

Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León

Facultad de Ciencias y Tecnología

Departamento de Biología



Título: Estudio comparativo sobre densidad de micorrizas en distintos suelos de uso Agroforestal del ingenio Monte Rosa, departamento de Chinandega.

Tesis para optar al título de Licenciatura en Biología

Elaborado por:

Br. Hilton Moisés Lara Ruiz

Br. Lester Josué Rivera García

Tutor(a): Dra. María Eugenia Cerda Castillo

León, Nicaragua 2017

*“A la libertad por la Universidad”*



## AGRADECIMIENTOS



Agradecemos especialmente al Grupo Pantaleón e Ingenio Monte Rosa, por la colaboración, logística y apoyo de sus trabajadores en la realización de esta investigación, quienes aportaron una inmensa ayuda para que este trabajo se llevara a cabo, todo en aras de la continuidad de la investigación científica en el país.

Deseamos éxitos en sus labores, y esperamos que como en esta tarea, sigan contribuyendo al avance de la ciencia y el desarrollo intelectual de los estudiantes de esta nación.



## AGRADECIMIENTOS

A Dios, por brindarnos la sabiduría necesaria para levantarnos día a día y cumplir con las metas propuestas en nuestras vidas, dándonos la fuerza para superar todo tipo de obstáculos, la energía y perseverancia para lograr la superación personal.

A nuestros padres, por brindarnos todo su apoyo incondicional durante cada una de las etapas de nuestra formación profesional.

A todos nuestros maestros durante estos 5 años de estudio, quienes fueron los escalones necesarios para alcanzar el éxito.

A nuestra tutora, Dra. María Eugenia Cerda Castillo, por sus conocimientos y sabiduría brindada en favor de la ciencia y nuestra formación profesional científica.

A nuestro asesor, Lic. Cristhiam Antonio Bermúdez Matus, por su paciencia y dedicación en el apoyo de cada una de las fases de esta investigación.

Al Msc. David Cerda, por brindarnos su asesoría y conocimientos en la aplicación de los procedimientos y análisis estadísticos.

A quienes trabajan en el departamento de química, por permitir y facilitar los equipos de medición químicos utilizados en esta investigación.

A todas aquellas personas quienes directa e indirectamente dieron su granito de arena para la culminación de esta investigación.



## **DEDICATORIA**

Dedico este trabajo a mis padres Alba Luz Mena y Serafín Rivera Martínez que con la bendición de Dios han podido brindarme su apoyo incondicional, su grata e inmensa confianza, sus consejos para guiarme hacia el mejor camino y su compañía a lo largo de mi desarrollo como profesional.

A mis hermanas Tatiana Rivera, Sofía Rivera y María de los Ángeles Rivera quienes me han acompañado y apoyado en todo proceso de desarrollo.

A mi colega y amigo Hilton Lara por la amistad y apoyo a lo largo de la licenciatura y preparación de nuestra tesis.



## DEDICATORIA

Deseo dedicar este trabajo, como un obsequio del fruto de mi esfuerzo a mis padres, Hilton Antonio Lara Estrada y Ana Carolina Ruiz Matus, quienes fueron las principales personas que me dieron las herramientas necesarias para alcanzar el éxito, apoyándome en todo momento difícil y animándome a seguir adelante sin importar las adversidades que se presentaran.

También a mi amigo, Lester Josué Rivera García, quien ha estado conmigo desde los principios de mi experiencia universitaria y me acompaña en esta última batalla para alcanzar juntos la superación y el éxito profesional.

Y, por último, pero el más importante, a Dios, quien es el que me ha dado sabiduría, inteligencia, me ha hecho ver el buen camino y me ha impulsado a seguir luchando para mejorar nuestro mundo, que tanta ayuda necesita de profesionales que se preocupen por el futuro y bienestar de las generaciones por venir.



## Índice

AGRADECIMIENTOS .....	i
AGRADECIMIENTOS .....	ii
DEDICATORIA.....	iii
DEDICATORIA.....	iv
Índice.....	v
INDICE DE TABLAS .....	viii
INDICE DE FIGURAS.....	ix
Resumen .....	x
I. Introducción .....	1
II. Objetivos.....	5
2.1 General .....	5
2.2 Específicos .....	5
III. Hipótesis general .....	5
IV. Marco de referencia.....	6
4.1 El suelo.....	6
4.2 Tipos de suelo de Nicaragua .....	7
4.2.1 La Costa Caribe y la región central.....	8
4.2.2 El Pacífico .....	8
4.3 Horizontes del suelo .....	9
4.4 Nutrientes del suelo.....	10
4.4.1 Macronutrientes.....	11
4.4.2 Elementos primarios.....	11
4.4.3 Elementos secundarios.....	12
4.4.4 Micronutrientes .....	12



4.5 Generalidades de la microbiota del suelo.....	13
4.5.1 Diversidad taxonómica de las micorrizas.....	14
4.5.2 Morfología.....	16
4.5.2.1 <i>Arbúsculos</i> .....	16
4.5.2.2 <i>Vesículas</i> .....	16
4.5.2.3 <i>Micelio externo o extramátrico</i> .....	16
4.5.2.4 <i>Esporas</i> .....	17
4.5.3 Tipos de micorriza.....	17
4.5.3.1 <i>Ectomicorriza</i> .....	18
4.5.3.2 <i>Endomicorrizas</i> .....	18
4.5.3.3 <i>Otros tipos de micorriza</i> .....	19
4.5.3.3.1 <i>Micorrizas ericoides</i> .....	19
4.5.3.3.2 <i>Micorrizas orquioides</i> .....	20
4.5.4 Colonización micorrízica.....	20
4.6 Efecto de las micorrizas en las plantas.....	20
4.7 Factores que influyen en el desarrollo de las micorrizas.....	21
4.7.1 Físicos (Pérez, Rojas, Montes, & Donicer, 2011).....	21
4.7.1.1 <i>Temperatura</i> .....	21
4.7.1.2 <i>Compactación del suelo</i> .....	21
4.7.1.3 <i>Humedad</i> .....	22
4.7.1.4 <i>Conductividad eléctrica</i> .....	23
4.7.2 Químicos.....	23
4.7.2.1 <i>pH</i> .....	23
4.7.2.2 <i>Nitrógeno</i> .....	24
4.7.2.3 <i>Carbonatos</i> .....	25



4.7.3 Biológicos.....	26
4.7.3.1 <i>Materia orgánica</i> .....	26
4.7.3.2 <i>Organismos fijadores de Nitrógeno</i> . ....	26
4.8 Importancia de las micorrizas para las plantas.....	28
4.9 Sistema agroforestal .....	30
V. Metodología.....	31
5.1.1 Determinación del pH y conductividad eléctrica (USDA, 1996).....	34
5.1.2 Determinación del porcentaje de materia orgánica. ....	34
5.1.3 Determinación del porcentaje de carbonatos. ....	35
5.1.4 Densidad de esporas por el Método de decantación y tamizado en húmedo (Mckenney & Lindsey, 1987). ....	35
5.1.5 Clasificación de esporas por Morfotipo (Morton & Benny, 1999). ....	37
5.1.6 Número de microorganismos fijadores de Nitrógeno presentes en el suelo (Rosales, 2008) modificado. ....	37
VI. Resultados y discusión .....	40
6.1 Carbonatos, pH y conductividad eléctrica.....	40
6.3 Materia orgánica.....	43
6.2 Densidad de esporas y clasificación por morfotipo .....	45
6.4 Determinación del número de organismos fijadores de Nitrógeno.....	48
VII. Conclusiones.....	50
VIII. Recomendaciones.....	51
IX. Bibliografía .....	52
X. Anexos .....	60



**INDICE DE TABLAS**

**Tabla 1** Clasificación de hongos micorrízicos según Morton y Redecker (2001) ..... 15

**Tabla 2** Medida de tamices utilizados en el proceso de tamizado en húmedo (Mckenney & Lindsey, 1987)..... 36

**Tabla 3** Comparación de medias por el método de Tukey de esporas totales aisladas en las diferentes muestras de suelo, de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017. .... 45



## INDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1:</b> Mapa de las zonas de muestreo en los terrenos del Ingenio Monte Rosa, Municipio El Viejo, Departamento de Chinandega.....	32
<b>Figura 2:</b> Porcentaje de Carbonatos y pH encontrados en los sitios de muestreo de suelo de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017.....	40
<b>Figura 3:</b> Valores de conductividad eléctrica medidos en 11 muestras de sitios de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017.....	42
<b>Figura 4:</b> Porcentaje de materia orgánica en 7g de suelo seco encontradas en las muestras de suelo de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017.....	43
<b>Figura 5:</b> Porcentaje de esporas totales clasificadas por morfotipo encontradas en las muestras de suelo de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017.....	47
<b>Figura 6:</b> Organismos Fijadores de Nitrógeno presentes en 1g de suelo de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017.....	48
<b>Figura 7:</b> Recolección de muestra cerca de plantación de Bambusa vulgaris(Bambú) en suelos Agroforestales del Ingenio Monte Rosa en el año 2016.....	60
<b>Figura 8:</b> Plantación de Tectonia grandis(Teca) en suelos Agroforestales del Ingenio Monte Rosa en el 2016.....	61
<b>Figura 9:</b> Hojarasca presente en el suelo de plantación de Tectonia grandis (Teca) en suelos Agroforestales del Ingenio Monte Rosa en el año 2016.....	62
<b>Figura 10:</b> Plantación de Tabebuia rosea (Roble) con hierba alta en suelos Agroforestales del Ingenio Monte Rosa en el año 2016.....	62
<b>Figura 11:</b> Extracción de esporas por el método de tamizado en húmedo y decantación.....	63
<b>Figura 12:</b> Esporas de hongos micorrízicos vistas a través del estereoscopio a 200x.....	63
<b>Figura 13:</b> Calcinación y determinación de porcentaje de materia orgánica y carbonatos.....	64
<b>Figura 14:</b> Medición de niveles de pH y conductividad eléctrica.....	65
<b>Figura 15:</b> Vertido de medio Winogradsky en placas Petri estériles.....	66
<b>Figura 16:</b> Preparación del inóculo de suelo para placas Petri con medio sólido Winogradsky para cuantificación de organismos fijadores de Nitrógeno.....	66
<b>Figura 17:</b> Inoculación en placas Petri con medio sólido Winogradsky.....	67
<b>Figura 18:</b> Colonias de organismos fijadores de Nitrógeno.....	67



## Resumen

El mal uso del suelo en el país desde los años 80 ha motivado a empresas e instituciones a la búsqueda de medidas para prevenir la pérdida de la capa fértil del suelo y recuperarla, entre ellos la implementación de sistemas agroforestales y uso de bioinoculantes. La densidad de esporas es un elemento importante en la medición de calidad de suelos, por ende, el objetivo de esta investigación fue evaluar la densidad de hongos micorrízicos en los suelos de uso agroforestal. El muestreo se realizó aleatoriamente en 11 zonas, entre 15 y 20 cm de profundidad en municipio El Viejo, Chinandega. Se evaluó pH, conductividad eléctrica, materia orgánica, carbonatos totales, densidad de hongos micorrízicos, organismos fijadores de Nitrógeno. Se hizo análisis de correlación y Tukey. La mayoría de los suelos presentaron pH neutro, excepto el cultivo de musácea asociada a cacao con 4.45 y el valor más alto en conductividad con 0.0702 dS/m. El contenido de materia orgánica osciló entre 3.28% y 10.85%, y carbonatos totales entre 1.14% y 3%. No se encontró correlación entre ninguna de las variables estudiadas con  $p < 0.05$ . La mayor densidad de hongos micorrízicos se encontró en cultivo de maní con 1578 esporas y el más bajo en maíz con 287 esporas en 100g de suelo, obteniendo diferencia significativa entre los cultivos estudiados, excepto en la muestra del bosque de eucalipto y cultivo de maní. Morfológicamente se encontró en mayor cantidad esporas de coloración negra, seguidas por amarillas, café y rojas. En el caso de colonias fijadoras de Nitrógeno el mayor valor fue 238,000 ufc/g y el menor 6,000 ufc/g. Se puede concluir que existe diferencia entre algunos suelos en el contenido de Micorrizas y Bacterias.

**PALABRAS CLAVES:** micorriza, espora, agroforestal, organismos fijadores de Nitrógeno.



## I. Introducción

Nicaragua se ha caracterizado por ser un país agrícola y ganadero, con un historial de excelentes resultados gracias a las condiciones edáficas que posee. Lamentablemente, debido a su pobreza donde el 75% de estos hogares pobres se encuentran en las zonas rurales, así como por el crecimiento demográfico, la problemática ambiental que se acentúa más en esta región es la continua conversión de los bosques a otros usos de la tierra, frecuentemente poco sostenibles, y la degradación de los suelos por las actividades agrícolas (Larrecochea, y otros, 2011).

El 34% del territorio nacional es ocupado por la zona conocida como El Corredor Seco, donde aproximadamente el 80% de la población del país se encuentra asentada en esta área. Una parte de la población se establece en las zonas rurales del país, muchos de ellos se dedican a actividades agrícolas y otros pocos a actividades ganaderas. Sin embargo, a lo largo de los años este territorio ha presentado una tendencia a ampliarse, debido al mal manejo de los recursos naturales, empeorado por los constantes cambios climáticos que azotan año con año, sumado a esto, una producción agrícola en crisis y la falta de empleo que afecta a la nación (MAGFOR, 2013).

El origen de los suelos del pacifico proviene de cenizas volcánicas en la parte norte y central, estos son francos, permiten el laboreo y optimizan la retención de humedad. Aunque existen diferencias entre los suelos del occidente y los que están ubicados en la zona sur del pacifico (Universidad Nacional de Ingeniería, 2012).



En los años 60, el 70% del territorio del pacífico estaba sembrado de cultivos de algodón, frijol, maíz, sorgo y ajonjolí. De 60 a 70 mil manzanas eran cultivadas en el departamento de León, ocasionando un manejo intensivo de los suelos, después de 20 años de explotación ha dado origen a problemas de erosión, desertificación, baja fertilidad y rendimientos productivos (Rodríguez, 2000).

A partir de los años 80, inicia un proceso de retirada del algodón, es decir, la siembra de algodón ya no era tan masiva como lo fue en años anteriores. Este proceso culmina en 1993 cuando el área sembrada con algodón llega a un mínimo histórico. Los altos costos de control de plagas que elevaron los costos de producción y los bajos precios internacionales hacen que el cultivo del algodón deje de ser un cultivo interesante. Los productores de Occidente buscaron alternativas. En lugar de sembrar algodón empezaron a sembrar maní, soya, ampliando las áreas con caña, ajonjolí, etc., aumentando a su vez la degradación de los suelos (Gonzales M. , 2012).

Existen parámetros como pH, conductividad eléctrica, estabilidad de agregados, fracciones de carbono, carbono de biomasa microbiana, respiración microbiana y diversas actividades enzimáticas que son considerados clave para determinar la calidad de los suelos (Ramos, Lesly, Garcia, & Aguilar, 2016).

El componente microbiológico puede servir como indicador del estado general del suelo, pues una buena actividad microbiana en suelo es reflejo de condiciones fisicoquímicas óptimas para el desarrollo de los procesos metabólicos de microorganismos (bacterias, hongos, algas, actinomicetos) que actúan sobre sustratos orgánicos y cultivos asociados; constituyendo un



marcador biológico potencialmente útil para evaluar las perturbaciones que puedan presentarse. Es muy importante en el desarrollo y funcionamiento de los ecosistemas y su fertilidad, pues interviene tanto en el establecimiento de los ciclos biogeoquímicos, como en la formación de la estructura de los suelos (Ramos & Zuñiga, 2008).

