



**“ESTUDIO DE LAS MICORRIZAS ASOCIADAS A *Miconia bracteolata* Bonpl.
EN EL BOSQUE DE CEJA ANDINA SECTOR GUANGRA, PARROQUIA
ACHUPALLAS, CANTÓN ALAUSÍ, PROVINCIA DE CHIMBORAZO”.**

ELABORADO POR:

MARCO FABIAN PILCO POMAGUALLI

TESIS

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARA OBTENER EL
TÍTULO DE INGENIERO FORESTAL**

**ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES
ESCUELA DE INGENIERÍA FORESTAL**

RIOBAMBA-ECUADOR

2015

EL TRIBUNAL DE TESIS, CERTIFICA: que el trabajo de investigación titulado **“ESTUDIO DE LAS MICORRIZAS ASOCIADAS A *Miconia bracteolata* Bonpl. EN EL BOSQUE DE CEJA ANDINA SECTOR GUANGRA, PARROQUIA ACHUPALLAS, CANTÓN ALAUSÍ, PROVINCIA DE CHIMBORAZO”** de responsabilidad del señor Marco Fabián Pilco Pomagualli, ha sido prolijamente revisado, quedando autorizada su presentación.

TRIBUNAL DE TESIS

Ing. Norma Erazo S.
DIRECTOR

Ing. Erika Cabezas.
MIEMBRO

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES
ESCUELA DE INGENIERÍA FORESTAL

Riobamba, Abril del 2015.

DEDICATORIA

Al culminar una importante etapa de mi vida dedico el fruto de mi esfuerzo y dedicación, reflejado en este trabajo de tesis, a:

Dios por darme la vida e iluminarme en aquellos momentos difíciles siendo mi guía.

A mis queridos Padres Daniel Pilco (+) y María Esther Pomagualli, quienes me vieron crecer y enseñaron que la personalidad y la humildad son valores que hacen a una persona.

A mis hermanos, quienes juntos crecimos y me brindaron su apoyo incondicional en todo el proceso educativo y de manera especial a mi hermana Lourdes, por mostrarme que el esfuerzo y la perseverancia son el camino al éxito sin importar los obstáculos que se presenten en la vida.

A mis familiares por su apoyo en cada momento.

A mis compañeros y amigos con quienes compartimos tantos momentos de alegría, sufrimientos y tristezas a lo largo de los años de estudio.

AGRADECIMIENTO

A la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Carrera de Ingeniería Forestal, por participar en mi formación moral e intelectual.

A las Ingenieras Norma Erazo y Erika Cabezas, Director y Miembro del Tribunal, por sus consejos y acertadas aportaciones que permitieron la culminación de este proceso.

A todos los docentes de la Carrera de Ingeniería Forestal, por el tiempo invertido en mi formación y compartir sus conocimientos.

A la Universidad Nacional de Chimborazo a través del proyecto "Caracterización Biogeográfica de las subcuencas hídricas para la adaptación al cambio climático considerando el paisaje cultural andino de la parroquia Achupallas, cantón Alausí, provincia de Chimborazo" de manera especial a los Ingenieros Franklin Cargua y Marco Rodríguez por los conocimientos impartidos durante el proceso de este trabajo.

A la Ing. Betty Paucar, responsable del Laboratorio de Microbiología, Departamento de manejo de suelos y aguas (INIAP-EESC), por compartir sus conocimientos y ayuda que hizo posible esta investigación.

TABLA DE CONTENIDO

CAPÍTULO	PAG.
LISTA DE CUADROS	i
LISTA DE GRÁFICOS	ii
LISTA DE FIGURAS	iii
LISTA DE ANEXOS	iv
I. TÍTULO	1
II. INTRODUCCIÓN	1
A. JUSTIFICACION	3
B. OBJETIVOS	4
C. HIPÓTESIS	4
III. REVISIÓN DE LITERATURA	5
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	23
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	32
VI. CONCLUSIONES	54
VII. RECOMENDACIONES	56
VIII. RESUMEN	57
IX. SUMMARY	58
X. BIBLIOGRAFÍA	59
XI. ANEXOS	63

LISTA DE CUADROS

Nº	CONTENIDO	Página
1	Ubicación de las parcelas de estudio	29
2	Características físicas del suelo	32
3	Características químicas del suelo	32
4	Porcentaje de colonización radicular de la parcela 01	34
5	Porcentaje de colonización radicular de la parcela 02	35
6	Porcentaje de colonización radicular de la parcela 03	36
7	Distribución de los morfotipos de hongos micorrízicos en la zona de estudio	45
8	Índice de Valor de importancia de la parcela 01	47
9	Índice de Valor de importancia de la parcela 02	48
10	Índice de Valor de importancia de la parcela 03	49

LISTA DE GRÁFICOS

Nº	CONTENIDO	Página
1	Categorización de las muestras analizadas por escalas P01	35
2	Categorización de las muestras analizadas por escalas P02	36
3	Categorización de las muestras analizadas por escalas P03	37
4	Porcentaje de colonización radicular de <i>Miconia bracteolata</i> Bonpl.	38
5	Porcentaje de colonización radicular	39
6	Población de esporas/100g de suelo en la Parcela 01	41
7	Población de esporas/100g de suelo en la Parcela 02	42
8	Población de esporas/100g de suelo en la Parcela 01	42
9	Esporas/100g de suelo en la zona de estudio	43
10	Índice de Diversidad de Shannon – Weaver por parcela de estudio	49
11	Índice de Diversidad de Simpson por parcela de estudio	50
12	Relación de porcentaje de colonización radicular con la materia orgánica.	51
13	Relación de porcentaje de colonización radicular con el contenido de Fósforo	52
14	Relación de porcentaje de colonización radicular con el contenido de Hierro	53

LISTA DE FIGURAS

Nº	CONTENIDO	Página
1	Tipos de Micorrizas	6
2	Ectomicorrizas en corte transversal de una raíz	7
3	Ectomicorrizas en corte transversal de una raíz	8
4	Principales estructuras de una Asociación Micorrízica Arbuscular.	12
5	Perfil de suelo y sus horizontes	22
6	Zonificación del área de estudio	23
7	Ubicación de las parcelas de muestreo	28
8	Morfotipos asociados a <i>Miconia bracteolata</i> Bonpl, en el Bosque de Ceja Andina sector Guangra	46

LISTA DE ANEXOS

Nº	CONTENIDO	Página
1	Trazado o instalación de las parcelas	63
2	Procedimientos en el laboratorio para la cuantificación de la población de esporas	64
3	Procedimientos en el laboratorio para la determinación del porcentaje de colonización radicular	66
4	Cuantificación de esporas	68
5	Porcentajes de colonización radicular	70

I. ESTUDIO DE LAS MICORRIZAS ASOCIADAS A *Miconia bracteolata* Bonpl. EN EL BOSQUE DE CEJA ANDINA SECTOR GUANGRA, PARROQUIA ACHUPALLAS, CANTÓN ALAUSÍ, PROVINCIA DE CHIMBORAZO.

II. INTRODUCCIÓN

En el bosque de ceja andina sector Guangra existe una gran diversidad de especies vegetales con potencial para uso sostenible; el género *Miconia* es el mayor de la familia Melastomatacea, existe escasa información sobre la existencia de las especies de este género, *Miconia bracteolata* Bonpl, es uno de los más diversos dentro de este ecosistema, es un árbol que crece muy rápido, transcurre cuatro años desde la germinación hasta la fructificación y la viabilidad de las semillas sobrepasa los diez años.

Los hongos micorrízicos son organismos valiosos que juegan un papel importante en la naturaleza, al contribuir en el desarrollo de las plantas, debido a que son capaces de solubilizar los minerales protegen de agentes patógenos. Las micorrizas son asociaciones simbióticas entre las raíces de las plantas y algunos hongos del suelo, denominado hongos micorrízicos; esta asociación planta-hongo son relaciones simbióticas mutualistas benéficas. Estas asociaciones se encuentran distribuidas en todos los ecosistemas terrestres; razón por la cual, las plantas han desarrollado numerosas estrategias para hacer frente a los diversos retos bióticos y abióticos, tanto en las regiones templadas como en las tropicales.

La asociación de las micorrizas se ve reflejada en un beneficio nutricional para las plantas y los hongos micorrízicos. En la asociación mutualista que se establece con la micorriza, el hongo coloniza la corteza de la raíz, sin causar daño a la planta, sino que proporciona una mayor longevidad a las raíces, aumenta la absorción de agua, promueve mayor eficiencia en la absorción radical de nutrientes como Nitrógeno (N), especialmente aquellos de lenta movilidad en el suelo como Fosforo (P), Cobre (Cu) y Zinc (Zn). Otro efecto que generan las micorrizas es que generan mayor tolerancia toxinas del suelo y las duras condiciones de pH y temperatura.

También son una alternativa para reducir pérdidas en los procesos de multiplicación, mejorar la aclimatación y nutrición de especies vegetales de importancia ecológica, ambiental y económica. Estudios en bosques tropicales indican que 20% a 80% de las raicillas son colonizadas por hongos micorrízicos, y la producción de esporas puede ser sustancial. Muchas especies arbóreas son altamente dependientes de micorrizas.

Los hongos micorrízicos brindan protección a la raíz contra patógenos durante el crecimiento de las plantas. El uso de las micorrizas en plántulas que van a ser enraizadas en tierra, es de particular interés para incrementar la sobrevivencia y el crecimiento de las plántulas. La adecuada selección de hongos y su posterior manipulación biotecnológica de las micorrizas permite obtener un notable incremento de la productividad de la biomasa vegetal, por lo que las plantas sometidas a micorrizas controladas aumentan sustancialmente su viabilidad.

Se ha señalado que la inoculación de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) podría acelerar la tasa de sucesión de un ecosistema degradado. Debido a todos estos beneficios actualmente se considera que los hongos micorrízicos constituyen un elemento crucial para la recuperación y restauración de los ecosistemas degradados.

En forma generalizada, se considera que los HM aumentan la tasa de supervivencia mejorando el crecimiento de sus hospederos en suelos limitantes de nutrientes. Así mismo, el efecto de la simbiosis y el establecimiento en el sistema radical son afectados por el estado nutricional del suelo.

Dada la importancia que representan las micorrizas en el equilibrio ecológico de los ecosistemas naturales y la escasa información de la presencia de hongos micorrízicos arbusculares en ecosistemas alto andinos, se ha planteado realizar un estudio de las micorrizas asociadas a *Miconia bracteolata* Bonpl., con el propósito de buscar nuevas herramientas para la conservación y recuperación de ecosistemas naturales, mediante el uso de plantas micorrizadas para reducir los tiempos de desarrollo de las plantas y así optimizar la reforestación de los bosques, tomando como medida de prevención y control del deterioro ambiental.

A. JUSTIFICACIÓN

La presente investigación consiste en identificar los hongos micorrízicos asociados a *Miconia bracteolata* Bonpl en condiciones naturales, con el fin de conocer la ocurrencia y diversidad de Hongos Micorrízicos (HM). Por esto se evaluó el porcentaje de colonización, número de esporas presentes en el suelo rizosférico, morfotipos encontrados e identificación de los géneros que se encuentran asociados a esta especie forestal.

El entendimiento de la importancia de la diversidad de hongos micorrízicos (HM) en ecosistemas naturales (bosque de ceja Andina) ha sido un gran reto. El hecho de que muchas especies forestales puedan ser colonizadas por la mayoría de hongos micorrízicos indica una ausencia de especificidad de los hospederos, lo que puede contribuir al mantenimiento de la diversidad micorrízica de los suelos. Varios estudios de la diversidad de hongos micorrízicos y la ecología de la simbiosis se han soportado en datos de frecuencia de diferentes tipos de esporas y métodos de clasificación morfológicos los cuales están limitados por la pequeña cantidad relativa de diversidad morfológica entre especies.

Estos son organismos obligados que pueden estimular el crecimiento y desarrollo de las plantas al mejorar la nutrición de estas, determinando un incremento importante en la absorción de nutrientes inmóviles que se encuentran disponibles en el suelo. El 95% de las plantas dependen de las micorrizas para crecer y sobrevivir, lo que es evidenciado por la baja supervivencia de plantas no micorrízicas cuando son plantadas en suelos con carencia de hongos micorrízicos.

La funcionalidad de la simbiosis, su contribución nutricional y de conservación del suelo puede ser un aspecto particularmente importante en la conservación de *Miconia bracteolata* Bonpl y de los ecosistemas naturales, focalizados hacia el estudio de la simbiosis de los diferentes hongos micorrízicos presentes que pueden favorecer la creación de una herramienta de manejo sustentable de las especies forestales en diferentes tipos de ecosistemas.

Con el presente estudio se realizó un registro de las micorrizas que se encuentran asociadas a *Miconia bracteolata* Bonpl, en el bosque de Ceja Andina, a fin de generar información fiable y actualizada, que aporte al desarrollo de nuevas alternativas para la conservación de los ecosistemas.

B. OBJETIVOS

1. Objetivo general

Identificar las micorrizas asociadas a *Miconia bracteolata* Bonpl, en el bosque de ceja andina sector Guangra, parroquia Achupallas, cantón Alausí, provincia de Chimborazo.

2. Objetivos específicos

- a. Cuantificar la población de esporas micorrízicas a partir de las muestras de la rizosfera de *Miconia bracteolata* Bonpl.
- b. Determinar el porcentaje de colonización micorrízica en las raíces de *Miconia bracteolata* Bonpl.

C. HIPÓTESIS

1. Hipótesis nula

No existen micorrizas asociadas con *Miconia bracteolata* Bonpl.

2. Hipótesis alternante

Existen micorrizas asociadas a *Miconia bracteolata* Bonpl.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

A. MICORRIZAS

La palabra Micorriza es un término proveniente del griego “mikos”, hongo y “rhiza”, raíz, fue utilizado por primera vez en el año de 1885 por el botánico alemán Albert Berhhard Frank para hacer referencia a determinadas asociaciones existentes entre algunos hongos del suelo y las raíces de las plantas.

En la actualidad se estima que el 90% de las plantas que crecen sobre la tierra están micorrizadas (Smith & Read, 2008).

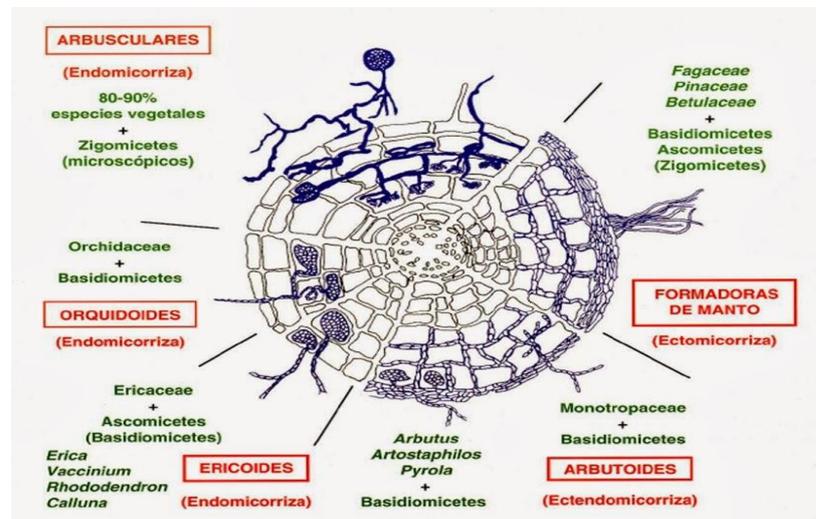
Las micorrizas son asociaciones simbióticas, mutualista, de carácter biotrófico en la que el huésped autótrofo, la planta, proporciona compuestos carbonados, procedentes de la fotosíntesis al simbiote heterótrofo, el hongo, así como un micro hábitat protegido. A cambio el hongo le proporciona al vegetal nutrientes minerales, principalmente fósforo, y agua, mediante un sistema ramificado de hifas extra radicales capaz de explorar el suelo más allá de la zona de influencia de las raíces (Barea *et al.*, 1980).

La mayor parte de los hongos juegan un papel de vital importancia en el mantenimiento de los ecosistemas (Montealegre, 2002). Un grupo funcional de hongos que cumple un papel fundamental en las comunidades vegetales son los hongos micorrízicos arbusculares (HMA), que establecen una de las simbiosis más sobresalientes en la naturaleza, denominada micorriza arbuscular (MA).

La micorriza incrementa la capacidad de absorción de nutrimentos de la raíz, gracias al hecho de que el micelio fúngico, al constituirse en una extensión de la raíz, explora mucho mayor volumen del suelo que la raíz sola. Las hifas del hongo conectan en el interior de la corteza radical con el suelo adyacente, comportándose en forma análoga a los pelos radicales. Las hifas son, sin embargo, más largas y delgadas que éstos y, por tanto, pueden alcanzar un mayor volumen de micro sitios edáficos, lo cual explica la gran capacidad de captación de nutrimentos de una planta con micorriza (Guerrero *et. al.*, 1996).

1. Tipos de micorrizas

Hasta el momento se ha podido distinguir tres grupos fundamentales según la estructura de la micorriza formada: Ectomicorrizas o formadoras de manto; Ectendomicorrizas, que incluye Arbutoides y Monotropoides; y las Endomicorrizas, caracterizadas por la colonización intracelular del hongo, y que a su vez se subdividen en Ericoides, Orquidoides y Arbusculares (Read, 1999).



Fuente: <http://4.bp.blogspot.com/Tipos+de+micorrizas.jpg>

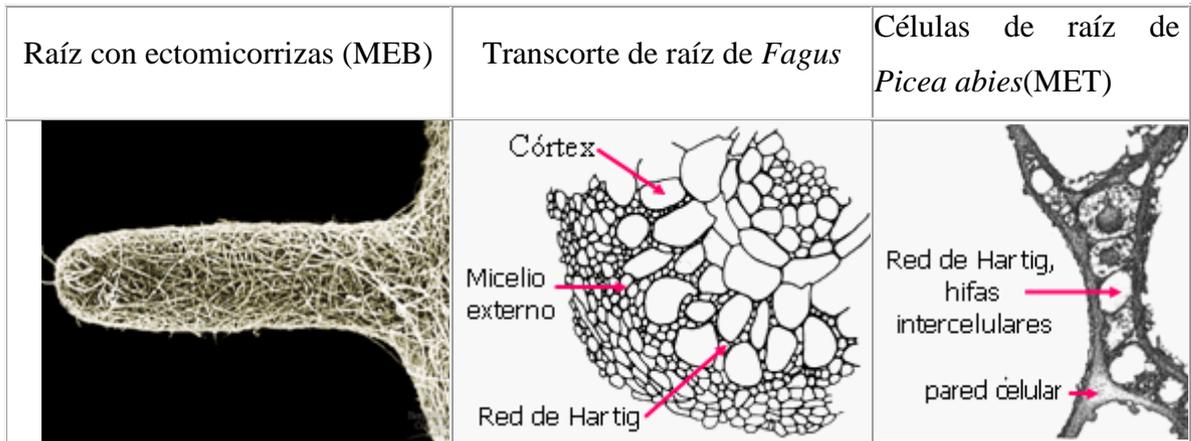
Figura 1. Tipos de micorrizas

a. Ectomicorrizas

Se caracterizan porque desarrollan una espesa capa de micelio sobre la zona cortical de las raíces absorbentes de la planta, las hifas del hongo no penetran en el interior de las células de la raíz, si no que se ubican sobre y entre las separaciones de éstas. Se pueden observar a simple vista.

Este tipo de micorrización predomina entre los árboles de zonas templadas, se produce principalmente sobre especies forestales y leñosas, siendo especialmente característico en hayas, robles, eucaliptus y pinos. Los hongos que la forman son tanto Basidiomycota como Ascomycota.

