

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE NICARAGUA- LEÓN
ESCUELA DE CIENCIAS AGRARIAS Y VETERINARIA
DEPARTAMENTO DE AGROECOLOGÍA



Evaluación de la producción de cepas de micorrizas aisladas de la empresa Monte Rosa del departamento de Chinandega, utilizando tres sustratos (*Sorghum bicolor* L, *Zea mays*, *Saccharum officinarum* L) en el período de producción 2016-2017.

Trabajo presentado previo para optar al título de Ingeniero en Agroecología Tropical

Presentado por:

Br: Ulises Noel Sáenz Hernández.

Br: Ivonne Carolina Nicoya Roque.

Tutor: Dra. Xiomara Castillo Altamirano

Co-Tutor: MSc. Jorge Luis Rostran

Asesor:

Dra. María Eugenia Cerda Castillo.

León, Nicaragua, 2017.

“A la libertad por la universidad”

INDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIA	ii
RESUMEN.....	iii
I. INTRODUCCIÓN	8
II. OBJETIVOS.....	10
2.1 Objetivo general.....	10
2.2 Objetivos específico.....	10
III. HIPOTESIS	11
IV. MARCO TEORICO	12
4.1 Aspectos generales de las micorrizas arbusculares.....	12
4.1.1 Importancia de las micorrizas en la agricultura.....	12
4.2. Definición de Micorrizas	12
4.2.1 Taxonomía.....	13
4.2.2 Ectomicorrizas o Ectotroficas.....	13
4.2.3 Endomicorrizas o Endotroficas	13
4.2.4 Genero de MVA.(Micorrizas vaciculus arbusculares)	13
4.3 Etapas de formación de la simbiosis.....	13
4.3.1 Funciones de las micorrizas.....	14
4.4 Factores a tomar en cuenta en el proceso de micorrización.....	14
pH.....	14
4.5 Interacciones con microorganismos patógenos para la plantas	15
4.5.1 Aporte de las micorrizas a la Fertilidad del suelo.	16
4.6 Algunos resultados de la interacción planta-hongo	16
4.6.1 Aportes de las plantas a las micorrizas.....	16
4.6.1.1 Aporte de las micorrizas a las plantas	16
4.6.1.2 Dependencia de las plantas a las MVA	17
4.6.1.3 Beneficios de la asociación Planta-Hongo.	17
4.7 Plantas hospedantes	18
4.8 Microorganismos del suelo.	20
4.8 Micorrizas en los suelos.....	20

4.8.1	Características de la Producción de Micorrizas en Colombia.....	20
4.8.1.1	Ventajas que posee Safer micorrizas M.A:	20
4.8.1.2	Características de la Producción de Micorrizas en México.....	21
4.9	Abonos orgánicos en los que se puede reproducir Micorrizas.	21
V.	MATERIALES Y METODO	23
5.1	UBICACIÓN DEL ESTUDIO	23
5.2	Tipo de investigación.....	23
5.2.1	Diseño del experimento.....	23
5.2.2	Definición de los tratamientos.....	23
5.3	Diagrama de campo	24
5.4	Recolección de las Micorrizas en campo.....	24
5.4.1	Extracción de las Micorrizas	25
5.5	Procedimiento para esterilización de compost.....	25
5.5.1	Determinación de contaminantes microbianos de suelos esterilizados	25
5.6	Procedimiento para evaluación de características físicas del compost.....	25
5.6.1	Elaboración de sustratos para la siembra en túnel y bancales	28
5.7	Reproducción de Micorrizas en condiciones controladas bajo túnel	28
5.8	Establecimiento de Bancales	29
5.8.1	Determinación de biomasa para Túnel y bancales.....	30
5.9	Proceso de cuantificación de micorrizas en laboratorio	30
5.10	Variables a medir.....	31
5.10.1	Definición de las variables a evaluar.....	31
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	33
6.1	Proceso de muestreo y extracción de micorrizas en suelos cañeros del Ingenio Monte Rosa.....	33
6.2	Caracterización de los abonos orgánicos utilizados en la reproducción de micorrizas.....	35
6.3	efecto de la inoculación de micorrizas sobre la biomasa en los Cultivo trampa ...	36
6.4	efecto de tres sustratos (Cultivos trampa) sobre la reproducción y colonización de micorrizas en túnel.....	38
VII.	CONCLUSION	42
VIII.	RECOMENDACIÓN	43

IX. BIBLIOGRAFÍA.....	44
X. ANEXOS.....	51

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar queremos agradecer a Dios, por darnos la vida, el amor, la sabiduría para poder estudiar y lograr culminar nuestra carrera.

A nuestros padres y familiares que nos han ayudado tanto económicamente como emocionalmente, por su apoyo incondicional en cada uno de nuestros proyectos.

A nuestra tutora, docentes a los que consultamos alguna duda y que con mucha paciencia nos brindaron información para realizar esta investigación.

DEDICATORIA

A Dios nuestro padre eterno por darnos la vida, el amor a los estudios y la sabiduría para lograr nuestras metas.

A nuestras familias que nos apoyaron en todo momento en nuestros proyectos de formación profesional y humana, que siempre estuvieron ahí cuando los necesitamos.

A todos nuestros profesores que estuvieron con nosotros día a día regalándonos sus conocimientos, tiempo y paciencia, para que el día de hoy pudiéramos culminar nuestra carrera.

A nuestros compañeros con los que compartimos nuestros años de estudio y a los que nos apoyaron en la elaboración de dicha investigación, los llevaremos siempre en nuestras memorias por el amor y el tiempo que nos brindaron.

A nuestra tutora Xiomara Castillo por enriquecer nuestra experiencia y por su apoyo en este proyecto de investigación.

Si otros pudieron alcanzar sus sueños y metas ¿porque ustedes no pueden alcanzar las suyas?, luchen hasta obtener lo que quieren dignamente, poniendo por delante siempre su integridad.

RESUMEN

La mayoría de las plantas presentan asociaciones simbióticas, calculándose el 90% de esta tienen micorrizas. El presente trabajo se realizó con tres sustratos (*Sorghum bicolor* L, *zea mays*, *saccharum officinarum* L), inoculados con micorrizas extraídas de suelos cañeros de Monte Rosa, este proceso se llevó a cabo en dos fases, la fase de invernadero donde se inoculo para que fuese el pie de cría y la fase de bancal. El objetivo del trabajo fue Determinar la eficacia de tres cultivos trampas para la producción de cepas de micorrizas aisladas del ingenio. Se realizó una mezcla de abonos orgánicos 70:30 (compost más cascarilla de arroz carbonizada) y 100% (bokashi sin suelo). Una vez germinada las semillas y se inocularon con micorrizas a los 15 días después de la germinación. El estudio se realizó durante dos años (2016 y 2017), El ensayo del 2016 consistió en recolección de muestras, extracción de micorrizas, clasificación de morfotipos y establecer la fase túnel con los cultivos sorgo y maíz sembrados en potes e inoculados con micorrizas, los cultivos se dejaron desarrollar por dos meses para lograr reproducir las micorrizas. El ensayo 2017 consistió en reproducción y cuantificación de esporas de micorrizas en la fase de bancal con los cultivos de sorgo y caña. Las variables que se evaluaron fue biomasa total (peso seco), porcentaje de infectación en raíces en la fase túnel, número de esporas/100 g de suelo, características físicas de los abonos, de una muestra de 22 plantas en la fase túnel y 15 plantas en la fase de bancal por cultivo. El abono orgánico que obtuvo las mejores características físicas fue el compost más cascarilla, este se utilizó en la fase de túnel, para la fase de bancal se utilizó bokashi sin suelo. En la fase de túnel los cultivos inoculados presentaron diferencia en cuanto al testigo, el cultivo que obtuvo mayor reproducción de micorrizas fue el sorgo con 8,238 esporas, la biomasa seca de sorgo fue de 148g y su testigo obtuvo 140g, en el cultivo de maíz la biomasa seca fue de 178g y el testigo obtuvo 160g, el porcentaje de colonización en el caso de sorgo fue de 75% y en maíz fue de 70%. En la fase de bancal los cultivos inoculados con micorrizas presentaron diferencia en comparación con el testigo, el cultivo con mejor reproducción de micorrizas fue la caña de azúcar con 6,490 esporas y el sorgo obtuvo 4,711 esporas, la biomasa seca en sorgo fue de 846g y en testigo fue de 744g, en la caña de azúcar la biomasa seca fue de 1,735g y en testigo fue de 992g.