En la búsqueda del hombre por encontrar alternativas que amortigüen la contaminación de los suelos, se ha destacado el uso de biofertilizantes como contraste a la utilización de fertilizantes químicos. La manipulación de organismos que intervienen en la fertilidad del suelo y nutrición vegetal es una técnica efectiva en el mejoramiento de ecosistemas agrícolas y forestales, además de su conservación (Evaluación internacional del conocimiento, ciencia y tecnología en el desarrollo agrícola, 2009).

En 1884, Franck realizó investigaciones sobre la interacción hongo-planta, donde descubre la importancia de las micorrizas en el aporte de nutrientes y protección contra el estrés ambiental. Aparentemente, las especies de hongos micorrízicos no tienen especificidad en la elección de sus hospederos. (Barrer, 2009) Sin embargo, las diferencias en los efectos que las especies de hongos micorrízicos causan sobre el crecimiento de los individuos de especies vegetales, indican que éstas responden a especies específicas de hongos micorrízicos y consecuentemente, se da un aumento en la diversidad y productividad de las plantas en un ecosistema determinado (Prieto Benavides, y otros, 2012).

Conocer el estado de los suelos agroforestales y específicamente, las asociaciones micorrizógenas en los mismos, contribuye a un mejor manejo y explotación de los recursos



edafológicos del país, así como un aprovechamiento viable de los recursos económicos y su posterior ganancia vía mayor productividad de los campos agroforestales nacionales.

Por las razones descritas anteriormente con esta investigación se pretende dar a conocer el estado de los suelos en plantaciones agroforestales del ingenio Monte Rosa respecto a la colonización micorrízica presente en estos, con la finalidad que estos datos sean útiles en un futuro para un mejor uso y aprovechamiento de los suelos, sirviendo de guía para posteriores investigaciones.



## **II. Objetivos**

### **2.1 General**

-Realizar comparaciones de densidad de hongos micorrízicos en zonas de uso agroforestal en el departamento de Chinandega.

### **2.2 Específicos**

-Evaluar y comparar los niveles de pH, conductividad eléctrica, materia orgánica y porcentaje de carbonatos presentes en cada suelo.

-Determinar la densidad de esporas y morfotipo de micorrizas existentes en suelos de uso agroforestal.

-Realizar el conteo de microorganismos fijadores de Nitrógeno presentes en los suelos agroforestales.

## **III. Hipótesis general**

La densidad de esporas de hongos micorrízicos presenta diferencias significativas en los sitios muestreados.



## IV. Marco de referencia

### 4.1 El suelo

El suelo está compuesto por minerales, materia orgánica, diminutos organismos vegetales y animales, aire y agua. Es en esencia la cuna de todos los recursos naturales y elementos de la biodiversidad. Sin el suelo no puede haber fauna, flora, agua; sin mencionar la relación que existe en la producción de alimentos, energías, soporte para infraestructuras, prácticas sociales y en general todos los actos humanos realizados sobre el suelo que pisamos a diario (TECPA, 2016). Es una capa delgada que se ha formado muy lentamente, a través de los siglos, con la desintegración de las rocas superficiales por la acción del agua, los cambios de temperatura y el viento. Las plantas y animales que crecen y mueren dentro y sobre el suelo son descompuestos por los microorganismos, transformados en materia orgánica y mezclados con el suelo (Sánchez M. C., 2016).

Se consideraba tradicionalmente que el suelo, era capaz de soportarlo todo, es decir, que se podía poner o verter sobre la cualquier cosa sin alterar las condiciones y capacidades del mismo, sin embargo, todo esto se descubrió que fue mentira. Las capacidades de depuración del suelo existen, pero a un ritmo tan a largo plazo, que no es posible impedir graves problemas de contaminación o afectación en la escala de tiempo humana, donde es fácil comprobar la pérdida de materia orgánica y minerales de la composición del manto edáfico (ITGE, 2005).

Los minerales que componen los diferentes horizontes del suelo provienen de la roca madre, que se deshace lentamente, estos pueden ser tan variados como lo sea la naturaleza de la roca madre en la que se implanta, aunque existen tendencias en la mineralogía de los suelos hacia la formación



de fases minerales que sean estables en las condiciones termodinámicas del mismo (Higueras & Oyarzum, 2009). También pueden ser aportados por el viento y el agua, que los arrastran desde otras zonas erosionadas. La materia orgánica es el producto de la descomposición de vegetales y animales muertos. Puede almacenar gran cantidad de agua y es rica en minerales (Wordpress, 2016).

El agua y el aire ocupan los poros, que son nada más que espacios entre innumerables partículas de suelo que se producen por las irregularidades de su forma y tamaño. La distribución y tamaño de los poros es importante, debido a que una excesiva cantidad de poros pequeños origina suelos compactos, pesados, húmedos y un pobre crecimiento de las raíces. En contraste, demasiados poros grandes forman suelos sueltos que se secan rápidamente. Es decir, cuanto más pequeño es el poro, más difícil es para la planta absorber agua del suelo (Plua, 2015).

#### **4.2 Tipos de suelo de Nicaragua**

Los suelos de Nicaragua se han clasificado en órdenes principales dependiendo del origen. También existe otra clasificación, que es la combinación de suelos y climas, lo que sirve para definir el uso potencial del mismo en la planificación agropecuaria. Esta clasificación se da en órdenes principales dependiendo del origen identificados como molisoles, inseptisoles, altisoles, ultisoles, vertisoles, entisoles, histosoles entre otros. Es por eso que muchas veces se hacen análisis dependiendo de las características fisiográficas (relieve), y clima lo que ayuda a definir las condiciones de los suelos en las regiones geográficas (Hudiel, 2012).



Fisiológicamente, Nicaragua está dividida en tres macro regiones, todas y cada una de ellas con características únicas que ubican a los suelos del país como los más fértiles y productivos de América Central (Centro de Exportaciones e Importaciones, 2017).

#### **4.2.1 La Costa Caribe y la región central.**

Mientras que la costa caribe presenta suelos ácidos e infértiles debido a la alta pluviosidad que se encuentra en la zona, la región central de Nicaragua tiene los suelos más fértiles del país, donde hay disponibilidad de aguas subterráneas, permitiendo el desarrollo de una agricultura intensiva. La zona del caribe posee prácticamente suelos aluviales, formados a través de la sedimentación y arrastre que hacen las aguas de los ríos y van quedando en las orillas. En las zonas del valle de Jalapa, Sébaco y Pantasma, existen pendientes pronunciadas que permiten realizar cultivos de hortalizas y algunas frutas como uvas, las cerezas entre otras, para evitar la erosión. (Cano, s.f.).

#### **4.2.2 El Pacífico**

Los suelos de Occidente siguen considerados como los mejores de Centroamérica, dada la textura y capacidad de retención de nutrientes. Estos son del tipo vertisoles, orientados a la producción de arroz, caña de azúcar y otros. A consecuencia de la disgregación, transporte y alteración de las rocas es la formación de diversos tipos de terrenos sobre la superficie de la tierra, llamados suelos.

Las propiedades físicas del suelo junto con las químicas y biológicas determinan entre otras la productividad de los suelos. Los conocimientos básicos sobre las propiedades físicas y químicas han permitido conocer mejor las actividades agrícolas vitales, como el laboreo, la fertilización, el



drenaje, la irrigación, la conservación de suelo y aguas, así como el manejo de residuos y cosecha. La conformación del suelo depende de un perfil, o sea un corte, que va desde los primeros centímetros de la superficie hasta llegar a la roca madre (Castillo X. , 2011).

Cano (s.f.) clasifica los suelos en Nicaragua de la siguiente manera:

- A. De origen volcánico.
- B. Suelos arcillosos, el sonsocuite, o arcilla negra de los trópicos.
- C. Suelos arenosos ácidos.
- D. Los suelos aluviales.
- E. Los suelos pedregosos o litosuelos.
- F. Los suelos de tobas, brechas y conglomerados de diversas texturas

#### **4.3 Horizontes del suelo**

Es la serie de niveles horizontales que se encuentran en el interior del mismo y que presentan distintas características de textura, composición, adherencia y otras. El perfil del suelo es la forma en como están ordenados verticalmente todos estos horizontes (FAO, 2000).

Clásicamente, se distingue en los suelos completos o evolucionados tres horizontes fundamentales que desde la superficie hacia abajo son:



- Horizonte O, “Capa superficial del horizonte A”
- Horizonte A, o zona de lavado vertical: Es el más superficial y en él enraíza la vegetación herbácea.
- Horizonte B o zona de Precipitado: En él se depositan los materiales arrastrados desde arriba, principalmente materiales arcillosos, óxidos e hidróxidos metálicos.
- Horizonte C o subsuelo: Está constituido por la parte más alta del material rocoso in situ, sobre el que se apoya el suelo, más o menos fragmentado por la alteración mecánica y la química.
- Horizonte D, horizonte R o material rocoso: es el material rocoso subyacente que no ha sufrido ninguna alteración química o física significativa.

Los caracteres, textura y estructura de los horizontes pueden variar ampliamente, pudiendo llegar de un horizonte A de centímetros a metros (Silva, 2014).

#### **4.4 Nutrientes del suelo**

Los elementos minerales de un suelo, necesarios para la alimentación de las plantas pueden encontrarse en muy diversas formas. No todas ellas son aptas para ser absorbidas por las raíces (Ibañez, 2006).

En síntesis, se puede decir que una cantidad suficiente y adecuada disponibilidad de estos nutrientes en el suelo son fundamentales para el correcto desarrollo de la vegetación, sin embargo, la presencia de una cantidad suficiente de elementos nutritivos en el suelo no garantiza por sí misma



la correcta nutrición de las plantas, pues estos elementos han de encontrarse en formas moleculares que permitan su asimilabilidad por la vegetación (Basaure, 2011).

#### **4.4.1 Macronutrientes.**

Son elementos que las plantas requieren en cantidades más o menos abundantes para asegurar el crecimiento y supervivencia de las mismas. La existencia en los suelos, de grandes cantidades de elementos nutritivos en formas inalteradas, tanto formando parte de los minerales de la roca madre, como incorporados a moléculas orgánicas complejas, constituyen una reserva a largo plazo de éstos, los cuales pueden ser aprovechados por las plantas de diversos tamaños, entre los que se encuentran los macronutrientes (Castillo M. , 2015).

Los macronutrientes son absorbidos por las plantas en cantidades superiores que los micronutrientes. Estos son indispensables para el proceso de transferencia de energía y, además, se constituyen en los componentes esenciales de la vida vegetal, como proteínas, ácidos nucleicos y clorofila (Gil, 2002).

Dentro del grupo de los macronutrientes, conviene distinguir entre elementos primarios (N, P y K) y secundarios (Ca, Mg y S) (Fernandez, Gonzales & Vázquez, 2009).

#### **4.4.2 Elementos primarios.**

En la mayoría de los cultivos, las necesidades de las plantas son superiores a las reservas existentes en forma asimilable de los elementos en el suelo, por lo que es necesario realizar aportes mediante el uso de fertilizantes.



#### **4.4.3 Elementos secundarios.**

Las cantidades de estos elementos presentes en el suelo suelen cubrir las necesidades de los cultivos, por lo que, en general, no es preciso realizar aportes de ningún tipo al suelo. Este grupo de elementos comprende Ca, Mg y S.

#### **4.4.4 Micronutrientes**

Son aquellos elementos que las plantas necesitan indispensablemente para completar su ciclo vital, sin importa que la cantidad necesaria sea pequeña. Los micronutrientes más utilizados son Boro, Manganeseo, Hierro, Zinc y Molibdeno. Mucho de los micronutrientes son incorporados en distintas cantidades y combinaciones en los fertilizantes y al igual que los componentes primarios y secundarios, deben solubilizarse en agua antes de iniciar la aplicación de estos (Castro, Fazio, Scasso, & Tourn, 2004).

Sin embargo, actualmente la proporción de éstas se ha visto disminuida, ya que, tanto los fabricantes como los compradores, favorecen los fertilizantes con elevada concentración en los elementos principales, es decir, en los macronutrientes. El contenido total de micronutrientes en el suelo es resultado del material de partida y de los procesos edafológicos que se presenten (Fernández A. , 2014).



#### **4.5 Generalidades de la microbiota del suelo**

La biota microbiana presente en el suelo tiene una importante acción en la regulación de los ecosistemas terrestres, la cual influye directamente en la diversidad, estructura y productividad de las comunidades vegetales, las cuales durante años han sido documentados y medidos a través de parámetros indicadores de organismos y seres vivos como índices de biodiversidad (van der Heijden, Bardgett, & van Straalen, 2008).

La búsqueda de parámetros indicadores en el suelo se ha realizado de manera lenta y azarosa, en el cual los resultados obtenidos son difíciles de interpretar. De la misma manera, muchos autores señalan y sugieren que el cálculo de índices, combinando diferentes variables, permite interpretar con mayor grado de exactitud la dinámica de los procesos biológicos que ocurren en el suelo (Filip, 2002).

Diferentes especies de bacterias y hongos degradan la materia orgánica, dejando disponibles nutrientes de fácil asimilación para las plantas, las cuales son absorbidas directamente por las raíces o a través de microorganismos simbióticos a las raíces. Uno de estos microorganismos son las micorrizas, las cuales cohabitan con agentes patógenos que atacan a las plantas y muchas veces, en simbiosis con otros que en conjunto producen un efecto supresor sobre aquellos que dañan o reducen el funcionamiento y producción de las plantas (Rodríguez-Echeverría, 2009).

Las micorrizas (del griego myces, hongo y rhiza, raíz) es la asociación entre la hifa de ciertas especies de hongos (micobiontes) y las raíces de las plantas en contacto con el suelo (fitobiontes). El término "micorriza" fue acuñado por Frank, patólogo forestal alemán, en 1877, al estudiar las



raíces de algunos árboles forestales. Para 1900, el botánico francés Bernard resaltó su importancia al estudiar las orquídeas (Camargo-Ricalde, 2012).

A través de esta simbiosis, la planta perteneciente a la unión le proporciona al hongo carbohidratos y un microhábitat para realizar y completar su ciclo de vida, en contraste, el hongo facilita la captación de agua y otros minerales que tienen baja concentración y disponibilidad en el suelo, principalmente Fósforo. Además, brinda ciertas defensas contra patógenos presentes en el suelo, incluyendo nemátodos. Ambos, hongo y planta, salen mutuamente beneficiados, por lo que la asociación se considera como un "mutualismo". Evidencias fósiles y estudios moleculares sugieren que la asociación micorrícica se originó hace 462-353 millones de años a.c (años antes de Cristo) y, desde entonces, su formación es indispensable para el éxito ecológico de la mayoría de las plantas sobre la Tierra (Tarqui, Narváez, & Larralde, 2011).

#### **4.5.1 Diversidad taxonómica de las micorrizas.**

Los estudios realizados con micorrizas, principalmente se han enfocado en la forma en que la planta responde a la infección, sin importar el endófito, dando la impresión que estos hongos son funcionalmente equivalentes. Pero a pesar de esto, estudios han demostrado que estos hongos tienen una gran diversidad fisiológica y probablemente han desarrollado adaptaciones específicas a las condiciones ambientales y edáficas en las que se desarrollan. Se ha observado que las plantas micorrizadas se benefician en diferente magnitud dependiendo de los hongos micorrízicos que las colonicen (Smith & Jakobsen, 2000).