Presentan una escasa habilidad saprofítica competitiva. De esta manera, lejos de sus huéspedes, las ectomicorrizas experimentan dificultades a la hora de competir con otros microorganismos del suelo (Coyne, 2000).



Fuente: <http://www.biologia.edu.ar/botanica/tema20/20-9micorrizas.htm>

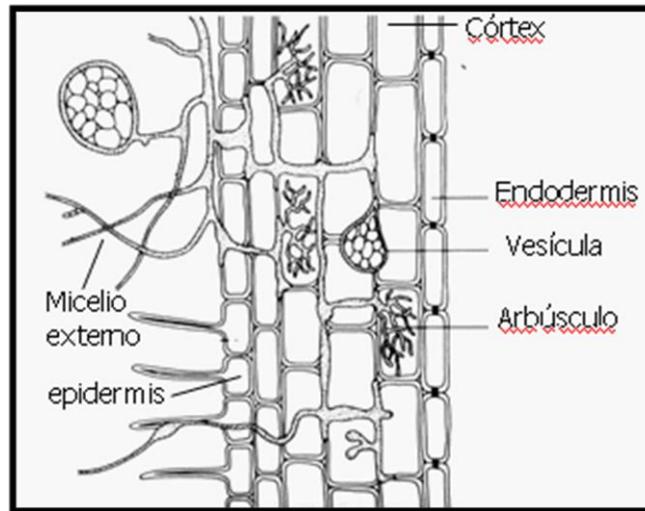
Figura 2. Ectomicorrizas en corte transversal de una raíz.

b. Endomicorrizas

Los hongos que las producen se caracterizan por colonizar intracelularmente el córtex radical o sea que no hay manto externo que pueda verse a simple vista.

Las hifas se introducen inicialmente entre las células de la raíz, pero luego penetran en el interior de éstas, formando vesículas alimenticias y arbusculos. Por ello este grupo se las conoce también como micorrizas vesículo-arbusculares (MVA), los cuales constituyen la simbiosis más extendida sobre el planeta. Los hongos que la forman pertenecen a la división Glomeromycota y se dan en todo tipo de plantas, aunque predominan en hierbas y gramíneas. Abundan en suelos pobres como los de las praderas y estepas, la alta montaña y las selvas tropicales. En el bosque atlántico aparecen junto a las ectomicorrizas.

Las hifas se extienden varios centímetros por fuera de la raíz incrementando la cantidad de nutrientes absorbidos. El intercambio entre hongo y hospedante tiene lugar en los arbusculos que se llenan de gránulos de fosfatos (Arbo & González, 2006).



Fuente: <http://www.biologia.edu.ar/botanica/tema20/20-9micorrizas.htm>

Figura 3. Ectomicorrizas en corte transversal de una raíz.

c. Ectoendomicorrizas

Presentan características intermedias entre las Ectomicorrizas y las Endomicorrizas, pues presentan manto externo, como las ectomicorrizas, pero también penetran en el interior de las células, como las endomicorrizas y no existen vesículas ni arbuscúlos. Este grupo se presenta tanto en Basidiomycota como Ascomycota y son más abundantes en angiospermas que en gimnospermas. Su distribución es restringida.

Los hongos que las producen colonizan de forma dual las raíces: externamente formando un manto cortical e internamente penetrando intracelularmente en el córtex. El género principal es *Endogone* (Duchicela, 2001).

d. Micorrizas vesículo-arbusculares.

Las micorrizas vesículo-arbuscular (MVA) son simbiosis mutualistas entre ciertos hongos del Orden Glomales y las raíces de la mayoría de las plantas. Esta simbiosis favorece el crecimiento de las plantas a través de un incremento en la captación de fósforo a partir del suelo. Lógicamente, el hongo también se beneficia de la planta mediante elementos

provenientes de la fotosíntesis. Este tipo de micorriza se encuentra en condiciones naturales en la mayoría de los cultivos tropicales y subtropicales de interés agronómico (Sieverding, 1991).

Las micorrizas vesículo-arbuscular (MVA) constituyen el tipo de simbiosis más ampliamente distribuida en la naturaleza. Se sabe en la actualidad que está presente en el 80% de las plantas, principalmente Angiospermas, así como en Gimnospermas, Briofita y Pteridofitas. Los hongos que forman parte de esta simbiosis son microscópicos a diferencia con los demás hongos formadores de micorrizas.

La principal característica morfológica de estos hongos son los arbusculos, estructuras típicas de la colonización que el hongo desarrolla en el interior de las células de la corteza de la raíz por ramificación dicotómica repetida de sus hifas (Sánchez, 2009).

Las micorrizas vesículo-arbusculares presentan hifas que penetran en la corteza, pueden ser enrolladas o con ramas haustoriales ramificadas dicotómicamente (Gallaud, 1908).

Aunque las micorrizas vesículo-arbusculares están ampliamente distribuidas en la mayoría de las plantas, existen plantas que no están micorrizadas entre estas tenemos: Phytolaccaceae, Caricaceae, Malvaceae y Solanaceae (Janos, 1980).

a. Morfología de los Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA).

Los HMA poseen algunas estructuras características, tales como hifas, micelio externo, micelio interno, esporas, arbusculo, vesícula, células auxiliares y apresorios.

1) Hifas

Son estructuras filamentosas que en conjunto forman un micelio. Los HMA poseen dos sistemas de hifas, uno interno y otro externo. El primero se desarrolla intercelularmente (crecen dentro de la pared de la células de la raíz) o intracelularmente (crecen entre la pared de las células de la raíz) en las células corticales de la raíz; el segundo emerge de la raíz y se extiende por el suelo varios centímetros, dando lugar al micelio externo que

constituye el sistema de absorción de nutrientes (Buelvas & Peñates, 2008; Guachón & Prado, 2012; Guzman & Farias, 2005)

2) Micelio externo

El micelio externo se constituye en el colonizador de la raíz de la planta y del suelo (rizosfera), funciona como una prolongación del sistema radicular de la planta, permitiéndole explorar un área mayor de suelo que el alcanzado por las raíces de las plantas que no presentan proceso simbiótico de micorrización, generando un aumento de 40 veces mayor aprovechamiento de los nutrientes (N, P, K, Mg, Cu, entre otros) (Buelvas & Peñates, 2008).

3) Micelio interno

Conforma el aparato de nutrición del hongo, el cual se ubica dentro de la corteza de las raíces micorrizadas. Optimiza la asimilación del recurso hídrico disponible en el suelo y favorece la interacción con otros microorganismos del suelo (Buelvas & Peñates, 2008).

4) Espora

Forman hinchazones en una o más hifas en el suelo o en las raíces, a menudo desarrollan paredes gruesas y poseen resistencia para sobrevivir en el suelo durante muchos años, pudiendo funcionar también como propágulos (Brundrett *et al.*, 1996; Buelvas & Peñates, 2008).

5) Arbúsculo

Minúsculas ramificaciones dicotómicas de hifas intracelulares, que sirven como sitio de intercambio nutrimental entre el hongo y el hospedero, y presentan corta duración (9 15 días; Requena, 1996). Se forman poco tiempo después de iniciada la infección.

Cuando se forma un arbúsculo el almidón de la célula invadida desaparece al tiempo que el núcleo se alarga y se divide. Los arbúsculos son digeridos rápidamente y absorbidos por el huésped. Los núcleos vuelven a su tamaño normal y el almidón suele reaparecer (Buelvas & Peñates, 2008).

6) Vesículas

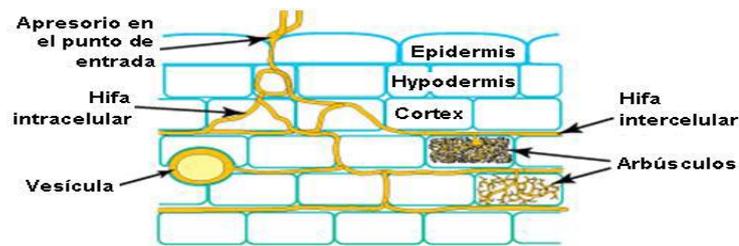
Se forman posteriormente a los arbúsculos y son estructuras ovoides que contienen material lipídico. Estos son órganos de reserva, se forman intra o intercelularmente en el sistema radical y fuera de él. Durante situaciones de estrés estas reservas se utilizan y las vesículas se degeneran (Buelvas & Peñates, 2008). Ellas funcionan como esporas para algunas endomicorrizas, y no están presentes en todos los géneros de HMA (Brundrett *et al.*, 1996; Guachón & Prado, 2012).

7) Células Auxiliares

Son estructuras abultadas con paredes delgadas, producidas en el micelio externo. Son características de los géneros *Gigaspora* y *Scutellospora*, estos nunca forman vesículas (Guachón & Prado, 2012). La función de estas estructuras no es conocida (Buelvas & Peñates, 2008) y aparentemente no funcionan como propágulos (Brundrett *et al.*, 1996).

8) Apresorios

Son apéndices formados por la hinchazón de la hifa cuando esta hace contacto con la superficie de una célula epidérmica de la raíz (Brundrett *et al.*, 1996; Guachón & Prado, 2012).



Fuente: Modificado de Brundrett *et al.* (1996).

Figura 4. Principales estructuras de una Asociación Micorrízica Arbuscular. En la figura se muestran: apresorio, hifa intracelular, vesícula, hifa intercelular y arbusculos.

Influencia de los principales factores edáficos (abióticos y bióticos) que influyen sobre la micorrización

Factores abióticos

Luz: Durante el desarrollo del proceso de formación de las micorrizas vesículo - arbusculares, la ausencia de luz, tanto por sombras o por poca iluminación, no sólo reduce la infección micorrízica de las raíces y por ende la normal producción de esporas, sino que también puede afectar la respuesta de las plantas a esta asociación.

Temperatura: Hay que tener en cuenta que el establecimiento de las micorrizas presenta tres fases: germinación de las esporas en el suelo, penetración de la hifa a la raíz y desarrollo en el interior de las células de la corteza. En el caso de la germinación, se ha determinado que existe un amplio rango de temperaturas óptimas, según sea la especie.

Ciertas especies de *Glomus* y *Gigaspora* aisladas en zonas de la Florida (sub - tropical), germinaron excelentemente a una temperatura de 34°C, la que resulta considerablemente alta si la comparamos con algunas especies de *Glomus*, que germinaron a 20 °C en climas fríos (Daniels y Trappe, 1980).

El largo de las raíces colonizadas, el número de esporas y la infectividad pueden variar en diferente magnitud entre cada especie a través de todo el año.

Agua: La influencia que tiene la falta de agua sobre la infección micorrízica dentro y fuera de la raíz es diferente. Daniels y Trappe (1980) anunciaron que el contenido de agua por

encima de la capacidad de campo favoreció la germinación de esporas de hongos micorrizógenos.

La formación de micorrizas juega un papel importante en el crecimiento de las plantas bajo condiciones de estrés hídrico, sobre todo en aquellas plantas que se exponen un largo período de tiempo a la falta de agua. Estas plantas logran desarrollar una capacidad de absorción superior, que les permite absorber no solo mayor cantidad de nutrientes, sino también de agua, la cual, bajo estas condiciones, ya no se mueve por efecto de masa sino por un aumento de la “pseudo difusión”, ocurriendo de hecho una irrigación en la planta que entre otras cosas, mantiene a las hifas del hongo, aún en condiciones adversas, desarrollando satisfactoriamente la asociación planta.

pH: Las condiciones de acidez de los suelos expresadas a través del pH, que determina en muchos casos la eficiencia del endófito, el porcentaje de germinación de las esporas y el desarrollo de las micorrizas arbusculares.

La relación que se establece entre los rangos de pH del suelo y el efecto de la colonización micorrizógena es verdaderamente complejo, dependiendo no sólo de la especie micótica, sino también del tipo de suelo, la forma en que se encuentran los nutrientes (fundamentalmente P y N y otros elementos como Cu, Zn, Mo, B, etc.) y en menor medida de la especie de planta sobre la que se desarrolla.

Se ha encontrado que el funcionamiento de la mayoría de las especies de HMA oscila entre 5 y 6, no obstante especies del género *Acaulospora* han demostrado su capacidad de crecimiento en suelos con pH que oscilan entre 3 y 4 (Rivera, R. & Fernandez, K., 2003).

La deforestación: Cuando se evalúan las pérdidas de la biodiversidad, se toman solo en cuenta a las especies de flora y de fauna y no se considera a la biota del suelo, incluyendo a los hongos de micorriza, como si esta no tuviera relevancia en el funcionamiento de los bosques. La deforestación reduce la diversidad de los HMA afectando su supervivencia y por ende disminuyendo y/o eliminando las diversas funciones que cumplen en los bosques (Ruiz, P., Rojas & Sieverding, 2011).

B. TECNICAS DE AISLAMIENTO E IDENTIFICACIÓN DE MICORRIZAS

a. Identificación

1. Técnicas para la separación de esporas del suelo

Los hongos que producen micorriza vesículas arbusculares pertenecen a la familia Endogonaceae y están produciendo esporas en el suelo. Casi toda la investigación de ecología o de fisiología de la micorriza requiere el aislamiento de esporas del suelo o la separación de esporas de una muestra para estimar la población.

Según el objetivo hay varios métodos para separar las esporas del suelo siendo los más comunes:

- a) Cuantitativos para la determinación de la población.
- b) cualitativos para el aislamiento de esporas.

a. Métodos cuantitativos

La muestra tomada recientemente o guardada en la nevera se revuelve bien, con el objeto de sacar una submuestra bien representativa.

Se trabaja con más exactitud si se toman varias submuestras.

De la muestra se toma además, una submuestra para determinar peso seco del suelo, para calcular los conteos de esporas por peso seco del suelo.

1) Método de Tamizado y Decantación según Gerdemann y Nicolson (1963)

Usando 250 g de suelo se hace una suspensión en 1 litro de agua. Se deja reposar la suspensión algunos segundos para que las partículas graves se sedimenten. Se tamiza el sobrenadante usando tamices de diferente tamaño de poros empezando con un tamiz con

poros de 1 mm. Se colecta la suspensión tamizada y se agita; se deja reposar pocos segundos y se decanta por el tamiz de 710 μm .

Se sigue haciendo con los tamices con abertura de poros de 420 μm , 250 μm , 149 μm , 105 μm , 74 μm y 44 μm . Para trabajo de rutina se puede utilizar menos tamices, por ejemplo: 1 mm, 420 μm , 149 μm y 44 μm o aún menos tamices.

Se pasan las fracciones separadas a cajas de Petri con poca agua; si hay mucho material divide la muestra colectada en varias cajas. Se cuentan las esporas en la caja bajo un microscopio de disección (25 x o 50 x aumento) (Sievering, 1983).

2) Método de centrifugación

El método fue originalmente desarrollado por Jenkins (1964) para separar nematodos del suelo.

Se mezclan 10 g suelo con 10 ml de agua en un beaker de 250 ml y se agita muy bien. Se vacía la suspensión en un tamiz de 500 μm que está colocado sobre otro de 44 μm . Se lava el material contenido en el tamiz de 500 μm con agua corriente por 15 min. Se pasa el contenido del tamiz de 44 μm a un tubo de centrifugación de 50 ml. Se aplica algo de agua para el tubo, y se centrifuga por 4 min a 1800 rpm. Se decanta el agua y se saca el material orgánico de la pared interna con un dedo.

Al residuo en el tubo se aplica una solución de azúcar (500 g azúcar en 1 litro de agua): se disuelve y este se centrifuga por 2 min a 1800 rpm. Se decanta la solución en un tamiz de 44 μm ; se lavan las esporas con agua y se pasan a papel de filtro para contarlas.

3) Método utilizado en CIAT-Proyecto Micorriza

Se pesan 10 o 50 g de suelo fresco en un beaker y se añaden 0.5 hasta 1 litro de agua. Durante una hora se agita varias veces la suspensión. Después de la última agitación se, dejan sedimentar durante algunos segundos las partículas pesadas y decanta enseguida a una serie de tamices 750 μm , 105 μm y 63 μm , uno colocado sobre el otro.

Se aplica nuevamente agua al residuo, se agita y decanta. Este proceso se repite. Después se lava con un chorro fuerte de agua, el tamiz de 750 μm para que las partículas pequeñas pasen a los otros tamices. La fracción de 750 μm se 'pasa a un plato de Petri si tiene todavía mucho micelio y raíces con esporas hay que macerar la fracción (Sievering, 1983).

b. Métodos cualitativos

El objetivo en este caso es la separación de las esporas del suelo y del material orgánico para facilitar el aislamiento y la identificación.

1) Método utilizado en CIAT-Proyecto Micorriza

El método está basado en el trabajo de Ohms (1957); aquí se presentan modificaciones y ampliaciones.

Se disuelven entre 50 y 500 g de suelo (dependiendo de la cantidad disponible) en 0.5 hasta 1 litro de agua y se agita varias veces, durante una hora. Después de 30 segundos de la última agitación se decanta a una serie de tamices de 1mm, 250 μm , 45 μm . La agitación y la decantación se repiten dos veces. Se agita el contenido en el tamiz (1 mm) con un chorro fuerte de agua corriente; usando poca agua (20-25 ml) se pasan, separadamente, las fracciones de los tamices 250 μm y 45 μm a tubos de centrifugación (100 ml volumen) Se agita la suspensión en el tubo y se inyecta con una jeringa, al fondo del tubo, 20-25 ml de una solución de azúcar (1 libra de azúcar + 1 litro de agua destilada). Enseguida se centrifuga a 3500 rpm durante 3-4 minutos. Debido a la centrifugación, hay una sedimentación de las partículas pesadas en el fondo del tubo. Las esporas se encuentran formando una capa en la superficie de la solución de azúcar. El material orgánico se queda en la superficie del agua (Sievering, E. 1983).

2. Identificación de hongos micorrízicos arbusculares (HMA)

Aproximadamente 160 especies de HMA han sido descritas por la morfología de sus esporas de acuerdo a la colección internacional de cultivos de Micorrizas vesiculares

arbusculares (INVAM; Lee *et al.*, 2008), pero la producción de esporas no siempre está correlacionada con la colonización de las raíces, dado que muchos HMA pueden reproducirse solo vegetativamente sin producción de esporas permiten a lo sumo la identificación de la familia del hongo (Lee *et al.*, 2008; Redecker, 2000).

Muchos linajes recientemente caracterizados no se distinguen con procedimientos estándar como aislamiento en cultivos o identificación por morfología de sus estructuras, debido a la gran variación en la morfología de sus esporas incluso dentro de la misma especie de HMA (Lee *et al.*, 2008).

Esta limitación de los caracteres morfológicos para diferenciar hongos estrechamente relacionados, así como la laboriosidad requerida en su estudio. Las esporas no están formadas, las estructuras intraradicales de los HMA nivel taxonómico, ha propiciado el uso de las técnicas moleculares (Franco, 2005) como la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) (Lee *et al.*, 2008; Redecker, 2000).

C. MICONIA

Crece muy rápido, en sólo cuatro años pasa de germinar a dar frutos, sus semillas (del tamaño de un grano de arena) mantienen la viabilidad por más de diez años. Posee grandes hojas de forma entre ovalada y elíptica, opuestas, verdes en el frente y de un púrpura intenso por la parte posterior, esta atractiva característica lo convirtió en ornamental. Sus minúsculas flores (que aparecen dos o tres veces al año, según el clima) se reúnen en grupos de a mil en racimos terminales, pueden ser blancas o rosadas (Slanis & Goldenberg, 2011).