I. INTRODUCCIÓN

Las micorrizas son asociaciones simbióticas que se establecen entre plantas y hongos de suelo. Probablemente se trata del tipo de simbiosis más extendido en la biosfera, ya que entorno al 90% de las plantas terrestres son capaces de establecer algún tipo de micorrizas (Smith et al. 1997). El hongo ayuda a la planta a adsorber nutrientes y minerales del suelo y a cambio la planta le cede al hongo compuesto carbonados derivados de la fotosíntesis. El mantenimiento de esta asociación simbiótica se debe principalmente al papel crucial que el hongo desempeña en la nutrición mineral de la planta colonizada, de forma que fue posiblemente el establecimiento de esta simbiosis lo que posibilita la colonización de la superficie terrestre por las micorrizas no solo se limita a mejorar la nutrición mineral de las plantas, sino que también contribuyen a la protección de las mismas frente a patógenos del suelo y a una mayor tolerancia frente a estrés abióticas (salino, hídrico o debido a la presencia de metales pesados) (Van trichelen et al. 2002; Ruiz-Lozano 2003).

El monocultivo se refiere a las plantaciones de grandes extensiones de tierra con un cultivo en específico por un largo período de años, en Nicaragua se ha vivido desde muchos años atrás este método de siembra que ha venido dañando a los organismos que viven en el agroecosistemas como son los enemigos naturales, la biodiversidad de los macro, meso y micro fauna del suelo, también ha venido deteriorando la vida fértil del suelo causando en estos erosión o muerte parcial o total del suelo (Gliessman, SR. 2002.)

Estudios realizados de micorrizas y bacterias nitrificadoras en suelos agrícolas ha demostrado que juegan un papel importante en el desarrollo y nutrición de los cultivos, además que estas ayudan a que los cultivos sean más resistentes a las plagas y enfermedades ya que al estar bien nutridas estas son menos susceptible a los patógenos en los que se destacan hongos pertenecientes a los géneros *Fusarium spp*, *Pytium spp* *Rhizoctonia, spp* *Trielaviopsis spp* y *Verticillium spp* los cuales disminuyen acentuadamente el efecto negativo cuando están en presencia de micorrizas(Dehene, 1982 citado por Cuervo y Rivas-Platero, 1997).

Adicionalmente se ha demostrado que en presencia de micorrizas los cultivos son más tolerables a sequias debido a que las micorrizas llega donde la raíz no puede llegar y así poder obtener agua para que la planta siga realizando sus funciones normales. Morell 2009.

Bonilla 2001 encontró respuesta positiva del sorgo y algodón tanto en incremento de peso seco como de absorción de fósforo. Según un estudio realizado en Argentina por Mendoza (2002) observó que una mayor cantidad y diversidad en la población de hongos Micorrízico Arbusculares estuvo asociada con una mayor calidad forrajera del pastizal.

Los resultados obtenidos Ruiz et Al, 2005, mostraron alta respuesta de los cultivos a la inoculación con Hongos Micorrizogenos Arbusculares (HMA), lográndose incrementos

importantes en la masa seca, colonización de las raíces y extracción de nutrientes, encontrándose una alta especificidad suelo-especie de HMA. Se registran estudios en Nicaragua, México, Guatemala, Costa Rica, Colombia, el Salvador, entre otros países con el fin de identificar el comportamiento de las micorrizas en las raíces y como estas benefician las plantas al realizar la simbiosis, también se ha estudiado la presencia de micorrizas en pinos en bosques y en viveros con el fin de conocer más a fondo el comportamiento de las mismas. En Nicaragua y en toda Centroamérica existe una razón adicional por la que se debería promover el uso de hongos micorrízicos, y ésta es el alto nivel de degradación del 74% que presenta la tierra cultivada, sobre todo por erosión, con el consiguiente agotamiento de los nutrientes del suelo.

Las condiciones actuales que enfrenta nuestro país con los efectos del cambio climático, sumado a la demanda de alimentos, la búsqueda de alternativas ecológicas para la producción agrícola se hace cada vez más relevante. Los hongos micorrízicos mejoran la estructura del suelo y facilitan, por lo tanto, indirectamente la infiltración del agua, los procesos biogeoquímicos de reciclado de nutrientes, la resistencia frente a la erosión, y el almacenamiento de carbono en el suelo. Las micorrizas son microorganismos muy importantes para mejorar la captación de agua para los cultivos, debido a su efecto del aumento de la masa radicular de las plantas.

Con esta investigación se pretende evaluar la producción de micorrizas para la producción agrícola y de esta forma contribuir en el mejoramiento de los rendimientos de los cultivos y hacerlos más resistentes a la variabilidad climática.

II. OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar la eficacia de tres cultivos trampas (*Sorghum bicolor*L, *Zea Mays*,*saccharum officinarum* L) para la producción de cepas de micorrizas aisladas del ingenio Monte Rosa.

2.2 OBJETIVOS ESPECIFICO

- Selección de las mejores características de los abonos para la reproducción de micorrizas.
- Determinar el efecto de la inoculación de micorrizas sobre la biomasa producida (Cultivo trampa).
- Determinar la influencia de los tres cultivos trampas sobre la reproducción y colonización de micorrizas.

III. HIPOTESIS

Hipótesis de investigación

Las muestras de micorrizas aisladas de suelos agrícolas presentarán colonización en los cultivos trampas evaluados.

Hipótesis nula

Las muestras de micorrizas aisladas de suelos agrícolas presentarán baja colonización en los cultivos trampas evaluados.

Hipótesis alternativa

En las muestras de micorrizas aisladas de los suelos agrícolas presentara alta colonización en los cultivos trampas evaluados.

IV. MARCO TEORICO

4.1 ASPECTOS GENERALES DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES.

4.1.1 Importancia de las micorrizas en la agricultura.

La micorriza cumple una función clave en la agricultura sostenible. En el prefacio del libro *Mycorrhizae in sustainable agriculture* (Bethlenfalvay y Liderman, 1992, citado por Blanco y Salas, 1996), concluye que “si el objetivo es reducir los insumos químicos por razones ambientales y de salud, entonces se necesita restablecer los hongos micorrizógenos y otros microbios benéficos a un alto nivel de efectividad para compensar la reducción de insumos”. Esta estrategia coincide con el punto de vista de que el grado de empobrecimiento o desaparición de la microflora MA (Micorrizas Arbusculares) es un indicador del descenso en estabilidad del sistema planta-suelo, de la misma forma que el nivel de estrés causado por las prácticas culturales es una medida de sostenibilidad de la agricultura (Bethlenfalvay, 1992, citado por Blanco y Salas, 1996).

Los efectos beneficiosos de la introducción artificial de inóculo micorrízico resultan más evidentes en suelos donde las poblaciones de hongos MA nativos no existen, o han sido eliminadas por empleo de prácticas agrícolas desfavorables para su desarrollo como la fumigación del suelo y el cultivo intensivo. La micorrización temprana de las plantas puede ser también interesante en situaciones en que la cantidad de inóculo MA en el suelo agrícola sea muy baja o por la existencia de un cultivo anterior no hospedador, y/o donde las poblaciones autóctonas no sean lo suficientemente agresivas y eficaces (Rhodes, 1984; Sieverding, 1991, citados por Hernández, 1999). Los beneficios económicos se derivan de una mayor y más uniforme producción, una mayor rapidez de crecimiento y entrada en producción de las plantas, una mejor calidad de la cosecha y un ahorro en fertilizantes, riego y productos fitosanitarios (Hernández, 1999).

4.2. DEFINICIÓN DE MICORRIZAS

El vocablo micorriza, deriva del griego que significa literalmente hongo- raíz fue introducido por Frank en 1885, y define la asociación simbiótica entre el micelio de un hongo y las raíces de una planta (Hawksworth et al., 1995). El micelio (red de hifas fúngicas llamadas hifas que forman el cuerpo vegetativo del hongo) se comporta como extensión del sistema radical: las hifas exploran y extraen agua y nutrientes (especialmente P y N) de un volumen de suelo mucho mayor del que puede alcanzar la raíz por si sola y los transloca a la planta. La planta actúa como fuente de recursos energéticos primarios como azúcar simples y otros compuestos derivados de la fotosíntesis, que son utilizados por el hongo para su desarrollo (Barroetaveña et al., 2005).