A pesar de los importantes beneficios que las micorrizas aportan a las plantas, muchos países, principalmente aquellos donde la agricultura es la actividad económica más fuerte, carecen de recursos necesarios para realizar investigaciones sobre biofertilizantes nuevos.

Los hongos que forman micorriza arbúscular, se ubican en el orden Glomales de la clase Zygomycetes y comprenden ocho géneros con alrededor de 150 especies. Morton y Redecker (2001), clasifican a los hongos micorrízicos de la siguiente manera.

**Tabla 1** Clasificación de hongos micorrízicos según Morton y Redecker (2001)

<b>Orden</b>	<b>Suborden</b>	<b>Familia</b>	<b>Géneros</b>
<b>Glomales</b>	<b>Glomineae</b>	<b>Glomaceae</b>	<b>Glomus</b>
			<b>Sclerocystis</b>
		<b>Acaulosporaceae</b>	<b>Acaulospora</b>
			<b>Entrophospora</b>
	<b>Gigasporineae</b>	<b>Gigasporaceae</b>	<b>Gigaspora</b>
			<b>Scutellospora</b>
		<b>Paraglomaceae</b>	<b>Paraglomus</b>
		<b>Archaeosporaceae</b>	<b>Archaeospora</b>



## **4.5.2 Morfología.**

**4.5.2.1 Arbúsculos.** Los hongos formadores de micorrizas cuando se ponen en contacto con la raíz forman una estructura sobre las células epidérmicas vegetales conocida como “apresorio” y a partir de este cuerpo se producen las hifas que son filamentos tubulares, que penetran la epidermis radicular hasta llegar a la endodermis sin atravesarla, allí comienza su ramificación para formar los arbúsculos, que tienen un tamaño comparable al de las mitocondrias y su vida aproximada es de 1 a 3 semanas, después de lo cual se colapsa y parte de él se reabsorbe hacia el citoplasma hifal y el resto de componentes permanecen en la célula hospedera, rodeados por el plasmalema (Gonzales A. M., 2013)

**4.5.2.2 Vesículas.** Son las estructuras de almacenamiento de los hongos, cuya formación de sustancias como lípidos es posterior a la de los arbúsculos y tiene lugar a partir del hinchamiento de una hifa generalmente terminal. Esta estructura principalmente en las especies del género **Glomus** puede llegar a engrosar sus paredes y convertirse en esporas (Varela & Trejo, 2001).

**4.5.2.3 Micelio externo o extramátrico.** Componente importante en la simbiosis, formado por las hifas principales, gruesos y ramificados dicotómicamente, así como por hifas también ramificadas, siendo las encargadas de la absorción del fósforo y otros nutrientes de lugares donde las raíces no pueden acceder por sí mismas. Pero cuando el sustrato se agota el citoplasma de las hifas finas se retrae hacia la hifa principal donde se forman septos. Este fenómeno puede ser un indicador de deficiente aireación y/o agotamiento de nutrientes del suelo, entre otros (Sociedad Española de Ciencias Forestales, 2005).



**4.5.2.4 Esporas.** Son órganos de conservación sexual o asexual de las micorrizas y se forman sobre el micelio extramático. Se pueden encontrar dos clases de esporas: las Clamidosporas que son células especializadas formadas de manera asexual y que agrupa a los géneros **Glomus** y **Sclerocystis**. Y las azigosporas que son esporas formadas sexualmente y que agrupa a los tres géneros: **Gigaspora**, **Acaulospora** y **Entrophospora** (Velandia, 2006).

#### **4.5.3 Tipos de micorriza.**

Existen aproximadamente unas 5.000 especies de hongos con carpóforos (principalmente **Basidiomycetes**), los cuales están asociados a árboles forestales en regiones boreales y templadas, estableciendo algún tipo de simbiosis micorrízica (Aguilar, 2005).

Los árboles tropicales presentan en casi la totalidad de las raíces de estas asociaciones con hongos inferiores microscópicos. Estos hongos, aunque presentes en casi todo el planeta, asociados con casi todas las plantas verdes, establecen otro tipo de micorrizas y no pertenecen más que a 6 géneros y alrededor de un centenar de especies (Iriarte, 2009)

Los dos tipos más comunes, más extendidas y más conocidas son las ectomicorrizas y las endomicorrizas. Cada tipo se distingue sobre la base de la relación de las hifas del hongo con las células radicales del hospedador (Coll, 2001).



#### **4.5.3.1 *Ectomicorriza.***

Se forman entre los hongos y las raíces de alrededor del 2% de las especies de plantas. Estas tienden a estar compuestas de plantas leñosas, incluyendo especies de pinos y rosas (Smith & Read, 2010).

Las ectomicorrizas son diferentes en sus capacidades en lo que, a transporte y absorción de nutrientes se refiere, usados para promover el crecimiento de la planta asociada. Las ectomicorrizas mejoran el estado fisiológico de los fitobiontes a través de un incremento de la absorción de agua debido a que el micelio que se extiende por el suelo el cual se convierte en un órgano de absorción que llega a tener dimensiones con una razón raíz: micelio de 1:105; también juegan un papel importante en la protección de la planta contra factores ambientales adversos como: sequía, presencia de patógenos y de metales pesados, entre otros (Valdéz, Parra, Camacho, & Gonzales, 2010).

#### **4.5.3.2 *Endomicorrizas.***

Este tipo de micorriza provoca cambios estructurales en la raíz. Generalmente no se observa un gran crecimiento de hifas en la superficie de la raíz, sin embargo, hay una red miceliar interna. El micelio penetra en la raíz, donde inicialmente es intercelular, pero luego penetra en el interior de las células radicales, desde la rizodermis hasta las células corticales. Una raíz endomicorrizada no puede distinguirse a simple vista de una raíz no micorrizada sin la ayuda de un microscopio y técnicas especiales de tinción diferencial. La distribución del sistema hifal dentro de las raíces varía considerablemente porque es afectado por el hospedero. Las hifas intracelulares son encerradas por una vaina delgada de citoplasma celular, pero están separadas de él por plasmalema de la célula,



sintetizado de nuevo y por una zona compacta de apariencia similar a la pared celular cortical (Khalil Gardezi, y otros, 2000).

Las hifas corticales de las endomicorrizas se desarrollan inter o intracelularmente, ya sea en forma longitudinal o radial; pueden ser lineales, curvadas o irregulares y se localizan en la porción central de las células que circundan el cilindro vascular.

Una vez dentro de las células, forma minúsculas arborescencias muy ramificadas que se llaman arbuscúlos. Estos arbuscúlos son los que aseguran una gran superficie de contacto entre ambos simbiontes. Estos arbuscúlos tienen una vida efímera, de algunos días hasta algunas semanas, y siempre terminan por ser digeridos por la planta hospedadora. También en el interior de la raíz se encuentran comúnmente vesículas, que son los órganos de reserva del hongo. Por la producción de estas vesículas y arbuscúlos, estas micorrizas reciben comúnmente el nombre de vesícula-arbusculares (Fundación Hondureña de Investigación Agrícola, 2009).

#### ***4.5.3.3 Otros tipos de micorriza.***

***4.5.3.3.1 Micorrizas ericoides.*** Son aquellas asociadas a brezos y plantas afines. En síntesis, es una relación simbiótica entre un hongo y la raíz de una planta del orden Ericales. El hongo es un **Ascomycete** o **Basidiomycete** (como por ejemplo un **Boletus**), que forman, dependiendo de la planta, un manto o rudimento del mismo, formando o no una red de Hartig. Este hongo permite a la plantas infectadas obtener nutrientes en suelos pauperizados (Read, 2015).



**4.5.3.3.2 Micorrizas orquioides.** Son las micorrizas que se forman en las orquídeas cuando ésta es una semilla, estas son llamadas de ovillo, y tal vez representan el tercer tipo más importante de micorrizas, ya que estas plantas son dependientes en estado juvenil, de su hongo simbiote. La planta al principio cuenta con pocas reservas, por lo que para germinar necesita la presencia de un hongo que le aporte nutrientes hasta que la planta sea capaz de fotosintetizar. Una vez que la planta crece y fotosintetiza, generalmente se independiza del hongo. El hongo es por lo general un **Basidiomycete** (Martínez, s.f).

#### **4.5.4 Colonización micorrízica.**

Antes de iniciar la infección, se da una identificación mutua entre la planta que será la hospedadora de la infección y el hongo en la rizosfera, en regiones cercanas a las raíces nutricias. Las sustancias exudadas por la raíz parecen ser causa de este reconocimiento, las cuales provocan el crecimiento del micelio y producen un biotropismo positivo del hongo hacia la raíz. Seguido a esto, se produce el contacto intercelular al formarse una estructura micótica llamada apresorio. En tercer lugar, se producen cambios morfológicos y estructurales tanto en los tejidos colonizados por el hongo, como en la organización de la pared celular del simbiote fúngico. Posteriormente se produce la integración fisiológica de ambos simbioses, y por último se produce una alteración de las actividades enzimáticas, que se coordinan entre los simbioses para integrar sus procesos metabólicos (Alarcón, Pérez, Tarango, & Marcías, 2004).

#### **4.6 Efecto de las micorrizas en las plantas**

Las micorrizas funcionan a varios niveles, incitando variaciones morfológicas y anatómicas en las plantas hospederas como cambios en la relación tallo raíz, en la estructura de los tejidos



radicales, en la cantidad de cloroplastos, acrecentamiento de la lignificación, cambios de los balances hormonales; efectos que no son sólo explicables como una simple mejora nutritiva de la planta debida al aumento de eficacia en la absorción de nutrientes por la raíz gracias a la formación de la micorriza, sino que responde a cambios metabólicos más profundos y complejos debidos a la integración fisiológica de los simbioses (Ramirez, 2012).

Además de eso, otro de los efectos más atrayentes de los hongos micorrízicos es su función en relación con el ecosistema en el que se desenvuelven; así interaccionan con diversos microorganismos de la micorrizosfera instituyendo provechosas simbiosis con unos y compitiendo con otros, generalmente de tipo patógeno, e incluso interactuando con la microfauna encontrada en la rizosfera (Moser & Haselwandter, 2002).

#### **4.7 Factores que influyen en el desarrollo de las micorrizas**

##### **4.7.1 Físicos (Pérez, Rojas, Montes, & Donicer, 2011).**

###### ***4.7.1.1 Temperatura.***

Los rangos de temperatura del suelo para la formación de la simbiosis pueden variar entre 18 y 40°C, con un óptimo cercano a los 30°C. Se ha observado que la combinación humedad - temperatura del suelo tienen mayor efecto en la colonización encontrándose rangos óptimos para algunos géneros de hongos micorrízicos.

###### ***4.7.1.2 Compactación del suelo.***

El efecto de la compactación del suelo se refleja en características del suelo como la estructura, porosidad, potencial hídrico, susceptibilidad a la erosión y crecimiento de la planta, especialmente



del sistema radicular con cambios en longitud de raíz, peso seco, toma de Fósforo iónico (Pi) y capacidad de formación de micorriza, como las mostradas en experimentos realizados con *Gigaspora margarita*, que se refleja en el crecimiento de *Cajanus cajan*.

Los suelos compactados reducen la fertilidad del suelo y la distribución de las raíces de las plantas y de las hifas de las micorrizas en la rizosfera. Otro factor físico que afecta el funcionamiento de las micorrizas, es la intensidad del pastoreo producidos por animales herbívoros. Encontraron que tres especies de pastos, sometidas a defoliaciones, responden diferentemente con respecto a los cambios en la dinámica de micorrización. En **Digitaria** y **Lolium** la colonización disminuyó, pero la cantidad de hifas en el suelo no fue afectada. De otra parte, **Themeda**, quien es susceptible al pastoreo, no mantiene cantidades de hifas en el suelo después de la defoliación (Perez, 2011).

#### **4.7.1.3 Humedad.**

Ming & Hui (1999), mostraron que el déficit de humedad (-1,5 a -2,0 MPa) no afecta ni la colonización ni la toma de Pi por hongos micorrízicos, aunque otros estudios realizados por Simpsons & Daft, (1990), encontraron reducción en producción de esporas de **Acaulospora** y **Glomus** en maíz y sorgo, además plantas de trigo micorrizadas mostraron, bajo diversas condiciones de estrés hídrico, incremento en área foliar, biomasa radical, biomasa total y producción de grano.

En condiciones de campo, plantas micorrizadas sometidas a estrés hídrico muestran mejores respuestas a irrigación post estrés en producción y biomasa, que plantas no micorrizadas. Los



mecanismos asociados al incremento en tolerancia al estrés hídrico de plantas micorrizadas están relacionados con el incremento en toma de agua por las hifas alteración de niveles de hormonas que producen cambios en conductancia estomatal, incremento en el turgor por reducción del potencial osmótico foliar, mejoramiento nutricional del hospedero y mejoramiento de la recuperación de la planta después del estrés manteniendo un continuo raíz-suelo Davies, (1984).

#### ***4.7.1.4 Conductividad eléctrica.***

Cuando se habla de Conductividad Eléctrica de un suelo, usualmente se hace referencia a la Conductividad Eléctrica de su extracto de saturación. La Conductividad Eléctrica, como tal, es determinada en un medio líquido. Se supone, aunque esto aún no ha sido demostrado, que dicha conductividad corresponde a la Conductividad Eléctrica del líquido intersticial del suelo, esta última aseveración adolece de una falla: para determinar la Conductividad Eléctrica de un suelo es necesario agregarle más agua y esta última contribuye a diluir el contenido de sales de la solución intersticial, rebajando su conductividad original (Sáenz, 2002).

#### **4.7.2 Químicos.**

##### ***4.7.2.1 pH.***

El pH influye sobre la solubilidad del Fósforo, y sobre solubilidad y disponibilidad de otros elementos hacia las raíces de las plantas en el suelo, incluyendo Hierro, Manganeso, Cobre, Zinc y cantidades tóxicas de Aluminio. Este tiene la capacidad de modificar el grado de solubilidad de los minerales. Ejemplo de esto es el Aluminio, el cuál es más soluble en agua edáfica a un pH bajo, pudiendo de esta manera ser absorbido por las raíces, sin embargo, puede ser tóxico a ciertas concentraciones. Los niveles altos de pH, por ejemplo, en minerales como fosfato de Calcio, dan



como resultado una baja disponibilidad de este con vistas a ser absorbidos en favor de la nutrición de las plantas (Ibáñez, 2007).

Las respuestas de las micorrizas al pH del suelo son variables, encontrándose respuestas positivas de algunos hongos micorrízicos en pH ácidos y de otros en pH alcalino, así como respuestas positivas negativas o neutras al enclamiento. El efecto del pH puede estar relacionado con la disponibilidad de Fósforo iónico, lo cual puede afectar la función de los hongos micorrízicos, aunque se considera que los hongos micorrízicos pueden tolerar condiciones adversas de pH por modificación de la micorrizósfera durante el proceso de toma de nutrientes. En general, se considera que los hongos micorrízicos se adaptan al pH del suelo de su origen y por ello se puede convertir en un factor limitante para el establecimiento de hongos micorrízicos (Paredes & Chamorro Carlos, 2010).

#### ***4.7.2.2 Nitrógeno.***

El Nitrógeno es el gas más abundante de nuestro planeta, comprendiendo un 78% del total de los gases atmosféricos; este también es el componente principal de las proteínas, las coenzimas, los ácidos nucleicos y demás componentes celulares (Martín & Soto, 2014).