Los árboles maduros (4-5 años de edad) pueden flores y frutas tres veces al año la producción de hasta 5 millones de semillas. Las aves son los principales vectores de dispersión, pero los pequeños mamíferos son también los principales contribuyentes. Debido a que las semillas se adhieren al barro en los zapatos, la ropa y la maquinaria, los seres humanos también contribuyen a difundir.

Las semillas permanecen viables en el suelo durante 5 años o más. Requisitos de germinación se varían con la mayoría de las semillas que quedan en estado latente hasta

estimulado por la luz del sol de una abertura en la cubierta, sin embargo, las semillas también germinan bajo sombra pesada.

Miconia también puede propagarse vegetativamente a través de capas y rebrote (Department of Primary Industries, 2014).

1. Clasificación taxonómica

(Slanis & Goldenberg, 2011), indican que el género fue descrito por Ruiz & Pav. y publicado en *Florae Peruvianaes, et Chilensis Prodromus* 60. 1794. La familia Melastomataceae comprende alrededor de 4570 especies distribuidas en las regiones tropicales y subtropicales del mundo (Clausing & Renner, 2001). Las especies son reconocidas por sus hojas con venación acródroma, en las que uno o más pares de venas laterales muy desarrolladas corren en arco convergente desde la base hacia el ápice y por las flores perfectas, actinomorfas, diplostémonas y los estambres que a menudo llevan apéndices conectivales desarrollados (Clausing & Renner, 2001). Cerca de un cuarto de las especies de la familia (1056 especies, Goldenberg, 2000) pertenecen al género *Miconia* Ruiz & Pav.

Reino:	Plantae
División:	<i>Magnoliophyta</i>
Clase:	<i>Magnoliopsida</i>
Orden:	<i>Myrtales</i>
Familia:	Melastomataceae
Género:	<i>Miconia</i> Ruiz & Pav.

Fuente: https://www.academia.edu/1247231/Biogeografia_Melastomataceae_Miconia

2. Distribución geográfica

Miconia fue introducido a Australia como un jardín ornamental y se registró por primera vez en Townsville en 1963. Durante los años 1970 y 80, que era una planta ornamental popular y se vendió por varios viveros en Queensland y Nueva Gales del Sur (NSW). Poblaciones naturalizados se sabe que se producen en el extremo norte de Queensland y pequeñas infestaciones o plantas de traspatio se han encontrado en Tully, Innisfail y la región de Cairns.

El clima a lo largo de gran parte del norte y el este de Australia es ideal para la planta y en el 2003 se incautaron dieciséis plantas miconia de un vivero en la costa norte de Nueva Gales del Sur. Desde el año 2010 treinta y cinco plantas miconia se han encontrado en las áreas de Tweed y Byron Shire Council, incluyendo las plantas cultivadas y wilding. Estos han sido eliminados como parte de un programa nacional de erradicación (Department of Agriculture, Fisheries and Forestry, 2014)

3. Descripción botánica

Miconia crece como un árbol pequeño, de hasta 15 metros de altura. Las hojas son generalmente de 60 a 70 cm de largo (máximo 1 m), de color verde oscuro con tres venas prominentes en la superficie superior y parte inferior claramente púrpura-azul. Joven tallos y hojas tienen pelos aterciopelados.

Las flores son numerosas, de dulce aroma, blanco a rosa en color, y de muy corta duración (la muerte de 12 a 24 horas después de la apertura).

El fruto es de color púrpura oscuro y alrededor de 1 cm de diámetro. El fruto es de sabor dulce y muy atractivo para las aves. Cada fruta contiene entre 50 y 200 pequeñas semillas que son alrededor de 0.5 mm de diámetro (Department of Primary Industries, 2014).

4. Hábitat

Son nativos de zonas cálidas y tropicales de América. También habitan en las Islas Galápagos en Ecuador, que al parecer han sido invadidas por la quina o cascarilla. La mayoría de las especies son arbustos y pequeños árboles de hasta 15 metros de altura. Se caracteriza por tener la haz verde oscura y el envés púrpura (Department of Agriculture, Fisheries and Forestry, 2014).

5. Usos

La madera se usa en la fabricación de muebles, ensambladuras y ebanistería. Los usos industriales son escasos, en menor cantidad se usa para postes de casas, mangos de herramientas y cajas de empacar, barriles, construcciones rurales y pequeños trabajos de carpintería. Estos usos se deben a la poca durabilidad de la madera, y están sujetos a un secado satisfactorio. También es usada como leña y en medicina popular (Proyecto arboles de centro américa, 2014).

6. Plantación

Su sistema de raíces tiende a ser superficial y no fija los terrenos, haciendo que éstos se erosionen con mayor facilidad; no precisa suelos excesivamente ricos, mientras sean húmedos se adapta bien; tolera diferentes variaciones de luminosidad pero no la sombra total, tampoco germina en lugares oscuros.

D. SUELO

1. Los componentes del suelo

Los suelos constan de 5 grandes componentes: materiales minerales, aire, agua, materia orgánica y, dentro de esta, los microorganismos (microflora); bacterias, actinomicetos y hongos.

Los componentes sólidos del suelo (minerales y orgánicos) interactúan con los fluidos, el agua y el aire; estos últimos ocupan los poros del suelo. Este sistema continuamente sufre alteraciones por fenómenos de expansión y contracción, humedecimiento y secado, dispersión y floculación, compactación y agregación por efecto de iones intercambiables, sales precipitables y solubles (S.W. Buol, F.D. Hole, 1988).

2. Perfil y horizontes del suelo

El material inicial del suelo es la roca madre o material parental, formado por las acciones geológicas y enfriamiento de la corteza terrestre, su desintegración se realiza por la acción de varias fuerzas: fuerzas físicas (temperatura, vientos, altitud, acción del agua), químicas (Hidrólisis, Oxidación) y biológicas (acción de macro y microorganismos).

En una sección transversal del suelo este presenta capas u horizontes. Una zona superior oscurecida causa de la acumulación de materia orgánica, es muy conveniente para las labores de cultivo. Allí se depositan los residuos de vegetales y animales que se incorporan al suelo por acción de la fauna y micro flora (S.W. Buol, F.D. Hole, 1988).

El perfil ideal del suelo está constituido por Horizonte A; B: C. Ver figura 5

a. El horizonte A

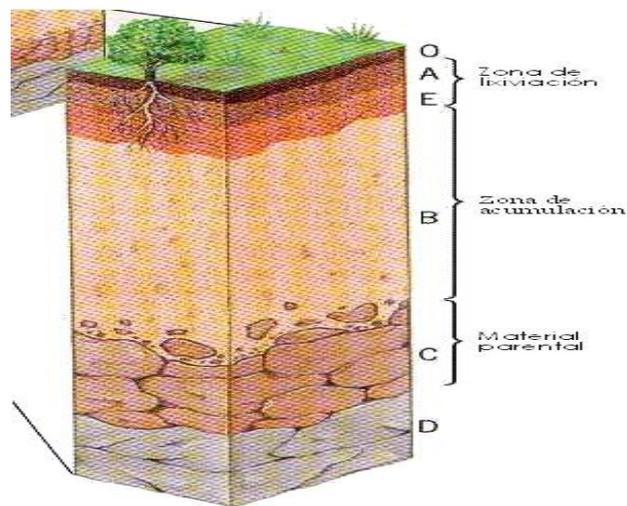
- 1) Lecho: Residuos orgánicos poco descompuestos.
- 2) Humus crudo: Mezcla de sustancias crudas negruzcas por la descomposición de residuos.
- 3) Humus incorporado al suelo: Con proporción grande de materia orgánica íntimamente mezclada con la capa inorgánica.
- 4) Zona de lavado (eluvial): Color Menos oscuro por la lixiviación, más suave, con presencia de invertebrados (Rincón, 2004).

b. El horizonte B

- 1) Zona enriquecida (iluvial): Zona de acumulación formada por arcillas, silicatos y compuestos de hierro y aluminio (Rincón, 2004).

c. Horizonte C

- 1) Material parental: Zona de espesor variable; la roca madre da origen al suelo (Rincón, P. 2004).



Fuente: http://www.virtual.unal.edu.co/cursos/ciencias/2000088/lecciones/seccion1/capitulo04/tema03/01_04_03.htm

Figura 5. Perfil de suelo y sus horizontes.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

A. CARACTERÍSTICAS DEL LUGAR

A. Localización

a. Campo

El área de estudio se encuentra ubicada en el Bosque Nativo del sector Guanra, parroquia Achupallas, cantón Alausí, provincia de Chimborazo. Tiene un área de bosque Natural de 2240,92 ha, mismo que representa el 19,09% de la superficie total de la comunidad.

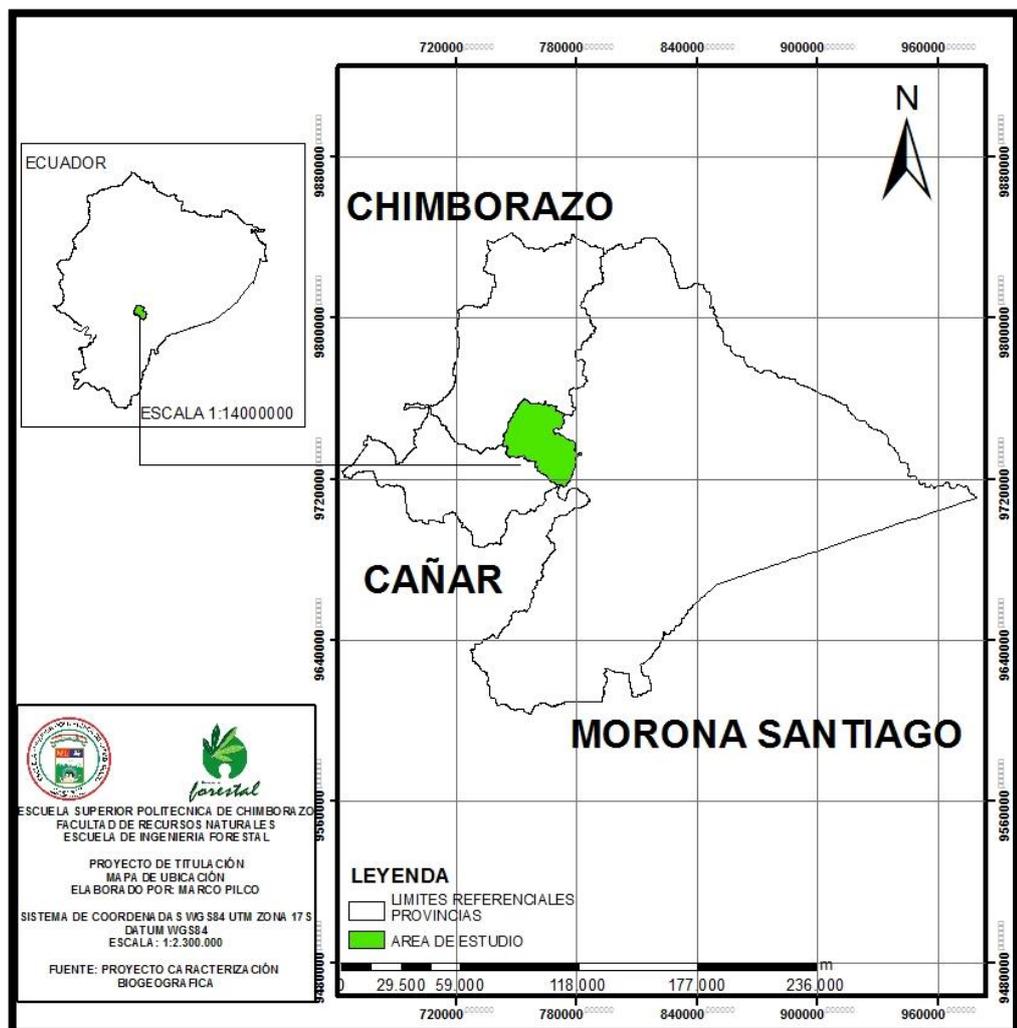


Figura N° 06. Zonificación del área de estudio.

Elaborado por: Marco Pilco

b. Laboratorio

El trabajo de investigación se realizó en los Laboratorios de Servicios Ambientales de la UNACH.

B. Ubicación geográfica

Coordenadas Proyectadas UTM Zona 17S, DATUM WGS 84

Altitud: 3000 – 3400msnm

X: 763275

Y: 9726585

C. Características climáticas⁽¹⁾

Temperatura media anual: 8,3 °C

Humedad relativa: 83, 6 %

Precipitación: 500 mm

D. Ubicación ecológica

Según INFOPLAN (Sistema de información para el desarrollo local en el Ecuador) la comunidad de Guangra tiene la siguiente clasificación ecológica: Bosque Siempre Verde de Ceja Andina con una altitud de 3000 a 3400 msnm.

B. MATERIALES Y EQUIPOS**1. Materiales para campo**

Fundas de cierre hermético, bolsas plásticas para recolección de muestras, recipiente para conservación de muestras (cooler), machete, guantes, GPS (geoposicionador), mapas,

⁽¹⁾Datos obtenidos de la Estación Meteorológica Jubal (EMJ)-UNACH.

cartas topográficas escala 1:50000, guía de munsell para suelos, brújula (360°), cinta métrica (30 y 50 m), cámara fotográfica, pala de desfonde, barreno, equipo de camping, lápices, libreta de campo.

2. Materiales de laboratorio

Tamices de 150 μm y 75 μm , placas porta y cubre objetos, vaso de precipitación, pinzas, matraz de Erlenmeyer, cajas Petri de plástico, tubos de ensayo, jeringuillas, tijera, tubos para centrifuga, colador, micropipeta, tubos capilares, varilla de vidrio, vasos de plástico, embudo, papel filtro, soporte universal, licuadora, quitasato, embudo bugner, bomba al vacío, balón, pipetas Pasteur.

3. Equipos

Autoclave, balanza, Microscopio óptico, estereoscopio, centrifuga, agitador magnético, estufa, balanza analítica, pH metro, calculadora, computadora.

4. Reactivos

Hidróxido de potasio (KOH) al 10%, peróxido de hidrogeno al 10%, ácido clorhídrico (HCl) 1N, azul de tripan al 0.05% en lactoglicerina, lactoglicerina, ácido Láctico, glicerina, agua destilada y sacarosa 2M.

C. METODOLOGÍA

1. Fase de Campo

La metodología aplicada a la presente investigación es el Manual de Campo publicado por el proyecto Evaluación Nacional Forestal ENF y el programa Nacional Conjunto ONU-REDD+ del Ministerio del Ambiente del Ecuador, bajo la cooperación del programa

“Manejo Forestal Sostenible ante el Cambio Climático” FAO Finlandia y el componente ONU REDD FAO.

Para el cumplimiento de los objetivos planteados para la presente investigación, se procedió a desarrollar el trabajo de la siguiente manera.

a. Diseño del muestreo

Se definió una rejilla de puntos de 1 km x 1 km. En cada punto se estableció un conglomerado de parcelas. La rejilla se superpuso sobre el mapa del bosque Guanagra y cada conglomerado se asignó a un estrato. La muestra a medir en el campo fue seleccionada al azar.

Se utilizó información existente sobre el tipo de bosque, especies vegetales existentes en la zona de estudio, la accesibilidad y condiciones climáticas.

Para las mediciones de campo se utilizó un conglomerado de parcelas en forma de L. Este diseño permitió:

- a. Acceder y navegar fácilmente entre parcelas donde únicamente es necesario un giro de 90°, y
- b. Un ajuste flexible del número de parcelas podría ser fácilmente aplicado a los lados de la parcela, en caso que se determine necesario.

Para el levantamiento de información en campo se midieron 3 parcelas por conglomerado.

Las parcelas se establecieron en forma cuadrada de 60 x 60 m. Esta forma de parcelas es usual para las mediciones de biomasa y la mayoría de tipos de vegetación (Ravindranathand Oswald, 2008). La distancia entre parcelas en el conglomerado es de 250 metros. Dentro de las parcelas se realizaron la recolección de las muestras.

b. Muestreo del suelo de la rizosfera de *Miconia bracteolata* (Bonpl)

1) Método de muestreo

Para asegurar una muestra representativa de esporas y raíces, se abarcó el área máxima del sistema de exploración de raíces, donde se encontró las esporas de hongos formadores de micorrizas. Las muestras se tomaron de la siguiente manera:

- a) El muestreo que se realizó fue al azar.
- b) En el árbol, el muestreo se realizó en la zona de goteo, en la vertical del borde marcado por la copa. Las muestras fueron tomadas alrededor de las zonas de crecimiento radicular, entre 0 y 20 cm de profundidad, donde se incluyó el suelo y raíces. Se limpió la superficie cercana al fuste de los árboles seleccionados.
- c) Se tomaron 10 sub muestras al azar por parcela, estas se homogenizaron hasta completar 1 kilogramo para la extracción de esporas.
- d) Las muestras se colocaron en bolsas de plástico cerradas (fundas ziploc) para prevenir su secado, para mantener a temperatura fresca durante el transporte y evitar el contacto directo con la luz solar se transportó en un recipiente para conservación de muestras (cooler).
- e) Se etiquetó las muestras con el nombre y número de muestra en una etiqueta dentro de la bolsa y con un rotulador fuera de la bolsa, colocar la bolsa en un contenedor fuerte para prevenir roturas y llevarlo al laboratorio.

Cuadro N° 01. Ubicación de las parcelas de estudio.

CONGLOMERADO	PARCELA	AREA (m2)	SECTOR	X-COORD	Y-COORD	ALTITUD (msnm)
001	P1	3600	GUANGRA (BOSQUE)	763350	9726924	3320
	P2	3600		763386	9726963	3305
	P3	3600		763315	9726973	3317

Elaborado por: Marco Pilco

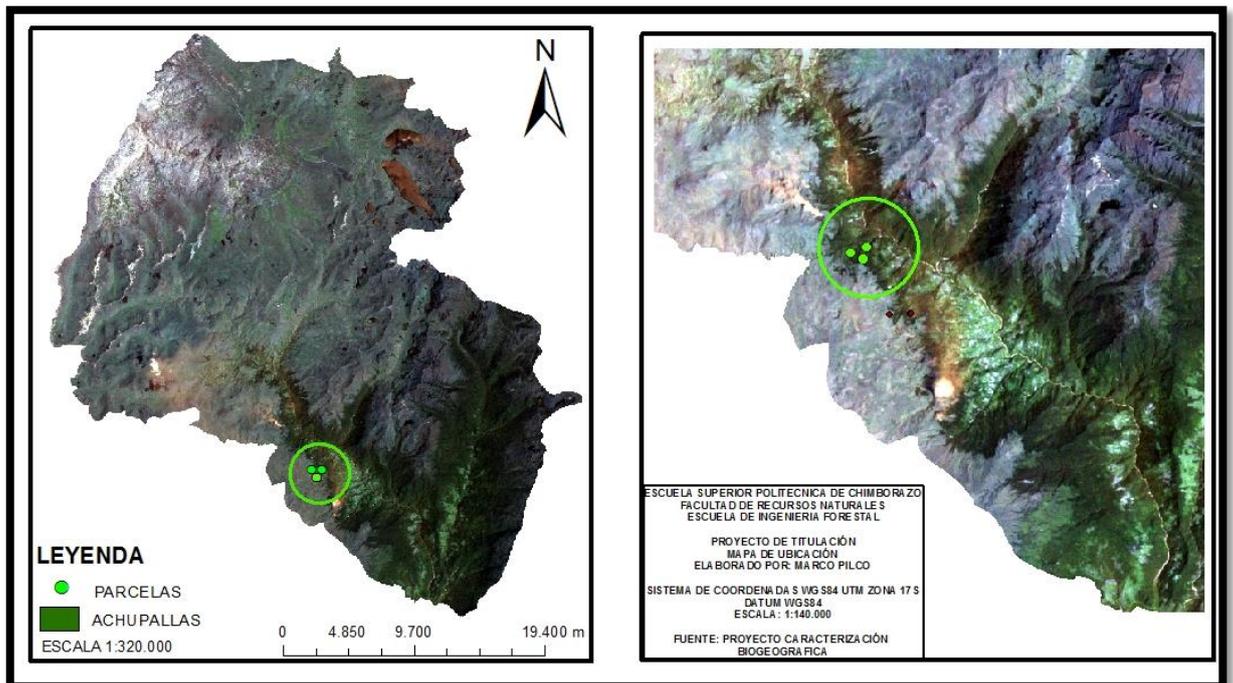


Figura N° 07. Ubicación de las parcelas de muestreo.

