100

4.1.10. Discusión sobre el hábitat y fitosociología del romerillo macho

El bosque de neblina es un hábitat natural que encierra gran diversidad de especies forestales maderables (Suclupe, 2007) y no maderables, el ACM Bosque de Huamantanga, forma parte de ella, allí se encuentran especies forestales como, el romerillo macho o romerillo blanco (*Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C. N. Page.) (Pennington, 2004; Reynel et al., 2006; Pérez, 2011; Pacheco, 2016; y Tropicos, 2020),

quienes reportan la especie en el ACMBH. Chávez (2012), evaluó la propagación vegetativa de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C. N. Page. y *Prumnopitys harmsiana* Pilger de Laubenfels, en San Luis del Nuevo Retiro, distrito Huabal, utilizando 5 tratamientos de ácido indolbutírico. Peña (2014), reporta la presencia de Podocarpaceae en la composición y diversidad arbórea en el bosque Chinchiquilla, San Ignacio. Las zonas donde se recolectaron las muestras botánicas, de raíces y suelos asociados con el romerillo macho, se encontraron en altitudes de 1937 m s. n. m. (zona 2) hasta 1995 m s. n. m. (zona 3); comparativamente, Diez y Toro (2004), reportó la presencia de la especie a una a 2205 m s. n. m., teniendo como precipitación promedia anual de 2415 mm, con dos épocas de lluvias durante el año, de abril a junio y de agosto a noviembre; en condiciones de suelos ácidos con un pH 5.0, con altos contenidos de materia orgánica, niveles medios de nitrógeno y bajo contenido de fósforo intercambiable.

Las especies vegetales de hábitos diferentes que coexisten con el romerillo macho (*Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C. N. Page.), en el ecosistema bosque de neblina, como el Bosque Huamantanga, comparten relaciones fitosociológicas, las cuales se convierten en especies condicionantes para la existencia y desarrollo de la diversidad de especies del bosque de neblina, con condiciones de precipitación anual mayor a 1000 mm, asociados en algunos casos a *Polylepis* y *Weinmannia*, en condiciones naturales crecen formando rodales “casi” puros e interactuando con especies de *Cedrela*, *Nectandra*, *Siparuna*, *Oreopanax*, *Calyptranthes* (Gálvez et al., 2003); asimismo, la cubierta vegetal que influye directamente en el proceso de regeneración natural, poniendo en práctica las acciones de conservación natural de las especies del bosque de neblina, como es el caso del romerillo macho que es una especie dioica (Pennington, 2004), cuya sexualidad es una condicionante para su reproducción, restringiendo el proceso de polinización y por consiguiente su regeneración natural (Reynel et al., 2006).

Asimismo, el romerillo macho, forman árboles pequeños aislados en potreros y cerca de la vivienda de los campesinos que han talado el bosque en el proceso de colonización, crecen lentamente y requieren sombra en los primeros años (Gálvez et al., 2003).

4.2. Tinción y recuento de raíces micorrizadas

4.2.1. Recuento de raíces micorrizadas por zona de muestro y categoría

Recuento de raíces micorrizadas en la zona 1 (Sector Cola de ardilla)

La Tabla 3 y Figura 15, muestran la colonización de las raíces de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page, para individuos de regeneración natural, en las categorías brinzal, latizal y fustal, en la zona 1 (Sector cola de ardilla); el recuento de raíces colonizadas por hifas, por vesículas/esporas y por arbusculos.

En latizal, se encontró mayor colonización por vesículas/esporas (54 %); seguido por brinzal, colonización por vesículas/esporas (52 %); muy cercano por fustal, colonización con vesículas/esporas (51 %). La colonización por hifas con porcentajes menores para las tres categorías. La colonización por arbusculos es bajo (3 %), como se observa en brinzal, latizal y fustal la colonización es cero.

Tabla 3. Colonización de los HMA en raíces por categoría en la zona 1

Categoría	Colonización por hifas (%)	Colonización por vesículas/esporas (%)	Colonización por arbusculos (%)	Colonización total (%)
Brinzal	42	52	3	97
Latizal	39	54	0	93
Fustal	34	51	0	85

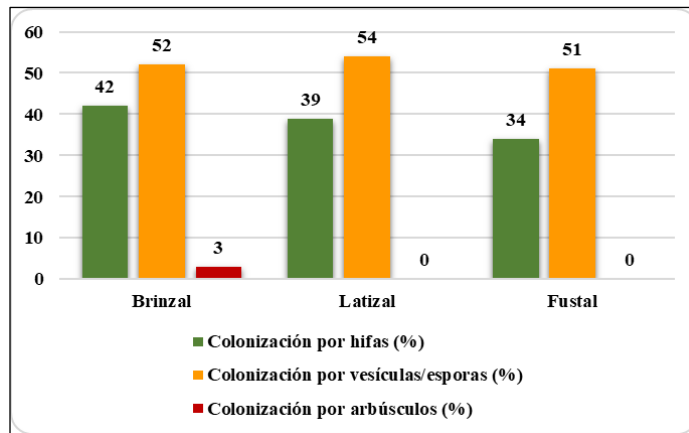


Figura 15. Colonización de los HMA en raíces por categoría en la zona 1

La Tabla 3 y Figura 16, muestran la colonización total por hifas, por vesículas/esporas y por arbusculos presentes en las raíces de las tres categorías. Para brinzal con 97 %; seguido de latizal con 93 %; por último, de fustal con 85 %.

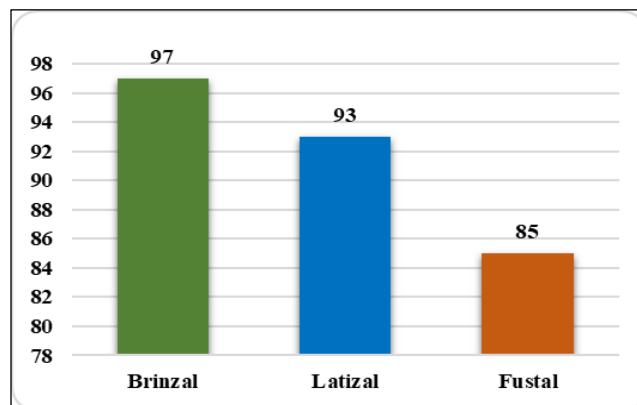


Figura 16. Colonización total en raíces por categoría zona 1

Recuento de raíces micorrizadas en la zona 2 (Camino a cola de ardilla)

La Tabla 4 y Figura 17, muestran la colonización de las raíces del romerillo macho, analizados para brinzal, latizal y fustal, para la zona 2; el recuento de raíces colonizadas por hifas, por vesículas/esporas y por arbusculos. La categoría fustal tuvo la mayor colonización por hifas (53 %); seguido por brinzal por colonización con vesículas/esporas (42 %). La colonización por arbusculos es bajo (1 %) para fustal; y para brinzal y latizal la colonización es cero.

Tabla 4. Colonización de los HMA en raíces por categoría en la zona 2

Categoría	Colonización por hifas (%)	Colonización por vesículas/esporas (%)	Colonización por arbuscúlos (%)	Colonización total (%)
Brinzal	49	42	0	91
Latizal	49	38	0	87
Fustal	53	35	1	89

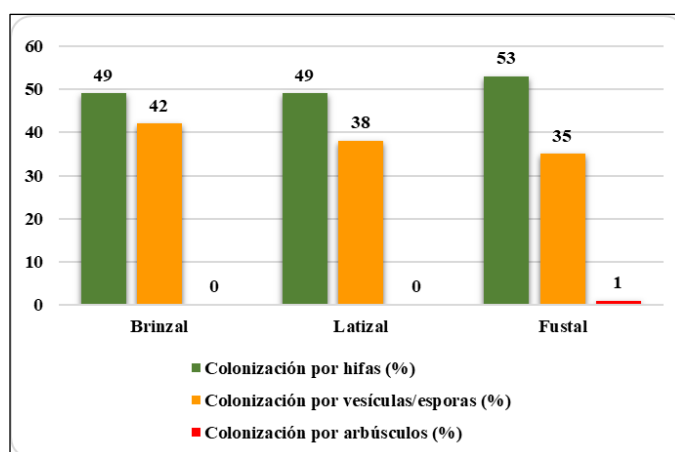


Figura 17. Colonización de los HMA en raíces por categoría en la zona 2

La Tabla 4 y Figura 18, muestran la colonización total por hifas, por vesículas/esporas y por arbuscúlos presentes en las raíces por categorías. Para brinzal 91 %; seguido de fustal 89 %; y para latizal 87 %.

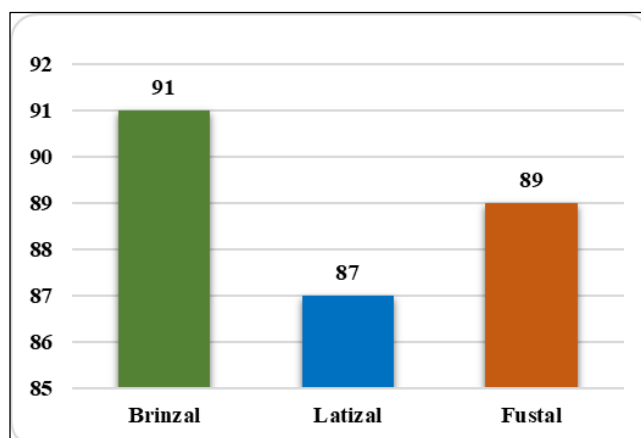


Figura 18. Colonización total en raíces por categoría zona 2

Recuento de raíces micorrizadas en la zona 3 (Sector Nueva Jerusalén)

La Tabla 5 y Figura 19, muestran la colonización de las raíces del romerillo macho, analizados en las categorías brinzal, latizal y fustal para zona 3; de acuerdo al recuento de raíces colonizadas por hifas, por vesículas/esporas y por arbuscúlos. En la categoría brinzal hay mayor colonización por hifas (50 %); seguido de latizal, colonización por vesículas/esporas (43 %); no hubo colonización por arbuscúlos para ninguno de las categorías.

Tabla 5. Colonización de los HMA en raíces por categoría en la zona 3

Categoría	Colonización por hifas (%)	Colonización por vesículas/esporas (%)	Colonización por arbuscúlos (%)	Colonización total (%)
Brinzal	50	41	0	91
Latizal	42	43	0	85
Fustal	46	40	0	86

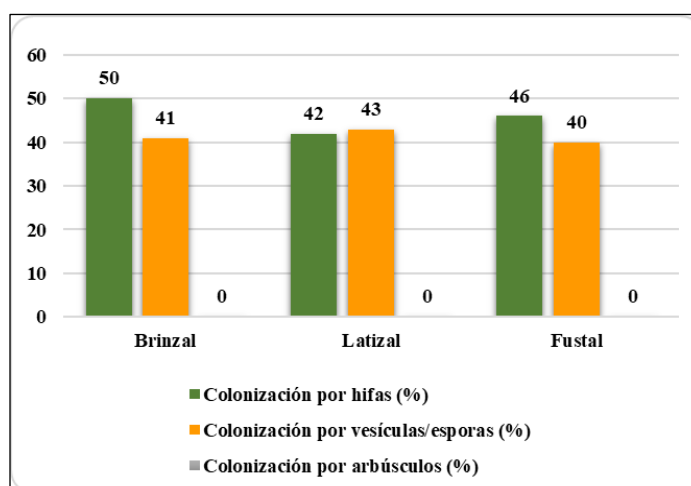


Figura 19. Colonización de los HMA en raíces por categoría en la zona 3

La Tabla 5 y Figura 20, muestran la suma total de la colonización en rizósfera en las diferentes categorías de regeneración, por hifas, por vesículas/esporas y por arbuscúlos. Para la categoría brinzal 91 %; seguido de fustal en 86 %; y latizal 85 %.

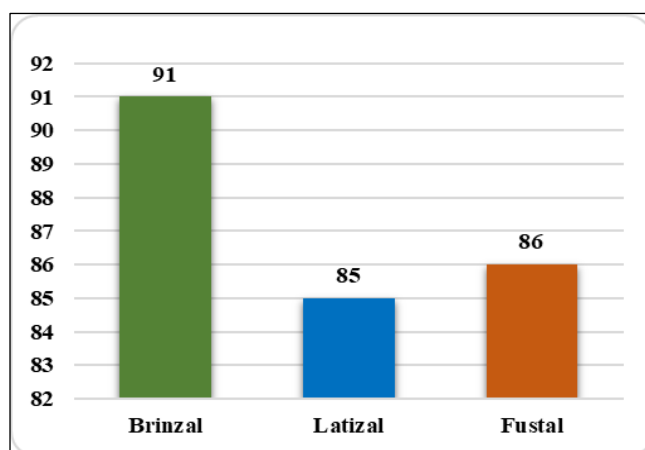


Figura 20. Colonización total en raíces por categoría zona 3

4.2.2. Recuento de raíces micorrizadas por categoría en cada zona

Recuento de raíces micorrizadas en la categoría brinzal

La Tabla 6 y Figura 21, muestran la colonización de las raíces analizadas en la categoría brinzal en las tres zonas de estudio, según el recuento de raíces micorrizadas por hifas, por vesículas/esporas y por arbusculos. En la zona 3 hubo mayor colonización por hifas en 50 %; seguido de la zona 1 por vesículas/esporas en 52 %; la colonización por arbusculos en la zona 1 fue muy bajo (3 %); en las zonas 2 y 3 no hubo colonización.

Tabla 6. Colonización de los HMA en raíces por zona para brinzal

Zona	Colonización por hifas (%)	Colonización por vesículas/esporas (%)	Colonización por arbusculos (%)	Colonización total (%)
Zona 1. Sector cola de ardilla	42	52	3	97
Zona 2. Camino cola de ardilla	49	42	0	91
Zona 3. Nueva Jerusalén	50	41	0	91

La Tabla 6 y Figura 22, muestran la suma de la colonización total, de la colonización por hifas, por vesículas/esporas y por arbusculos presentes en las raíces de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page por zonas. En la zona 1 se encontró mayor cantidad de raíces micorrizadas en 97 %; seguido de la zona 1 y zona 2 en 91 % cada uno de ellos.

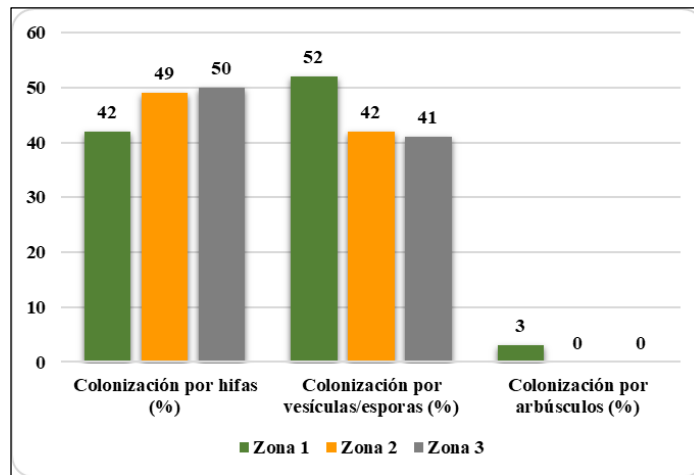


Figura 21. Colonización de los HMA en raíces por zona para brinzal

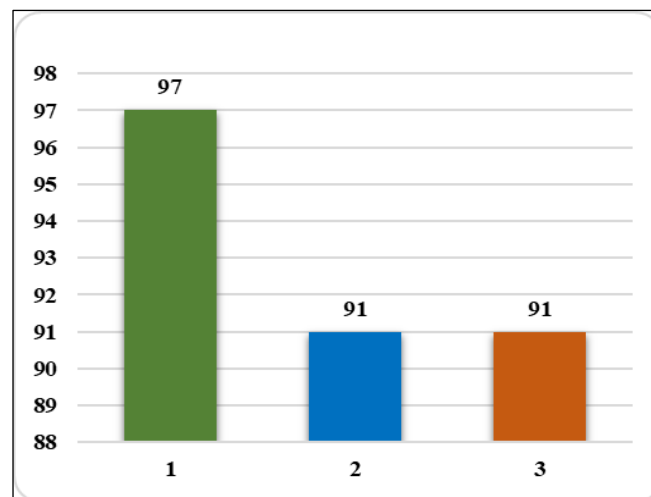


Figura 22. Colonización total en raíces por zonas para brinzal

Recuento de raíces micorrizadas en la categoría latizal

La Tabla 7 y Figura 23, muestran la colonización de raíces de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page, para la categoría latizal en las tres zonas de estudio; se

hizo el recuento de raíces micorrizadas por hifas, por vesículas/esporas y por arbusculos. En la zona 2 se encontró mayor colonización por hifas en 49 %; seguido de la zona 1, por vesículas/esporas en 54 %; no se encontró arbusculos en ninguno de las zonas.