La inmensa mayoría de las plantas que viven en la superficie terrestre presentan estas asociaciones biotrofo- mutualística, aunque evolutivamente se han diferenciado distintos tipos, los cuales reconocemos según los caracteres morfo – anatómicos que desarrollan. Se

distinguen dos grandes tipos de micorrizas: endomicorrizas (micorrizas endotróficas) y ectomicorrizas (ectotróficas), si bien se admite un tercero, ectendomicorrizas (micorrizas ectodotroficas), que conjugan caracteres de los dos anteriores. Todas las plantas de interés forestal, agronómico, hortícolas y muchas ornamentales establecen algunas de los tipos de simbiosis micorrizica anteriormente nombradas (honrubia et al., 1992)

4.2.1 Taxonomía.

A medida que se amplían los conocimientos sobre la simbiosis micorrizicas, se distinguen en mayor número de tipos de micorrizas, basándose fundamentalmente en las características de la infección y en los organismos mutualistas que la establecen (Honrubia et al., 1992).

4.2.2 Ectomicorrizas o Ectotroficas.

El micelio del hongo penetra el interior de la célula descortez radical, intercelular, dando un aspecto de Red de Hartig y organiza una envoltura alrededor de las raíces micorrizadas. El hongo que generalmente se encuentra formando asociaciones simbiótica es basidiomicetes. Este tipo de micorrizas aparecen muy comúnmente en especies de árboles forestales de las familias pinaceae, fagácea, betulaceae, etc. (honrubia et al 1992 y Sanchez, 1991).

4.2.3 Endomicorrizas o Endotroficas

Las endomicorrizas son formadas en las raíces de plantas de muchas familias entre gimnosperma y angiospermas, generalmente por la clase de hongo Zigomicetos y Basidiomicetos. El micelio fúngico penetra en el interior de la célula del córtexradicular. Asimismo, forman arbusculo que son estructuras intracelulares parecidas a un arbusto (Schenk 1981).

4.2.4 Genero de MVA.(Micorrizas vaciculus arbusculares)

Basado en caracteres morfológicos de las esporas como son el número de envoltura y tipos, reacciones frente a colorantes, al tamaño etc. La esporogénesis y la germinación de la misma.

4.3 ETAPAS DE FORMACIÓN DE LA SIMBIOSIS.

La etapa de formación de la micorriza arbusculares han sido extensivamente de diferente autores (Barea et al., 1991; Bonfante y Bianciotto, 1995; Smith y Read y otros). La colonización se inicia con el contacto de hifas infectivas producido propágalos fúngicos, ya sean procedentes de esporas de micelio externo intacto y micelio procedente de fragmento de raíz micorrizada con la raíz hospedadora.

4.3.1 Funciones de las micorrizas.

Entre las funciones atribuidas a las MVA actualmente están ampliamente estudiadas las siguientes:

Las micorrizas han mejorado el crecimiento de muchas especies de importancia económica (Janos 1983) y en la mayoría de las veces que compara el crecimiento de plantas micorrizadas con testigos no inoculados, el desarrollo en las primeras significativamente mayor (Vaast et al. 1991; Azcon, et al 1991). Este mejoramiento estaría dado por cambios fisiológicos en la planta, tales como: aumento de la actividad fotosintética, alteración de reguladores de crecimiento) citoquinas por ejemplo cambio en las concentraciones de nutrientes en los tejidos que conlleva modificaciones en la osmorregulación, entre otros (Linderman, 1982).

Mejora la captación de agua, permitiendo la sobrevivencia de las plantas en condiciones adversas, aumentando la resistencia de las plantas a la sequía (Sieverding, 1991).un sistema radicular de mayor longitud, la absorción de potasio.

Protege a la planta contra el ataque de algunos patógenos y ayuda a las situaciones estresantes (Pedraza, 1979, Naidler, 1985, Sieverdin, 1989).

Los hongos formadores de micorrizas vasiculo arbusculares pueden disminuir o no tener ningún efecto sobre la intensidad de las enfermedades de las plantas. La resistencia al ataque del patógeno ha sido observada cuando la inocuidad con micorriza precede a la llegada del patógeno pues cuando la inocula a ambos es simultáneamente.

4.4 FACTORES A TOMAR EN CUENTA EN EL PROCESO DE MICORRIZACIÓN.

pH: Con relación a este parámetro se ha encontrado que altos valores de micorrización (50% a 84%) están asociados a bajos valores de pH (3.5 a 4.2). A nivel general se reportan niveles de tolerancia de distintos géneros a valores de pH entre 3 y 9 (Corpoica 1998).

La relación que se establece entre los rangos de pH del suelo y el efecto de la colonización micorrizógena es verdaderamente complejo, dependiendo no sólo de la especie micótica, sino también del tipo de suelo, la forma en que se encuentran los nutrientes fundamentalmente el fósforo (P), nitrógeno (N) y otros elementos como cobre (Cu), zinc (Zn), molibdeno (Mo), boro (B), entre otros.

Fósforo disponible: El micelio externo explora el suelo y toma el fosfato inorgánico o es capaz de hidrolizar el fosfato orgánico (fosfatasas). El fosfato es transferido a las vacuolas fúngicas donde es polimerizado para formar cadenas de poli-fosfato, las vacuolas son transportadas a las hifas internas donde se lisan y liberaran el fosfato en el arbusculo; el fosfato se libera al espacio interfacial mediante trasporte pasivo. Una vez en el citosol el fosfato es translocado al sistema vascular y distribuido a la planta (Fagro 2009). Se han

encontrado relaciones inversas entre la concentración de este elemento en el suelo y los grados de infección, es decir, a menor disponibilidad de él, mayor infección.

Temperatura: En condiciones de baja intensidad luminosa puede ocurrir una disminución en la capacidad de colonización del dendófito (Son et al., 1988), y lo mismo ocurre cuando el fotoperiodo se acorta (Diederichs, 1983; Tester et al., 1986). En estas condiciones disminuye la efectividad de la simbiosis, puesto que la actividad fotosintética de la planta se reduce, el aporte de carbohidratos al hongo es menor y por tanto menor la capacidad de éste de captar nutrientes y transferirlos a la planta (Hayman, 1983).

Factor químico: Los fungicidas pueden reducir la colonización micorrízica. Entre éstos, benomilo, Thiabendazol, dazomet y forato parecen ser fuertes inhibidores, mientras que “choroneb”, “metalaxyl” y “captan” a bajas concentraciones no tienen efectos adversos sobre la infección (Ocampo y Hayman, 1980; 1988; Spokes et al., 1989; Hetrick y Wilson, 1991). Además, se ha demostrado que el benomilo reduce el desarrollo del micelio producido por las esporas en condiciones de cultivo axénico (Chakravarty et al., 1991).

Entre los herbicidas, se han descrito efectos contrapuestos, dependiendo del caso concreto. Ciertos compuestos parecen afectar negativamente la colonización VA, como es el caso del paraquat y la simazina (Pope y Holt, 1980; Nemeč y Tucker, 1983). Por otro lado Ocampo y Barea (1985) y García-Romera (1986) señalan un efecto protector frente a los herbicidas inducido por las MVA.

Factores Bióticos: Como componente de la rizosfera, los hongos formadores de micorrizas están afectados de distinto modos por una gran variedad de microorganismos, con la consecuente repercusión en la efectividad de la simbiosis. Por otro lado, también los hongos VA influyen en los organismos de la rizosfera, bien por efectos directos, o indirectos modificando la fisiología de la planta hospedera. Este concepto, llamado efecto micorrizosfera es revisado por Linderman (1988) y Paulitz y Linderman (1990).

4.5 INTERACCIONES CON MICROORGANISMOS PATÓGENOS PARA LA PLANTAS

Respecto a la interacción entre hongos patógenos y hongos formadores de micorrizas puede decirse que existen gran variedad de efectos. En algunos estudios sugiere que la micorrización favorece el desarrollo de los patógenos (<biblio>), aunque la mayoría apuntan a un efecto protector de la simbiosis frente a la enfermedad (Davis y Menge, 1981; Graham y Menge, 1982; Krishina y Bagyaraj, 1983; Zhengjia y Xiangdong, 1991).