Elaborado por: Marco Pilco

2. Fase de laboratorio

a. Caracterización de las micorrizas en el suelo y raíces de *Miconia bracteolata* Bonpl.

1) Separación de esporas

Se hizo una muestra compuesta de las muestras obtenidas en cada una de las parcelas, se pesaron 100 g en un vaso de precipitación, las muestras de suelo se cubrieron con peróxido de hidrogeno al 1.5% durante 1 h (para que el suelo se disgregue).

Luego las muestras se lavaron con abundante agua utilizando el tamiz de 150 μm y el tamiz de 75 μm (las muestras se lavaron hasta que el agua que chorrea de los tamices este cristalina), una vez que toda la muestra de suelo pasó a través de los tamices se recogió el tamizado de 150 μm y se realizó el licuado por 30 segundos a baja velocidad, luego se

lavó sobre el tamiz, luego se recogió el tamizado de $45\mu\text{m}$ y se realizó el licuado por 60 segundos a una velocidad alta, las muestras licuadas se lavaron sobre el tamiz de $150\mu\text{m}$ y $75\mu\text{m}$ respectivamente.

Las muestras se recogieron por separado sobre un papel filtro en el interior de un embudo de Buchner y se filtró al vacío, inmediatamente las muestras se dejaron secar al aire a temperatura ambiente, bajo sombra (evitando el contacto con la luz directa del sol) y donde no haya corriente de viento.

2) Cuantificación de esporas

Para la cuantificación de esporas se pesó 1g de la muestra seca de cada uno de los tamices y se los colocó en tubos de centrifuga, a los cuales se añadieron 20 ml de agua y 20ml de sacarosa al 2M (2 molar), se equilibraron los pesos de los tubos y se agitaron los tubos antes de ingresar a la centrifuga y centrifugar durante 5 minutos a 4000 r.p.m.

Luego de vaciar los tubos sobre el tamiz de $75\mu\text{m}$, se lavó las esporas con abundante agua, se recogió la muestra que queda sobre el tamiz de $75\mu\text{m}$ y se colocaron las esporas en la caja Petri cuadrículada de igual manera se hizo con la muestra que corresponde al de $150\mu\text{m}$.

a) Determinación del porcentaje de raíz colonizada

El proceso se realiza para determinar infección o colonización en raíces de las plantas de donde fueron tomadas las muestras de micorrizas nativas, de las plantas hospederas o trampa y en plantas trasplantadas e inoculadas.

El método requiere de la tinción de las raíces para poder observar las estructuras formadas en el interior de la raíz.

1) Tinción

Se tomaron muestras de raíces finas cerca de la raíz principal, en una profundidad de 0 a 20 cm. Para medir la colonización micorrízica dentro de las raíces de la especie forestal se tiñeron las raíces, para lo cual se trabajó la siguiente metodología:

- Se pesó 1 gramo de raíces en un Erlenmeyer (25 ml).
- Luego colocar en hidróxido de potasio (KOH) al 10% por una hora a 90 °C en baño María o 10-15 minutos en el autoclave (120 °C o 15 PSI o 1.5 AT). El hidróxido es transparente y al salir del baño María se puede tener un color café oscuro por extraer el color de las raíces. Si las raíces son lignificadas y más oscuras es necesario dejarlas en reposo con hidróxido por 24 horas para luego auto clavarlas. Depende de la condición de la raicilla el dejar en reposo de 1, 2 o 24 horas antes del autoclavado.
- Posteriormente lavar las raicillas con agua abundante.
- Con la ayuda de 1 pinza poner las raíces en el Erlenmeyer o florín y poner Ácido Clorhídrico (HCL) 1 Normal por 15 minutos a temperatura ambiente.
- Escurrir el Ácido Clorhídrico.
- Aplicar Azul de Trypan (Trypan blue) al 0.05% en lactoglicerina y dejar en reposo por media hora a temperatura ambiente.
- Colocar la muestra en el baño María por 15 minutos a 90 °C ò por 15 minutos en la autoclave (120 ° C ò 15 PSI).
- Lavar las raicillas con abundante agua.
- Agregar a las raicillas lactoglicerina y dejar en reposo por 24 horas y leer en la placa cuadrículada.

b. Caracterización física, química del suelo de la rizosfera de *Miconia bracteolata*

Bonpl.

1) Caracterización física del suelo

Se tomaron muestras de suelo (10 puntos por parcela) al azar, el procedimiento para evaluar las características físicas del suelo fueron las siguientes:

- El color del suelo se identificó usando la tabla de Munsell.
- Para conocer la textura del suelo se utilizó una muestra colectada en las parcelas y usando el método de la sensibilidad del tacto, se procedió a evaluar la ocurrencia relativa de arcilla, limo y arena.

Para identificar la estructura del suelo se basó en las siguientes definiciones:

- La pedregosidad se valora con base a los porcentajes de piedras mayores a 4,5 mm encontradas en el suelo.
- < 5 %: Libre o ligeramente pedregosa. Con ninguna o muy pocas rocas de tamaño pequeño dispersas sobre la superficie y perfil del suelo.
- 5 a 20 %: Moderadamente pedregosa. Con pocas rocas distribuidas sobre la superficie y perfil del suelo.
- 21 a 50 %: Pedregosa. Rocas distribuidas sobre la superficie y perfil del suelo cubriendo de 21 a 50%.
- 51 a 90 %: Muy pedregosa. Rocas de todo tamaño cubriendo entre un 50 a 90% la superficie y perfil del suelo.
- > 91 %: Extremadamente pedregosa. Rocas de todo tamaño repartidas por todas partes cubriendo entre el 90 y 100% de la superficie y perfil.

2) Caracterización química

Las muestras de suelo se analizaron en el Laboratorio del Departamento de suelos de la Facultad de Recursos Naturales-ESPOCH.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A. ANALISIS FISICO – QUIMICO DEL SUELO

1. Propiedades físicas del suelo

Cuadro N° 02. Características físicas del suelo.

Conglomerado	Parcela	Color	Textura	Estructura	Pedregosidad
C01	P01	7.5 YR- 2.5/1B	Franco Arenoso	Granular	< 5 %
	P02	7.5 YR- 2.5/1B	Franco Arenoso	Granular	< 5 %
	P03	7.5 YR- 2.5/1B	Franco Arenoso	Granular	< 5 %

Elaborado por: Marco Pilco

El color del suelo es 7.5 YR- 2.5/1B, textura franco – arenosos, estructura granular y una pedregosidad <5%, las propiedades físicas son similares debido a que el área de estudio presenta características homogéneas de clima, temperatura, suelo y vegetación.

2. Propiedades químicas del suelo

Cuadro N° 03. Características químicas del suelo.

			MACROELEMENTOS					MICROELEMENTOS		
Parcela	pH	% M.O	mg/L		Meq/100g			ppm		
			NH ₄	P	K	Ca	Mg	Mn	Fe	Zn
Parcela 01	4.7Ac	14.7A	18.2B	45.5A	0.24B	5.1B	1.7B	37.9A	643.6A	5.0M
Parcela 02	5.0Ac	11.9A	15.2B	49.0A	0.08B	2.0B	1.4B	14.0B	364.4A	2.5B
Parcela 03	4.9Ac	10.3A	15.5B	47.3A	0.20B	5.7B	2.7M	28.5A	305.2A	2.9B

Ac: Acido; S: Suficiente; L. Ac: Lig. Acido; A: alto; B: bajo.

Fuente: Departamento de suelos – ESPOCH.

En el análisis químico de la zona de estudio presenta valores de pH que oscilaron de 4.7 a 5.0 (Ácidos) debido a lo largo de la gradiente altitudinal en los suelos de la sierra andina la

acidez puede ser ligeramente mayor en la primera capa de los perfiles; según Benavides (2000) esto se debe al efecto de la materia orgánica y la meteorización. (Estupiñan, Gómez, Barrantes, & Limas, 2009), mencionan que los suelos con pH bajos, han permitido, la adaptabilidad de microorganismos y especies vegetales, los cuales, reflejan las condiciones naturales de este ecosistema.

En el cuadro N° 03 muestra el contenido de Nitrógeno, Fosforo, Potasio, Calcio y Magnesio. En cuanto al contenido de Nitrógeno en la zona de estudio se registró un valor promedio bajo, 16,3 mg/L; (Estupiñan, Gómez, Barrantes, & Limas, 2009), mencionan que: en las zonas no intervenidas y en barbechos, se halla baja cantidad de N total, posiblemente, porque se lixivia por la baja retención del suelo y por la textura franco-arenosa que predomina en la zona de estudio.

El contenido de P es altos, registra un valor de 47,3 mg/L; de acuerdo a Casasbuenas et al. (2006), Mencionan que el contenido de fosforo es el reflejo de la adecuación de los suelos para un proceso productivo, los valores bajos registrados en una zona no intervenida se deben a los procesos de retención del ecosistema, en los que intervienen los compuestos de hierro y de aluminio y la fauna del suelo que favorecen en los procesos de humificación.

El Ca (4,27 Meq/100g), Mg (1,93 Meq/100g), y K (0,17 Meq/100g), muestran niveles bajos, registró un valor promedio bajo; Moreno & Mora (1994), indica que los valores bajos de calcio se debe a la lixiviación, lo mismo ocurre con el magnesio y el potasio; registró un valor promedio bajo; (Estupiñan, Gómez, Barrantes, & Limas, 2009) indica que a mayor humedad la relación de las bases baja y viceversa, esto se debe a que el agua es un conductor de movilidad de los elementos como el calcio en el suelo, magnesio en las plantas, potasio en ambos sentidos, son lixiviados o movilizados dentro de los horizontes, a través del perfil.

Los niveles del contenido de materia orgánica en la zona de estudio muestran un valor medio de 12,3%, con el valor más alto en la parcela 01 (14,7%), en los cuales se encontraron mayor densidad de vegetación en el bosque; (Anderson, 1992) manifiesta que en zonas donde aún existe vegetación natural que no ha sido alterada, los contenidos de materia orgánica son relativamente constantes y las entradas de carbono en forma de materia en descomposición son similares a las salidas en forma de CO₂. Sin embargo, los

cambios en el clima, la cobertura vegetal y los aportes de biomasa, alteran los tiempos de residencia de la materia orgánica en el suelo.

B. DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE COLONIZACIÓN MICORRÍZICA EN LAS RAÍCES DE *Miconia bracteolata* Bonpl.

1. Porcentaje de colonización radicular

Barrer, 2009; Los hongos micorrízicos son encontrados en todo tipo de suelos pueden colonizar cualquier planta que establezca simbiosis con ellos, sin embargo, las condiciones físico-químicas del suelo podrían estar generando cierto tipo de especificidad con respecto a las plantas hospederas, según las respuestas que muestran las plantas a determinadas especies de hongos micorrízicos arbusculares (HMA).

Los altos y bajos niveles de fósforo y la fertilización nitrogenada disminuyen el porcentaje de infección de las micorrizas, mientras que niveles moderados de P incrementa los niveles de nitrógeno y la infección por estos hongos (Safir y Duniway, 1991).

Cuadro N° 04. Porcentaje de colonización radicular de la parcela 01.

PORCENTAJE DE COLONIZACIÓN RADICULAR P01	
REPETICION	Categorización de muestra
R1	14,69
R2	15,01
R3	11,99
R4	15,97
R5	16,52
Promedio	14,84

Elaborado por: Marco Pilco

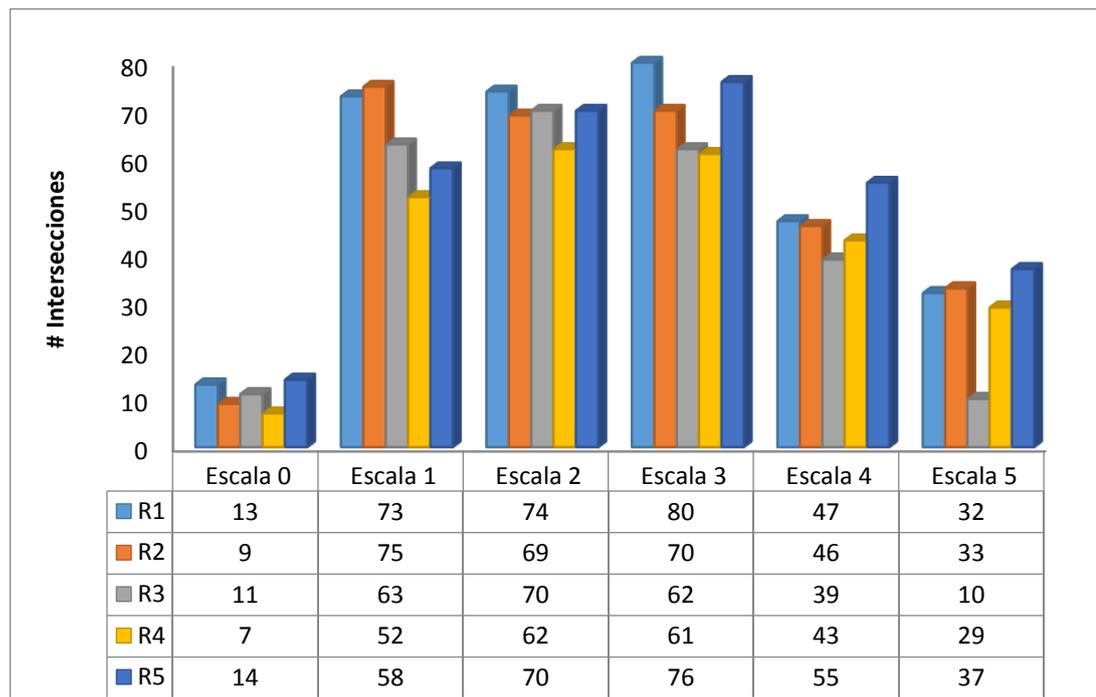


Gráfico N° 01. Categorización de las muestras analizadas por escalas P01.

El gráfico 01 y cuadro 04 muestran el porcentaje de colonización radicular en la parcela 01, que presenta un valor promedio de 14,84 %, evaluadas en escalas que van de 0 a 5. La escala 0 (Sin colonización) presenta los valores más bajos frente a la Escala 3 que presentan la mayor cantidad de muestras con presencia de micorrizas.

El pH, la humedad del suelo y la disponibilidad de nutrientes influyen en la colonización de hongos micorrízicos

Cuadro N° 05. Porcentaje de colonización radicular de la parcela 02.

PORCENTAJE DE COLONIZACIÓN RADICULAR P02	
REPETICION	Categorización de muestra
R1	15,92
R2	15,82
R3	14,74
R4	14,26
R5	14,81
Promedio	15,11

Elaborado por: Marco Pilco

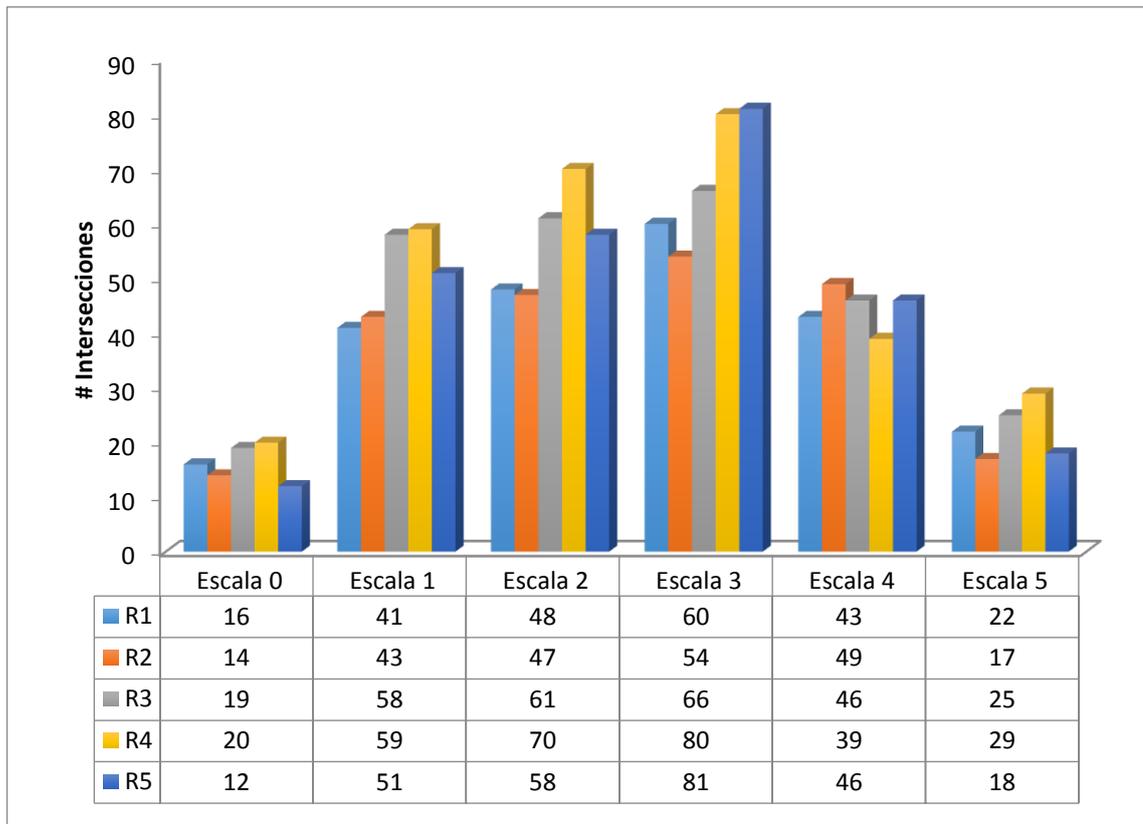


Gráfico N° 02. Categorización de las muestras analizadas por escalas P02.

El gráfico 02 y cuadro 05 muestran el porcentaje de colonización radicular en la parcela 02, que presenta un valor promedio de 15,11 %, evaluadas en escalas que van de 0 a 5. La escala 0 (Sin colonización) presenta los valores más bajos frente a la Escala 3 que presentan la mayor cantidad de muestras con presencia de micorrizas.

Cuadro N° 06. Porcentaje de colonización radicular de la parcela 03.