Tabla 7. Colonización de los HMA en raíces por zona para latizal

Zona	Colonización por hifas (%)	Colonización por vesículas/esporas (%)	Colonización por arbusculos (%)	Colonización total (%)
Zona 1. Sector cola de ardilla	39	54	0	93
Zona 2. Camino cola de ardilla	49	38	0	87
Zona 3. Nueva Jerusalén	42	43	0	85

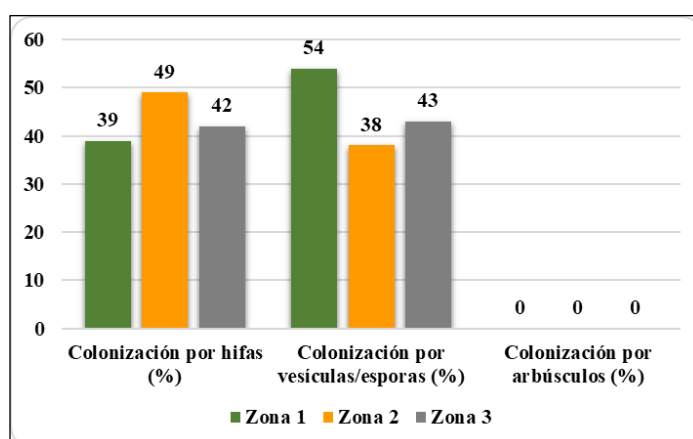


Figura 23. Colonización de los HMA en raíces por zona para latizal

La Tabla 7 y Figura 24, muestran la suma total de la colonización, por hifas, por vesículas/esporas y por arbusculos presentes en las raíces de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page, para las tres zonas. En la zona 1, se encontró mayor cantidad de raíces micorrizadas (93 %); seguido de la zona 2 (87 %); luego en la zona 3 (85 %).

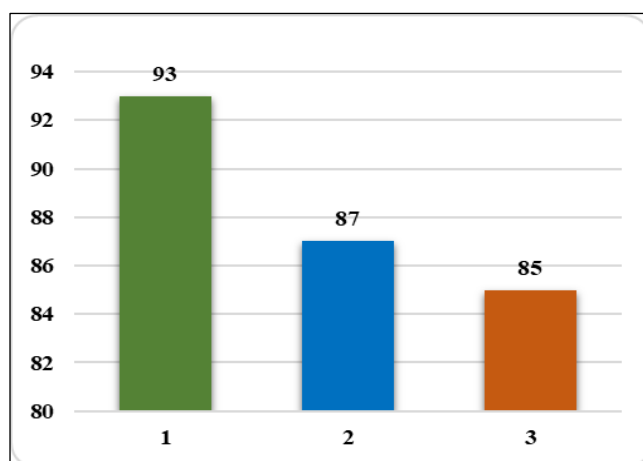


Figura 24. Colonización total en raíces por zonas para latizal

Recuento de raíces micorrizadas en la categoría fustal

La Tabla 8 y Figura 25, muestran la colonización de las raíces de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page por hifas, por vesículas/esporas y por arbusculos. En la zona 2, hubo mayor colonización por hifas (53 %); seguido de la zona 1, por vesículas/esporas (51 %); la colonización por arbusculos en la zona 2 muy bajo (1 %); en la zona 1 y zona 3, no hubo colonización por arbusculos.

Tabla 8. Colonización de los HMA en raíces por zona para fustal

Zona	Colonización por Hifas (%)	Colonización por Vesículas/esporas (%)	Colonización por Arbusculos (%)	Colonización total (%)
Zona 1. Sector cola de ardilla	34	51	0	85
Zona 2. Camino cola de ardilla	53	35	1	89
Zona 3. Sector Nueva Jerusalén	46	40	0	86

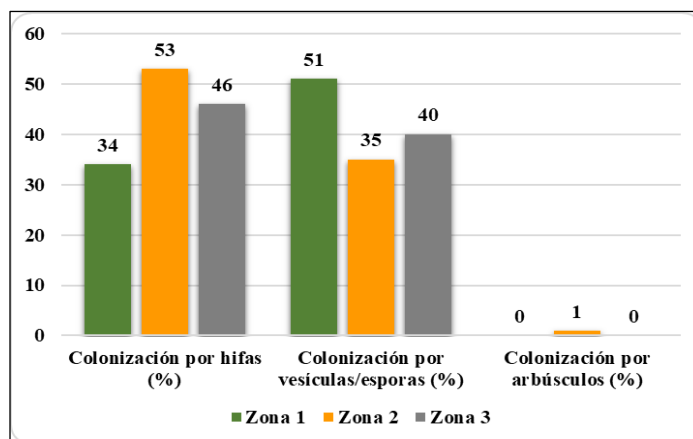


Figura 25. Colonización de los HMA en raíces por zona para fustal

La Tabla 8 y Figura 26, muestran la suma total de colonización, por hifas, por vesículas/esporas y por arbusculos asociados a las raíces de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page, en las tres zonas de estudio. En la zona 2, hubo mayor cantidad de raíces micorrizadas (89 %); seguido de la zona 3 (86 %); luego en la zona 1 (85 %).

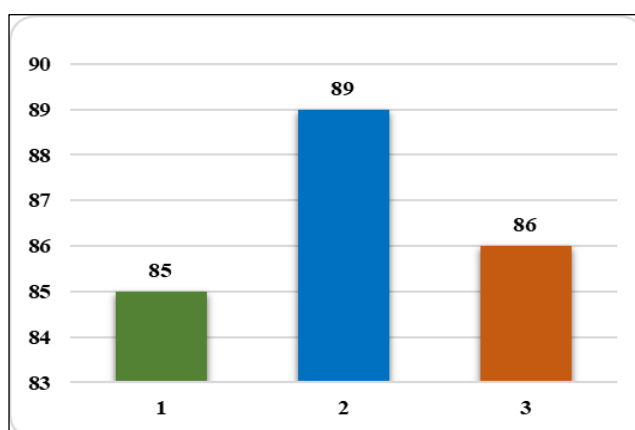


Figura 26. Colonización total en raíces por zonas para fustal

La Tabla 9, muestran los porcentajes de colonización de esporas y los promedios por categorías; donde el más alto es para brinzal (93 %), seguido de latizal (88.3 %), y último fustal (86.7 %); estos promedios de colonización de esporas en raíces, son superiores a lo encontrado por Lizana (2015), quien determinó el 85.64 % de colonización en árboles de romerillo macho, por debajo comparando con la presente investigación. Para Diez y Toro (2004), las plantas jóvenes tienen mejores condiciones para realizar simbiosis con los HMA, debido a que se producen raíces jóvenes, hipótesis

corroborado al inocular *Entrophospora colombiana* en ciertos cultivos, donde obtuvieron mejores resultados en cuanto al desarrollo de las plantas inoculadas. Toro (2018), obtuvo porcentajes de colonización en raíces de cuatro especies en SAF, en *Acrocarpus fraxinifolius* (58.05 %), en *Cordia alliodora* (67.01 %); en *Eucalyptus saligna* (67.79 %); y en *Coffea arabica* var. *catuai* (81.71 %). Asimismo, Montalván (2018), obtuvo porcentajes de colonización en raíces de especies maderables en SAF con cacao (*Theobroma cacao* L.), en *Swietenia macrophylla* (70 %), el porcentaje más alto de colonización fue en *Acrocarpus fraxinifolius* (1.6 %).

Tabla 9. Porcentajes de colonización de raíces

Categoría	Zona 1	Zona 2	Zona 3	Promedio
Brinzal	97	91	91	93.0
Latizal	93	87	85	88.3
Fustal	85	89	86	86.7

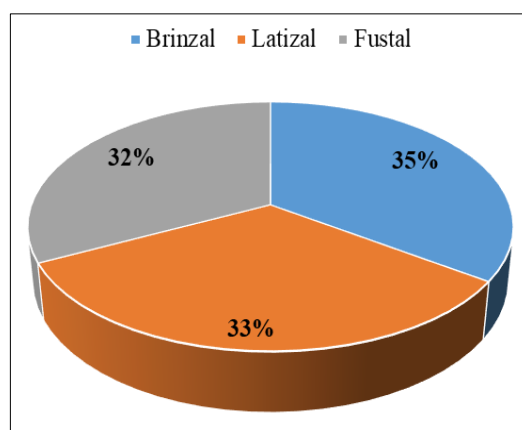


Figura 27. Porcentaje de colonización de raíces por categorías

La Figura 27, muestra los porcentajes de colonización de HMA en raíces por categoría, el mayor porcentaje de colonización se encuentra en brinzal (35 %), seguido en latizal (33 %); y luego en fustal (32 %).

4.3. Análisis estadístico para las categorías de regulación natural

4.3.1. Análisis de Varianza para la categoría brinzal

El estadístico F, cocientes entre dos estimadores diferentes: uno basado en la variación existente entre las categorías (Inter-grupos) y otro basado en la variación existente dentro de cada categoría (Intra-grupos), se muestra una cuantificación de ambas fuentes de variación (Suma de cuadrados), los grados de libertad asociados a cada suma (gl) y el valor concreto que adopta cada estimados de la varianza poblacional (Medias cuadráticas). El coeficiente entre dos medias cuadráticas proporciona el valor estadístico F calculado, acompañado del nivel de significación estadística (Sig).

Tabla 10. *Análisis de Varianza para la categoría brinzal*

	Suma de cuadrados	Gl	Media cuadrática	F calculado	Sig.
Inter-grupos	3947,556	2	1973,778	77,572	0,001
Intra-grupos	152,667	6	25,444		
Total	4100,222	8			

P_Valor = 0.001 < 0.05

La Tabla 10, muestra el Análisis de Varianza para brinzal, donde se observa que, el valor de P es menor que 0.05, se rechaza la hipótesis de igualdad de medias; por lo tanto, si existe diferencia significativa entre tratamientos. Se demuestra que, la colonización en las raíces de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page, en individuos de brinzal, para la colonización por hifas, colonización por vesículas/esporas, colonización por arbusculos existen diferencias entre sí; por lo tanto, se aplicó la prueba de Duncan, para determinar todas las diferencias posibles entre las medias de los tratamientos de la investigación.

Tabla 11. *Prueba de Duncan para la categoría brinzal*

VAR00001	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
3,00	3	1,0000	
2,00	3		43,6667
1,00	3		47,0000
Sig.		1,000	0,449

La Tabla 11, muestra la prueba de Duncan para la categoría brinzal, donde se observa el mayor promedio de la colonización de los HMA por hifas (%)

4.3.2. Análisis de Varianza para la categoría latizal

Tabla 12. *Análisis de Varianza para la categoría latizal*

	Suma de cuadrados	Gl	Media cuadrática	F calculado	Sig.
Inter-grupos	3905,556	2	1952,778	62,768	0,001
Intra-grupos	186,667	6	31,111		
Total	4092,222	8			

P_Valor = 0.001 < 0.05

La Tabla 12, muestra el Análisis de Varianza para latizal, donde se obtienen que, el valor de P es menor a 0.05; se rechaza la hipótesis de igualdad de medias; por lo tanto, sí existe diferencia significativa entre tratamientos. Se demuestra que, la colonización de las raíces de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page, en individuos de latizal, para colonización por hifas, colonización por vesículas/esporas, colonización por arbusculos, existen diferencias entre sí; por lo tanto, se aplicó la prueba de Duncan, para determinar todas las diferencias posibles entre las medias de los tratamientos de la investigación.

Tabla 13. *Prueba de Duncan para la categoría latizal*

VAR00001	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
3,00	3	0,0000	
2,00	3		43,3333
1,00	3		45,0000
Sig.		1,000	0,727

La Tabla 13, muestra la prueba de Duncan para la categoría latizal, donde se observa el mayor promedio de la colonización de los HMA por vesículas/esporas (%).

4.3.3. Análisis de Varianza para la categoría fustal

Tabla 14. *Análisis de Varianza para la categoría fustal*

	Suma de cuadrados	Gl	Media cuadrática	F calculado	Sig.
Inter-grupos	3677,556	2	1838,778	34,549	0,001
Intra-grupos	319,333	6	53,222		
Total	3996,889	8			

P_Valor = 0.001 < 0.05

La Tabla 14, muestra el Análisis de Varianza para la categoría fustal, donde se obtiene que, el valor de P es menor a 0.05; se rechaza la hipótesis de igualdad de medias; por lo tanto, sí existe diferencia significativa entre tratamientos. Se demuestra que, la colonización de las raíces de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page, en individuos de fustal, para colonización por hifas, colonización por vesículas/esporas, colonización por arbuscúlos, existe diferencias entre sí; por lo tanto, se aplicó la prueba de Duncan, para determinar todas las diferencias posibles entre las medias de los tratamientos de la investigación.

Tabla 15. Prueba de Duncan para la categoría fustal

VAR00001	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
3,00	3	,3333	
2,00	3		42,0000
1,00	3		44,3333
Sig.		1,000	0,709

La Tabla 15, muestra la prueba de Duncan para la categoría fustal, donde se observa el mayor promedio de la colonización de los HMA por hifas (%).

4.4. Aislamiento y conteo de esporas de los HMA de suelo

4.4.1. Colonización y recuento de esporas de HMA de suelo por categorías

Colonización y recuento de esporas en suelo de la categoría brinzal

La Tabla 16 y Figura 28, muestran la colonización por esporas en 1 gramo de suelo y el porcentaje de colonización en brinzal, en las tres zonas de estudio. En la zona 3 se tuvo mayor colonización con 49 esporas; seguido de la zona 1 con 34 esporas; luego la zona 2 con 20 esporas. La colonización más alta se encontró en la zona 1 (97 %); seguido de la zona 2 y zona 3 con 91 % cada uno de ellos.

Tabla 16. Colonización y recuento de esporas en 1 g de suelo para brinzal

Zona	Recuento de esporas en 1 g de suelo	Colonización total (%)
Zona 1. Sector cola de ardilla	34	97
Zona 2. Camino cola de ardilla	20	91
Zona 3. Sector Nueva Jerusalén	49	91

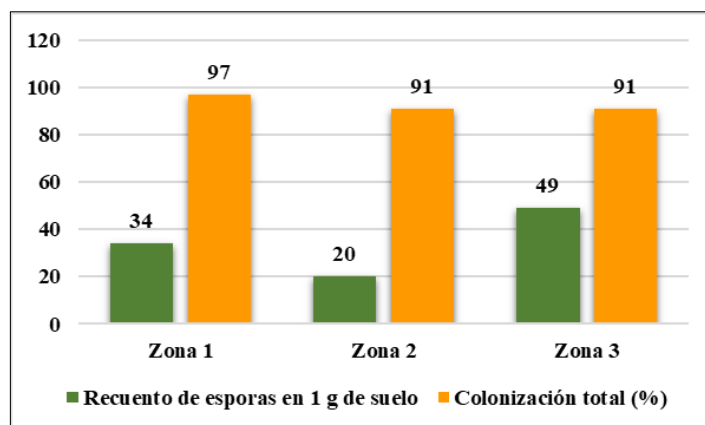


Figura 28. Colonización y recuento de esporas en 1 g de suelo para brinzal

Colonización y recuento de esporas en suelo de la categoría latizal

La Tabla 17 y Figura 29, muestran la colonización y recuento de esporas en 1 gramo de suelo y el porcentaje de colonización para latizal, en las tres zonas de estudio. En la zona 3 se tuvo mayor colonización con 55 esporas; seguido de la zona 2 con 48 esporas; luego la zona 1 con 35 esporas. La colonización más alto se encontró en la zona 1 con 93 %; seguido de la zona 2 con 87 %; luego la zona 3 con 85 %.