Un 90% del Nitrógeno del suelo se encuentra de manera orgánica, es decir que no es directamente asimilable por las plantas sino hasta sufrir un proceso de transformación denominado mineralización. A su vez, el Nitrógeno mineral del suelo, se encuentra en forma de Amonio y de nitrato. Ambas formas son asimilables por las plantas, pero la mayor parte del Nitrógeno es absorbido en forma de nitrato. Por otra parte, el Amonio se encuentra en el suelo adsorbido en el



complejo de cambio, fijado en las redes cristalinas de determinadas arcillas o en la solución del suelo. El Amonio fijado en las arcillas no es fácilmente cambiabile, pero la acción de ciertos cationes provoca la expansión de las arcillas, pudiendo liberarse y pasar a la solución del suelo.

Muchas veces, el nitrato es arrastrado a partes profundas del suelo por efecto de la lluvia o el exceso de riego, dificultando la absorción por parte de las plantas, esto depende directamente de la cantidad de las lluvias, de la dosis de riego y de la capacidad de retención de humedad del suelo. A su vez, los movimientos ascendentes del agua a la superficie, durante las estaciones secas, pueden provocar el ascenso de los nitratos a horizontes superficiales del suelo (AGROES, 2011).

Los altos niveles de Nitrógeno en el suelo tienen efectos negativos sobre el desarrollo de las micorrizas y la estimulación del crecimiento en las plantas, estos efectos pueden ser también influenciados por la disponibilidad del Fósforo en el suelo. 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 & Duniway, 1991).

#### ***4.7.2.3 Carbonatos.***

El carbonato, es un componente natural de muchos suelos en el mundo y la distribución y la cantidad de éste, influyen en la fertilidad del suelo. Son minerales frecuentemente formados por procesos de edafogénesis, este debido a su alta solubilidad, tiende a acumularse en horizontes profundos del suelo. Una excepción a esto se da en suelos de regiones climatológicas semi áridas y con abundantes rocas carbonatadas (ITGE, 2005).



El aumento de carbonato de calcio en el suelo por lo general conduce a muchos problemas relacionados con la fertilización y la disponibilidad nutrientes. Los carbonatos ejercen un efecto importante sobre las propiedades químicas del suelo de suelos calcáreos, como la disponibilidad de nutrientes y la fijación de Fósforo (Sarmadiah & Keshavarzi, 2010).

#### **4.7.3 Biológicos.**

##### ***4.7.3.1 Materia orgánica.***

La materia orgánica procede tanto de la descomposición de los seres vivos que mueren sobre ella, como de la actividad biológica de los organismos vivos que contiene: lombrices, insectos de todo tipo, microorganismos, etc. Es uno de los parámetros del suelo que afecta la composición de hongos micorrízicos, así como también el pH, los niveles de nutrientes y los contenidos de fenoles. Estudios realizados en suelos ácidos de Colombia han mostrado una correlación positiva entre abundancia y diversidad de hongos micorrízicos, especialmente de los géneros **Acaulospora**, **Scutellospora** y **Entrophospora**, mientras que el pH del suelo presenta una correlación positiva con número total de esporas y número de espora del género **Glomus**, y correlación negativa con el número de esporas de los géneros **Entrophospora** y **Gigaspora** (Serralde & Ramirez, 2004).

##### ***4.7.3.2 Organismos fijadores de Nitrógeno.***

La fijación del Nitrógeno molecular del aire, esto es, su reducción a Amoniac y su transformación a otras formas nitrogenadas útiles para una célula como aminoácidos, constituye un proceso de la mayor importancia en la biosfera (Caselles, 2000).



Para ser utilizado en el crecimiento de las plantas, este debe ser reducido y luego fijado en la forma de iones de Amonio. El proceso mediante el cual se realiza esta fijación es llamada Fijación Biológica del Nitrógeno. Este proceso puede ser llevado solamente por un limitado número de microorganismos, entre los que se encuentran bacterias, algas verde-azules y actinomicetos, los cuales pueden fijar el Nitrógeno viviendo libremente o formando asociaciones (Figuroa, 2004). La mayoría de las leguminosas pueden fijar al Nitrógeno atmosférico, lo mismo que unas 250 o más especies de plantas no leguminosas, llamadas actinorrícas. La fijación del Nitrógeno por las leguminosas requiere la cooperación de la planta huésped con bacterias presentes en sus nódulos radiculares, por ello se denomina *Fijación simbiótica del Nitrógeno* (Ibañez, 2006).

Entre los seres vivos, los únicos capaces de llevar a cabo la fijación de Nitrógeno (N) son organismos procariotas. Estos organismos fijadores de N o diazótrofos llevan a cabo este proceso gracias al complejo enzimático nitrogenasa que se encuentra exclusivamente en organismos procariotas (Universidad Pública de Navarra, s.f.).

Se ha visto un efecto benéfico de las bacterias fijadoras de Nitrógeno como **Azotobacter** y **Azospirillum**, donde las bacterias aumentan la asimilación de nutrientes para las plantas, mejorando la producción y crecimiento de estas (Jaramillo, 2011).

Las bacterias aerobias dependen en gran medida de las condiciones de humedad, oxígeno y materia orgánica, y las anaerobias son predominantes en suelos anegados donde existen las condiciones de humedad y materia orgánica, pero el suministro de oxígeno está restringido, aunque



en los suelos tropicales, la fijación biológica de Nitrógeno con las condiciones requeridas de humedad, materia orgánica y temperatura es por lo general alta (Allan & Graham, 2004).

#### **4.8 Importancia de las micorrizas para las plantas**

Un sin número de ventajas de la colonización por hongos micorrízicos son de gran importancia para las plantas, el suelo y los ecosistemas en general. Para las plantas, las secreciones del micelio externo a la raíz, estimulan el aumento de las poblaciones de bacterias iniciadoras del crecimiento vegetal; permite un mayor beneficio del agua y los nutrientes del suelo, al explorar zonas que la raíz no alcanza; otorga mayor resistencia a la sequía y a la salinidad del suelo; aminora el ataque de patógenos de la raíz al competir por espacio; además de crear un estado fisiológico óptimo que garantiza una mejor defensa (Fernández R. , 2008).

Las micorrizas cumplen funciones muy importantes en el ecosistema:

- Mejoran la absorción de nutrientes en el suelo: pueden usar formas orgánicas e inorgánicas de Nitrógeno y Fósforo, pueden aprovechar el Amonio y los nitratos, y acceden a fuentes de Fósforo no disponibles para las plantas.
- Aumentan la absorción de agua
- Protegen a la raíz frente a parásitos
- Interaccionan con otros microorganismos

Como consecuencia, se produce una mejora en el crecimiento y en la nutrición vegetal. Las plantas que no tienen micorrizas son más débiles y pequeñas que aquellas que presentan estas asociaciones. Además, se piensa que las micorrizas tuvieron mucho que ver en el proceso por el



que las plantas colonizaron la tierra hace más de 400 millones de años. Se cree que una relación similar entre un hongo y un alga verde pudo haber ayudado a esta a sobrevivir fuera del entorno acuático (González, 2012).

Por ende, las micorrizas tienen un papel esencial en la restauración de ecosistemas degradados y es preciso tenerlas en cuenta cuando se realizan cultivos de plantas en vivero para reforestaciones.

También las micorrizas son fundamentales en el establecimiento y funcionamiento de los ecosistemas terrestres, pues son las responsables de la dinámica y estructura de las poblaciones y comunidades vegetales, además, parece que los hongos micorrízicos fueron decisivos en la colonización inicial del medio terrestre por las plantas ya hace 400 millones de años, por lo que su importancia radica desde el principio de la colonización de las plantas (Universidad Politécnica de Valencia, 2015).

En los ecosistemas tropicales la absorción del fósforo ocurre pobremente sobre la superficie del suelo, en donde los hongos micorrízicos ayudan y propician una mejor absorción de este importante nutriente, así como fosfatos, Nitrógeno y otros nutrientes que las plantas necesitan para un desarrollo óptimo y mejorado que permita mayor producción (Peña, Cardona, Mazorra, & Arguelles, 2006).



#### **4.9 Sistema agroforestal**

Es una técnica de cultivo, muy utilizado en la actualidad, que integra árboles, ganado y pastos o follaje, en una misma unidad productiva. Este sistema está orientado a mejorar la productividad de las tierras y al mismo ser utilizado como un medio de aminoramiento del impacto ambiental. Entre los principales beneficios se pueden enumerar la protección física del suelo, los efectos sobre el microclima, el reciclaje de nutrientes y la diversificación de la producción (Rodríguez, Grethel, & Paniagua, 2011).

La agroforestería permite un uso más adecuado de los recursos edafológicos disponibles, permitiendo a los arboles crecer en áreas donde se realizan actividades ganaderas y agrícolas. En un sentido, para conservar la biodiversidad. La actividad humana y específicamente la destrucción de hábitats han incrementado fuertemente el nivel de pérdida en la biodiversidad. Es sumamente importante el mantener un funcionamiento propio de los ecosistemas y sociedades. Es la diversidad de vida la que hace extraordinario a este planeta. Aceite, carbón, cemento, y piedras calizas son todos partes de la biodiversidad en la cual depende nuestra economía. La mayoría de nuestras medicinas y cultivos agropecuarios vienen del ambiente. También es importante para proveer servicios de ecosistemas, así como polinización y control de pestes (Kucharz, s.f).



## V. Metodología

El estudio fue de tipo No Experimental comparativo y de corte transversal realizado en el período mayo 2016- marzo 2017, el cual se llevó a cabo en dos fases: la primera fue la fase de campo la cual comprendió la toma de muestras de suelo de las zonas agroforestales pertenecientes al ingenio Monte Rosa, cuyos terrenos se encontraban distribuidos en el municipio de El Viejo, departamento de Chinandega.

La zona es parte del corredor seco del país, la cual presenta una temperatura media de 33°, una estación seca que comprende los meses de noviembre a abril, y una estación lluviosa que va de mayo a octubre; con algunas variaciones dependiendo los cambios climáticos actuales que se presenten y algunos fenómenos climatológicos característicos de la zona tropical (MAGFOR, 2013).

La región comprende una vegetación característica de la zona de occidente de país, con árboles mayormente caducifolios y una altitud de 70.42 msnm. La precipitación anual máxima alcanza 2000mm y la mínima entre 700 y 800 mm anuales (MAGFOR, 2013).

El relieve es característico de la zona del occidente de Nicaragua, encontrándose terrenos llanos con época de sequía que se extiende de 5 a 7 meses, dependiendo las condiciones climatológicas. Sin embargo, también se pudieron identificar relieves montañosos en las cercanías al volcán Cosigüina (MAGFOR, 2013).



Figura 1: Mapa de las zonas de muestreo en los terrenos del Ingenio Monte Rosa, Municipio El Viejo, Departamento de Chinandega.

La segunda fase comprendió los análisis de laboratorio que fueron realizados en el laboratorio de Genética Molecular de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, UNAN-León, que se encuentra ubicado en el tercer piso de la facultad de Ciencias y Tecnología, León, Nicaragua.

El muestreo se llevó a cabo en el mes de Julio del 2016 en las primeras horas de la mañana. Se efectuaron muestreos de suelo de 11 zonas agroforestales, tomando de 6 a 12 muestras mixtas de 10 libras aproximadamente (dependiendo de la extensión del sitio) en forma de zic-zac, abarcando la extensión de lugar, las cuales fueron tomadas de manera aleatoria.

Para cada una de las zonas de muestreo, se hicieron calicatas de 15 cm a 20 cm de profundidad, con un total de entre 6 a 12 calicatas por zona de muestreo, dependiendo la extensión de la misma.



Las muestras recolectadas se almacenaron en bolsas plásticas numeradas transparentes, conteniendo 10 libras de muestra mixtas de suelo cada una.

Las zonas de muestreo fueron:

- Finca Santa Felia
- Cultivo de Maíz
- Cultivo de Maíz
- Área de sendero Turístico
- Zona de Viveros
- Plantación forestal de Teca
- Plantación Forestal de Roble
- Área de Eucalipto
- Área de Bambú
- Cultivo de Maní (Aguas Calientes)
- Zona de Cacao asociado a Musácea

Para la colecta de muestras, se utilizó un palín de mano agudo y plano, de aproximadamente 25 cm de ancho, con el cual se extrajo la muestra de suelo rizósferico. Se hizo muestras mixtas de aproximadamente 10 libras (una por cada sitio de muestreo) y se depositaron en bolsas plásticas transparentes, para evitar la pérdida de humedad y preservación de las muestras.

Cada bolsa con muestra se codificó con el número del sitio de muestreo en la que fue recolectada, según el orden de la recolección de la misma. Las muestras fueron trasladadas al



laboratorio de Biología Molecular de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León, para realizar el correspondiente análisis y procesamiento de datos.

### **5.1.1 Determinación del pH y conductividad eléctrica (USDA, 1996).**

Se llevó a cabo según el método estipulado en las normas ISO 10390:2005. Para la medición del nivel de pH presente en cada muestra de suelo, se midió 10 gr de suelo seco y molido y se colocó en un vaso de extracción. Se agregó agua destilada en proporción 1:25 y se agitó durante 10 minutos. Para el análisis, el pH-metro debió ser calibrado previamente con las soluciones Buffer de pH 4.00, 7.00 y 10.00. Luego, se introdujo el electrodo en la muestra y se procedió a realizar la lectura de pH.

Seguido a esto, se midió la conductividad eléctrica (C.E) de cada muestra, colocando el medidor de conductividad dentro de la solución de agua del suelo. Las partículas del suelo debían permanecer suspendidas en el agua durante la prueba. Si comenzaban a establecerse, se revolvía suavemente con el medidor de CE. Cuando la lectura en el medidor de CE se mantenía estable durante 10 segundos, se registraba la lectura.

### **5.1.2 Determinación del porcentaje de materia orgánica.**

Se realizó por el método de calcinación de Dean (1974) modificado. Se colocaron 20 g de cada muestra de suelo en un horno de extracción de humedad durante 8 horas a 110 °C. Se tomaron 7g de cada muestra con la humedad extraída en otro horno a una temperatura de 550° centígrados durante 4 horas. La cantidad de peso perdido se comparó y se restó el peso inicial que se obtuvo de la extracción de humedad. El porcentaje se obtuvo a través de la siguiente ecuación:



Peso inicial 110 °C - Peso final 550 °C

$$\text{M.O} = \frac{\text{Peso inicial 110 °C} - \text{Peso final 550 °C}}{\text{Peso inicial 110 °C}} \times 100$$

### 5.1.3 Determinación del porcentaje de carbonatos.

De la misma manera a como se realizó la determinación de materia orgánica, la extracción de carbonatos se llevó a cabo empleando el método de calcinación de Dean (1974) modificado, en donde luego de la extracción de materia orgánica, se incineró las muestras a temperaturas de 950°C por 2 horas, calculando de nuevo el peso y sacando la relación de pérdida entre el peso inicial a 550 °C y el peso final a 950 °C. El porcentaje se obtuvo aplicando la siguiente ecuación:

Peso inicial 550 °C - Peso final 950 °C

$$\% \text{ C.} = \frac{\text{Peso inicial 550 °C} - \text{Peso final 950 °C}}{\text{Peso inicial 550 °C}} \times 100$$

### 5.1.4 Densidad de esporas por el Método de decantación y tamizado en húmedo (Mckenney & Lindsey, 1987).

Se procedió a realizar 5 repeticiones por cada muestra de suelo. Se tomaron 100 g de cada muestra de suelo y se vertieron en un recipiente con 5 litros de agua. Luego se procedió a batir la mezcla, hasta que estuvo bien disuelta y no quedara ningún grumo. Se dejó reposar la mezcla durante 5 minutos. Posteriormente, se vertió el contenido del recipiente en tamices Fisher Scientific con medidas que iban de 425, 250, 63 y 45 micrones en orden descendente, según la medida.