PORCENTAJE DE COLONIZACIÓN RADICULAR P03	
REPETICIÓN	Categorización de muestra
R1	17,18
R2	17,25
R3	16,27
R4	16,95
R5	18,04
Promedio	17,14

Elaborado por: Marco Pilco

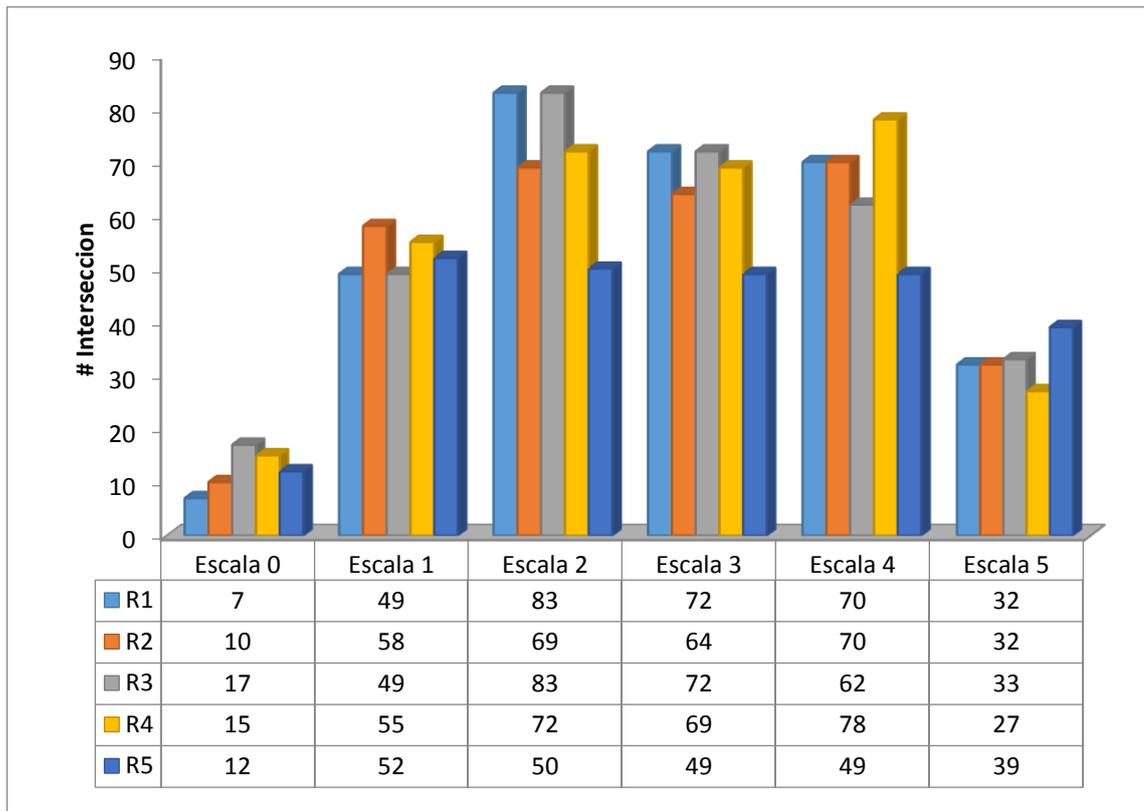


Gráfico N° 03. Categorización de las muestras analizadas por escalas P03.

El gráfico 03 muestra el porcentaje de colonización radicular en la parcela 02, que presenta un valor promedio de 17,14 %, evaluadas en escalas que van de 0 a 5. La escala 0 (Sin colonización) presenta los valores más bajos frente a la Escala 2 que presentan la mayor cantidad de muestras con presencia de micorrizas.

2. Porcentaje de colonización radicular en *Miconia bracteolata* Bonpl. en el área de estudio

a. Porcentaje de colonización radicular de acuerdo al número de repeticiones.

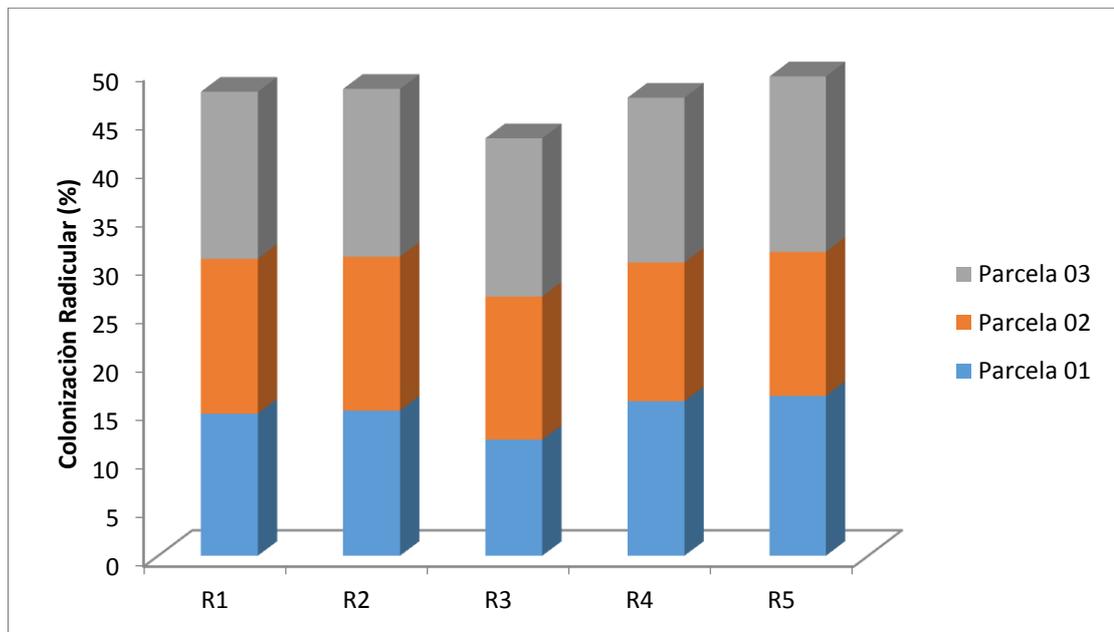


Gráfico N° 04. Porcentaje de colonización radicular de *Miconia bracteolata* Bonpl.

El gráfico 04 muestra el porcentaje de colonización radicular en las diferentes parcelas de estudio, la parcela 01 presenta los valores más bajos en los porcentajes de colonización radicular de cada una de las repeticiones analizadas frente a la parcela 03 que presenta los valores más altos de infección micorrízica.

Esto indica que mientras las condiciones del hospedero y del suelo sean adecuadas, estos se establecerán y esporularán. Por eso las diferencias encontradas entre las parcelas estudiadas pueden estar relacionadas con la composición florística de cada cobertura, que determina cada una de las particularidades del sistema radicular de *Miconia bracteolata* Bonpl, también dependerá de la textura del suelo para determinar la profundidad a la cual se establece y esporulan los hongos micorrízicos.

b. Porcentaje de colonización radicular en *Miconia bracteolata* Bonpl, en el bosque de ceja andina sector Guangra.

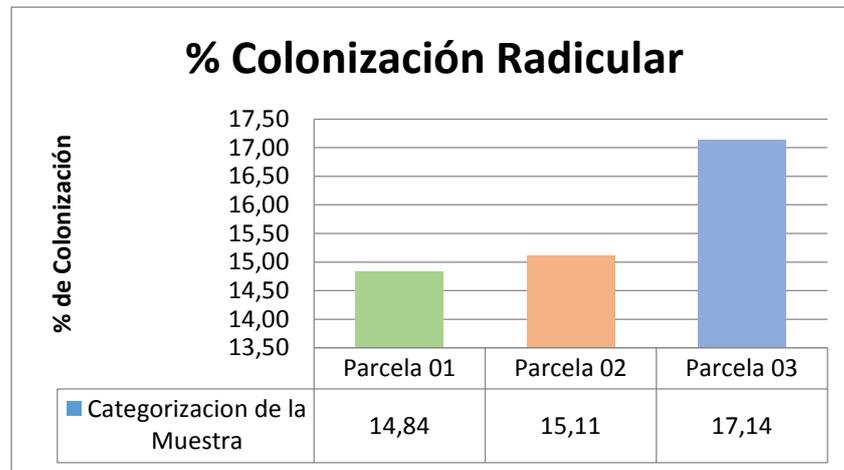


Gráfico N° 05. Porcentaje de colonización radicular.

Se determinó el porcentaje de colonización radicular de cada una de las muestras tomadas en el área de estudio.

Las raíces de *Miconia bracteolata* Bonpl., evaluadas reportaron colonización por estructuras de hongos micorrízicos (hifa, arbusculos), evidenciando un mayor porcentaje de colonización alto en la parcela 03 con un valor de 17,14%, seguido de la parcela 02 con 15,11%. El porcentaje de colonización radicular de hongos micorrízicos fue menor en las muestras de la parcela 01, observándose un valor bajo de 14,84%.

(Alvarado, Chavarría, Guerrero, Boniche, & Navarro, 2004); mencionan que el porcentaje de infección micorrízica en las plantas, está fuertemente determinado por el grado de acidez del suelo (también medido como pH). El efecto de la acidez del suelo sobre el porcentaje de infección de las raíces es más importante que el que se ejerce sobre la sobrevivencia de las esporas del suelo.

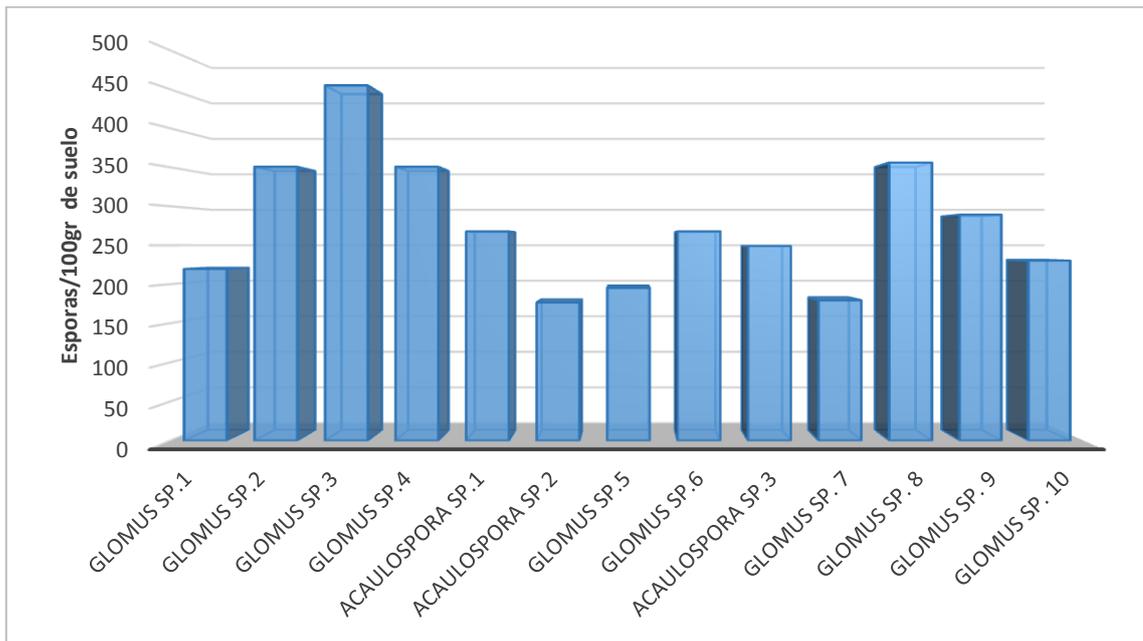
El área de estudio en el suelo de Bosque de Ceja Andina, sector Guangra, presento valores altos en el contenido de P; (Blanco & Salas, 1997); menciona que los altos niveles de P afectan negativamente el funcionamiento de las micorrizas, elemento que tiene incidencia en el bajo porcentaje de colonización micorrízica.

C. CUANTIFICACIÓN LA POBLACIÓN DE ESPORAS MICORRÍZICAS A PARTIR DE LAS MUESTRAS DE LA RIZOSFERA DE *Miconia bracteolata* Bonpl.

1. Determinación de la población de espora/100g de suelo

La reducción de la masa arbórea favorece la erosión del suelo, lo que establece una cadena de destrucción y deterioro, que de no ser atendida a corto plazo se corre el riesgo de favorecer los procesos de desertificación. La pérdida del suelo implica la disminución en la población de esporas productoras de micorrizas que juegan un papel importante en la estructura del suelo, formación de agregados estables a través de diferentes mecanismos. (Cruz, 1999), su actividad biológica también tiene influencia en la estabilización del suelo y determina la composición vegetal, productividad, diversidad y sustentabilidad en diferentes ecosistemas (Ramos-Zapata, J., & Guadarrama, P. 2004).

Los hongos micorrízicos no pueden crecer y reproducirse en el suelo a menos que estén asociados simbióticamente con las raíces de las plantas, aunque pueden sobrevivir en estado latente sin el hospedero. A su vez, el crecimiento del hongo simbiote está regulado por la temperatura, el pH, la humedad extrema y la presencia de ciertos organismos antagónicos en áreas cercanas a la raíz. (Cruz, 1999).

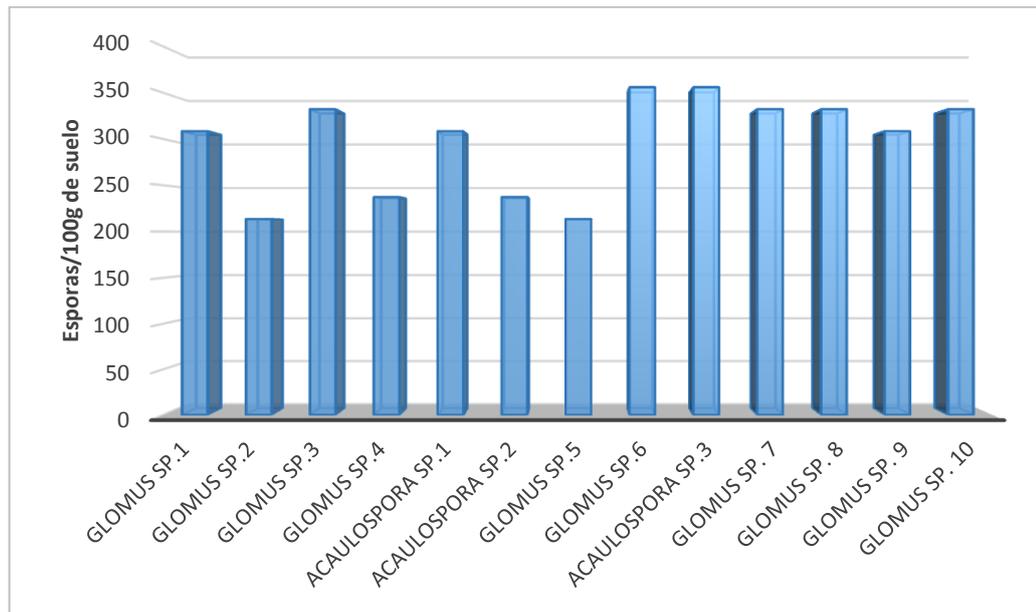


Elaborado por: Marco Pilco.

Gráfico N° 06. Población de esporas/100g de suelo en la Parcela 01.

El gráfico 06 muestra la población de esporas micorrízicas por cada 100g de suelo en la parcela 01, en la cual se determinó la mayor población en la especie *Glomus sp3* con un valor de 454,93, mientras que el valor más bajo se presentó en *Acaulospora sp2* con un valor de 176,64, el valor total de individuos por 100 g de suelo es de 3586,46, con un promedio de 275,88 esporas/100g de suelo.

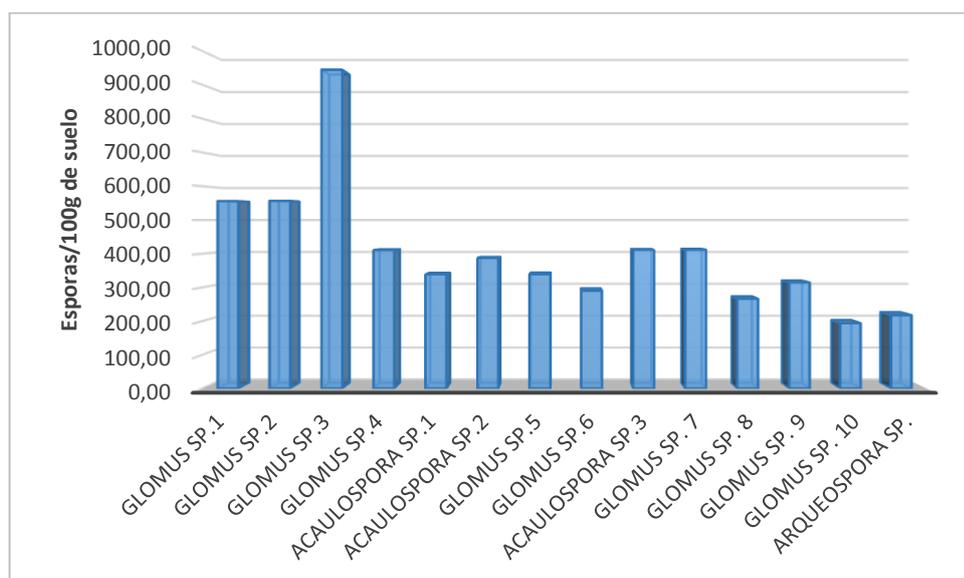
La P01 presenta el valor bajo de densidad de esporas; Janos (1996) sugiere que en zonas tropicales húmedas las condiciones de temperatura y humedad óptimas prevaecientes favorecen el ataque de patógenos y depredadores, originando una disminución en el número de esporas viables presentes.



Elaborado por: Marco Pilco.

Gráfico N° 07. Población de esporas/100g de suelo en la Parcela 02.

En la parcela 02, la población de esporas de hongos micorrizicas por cada 100 gr de suelo, alcanzaron la mayor población en las especie *Glomus sp6* y *Acaulospora sp3* con un valor de 355,87, mientras que los valores más bajos se presentaron en *Glomus sp2* y *Glomus sp5* con 213,53 y 213,51 respectivamente, el valor total de individuos por 100 gramos de suelo es de 3866,98, con un promedio de 297,46 esporas/100g de suelo.



Elaborado por: Marco Pilco.

Gráfico N° 08. Población de esporas/100g de suelo en la Parcela 03.

El gráfico 08 muestra la población de esporas de hongos micorrízicos por cada 100 gr de suelo en la parcela 03, en la cual se determinó la mayor población en la especie *Glomus sp3* con un valor de 944,27, mientras que el valor más bajo se presentó en *Glomus sp10* con un valor de 193,68, el valor total de individuos por 100 gr de suelo alcanzo un valor de 5637,95, con un promedio de 402,71 esporas/100g de suelo.

La densidad de esporas de HM (número de esporas/100g de suelo), se ha utilizado como una medida de la importancia de las diferentes especies de hongos micorrízicos en los suelos, debido a las diferencias existentes en la capacidad de esporulación, este parámetro no necesariamente podría reflejar la abundancia de las diversas especies de HM.

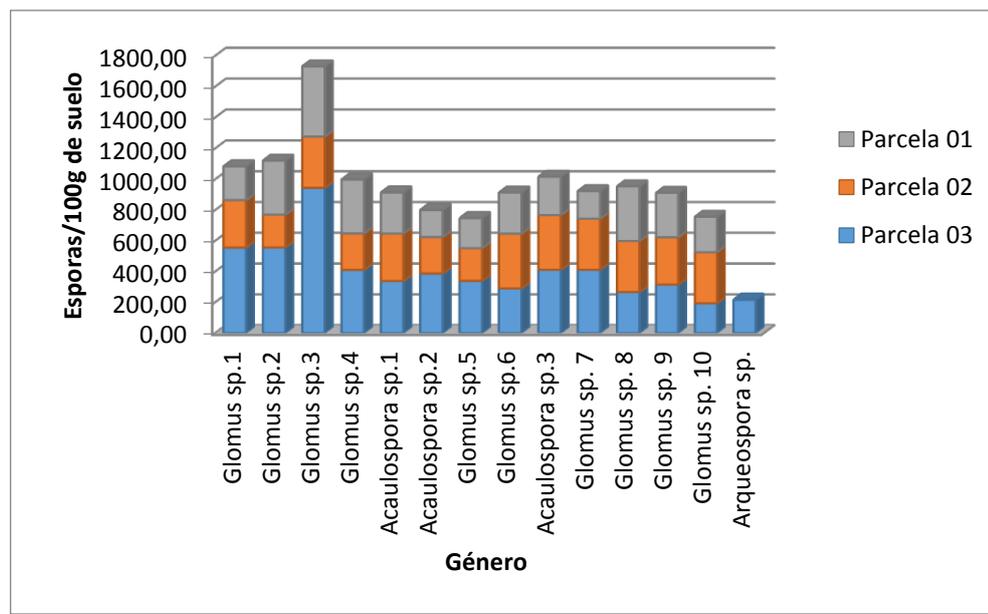


Gráfico N° 09. Esporas/100g de suelo en la zona de estudio.