Tabla 17. Colonización y recuento de esporas en 1 g de suelo para latizal

Zona	Recuento de esporas en 1 g de suelo	Colonización total (%)
Zona 1. Sector cola de ardilla	35	93
Zona 2. Camino cola de ardilla	48	87
Zona 3. Sector Nueva Jerusalén	55	85

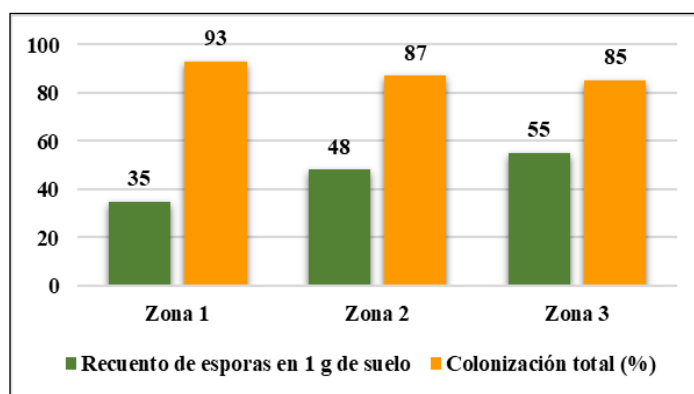


Figura 29. Colonización y recuento de esporas en 1 g de suelo para latizal

Colonización y recuento de esporas en suelo de la categoría fustal

La Tabla 18 y Figura 30, muestran la colonización y recuento de esporas en 1 gramo de suelo y el porcentaje de colonización para fustal, en las tres zonas de estudio. En la zona 2 se tuvo mayor colonización con 74 esporas; seguido de la zona 3 con 58 esporas; luego la zona 1 con 42 esporas. La colonización más alta se encontró en la zona 2 con 89 %; seguido de la zona 3 con 86 %; luego la zona 1 con 85 %.

Tabla 18. Colonización y recuento de esporas en 1 g de suelo para fustal

Zona	Recuento de esporas en 1 g de suelo	Colonización total (%)
Zona 1. Sector cola de ardilla	42	85
Zona 2. Camino cola de ardilla	74	89
Zona 3. Sector Nueva Jerusalén	58	86

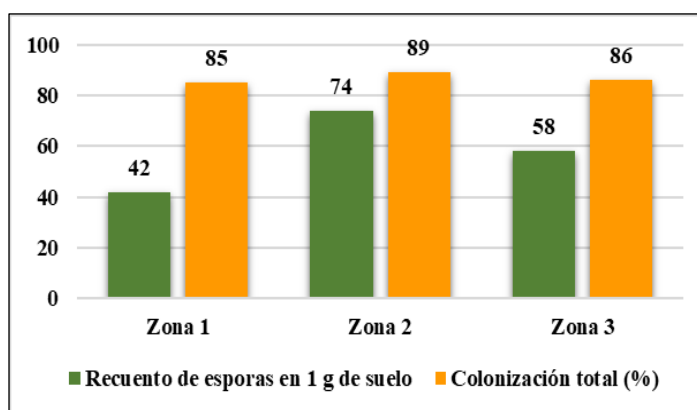


Figura 30. Colonización y recuento de esporas en 1 g de suelo para fustal

4.4.2. Recuento de esporas de los HMA por zona de muestro y categoría

Recuento de esporas de HMA en 1 g de suelo en la zona 1

La Tabla 19 y Figura 31, muestran la colonización y recuento de esporas en 1 gramo de suelo y la proyección del total de esporas en 100 g de suelo en la zona 1, analizados para las tres categorías de regeneración natural. En fustal se tuvo 42 esporas; latizal con 35 esporas; luego brinzal con 34 esporas.

Tabla 19. *Número de esporas en 1 g de suelo por categorías en la zona 1*

Categoría	Recuento de esporas en 1 g de suelo	Total de esporas en 100 g de suelo
Brinzal	34	3400
Latizal	35	3500
Fustal	42	4200

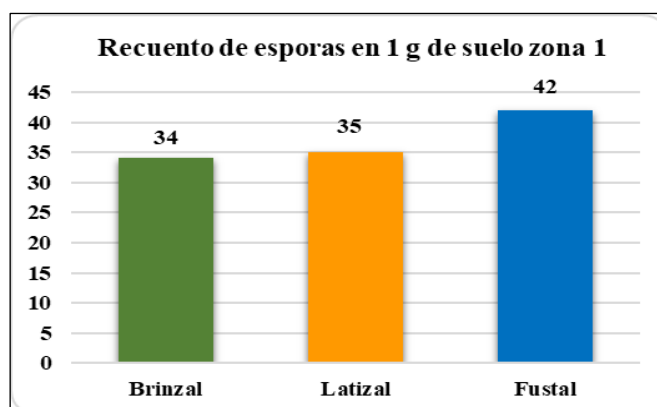


Figura 31. *Número de esporas en 1 g de suelo por categorías en la zona 1*

Recuento de esporas de HMA en 1 g de suelo en la zona 2

La Tabla 20 y Figura 32, muestran la colonización y recuento de esporas en 1 gramo de suelo y la proyección total de esporas en 100 g de suelo en la zona 2, para las tres categorías. En fustal se tuvo 74 esporas; latizal con 48 esporas; luego brinzal con 20 esporas.

Tabla 20. *Número de esporas en 1 g de suelo por categorías en la zona 2*

Categoría	Recuento de esporas en 1 g de suelo	Total de esporas en 100 g de suelo
Brinzal	20	2000
Latizal	48	4800
Fustal	74	7400

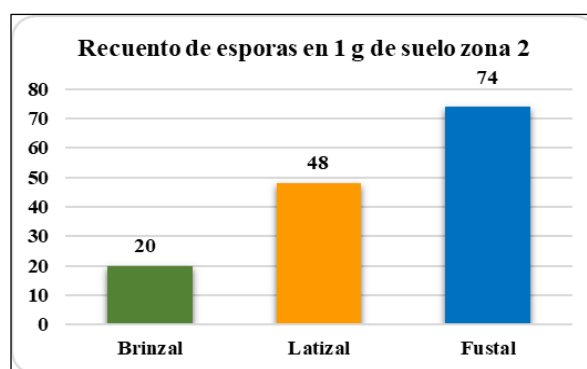


Figura 32. *Número de esporas en 1 g de suelo por categorías en la zona 2*

Recuento de esporas de HMA en 1 g de suelo en la zona 3

La Tabla 21 y Figura 33, muestran la colonización y recuento de esporas en 1 gramo de suelo y la proyección total de esporas en 100 g de suelo en la zona 3, para las tres categorías. En fustal se tuvo 58 esporas; en latizal con 55 esporas; luego brinzal con 49 esporas.

Tabla 21. *Número de esporas en 1 g de suelo por categorías en la zona 3*

Categoría	Recuento de esporas en 1 g de suelo	Total de esporas en 100 g de suelo
Brinzal	49	4900
Latizal	55	5500
Fustal	58	5800

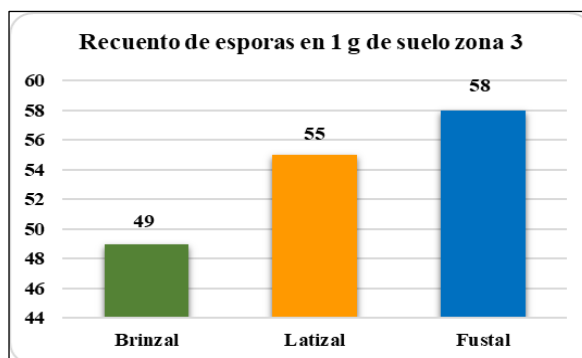


Figura 33. Número de esporas en 1 g de suelo por categorías en la zona 3

4.4.3. Recuento de esporas de los HMA por categoría y zona

Recuento de esporas de HMA en 1 g de suelo en la categoría brinzal

La Tabla 22 y Figura 34, muestran el recuento de esporas en 1 gramo de suelo en brinzal y la proyección del total de esporas en 100 g de suelo, analizados en las tres zonas. En la zona 3 se tuvo 49 esporas; seguido de la zona 1 con 34 esporas; luego, la zona 2 con 20 esporas.

Tabla 22. Recuento de esporas en 1 g de suelo por zona para brinzal

Zona	Recuento de esporas en 1 g de suelo	Total de esporas en 100 g de suelo
Zona 1. Sector cola de ardilla	34	3400
Zona 2. Camino cola de ardilla	20	2000
Zona 3. Sector Nueva Jerusalén	49	4900

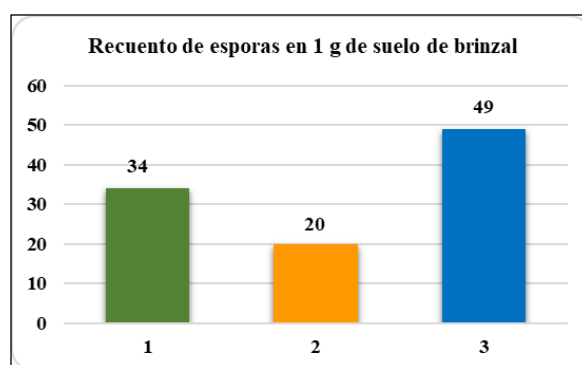


Figura 34. Recuento de esporas en 1 g de suelo por zona para brinzal

Recuento de esporas de HMA en 1 g de suelo en la categoría latizal

La Tabla 23 y Figura 35, muestran el recuento de esporas en 1 gramo de suelo en latizal y la proyección del total de esporas en 100 g de suelo, analizados en las tres zonas. En la zona 3 se tuvo 55 esporas; seguido de la zona 2 con 48 esporas; luego, la zona 1 con 35 esporas.

Tabla 23. Recuento de esporas en 1 g de suelo por zona para latizal

Zona	Recuento de esporas en 1 g de suelo	Total de esporas en 100 g de suelo
Zona 1. Sector cola de ardilla	35	3500
Zona 2. Camino cola de ardilla	48	4800
Zona 3. Sector Nueva Jerusalén	55	5500

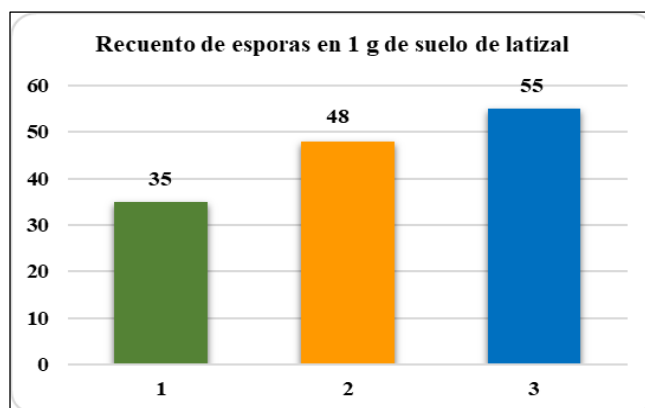


Figura 35. Recuento de esporas en 1 g de suelo por zona para latizal

Recuento de esporas de HMA en 1 g de suelo en la categoría fustal

La Tabla 24 y Figura 36, muestran el recuento de esporas en 1 gramo de suelo en fustal y la proyección del total de esporas en 100 g de suelo, analizados en las tres zonas. En la zona 2 se tuvo 74 esporas; seguido de la zona 3 con 58 esporas; luego la zona 1 con 42 esporas.

Tabla 24. Recuento de esporas en 1 g de suelo por zona para fustal

Zona	Recuento de esporas en 1 g de suelo	Total de esporas en 100 g de suelo
Zona 1. Sector cola de ardilla	42	4200
Zona 2. Camino cola de ardilla	74	7400
Zona 3. Sector Nueva Jerusalén	58	5800

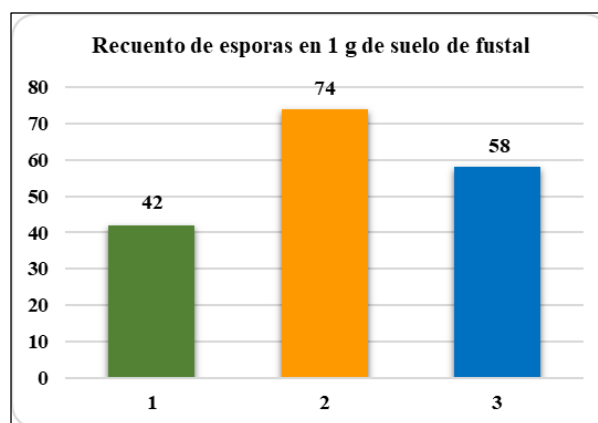


Figura 36. Recuento de esporas en 1 g de suelo en fustal por zona

La presencia de esporas de HMA en suelo donde se desarrollan los especímenes de romerillo macho, permiten determinar los porcentajes promedios de la presencia de esporas en el suelo, de acuerdo a las categorías de regeneración natural; el más alto porcentaje para brinzal (91.7 %), seguido de latizal con 89.0 %; para fustal con 87.3 % (Tabla 25); estos porcentajes promedios de colonización por esporas, corroboran con los resultados de Lizana (2015), quien encontró, un promedio de 28 esporas en un gramo de suelo asociado a *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C. N. Page., en muestras proveniente del ACM Bosque de Huamantanga; este promedio de esporas presentes en el suelo, se encuentra por debajo de la cantidad de esporas encontradas en esta investigación para las tres categorías (Figura 35, 36 y 37). Sin embargo, Arteaga et al. (2020) en su investigación sobre la caracterización de la colonización por micorrizas en *Retrophyllum rospigliossi* Pilger en el Bosque Huamantanga; encontraron que la menor cantidad de esporas se obtuvo en brinzal con 30.8 % y el valor máximo se obtuvo en

fustal con 57.6 %, encontrándose una diferencia significativa estadísticamente al comparar los resultados entre las tres categorías analizadas, precisamente entre brinzal y fustal.

Tabla 25. Porcentajes de colonización de suelo

Categoría	Zona 1	Zona 2	Zona 3	Promedio
Brinzal	97	93	85	91.7
Latizal	91	87	89	89.0
Fustal	91	85	86	87.3

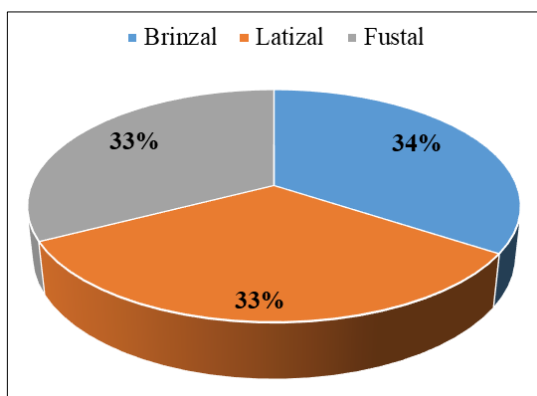


Figura 37. Porcentaje de colonización de suelo por categorías

La Figura 37, muestra los porcentajes de colonización de los HMA en suelo por categoría de regeneración natural; el mayor porcentaje de colonización se encuentra en brinzal (34 %), seguido de latizal con 33 %, y fustal con 33 %. Sin embargo, Arteaga et al. (2020), obtuvieron como resultados de la colonización por HMA en *Retrophyllum rospigliosii* Pilger, que el valor mínimo obtenido fue de 85 % (fustal) y el máximo fue de 96,2 % (brinzal); donde concluye que, los altos porcentajes de colonización de los HMA en *R. rospigliosii* Pilger y su presencia en las tres categorías de desarrollo, afirmaron que, esta relación simbiótica es importante en el desarrollo del romerillo

macho en el Bosque de Huamantanga, garantizando una buena absorción de fósforo, además de los otros beneficios que derivan de esta interacción hongo-planta. Lizana (2015), encontró un porcentaje de colonización en *Retrophyllum rospigliosii* N.C. Page con el 85.64 %.