Se descartó el contenido retenido en el tamiz de 425 micrones, donde se esperaba estuvieran las partículas de basura que podrían afectar las muestras. El contenido retenido en los tamices de 250, 63 y 45 micrones, se depositó, utilizando agua destilada, en tubos plásticos de centrifugado, debidamente codificados, según el número de la muestra, el número de la repetición y el número de la medida del tamiz al que pertenecía. La Tabla 2, muestra la medida de los tamices utilizados en el proceso de decantación y tamizado en húmedo.

**Tabla 2** Medida de tamices utilizados en el proceso de tamizado en húmedo (Mckenney & Lindsey, 1987)

<b>Tamiz</b>	<b>Código</b>
250 micrones	3
63 micrones	2
45 micrones	1

Los tubos se llevaron a centrifuga durante 1 minuto a 3000 rpm. El sobrenadante resultante de la centrifugación se descartó sin perturbar el sedimento del tubo; posteriormente se agregó al tubo 3.5 ml de solución de sacarosa al 20%, procurando resuspender el sedimento y 5.5 ml de agua destilada, llevando luego a centrifugación durante 1 minuto a 3000 rpm.

Posterior a esto, el sobrenadante resultante se desechó y se agregó 3.5 ml de solución de sacarosa al 60% y 5.5 ml de agua destilada, llevando a la centrifuga nuevamente durante 1 minuto a 3000 rpm.



En esta ocasión, el sobrenadante del tubo se vertió en un tamiz de 45 micrones, desechando el sedimento. Se procedió a enjuagar el tamiz con agua destilada, para eliminar restos de sacarosa, y se depositó el restante en frascos plásticos herméticos. Las muestras se refrigeraron a 4°C para la conservación de las mismas.

Para el conteo de esporas presentes en cada repetición; se utilizó una placa Petri con cuadrículas de 1 cm<sup>2</sup>. El contenido de cada frasco se vertió en la placa Petri y se realizó un conteo general de esporas presentes, utilizando un estereoscopio Focus instruments de 20 x 40 aumentos. (Bárceñas et al 2007).

#### **5.1.5 Clasificación de esporas por Morfotipo (Morton & Benny, 1999).**

La clasificación de las esporas según su coloración, se hizo junto con el conteo general de esporas presentes en cada repetición, clasificando y realizando un conteo por morfotipo de cada espора presente en la muestra observada.

Se procedió a la extracción de las mejores esporas utilizando capilares y se clasificaron depositándolas en tubos Eppendorf de 1.5 ml con glicerol al 20% para evitar el congelamiento de las mismas. Las esporas que fueron almacenadas servirán para la creación de un cepario.

#### **5.1.6 Número de microorganismos fijadores de Nitrógeno presentes en el suelo (Rosales, 2008) modificado.**

Se prepararon placas Petri con 20 ml de medio solido Winogradsky y se dejaron reposar hasta secar a temperatura ambiente de manera invertida.



Se rotularon tubos de ensayo de rosca de 15 ml de capacidad, esto para realizar diluciones en serie al décimo ( $10^{-5}$ ). Se colocaron en cada tubo 9 ml de agua destilada y se procedió a llevar a la autoclave a 121 °C durante 20 minutos. Esto se realizó para asegurar la esterilización de los mismos.

Seguidamente, se pesó 1 gramo de suelo tamizado, y se colocó en un tubo de ensayo con 9 ml de agua destilada agitando hasta obtener suspensión total de la muestra de suelo.

Al segundo tubo, se agregó 1 ml de solución del primer tubo utilizando una micro pipeta y descartando la punta de la misma después de su utilización; posteriormente, este se llevó al agitador para homogenizar la solución. Se repitió el mismo procedimiento hasta lograr una disolución  $10^{-5}$ .

Se colocó 1 ml de cada tubo marcado con las diluciones  $10^{-5}$  por triplicado en placas Petri con medio sólido Winogradsky, esparciendo la solución en toda la superficie. Se incubó las placas durante 25 días a 26 °C y al finalizar este periodo, se realizó conteo de microorganismos en las placas que presentaron de 30 a 300 unidades formadoras de colonias por gramo de suelo.

Para el cálculo de la densidad de poblaciones microbianas, se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{UFC/ml} = N/A * D$$

Donde:

N= Número promedio de colonias obtenidas

A= Volumen o masa del inóculo

D= Dilución



Los datos obtenidos fueron sometidos a análisis de correlación. Para la prueba y contraste de hipótesis se utilizó el método de comparación de medias múltiples descrito por Tukey, utilizando el paquete estadístico SPSS V.23 para Windows 10 Home.



## VI. Resultados y discusión

### 6.1 Carbonatos, pH y conductividad eléctrica

Respecto al pH y carbonatos encontrados en los análisis de laboratorio, se obtuvo que la zona de Santa Felia presentó los valores más altos con un pH de 7.8 y 3.0% de carbonatos, en contraste los resultados más bajos se encontraron en Aguas calientes con cultivo de musácea-cacao con un pH de 4.5 y Vivero forestal con un porcentaje de carbonatos de 1.1%. En la Figura 2, se muestran los porcentajes encontrados para carbonatos y pH, exceptuando Aguas Calientes con cultivo de musácea-cacao, el cual presentó valores ácidos de pH, según USDA (2010) todos los sitios de muestreo presentaron valores óptimos de pH para el crecimiento vegetal y la actividad microbiana. En cuanto a carbonatos encontrados, todos los porcentajes se clasifican como niveles bajos del mismo (Molina, 2012).

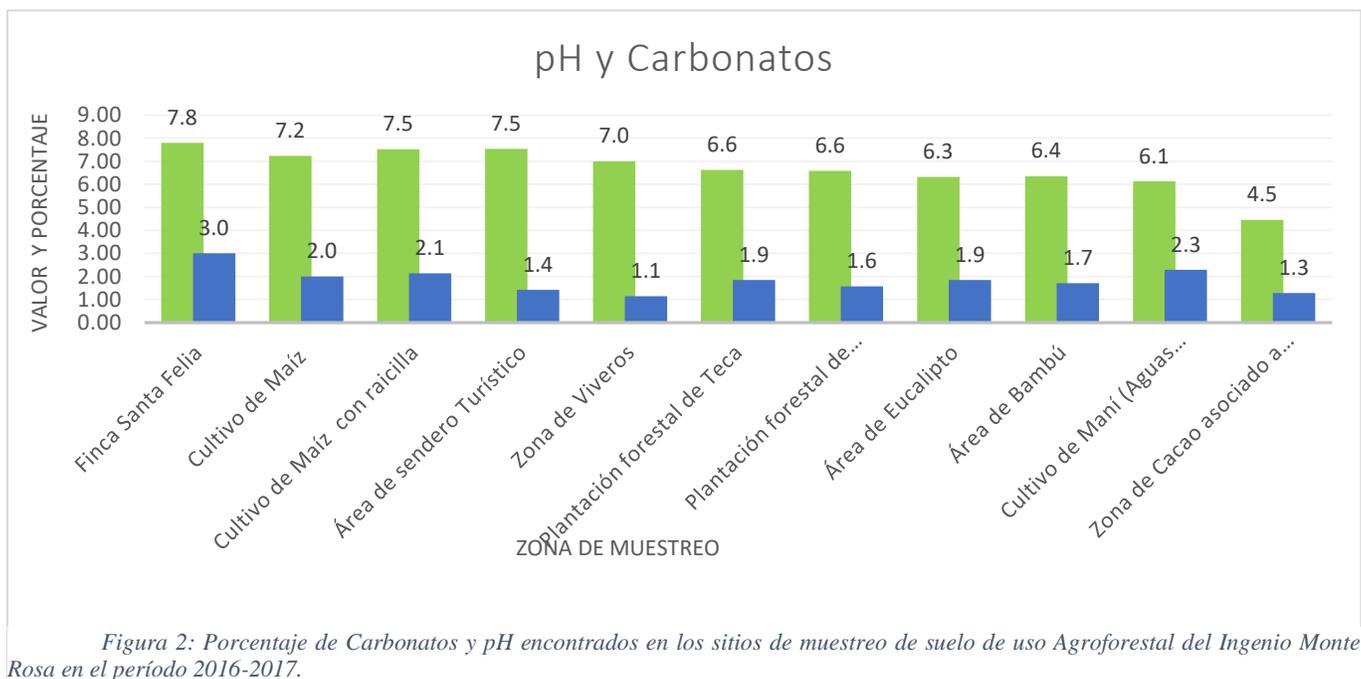


Figura 2: Porcentaje de Carbonatos y pH encontrados en los sitios de muestreo de suelo de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017.



Pakhshan y otros (2013) afirmaron que el nivel de pH presente en los suelos está relacionado con la cantidad de carbonatos que se encuentren en el mismo, donde el pH del suelo aumenta a medida que aumenta el contenido de carbonatos, como se muestra en la Figura 2 los niveles de pH se mantuvieron básicos exceptuando la zona de Aguas Calientes asociado a cultivo de musácea y cacao, pudiéndose deber a la cercanía de la zona al volcán Cosigüina y a ciertas fuentes de aguas termales que se encuentran en los alrededores del lugar, lo cual debido a la cercanía al sitio de muestro, por factores y procesos medio ambientales como las lluvias o el viento pudieron arrastrar materiales sulfúricos hacia estas zonas, propiciando lecturas ácidas de pH.

Sánchez (2003) realizó una interpretación del porcentaje de carbonatos donde clasifica a aquellos que se encuentran entre 0-5% como niveles muy bajos de carbonato. Estos niveles corresponden a los porcentajes obtenidos en los análisis (Ver Figura 2).

En cuanto a carbonatos, Berna (2008), determinó que la cantidad de carbonatos en el suelo aumenta con respecto a la profundidad. Los valores de carbonatos encontrados en este estudio son bajos en todas las zonas de muestreo (Figura 2), esto también puede ser resultado de la profundidad de donde fue obtenida la muestra.



En la Figura 3, se muestran los resultados encontrados de la conductividad eléctrica, los cuales mostraron que la zona con mayor valor fue Aguas Calientes, donde se realizan cultivos agroforestales de cacao asociado a musácea, con una medición de 0.70 dS/m y el menor valor en Aguas Calientes con cultivo de maní, obteniendo un valor de 0.05 dS/m.

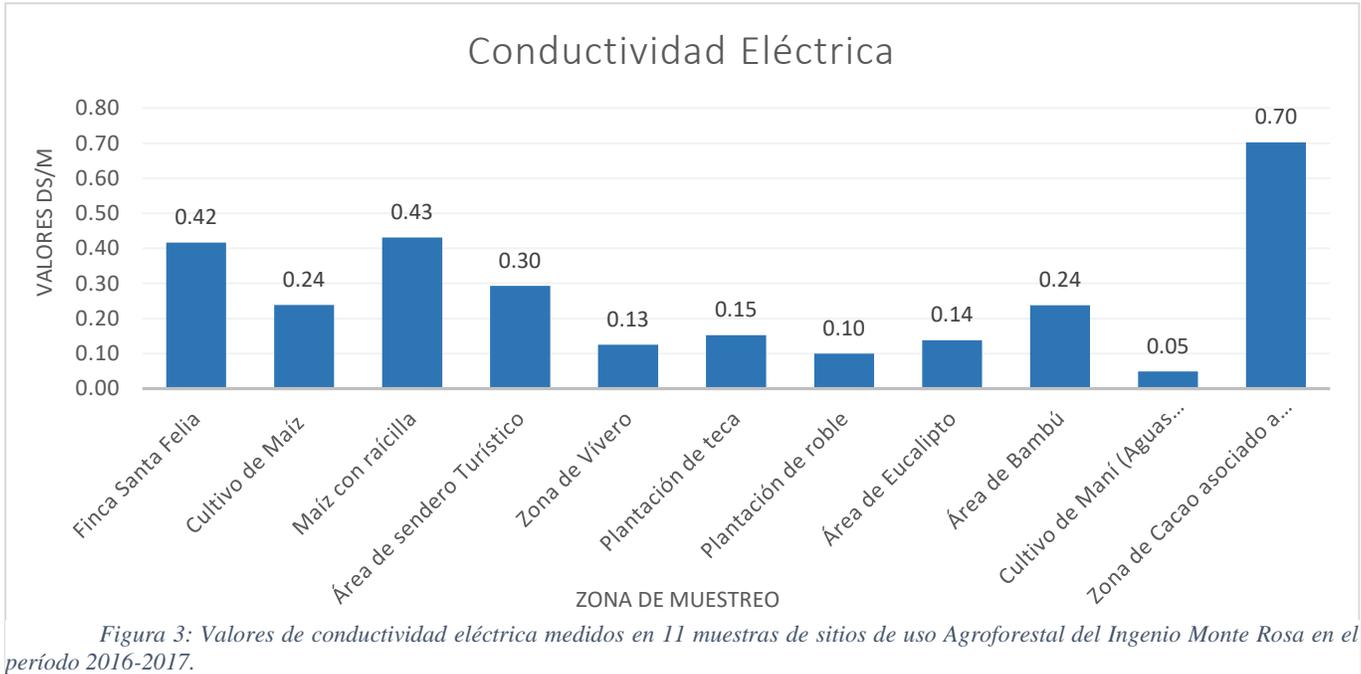


Figura 3: Valores de conductividad eléctrica medidos en 11 muestras de sitios de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017.

Basado en la clasificación del Laboratorio de Salinidad de Riverside (2008), los niveles de salinidad encontrados en los sitios de muestreo son bajos a medios (0.10 a 0.75 dS/m), por lo que no representan un problema para los cultivos o el desarrollo de micorrizas.

Cabe destacar que la zona de Aguas Calientes con cultivo de musácea-cacao también obtuvo los valores más bajos de pH de entre los demás sitios de muestreo (pH=4.45), lo cual demuestra que la conductividad eléctrica presente en los suelos es inversamente proporcional al pH que estos presenten.



### 6.3 Materia orgánica

En la Figura 4, se aprecia que el porcentaje más alto de materia orgánica (M.O) obtenido fue encontrado en la zona de Sendero de Bosque con un 10.85% y las más baja para Aguas Calientes con cultivo de cacao asociado a musácea con 3.28%.