Según los análisis realizados en el laboratorio de microbiología de Servicios ambientales de la UNACH, los resultados finales del análisis micorrízicos del suelo proveniente del Bosque de Ceja Andina sector Guangra, parroquia Achupallas del cantón Alausí, alcanzó un promedio de 4363,80 esporas en 100 gramos de suelo, la población es considerable debido a las condiciones climáticas y abundante vegetación.

Los resultados obtenidos en el análisis general del suelo proveniente de la zona estudiada, nos indica que la mayor cantidad de esporas por 100g de suelo fue encontrada en la parcela

N° 03 (5637,95 esporas/100g de suelo) y el valor más bajo se presentó en la parcela N° 01 (3586,46 g/100g de suelo).

Es evidente que en la parcela N° 01 la densidad de esporas es menor, esto se debe a que esta área se encuentra cercana a las zonas de perturbación, afectando directamente a las poblaciones de hongos micorrízicos y la simbiosis planta–hongo.

La densidad de esporas de los Hongos micorrízicos nativos podría estar influenciada a la clase textural del suelo franco-arenoso predominante en la zona de estudio. Sieverding, 1991, expresa que los suelos franco arenosos no favorecen la simbiosis micorrízica que pueda establecerse con diversos hospederos, mientras que en suelos arcillosos incrementan favorablemente la simbiosis y la densidad de los hongos micorrízicos.

(Alvarado, Chavarría, Guerrero, Boniche, & Navarro, 2004);menciona que el mayor o menor número de esporas presente en cada tipo de suelo, no necesariamente indica que se da una mayor infección de la raíz por el mismo organismo, sino que depende de la relación hongo-hospedero; sin embargo se puede asumir que la incidencia de infección aumenta con relación al número de esporas en el suelo.

Esto indica que el número de esporas independientemente si los valores sean altos o bajos, se esperaría que el porcentaje de infección alcance niveles altos o bajos, estos niveles de colonización radicular también depende si *Miconia bracteolata* Bonpl, sea altamente micorrizable, y que los géneros de hongos encontrados en el suelo no sean infectivos o efectivos con esta especie forestal.

Cuadro N° 07. Distribución de los morfotipos de hongos micorrízicos en la zona de estudio.

Género	Parcela 01	Parcela 02	Parcela 03
<i>Glomus sp1</i>	X	X	X
<i>Glomus sp2</i>	X	X	X
<i>Glomus sp3</i>	X	X	X
<i>Glomus sp4</i>	X	X	X
<i>Acaulospora sp1</i>	X	X	X
<i>Acaulospora sp2</i>	X	X	X
<i>Glomus sp5</i>	X	X	X
<i>Glomus sp6</i>	X	X	X
<i>Acaulospora sp3</i>	X	X	X
<i>Glomus sp7</i>	X	X	X
<i>Glomus sp8</i>	X	X	X
<i>Glomus sp9</i>	X	X	X
<i>Glomus sp10</i>	X	X	X
<i>Arqueospora sp.</i>	-	-	X

Elaborado por: Marco Pilco

Los géneros *Glomus sp*, *Acaulospora sp*, fueron encontrados en las tres parcelas de estudio, aunque existe una variación en la diversidad de población, mientras que el género *Arqueospora sp*. Fue observado en la Parcela 03.

La diversidad poblacional y la distribución de los diferentes géneros de esporas micorrízicas dependerán de las condiciones climáticas, la época y el área de estudio.

El establecimiento de la micorriza no solo resulta ventajoso para la planta y el hongo, si no también favorece al ecosistema en su conjunto, ya que mejora la calidad del suelo así como el desarrollo, la diversidad y la productividad de la cubierta vegetal (Sánchez, 2009).

Los numerosos factores, bióticos y abióticos regulan esta convivencia influyendo en la distribución de las comunidades de hongos micorrízicos.

Los géneros reportados en el análisis micorrízico fueron: *Glomus*, *Acaulospora* y *Arqueospora*. Todos se agrupan como endomicorrizas arbusculares (Bentivenga y Morton 1994), que absorben sus nutrientes del mismo reservorio (solución del suelo) que la raíz (Sieverding 1991). Es importante mencionar que la prevalencia del género *Glomus* con un

alto índice de número de esporas en las parcelas estudiadas, demuestra la facilidad que tienen los representantes de este género para colonizar raíces de *Miconia bracteolata* Bonpl. En las imágenes presentadas a continuación, se pueden observar los morfotipos encontrados.

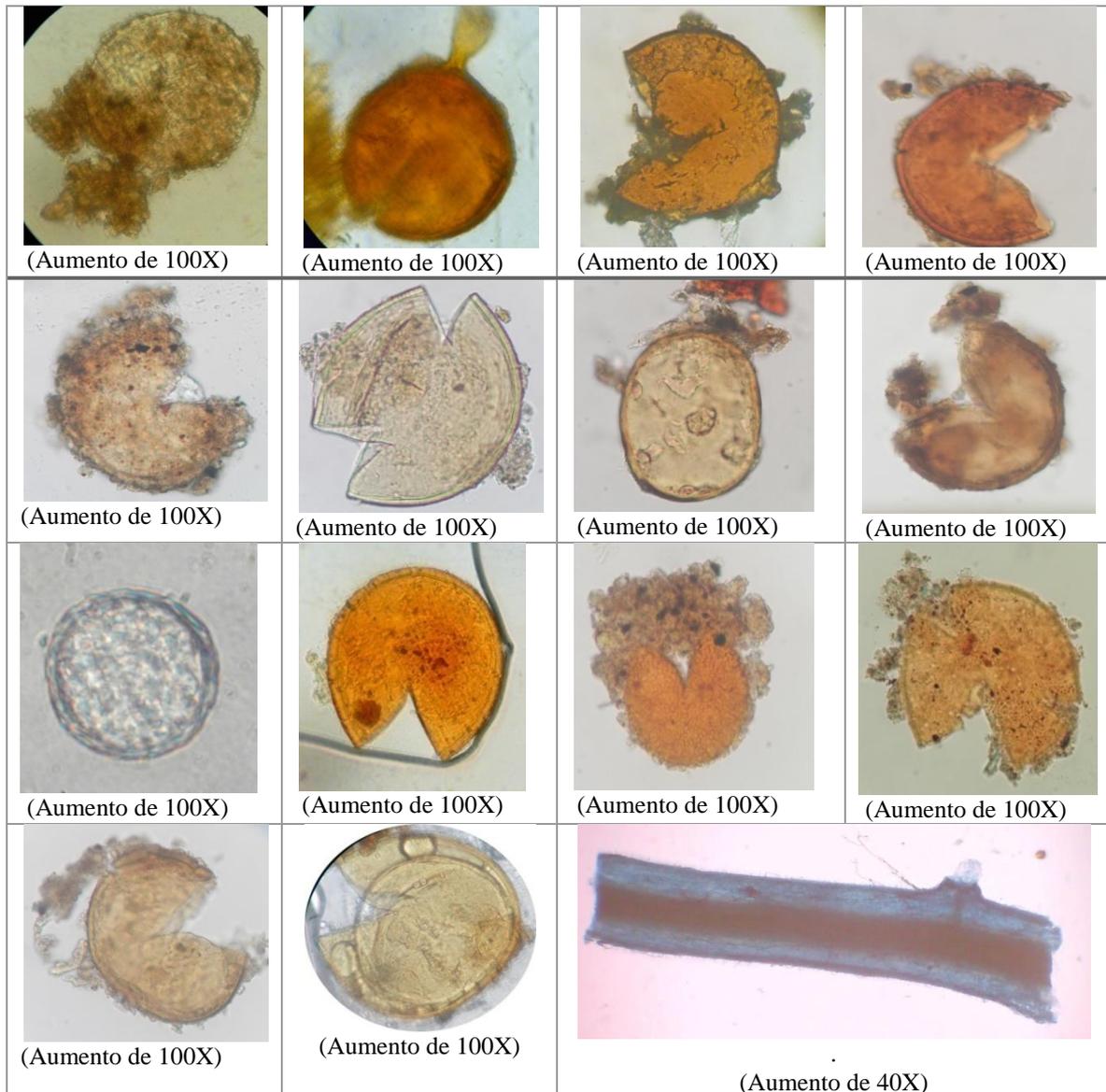


Figura N°08. Morfotipos asociados a *Miconia bracteolata* Bonpl, en el Bosque de Ceja Andina sector Guangra. A) *Glomus* sp1; B) *Glomus* sp2; C) *Glomus* sp3; D) *Glomus* sp4; E) *Acaulospora* sp1; F) *Acaulospora* sp2; G) *Glomus* sp5; H) *Glomus* sp6; I) *Archeospora* sp; J) *Glomus* sp7; K) *Glomus* sp8; L) *Glomus* sp9; M) *Glomus* sp10; N) *Acaulospora* sp3; O) Raiz de *Miconia bracteolata* Bonpl.

D. DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS ECOLÓGICOS

1. Dominancia de géneros de esporas de hongos micorrízicos

Encalada & Montalvan (2007) consideran que la dominancia es el grado de las especies, como expresión del espacio ocupado por ellas. El valor más alto se obtuvo en las parcelas 01 y 03 con 0,08, seguido de la parcela 02 que presenta un valor de 0,07.

2. Valor de Importancia de géneros de esporas de hongos micorrízicos

El cuadro N° 08 revela la importancia que tienen las esporas micorrizicas dentro de la comunidad biológica del suelo en la parcela 01, siendo así, el género *Glomus sp3* que presenta el valor más alto con 12,68 y el género *Acaulospora sp2* presenta el valor más bajo con 4,93.

Cuadro N° 08. Índice de Valor de importancia de la parcela 01.

Morfotipo	Genero	Esporas/100g de suelo	V.I.
Spp1	<i>Glomus sp1</i>	219,53	6,12
Spp2	<i>Glomus sp2</i>	350,57	9,77
Spp3	<i>Glomus sp3</i>	454,93	12,68
Spp4	<i>Glomus sp4</i>	350,57	9,77
Spp5	<i>Acaulospora sp1</i>	267,66	7,46
Spp6	<i>Acaulospora sp2</i>	176,64	4,93
Spp7	<i>Glomus sp5</i>	195,38	5,45
Spp8	<i>Glomus sp6</i>	267,66	7,46
Spp9	<i>Acaulospora sp3</i>	248,92	6,94
Spp10	<i>Glomus sp7</i>	179,34	5,00
Spp11	<i>Glomus sp 8</i>	355,98	9,93
Spp12	<i>Glomus sp 9</i>	289,11	8,06
Spp13	<i>Glomus sp 10</i>	230,17	6,42
Total		3586,46	100,00

Elaborado por: Marco Pilco

El cuadro N° 09 indica que en la parcela 02, los géneros *Glomus sp6* y *Acaulospora sp3* presentan el valor más alto con 9,20 y el género *Glomus sp2* y *Glomus sp5* presenta el valor más bajo con 5,52.

Cuadro N° 09. Índice de Valor de importancia de la parcela 02.

Morfotipo	Genero	Esporas/100g de suelo	V.I.
Spp1	<i>Glomus sp1</i>	308,39	7,97
Spp2	<i>Glomus sp2</i>	213,53	5,52
Spp3	<i>Glomus sp3</i>	332,15	8,59
Spp4	<i>Glomus sp4</i>	237,23	6,13
Spp5	<i>Acaulospora sp1</i>	308,4	7,98
Spp6	<i>Acaulospora sp2</i>	237,25	6,14
Spp7	<i>Glomus sp5</i>	213,51	5,52
Spp8	<i>Glomus sp6</i>	355,87	9,20
Spp9	<i>Acaulospora sp3</i>	355,87	9,20
Spp10	<i>Glomus sp7</i>	332,12	8,59
Spp11	<i>Glomus sp 8</i>	332,1	8,59
Spp12	<i>Glomus sp 9</i>	308,42	7,98
Spp13	<i>Glomus sp 10</i>	332,14	8,59
Total		3866,98	100,00

Elaborado por: Marco Pilco

El cuadro N° 10 revela la importancia que tienen las esporas micorrízicas dentro de la comunidad biológica del suelo en la parcela 03, siendo así, el género *Glomus sp3* que presenta el valor más alto con 16,75 y el género *Glomus sp10* presenta el valor más bajo con 4,93.

Cuadro N° 10. Índice de Valor de Importancia de la parcela 03.

Morfotipo	Genero	Esporas/100g de suelo	V.I.
Spp1	<i>Glomus sp1</i>	556,03	9,86
Spp2	<i>Glomus sp2</i>	556,91	9,88
Spp3	<i>Glomus sp3</i>	944,27	16,75
Spp4	<i>Glomus sp4</i>	410,82	7,29
Spp5	<i>Acaulospora sp1</i>	338,66	6,01
Spp6	<i>Acaulospora sp2</i>	387,14	6,87
Spp7	<i>Glomus sp5</i>	338,88	6,01
Spp8	<i>Glomus sp6</i>	290,19	5,15
Spp9	<i>Acaulospora sp3</i>	411,26	7,29
Spp10	<i>Glomus sp7</i>	411,71	7,30
Spp11	<i>Glomus sp 8</i>	266,28	4,72
Spp12	<i>Glomus sp 9</i>	314,54	5,58
Spp13	<i>Glomus sp 10</i>	193,68	3,44
Spp14	<i>Arqueospora sp.</i>	217,59	3,86
Total		5637,95	100,00

Elaborado por: Marco Pilco.

2. Índices de biodiversidad

a. Índice de Diversidad de Shannon-Weaver (H)

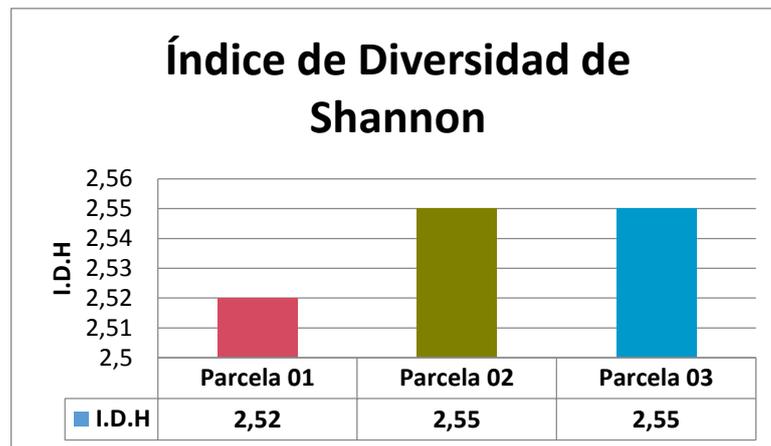


Gráfico N° 10. Índice de Diversidad de Shannon – Weaver por parcela de estudio.

En este gráfico se observa según el Índice de Diversidad de Shannon (H), las parcelas 02 y 03 registraron valores similares de 2,55 de diversidad, seguidos de la parcela 01 que presentó un valor de 2,52 de diversidad.

Según las medidas de diversidad de Shannon, indica que la diversidad es media cuando se presentan valores que se encuentran en los rangos que van desde 1,36 a 3,5 respectivamente, esto indica que la diversidad de hongos micorrizicos es media en la zona de estudio, en ecosistemas

b. Índice de Diversidad de Simpson

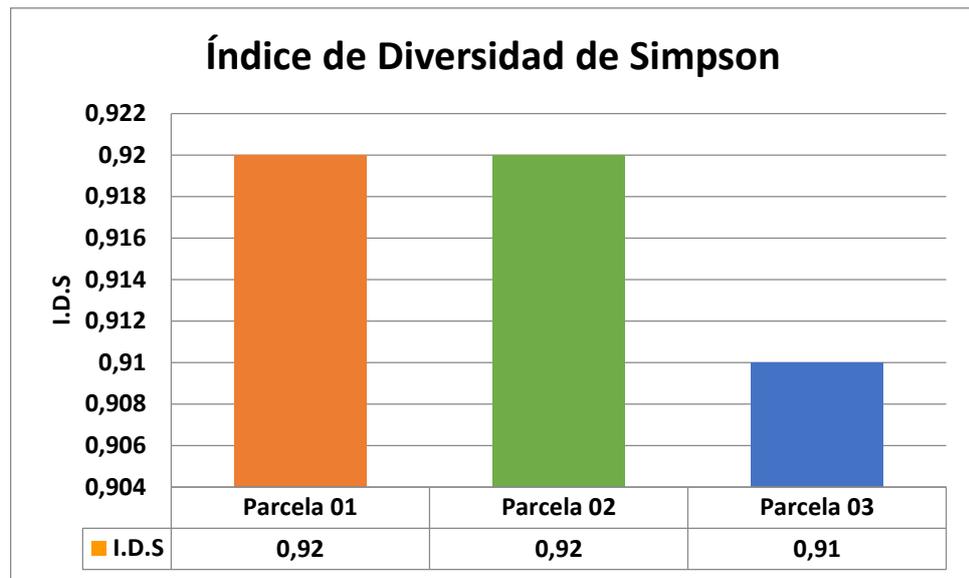


Gráfico 11. Índice de Diversidad de Simpson por parcela de estudio.

En este gráfico se puede observar el Índice de Diversidad de Simpson por parcela de estudio. Las parcelas 01 y 02 registraron mayor Índice de Diversidad con un valor de 0,92 respectivamente, seguido por la parcela 03 que presentó un valor de 0,91.

De acuerdo a los valores registrados de 0,92 y 0,91 (Gráfico 11) de Índice de Diversidad de Simpson, nos indica que la diversidad de esporas de hongos micorrízicos presentan baja dominancia y alta diversidad con alta riqueza y equilibrado ya que los valores se acercan a 1.

E. RELACION DEL PORCENTAJE DE COLONIZACION CON LOS ELEMENTOS DEL SUELO

1. Relación % Colonización radicular/Materia Orgánica

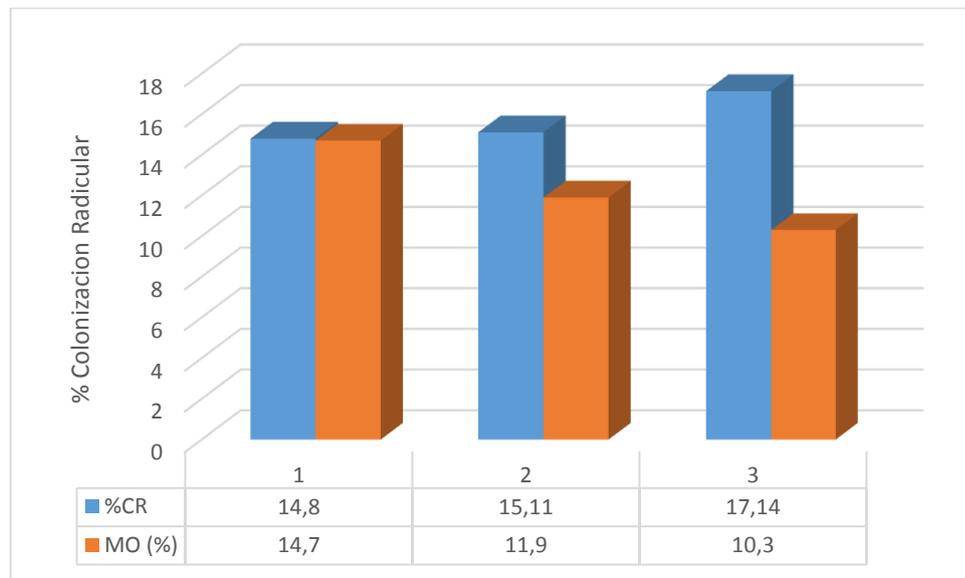


Gráfico 12. Relación del porcentaje de colonización radicular con el contenido de materia orgánica.