4.5. Identificación de géneros de HMA asociados al romerillo macho

La Tabla 26, muestra la jerarquía taxonómica de las especies de HMA asociados al romerillo macho en diferentes categorías de regeneración natural, donde se considera las taxa: clase, familia, género (*Acaulospora*, *Entrophospora* y *Glomus*) y las morfo especies de los géneros; 4 morfo especies para el género *Acaulospora*, 5 morfo especies para el género *Entrophospora*, y 7 morfo especies para el género *Glomus*; sumando un total de 16 morfo especies, de un total de 53 individuos estudiados.

Tabla 26. Taxonomía de Endomicorrizas identificados

Clase	Familia	Género	Morfo especie	Nº individuos	Especies
Zygomycetes	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>	<i>Acaulospora</i> sp.1	1	1
			<i>Acaulospora</i> sp.2	1	2
			<i>Acaulospora</i> sp.3	3	3
			<i>Acaulospora</i> sp.4	1	4
	Entrophosporaceae	<i>Entrophospora</i>	<i>Entrophospora</i> sp.1	2	5
			<i>Entrophospora</i> sp.2	1	6
			<i>Entrophospora</i> sp.3	1	7
			<i>Entrophospora</i> sp.4	2	8
			<i>Entrophospora</i> sp.5	2	9
	Glomaceae	<i>Glomus</i>	<i>Glomus</i> sp.1	4	10
			<i>Glomus</i> sp.2	3	11
			<i>Glomus</i> sp.3	8	12
			<i>Glomus</i> sp.4	16	13
			<i>Glomus</i> sp.5	5	14
			<i>Glomus</i> sp.6	1	15
			<i>Glomus</i> sp.7	2	16
Total				53	16

La Tabla 27 y Figura 38, muestran los tres géneros identificados (*Acaulospora*, *Entrophospora* y *Glomus*), el total de individuos por género, y el porcentaje de cada uno de los individuos por géneros identificados en la zona de estudio. El género *Glomus*, con 39 individuos (74 %), es el más alto en número de individuos; seguidos del género *Entrophospora* con 8 individuos (15 %) y el género *Acaulospora* con 6 individuos (11 %).

Tabla 27. Porcentaje de individuos por géneros de HMA identificados

Géneros	N° individuos	%
<i>Acaulospora</i>	6	11
<i>Entrophospora</i>	8	15
<i>Glomus</i>	39	74
Total	53	100

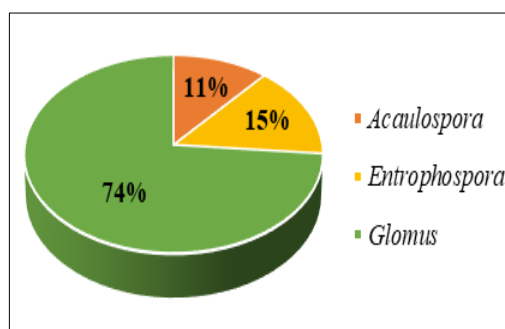


Figura 38. Porcentaje de individuos por géneros de HMA identificados

El reino Fungi (hongos), engloba un sinnúmero de especies, en la presente investigación se han identificado morfo-especies, de los géneros *Acaulospora*, *Entrophospora* y *Glomus*, agrupados en la clase Zygomycetes (Tabla 26), las familias Acaulosporaceae, Entrophospraceae y Glomaceae. El género *Acaulospora* con 4 morfo especies, *Entrophospora* con 5 morfo especies y *Glomus* con 7 morfo especies. Se encontraron 39 individuos del género *Glomus* (74 %); 8 individuos del género *Entrophospora* (15 %); y 6 individuos del género *Acaulospora* (11 %), concordando

con Arteaga et al. (2020), quienes identificaron tres géneros micorrízicos: *Glomus*, *Entrophospora* y *Acaulospora*, concluyendo que, para una propagación vegetativa de especies leñosas, es necesario considerar el uso de micorrizas arbusculares para garantizar una adecuada nutrición. Lizana (2015), identificó 10 especies de HMA, asociado a las raíces de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page, en muestras provenientes del bosque Horcón Alto- San Ignacio, Cajamarca; las especies que identificó fueron: *Glomus microaggregatum* Koske Gemma & Olexia, *Glomus deserticola* Trappe, Bloss y Mange, *Glomus occultum* Walter, *Glomus* sp., *Paraglomus occultum* Morton & Redacker, *Acaulospora morrowiae* Spain & Schenck, *Acaulospora scrobiculata* Trappe, *Acaulospora mellea* Spain & Schenck, *Entrophospora infrequens* (Halls) Ames & Schneider, *Scutellospora heterogama* (Nicol & Gerd) Walter & Sanders; coincidiendo con los tres géneros identificados en la presente investigación (*Acaulospora*, *Entrophospora* y *Glomus*). Por otro lado, Zapata (2015), evaluó la presencia de micorrizas asociadas a las especies forestales maderables del Bosque de Huamantanga, identificó 3 géneros de HMA (*Glomus*, *Gigaspora*, y *Acaulospora*); determinó que, el género *Glomus* es el más dominante en chupica (*Hyeronima alchorneoides*) con 68 morfo-tipos; *Acaulospora* más dominante en roble (*Cinnamomum triplinerve*) con 48 morfo-tipos; y *Gigaspora* más dominante en lanche (*Calyptanthus raeusch*) con 32 morfo-tipos. Asimismo, Ocupa (2015), evaluó micorrizas asociadas a especies forestales maderables del SNTN, identificando tres géneros de HMA (*Glomus*, *Gigaspora*, y *Acaulospora*). Posteriormente, Toro (2018), encontró esporas de los géneros: *Acaulospora*, *Entrophospora* y *Glomus*; en un SAF de *Coffea arabica* var. *catuai*, con especies maderables, en barejón (*Cordia alliodora*) identificó el género: *Glomus*; en eucalipto (*Eucalyptus saligna*) identificó los géneros

Entrophospora y *Glomus*; en el cedro de la india (*Acrocarpus fraxinifolius*) identificó los géneros *Entrophospora* y *Glomus*.

4.5.1. Relación de HMA con el romerillo macho

La relación HMA-planta no es considerada específica, debido a que cualquier especie de HMA puede colonizar o formar simbiosis con cualquier planta (Posada, 2001), esto se debe a que los HMA, se encuentran en todo tipo de suelos (Molina, 2005); los cuales se desarrollan bajo ciertas condiciones edafoclimáticas, algunos hongos pueden beneficiar mejor o en mayor grado un determinado hospedero (Rodríguez, 2004). Las condiciones favorables de pH, la humedad del suelo y la disponibilidad de nutrientes están influyendo tanto en la colonización micorrízica como en el número de esporas; en diferentes cultivos y variedades de una misma especie vegetal, se han obtenido diferentes respuestas de crecimiento de la planta, de acuerdo a la especie de HMA utilizado para inocular (Khanam, 2006). El crecimiento y desarrollo de las plantas está influenciado por diversos factores del medio en el que viven, como factores bióticos y/o abióticos (Cadenillas, 2016). La rizósfera es la zona de suelo que rodea y está influenciada por las raíces de plantas vivas, las cuales inducen la proliferación de los microorganismos y es considerada una de las interfaces más dinámicas en el planeta, donde interactúan bacterias (saprófitas y simbióticas), hongos (incluyendo micorrizas), oomicetos, virus y arqueas; la rizósfera son de vital importancia para el desarrollo de las plantas (Philippot, et al., 2013).

Las hifas intracelulares que forman a los arbuscúlos forman un enrollamiento con un alto potencial metabólico, sirviendo como centro de intercambio bidireccional entre el hongo y la planta, estos pueden tener un periodo de vida corto de 2 a 15 días, al morir el arbuscúlo es remplazado por otro más joven, el proceso se repite mientras haya

intercambio de nutrientes, al morir quedan las vesículas que son estructuras de reserva de nutrientes del hongo. Durante el proceso de beneficio de la simbiosis micorrízica, el aporte a las plantas está determinado por la actividad del micelio externo del hongo, debido a que éste posee mayor capacidad de absorción de los nutrimentos del suelo mediante la extensa red de hifas que el hongo pueda generar. La actividad del micelio coadyuva en la función de la raíz sobre todo cuando ésta ha agotado los nutrimentos de la zona del suelo adyacente (Rodríguez, 2004). El beneficio nutrimental de la simbiosis, participa como agente de biocontrol frente a patógenos de hábito radical; en este proceso también intervienen diversos factores edáficos y ambientales, así como la capacidad del hongo para compensar o superar las funciones de la raíz en la absorción de nutrimentos y agua (Trejo, 1997). La mayoría de las plantas terrestres forman asociaciones simbióticas con HMA, facilitando la captación de nutrientes, la adaptación de las plantas a condiciones ambientales adversas y la resistencia de éstas a microorganismos patógenos (Smith y Read, 2008, citado por Harris et al., 2016).

4.6. Descripción morfológica de los géneros de HMA

1) *Acaulospora* sp.1

En la Figura 39, se observa la espora globosa a subglobosa, pardo-rojizo, con dos capas (cutículas), con tamaño de 90 μm . Espora con conexión hifal, vista al microscopio a 40x.

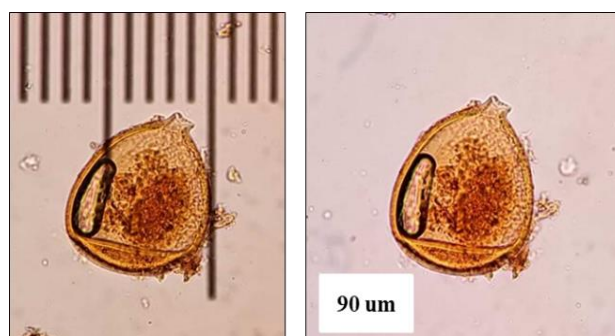


Figura 39. Vista al microscopio de *Acaulospora* sp.1

2) *Acaulospora* sp.2

En la Figura 40, se observa la espora ovalada, color pardo-rojizo, con un tamaño de 100 μm . La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.

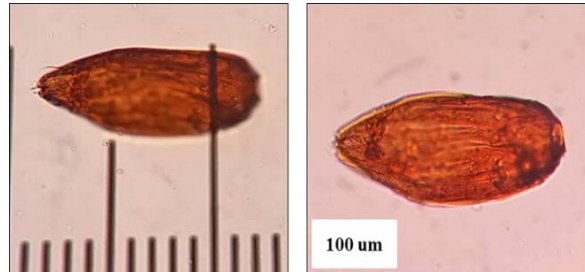


Figura 40. Vista al microscopio de *Acaulospora* sp.2

3) *Acaulospora* sp.3

En la Figura 41, se observa la espora globosa a subglobosa, de color rojizo-amarillento, compuesta por tres capas, con un tamaño de 110 μm . La espora presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.

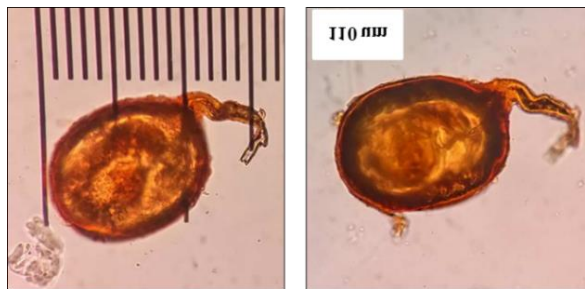


Figura 41. Vista al microscopio de *Acaulospora* sp.3

4) *Acaulospora* sp.4

En la Figura 42, se observa la espora ovalada, color pardo-hialino, con una capa, un tamaño de 150 μm . La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.

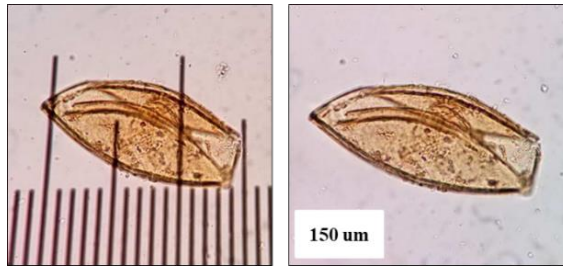


Figura 42. Vista al microscopio de *Acaulospora* sp.4

5) *Entrophospora* sp.1

En la Figura 43, se observa la espora globosa, color anaranjado, con dos capas definidas en su pared exterior, con tamaño de 90 um. La espora presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.



Figura 43. Vista al microscopio de *Entrophospora* sp.1

6) *Entrophospora* sp.2

En la Figura 44, se observa la espora globosa a subglobosa, de color rojizo, con dos capas, con un tamaño de 100 um. La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.

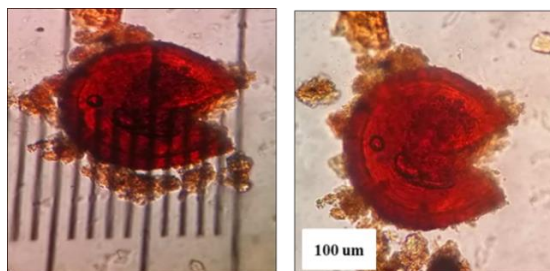


Figura 44. Vista al microscopio de *Entrophospora* sp.2

7) *Entrophospora* sp.3

En la Figura 45, se observa la espora globosa a subglobosa, color pardo-rojizo, con dos capas, con un tamaño de 120 μm . La espora presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.

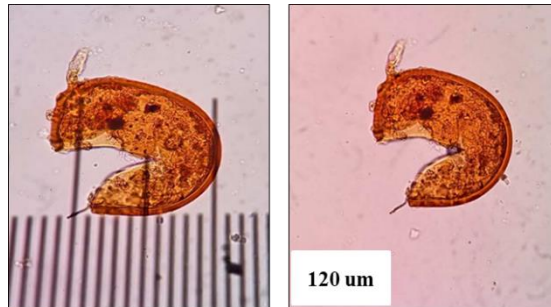


Figura 45. Vista al microscopio de Entrophospora sp.3

8) *Entrophospora* sp.4

En la Figura 46, se observa la espora globosa a subglobosa, de color pardo-rojizo, con dos capas, con un tamaño de 130 μm . La espora presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.



Figura 46. Vista al microscopio de Entrophospora sp.4

9) *Entrophospora* sp.5

En la Figura 47, se observa la espora globosa, de color rojo-oscuro, con una capa definida en su pared exterior, con un tamaño de 150 μm . La espora presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.

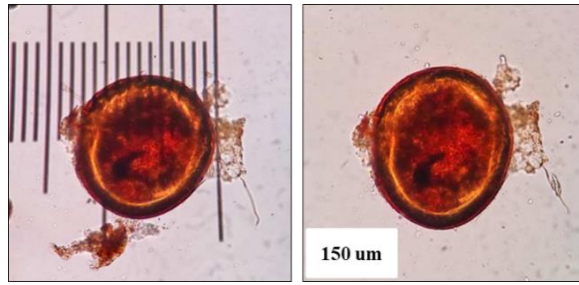


Figura 47. Vista al microscopio de *Entrophospora* sp.5

10) *Glomus* sp.1

En la Figura 48, se observa la espora globosa, de color rojo oscuro, con un tamaño promedio de 20 μ m. La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.