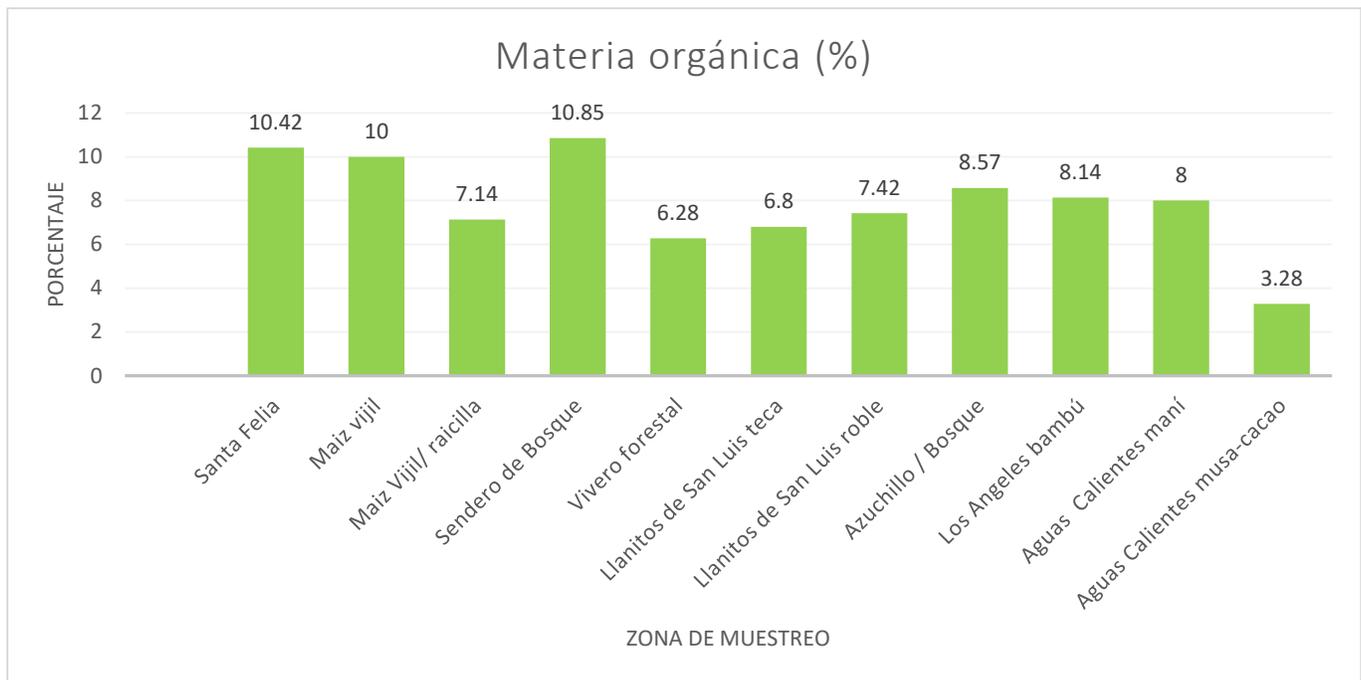


Figura 4: Porcentaje de materia orgánica en 7g de suelo seco encontradas en las muestras de suelo de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017.

Según Molina (2012), los valores encontrados en todos los sitios de muestreo se encuentran entre, medio (3.1% a 6%), óptimo (6.1% a 9%) y alto (9.1% a más). Los contenidos de materia orgánica encontrados en el suelo pueden verse influenciados por diversos factores del medio. El efecto que tienen las altas temperaturas es resultado de la diferencia de respuesta de los procesos de producción de materia orgánica y mineralización de M.O. El año 2016 correspondiente a la fecha de toma de muestras fue catalogado como uno de los más cálidos y con una marcada ausencia de lluvias en el occidente del país (Kelley, 2016), esto por su parte, con lleva a medidas diferentes en cuanto a porcentaje de M.O.

Todo lo anterior estaría expresado en los resultados obtenidos de las muestras, debido a que la zona de Aguas calientes con asociación musácea-cacao presentó los porcentajes más bajos en



materia orgánica (3.28%), lo cual hace posible que estos resultados se deban a la época del año y la región en donde las muestras fueron tomadas, ya que como anteriormente se menciona, los meses previos al muestreo marcaron récord de altas temperaturas las cuales oscilaban entre los 36 °C y 40 °C, seguido por una baja pluviosidad en todo el territorio de Nicaragua (Kelley, 2016). Sin embargo, es importante destacar que la compactación del suelo también es un factor importante al referirnos a materia orgánica, ya que al momento en que se realizó el muestreo, se observó un suelo muy compactado, quizás por actividad humana o por la composición física del mismo, lo cual podría afectar directamente en la cantidad de materia orgánica que pueden encontrarse en los diferentes horizontes del suelo, aunque también el suelo compactado puede ser resultado de actividades ganaderas que se realizaron en el pasado.

Por otro lado, es importante destacar que los porcentajes de materia orgánica pueden variar dependiendo de la vegetación y actividades que se realicen dentro de cada zona de estudio, las cuales pueden ser influenciadas por factores bióticos y abióticos que modifican las cantidades de los mismos, el tipo de vegetación que se encuentra en cada zona de estudio puede o no aportar una mayor cantidad de materia orgánica al suelo, por lo que puede pensarse también que la velocidad de deposición de la M.O en el suelo tiene un efecto muy importante en la variación de la concentración de esta, por lo que si su acumulación en el suelo es alta los porcentaje de M.O pueden ser mayores en dichas zonas, siempre y cuando esta tasa de acumulación no supere a la degradación. Resultados similares fueron encontrados por De La Lanza (1980), quien realizó mediciones de materia orgánica total cerca de la laguna de la costa de Sinaloa, México, encontrando diferencias significativas en zonas propensas a actividad humana y condiciones de vientos sostenidos en diferentes cultivos.

También es importante resaltar que no existen datos que demuestren la relación entre materia orgánica y densidad de esporas de hongos micorrízicos, es decir, no existe relación directa entre ambas variables, sin embargo, la importancia de los porcentajes de materia orgánica presentes en el suelo radica en la función que esta tiene como fuente de nutrientes para las plantas cercanas, puesto que a mayor desarrollo radicular de las plantas, mayor será la cantidad de hongos micorrízicos que puede encontrarse en cada sitio.



## 6.2 Densidad de esporas y clasificación por morfotipo

En la Tabla 3, se presenta el promedio de la densidad de esporas totales aisladas obtenidas con la prueba de Tukey en las diferentes muestras de suelo de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017 donde cultivo de Maíz fue el más bajo con un promedio de 57.4 esporas en 100 g de suelo, y Cultivo de Maní (Aguas Calientes) con promedio de 315.6 esporas en 100 g de suelo como mayor valor. Al realizar la prueba de Tukey, se encontró diferencias significativas entre algunos de los sitios de muestreo. A continuación, se presentan los resultados obtenidos a través de la prueba estadística de comparación de medias múltiples con un porcentaje de confianza del 5%.

**Tabla 3** Comparación de medias por el método de Tukey de esporas totales aisladas en las diferentes muestras de suelo, de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017.

Código del sitio	Sitio de muestreo	Promedio de esporas
1	Santa Felia	108.8 ab
2	Cultivo de Maíz	57.4 a
3	Cultivo de Maíz con raicilla	83.2 ab
4	Área de Sendero Turístico	85.4 ab
5	Zona de Vivero.	72.4 ab
6	Plantación de Teca	269.4 bc
7	Plantación de Roble	261.8 bc
8	Área de Eucalipto	177.8 abc
9	Área de Bambú	264.2 bc
10	Cultivo de Maní (Aguas Calientes)	315.6 c
11	Zona de Cacao asociado a Musácea	158 abc

*Nota:* Medias con diferentes letras difieren significativamente ( $P < 0.05$ )

Los datos obtenidos reflejan la existencia de diferencias significativas entre algunos sitios de muestreo, sin embargo, los sitios correspondientes a Área de Eucalipto y Zona de Cacao asociado a Musácea, no difieren significativamente de ningún sitio muestreado; esto debido a conteos cercanos a la media aritmética resultante de la suma de cada uno de los promedios encontrados por sitio de muestreo (168 esporas).



Según Camargo- Ricalde (2002), la variación en el número de esporas, normalmente se debe a patrones de esporulación, en la que los hongos micorrízicos tienden a presentar diferentes densidades de esporas dependiendo de las condiciones ambientales, físicas, nutritivas en las que se encuentren y de la especie de planta a la que el hongo micorrízico este asociado; dicha aseveración se demostró en las muestras de suelos de cultivo de maní presentando el mayor promedio con 315.6 esporas en 100 g de suelo, lo cual podría deberse principalmente a que la planta de maní del grupo de las leguminosas es un simbiote obligatorio con los hongos micorrízicos.

Por otro lado, Sieverding (2000), menciona que la densidad de esporas de hongos micorrízicos varía dependiendo a las condiciones en las que se realiza el muestreo, entre las que menciona la temperatura de la zona, la humedad y el tipo de suelo del lugar; donde los resultados obtenidos coinciden con dicha afirmación, encontrándose el valor más bajo en la muestra de suelo de Cultivo de Maíz con 57.4 esporas en 100 g de suelo, debido a que el cultivo de maíz estaba en un período de maduración de semillas, por ende, las hojas están marchitas y la incidencia directa del sol al suelo aumenta y con ello aumenta también la temperatura a nivel del suelo, lo cual podría tener influencia en los resultados obtenidos.



En la Figura 5, se muestra la distribución porcentual de cada morfotipo de las esporas encontradas en las muestras de suelo de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017, encontrando cuatro diferentes morfotipos por coloración de esporas micorrizicas.

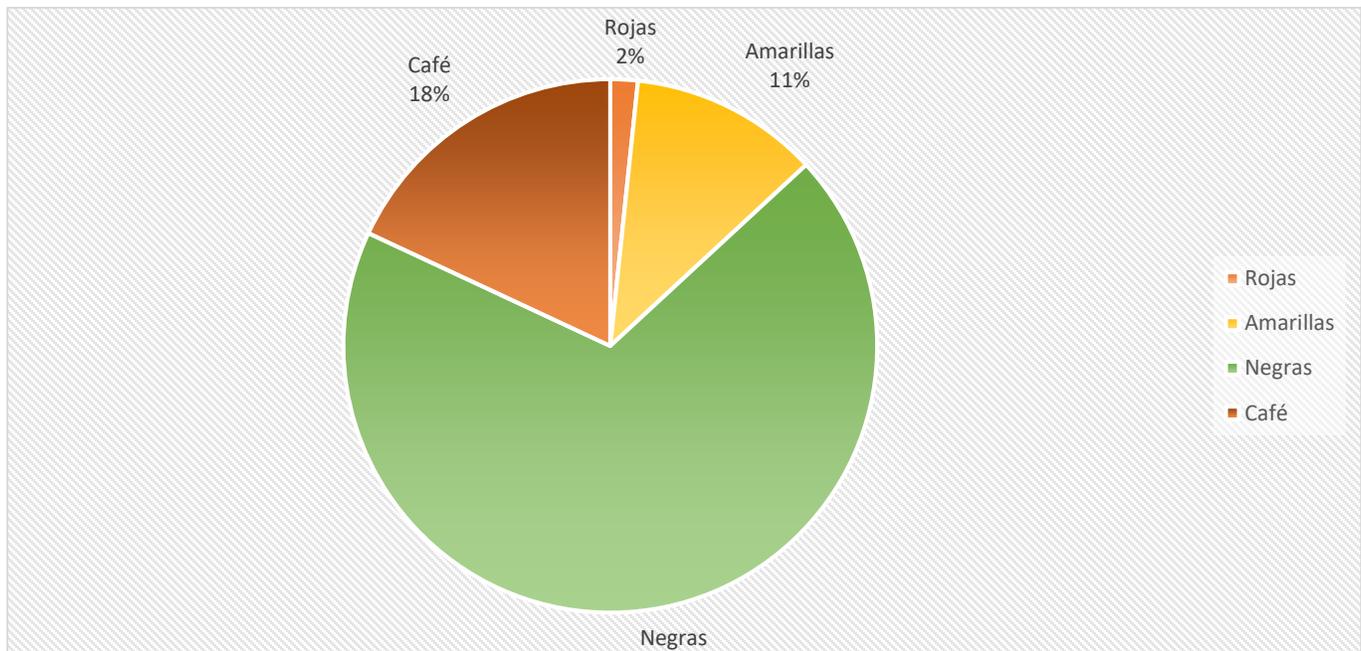


Figura 5: Porcentaje de esporas totales clasificadas por morfotipo encontradas en las muestras de suelo de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017.

En un estudio realizado por Medina y Rodríguez (2010), se clasifican las esporas según su coloración en 2 géneros principalmente, los cuales comprenden **Glomus** y **Acaulospora** con numerosas especies que presentan morfotipo de coloración negra y amarilla, sin embargo, aquellas esporas de coloración negra principalmente se encuentran agrupadas dentro del género **Glomus**, por lo cual el porcentaje encontrado de esporas con este morfotipo podrían pertenecer a este grupo, por lo que la infección por este género específico podría tener una mayor presencia respecto a los demás géneros en las muestras estudiadas.

Cabe recalcar que cuando se estudia la abundancia y diversidad de hongos micorrízicos presentes mediante el aislamiento de las esporas, es posible apreciar que existen varios factores que tienen efecto al momento de realizar la caracterización de las esporas, como, por ejemplo, las condiciones en las que se realiza el muestreo, esto implica la temperatura, la humedad del suelo y la época del año (Barroetaveña & Rajchenberg, 2003).



## 6.4 Determinación del número de organismos fijadores de Nitrógeno

Los resultados obtenidos en el conteo de Organismos fijadores de Nitrógeno (O.F.N), utilizando medio sólido Winogradsky, demostraron que la zona de Aguas Calientes con cultivo de maní, presentaron una mayor actividad de O.F.N con 238,000 células bacterianas/ gramo de suelo analizado.

En la Figura 6, se observan las cantidades de bacterias fijadoras de Nitrógeno encontradas por cada sitio de muestreo, encontrándose los mayores valores para Finca Santa Felia, Zona de vivero y Cultivo de maní.

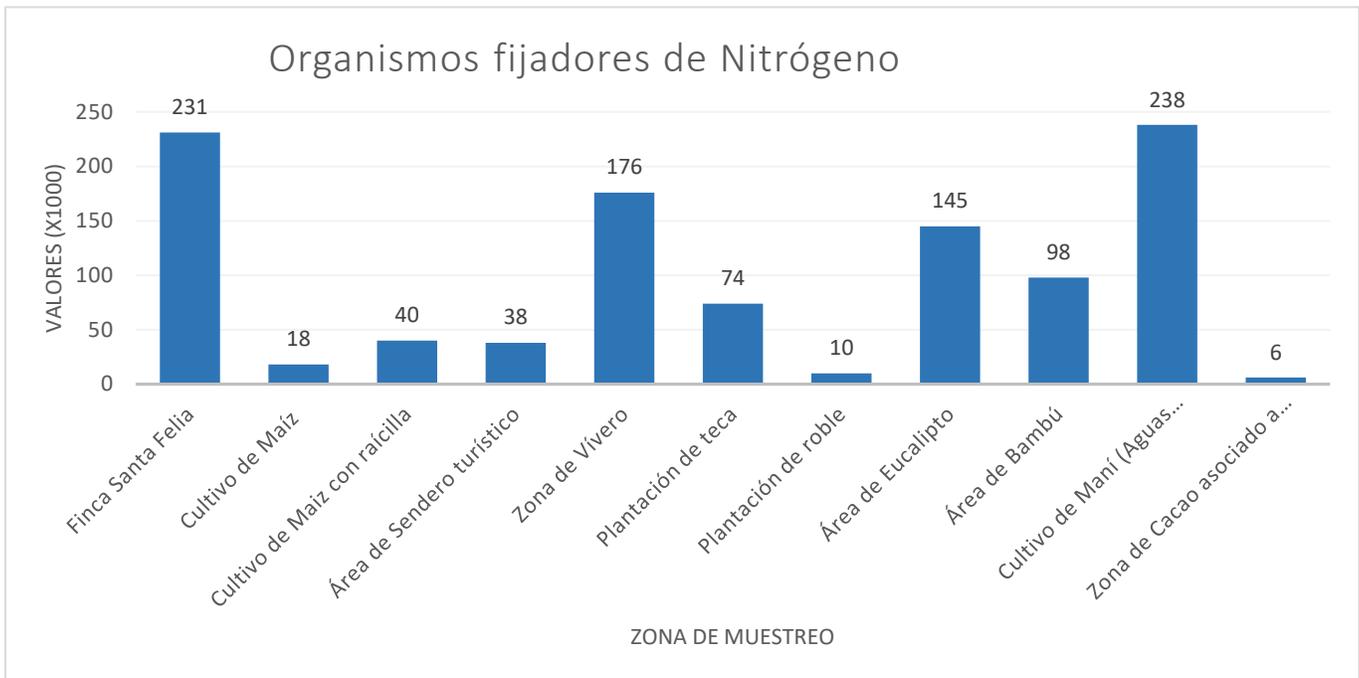


Figura 6: Organismos Fijadores de Nitrógeno presentes en 1g de suelo de uso Agroforestal del Ingenio Monte Rosa en el período 2016-2017.