En el gráfico 12 se observa que en la P01 presenta un valor bajo en el porcentaje de colonización radicular cuando el contenido de Materia orgánica es alto, frente a la P03 que presenta un alto valor de colonización radicular cuando el contenido de materia orgánica disminuye; esto indica que a medida que el contenido de materia orgánica presente en el suelo disminuye, el porcentaje de colonización radicular aumenta. (Pérez & Vertel, 2010); menciona que los niveles de colonización de HMA son altos cuando los suelos presentan niveles bajos a moderados de Materia Orgánica, Fósforo y Nitrógeno.

2. Relación %Colonización radicular/Fósforo

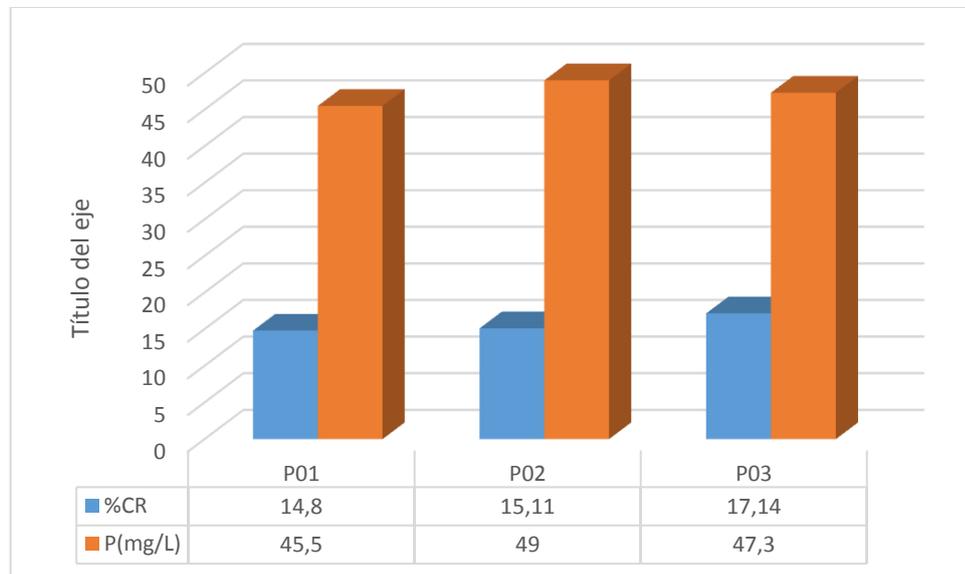


Gráfico 13. Relación del porcentaje de colonización con el contenido de Fósforo (P).

El gráfico % indica que a mayor concentración de Fósforo (P) en el suelo, aumenta el porcentaje de colonización radicular en *Miconia bracteolata* Bonpl; lo que no coincide con Tena (2002), quien menciona que uno de los principales factores que afecta la presencia y diversidad de hongos micorrízicos en la rizosfera de las plantas, demostró que a mayor concentración de P, existe menor densidad micorrízica y a menor concentración de P en el suelo existe mayor penetración de los hongos en las plantas. (Pérez & Vertel, 2010) Indican que los efectos del fosforo en el suelo pueden estar asociados a otros factores como: tipo del suelo, pH y los niveles de nitrógeno. Los altos y bajos niveles de fosforo, así como la fertilización nitrogenada reducen el porcentaje de colonización micorrízica, en tanto que los niveles moderados de P, incrementan los niveles de nitrógeno y la colonización de este tipo de microorganismos.

3. Relación % Colonización radicular/Hierro

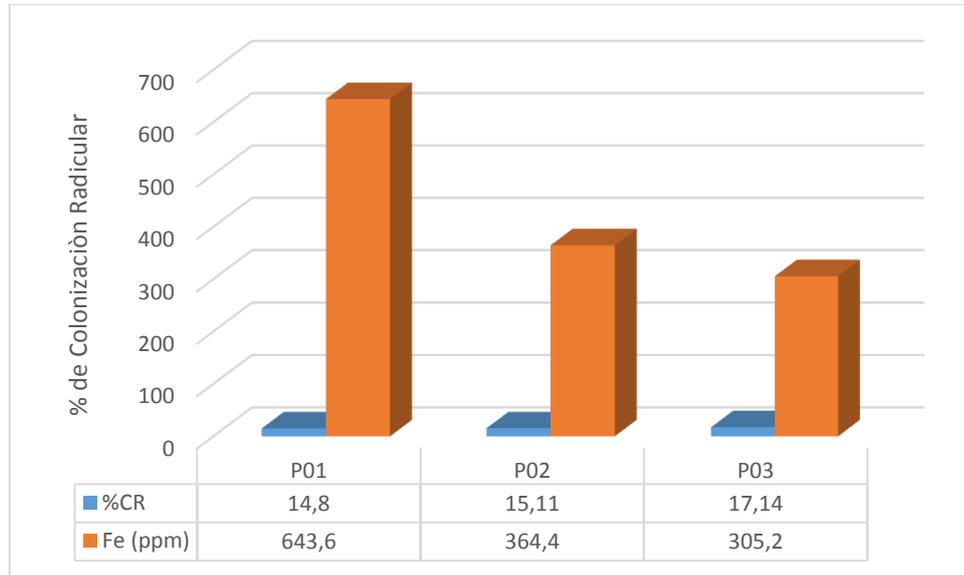


Gráfico 14. Relación del porcentaje de colonización con el contenido de Hierro

Este gráfico muestra cuando el porcentaje de colonización micorrízica aumenta, la cantidad de hierro disminuye; es decir, cuando el porcentaje de colonización micorrízica es alto el contenido de hierro es menor, así mismo, cuando el contenido de Fe en el suelo es alto, el porcentaje de colonización o infección radicular es menor. (Peñas *et al.*, 2007) agregan que donde los fosfatos de hierro son abundantes, la producción de esporas aumentará proporcionalmente a la cantidad de fósforo fijado al hierro. La relación existente entre la cantidad de esporas, la colonización micorrízica y la cantidad de fosfatos de hierro, podría ser explicada por la solubilización de fósforo para la producción de esporas.

VI. CONCLUSIONES

1. El suelo de Bosque de Ceja Andina sector Guangra presenta valores de pH que oscilaron de 4.7 a 5.0 (Ácidos), Fosforo y Hierro se encuentran en niveles altos frente a los valores de Nitrógeno, Calcio y Potasio, que presentan niveles bajos y los valores de Magnesio, Manganeso y Zinc presentan rangos de altos a bajos.
2. Existe asociación simbiótica entre *Miconia bracteolata* Bonpl y los hongos micorrízicos.
3. A través de la identificación morfológica de esporas se hallaron 14 morfo-especies de Hongos micorrízicos agrupadas en tres géneros en toda la zona de estudio. El orden más representativo fue el género *Glomus*, seguido de los géneros *Acaulospora* y *Arqueospora*. En general los suelos procedentes de la parcela 01 tuvieron un menor número de esporas que las parcelas 02 y 03, esto se debe a que existe mayor densidad de vegetación.
4. La densidad de esporas en el área de estudio alcanzo un promedio de 4363,80 esporas en 100 gramos de suelo, obteniendo valores de densidades bajos 3586, 46 esporas/100g de suelo en la parcela 01 y densidades de población alta 5637, 95 esporas/100g de suelo en la parcelas 02 y 03.
5. Existe una estrecha relación entre *Miconia bracteolata* Bonpl. y los Hongos micorrízicos, la abundancia y diversidad de micorrizas determinan la estructura de la comunidad vegetal y el grado de dependencia de esta especie forestal.
6. Las raíces de *Miconia bracteolata* Bonpl., evaluadas presentaron colonización por estructuras de hongos micorrízicos (hifa, arbusculos), evidenciando un mayor porcentaje de colonización alto en la parcela 03 con un valor de 17,14%, seguido de la parcela 02 con 15,11%, donde el porcentaje de colonización radicular de hongos micorrízicos fue menor en las muestras de la parcela 01, observándose un valor bajo de 14,84%.

7. El grado de colonización micorrízica, número y densidad de esporas, aumenta a medida que la vegetación comienza a ser dominada por especies características del ecosistema natural, es evidente que en las parcelas 02 y 03 existe un alto número de densidad de vegetación, las mismas que presentaron niveles altos de densidad de esporas y colonización radicular.

VII. RECOMENDACIONES

1. Realizar un estudio sobre las interacciones entre las especies forestales y los hongos micorrízicos en este tipo de ecosistemas a fin de conocer la distribución e interacción con el medio que les rodea con el propósito de impulsar mejoras en la aplicación de procesos de restauración de ecosistemas degradados.
2. Efectuar la producción del inóculo de las especies de hongos micorrízicos que presentaron mayor incidencia en la zona de estudio, que promoverá crecimiento, desarrollo y supervivencia de las plántulas que se producen a nivel de vivero para fines de plantaciones en sitios con suelos pobres o erosionados.
3. Evaluar los factores que afectan el proceso de micorrización en ecosistemas naturales estableciendo la habilidad competitiva y estudiando su infectividad competitiva, a fin de tener información para el manejo y producción de inoculantes de hongos micorrízicos.

VIII. RESUMEN

Esta investigación tuvo como objetivo estudiar las micorrizas asociadas a *Miconia bracteolata* Bonpl en el Bosque de Ceja Andina del sector Guangra de la parroquia Achupallas, cantón Alausí, provincia de Chimborazo, en una área de 2240,92 ha. Se muestrearon tres parcelas, en cada parcela se recolectaron diez submuestras de suelo, las que se homogenizaron hasta obtener una muestra compuesta de 1 kg. El promedio de esporas presentes en el suelo fue 4363,80 esporas/g de suelo. Para la identificación de los morfotipos se trabajó con la colección del International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal (INVAM). El género con mayor representatividad en cantidad de esporas por 100 gramos de suelo fue *Glomus*, seguido de *Acaulospora* y *Arqueospora* que mostró el valor más bajo. La zona que presentó mayor porcentaje de colonización se encontró en las muestras recolectadas en la Parcela 03 (5637, 95 esporas/100g de suelo), seguido de la Parcela 01 que presentó el menor valor (3586,46 esporas/g de suelo). También se evaluaron los porcentajes de colonización radicular en *Miconia bracteolata* Bonpl., evidenciando un mayor porcentaje de colonización en la parcela 03 con un valor de 17,14%, seguido de la parcela 02 con 15,11%, donde el porcentaje de colonización radicular de hongos micorrízicos fue menor en las muestras de la parcela 01, observándose un valor bajo de 14,84%.



IX. SUMMARY

This research proposed: to study the mycorrhizae associated with *Miconia bracteolata* Bonpl in the forest of Ceja Andina in Guangra, Achupallas, Alausi town, Chimborazo Province, in an area of 2240.92 ha, applied a sampling design by stratification, which established a conglomerate of plots in the form of "L", establishing three sampling units (plots), systematically distributed. In each plot were collected ten samples of soil, which is homogenized to obtain a sample consisting of 1 kg. The average number of spores present in the soil was 4363.80 spores per 100 grams of soil. For the identification of the morphotypes were working with the collection of the International Culture Collection of (vesicular) Arbuscular Mycorrhizal (INVAM). The genre with major importance in spores quantity for 100 grams of soil was *Glomus* followed by *Acaulospora* and *Arqueospora* that showed the lowest value. The percentage of mycorrhizal colonization presented the highest percentage of colonization was found in samples collected from the plot 03 (5637.95 spores/100 g of soil), followed by the Plot 01 which was introduced by the least value (3586.46 spores/100 g of soil). Also the percentages of colonization in the plot 03 with a value of 17,14%, followed by the plot 02 with 15.11% , where the percentage of colonization radicular of fungi mycorrhizal fungi was lower in the samples of the plot 01, showing a low value of 14.84%.



X. BIBLIOGRAFÍA

1. Arbo, M; González, A. (2006). Botánica Morfológica. Morfología de las Plantas vasculares. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional del Nordeste, Corrientes, Argentina. URL: <http://www.biología.edu.ar/botánica/tema20/209micorrizas.htm>.
1. Alvarado, A., Chavarría, M., Guerrero, R., Boniche, J., & Navarro, J. (2004). Características edáficas y presencia de micorrizas en plantaciones de Teca (*Tectona grandis* L.f.) en Costa Rica. *Agronomía Costarricense*, 98.
2. Barea, J. M., Escudero, J. L. y Azcon - Aguilar, C. (1980) Effects of introduced and indigenous VA mycorrhizal fungi on nodulation, growth and nutrition of *Medicago sativa* in phosphate-fixing soils as affected by P Fertilizers. *Plant and Soil* 54(2) 283-296.
3. Baquero, F. et al. (2004) La Vegetación de los Andes del Ecuador. Eco Ciencia/ CESLA/Corporación EcoPar/MAG SIGAGRO/CDC – Jatun Sacha/ División Geográfica – IGM. Quito. URL: www.ambiente.gob/revistas.
4. Barrer, S. E. (2009) El uso de hongos micorrízicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. (Spanish). *Biotecnología En el Sector Agropecuario y Agroindustrial*, 7(1), 123-132.
5. Bentivenga, S., & Morton, J. (1994) Systems of Glomalean endomycorrhizal fungus: current views and future directions. In: *Mycorrhizae and plant health*. Ed. F. L. Pfeleger and R.G. Linderman. APS Press.
6. Blanco, F., & Salas, E. (1997). Micorrizas en la agricultura: Contexto Mundial e Investigación realizada en Costa Rica. *Agronomía Costarricense*, 60.
7. Brundrett, M., Bougher, N., Dell B., Grove, T., Malajczuk, N. (1996) Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. Australia: ACIAR Monograph.
8. Camarena-Gutiérrez, G. (2012). Interacción planta-hongos micorrízicos arbusculo. *Revista Chapingo. Serie ciencias forestales y del ambiente*, 18(3), 409-421.
9. Coyne, M. (2000) *Microbiología del suelo un enfoque exploratorio*. Editorial Paraninfo ITP An Internacional Thomson Publishing Company. Madrid-España. 416p.
10. Cruz, B. S. (1999) Micorrización en la conservación de los bosques. *Red de Revisistas Científicas de América Latina, España y Portugal*, 161,162.

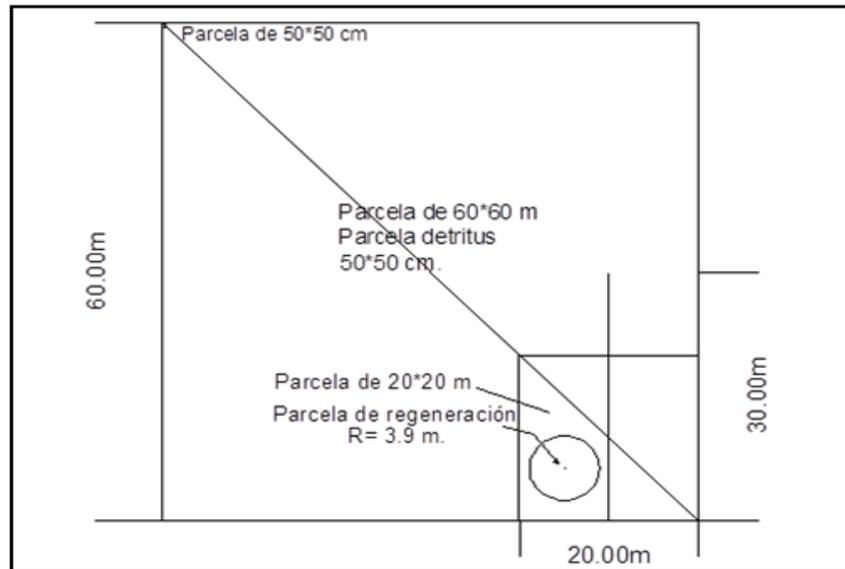
11. Da Silva Campos, Da Silva, M., Da Luz, J., Telesfora, R., & Kasuya, M. (2011) Colonização micorrízica em plantios de eucalipto. *Revista Árvore*, 35(5), 965-974.
12. Department of Primary Industries. Weed alert: *Miconia*. URL: http://www.dpi.nsw.gov.au/__data/assets/pdf_file/0006/156624/Miconia-web.pdf
13. Department of Agriculture, Fisheries and Forestry, 2014. *Miconia* (*Miconiaspp.*) [l. URL: <http://www.daff.qld.gov.au/plants/weeds-pest-animals/weeds/a-z-listing-of-weeds/photo-guide-to-weeds/miconia>.
14. Duchicela, J. (2001) Proyecto de Tesis. Evaluación del uso de Endomicorrizas Vesículoarbusculares (MVA) en la obtención de plántulas de tomate de árbol *Solanumbetaceum*Cav. ESPE-Facultad de Ciencias Agropecuarias. Sangolqui- Ecuador.
15. Estupiñan, L. H., Gómez, J. E., Barrantes, J., & Limas, L. F. (2009). Effect cause by Agricultural Activities on Soil Characteritics in the Paramo El Granizo (Cundinamarca - Colombia). *Scielo*, 79-89.
16. Evaluación Forestal Nacional. Sistema nacional de monitoreo forestal. Manual de campo. 2012. URL: <http://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2012/10/Manual-2012-Bosques-liviano-9.pdf>
17. Fajardo, L., Cuenca, G., Arrindell, P., Capote, R., & HASM, Z. (2011). El uso de los hongos micorrízicos arbusculares en las prácticas de restauración ecológica. *Interciencia*, 36(12), 931-936.
18. Guerrero Forero E. C., Azcón- Aguilar y J. M. Barea. (1996) Micorrizas Recurso Biológico del Suelo. En: E. Guerrero-Forero (ed.) fundamentos biológicos y Estado del arte Bogotá (Colombia). pp. 5-35.
19. Guzmán, S. &Farías, J. 2005. Biología y regulación molecular de la micorriza Arbuscular. *Avances en Investigación Agropecuaria*, 9, 17-31.
20. Guachón, T. & Prado, M.(2012)Evaluación del efecto del inóculo Micorrízico Arbuscular en el crecimiento de *Cinchonapubescens* y *Cinchonaofficinalis* en condiciones de vivero.(Tesis de Grado). Universidad Técnica Particular de Loja, Loja, Ecuador.
21. Lee, J., Lee, S., Young, J.(2008) Improved PCR primers for the detection and Identification of arbuscularmycorrhizal fungi. *FEMS microbiologyecology*, 65 (2), 339 49.
22. Mejía, L.(2003) Análisis de la erosión hídrica del sueloen el predio La Mayronga Fundación forestal Juan Manuel Durini. Imprenta V & O Gráficas. Quito – Ecuador.