Asimismo, la resistencia de la plantas a virosis se ve reducida por la colonización micorrízica (Bagyaraj, 1984).

También las micorrizas pueden afectar la población de nematodos. Así, en plantas micorrizadas, la población de ciertos nematodos en la raíz es menor que en plantas no

micorrizadas, al menos en los primeros 50 días después de la siembra (Tylka et al., 1991). El efecto de las micorrizas en la mejora de la producción de biomasa no varía considerablemente en presencia de nematodos, de donde se deduce el papel protector de las mismas, con el consiguiente incremento de la tolerancia de las plantas al ataque por estos organismos fitopatógenos (Kellam y Schenck, 1980). Este efecto es más patente cuando las plantas se pre inoculan con los hongos VA (Cooper y Grandison, 1986), lo que sugiere una competencia por el lugar de infección.

4.5.1 Aporte de las micorrizas a la Fertilidad del suelo.

Son muchos los trabajos en los que se pone de manifiesto que elevados casos el suelo dan lugar a una disminución del grado de colonización VA parece ser que existe un cierto efecto directo del P del suelo sobre estos (Pons y Gianinazzi-Pearson, 1984) encuentran que el fósforo puede afectar el citoplasma de las hifas que proceden de las esporas germinadas. Es más probable que sea el nivel de P en la planta (Jerper et al., 1979; Cooper, 1984).

4.6 ALGUNOS RESULTADOS DE LA INTERACCIÓN PLANTA-HONGO

4.6.1 Aportes de las plantas a las micorrizas.

Las raíces de la planta permiten a los hongos penetrar a la corteza radicular y poder brindar azúcares simples y vitaminas (tiamina) para alimentarse y desarrollarse hormonas, aminoácidos y otros exudados (Araujo, 1995) el hospedante provee al hongo de carbohidratos en el suelo, evita la alteración de la planta por el ambiente como elevar afecta de N que interfiere en la simbiosis y disminuye los efectos de la acción de los hongos.

La población de microorganismos en el suelo está directa o indirectamente determinada por los exudados radiculares, por lo tanto la fluctuación en la concentración y diversidad de éstos obedece a factores fenológicos y/o ecológicos y tienen un impacto directo sobre la fluctuación de las poblaciones (García 1987).

4.6.1.1 Aporte de las micorrizas a las plantas

Mejora y facilita la exploración del suelo esto Incrementa el tamaño de las raíces y su capacidad de absorción, también Promueve la asimilación de agua y tolerancia a la sequía. Incrementa la captación de nutrientes (fósforo, nitrógeno, calcio y potasio) Promueve la supervivencia y crecimiento de árboles en suelos con pH complicados, con altas temperaturas, bajos en nutrientes y materia orgánica y presencia de metales pesados.

Disminuye la supervivencia de enfermedades en la raíz y patógenos del suelo Aumenta la calidad de la planta, a todos los niveles (raíz, tallo, hojas) tiene la Capacidad de adaptación a distintos suelos.La calidad del sistema radicular es uno de los criterios más importantes a la hora de evaluar la calidad de las plantas Mayores desarrollos en menor tiempo, logrando volúmenes de producción más altos y de mayor calidad también tiene la capacidad de Aporte de antibióticos y herbicidas naturales. (Secilia, J y D.J. Bagyaraj, 1992).

4.6.1.2 Dependencia de las plantas a las MVA

La dependencia de una planta a las micorrizas se entiende como la necesidad que tiene de ellas para conseguir un crecimiento óptimo, a un nivel dado de fertilidad del suelo (Gerdemann, 1975). Es por tanto un parámetro que mide de alguna manera el beneficio que obtiene la planta de la micorrización. A pesar que la efectividad de la simbiosis puede verse afectada por una amplia variedad de factores, en principio la respuesta de una planta a las micorrizas es una propiedad inherente de dicha planta que depende de una serie de características de la misma, y que incluso podría estar determinada genéticamente (Hetrick et al., 1988). Así, hay plantas no dependientes, que nunca forman micorrizas, otras de dependencia intermedia y por último las hay que no pueden desarrollarse en ausencia de la simbiosis.

Entre las características que van a determinar el grado de micotrofia de la planta, Baylis (1975) apunta la geometría y la morfología de la raíz. Separa las plantas según el sistema radicular, como de “tipo magnoloide”, poco ramificado, con pelos radicales cortos, que son muy dependientes de las micorrizas, y de “tipo graminoide”, muy ramificado, con abundantes y pelos radicales largos, que son poco dependientes de las micorrizas. También Manjunath y Habte (1991) caracterizan parámetros tales como biomasa radical, longitud e incidencia de los pelos radicales, diámetro de la raíz y densidad de la misma, como determinantes de la dependencia micorrízica. St. John (1980) sin embargo, encuentra excepciones a esta hipótesis, y en algunos casos concretos (*Vignia Unguiculata*) las características morfológicas del sistema radical no parecen determinar la dependencia de las micorrizas (Rajapakse y Miller, 1988).

Otro factor determinante es la fisiología de la planta en relación a su capacidad de captar fósforo y nutrientes del suelo. Este hecho puede explicar por ejemplo las diferencias encontradas entre plantas C_3 y C_4 en su respuesta a la micorrización (Hetrick, et al., 1990).

Además de las características del sistema radical, la concentración de P, tasa de crecimiento, conductividad hidráulica, transpiración y tasas de asimilación son características que se han relacionado con la dependencia micorrízica (Graham y Syvertsen, 1985).hm

4.6.1.3 Beneficios de la asociación Planta-Hongo.

La interacción comienza cuando las hifas del hongo, de esporas o de raíces colonizadas adyacentes, entran en contacto con la superficie de la raíz, donde se diferencian para formar el apresorio, por lo cual penetran la raíz. Una vez dentro de la raíz, el crecimiento del hongo puede ser intercelular e intracelular atravesando la corteza pero sin invadir las regiones vasculares o meristematicas. Como el hongo crece, la membrana celular del hospedero se invagina y es envuelta por el hongo, creando un nuevo compartimento denominado arbusculo. Los arbusculos, estructuras que dan el nombre a este grupo de hongos, son los responsables de la transferencia bidireccional de nutrientes entre los simbioses, realizada en

la interface planta-hongo. Los arbusculos tienen vida relativamente corta, menos de 15 días y se desintegran en el suelo cuando muere la raíz (Wild, 1992; Smith et al., 1997; Harrison, 1988; Sylvia, 2000).

El efecto más importante que producen los HMA en las plantas es un incremento en la absorción de los nutrientes minerales en el suelo, principalmente de fósforo (P) de dos formas: 1) mineralización de P orgánico por actividad de fosfatasa localizadas en arbusculos maduros e hifas intercelulares; y 2) la solubilización de P insoluble (Fosfato tricalcico, hidroxiapatita, polvo de roca) mediante la producción de ácidos. Es conocido además que altos niveles de P inhiben la simbiosis (Jakobsen et al., 1992; Sanders y Tinker, 1973).

Los HMA parecen disminuir la necesidad de fertilizante fosfatado, contribuyendo a la demanda de fósforo óptimo para el crecimiento de la planta. Facilitan la absorción del fósforo mejorando la exploración física de los poros del suelo (Sylvia, 1994).

Cuando la disponibilidad de fósforo es baja, la colonización micorrízica aumenta perceptiblemente el número de brotes y la altura de la planta, conduciendo a la mayor acumulación de biomasa en las micorrizadas (Smith y Read, 1997).

4.7 PLANTAS HOSPEDANTES

La planta que se elija como hospedante para propagar hongos MA puede tener una gran influencia sobre la esporulación fúngica y la formación de raíces Micorrizas y, en definitiva, sobre el nivel de inóculo resultante.

Menge (1984) enumera como características que debería tener la planta hospedante que esté bien adaptada a las condiciones bajo las que va a crecer, que sea un hospedante aceptable para las especies de hongos MA que se van a producir, que crezca rápidamente y desarrolle grandes sistemas radiculares y que no tenga ningún patógeno en común con la planta sobre la que se aplicará posteriormente el inóculo. Además, es importante que se micorrice altamente (>50% de la longitud de la raíz), tolere las condiciones de mucha luz que requiere el hongo MA para reproducirse rápidamente y es preferible que se reproduzca a partir de semilla en vez de a partir de esquejes, ya que son más fáciles de desinfectar en masa (Jarstfer & Sylvia 1993).