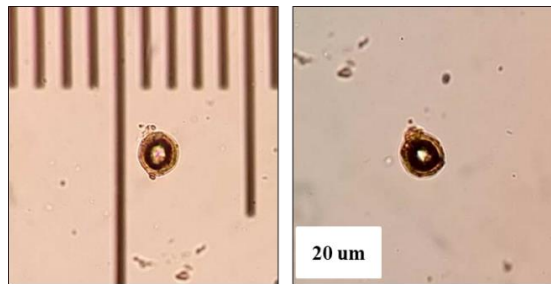


Figura 48. Vista al microscopio de *Glomus* sp.1

11) *Glomus* sp.2

En la Figura 49, se observa la espora globosa, de color amarillo-cremoso, con un tamaño de 30 μ m. La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.



Figura 49. Vista al microscopio de *Glomus* sp.2

12) *Glomus* sp.3

En la Figura 50, se observa la espora globosa, color amarillento-cremoso, bordes ligeramente ondulados, un tamaño de 40 μ m. La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.

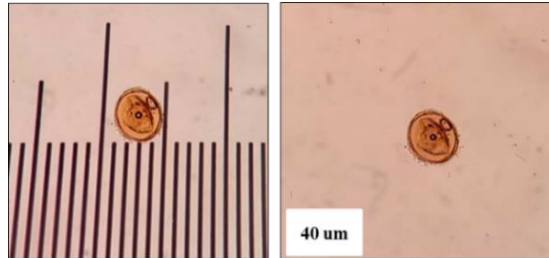


Figura 50. Vista al microscopio de *Glomus* sp.3

13) *Glomus* sp.4

En la Figura 51, se observa la espora triangular, cuenta con dos capas protectoras. La espora de color anaranjado con tonos amarillentos, con un tamaño de 50 μ m. La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.

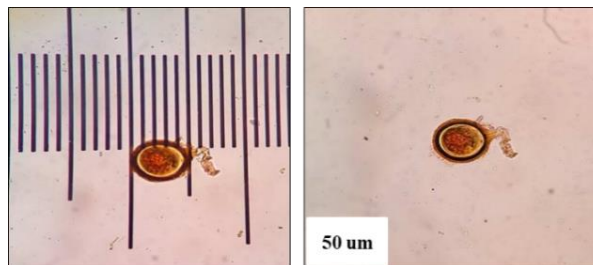


Figura 51. Vista al microscopio de *Glomus* sp.4

14) *Glomus* sp.5

En la Figura 52, se observa la espora globosa, con leves ondulaciones en los bordes, color anaranjado-claro, solo presenta una capa protectora, con un tamaño de 60 μ m. La espora presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.

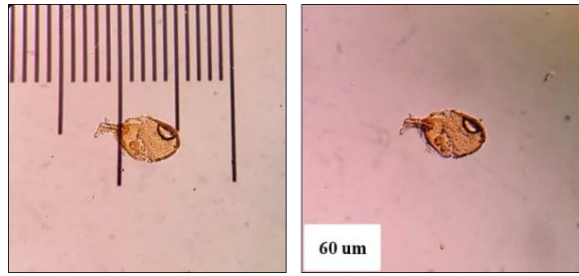


Figura 52. Vista al microscopio de *Glomus* sp.5

15) *Glomus* sp.6

En la Figura 53, se observa la espora globosa, de color rojizo, con un tamaño promedio de 70 um. La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio 40x.

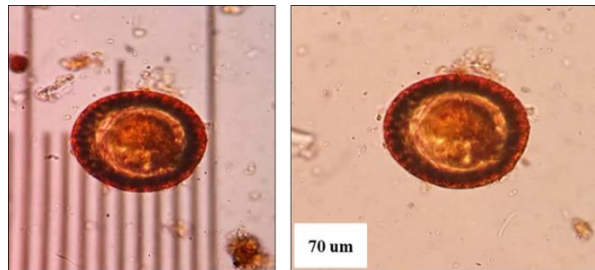


Figura 53. Vista al microscopio de *Glomus* sp.6

16) *Glomus* sp.7

En la Figura 54, se observa la espora globosa, color pardo-cremoso, presenta cuatro capas, con un tamaño de 80 um. La espora presenta conexión hifal, vista al microscopio a 40x.

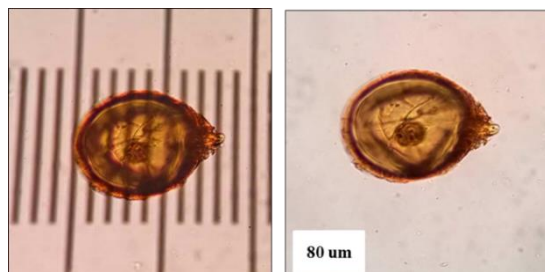


Figura 54. Vista al microscopio de *Glomus* sp.7

4.6.1. Discusión sobre las poblaciones de los HMA

En el ACMBH, los diversos HMA que forman simbiosis con los árboles son: *Acaulospora*, *Ambispora*, *Diversispora*, *Entrophospora*, *Funneliformis*, *Gigaspora*, *Glomus*, *Pacispora*, *Paraglomus*, *Racocetra*, *Redeckera*, *Sacullospora*, *Scutellospora* (Cadenillas, 2016). Los HMA en ecosistemas diferentes, sobre la base de conteo de esporas, varían entre 5 y 25 especies diferentes; el número de especies depende en gran parte de las especies hospederas o simbioses involucrados; el número de esporas no siempre está correlacionado con el grado de formación micorrizal y su porcentaje de germinación varía en diferentes tiempos del año (León, 2006). Las especies de Podocarpaceae poseen nódulos esféricos, en series longitudinales a lo largo de las raíces, en colores y tamaños variables desde blanquecinos hasta amarillos y marrones de 0.2 a 1.0 mm (Baylis et al., 1963; Furman, 1970; Grez, 1988; citado por Diez y Toro, 2004). Los nódulos de los HMA son diferentes de los nódulos radicales fijadores de nitrógeno que poseen las plantas actinorrízicas y leguminosas, se caracterizan por ser cercanos y regularmente espaciados a lo largo de la raíz, en dos a cuatro filas longitudinales y de tamaño uniforme; en *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C. N. Page. los nódulos se comportan como una estructura inherente a la raíz, no inducida por microorganismo alguno, pero juegan un papel importante en la asociación micorrizal, al servir como refugio para albergar al hongo micorrizógeno. Los nódulos son características constitutivas de la raíz de Podocarpaceae y tienen un tamaño de 0.8 a 1.0 mm y no son originados por organismos simbioses fijadores de nitrógeno (Diez y Toro, 2004).

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES

Identificación del romerillo macho (*Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page.) y descripción morfológica en las categorías de regeneración natural de brinzal, latizal y fustal, y su relación fitosociológica de 45 especies de árboles (81.8 %), 9 especies de arbustos (16.4 %), y una especie arborescente (1.8 %), representado por la especie *Cyathea delgadii* Sternb. s. lat., conocido como helecho arbóreo.

Las rizósfera con mayor porcentaje de colonización se encontraron en la categoría brinzal con 93.0 %, seguido de la categoría latizal con 88.3 %, y luego, la categoría fustal con 86.7 %. La mayor colonización de esporas en el suelo se encontró en la categoría brinzal con un promedio de 91.7 %, seguido de la categoría latizal con un promedio de 89 %, y luego, la categoría fustal con un promedio de 87.3 %.

Los géneros de HMA asociados al romerillo macho (*Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page.), que fueron identificados son: *Acaulospora* con 4 morfo-especies, *Entrophospora* con 5 morfo-especies, y *Glomus* con 7 morfo-especies.

CAPÍTULO VI

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acebedo, M. & Kikata, Y. (1994). Atlas de maderas del Perú, UNALM/Univ. Naguya. Lima – Perú. 202 p.
- Acosta P., D. (2019). Aplicación de hongos micorrízicos arbusculares en la producción de plantas de selva baja caducifolia con fines de reforestación. Tesis para obtener el Grado de Maestro en Manejo de Recursos naturales. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Cuernavaca, Morelos. 89 p. Recuperado de <http://riaa.uaem.mx/xmlui/bitstream/handle/20.500.12055/713/AOPDXN05T.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Alexander, I. & Lee, S. (2005). Mycorrhizas and ecosystem processes in tropical rain forest: implications for diversity. In: Burslem RFRP, Pinard MA, Hartley SE. Ed. Biotic interactions in the tropics: their role in the maintenance of species diversity. Cambridge, UK: Cambridge University Press. 2005:165-203.
- Allen, M.F., Swenson, W., Querejeta, J.I., Egerton-Warburton, L.M., Treseder, K.K. (2003). Ecology of mycorrhizae: A conceptual framework for complex interactions among plants and fungi. *Annu. Rev. Phytopathol.* 41, 271-303.
- Amengual, F. (2010). Seminario Biodiversidad. Universidad Nacional de Cuyo - Escuela del Magisterio. Centro de Divulgación Científica de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales de la UBA. 3º Ciencias Naturales. Mendoza, 05 agosto 2010. Recuperado de <http://www.monografias.com/trabajos89/hongos-simbiontes-beneficiosos-nuestro-ecosistema/hongos-simbiontes-beneficiosos-nuestro-ecosistema.shtml>
- APG IV (Philosophy of Angiosperms and Gymnosperms). (2016). Sistema de Clasificación. Recuperado de

https://translate.googleusercontent.com/translate_c?depth=1&hl=es&prev=search&rurl=translate.google.com.pe&sl=en&u=https://www.researchgate.net/publication/299489625_An_update_of_the_Angiosperm_Phylogeny_Group_classification_for_the_orders_and_families_of_flowering_plants_APG_IV&usg=ALkJrh7LcGe5OnbqY2I6nGcy7OKOwLcKw

Arteaga, M., Tafur, S., Pérez, G., Pastor, S., Batista, A., (2020). Caracterización de la colonización por micorrizas en *Retrophyllum rospigliossi* Pilger en el bosque Huamantanga, Perú. Revista Cubana de Ciencias Forestales. Recuperado de <http://scielo.sld.cu/pdf/cfp/v8n3/2310-3469-cfp-8-03-535.pdf>

Azcón-Aguilar, C. y Barea, JM. (1997). Aplicación de la biotecnología de micorrizas a la horticultura: significado y potencialidades. Sci. Hortico. 68, 1–24. doi: 10.1016 / S0304-4238 (96) 00954-5

Barea, J., y Richardson, A. (2015). Phosphate mobilisation by soil microorganisms. In: B. Lugtenberg (ed). Principles of Plant-Microbe Interactions. Springer, pp: 225-234.

Barrena, J. y Arango G. (2002). Uso y manejo de las micorrizas. Las Micorrizas – Documento Técnico. Agricultura Biológica. Edición 02. Jairo Barrera López, Ingeniero Agrónomo de la Universidad Nacional de Palmira. Gerente de Agrotécnia Ltda., y Guillermo Arango Sereno, Biólogo de la Universidad del Valle. Director de Laboratorio Agrotécnia Ltda. - REG ICA 3521. Sevilla Valle del Cauca (Colombia). 49 p.

Baslam, M., Esteban, R., García-Plazaola, J.I., y Goicoechea, N. (2013). Effectiveness of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) for inducing the accumulation of major carotenoids, chlorophylls and tocopherol in green and red leaf lettuces. Applied Microbiology and Biotechnology, 97, 3119-3128.

- Baylis, G.T.S., R.F.R. McNabb & T.M. Morrison. (1963). The mycorrhizal nodules of Podocarps. Transactions of British Mycological Society 46: 378-384.
- Bernal, R., S. R. Gradstein & M. Celis. (eds.). (2016). Cat. Pl. & Líq. Colombia I–II: 1–3056. Universidad Nacional de Colombia (Sede Bogotá), Instituto de Ciencias Naturales, Bogotá, Colombia.
- Brundrett, M., Bougher, N., Dell, B., Grove, T., Malajczuk, N. (1996). Working with mycorrhizas in forestry and agriculture, Canberra, Australia. ACIAR Monograph 32.374. Pirie Printers. 369 p.
- Cadenillas, M.A. (2016). Concentración óptima de micorrizas arbusculares nativas en el crecimiento y desarrollo de *Coffea arabica*. Tesis para optar el título de profesional de Ingeniero Forestal – Universidad Nacional de Cajamarca. 110 p.
- Capistrán, L.L. (2003). Diversidad y actividad de hongos micorrízicos arbusculares, en agroecosistemas cafetaleros perturbados por la erosión., Biotecnología. Universidad de Colima, Tecomán, Colima.
- Cogollo Pacheco, Á., Velásquez-Rúa, JL Toro & N. García. (2007). Las podocarpáceas. Libro Rojo Pl. Colombia 5: 5: 193–223.
- Colozzi Filho, A. y Cardoso, E.J.B.N. (2000). Detecção de fungos micorrízicos arbusculares em raízes de cafeeiro e de crotalária cultivada na entrelinha. Pesq. agropec. bras. V.35. N° 10. Brasília out. Versão impressa ISSN 0100-204Xversão On-line ISSN 1678-3921.
- CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Mx.). (2009). Biodiversidad Mexicana. México 2009. Recuperado de http://www.biodiversidad.gob.mx/biodiversidad/pdf/Que_es.pdf
- Chavarría, M. (1999). Usos de las micorrizas en la agricultura. Curso de Biología de Suelos, CIA-UCR. 1999: 29-59.

- Chávez J., AR. (2012). Evaluación de propagación vegetativa de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C. N. Page. y *Prumnopitys harmsiana* Pilger de Laubenfels, utilizando 5 tratamientos de ácido indolbutírico en San Luis del Nuevo Retiro, distrito Huabal, provincia Jaén. Tesis para optar Título de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Cajamarca. Jaén, Perú. 86 p.
- Christenhusz, M. J. M., Chase, M. W., Fay, M. F., Lumbsch, T., Monro, A., Vorontsova, M. and Zhang, Z.-Q., 2009. A new international journal for rapid publication of botanical taxonomy. *Phytotaxa* 1: 1–2.
- Christenhusz, M.J.M. et al. (2011) A new classification and linear sequence of extant gymnosperms. *Phytotaxa* 19: 55–70.
- De Bary, A. (1879). Die Erscheinung der Symbiose. Von Karl J. Trubner, Strassburg.
- Diez G., MC. y Toro M., JL. (2004). Exploración de relaciones simbióticas en raíces de pino romerón (*Retrophyllum rospigliosii*) (Pilg.) C.N. Page (Podocarpaceae) en un fragmento de bosque andino - Contrato 4444 de 2002. Programa Biodiversidad para el Desarrollo - Proyecto Manejo y Conservación de la Flora; Universidad Nacional de Colombia, Sede Medellín - Departamento de Ciencias Forestales. Medellín marzo 2004. 51 p.
- Duhoux, E., G. Rinaudo, H.G. Diem, F. Auguy, D. Fernández, D. Bosguz, C. Franche, Y. Dommergues & B. Huguenin. (2001). Angiosperm Gymnostoma trees produce root nodules colonized by arbuscular fungi related to *Glomus*. *New Phytologist* 149: 115-125.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, IT). Departamento de Montes. (2004). Actualización de la evaluación de los recursos forestales mundiales a 2005 - Términos y definiciones (Versión definitiva).