23. Montealegre, J. 2002. Micología. Cátedra de Microbiología General. Depto. de Sanidad Vegetal. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile.
24. Morell, F., Hernández, A., Borges, Y., & Marentes, F. L. (2009). La actividad de los hongos micorrízicos arbusculares en la estructura del suelo. *Cultivos Tropicales*, 30(4), 00-00.
25. Muñoz-Márquez, E., Macías-López, C., Franco-Ramírez, A., Sánchez-Chávez, E., Jiménez-Castro, J., & González-García, J. (2009). Identificación y colonización natural de hongos micorrízicos arbusculares en nogal. *Terra Latinoamericana*, 27(4), 355-361.
26. Pérez, Y., Álvarez, J. D., Mendoza, J., Pat, J. M., Gómez, R., & Cuevas, L. (2012). Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in maize with cover crops and biofertilizers in Chiapas México. *Gayana Bot.*, 53.
27. 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. *agronomía mesoamericana*, 23(2), 233-239.
28. Proyecto Arboles de centro américa. Características del genero miconia. URL: <http://www.arbolesdecentroamerica.info/index.php/es/>
29. Ramos, J., & Guadarrama, P. (2004) Los hongos micorrizógenos arbusculares en en la restauración de comunidades tropicales. Universidad y Ciencia, número especial I, 59-65.
30. Read, D.J. Mycorrhiza.(1999) The state of the art. En: Mycorrhiza 2nd. (A.Varma Y B. Hock, eds.). Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg. p. 3-34.
31. Rincón, P.(2013)Propuesta piloto para el mejoramiento de suelos y productivida de cultivos de mora y fresa, utilizando micorrizas nativas, en fincas de clima frio en la zona de planadas y Sevilla, Piedecuesta.
32. Rivera, R., & Fernández, K.(2003)El manejo eficiente de la simbiosis micorrízica, una vía hacia la agricultura sostenible. Estudio de caso: El Caribe. La Habana: Ediciones INCA, 2003. 166 p. ISBN 959-7023-24-5.
33. Ruiz, P., Rojas K. & Ewald Sieverding. (2011)Revista espacio y desarrollo N23, 2011, 47-63 Disponible en: <http://revistas.pucp.edu.pe/index.php/espacioydesarrollo/article/view/3479/3336>

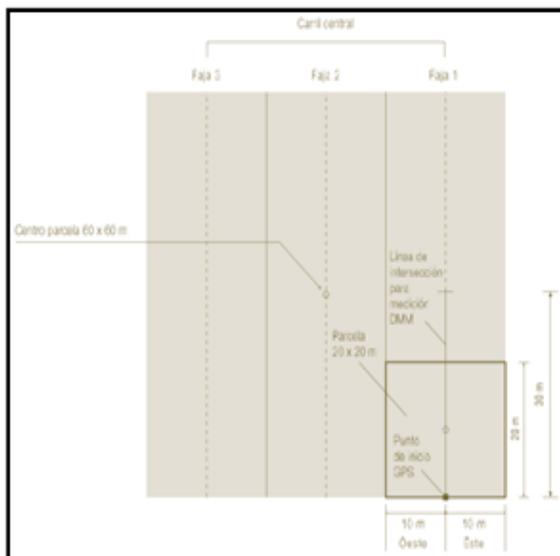
34. Safir, G. R., & Duniway, J. M. (1991) Evaluation of plant response to colonization by vesicular – arbuscular mycorrhizal fungi, environmental variables. En: SCHENCK, N. C. *Methods and Principles of mycorrhizal research*. Florida: Third printing, APS, Press, 1991. p. 78.
35. Sánchez, I. (2009) *Análisis de la estructura y diversidad de las comunidades de Hongos formadores de micorrizas arbusculares asociados a plantas de especial interés ecológicos en ambientes mediterráneos*. Granada.
36. Sierra, R. (1999) *Propuesta preliminar de un sistema de clasificación de vegetación para el Ecuador continental*. Proyecto INEFAN/GEF-BIRF y Ecociencia. Quito, Ec. 107 108 pp.
37. Sieverding, E. (1983) *Manual de métodos de investigaciones en micorrizas vesículo-Arbusculares en el laboratorio*. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Palmira.
38. Sieverding E. (1991) *Vesicular-arbuscular mycorrhizal management in tropical agr systems*. German Technical cooperation (GTZ) Eschborn, pp 371.
39. Smith, S. E. & D. J. Read. (2008) *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic Press, San Diego, London, New York, Boston, Sydney, Tokio, Toronto.
40. Veloz, L. (1999) *Áreas totalmente protegidas y reservas de germoplasma*. Fundación Forestal Juan Manuel Durini. Imprenta V & O Graficas. Quito-Ecuador.

XI. ANEXOS

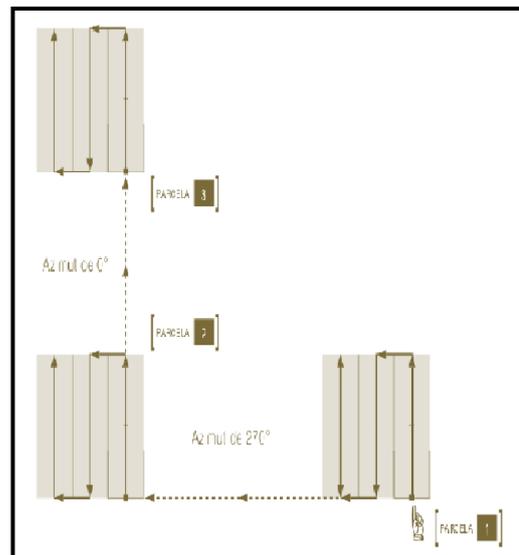
Anexo 01. Trazado o instalación de las parcelas



1. Diseño, distribución y tamaños de las parcelas se realizó la recolección de las muestras.



2. Esquema del trazado de las parcelas de 60 x 60 m, 20 x 20.



3. Esquema de la ruta a seguir en la instalación y muestreo del suelo en las tres parcelas.

Anexo 02. Recolección de muestras



1. Preparación de herramientas.



2. Identificación del sitio de muestreo.



3. Establecimiento de parcelas.



4. Medición de parcelas.



5. Limpieza de cubierta vegetal.



6. Recolección de muestras.



7. Homogenización de muestras.



8. Recolección de muestra compuesta.



9. Rizosfera.



10. Recolección de muestra de raíz.



11. Etiquetado de muestras.



12. Conservación de muestras.

Anexo 03. Procedimientos en el laboratorio para la cuantificación de la población de esporas.



1. Secado de muestras de suelo.



2. Pesaje de muestras (100g de suelo).



3. Tamizado.



4. Lavado de esporas.



5. Muestras filtradas al vacío.



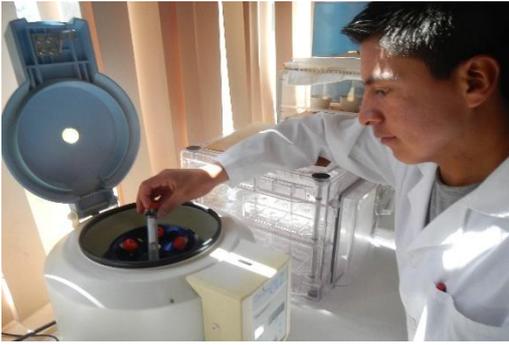
6. Secado de esporas lavadas.



7. Pesaje de muestras (1g de suelo).



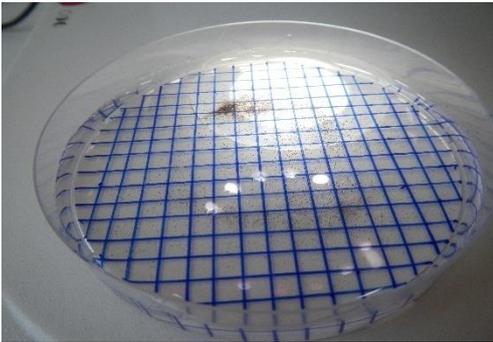
8. Muestras con 20 ml de Agua y 20 ml de Sacarosa 2M.



9. Centrifugación de muestras.



10. Lavado de esporas.



11. Muestra preparada.



12. Lectura de muestras.

Anexo 04. Procedimientos en el laboratorio para la determinación del porcentaje de colonización radicular.



1. Lavado de raíces.



2. Corte de raíces.



3. Pesado.



4. Colocado de raíces en frascos.



5. Agregado de KOH al 10%.



6. Reposo 24 horas.



7. Autoclavado por 15 min a 120 °C.



8. Lavado el KOH.



9. Agregado de HCL 1N por 15 min.



10. Escurrido del HCL.



11. Agregado del Azul de tripan con lactoglicerina.



12. Reposo por 24 horas.



13. Autoclavado de raíces en azul de tripan con lactoglicerina por 15 min a 120 °C.



14. Identificación.

Anexo 05. Cuantificación de esporas.

Cuadro N° 01. Cuantificación de la población de esporas P01 (Tamiz de 75µm).

<i>Genero</i>	<i>Esporas/1g de suelo</i>	<i>Esporas/18,745g de suelo</i>	<i>Esporas/100g de suelo</i>
Glomus sp.1	8	149,96	219,53
Glomus sp.2	2	37,49	350,57
Glomus sp.3	2	37,49	454,93
Glomus sp.4	2	37,49	350,57
Acaulospora sp.1	5	93,73	267,66
Acaulospora sp.2	2	37,49	176,64
Glomus sp.5	3	56,24	195,38
Glomus sp.6	5	93,73	267,66
Acaulospora sp.3	4	74,98	248,92
Glomus sp. 7	4	74,98	179,34
Glomus sp. 8	6	112,47	355,98
Glomus sp. 9	8	149,96	289,11
Glomus sp. 10	3	56,24	230,17
Total	54	1012,23	3586,47

Cuadro N° 02. Cuantificación de la población de esporas P01 (Tamiz de 150µm).

<i>Genero</i>	<i>Esporas/1gr de suelo</i>	<i>Esporas/34,787 de suelo</i>
Glomus sp.1	2	69,57
Glomus sp.2	9	313,08
Glomus sp.3	12	417,44
Glomus sp.4	9	313,08
Acaulospora sp.1	5	173,94
Acaulospora sp.2	4	139,15
Glomus sp.5	4	139,15
Glomus sp.6	5	173,94
Acaulospora sp.3	5	173,94
Glomus sp. 7	3	104,36
Glomus sp. 8	7	243,51
Glomus sp. 9	4	139,15
Glomus sp. 10	5	173,94
Total	74	2574,24

Cuadro N° 03. Población de esporas/100g de suelo en la P01.

<i>Genero</i>	<i>Esporas/100g de suelo</i>
Glomus sp.1	219,53
Glomus sp.2	350,57
Glomus sp.3	454,93
Glomus sp.4	350,57
Acaulospora sp.1	267,66
Acaulospora sp.2	176,64
Glomus sp.5	195,38
Glomus sp.6	267,66
Acaulospora sp.3	248,92
Glomus sp. 7	179,34
Glomus sp. 8	355,98
Glomus sp. 9	289,11
Glomus sp. 10	230,17
Total	3586,47

Cuadro N° 04. Cuantificación de la población de esporas P02 (Tamiz de 75µm).

<i>Género</i>	<i>Esporas/1gr de suelo</i>	<i>Esporas/23,718g de suelo</i>
Glomus sp.1	7	166,026
Glomus sp.2	1	23,718
Glomus sp.3	2	47,436
Glomus sp.4	4	94,872
Acaulospora sp.1	5	118,59
Acaulospora sp.2	2	47,436
Glomus sp.5	3	71,154
Glomus sp.6	3	71,154
Acaulospora sp.3	3	71,154
Glomus sp. 7	6	142,308
Glomus sp. 8	8	189,744
Glomus sp. 9	3	71,154
Glomus sp. 10	4	94,872
Total	51	1209,62

Cuadro N° 05. Cuantificación de la población de esporas P02 (Tamiz de 150µm).

<i>Genero</i>	<i>Esporas/1gr de suelo</i>	<i>Esporas/47,453g de suelo</i>
Glomus sp.1	3	142,359
Glomus sp.2	4	189,812
Glomus sp.3	6	284,718
Glomus sp.4	3	142,359
Acaulospora sp.1	4	189,812
Acaulospora sp.2	4	189,812
Glomus sp.5	3	142,359
Glomus sp.6	6	284,718
Arqueospora sp.	6	284,718
Glomus sp. 7	4	189,812
Glomus sp. 8	3	142,359
Glomus sp. 9	5	237,265
Glomus sp. 10	5	237,265
Total	56	2657,37

Cuadro N° 06. Población de esporas/100g de suelo en la P02.

<i>Género</i>	<i>Esporas/100g de suelo</i>
Glomus sp.1	308,39
Glomus sp.2	213,53
Glomus sp.3	332,15
Glomus sp.4	237,23
Acaulospora sp.1	308,40
Acaulospora sp.2	237,25
Glomus sp.5	213,51
Glomus sp.6	355,87
Acaulospora sp.3	355,87
Glomus sp. 7	332,12
Glomus sp. 8	332,10
Glomus sp. 9	308,42
Glomus sp. 10	332,14
Total	3866,99

Cuadro N° 07. Cuantificación de la población de esporas P03 (Tamiz de 75µm).

<i>Genero</i>	<i>Esporas/1gr de suelo</i>	<i>Esporas/24,127g de suelo</i>	<i>Esporas/100g de suelo</i>
Glomus sp.1	13	313,651	556,026
Glomus sp.2	5	120,635	556,910
Glomus sp.3	9	217,143	944,268
Glomus sp.4	11	265,397	410,822
Acaulospora sp.1	6	144,762	338,662
Acaulospora sp.2	6	144,762	387,137
Glomus sp.5	4	96,508	338,883
Glomus sp.6	6	144,762	290,187
Acaulospora sp.3	7	168,889	411,264
Glomus sp. 7	3	72,381	411,706
Glomus sp. 8	3	72,381	266,281
Glomus sp. 9	5	120,635	314,535
Glomus sp. 10	2	48,254	193,679
Arqueospora sp.	5	120,635	217,585
Total	85	2050,80	5637,945

Cuadro N° 08. Cuantificación de la población de esporas P03 (Tamiz de 150µm).

<i>Genero</i>	<i>Esporas/1gr de suelo</i>	<i>Esporas/48,475g</i>
Glomus sp.1	5	242,375
Glomus sp.2	9	436,275
Glomus sp.3	15	727,125
Glomus sp.4	3	145,425
Acaulospora sp.1	4	193,9
Acaulospora sp.2	5	242,375
Glomus sp.5	5	242,375
Glomus sp.6	3	145,425
Acaulospora sp.3	5	242,375
Glomus sp. 7	7	339,325
Glomus sp. 8	4	193,9
Glomus sp. 9	4	193,9
Glomus sp. 10	3	145,425
Arqueospora sp.	2	96,95
Total	74	3587,15

Cuadro N° 09. Población de esporas/100g de suelo en la P03.

<i>Genero</i>	<i>Esporas/100g de suelo</i>
Glomus sp.1	556,026
Glomus sp.2	556,910
Glomus sp.3	944,268
Glomus sp.4	410,822
Acaulospora sp.1	338,662
Acaulospora sp.2	387,137
Glomus sp.5	338,883
Glomus sp.6	290,187
Acaulospora sp.3	411,264
Glomus sp. 7	411,706
Glomus sp. 8	266,281
Glomus sp. 9	314,535
Glomus sp. 10	193,679
Arqueospora sp.	217,585
Total	5637,945

Anexo 06. Porcentajes de colonización radicular.

1. Porcentaje de colonización radicular P01.

R1

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
Escala 0	0	13	0
Escala 1	1	73	73
Escala 2	2,5	74	185
Escala 3	15,5	80	1240
Escala 4	35,5	47	1668,5
Escala 5	47,5	32	1520
Suma			4686,5
Total de intersecciones			319
Categorización de la muestra			14,69

R2

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
0	0	9	0
1	1	75	75
2	2,5	69	172,5
3	15,5	70	1085
4	35,5	46	1633
5	47,5	33	1567,5
Suma			4533
Total de intersecciones			302
Categorización de la muestra			15,01

R3

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
0	0	11	0
1	1	63	63
2	2,5	70	175
3	15,5	62	961
4	35,5	39	1384,5
5	47,5	10	475
Suma			3058,5
Total de intersecciones			255
Categorización de la muestra			11,99

R4

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
0	0	7	0
1	1	52	52
2	2,5	62	155
3	15,5	61	945,5
4	35,5	43	1526,5
5	47,5	29	1377,5
Suma			4056,5
Total de intersecciones			254
Categorización de la muestra			15,97

R5

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
0	0	14	0
1	1	58	58
2	2,5	70	175
3	15,5	76	1178
4	35,5	55	1952,5
5	47,5	37	1757,5
Suma			5121
Total de intersecciones			310
Categorización de la muestra			16,52

2. Porcentaje de colonización radicular P02.**R1**

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
Escala 0	0	16	0
Escala 1	1	41	41
Escala 2	2,5	48	120
Escala 3	15,5	60	930
Escala 4	35,5	43	1526,5
Escala 5	47,5	22	1045
Suma			3662,5
Total de intersecciones			230
Categorización de la muestra			15,92

R2

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
0	0	14	0
1	1	43	43
2	2,5	47	117,5
3	15,5	54	837
4	35,5	49	1739,5
5	47,5	17	807,5
Suma			3544,5
Total de intersecciones			224
Categorización de la muestra			15,82

R3

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
0	0	19	0
1	1	58	58
2	2,5	61	152,5
3	15,5	66	1023
4	35,5	46	1633
5	47,5	25	1187,5
Suma			4054
Total de intersecciones			275
Categorización de la muestra			14,74

R4

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
0	0	20	0
1	1	59	59
2	2,5	70	175
3	15,5	80	1240
4	35,5	39	1384,5
5	47,5	29	1377,5
Suma			4236
Total de intersecciones			297
Categorización de la muestra			14,26

R5

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
0	0	12	0
1	1	51	51
2	2,5	58	145
3	15,5	81	1255,5
4	35,5	46	1633
5	47,5	18	855
Suma			3939,5
Total de intersecciones			266
Categorización de la muestra			14,81

3. Porcentaje de colonización radicular P03.

R1

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
Escala 0	0	7	0
Escala 1	1	49	49
Escala 2	2,5	83	207,5
Escala 3	15,5	72	1116
Escala 4	35,5	70	2485
Escala 5	47,5	32	1520
Suma			5377,5
Total de intersecciones			313
Categorización de la muestra			17,18

R2

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
0	0	10	0
1	1	58	58
2	2,5	69	172,5
3	15,5	64	992
4	35,5	70	2485
5	47,5	32	1520
Suma			5227,5
Total de intersecciones			303
Categorización de la muestra			17,25

R3

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
0	0	17	0
1	1	49	49
2	2,5	83	207,5
3	15,5	72	1116
4	35,5	62	2201
5	47,5	33	1567,5
Suma			5141
Total de intersecciones			316
Categorización de la muestra			16,27

R4

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
0	0	15	0
1	1	55	55
2	2,5	72	180
3	15,5	69	1069,5
4	35,5	78	2769
5	47,5	27	1282,5
Suma			5356
Total de intersecciones			316
Categorización de la muestra			16,95

R5

Escala de categorías de densidad de micorrizas (1)	% equivalente de las categorías (2)	Numero de intersecciones en cada categoría (3)	Producto de categoría (2 x 3)
0	0	12	0
1	1	52	52
2	2,5	50	125
3	15,5	49	759,5
4	35,5	49	1739,5
5	47,5	39	1852,5
Suma			4528,5
Total de intersecciones			251
Categorización de la muestra			18,04

4. Cuadro N°01 Resumen del porcentaje de colonización radicular.

Parcela	Categorización de la Muestra
Parcela 01	14,84
Parcela 02	15,11
Parcela 03	17,14
Suma	47,09
Promedio	15,70