Las plantas recomendadas para su uso como hospedantes de hongos MA para la producción de inóculo son *Nardus stricta* (Cervuno), *Coprosoma robusta* (Brillantísima), *Citrus*, *Sorghum* spp., *Stylosanthes* (Alfalfa tropical), *Coleus* spp., *Allium cepa* (Cebolla), *Allium porrum* (Cebollín), *Capsicum annuum* (*Chiltoma*), *Fragaria* spp (Fresa), cebada, *Zea mays*, *Medicago sativa* (Alfalfa), *Trifolium* spp (Trébol), *Paspalum notatum* (Pasto bahia), *Panicum máximum* (Pasto Tanzania), *Coprosma robusta*, *Cenchrus ciliaris* (Pasto salina), *Arachis hypogaea* (Maní), *Gossypium hirsutum* (Algodón mexicano) y *Asparagus officinalis* (Espárrago) (Menge 1984; Bagyaraj 1992; Brundrett et al. 1994, Jarstfer & Sylvia 1995; Fortinet et al. 2002).

Hay trabajos que muestran que la alfalfa y el cacahuete son superiores al sorgo en la producción de esporas MA (Menge 1984). Un estudio conducido por Talukdar & Germida (1993) muestra que con el maíz como planta hospedante la producción de esporas de *Glomus clarum* por gramo de suelo es de aproximadamente el doble que con el híbrido sorgo-pasto de sudán y el cuádruple que con la lenteja (*Lens esculenta*). Además, la cantidad de raíces colonizadas de maíz es notablemente superior a las de las otras dos plantas hospedantes, debido a que esta planta produce mayor masa radicular (Talukdar & Germida 1993).

Las plantas como sorgo, maíz o *Paspalum* spp. Tendrán mejor resultados en ambientes tropicales, mientras que las especies de *Trifolium* y *Allium* serán mejores si las temperaturas y niveles de luz son bajas (Brundrett *et al.* 1996).

Caña de Azúcar (*Saccharum officinarum* L.), es una gramínea tropical, un pasto gigante emparentado con el sorgo y el maíz en cuyo tallo se forma y acumula un jugo rico en sacarosa, compuesto que al ser extraído y cristalizado en el ingenio se forma el azúcar. La raíz es de tipo fibroso, conocida en la industria azucarera latinoamericana como cepa, se extiende hasta 80 cm de profundidad cuando los suelos son profundos, el 80% de la misma se encuentra regularmente en los primeros 35 cm del suelo. La caña de azúcar está clasificada dentro del grupo de las C4 y es una planta altamente eficiente en la utilización de los nutrimentos del suelo (Alexander, 1985).

Las plagas que causan mayor afectación para el cultivo de caña son: chinche salivosa, barrenadores del tallo, plagas de la raíz y rata de campo.

Maíz (*Zea Mays*), El cultivo de maíz pertenece al orden Poales, género *Zea*, Especie *mays* y corresponde a la familia de las Poaceas, posee raíces adventicias casi en la totalidad del sistema radicular son de éste tipo, las que pueden alcanzar hasta 2 m. de profundidad, dependiendo de las reservas de humedad de los suelos. Presentan raíces de sostén o soporte que se originan en los nudos basales, favoreciendo una mayor estabilidad de la planta y forman parte en el proceso fotosintético, las raíces aéreas las cuales no alcanzan el suelo. (Valladares, 2013).

Según INTA, 2002, recomienda hacer una aplicación de fertilizante completo 12-30-10 al momento de la siembra. Efectuar una segunda aplicación a los 35 días después de la siembra con urea 46% a razón de 95.45 Kg/Ha y una tercera fertilización con urea 46% a los 40-45 días después de la siembra a razón de 95.45 Kg/Ha.

La producción de maíz, es afectada por un complejo de plagas entre las que se destacan: *Diatraea lineolata*, *Spodoptera frugiperda*, gallina ciega, Falso alambre, Coralillo y Chicharrita del maíz.

Sorgo (*Sorghum Bicolor*) El sistema radical adventicio fibroso se desarrolla de los nudos más bajos del tallo. La profundidad de enraizado es generalmente de 1 a 1.3 metros, con 80% de las raíces en los primeros 30 centímetros. El número de pelos absorbentes puede ser el doble

que en maíz, las raíces de soporte pueden crecer de primordios radicales, pero no son efectivas en la absorción de agua y nutrientes.

Las plagas más importantes que afectan el cultivo son: Gusanos cortadores, Gusano de alambre, Gallina ciega, Gusano cogollero, Afidos, etc. (INTA, 2012).

4.8 MICROORGANISMOS DEL SUELO.

El suelo varía mucho y la naturaleza de los microorganismos depende de la estructura y la composición química del suelo, que a su vez están influidas por las actividades de estos habitantes. Los componentes abióticos y bióticos tienen importancia agrícola. Las capas superficiales del suelo son las más ricas en microorganismos disminuyendo a medida que se alejan de la superficie (Collins 1999).

Los microorganismos del suelo son muy diversos entre ellos: protozoos, bacterias, hongos y algas. Las bacterias del suelo comprenden especies tanto autótrofas como heterótrofas; unas aeróbicas y otras anaeróbicas. Las bacterias autótrofas son mucho menos abundantes que las heterótrofas y desempeñan algunas transformaciones importantes. Las bacterias heterótrofas son muy numerosas y pueden degradar casi todo el material orgánico que se deposite en el suelo (Collins 1999).

4.8 MICORRIZAS EN LOS SUELOS

4.8.1 Características de la Producción de Micorrizas en Colombia

La compañía productora de micorrizas SAFER MICORRIZAS M.A contiene esporas, micelio y propágulos (raicillas colonizadas, micelio libre y esporas), que facilitan el crecimiento y desarrollo de las plantas al establecer una simbiosis. Esta relación beneficia a la mayoría de los cultivos de importancia económica al hacerlos más eficientes en la absorción de nutrientes, toma de agua, tolerancia a condiciones de estrés como salinidad, suelos ácidos y/o básicos y compactación, igualmente protege a las raíces contra el ataque de hongos fitopatógenos radiculares y nematodos.

SAFER MICORRIZAS M.A, es un producto comercial con base en micorrizas arbusculares de los géneros Glomus, Acaulospora, Scutellospora y Entrophospora que han mostrado sus beneficios en el desarrollo radicular y productivo de las plantas.

4.8.1.1 Ventajas que posee Safer micorrizas M.A:

Se encuentra como mínimo 300 esporas/gramo de sustrato y una diversidad de 6 morfo tipos, destacándose como un producto de mayor concentración de esporas, presentando una vida útil de 24 meses, que duplica la durabilidad que presentan otros productos del mercado, contiene raicillas de entre 1 y 5 centímetros de largo, que son el agente de propágulos mas importante para lograr inoculaciones más eficientes en los sistemas radiculares de las plantas hospederas.

La granulometría única de SAFER MICORRIZAS (M.A) permite la conservación de esporas y propágulos; y permite la aplicación al voleo sin derivas, genera sustancias llamadas glomalinas las cuales son unas glicoproteínas que permiten la formación de agregados en el suelo que mejoran su estructura. Con el uso de Micorrizas se puede reducir significativamente el uso de fertilizantes químicos en el suelo.

Algunas recomendaciones para el manejo y almacenamiento de las Micorrizas son:

Conserve las Micorrizas en un lugar fresco, seco y protegido de la radiación directa. No lo almacene con plaguicidas químicos de uso agrícola. No debe ingerirse, ni respirar sus polvillo.

Durante su aplicación emplee overol, gafas, guantes, tapabocas y botas de caucho.

4.8.1.2 Características de la Producción de Micorrizas en México

Hongos Endomicorrízicos de cepas nativas de México aisladas de plantas que se desarrollan en condiciones climáticas extremas, que realizan una simbiosis con las raíces de las plantas dando como resultado mejor absorción de Macro y Micro nutrientes y mayor eficacia fotosintética. Tec-Myc® 60 contiene 60,000 esporas por kilo.