- Documento de trabajo 83/. Roma, 2004. Recuperado de <http://www.fao.org/forestry/9690-0d07adfee9364a4127238bf3ffc7d6ab2.pdf>
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, IT). (2000). Manual on Integrated Soil Management and Conservation Practices.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, IT). (2012). FRA 2015. Términos y Definiciones. Documento de Trabajo de la Evaluación de los Recursos Forestales N° 180. Roma. Recuperado de <http://www.fao.org/docrep/017/ap862s/ap862s00.pdf>
- Fernández R, A. M. (2017). Identificación y caracterización del género *Cinchona* en la zona de amortiguamiento del Área de Conservación Municipal - Bosque Huamantanga, Jaén – Perú. Tesis para optar Título de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Cajamarca. Jaén, Perú. 77 p.
- Frank, A.B. (1887). Ueber neue Mykorrhiza-Formen. Ber. Dtsch. Bot. Ges. 5, 395-409.
- Furman, T.E. (1970). The nodular mycorrhizae of *Podocarpus rospigliossi*. Am. Jour. Bot. 57(8).910-915.
- Gálvez M., JR; Aguirre M., ZH; Sánchez T., OA; y López T., N. (2003). Estado Actual de Conservación y posibilidades de manejo del romerillo en la región suroccidental del Parque Nacional Podocarpus. Con el auspicio del Programa Podocarpus. Universidad Nacional de Loja, Herbario “Reinaldo Espinosa” Loja, Ministerio del Ambiente – Ecuador. ISBN N° 9978-09-029-0. Derecho de autor N° 017945. Ecuador. 155 p.
- García, M. H. (2009). Las micorrizas: una relación planta-hongo que dura más de 400 millones de años. In: Anales del jardín botánico de Madrid 66 (1): 133-144. Real Jardín Botánico.

- García, Néstor. (2007). Libro Rojo de Plantas de Colombia, volumen 5, las magnoliáceas, las miristicáceas y las podocarpaceas. QK86.C6 L52 2007. Recuperado de <http://tropicos.org/Publication/100021613>.
- Gerderman, J; Nicholson, T. (1963). Spores of mycorrhizal endogene species extracted from soil by wet sieving and decanting. Transactions of the British Mycological Society 46:235-244.
- Gómez, L.; Olalde, V.; Arriaga, R.; Contreras, A. (2007). Micorrizas arbusculares. Ciencia Ergo Sum, vol. 14, núm. 3, noviembre-febrero, 2007, pp. 300-306. Universidad Autónoma del Estado de México Toluca, México. Recuperado de <https://www.redalyc.org/pdf/104/10414307.pdf>.
- Grez, Z.R. (1988). Root nodules in Chilean conifers. Bosque 9: 93-96.
- Griffiths, D.A. (1965). The mycorrhiza of some conifers grown in Malaya. The Malayan Forester 28: 118-123.
- Guerra, P. (2014). Evaluación de programas de fertilización de almacigales de café en el cantón de Pérez Zelendón. San José. Costa Rica. ICAFE. Boletín Técnico 53.
- Harris, C., Mora, E., Sánchez., Palafox, M. (2016). Caracterización de hongos micorrizicos arbusculares asociados a *Cyathea* spp. en la sierra nororiental poblana siguiendo un gradiente altitudinal en primavera y verano. Vol. 41 N° 10. Recuperado de <https://www.interciencia.net/wp-content/uploads/2017/10/680-CITLALLI-41-10.pdf>
- Hernández, M.I. (2000). Las micorrizas arbusculares y las bacterias rizosféricas como complemento de la nutrición mineral de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) Instituto de Investigaciones Hortícolas "Liliana Dimitrova". Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas, La Habana, Cuba.

- Hodson, E & Guerrero, E. (1987). Estudio de la asociación micorrizal en *Decussocarpus rospigliosii* (Pilger) De Laubenfelds (pino romerón). Informe final. Proyecto de la Fundación para la promoción de la investigación del Banco de la República. Pontificia Universidad Javeriana. Facultad de Ciencias Básicas. Departamento de Biología. Unidad de Biotecnología Vegetal. 93 p.
- IUCN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza, EE.UU.). (2001). Red List Categories and Criteria. Versión 3.1. Ciudad Glándula. Recuperado de <http://tropic.org/Publication/24009>.
- Jaramillo, R. I. (2011). La micorriza arbuscular (MA) centro de la rizosfera: comunidad microbiológica dinámica del suelo. *Revista Contactos*, 81: 17-23.
- Javot, H., Penmetsa, R. V., Terzaghi, N., Cook, D. R., y Harrison, M. J. (2007). A *Medicago truncatula* phosphate transporter indispensable for the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 104(5), 1720–1725.
- Joner, E. J. y Johansen, A. (2000). Phosphatase activity of external hyphae of two arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycological Research*, 104(1), 81-86.
- Kapoor, R., Sharma, D., Bhatnagar, A. (2008). Arbuscular mycorrhizae in micropropagation systems and their potential applications. *Scientia Horticulturae* 116:227-239.
- Khan, A.G. & Valder, P.G. (1972). The occurrence of root nodules in the Ginkgoales, Taxales and Coniferales. *Proceedings of the Linnean Society of New South Wales*, 97 (1): 35-41.
- Khanam, D. (2006). Effect of edaphic factor son root colonization and spore population of arbuscular mycorrhizal fungi. *Bulletin Institute Tropical Agriculture* 29:97-104.

- Lamprecht, H. 1990. Silvicultura en los Trópicos, los Ecosistemas Forestales en los bosques tropicales y sus especies arbóreas. Instituto de Silvicultura de la Universidad de Gottingen Eschborn, República Federal de Alemania.
- León, D. (2006). Evaluación y caracterización de micorrizas arbusculares asociadas a *Manihot sculenta* (yuca) en dos regiones de la Amazonía colombiana. Tesis Mag. Sc. Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá, Colombia. 125 p.
- Linderman, R. (1992). Vesicular-arbuscular mycorrhizae and soil microbial interactions. In Mycorrhizae in sustainable agriculture. Ed. by G. Bethlenfalvay, and R. Linderman, Wisconsin, U.S.A. ASA Special Publication Number 54:45-70.
- Lizana G., O. (2015). Evaluación de micorrizas arbusculares en especies forestales comercialmente rentables del bosque Horcón Alto- San Ignacio, Cajamarca. Tesis para optar el Título de Ingeniero Forestal, Universidad Nacional de Cajamarca. Jaén. 79 p.
- López. (2011). Inoculación con bacterias promotoras de crecimiento en cuatro especies leñosas de selva baja caducifolia trabajo. Universidad Veracruzana. Facultad de Ciencias Agrícolas. Xalapa – México. 13 p.
- Mandal, G.D., Nandi, A.K., (2012). Morphological and anatomical circumscription for the identification of two source plants of aphrodisiac medicine - *Chlorophytum borivilianum* Santapau & Fernandes and *Chlotophytum tuberosum* (Roxb.) Baker. Int. J. Med. Ar. Plants 2, 406-410.
- Marsh, J. & Schultze, M. (2001). Analysis of Arbuscular mycorrhizas using symbiosis defective plant mutants. New Phytologist 150: 525- 532.
- Miyasaka, S., y Habte, M. (2003). Plant mechanisms and mycorrhizal symbiosis to increase phosphorus uptake efficiency. Journal Series N° 4468, College of tropical Agriculture and Human resources, Hawaii, Honolulu; pp. 1101 – 1133.

- Molina, M. (2005). Importancia del manejo de hongos micorrizógenos en el establecimiento de árboles en sistemas silvopastoriles. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias* 18(2):162-175.
- Montalván P., MM. (2018). Evaluación de hongos micorrízicos en un sistema agroforestal con cacao en el distrito de Bellavista. Tesis para optar Título de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Cajamarca. Jaén, Perú. 72 p.
- Mostacero L. Mejía C. Gamarra T. (2009). *Fanerógamas del Perú – Taxonomía, utilidad y Ecogeografía*, Universidad Nacional de Trujillo. Edición. CONCYTEC. Primera edición. Edit. Graficart. Trujillo - Perú. 1331 p.
- Muthukumar, T., Priyadharsini, P., Eswaranpillai, U., Jaison, S., y Pandey, R. (2014). Role of arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of acidity stress on plant growth. In book: *Use of Microbes for the Alleviation of Soil Stresses*, 1(3), 43-72. Publisher: Springer, New York, Editors: M. Miransari.
- Nazareno S, MC.; Fabiana R. M. y Arango, MC. (2017). *Micorrizas Arbusculares - Biología y aplicaciones en el sector Agro-Forestal*. Universidad Nacional de la Plata. Editorial de la UNLP. 135 p. Recuperado de http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/99599/Documento_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=4&isAllowed=y
- Nouri, E., Breuillin-Sessoms, F., Feller, U., y Reinhardt, D. (2014). Phosphorus and nitrogen regulate arbuscular mycorrhizal symbiosis in *Petunia hybrida*. *PLoS ONE*, 9(3), e90841.
- Ocupa M., WJ. (2015). Evaluación de micorrizas asociadas a las especies forestales maderables en Santuario Nacional Tabaconas Namballe - San Ignacio, Cajamarca. Tesis para optar Título de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Cajamarca. Jaén, Perú. 88 p.

- Pacheco C., K. (2016). Estudio de la diversidad florística en bosque secundario del caserío San José de la Alianza, distrito y provincia de Jaén–Cajamarca. Tesis para optar el Título de Ingeniero Forestal, Universidad Nacional de Cajamarca – Filial Jaén. 90 p.
- Pardo, N; Martínez, H; Duran, L; Rincón J; Rosas A. (2006). Manual de Cultivo de Orgánicos y Alelopatía. 1 Edic. Edit. Grupo Latino Ltda. Colombia. 302 p.
- Parniske, M. (2008). Arbuscular mycorrhiza: the mother of plant root endosymbioses. *Nat. Rev. Microbiol.* 6, 763-775.
- Pennington T. D. Reynel, C. Daza A. (2004). *Illustrated guide to the Trees of Peru*. Royal Botanical Garden KEW-Darwin Initiative-UNALM-CAMPAIGN. Inglaterra. 848 p.
- Peña S., G. (2014). Composición y diversidad arbórea en un área del bosque Chinchiquilla, San Ignacio, Cajamarca - Perú. Tesis para optar Título de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Cajamarca. Jaén, Perú. 75 p.
- Pérez H., G. (2011). Composición y Diversidad de la Flora Arbórea en dos Áreas de Bosque en Huamantanga, Jaén-Cajamarca, Perú. Tesis para optar el grado de Magister en Bosques y Gestión de Recursos Forestales, Universidad Nacional Agraria La Molina. 189 p.
- Peterson, R; Massicotte, H; Melvilla, L. (2004). *Mycorrhizas: Anatomy and cell biology*. Ottawa, CAN. NRC, Research Press. 173 p.
- Philippot, L.; Raaijmakers, J.; Lemanceau, P. & Van Der Putten, W. (2013). Going back to the roots: the microbial ecology of the rhizosphere. *Nat Rev Microbiol.* s.p.
- Phillips, J. & Hayman, D. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vasicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society* 55:158-161.

- Posada, R. (2001). Presencia de propágulos de hongos de micorriza arbuscular en muestras de hojarasca alrededor de dos especies arbóreas en un bosque húmedo tropical. *Acta biológica colombiana* 6(1): 47-55.
- Powell, C. & Bagyaraj, D. (2000). *MA Mycorrhiza*. Florida. Printed in the United States. 232 p.
- Prieto-Benavides, O. O; Belezaca-Pinargote, C. E., Mora-Silva, W. F., Garcés-Fiallos, F. R., Sabando-Ávila, F. A., Cedeño-Loja, P. E. (2012). Identificación de hongos micorrízicos arbusculares en sistemas agroforestales con cacao en el trópico húmedo ecuatoriano. Tesis de Ingeniería Forestal. Universidad Técnica Estatal de Quevedo. Quevedo, Los Ríos, Ecuador. *Agronomía Mesoamericana* 23(2):233-239. 2012. ISSN: 1021-7444. Recuperado de http://www.mag.go.cr/rev_meso/v23n02_0233.pdf
- Requena N., Serrano E., Ocón A., Breuninger M. (2007) Plant signals and fungal perception during arbuscular mycorrhizal establishment, *Phytochemistry* 68, 33–40.
- Reynel Y., Pennington R., Pennington R. T., Marcelo P. y Daza A. (2006). Árboles útiles del Ande Peruano. Diseño e impresión: Tarea Gráfica Educativa. Lima - Perú. 466 p.
- Reynel Y., Pennington R., Pennington, R.T., Flores, C. y Daza, A. (2003). Árboles útiles de la Amazonía peruana y sus usos. Ed. 1. Edit. Tarea Asociación Gráfica Educativa. Lima - Perú. 536 p.
- Rodríguez, J. (2004). Efecto del biofertilizante Mycoral® (micorriza arbuscular) en el desarrollo del café (*Coffea arabica* L.) en vivero. Tesis Ing. Agrónomo Lic. Zamorano. 44 p.

- Rodríguez, R. & Rojas, G. (2006). El herbario administración y manejo de colecciones botánicas. Missouri Botanical Garden (MO). Perú. 73 p.
- Russell, A.J., Bidartondo, M.I. & Butterfield, B.G. (2002). The root nodules of the Podocarpaceae harbour arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*, 156: 283-295.
- Saboya, A. (2018). Evaluación del efecto bioprotector de hongos micorrízicos arbusculares nativos sobre roya (*Hemileia vastatrix*) en café (*Coffea arabica*) variedad caturra bajo condiciones de vivero en la Región San Martín. Tesis para optar el título profesional de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de San Martín – Tarapoto. Facultad de Ciencias Agrarias. Escuela Profesional de Agronomía. 61 p. Recuperado de <http://repositorio.unsm.edu.pe/bitstream/handle/11458/3272/AGRONOMIA%20-%20Anabel%20Saboya%20Pisco.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Sánchez de Prager, M; Posada A., R; Velásquez P., D; Narváez C., M. (2010). Metodologías básicas para el trabajo con Micorriza Arbuscular y Hongos Formadores de Micorriza Arbuscular. Universidad Nacional de Colombia – Sede Palmira. ISBN 978-958-8095-60-8. Valle del Cauca, Colombia. 351 p.
- Sánchez L., AL. (2015). Variación de la población de hongos micorrízicos arbusculares en un suelo agrícola por efecto de la aplicación de vinazas de la industria del tequila. Tesis para obtener el Grado Académico de Maestro en Ciencia y Tecnología en la Especialidad de Ingeniería Ambiental. Centro de Investigación y Asistencia en Tecnología y Diseño del Estado de Jalisco, A.C. Guadalajara, Jal. 125 p. Recuperado de <https://ciatej.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1023/87/1/Ana%20Lorena%20S%C3%A1nchez%20Lizarraga.pdf>

- Sánchez, M. & Velásquez, D. (2008). El suelo. Las micorrizas: el micelio externo de los hongos formadores de micorriza arbuscular (HMA). Universidad Nacional de Colombia Sede Palmira. ISSN no 12:1657-2394.
- Sayago S., I. (2018). Especies de la familia Moraceae en la zona de amortiguamiento del ACM Bosque de Huamantanga, Jaén - Perú. Tesis para optar el Título de Ingeniero Forestal, Universidad Nacional de Cajamarca. Jaén, Perú. 91 p.
- Smith, S. E. y D.J. Read. (2008). Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press, New York. Vol. 2. 787 p.
- Suclupe, E. (2007). El Bosque de Huamantanga (Jaén). Una experiencia de gestión compartida de áreas de conservación municipal. Proyecto: Bosques del Chinchipe. CI-ITDG. Perú. (Pág. 3, 5). 32 p.
- Toro N., JC. (2018). Evaluación de hongos micorrízicos arbusculares en un sistema agroforestal con café en Jaén - Perú. Tesis para optar Título de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Cajamarca. Jaén, Perú. 72 p.
- Trejo, D. (1997). Ecología y comportamiento de la micorriza-arbuscular en el cultivo de café (*Coffea arabica* L.). Tesis de Maestría en Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 131 p.
- Tropicos. (2020). Missouri Botanical Garden. St Louis. Recuperado de www.tropicos.org.
- Vázquez R, F. (2015). Identificación de las especies de la familia Lauraceae en el bosque de Huamantanga, Jaén - Cajamarca. Tesis para optar Título de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Cajamarca. Jaén, Perú. 118 p.
- Vierheilig, Horst. (2004). Regulatory mechanisms during the plant - arbuscular mycorrhizal fungus interaction. Canadian Journal of Botany, 82: 1166-1176.