Los resultados obtenido del número de organismo fijadores de Nitrógenos concuerdan con lo descrito por Barrera y otros (2001), quienes afirmaron que la presencia de bacterias fijadoras de Nitrógeno en los cultivos, propicia una alta densidad de esporas de hongos micorrízicos, lo que coincide con los valores de la zona de Cultivo de maní (Aguas Calientes), que presenta la mayor



cantidad de esporas de hongo micorrízico con un promedio de 315 esporas/100g de suelo (Ver Tabla 3) y de fijadores de Nitrógeno con 238, 000 bacterias por cada gramo de suelo (Figura 6).

En contraste, se encontró que la Zona de Cacao asociado a Musácea, presenta los valores más bajos en conteo de O.F.N con 6000 bacterias/gramo de suelo. Es importante mencionar que dicha zona de muestreo, también presentó valores ácidos en cuanto a pH con 4.45, siendo el más bajo de entre los demás sitios de muestreos. Andrade y otros (2001), mencionan que a través de los últimos años, los conocimientos que se han adquirido por la constante experimentación en laboratorios y que han sido transmitidos a agricultores en el campo, han podido demostrar las limitaciones que los O.F.N tienen en el medio ambiente y las dificultades que estas barreras físico-químicas y biológicas representan para dichos organismos en las asociaciones simbióticas entre estos y los hongos micorrízicos, entre los que se destacan la acidez del suelo (pH), salinidad y temperatura, especialmente en el trópico e incluso, con otros fitopatógenos que afectan directamente el desarrollo, la colonización y esporulación de los hongos micorrízicos.

Respecto a los géneros fijadores de Nitrógeno que podrían estar presentes en dichas zonas, en las zonas de cultivos de leguminosas como el maní, generalmente es posible encontrar bacterias del género **Rhizobium**, puesto que estas últimas presentan nodulaciones, mejorando las condiciones de absorción de nutrientes para la planta, pudiéndose encontrar otros géneros como **Azotobacter** y **Bacillus**.

Por otro lado, se realizaron análisis de correlación entre las Variables (Carbonato-pH, pH-Conductividad Eléctrica, Número de Esporas- Conductividad Eléctrica, Número de Esporas-Organismos Fijadores de Nitrógeno) en lo cual no se encontró correlación entre ninguna de las variables anteriormente mencionadas.



## VII. Conclusiones

- Todos los sitios de muestreo presentaron niveles de pH básicos, exceptuando Aguas Calientes con cultivo de musácea asociada a cacao, así como valores bajos de conductividad eléctrica. La materia orgánica se encontraba en niveles óptimos en todos los sitios de muestreo, e igualmente los contenidos de carbonatos con valores relativamente bajos.
- Las zonas de muestreo presentaron esporas micorrizica siendo la de mayor valor la zona de cultivo de maní, y la menor densidad en cultivo de maíz. Morfológicamente existe una mayor presencia de esporas de morfotipo negro.
- La mayor cantidad de unidades formadoras de colonias fijadoras de Nitrógeno se encontró en Aguas Calientes con cultivo de maní y la más baja en Aguas Calientes con cultivo de Musácea-Cacao.



## VIII. Recomendaciones

- ✓ Realizar análisis químicos complementarios como Potasio, Nitrógeno, Aluminio intercambiable, Fósforo.
- ✓ Llevar a cabo estudios físicos de la densidad del suelo, compactación, filtración y textura.
- ✓ Hacer estudios comparativos sobre densidad de micorrizas en condiciones de verano e invierno.
- ✓ Realizar la identificación de géneros de hongos formadores de micorrizas presentes en estas áreas.



## IX. Bibliografía

- AGROES. (2011). *Formas del Nitrógeno en el suelo agrícola*. Obtenido de Agroes.es:  
<http://www.agroes.es/agricultura/abonos/195-formas-nitrogeno-suelo-agricultura>
- Aguilar, R. (17 de junio de 2005). *Biología Vegetal y ecología de suelos*. Obtenido de Biología:  
[http://www.bioveget.com/biologia\\_suelos/](http://www.bioveget.com/biologia_suelos/)
- Alarcón, A., Pérez, J., Tarango, S., & Marcías, B. (2004). Colonización micorrízica, crecimiento y concentración foliar de nutrimentos en nogal pecanero y pistachero. *Agricultura técnica en México*, 191-203.
- Allan, D., & Graham, P. (2004). Soil biology and fertility. *Soils*.
- Allen, M. (1991). *The ecology of Mycorrhizae*. Cambridge University. Nueva York.
- Andrade, D., Colozzi, A., Balota, E., & Hungria, M. (2001). Long-term effect of agricultural practices on microbial community. *Conservation agriculture: A worldwide challenge*, 275-280.
- Aquilar, W., Arce, P., Galiano, F., & Torres, T. (2015). Aislamiento de esporas y evaluación de métodos de inoculación en la producción de micorrizas en cultivos trampa. *Tecnología en Marcha*, 5-14.
- Barrer, S. (2009). El uso de hongo micorrizicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. *Facultad de Ciencias Agropecuarias*, 123-132.
- Barrera, L., Nava, R., & Barrera, A. (4 de agosto de 2001). *Biodiversidad de micorrizas y Bradyrhizobium asociados a Arachis hipogea y la sustentabilidad de suelos agrícolas*. Obtenido de SEMARNAP: <http://www.semarnap.gob.mx/ssrn/risde/3raec12.html>
- Barroetaveña, C., & Rajchenberg, M. (2003). Las micorrizas y la producción de plántulas de *Pseudotsuga menziesii* (Mirb). *Franco en la Patagonia*, 3-15.
- Basaure, P. (19 de abril de 2011). *Humus de lombriz*. Obtenido de Manual de lombricultura:  
<http://www.manualdelombricultura.com/foro/dat.pl?cl=c&n=22050&>
- Berna, B. (2008). *Carbon pools and profiles in wetland soils: The effect of climate and wetland type*. Ohio, USA.
- Camargo- Ricalde, S. (2002). Dispersal, distribution and establishment of arbuscular mycorrhizal fungi: a review. *Bol. Soc. Bot*, 33-44.



- Camargo-Ricalde, S. L. (1 de julio de 2012). *Micorrizas: una gran unión debajo del suelo*.  
Obtenido de Revista digital universitaria:  
<http://www.revista.unam.mx/vol.13/num7/art72/#a>
- Cano, R. F. (s.f.). *Uso y Distribucion de los suelos en Nicaragua*. Obtenido de Geologia:  
<http://docentes.uni.edu.ni/ftc/Ricardo.Martinez/geologia/Los%20Suelos.pdf>
- Caselles, M. (2000). *Fundamentos de edafologia y climatologia*. España: Universidad Miguel Hernandez.
- Castillo, M. (7 de mayo de 2015). *Macronutrientes y micronutrientes en los suelos*. Obtenido de Prezi: <https://prezi.com/qppbqdwzj7t0/macronutrientes-y-micronutrientes-en-los-suelos/>
- Castillo, X. (marzo de 2011). Determinación de fertilidad en suelos del occidente de Nicaragua. León, León, Nicaragua.
- Castro, L., Fazio, A., Scasso, R., & Tourn, S. (2004). Geoquímica y diseños de distribución de tierras raras en los niveles fosfáticos de la Formación Gaiman (Mioceno inferior),. 4° Congreso Uruguayo de Geología. , (págs. 1-12). Chubut, Argentina. Obtenido de Nutrientes del suelo: <http://fosfatos.gl.fcen.uba.ar/index.php/nutrientes-del-suelo/micronutrientes/>
- Centro de Exportaciones e Importaciones. (2017). *Potencial de los Suelos en Nicaragua*. Obtenido de CEI: <http://www.cei.org.ni/contenido.php?lvl=1&lvl2=2&lvl3=50>
- Coll, B. (2001). *Fisiología Vegetal*. Pirámide.
- Corbella, R., & Ullivarri, J. (2008). Materia Orgánica del Suelo. *Catedra de Edafología* (págs. 1-9). Tucumán: Facultad de Agronomía y Zootecnia.
- Cruz, M. (2011). Bacterias del suelo asociadas a plantaciones de Bambusa vulgaris var. vulgaris Schrad. ex Wendl. *Bioteología Vegetal*, 247 - 251.
- Evaluación internacional del conocimiento, ciencia y tecnología en el desarrollo agrícola. (2009). *América Latina y el Caribe*. Washington DC, USA: McKnight Design.
- Ezawa, T., Yamamoto, K., & Yoshida, S. (2000). "Species composition and spore density of indigenous vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi under different conditions of P-fertility as revealed by soybean trap culture. *Soil Science*, 291-297.
- FAO. (2000). *Clasificación de horizontes superficiales del suelo*. Obtenido de Clasificación de los suelos: <http://www.fao.org/soils-portal/levantamiento-de-suelos/clasificacion-de-suelos/clasificacion-de-horizontes-superficiales-del-suelo/es/>



- Fernández, A. (4 de noviembre de 2014). *Macro, micronutrientes y metales pesados presentes en el suelo*. Obtenido de Agriculturers: <http://agriculturers.com/macro-micronutrientes-y-metales-pesados-presentes-en-el-suelo/>
- Fernandez, A., Gonzales, A., & Vázquez, E. (2009). *Análisis total de los elementos presentes en el suelo tras la adición de compost procedente de RSU*. Obtenido de Agroecología: [http://www.agroecologia.net/recursos/publicaciones/publicaciones-online/2009/eventos-seae/cds/congresos/actas-bullas/seae\\_bullas/verd/sesiones/3%20S1Bb.%20FERTIL\(I\)/sesion3analisis.pdf](http://www.agroecologia.net/recursos/publicaciones/publicaciones-online/2009/eventos-seae/cds/congresos/actas-bullas/seae_bullas/verd/sesiones/3%20S1Bb.%20FERTIL(I)/sesion3analisis.pdf)
- Fernández, R. (2008). Las micorrizas: Desenterrando un tesoro. *AGRINFOR*, 23-15.
- Figuroa, J. M. (2004). Fijación biología del Nitrógeno. *Revista UDO Agrícola*, 1-20.
- Filip, Z. (2002). International approach to assessing soil quality by ecologically-related biological parameters. *Ecosystem Environment*, 169-174.
- Fundación Hondureña de Investigación Agrícola. (2009). *Programa de cacao y agroforestería*. Cortéz, Honduras: Fundación Hondureña de Investigación Agrícola 1° ed.
- Gil, R. H. (8 de 11 de 2002). *Nutrición mineral de las plantas*. Obtenido de Botánica online: <http://www.forest.ula.ve/~rubenhg/nutricionmineral/>
- Gonzales, A. M. (2013). *Morfología de plantas vasculares*. Obtenido de Botánica Morfológica: <http://www.biologia.edu.ar/botanica/tema20/20-9micorrizas.htm>
- Gonzales, M. (2012). *Situación ambiental del área de influencia-Estudio de impacto ambiental*. Obtenido de Academia: [https://www.academia.edu/15354219/SITUACION\\_AMBIENTAL\\_DEL\\_81REA\\_DE\\_INFLUENCIA?auto=download](https://www.academia.edu/15354219/SITUACION_AMBIENTAL_DEL_81REA_DE_INFLUENCIA?auto=download)
- González, V. (2012 de octubre de 2012). *Las micorrizas y su importancia en los ecosistemas*. Obtenido de La Guia: <http://biologia.laguia2000.com/hongos/las-micorrizas-y-su-importancia-en-los-ecosistemas>
- Higuera, P., & Oyarzum, R. (2009). *Mineralogía y procesos de contaminación de suelos*. Obtenido de Previa: [https://previa.uclm.es/users/higuera/mga/tema03/Tema\\_03\\_Suelos\\_0.htm](https://previa.uclm.es/users/higuera/mga/tema03/Tema_03_Suelos_0.htm)
- Hudiel, S. N. (2012). *Tipos de suelos en Nicaragua, química y formación de suelos*. Obtenido de Introducción a la ingeniería: [docentes.uni.edu.ni/ftc/Ricardo.Martinez/geologia/Los%20Suelos.pdf](http://docentes.uni.edu.ni/ftc/Ricardo.Martinez/geologia/Los%20Suelos.pdf)



- Ibáñez, J. J. (2 de abril de 2007). *pH del suelo*. Obtenido de Madrid:  
<http://www.madrimasd.org/blogs/universo/2007/04/02/62776>
- Ibáñez, J. J. (2006). Factores que intervienen en el contenido de materia orgánica en los suelos. *CSIC*, 14-24.
- Ibáñez, J. J. (4 de octubre de 2006). *Los Nutrientes del Suelo y Las Plantas: Asimilación y Fertilidad*. Obtenido de MADRID:  
<http://www.madrimasd.org/blogs/universo/2006/10/04/44659>
- Iriarte, R. P. (17 de noviembre de 2009). *Micorrizas*. Obtenido de Blogspot:  
[http://educarenbiologia.blogspot.com/2009\\_11\\_15\\_archive.html](http://educarenbiologia.blogspot.com/2009_11_15_archive.html)
- ITGE. (2005). Contaminación y depuración de suelos. *ITGE*, 330.
- Jaramillo, I. R. (2011). La micorriza arbuscular (MA) centro de la rizosfera. *Contacto*, 17-23.
- Kawa, A., Pakhshan, M., & Shiren, A. (2013). The Allelopathic Effect of Aqueous Extracts of Dill (*Anethum graveolens* L.) on Soft Wheat's Some Germination and Growth Characteristics. *2nd International Scientific Conference for Agriculture Researches*. Kirkuk, Iraq: Kirkut University.
- Kelley, P. O. (7 de junio de 2016). *Nicaragua y su posición ante el acuerdo de París*. Obtenido de Tortilla con sal: [http://www.tortillaconsal.com/nicaragua\\_acuerdo\\_paris\\_7-6-2016.pdf](http://www.tortillaconsal.com/nicaragua_acuerdo_paris_7-6-2016.pdf)
- Khalil Gardezi, A., Cetina Alcalá, V. M., Talavera Magaña, D., Ferrera Cerrato, R., Rodríguez Neave, F., & Larqué Saavedra, M. (2000). Efecto de inoculación con endomicorriza arbuscular y dosis creciente de fertilización fosfatada en el crecimiento de chapulixtle (*Dodonaea viscosa*). *Terra Latinoamerica*, 153-159.
- Kucharz, T. (s.f). Guía del conocimiento sobre medio ambiente. *Gloobal*.
- Laboratorio de Salinidad de Riverside. (2008). Salinidad en cultivos. *GAT*.
- Larrecochea, M., Leal, S., Carrasco, F., Velásquez, J., Lovo, E., Aguirre, C., & Acuña, E. (abril de 2011). *Plan de ordenamiento territorial, Microcuenca El Espinal*. Obtenido de Cenida: <http://cenida.una.edu.ni/relectronicos/REN10A284m.pdf>
- MAGFOR. (mayo de 2013). *Departamento de Chinandega y sus Municipios*. Obtenido de Ministerio Agropecuario y Forestal: [www.magfor.gob.ni](http://www.magfor.gob.ni)
- Martín, J. C., & Soto, C. O. (5 de septiembre de 2014). *Nitratos en el suelo*. Obtenido de UGR: <http://www.ugr.es/~cjl/Nitrogeno%20en%20suelos.pdf>