Beneficio de las micorrizas:

Cultivos mejor nutridos y más sanos, Incremento en rendimiento y calidad de frutos, tolerancias al estrés por sequía, exceso de agua y sales, mayor tolerancia a enfermedades, ahorro de agua y plaguicidas, y mejora el suelo a corto, mediano y largo plazo.

4.9 ABONOS ORGÁNICOS EN LOS QUE SE PUEDE REPRODUCIR MICORRIZAS.

- Bokashi: El abono orgánico tipo Bokashi, se le define como un abono fermentado suavemente, producido a partir de estiércol de gallina, granza de arroz, semolina y melaza.

Algunas características de la producción de Bokashi:

Es un proceso rápido de entre 7 y 10 días, de manejo fácil y liviano, mejora las propiedades físicas y químicas de los suelos, tiene un alto contenido de nutrimentos, reproduce gran cantidad de microorganismos benéficos para el cultivo.

Materiales que contiene el Bokashi:

Está compuesto por la mezcla de suelo, gallinaza, carbón, cascarilla de arroz, semolina de arroz, miel de caña o melaza, pero también se puede utilizar materias prima de fácil obtención o que pueden producirse en la finca.

La cascarilla de arroz se carboniza para aumentar la capacidad de absorción de agua, la capacidad de intercambio catiónico, la disponibilidad de nutriente, porosidad del sustrato, sirve de refugio para microorganismos. Las funciones de la cascarilla de arroz son mejorar las

características físicas de suelo (porosidad), es una fuente rica en silicio, incrementa los microorganismos benéficos del suelo, es una fuente alcalina para regular pH ácido.

Compost: Al igual que el resto de abonos orgánicos es una alternativa más para lograr cerrar el ciclo de los nutrientes dentro de la unidad productiva, evitando la exportación o salida de nutrientes del área agrícola. En la producción de compost se logra reciclar los nutrientes que se encuentran en los desperdicios de la casa, rastrojo, estiércol, etc. Que finalmente llegan al suelo al ser aplicado.

Otro aspecto importante es el efecto de mejorador de las características físicas del suelo (textura y estructura), química (N, P, K, Ca, Mg, etc.) y biológica (microorganismos). Su calidad depende de los insumos que se han utilizado (tipo de estiércol y residuos vegetales). El compost tiene un gran valor agrícola no solo por la incorporación de materia orgánica al suelo, la cual ayuda a elevar el nivel del humus, sino por el suministro de nutrientes principales (N; P; K) que los cultivos necesitan y que por su forma de liberación (mineralización) están disponibles por más tiempos.

Materiales útiles para la elaboración del compost:

Fuente de materia carbonada (rica en celulosa, lignina y azúcares), rastrojos secos y verdes bien picados. Aserrín de madera, ramas y hojas verdes de arbustos.

Fuente de materia nitrogenada (rica en nitrógeno), estiércoles de animales, sangre, hierba tierna, flores, retoños, etc.

Fuente de materia mineral: Cal agrícola, roca fosfórica, cascara de arroz, ceniza vegetal, tierra común, agua, tierra o arena volcánica. (Silva, P., Rivera D., Rostran, J., & Rostran, A. (2015)).

Tabla1. Contenido nutricional del compost (Campus Agropecuario UNAN-León)

pH	MO	N	P	K	Ca	Mg	CE
		(%)		(mg/100g)			µs/cm
8.81	11.1	1.34	0.80	959.5	1193.9	507	1720

V. MATERIALES Y METODO

5.1 UBICACIÓN DEL ESTUDIO

La investigación se desarrolló en el Centro Nacional de Referencia en Agroplasticultura (CNRA), del Campus Agropecuario de UNAN-León. Ubicado a 1.51km al sureste de la ciudad de León, camino hacia la Ceiba. Las coordenadas de sitio son 12°25'19.36"N y 86°51'0.8.80"O (US Dep. of state Geographer, 2014). La zona presenta condiciones de temperatura promedios de 29 °C con una humedad relativa media de 75%, la precipitación es de 1500 mm anuales, y vientos con velocidades de 11-12 Km/h. El suelo predominante es Franco- Arenoso con una inclinación del 1%, la unidad de producción se ubica a una altitud de 90 msnm y la latitud de 12°26'N y una longitud 86°53'O.

5.2 TIPO DE INVESTIGACIÓN

El tipo de investigación que se realizo fue experimental, ya que se analizó el efecto producido por la acción o manipulación de una o más variables independientes en este caso fueron los cultivos trampas, sobre una variable dependiente que fue la producción de esporas de micorrizas. El método que se utilizo fue cuantitativo por que se vale de números para examinar los datos o información.

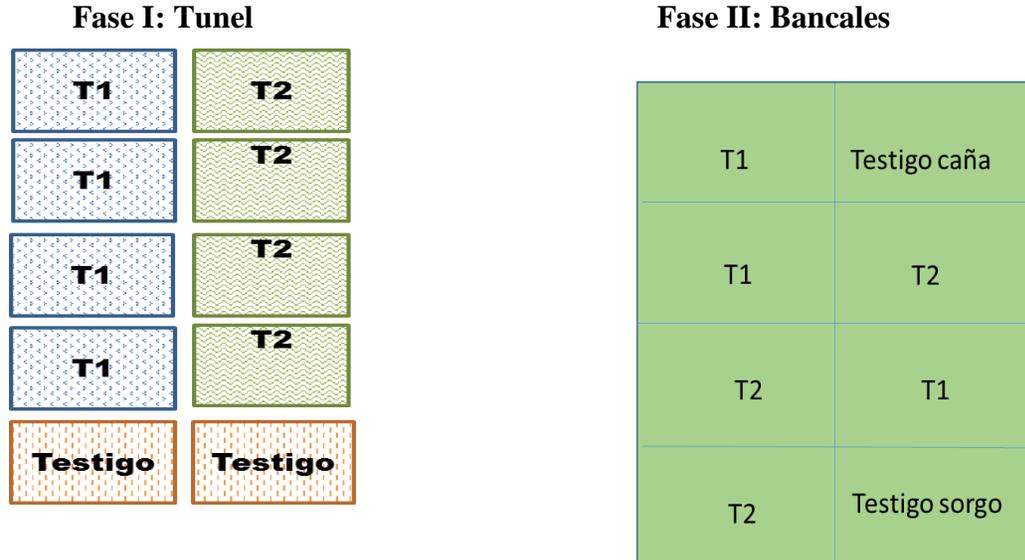
5.2.1 Diseño del experimento.

El diseño utilizado es de parcelas apareadas, es decir las unidades experimentales están correlacionadas, los tratamientos se aplicaron a cada uno por medio de sorteo en un arreglo de tres tratamientos y cuatro repeticiones para la primera fase en túnel. Para la segunda fase en bancales se utilizaron tres tratamiento y tres repeticiones.

5.2.2 Definición de los tratamientos

Tratamientos	Fase de Túnel	Simbología	Fase de bancal	Simbología
T1	Micorrizas con Sorgo	M.S	Micorrizas con Sorgo	M.S
T2	Micorrizas con Maíz	M.M	Micorrizas con Caña de azúcar	M.C
Testigo	Sin Micorrizas	Te	Sin Micorrizas	Te

5.3 DIAGRAMA DE CAMPO



5.4 RECOLECCIÓN DE LAS MICORRIZAS EN CAMPO

En el mes de junio de 2016 se inició la recolección de las muestras en campo en lotes del Ingenio Monte Rosa que tiene establecido el cultivo de caña de azúcar, se realizó un análisis visual del terreno y se realizó un estimado de las muestras que se tomarían por cada sector de muestreo. La cantidad de muestras se definió en base al total en manzanas por área.

Una vez seleccionada los puntos de muestreos, para tomar las muestras de campo se utilizó el método de zig-zag, a partir del primer punto se contaron 60 pasos para el siguiente punto de muestreo y así sucesivamente hasta cubrir toda el área de muestreo.

En cada punto las muestras fueron extraídas con palas a una profundidad de 5-10 cm y se tomaron muestras de 5 cm de suelo con raíces. El total de puntos muestreados por parcela fueron entre 3-5 puntos. Las muestras se homogenizaban y se depositaron en bolsas de diez libras y se codificaron con las especificaciones siguientes: Código de la muestra, fecha de toma de muestra, comunidad, sector, nombre del lote, código de la zona, cultivo principal, edad del cultivo principal, aplicación de fertilizante y aplicación de plaguicidas, estas muestras se llevaron al laboratorio de biología donde se guardaron a 4° C.