- Recuperado de file:///C:/Users/Usuario/Downloads/Dialnet-ElUsoDeHongosMicorrizicosArbuscularesComoUnaAltern-6117947%20(2).pdf
- Wang, B. & Qiu, Y. (2006). Phylogenetic distribution of mycorrhizas in land plants. *Mycorrhiza* 16: 299-363.
- Xie, X., Lin, H., Peng, X., Xu, C., Sun, Z., Jiang, K., Huang, A., Wu, X., Tang, N., Salvioli, A., Bonfante, P., y Zhao, B. (2016). Arbuscular mycorrhizal symbiosis requires a phosphate transceptor in the *Gigaspora margarita* fungal symbiont. *Molecular Plant*, 9(12), 1583–1608.
- Yong G. Z.; A. F. Smith y S. E. Smith (2003). Phosphorus efficiencies and responses of barley (*Hordeum vulgare* L.) to Arbuscular Mycorrhizal Fungi Grown in Highly Calcareous Soil, *Mycorrhiza*. 13(2).
- Zapata D., MF. (2015). Evaluación de micorrizas asociadas a las especies forestales maderables del Bosque de Huamantanga-Jaén-Cajamarca. Tesis para optar Título de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional de Cajamarca. Jaén, Perú. 78 p.

CAPÍTULO VII

ANEXO

Anexo 1. Glosario

Actinorrízicas. Plantas de angiospermas que se caracterizan por su capacidad de formar nódulos fijadores de nitrógeno en simbiosis con bacterias filamentosas.

Aerobios. Organismos aerobios o aeróbicos a los organismos que pueden vivir o desarrollarse en presencia de oxígeno diatómico.

Apiculado. Provisto de una punta corta. Generalmente se presenta en las hojas de las plantas.

Apresorio. Extremo hinchado de una hifa o tubo germinativo que facilita la fijación y penetración de un hongo en su hospedero.

Árbol. Vegetal leñoso al menos de 5 m de altura con el tallo simple, denominado tronco, hasta la llamada cruz, en donde se ramifica y forma la copa, de considerable crecimiento en grosor.

Arbúsculos. Estructura más importante de la simbiosis, porque es ahí donde ocurre el intercambio de nutrientes del hongo al huésped y viceversa.

Arbusto. Vegetal leñoso de menos de 5 m de altura, sin un tronco preponderante, que se ramifica a partir de la base. Los arbustos de menos de 1 m de altura se suelen denominar matas o subarbustos.

Ascomicetos. División dentro del reino Fungi. Son hongos con micelio tabicado que producen ascosporas endógenas.

Ascosp. Es la célula sexual productora de esporas de los hongos ascomicetos.

Autótrofos. Organismos capaces de sintetizar su propio alimento. Como en las plantas.

Basidiocarpo. Es el esporocarpo de un hongo basidiomiceto, que consiste en una estructura multicelular sobre la que se dispone el himenio productor de esporas.

Basidiomicetes. Clase de hongos con aparato vegetativo formado por hifas tabicadas o anastomosadas y caracterizadas por sus esporas de origen sexual en el exterior de las células madres, que reciben el nombre de basidios, y el de basidiósporas las esporas por ellas formadas.

Basidios. Estructura microscópica productora de esporas encontrado en los himenóforos de los cuerpos fructíferos de hongos basidiomicetos.

Basidiosporas. Esporas generadas en un basidio y encargadas de la reproducción de los hongos basidiomicetes

Bioclimas. Establecen tipos climáticos cuyos límites, definidos por parámetros e índices climáticos, se ajustan a la distribución de determinadas plantas y comunidades vegetales.

Biopolímero. Son macromoléculas presentes en los seres vivos. Materiales poliméricos o macromoleculares sintetizados por los seres vivos.

Celulosa. Polisacárido compuesto por varias moléculas de glucosa. La celulosa es la biomolécula orgánica más abundante, ya que forma la mayor parte de la biomasa terrestre

Cianobacterias. División a la que pertenecen los organismos procariontes unicelulares fotosintéticos que carecen de núcleo definido u otras estructuras celulares especializadas.

Conspicuo. Dícese de algún órgano de la planta que es visible, sobresaliente.

Copa. Conjunto de las ramas de un árbol, tanto con follaje como sin él.

Cutícula. Película externa de la epidermis que la recubre por completo e ininterrumpida, constituida por cutina. La cutícula falta en las raíces y en los órganos sumergidos de las plantas acuáticas.

Deciduo. Órgano caedizo, equivalente a caduco.

Dioica. Especie dioica es aquella en la que hay individuos machos e individuos hembras.

Dosel. Es la región de las copas y regiones superiores de los árboles de un bosque.

Drupáceo. De aspecto de drupa.

Elipsoidal. Con forma de elipsoide.

Enzimas. Son proteínas que catalizan reacciones químicas en los seres vivos. Son catalizadores, sustancias que, sin consumirse ninguna reacción, aumentan notablemente su velocidad. No hacen factibles las reacciones imposibles si no que solamente aceleran las que espontáneamente podrían producirse. Hace posible que en condiciones fisiológicas tengan lugar reacciones que sin catalizador requerirían condiciones extremas de presión, temperatura o PH.

Escurrimiento. Escorrentía o escurrimiento a la corriente de agua que se vierte al rebasar su depósito o cauce naturales o artificiales.

Esporangio. Estructura productora de esporas. Se encuentran esporangios en las angiospermas, gimnospermas, helechos y sus parientes, en las briófitas, algas y hongos. Su morfología es muy variada.

Esporas. Es uno de los medios reproductivos del hongo, al germinar producen una estructura denominada hifas.

Esterigma. En los hongos basidiomycetes, pequeña evaginación del basidio en cuyo ápice se forma la basidiospora.

Estrato. Cada porción de la masa vegetal de una asociación, contenida dentro de un límite de altura determinado.

Estrigosa. Superficie cubierta con tricomas rígidos y agudos se usa estrigulosa para designar que es menos estrigosa.

Etnobotánica. Esta disciplina define el papel de los vegetales en las sociedades humanas; estudia la interacción de los grupos humanos con las plantas.

Fenología. Estudio de los fenómenos biológicos acomodados a un ritmo periódico, como la brotación, la florescencia, la maduración de los frutos, etc.

Fíbula. En los basidiomycetes, divertículo que crece en un lateral de una hifa y con forma de asa que se forma en el micelio secundario; participa en la división y crecimiento de la hifa.

Filogenéticas. Parte de la biología evolutiva que se ocupa de determinar la filogenia, y consiste en el estudio de las relaciones evolutivas entre diferentes grupos de organismos a partir de la distribución de los caracteres primitivos y derivados en cada taxón.

Fitopatógenos. Organismos eucariontes uni o pluricelulares que se desarrollan en sitios húmedos y con poca luz. Las células de los segundos se agrupan en filamentos llamados hifas que en conjunto recibe el nombre de micelio.

Fitosociología. Parte de la geobotánica que estudia las comunidades vegetales y sus relaciones con el medio.

Fructíferos. Estructura multicelular sobre la que se forman otras estructuras productoras de esporas. El cuerpo fructífero, una estructura que contiene esporas formada a partir de un plasmodio.

Globo. De forma más o menos esférica.

Hábitat. Término empleado para referirse al lugar donde preferentemente vive una especie.

Haustorio. Raíces especializadas que penetran en el tejido del hospedante y se ponen en contacto con los vasos (Loranthaceae).

Heterótrofas. Los opuestos a los organismos heterótrofos son los autótrofos. Aquellos que pueden sintetizar las sustancias inorgánicas como la luz y convertirla en alimento dentro de su propio organismo. Organismos que no son capaces de sintetizar su propio alimento

Hialino. Transparente, cristalino.

Hifas. Penetran en la raíz y forman un apresorio en las capas más internas del parénquima cortical. La infección también puede ocurrir por hifas que recorren la superficie de las raíces.

Himenio. Zona donde se localizan las esporas y, por tanto, la parte fértil del carpóforo.

Hipogeo. Organismo con cuerpos reproductivos que forman y completan la maduración de sus esporas debajo del suelo.

Homologías. Relación entre dos partes orgánicas diferentes cuando sus determinantes genéticos tienen el mismo origen evolutivo.

Inconspicuo. Algún órgano de la planta que es poco visible, poco sobresaliente.

Inflorescencia. Es todo sistema de ramificación que se resuelve en flores. Cuando la flor nace solitaria, en el ápice del tallo o en la axila de una hoja, no existe inflorescencia.

Lactofenol. Se conoce como tinción azul de lactofenol o azul algodón, se emplea para observar hongos.

Lámina. En los hongos basidiomicetes parte laminar situada bajo el sombrero donde se encuentra el himenio.

Latifoliados =planifolio. Proviene del latín plānus “plano”, latus “ancho” y foliūm “hoja”, referido a los árboles o arbustos considerados frondosos por sus hojas anchas y planas.

Lignina. Polímero presente en las paredes celulares de las plantas y que tiene la función de actuar como cementante entre ellas.

Lignocelulósico. Permite disociar el complejo formado por la hemicelulosa, celulosa y lignina; de esta manera se puede emplear cada una de las fracciones como materia prima para la obtención de diversos productos químicos.

Margen. Borde de una hoja u órgano laminar.

Micelios. Conjunto de hifas que forman la parte vegetativa de un hongo. Los cuerpos vegetativos de la mayoría de los hongos están constituidos por filamentos pluricelulares denominados hifas.

Micobionte. Componente fúngico de una simbiosis. Se usa el término especialmente en el caso de los líquenes.

Micorrizas. Asociaciones simbióticas mutualistas entre las raíces de las plantas terrestres y ciertos hongos del suelo. El hongo beneficia a la planta al descomponer la materia orgánica presente en el suelo, poniendo de este modo ciertos minerales a disposición de las raíces. Se cree que más del 97 % de especies vegetales terrestres están micorrizadas.

Micorrízicos. Asociación benéfica de las raíces de las plantas superiores con los micelios de los hongos del suelo.

Mohos. Recubrimiento veloso o filamentosos producido por diversos tipos de hongos en la materia orgánica, que provoca su descomposición; capa negra, azul, verde, blanco.

Morfológicas. Disciplina encargada de estudiar la estructura de un organismo o características.

Mutualismo. Relación entre dos especies que beneficia a ambos.

Nativa. Especie que pertenece a una región o ecosistema determinado.

Oomicetos. Grupo de protistas filamentosos pertenecientes al grupo de los pseudohongos. El nombre significa “hongos huevo” y se refiere al oogonio, estructura grande y esférica que contiene los gametos femeninos. Lo conforman especies tanto saprófitas como parásitas, muy vinculadas al medio acuoso.

Organolépticas. Aquellas descripciones de las características físicas que tiene la materia en general, según las pueden percibir los sentidos, como por ejemplo su sabor, textura, olor, color o temperatura.

Parásitos. Hongos que se alimentan de materia orgánica viva.

Quitina. Sustancia formada por glúcidos nitrogenados, de color blanco e insoluble en agua, que constituye el material principal del que está formado el revestimiento exterior del cuerpo de los artrópodos, así como ciertos órganos de los hongos.

Resiliencia. Término empleado en ecología de comunidades y ecosistemas para indicar la capacidad de estos de absorber perturbaciones, sin alterar significativamente sus características de estructura y funcionalidad; pudiendo regresar a su estado original una vez que la perturbación ha terminado.

Ritidoma. En los troncos, ramas y raíces de los árboles y arbustos, conjunto de tejidos muertos que los recubren, situados al exterior de los estratos de súber, formados por el felógeno, y generalmente rugosos y resquebrajados.

Saprófitos. Organismo que obtiene su alimento a partir de la materia orgánica de otros organismos, muertos o en descomposición.

Seta. Pelo tieso y no muy corto. En algunas gramíneas porción apical de la arista.

Nombre popular del cuerpo fructífero de algunos basidiomicetes.

Simbiontes. Organismos que están asociados a otro en una simbiosis. Tienen la capacidad de poder asociarse con otros organismos de forma simbiótica para poder colonizar medios y obtener unos beneficios que por ellos mismos serían incapaces de conseguir.

Simbiosis. Casos de mutualismos en que entre las dos especies asociadas existe una permanente e íntima relación anatómica y fisiológica que da origen a un todo orgánico.

Simbiótica. Hongos que viven asociados a otros organismos. Pueden asociarse a las raíces de árboles, cediéndoles sales y agua, a cambio de tomar materia orgánica.

Somática. Las hifas que conforman el talo de los hongos filamentosos, se ramifican en todas direcciones en el sustrato de donde van absorbiendo los nutrientes necesarios.

Subdosel. Es la región por debajo de las copas y regiones superiores de los árboles de un bosque.

Subgloboso. Con aspecto casi esférico o de forma de un globo.

Sustrato. Material del cual el hongo se alimenta y sobre cual se desarrollará, puede ser cualquier residuo pos cosecha siempre cuando sea rico en lignina y celulosa. Sustancia sobre la cual se basa un cultivo. Se le puede adicionar diversas sustancias con el fin de mejorar su efectividad.

Taxones. Grupo de organismos emparentados, que en una clasificación dada han sido agrupados, asignándole al grupo un nombre en latín, una descripción si es una especie.

Tricoma. Prominencia exclusivamente formada por células epidérmicas, usualmente se usa para designar a las formas semejantes a los pelos, pero de tal definición no solo involucra a las formas pilosas, sino también a las formas simples

como las papilas y la más compleja como las escamas.

Vesícula. Ampolla llena de líquido o aire, donde reservan alimento, puede ser intracelular o intercelularmente. Son estructuras de reserva de nutrientes del hongo.

Anexo 2. Certificación de identificación botánica

José Ricardo Campos de la Cruz
CONSULTOR BOTÁNICO
 C. B. P. Nº 3796
 Tel: 017512863 - RPM 963689079
 e-mail: jocarnde@gmail.com



CERTIFICACIÓN DE IDENTIFICACION BOTÁNICA

JOSÉ RICARDO CAMPOS DE LA CRUZ, BIÓLOGO COLEGIADO- Nº 3796 – INSCRITO CON EL Nº 36 EN EL REGISTRO DE PROFESIONALES QUE REALIZAN CERTIFICACIÓN DE IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA DE ESPECÍMENES Y PRODUCTOS DE FLORA - RESOLUCIÓN DIRECTORAL Nº 0311-2013- MINAGRI-DGFFS-DGEFFS.

Certifica:

Que, el Sr. LEIWER FLORES FLORES, con Código SUNEDU Nº 6017201011, estudiante de Maestría en Gestión Ambiental, de la Universidad Nacional de Cajamarca, ha solicitado la identificación de una muestra botánica proveniente del Área de Conservación Municipal Bosque de Huamantanga – Jaén, para desarrollar su proyecto de tesis, la muestra fue estudiada e identificada como *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page, como se indica en el cuadro adjunto, comparando el Sistema de clasificación de las Gimnospermas vivientes de Christenhusz et al. 2011 y Sistema APG IV 2016 o Grupo para la Filogenia de las Angiospermas (del inglés Angiosperm Phylogeny Group)

Categorías Taxonómicas	Sistema de Gimnospermas vivientes de Christenhusz et al. 2011	Sistema (<i>Angiosperm Phylogeny Group</i>) APG IV. 2016
Rcino	Plantae	Plantae
División	Gymnospermae	Gymnospermae
Clase	Equisetopsida	Equisetopsida
Subclase	Pinidae (coníferas)	Pinidae
Orden	Araucariales	Podocarpaceae
Familia	Podocarpaceae	Podocarpaceae
Género	<i>Retrophyllum</i>	<i>Retrophyllum</i>
Especie	<i>Retrophyllum rospigliosii</i> (Pilg.) C.N. Page	<i>Retrophyllum rospigliosii</i> (Pilg.) C.N. Page

Se expide la presente certificación para los fines que se estime conveniente.