- Martínez, M. (s.f). *Todo sobre micorrizas*. Obtenido de Google sites:  
<https://sites.google.com/site/bonsaimarti/manuales-1/transplante/micorrizas>
- McGee, P. (1989). Variation in propagule numbers of vesicular- arbuscular mycorrhizal fungi in a semi-arid soil. *Mycol*, 145-155.
- Mckenney, M., & Lindsey, D. (1987). Improved method for quantifying endomycorrhizal fungi spores form soil. En *Mycología* (págs. 779-782).
- Medina, L., & Rodríguez, Y. (Septiembre de 2010). *Aislamiento e identificación de hongos micorrízicos arbusculares nativos de la zona de Las Caobas, Holguín*. Obtenido de ResearchGate:  
[https://www.researchgate.net/publication/262631665\\_AISLAMIENTO\\_E\\_IDENTIFICACION\\_DE\\_HONGOS\\_MICORRIZICOS\\_ARBUSCULARES\\_NATIVOS\\_DE\\_LA\\_ZONA\\_DE\\_LAS\\_CAOBAS\\_HOLGUIN](https://www.researchgate.net/publication/262631665_AISLAMIENTO_E_IDENTIFICACION_DE_HONGOS_MICORRIZICOS_ARBUSCULARES_NATIVOS_DE_LA_ZONA_DE_LAS_CAOBAS_HOLGUIN)
- Molina, P. R. (2012). Apuntes de fitotecnia general. *E.U.I.T.A.*
- Moreira, F. B. (2012). *Manual de biología de suelos tropicales. Muestreo y caracterización de la biodiversidad bajo suelo*. Mexico, D.F: Instituto Nacional de Ecología.
- Morton, G., & Benny, H. (1999). *Mico-enviroment solution*. Arkansas, USA: H.H.
- Morton, J., & Redecker, D. (2001). Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two genera Archaeospora and Paraglomus, based on concordant molecular and morphological characters. *Mycologia*, 181-195.
- Moser, & Haselwandter. (2002). Las micorrizas. *Fungi Kingdon*, 128-128. Obtenido de Agrodominicano: <http://agrodominicano.blogspot.com/2009/04/las-micorrizas.html>
- OEHL, F., SIEVERDING, P., MÄDER, D., DUBOIS, K., INEICHEN, T., BOLLER, & WIEMKEN. (2004). Impact of long-term conventional and organic farming on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. En *Oecologia* (págs. 574-583).
- Paredes, J., & Chamorro Carlos, J. (2010). *Propiedades químicas del suelo*. Asunción: Pedro Juan Caballero Ed.
- Peña, C., Cardona, G., Mazorra, A., & Arguelles, J. (2006). Micorrizas arbusculares de la Amazonia colombiana. *Sinchi*.
- Pérez, A., Rojas, J., Montes, & Donicer, V. (2011). Hongos formadores de micorrizas arbusculares: Una alternativa biológica para la sostenibilidad de los agroecosistemas de praderas en el caribe colombiano. *Revista colombiana de ciencias*, 366-386.



- Peroza, C., & Pérez, C. (2010). Efecto de parámetros físico químicos en suelos de fincas ganaderas del municipio de Tolú. *Revista Colombiana de Ciencias*, 310-324.
- Plua, J. (19 de junio de 2015). *¿Qué es el suelo?* Obtenido de Agricultura:  
<http://jhonplua.blogspot.com/>
- Prieto Benavides, O., Belezaca Pinargote, C., Mora Silva, W., Garcés Fiallos, F., Sabando Ávila, F., & Cedeño, P. (2012). Identificación de hongos micorrízicos arbusculares en sistemas agroforestales con cacao en el tropico humedo ecuatoriano. *Agronomía Mesoamericana*, 233-239.
- Ramirez, B. (12 de Marzo de 2012). *Las micorrizas*. Obtenido de Agronomia:  
<http://borisandresramirez.blogspot.com/2012/03/las-micorrizas.html>
- Ramos, E., & Zuñiga, D. (2008). Efecto de la humedad, temperatura, y pH del suelo en la actividad microbiana a nivel de laboratorio. *Ecología aplicada*.
- Ramos, F., Lesly, M., Garcia, M., & Aguilar, E. (2016). Caracterización físico-química del biofertilizante Microorganismos de Montaña (MM) para la Finca Agroecológica Santa Inés, Zamorano, Honduras. *Zamorano*.
- Read, D. (2015). The mycorrhizal mycelium. *Mycorrhizal functioning: An integrative plant-fungal process*, 102-133.
- Rodriguez, A. (2000). *Valoracion forestal Nicaragua 2000*. Obtenido de Ministerio Agropecuario Forestal:  
<http://www.magfor.gob.ni/descargas/libros/VALORACION%20FORESTAL%20NICARAGUA%202000.pdf>
- Rodríguez, A. B., G. S., & Paniagua, R. (2011). Sector Forestal: Por una Economía baja en emisiones de CO<sub>2</sub>. *Costa Rica Forestal*.
- Rodríguez-Echeverría, S. (2009). Organismos del suelo: la dimensión invisible de las invasiones por plantas no nativas. *Ecosistemas*, 32-43.
- Rosales, F. (2008). *Guía de la calidad y salud de suelos bananeros*. Montpellier, Italia: F. Rosales, Ed.
- Sáenz, F. C. (29 de octubre de 2002). *La conductividad electrica CE y la conductividad a granel del suelo como base para la medición de la humedad del suelo*. Obtenido de Dr. Calderon Labs:



[http://www.drcalderonlabs.com/Investigaciones/Conductividad/La\\_Conductividad\\_Electrica.htm](http://www.drcalderonlabs.com/Investigaciones/Conductividad/La_Conductividad_Electrica.htm)

- Safir, G., & Duniway, J. (1991). Evaluation of plant response to colonization by vesicular – arbuscular mycorrhizal fungi, environmental variables. *Revista colombiana de ciencia*, 372-373.
- Salamanca, C. (6 de agosto de 2001). *Las micorrizas como estrategia de mejoramiento nutricional de pasturas y especies frutales en el Guaviare*. Obtenido de Corpoica: <http://www.corpoica.org.co/html/planes/eventos/micorrizas.htm>
- Sánchez, M. (2003). *Determinación de metales pesados en suelos de Mediana del Campo (Valladolid): contenidos extraíbles, niveles fondo y de referencia*. Valladolid: Tesis de Doctorado. Universidad de Valladolid. Facultad de Ciencias.
- Sánchez, M. C. (5 de diciembre de 2016). *5 de diciembre: Día Internacional del Suelo*. Obtenido de Intituto Nacional de Tecnología Agropecuaria: <http://inta.gob.ar/noticias/5-de-diciembre-dia-internacional-del-suelo>
- Sarmadian, F., & Keshavarzi, A. (2010). Mapping of Topsoil Calcium Carbonate Using Geostatistical Techniques in a Semi-Arid Region. *Australian Journal of Crop Science*, 603-608.
- Serralde, A., & Ramírez, M. (2004). Análisis de poblaciones de micorrizas en maíz (*Zea mays*) cultivado en suelos ácidos bajo diferentes tratamientos agronómicos. *Corpoica*, 31-40.
- Serralde, A., & Ramirez, M. (2004). Análisis de poblaciones de micorrizas en maíz (*Zea mays*) cultivado en suelos ácidos bajo diferentes tratamientos agronómicos. *Revista Corpoica*, 31-40.
- Sieverding, E. (2000). Identificación de micorrizas arbusculares en suelos de la zona cafetalera colombiana. *Cenicafé*, 245-262.
- Silva, A. M. (24 de mayo de 2014). *Suelos*. Obtenido de Blogspot: <http://suelosudec103.blogspot.com/2014/05/horizontes-se-denomina-horizontes-del.html>
- Smith, S., & Jakobsen, I. (2000). Spatial differences in acquisition of soil phosphate between two arbuscular mycorrhizal fungi in symbiosis with *Medicago truncatula*. *New Phytologist*, 357-366.
- Smith, S., & Read, D. (2010). Ectomycorrhizal lifestyle in fungi: global diversity, distribution, and evolution of phylogenetic lineages. *Mycorrhiza*, 217-263.



- Sociedad Española de Ciencias Forestales. (2005). *Diccionario forestal*. Mundi-Prensa.
- Tarqui, N., Narváez, J., & Larralde, C. (2011). *Avances y perspectivas del código de barras de hongos*. Obtenido de Acta Química Mexicana:  
[http://www.postgradoeinvestigacion.uadec.mx/AQM/No.%205/AQM5barras.html#\\_Toc294709893](http://www.postgradoeinvestigacion.uadec.mx/AQM/No.%205/AQM5barras.html#_Toc294709893)
- TECPA. (23 de septiembre de 2016). *El suelo en el jardín*. Obtenido de TECPA:  
<http://www.tecpa.es/el-suelo-en-el-jardin/>
- UBA. (2000). Principios de Edafología, con énfasis en suelos argentinos. *Facultad de Agronomía*.
- Universidad Nacional de Ingeniería. (mayo de 2012). *Introducción a la ingeniería civil*. Obtenido de Wordpress: <https://ingenieriaciviluninorte.files.wordpress.com/2012/05/suelos.doc>
- Universidad Politécnica de Valencia. (2015). La importancia de las micorrizas. *Sociedad Giennense de Historia Natural*.
- Universidad Pública de Navarra. (s.f.). *Organismos Fijadores de Nitrogeno*. Obtenido de Leguminosas de Navarra:  
[http://www.unavarra.es/herbario/leguminosas/htm/organismos\\_fijadores\\_L.htm](http://www.unavarra.es/herbario/leguminosas/htm/organismos_fijadores_L.htm)
- Valdéz, R., Parra, M., Camacho, E., & Gonzales, F. (2010). *Inoculación de plántulas de pinos con diferentes hongos e identificación visual de la ectomicorriza*. Obtenido de Revista mexicana de ciencias forestales:  
[http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S2007-11322010000200005&lng=es&tlng=es](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-11322010000200005&lng=es&tlng=es).
- van der Heijden, M., Bardgett, R., & van Straalen, N. (2008). The unseen majority: soil microbes as drivers of plant diversity and productivity in terrestrial ecosystems. *Ecology Letters*, 296-310.
- Varela, L., & Trejo, D. (2001). *Los Hongos Micorrizógenos Arbusculares como Componentes de la Biodiversidad del Suelo en México*. Obtenido de Conservación y Manejo Sostenible de la Biodiversidad del Suelo de Mexico:  
<http://www3.inecol.edu.mx/csmbgbd/index.php/productos-de-trabajo/9>
- Velandía, D. L. (diciembre de 2006). *Division de esporas micorrizicas*. Obtenido de Javeriana.  
Wordpress. (2 de agosto de 2016). *El suelo*. Obtenido de Ciencias Naturales:  
<https://cienciasnaturalestcdc.wordpress.com/2016/02/28/el-suelo/>



## X. Anexos

### 10.1 Recolección de muestras en suelos del Ingenio Monte Rosa en el municipio de El Viejo, Chinandega en el año 2016.



*Figura 7: Recolección de muestra cerca de plantación de Bambusa vulgaris (Bambú) en suelos Agroforestales del Ingenio Monte Rosa en el año 2016.*



*Figura 8: Plantación de Tectonia grandis (Teca) en suelos Agroforestales del Ingenio Monte Rosa en el 2016.*



*Figura 10: Plantación de *Tabebuia rosea* (Roble) con hierba alta en suelos Agroforestales del Ingenio Monte Rosa en el año 2016.*



*Figura 9: Hojarasca presente en el suelo de plantación de *Tectonia grandis* (Teca) en suelos Agroforestales del Ingenio Monte Rosa en el año 2016.*



## 10.2 Análisis de laboratorio



Figura 11: Extracción de esporas por el método de tamizado en húmedo y decantación

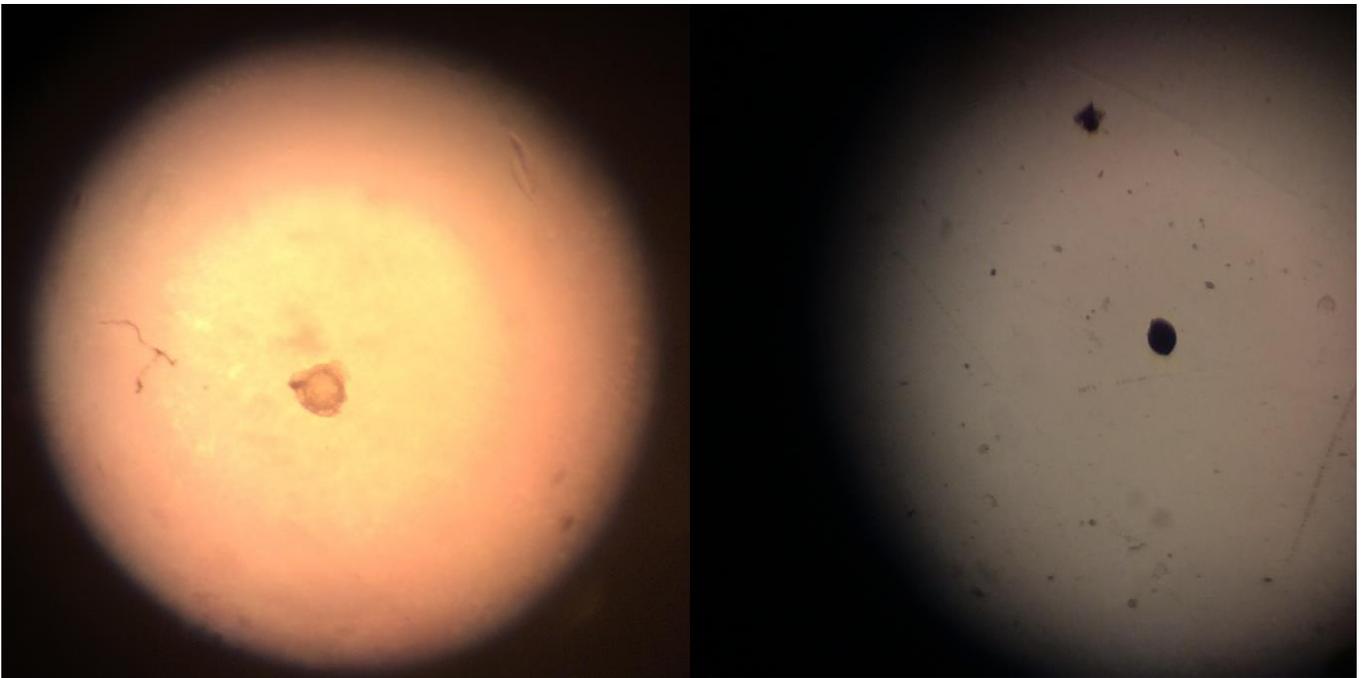


Figura 12: Esporas de hongos micorrízicos vistas a través del estereoscopio a 200x



Figura 13: Calcinación y determinación de porcentaje de materia orgánica y carbonatos



*Figura 14: Medición de niveles de pH y conductividad eléctrica*



*Figura 15: Vertido de medio Winogradsky en placas Petri estériles*



*Figura 16: Preparación del inóculo de suelo para placas Petri con medio sólido Winogradsky para cuantificación de organismos fijadores de Nitrógeno*



Figura 17: Inoculación en placas Petri con medio sólido Winogradsky



Figura 18: Colonias de organismos fijadores de Nitrógeno