5.4.1 Extracción de las Micorrizas

El aislamiento de las micorrizas se realizó en el laboratorio de biología de la facultad de Ciencia y Tecnología de UNAN-León, las cuales fueron caracterizadas e identificadas según su morfotipo y color. (Ver figura 3).

5.5 PROCEDIMIENTO PARA ESTERILIZACIÓN DE COMPOST.

Para la esterilización del compost se utilizó el Esterilizador de vapor, que funciona de la siguiente manera:

Se conecta el **barril 1** conteniendo agua, el **barril 2** conteniendo el compost, ambos barriles se conectan por medio de tuberías de hierro. Una vez armado el esterilizador se procedió a encender fuego para calentar el **barril 1** y generar vapor de agua, con la finalidad de esterilizar el **barril 2** por 10 minutos a una temperatura de 80 °C. Ya esterilizado el **barril 2** se procedió a depositar un quintal de abono (compost), y se esterilizó a 80 °C por dos horas. (Anexo I, foto 3).

Pasadas las dos horas se saca el compost y se deja reposar en carretilla para que se enfriara y luego ser embolsado en sacos quintaleros. Para el control y verificación de la calidad del sustrato esterilizado se procedió a la toma de muestras para la determinación de posibles contaminantes microbiano en el sustrato.

5.5.1 Determinación de contaminantes microbianos de suelos esterilizados

Se tomó una muestra de un gramo de suelo y se colocó en un tubo de ensayo, luego se le agregó 10 mililitros de agua esterilizada con la finalidad de separar del suelo las posibles agentes contaminantes como bacterias, hongos y otros microorganismos del suelo.

Una vez agitado y dejado reposar la muestra diluida en el tubo de ensayo, se procedió a montar la cámara de crecimiento que consiste en colocar en un plato petri el medio PDA (papa, destroza y agar) e inocular con ayuda de un gotero cuatro gotas de la solución diluida, una gota por cada extremo del plato petri.

Ya inoculado el medio se procedió a sellar el plato petri para evitar que este se contamine con otros patógenos que pueden estar en el medio, los platos petri se dejaron a una temperatura de 20°C. Pasado 5 días se procedió a observar si había o no presencia de patógenos en la muestra inoculada. (Anexo I, Foto 4).

5.6 Procedimiento para evaluación de características físicas del compost.

- ✓ **Densidad aparente:** Se tomaron muestras de suelo (compost) con la ayuda de cilindros, se obtuvieron las muestras, se sellaron y luego se pesaron.

Formula 1: Calculo de la densidad aparente (Malagón 1990).

$$DA = \text{Peso seco (gr)} / \text{Volumen de la muestra (cm}^3\text{)}$$

Peso seco se obtendrá de dejar una muestra 24 horas en el horno a una temperatura de 70°C. El volumen de los cilindros utilizados se determinara en base a la fórmula 2.

Formula 2: Calculo del volumen de un cilindro

$$V (\text{cm}^3) = \pi \cdot r^2 \cdot h$$

π = Valor de pi (3.1415926)

r^2 = Radio de cilindro elevado al cuadrado (cm)

h = Altura del cilindro (cm)

✓ **Porosidad del suelo:** se determinó la porosidad en 100g de compost. Este parámetro sirve para determinar los espacios porosos o huecos del suelo, también manifiesta la condición estructural en que se encuentran el suelo. En este caso la densidad real (DR) es una constante de 2.5 gr/cm³, la cual representa la densidad de cuarzo (arena) y por encontrarse en los suelos se considera este valor como una constante para determinación de la porosidad del suelo.

Formula 3: Calculo de porosidad del suelo

$$\% \text{ de Poros} = 100 - \frac{D.A (\text{gr} / \text{cm}^3)}{D.R (\text{gr} / \text{cm}^3)} \times 100$$

D.A: densidad aparente

D.R:= 2.65g/cm expresado como la relación de la masa total de las partículas sólidas a su total excluyendo el volumen ocupado de los poros en las partículas.

✓ **Porcentaje de solido o mineral:** esta variable nos permitirá conocer cuando un suelo es altamente mineral u orgánico. El tamaño de las partículas varía desde los coloides pequeños, hasta la grava gruesa y fragmentos rocosos. El conjunto de estos forma el esqueleto del suelo.

Formula 4: Calculo del porcentaje de sólidos del suelo

$$\% \text{ de Sólidos} = \frac{D.A \text{ (gr/cm}^3\text{)}}{D.R \text{ (gr/cm}^3\text{)}} * 100$$

✓ **Capacidad Máxima de Retención de humedad:** el agua es retenida en el suelo en dos formas. Se adhiere al exterior de las partículas, o llena los espacios de los poros entre partículas. El agua que permanece y es guardada después del drenaje a menudo es llamada capacidad de campo.

Para su evaluación se utilizó una pana metálica, se colocó agua hasta que cubra la mitad de la pana, en ella se colocaron los cilindros que tienen muestras de compost, luego estos se dejaron humedecer durante 30 minutos, pasada la media hora se procedió a sacar los cilindros, se colocaron en una pana sin agua, dejándose reposar durante media hora, para que el exceso de agua se salga del cilindro, se tomó su peso saturado con ayuda de una balanza, se colocaron en el horno a temperatura de 60 a 70°C para tomar el peso seco de las muestras y se procedió a hacer los cálculos necesarios para determinar la retención de humedad de este compost.

Formula 5: Calculo Capacidad máxima de retención de agua.

CMRH= Peso saturado del suelo - peso seco del suelo

✓ **Densidad real de abonos orgánicos:**

Es la relación que existe entre el peso del suelo por el volumen del suelo, sin involucrar el espacio ocupado por los poros, esta depende de su composición mineral, del contenido de materia orgánica y del contenido de óxido de hierro.

Procedimientos:

Pesar una muestra de 10 g de abonos orgánicos, depositar las muestras en un vaso de ensayo (Gerber), luego colocar una pana metálica con la mitad de agua y agregar los vasos de ensayo con las muestras y colocarlo en una cocina eléctrica para simular el baño maría y agregarle inicialmente 10 ml de agua oxigenada 20%. Se continúa agregando agua oxigenada 20% si observa que la muestra aún contiene materia orgánica y su coloración sigue siendo la misma.

Pasado una hora si la muestra aun contiene materia orgánica se le agrega 10 ml de hidróxido de sodio 10% más 10 ml de agua por 5 horas. Pasada las 5 horas, las muestras se colocan en el horno a 70°C para eliminar la humedad de las muestras, tomar 5 g de la muestra ya seca para realizar el cálculo de la densidad real con el picnómetro.

Se pesa el picnómetro vacío, con ayuda de la piceta se llena el picnómetro con agua, se tapa y se procede a pesar de nuevo, en un plato petri previamente tarado se pesan 5g de suelo, disminuya a la mitad del agua del picnómetro y verter los 5g de suelo en el picnómetro, completar el volumen con agua, tapar y pesar nuevamente el picnómetro.

Cálculos de densidad real.

$$\begin{aligned}
 Pw1 &= Ppw - Pps \\
 Pw2 &= Pt - Pps - Pss \\
 Pw &= Pw1 - Pw2 \\
 Vs &= Pw \\
 Dr &= \frac{Pss}{Vs}
 \end{aligned}$$

Pw1= Agua del picnómetro

Pw2= Agua del picnómetro con suelo

Ppw= Peso picnómetro con agua

Pps= Peso picnómetro

Pss= Peso suelo seco

Pt= Ppw+Pps+Pss

Pw= Diferencia peso del agua

Vs= Volumen del suelo

5.6.1 Elaboración de sustratos para la siembra en túnel y bancales

Para mejorar las características físicas del sustrato se realizaron las siguientes mezclas:

- 1) Para la reproducción en túnel se utilizó Compost 70% más cascarilla de arroz carbonizada 30%
- 2) Para la reproducción en bancales se utilizó Bokashi sin suelo 70% más arena 30%

5.7 Reproducción de Micorrizas en condiciones controladas bajo túnel

Para el establecimiento de producción de Micorrizas bajo condiciones controladas en el túnel, el departamento de biología fue encargado de escoger las micorrizas a utilizar, dichas esporas fueron clasificadas según su morfotipo y color. En la figura 3, se puede apreciar los tipos de esporas encontradas en las muestras de suelo de los lotes muestreados.