Lima, de 01 Abril del 2018


 José R. Campos De La Cruz
 BIÓLOGO
 C.B.P. 3796

Jr. Sánchez Silva # 156 – Urb. Santa Luzmila - Lima 07 / e-mail: joricampos@yahoo.es

Anexo 3. Registro de datos de muestreo de suelo y rizósfera en campo

N°	Suelo	Rizósfera	Categoría	Fecha	Coordenadas UTM (Este/Norte)		Altitud (msnm)	T° (°C)	H° (%)	Sector	Diámetro (cm)	Altura Fustal (m)	Altura Total (m)
1	BH-01-S	BH-01-R	Brinzal	16-02-19	728045	9368911	1972	24.8	74	Zona 1	1.30	nsm	1.38
2	BH-02-S	BH-02-R	Latizal	16-02-19	728029	9368935	1966	25.2	66	Zona 1	8.70	nsm	9.50
3	BH-03-S	BH-03-R	Fustal	16-02-19	728070	9368910	1971	22.9	63	Zona 1	47.00	10.00	15.00
4	BH-04-S	BH-04-R	Brinzal	20-02-19	727819	9369077	1947	21.9	75	Zona 2	2.20	nsm	1.45
5	BH-05-S	BH-05-R	Latizal	20-02-19	727853	9369176	1937	24.4	64	Zona 2	9.00	nsm	7.00
6	BH-06-S	BH-06-R	Fustal	20-02-19	727809	9369080	1958	23.6	63	Zona 2	100.05	18.00	26.00
7	BH-07-S	BH-07-R	Brinzal	24-02-19	727985	9368591	1964	23.0	76	Zona 3	1.20	nsm	1.48
8	BH-08-S	BH-08-R	Latizal	24-02-19	727885	9368622	1995	24.4	68	Zona 3	9.55	nsm	6.00
9	BH-09-S	BH-09-R	Fustal	24-02-19	727880	9368670	1991	23.1	76	Zona 3	100.19	17.00	27.00

Explicación:

DAP : Diámetro a la Altura del Pecho

nsm : no se midió

Zona 1 : Camino a cola de ardilla

Zona 2 : Sector Nueva Jerusalén

Zona 3 : Sector cola de ardilla

Anexo 4. Fitosociología de *Retrophyllum rospigliosii* (Pilg.) C.N. Page

N°	Familia	Especie	Nombres comunes	Hábito
1	Actinidiaceae	<i>Saurauia loeseneriana</i> Buscal	Moco moco	Arbusto
2	Anacardiaceae	<i>Rhus juglandifolia</i> Willd. ex Schult.	Manguillo	Árbol
3	Araliaceae	<i>Schefflera ulei</i> L.	Maque maque	Árbol
4	Araliaceae	<i>Dendropanax cuneatus</i> (DC.) Decne & Planch.	Achuri caspi	Árbol
5	Asteraceae	<i>Baccharis genistelloides</i> (Lam.) Pers.	Chilca, carqueja	Arbusto
6	Boragibaceae	<i>Cordia alliodora</i> (Ruiz & Pav.) Oken.	Laurel, barejón	Árbol
7	Cecropiaceae	<i>Cecropia distachya</i> Huber.	Huarumbo, guarumbo	Árbol
8	Chloranthaceae	<i>Hedyosmum angustifolium</i> (R. & P.) Solms-Laubach	Silvador	Árbol
9	Clusiaceae	<i>Clusia duartei</i> Maguire	Lalush chico	Árbol
10	Clusiaceae	<i>Clusia alata</i> Planchon & Triana	Lalush grande	Árbol
11	Clusiaceae	<i>Vismia rusbyi</i> Ewan	Bidón, carnicero	Arbusto
12	Euphorbiaceae	<i>Alchornea</i> cf. <i>grandis</i> Benth	Zapotillo	Árbol
13	Euphorbiaceae	<i>Alchornea glandulosa</i> Poeppig	Ortiga	Árbol
14	Euphorbiaceae	<i>Hyeronima asperifolia</i> Pax & K. Hoffm.	Chupica	Árbol
15	Euphorbiaceae	<i>Hyeronima duquei</i> Cuatrecasas	Chupica hoja grande	Árbol
16	Euphorbiaceae	<i>Hyeronima oblonga</i> (Tuslane) Muell. Arg.	Chupica, chupi	Árbol
17	Euphorbiaceae	<i>Sapium marmierii</i> Huber	Jebe, caucho	Árbol
18	Fabaceae	<i>Inga ruiziana</i> G. Don	Sirimbache	Árbol
19	Juglandaceae	<i>Juglans neotropica</i> Diels.	Nogal, nogalillo	Árbol
20	Lauraceae	<i>Nectandra cuspidata</i> Nees & Mart.	Roble blanco, roble	Árbol
21	Lauraceae	<i>Aniba robusta</i> (Klotzsch & H. Karst.) Mez cf.	Roble blanco	Árbol
22	Lauraceae	<i>Nectandra reticulata</i> (R. & P.) Mez	Roble hoja grande	Árbol
23	Lauraceae	<i>Licaria pucherii</i> (Ruiz & Pav.) Kosterm.	Roble hoja chica	Árbol
24	Lauraceae	<i>Licaria triandra</i> (Swartz) Kostermans.	Latero	Árbol
25	Lauraceae	<i>Nectandra globosa</i> (Aublet). Mez aff.	Roble amarillo	Árbol
26	Lauraceae	<i>Persea ruizii</i> J. F. Macbride cf.	Roble blanco	Árbol
27	Melastomataceae	<i>Miconia punctata</i> (Desrousseaux) D. Don ex DC.	Juangil chico	Árbol
28	Melastomataceae	<i>Miconia pavoniana</i> Naudin	Juangil hoja grande	Árbol
29	Melastomataceae	<i>Miconia denticulata</i> Naudin	Sarcilleja	Árbol
30	Meliaceae	<i>Cedrela odorata</i> L.	Cedro	Árbol

31	Moraceae	<i>Ficus cuatrecasasiana</i> Dugand	Higuerón	Árbol
32	Moraceae	<i>Ficus mutisii</i> Dugand	Higuerón	Árbol
33	Moraceae	<i>Ficus tonduzii</i> Standl.	Higuerón	Árbol
34	Moraceae	<i>Helicostylis towarensis</i> (Klotzsch & Karsten) C.C. Berg	Lechero	Árbol
35	Myrsinaceae	<i>Myrsine coriacea</i> (Swartz) R. Brown ex Roemer & Schultes	Toche de altura	Árbol
36	Myrtaceae	<i>Calyptanthus crebra</i> McVaugh	Lanche limón	Árbol
37	Myrtaceae	<i>Eugenia riparia</i> DC.	Lanche	Árbol
38	Passifloraceae	<i>Dilkea parviflora</i> Killip	Sacha granadilla	Arbusto
39	Piperaceae	<i>Piper calvescentinerve</i> Trelease cf.	Matico de altura	Árbol
40	Podocarpaceae	<i>Prumnopytis harmsiana</i> (Pilg.) Lauben	Romerillo hembra	Árbol
41	Podocarpaceae	<i>Podocarpus oleifolius</i> D. Don	Saucecillo	Árbol
42	Cyatheaceae	<i>Cyathea delgadii</i> Sternb. s. lat	Helecho arbóreo	Arborescente
43	Rosaceae	<i>Prunus integrifolia</i> (C. Presl) Walpers	Rayo	Árbol
44	Rosaceae	<i>Rubus robustus</i> C. Presl.	Mora	Arbusto
45	Rubiaceae	<i>Cinchona pubescens</i> M. Vahl	Cascarilla	Árbol
46	Rubiaceae	<i>Cinchona scrobiculata</i> Bonpl	Cascarilla	Árbol
47	Rubiaceae	<i>Psychotria erecta</i> (Aubl.) Standl. & Steyerl.	Cafecillo hoja chica	Arbusto
48	Rubiaceae	<i>Palicourea garciae</i> Standley cf.	Cafecillo hoja grande	Árbol
49	Rubiaceae	<i>Palicourea thyrsoflora</i> (Ruiz & Pav.) DC	Cafecillo hoja ancha	Arbusto
50	Rubiaceae	<i>Guettarda ochreatea</i> Schlecht.	Rubia	Árbol
51	Rubiaceae	<i>Ladenbergia oblongifolia</i> L. Andersson	Cascarilla	Árbol
52	Siparunaceae	<i>Siparuna pyricarpa</i> (R. & P.) Perkins	Añasquero	Arbusto
53	Solanaceae	<i>Cestrum megalophyllum</i> Dunal	Hierba santa	Arbusto
54	Solanaceae	<i>Solanum grandiflorum</i> Ruiz & Pav.	Cujaca, tomate del oso	Árbol
55	Staphyleaceae	<i>Huerteia glandulosa</i> R. & P.	Cedro guarrayo	Árbol

Anexo 5. Tamaño de esporas de los géneros de HMA por zona y categoría

Zona	Categoría	Especie	Tamaño (um)	N° individuos
Zona 1	Brinzal	<i>Glomus</i> sp.	50	1
		<i>Glomus</i> sp.	50	2
		<i>Glomus</i> sp.	50	3
		<i>Glomus</i> sp.	60	4
		<i>Glomus</i> sp.	40	5
		<i>Glomus</i> sp.	50	6
		Nn		7
	Latizal	<i>Glomus</i> sp.	40	8
		<i>Glomus</i> sp.	40	9
		Nn		10
		<i>Glomus</i> sp.	60	11
		<i>Glomus</i> sp.	50	12
		<i>Entrophospora</i> sp.	150	13
	Fustal	<i>Glomus</i> sp.	50	14
		<i>Entrophospora</i> sp.	90	15
		<i>Entrophospora</i> sp.	150	16
		<i>Glomus</i> sp.	40	17
		<i>Glomus</i> sp.	50	18
		<i>Glomus</i> sp.	30	19
Zona 2	Brinzal	<i>Acaulospora</i> sp.	110	20
		<i>Glomus</i> sp.	20	21
		<i>Glomus</i> sp.	60	22
		<i>Glomus</i> sp.	50	23
		<i>Glomus</i> sp.	40	24
		<i>Glomus</i> sp.	60	25
	Latizal	<i>Glomus</i> sp.	50	26
		<i>Glomus</i> sp.	50	27
		<i>Glomus</i> sp.	50	28
		<i>Glomus</i> sp.	50	29
		<i>Glomus</i> sp.	70	30
		<i>Glomus</i> sp.	20	31
	Fustal	<i>Glomus</i> sp.	40	32
		<i>Entrophospora</i> sp.	130	33
		<i>Glomus</i> sp.	30	34
<i>Glomus</i> sp.		50	35	
<i>Entrophospora</i> sp.		100	36	
Zona 3	Brinzal	<i>Glomus</i> sp.	80	37
		<i>Glomus</i> sp.	40	38
		<i>Glomus</i> sp.	50	39
		<i>Glomus</i> sp.	60	40
		<i>Acaulospora</i> sp.	100	41
		<i>Acaulospora</i> sp.	110	42
	Latizal	<i>Glomus</i> sp.	80	43
		<i>Glomus</i> sp.	40	44

		<i>Entrophospora</i> sp.	130	45
		<i>Glomus</i> sp.	20	46
		<i>Acaulospora</i> sp.	90	47
		<i>Glomus</i> sp.	50	48
	Fustal	<i>Glomus</i> sp.	20	49
		<i>Glomus</i> sp.	30	50
		<i>Glomus</i> sp.	50	51
		<i>Entrophospora</i> sp.	90	52
		<i>Entrophospora</i> sp.	120	53
		<i>Acaulospora</i> sp.	150	54
		<i>Acaulospora</i> sp.	110	55
Total de esporas				55

Zona 1- Sector cola de ardilla

Zona 2- Camino a cola de ardilla

Zona 3- Sector Nueva Jerusalén

Anexo 6. Géneros de HMA identificados por zona y categoría

Zona	Categoría	Especie	Tamaño (um)	Nº individuos	Especies
Zona 1	Brinzal	<i>Glomus</i> sp.3	40	1	1
		<i>Glomus</i> sp.4	50	4	2
		<i>Glomus</i> sp.5	60	1	3
		Nn		1	4
	Latizal	<i>Entrophospora</i> sp.5	150	1	5
		<i>Glomus</i> sp.3	40	2	6
		<i>Glomus</i> sp.4	50	1	7
		<i>Glomus</i> sp.5	60	1	8
		Nn		1	9
	Fustal	<i>Entrophospora</i> sp.1	90	1	10
		<i>Entrophospora</i> sp.5	150	1	11
		<i>Glomus</i> sp.2	30	1	12
		<i>Glomus</i> sp.3	40	1	13
		<i>Glomus</i> sp.4	50	2	14
Zona 2	Brinzal	<i>Acaulospora</i> sp.3	110	1	15
		<i>Glomus</i> sp.1	20	1	16
		<i>Glomus</i> sp.3	40	1	17
		<i>Glomus</i> sp.4	50	1	18
		<i>Glomus</i> sp.5	60	2	19
	Latizal	<i>Glomus</i> sp.1	20	1	20
		<i>Glomus</i> sp.4	50	4	21
		<i>Glomus</i> sp.6	70	1	22
	Fustal	<i>Entrophospora</i> sp.2	100	1	23
		<i>Entrophospora</i> sp.4	130	1	24
		<i>Glomus</i> sp.2	30	1	25
		<i>Glomus</i> sp.3	40	1	26
		<i>Glomus</i> sp.4	50	1	27
	Zona 3	Brinzal	<i>Acaulospora</i> sp.2	100	1
<i>Acaulospora</i> sp.3			110	1	29
<i>Glomus</i> sp.3			40	1	30
<i>Glomus</i> sp.4			50	1	31
<i>Glomus</i> sp.5			60	1	32
<i>Glomus</i> sp.7			80	1	33
Latizal		<i>Acaulospora</i> sp.1	90	1	34
		<i>Entrophospora</i> sp.4	130	1	35
		<i>Glomus</i> sp.1	20	1	36
		<i>Glomus</i> sp.3	40	1	37
		<i>Glomus</i> sp.4	50	1	38
Fustal		<i>Glomus</i> sp.7	80	1	39
		<i>Acaulospora</i> sp.3	110	1	40
		<i>Acaulospora</i> sp.4	150	1	41
		<i>Entrophospora</i> sp.1	90	1	42
		<i>Entrophospora</i> sp.3	120	1	43
		<i>Glomus</i> sp.1	20	1	44
	<i>Glomus</i> sp.2	30	1	45	
<i>Glomus</i> sp.4	50	1	46		
Total				55	46

Anexo 7. Panel fotográfico



Foto 1. Medición de latizal



Foto 2. Toma de datos de campo



Foto 3. Georreferenciación



Foto 4. Exposición de raíces



Foto 5. Muestreo de suelo



Foto 6. Muestra de suelo



Foto 7. Muestreo de raíces



Foto 8. Raíz secundaria y raicillas



Foto 9. Muestreo de raíces



Foto 10. Embalaje de raíces



Foto 11. Medición de la espora



Foto 14. Medición de la espora