Una vez montado el túnel, se realizó la eliminación de las malezas dentro del túnel y a sus alrededores usando glifosato una dosis de 300 ml diluido en una bombada de 20 litros, luego

se utilizó cloro para la desinfección del túnel por dentro y fuera del mismo, se usó una bolsa de cloro comercial de 300 ml diluidos en una bombada de 20 litros.

El sustrato (Compost) esterilizado se mezcló con cascarilla de arroz carbonizada en una proporción de 70:30. La mezcla se colocó en potes con capacidad de 5 litros, se aplicó agua 24 horas antes de la siembra de los cultivos trampas con el objetivo de estabilizar el sustrato. Para cada uno de los tratamientos se colocó un aproximado de 30 semillas de sorgo y 15 semillas de maíz por cada uno de los cultivos trampas, dejándolo desarrollarse por un mes y medio. (Anexo I, Foto 6).

A los 20 días después de la siembra, se realizó la inoculación, se tomaron las muestras de micorrizas, las cuales venían en discos de papel filtro, estos discos fueron cortados en tres o cuatro partes dependiendo del número de esporas. Cada trocito fue colocado en el centro del macetero a una profundidad de 5 cm.

Luego de 45 días después de la siembra se cortaron los tallos de cada cultivo trampa (Tratamientos) a una altura de 5 cm de la base y se dejaron sin agua durante 10 días, para inducir al cultivo a estrés y al mismo tiempo a las micorrizas para que se puedan desarrollar.(Anexo I, Foto 8).

Posterior a los 10 días sin agua, se tomaron 100 gramos de muestra de suelo con raíces para la determinación de la presencia esporas en el tiempo establecido de producción. En dependencia de que cultivo trampa estimulo la mayor producción de esporas de micorrizas, se procederá al aislamiento para realizar la inoculación en los cultivos establecidos en bancales.

5.8 Establecimiento de Bancales

Los bancales tienen una estructura de 1 m de ancho por 5 m de largo y una profundidad de 50 cm, el cual se dividió equidistante para obtener las tres repeticiones de los tratamientos. El bancal cuenta con hoyos para que el exceso de agua fuera escurrido. Se colocó grava como base en las pilas, luego de la grava se le agrego piedrín, una capa arena y por último el Bokashi más compost.

La cantidad de suelo que se ocupo fue de 1.2 m³, esto equivale a 20 qq por bancal por tanto para los dos bancales se utilizó para un total 2.4 m³ es decir 40qq en los dos bancales. El suelo se depositó hasta alcanzar una altura aproximada de 50 cm, luego se procedió a sembrar los cultivos trampas.

Una vez germinado los cultivos se dejaron por quince días para que se desarrollaran las raíces, pasado los quince días se procedió a inocular con Micorrizas en los cultivos trampas. El sorgo, se aumentó a 30% la densidad de siembra recomendada por el INTA, para un

aproximado de 22 plantas por metro lineal (INTA, 2012). Para el caso de Caña se utilizaron 15 esquejes por metro lineal.

Una vez establecido los cultivos trampas se dejaron desarrollar por aproximadamente 2 meses, regando diariamente para que los cultivos trampa (sustrato) se desarrollaran de forma adecuada. Pasado los 2 meses se procedió a cortar el tallo de la planta a una altura de 5 cm de la base, inmediatamente se dejó de regar el cultivo por unos 10 días para inducir estrés hídrico a la planta y las micorrizas, por ende estimular el crecimiento de las hifas micorrizas. Luego de los dos meses se colectaron 100 gramos de suelo más raíces para determinar la producción de micorrizas por sustrato. Este proceso se realizó mensual.

5.8.1 DETERMINACIÓN DE BIOMASA PARA TÚNEL Y BANCALES

Se realizaron cortes del tallo a 5 cm de la base de la planta, tomando 15 plantas de sorgo, 15 de maíz y 15 de caña d azúcar. Luego se procedió a pesar cada muestra para determinar la biomasa fresca. Las muestras se pusieron a secar al ambiente por 20 días. Posterior a los 20 días se pesaron de nuevo para determinar el peso seco. Finalmente con estos datos se determinó el contenido de agua de las muestras.

$$\text{Contenido de Agua} = \text{Biomasa fresca} - \text{Biomasa seca}$$

5.9 Proceso de cuantificación de micorrizas en laboratorio

Se colocó una muestra de suelo de 100 g en un vaso de precipitado y se suspendió en 1 litro de agua del grifo por no menos de 10 minutos, las muestras de suelo se agitaron vigorosamente mediante un agitador magnético o, manualmente, mediante una varilla de vidrio, se dejó de agitar dejando precipitar las partículas más grandes por unos pocos segundos, la suspensión de suelo se filtró en un tamiz de 1 mm de diámetro de malla, atrapando el filtrado en un vaso de precipitado, el filtrado se resuspendió y se agito vigorosamente, la suspensión se filtró a través de una serie de tamices, en el siguiente orden: 250 μm , 106 μm , 75 μm , 45 μm de apertura de malla, respectivamente el sedimento en el vaso de precipitado se resuspendió en 1 litro de agua y se volvió a tamizar. Este proceso se repitió hasta tres veces para asegurarse que no quedaran esporas en el suelo, las muestras retenidas en los tamices se transfirieron con ayuda de un frasco lavador (piceta) a platos Petri con papel filtro que tenía cuadrículas de un cm y se observó bajo el estereoscopio, para su cuantificación. (Aguilar_&_Dreyer_2009).

5.10 Variables a medir.

5.10.1 Definición de las variables a evaluar

Variable	Definición	Como se medirá	Cada cuanto se medirá
Contaminantes microbianos	Los contaminantes microbianos son patógenos que se pueden encontrar en los suelos, estos pueden causar daños parcial o total a los cultivo.	Presencia de hongos o bacterias en un medio PDA, en laboratorio.	Después de esterilizar el sustrato.
Densidad aparente	Se define como la masa de suelo por unidad de volumen, describe la compactación del suelo, representando relación entre sólidos y espacio poroso	Se tomaron muestras de suelo con la ayuda de cilindros, el cual se penetro en el compost, luego se pesara en la balanza cada cilindro con muestra de suelo.	una vez para cada abono orgánico
Porosidad del suelo	Este parámetro sirve para determinar los espacios porosos o huecos del suelo. También manifiesta la condición estructural en que se encuentran el suelo.	Se determinó la porosidad en 100g de los abonos orgánicos. Y se usaran cálculos de porosidad	una vez para cada abono orgánico
Porcentaje de solido o mineral	Esta variable nos permitirá conocer cuando un suelo es altamente mineral u orgánico. El tamaño de las partículas varía desde los coloides pequeños, hasta la grava gruesa y fragmentos rocosos. El conjunto de estos forma el esqueleto del suelo.	Se usara la fórmula para determinar el porcentaje de solidos usando D.A y D.R.	una vez para cada abono orgánico
Capacidad Máxima de Retención de humedad	El agua es retenida en el suelo en dos formas. Se adhiere al exterior de las partículas, o llena los espacios de los poros entre partículas. El agua que permanece y es guardada después del drenaje a	Colocando los cilindros en una pana metálica que contiene agua a la mitad y se dejo durante 30min para que el suelo se saturara y luego se pesaron peso saturado y peso seco del horno.	una vez para cada abono orgánico

	menudo es llamada capacidad de campo.		
Densidad real de abonos orgánicos	Es la relación que existe entre el peso del suelo por el volumen del suelo, sin involucrar el espacio ocupado por los poros, esta depende de su composición mineral, del contenido de materia orgánica y del contenido de óxido de hierro.	Este se medirá con la ayuda de un picnómetro.	una vez para cada abono orgánico
Biomasa	Es aquella materia orgánica de origen vegetal, susceptible de ser aprovechada energéticamente. Las plantas transforman la energía radiante del sol en energía química a través de la fotosíntesis y parte de esta se transforma en materia orgánica.	Se pesó pes fresco y peso seco para terminar materia orgánica humedad	Una vez cortada la planta desde el tallo.
Número de Micorriza en maceteros	La Micorriza es una simbiosis capaz de asociar un tipo de hongos del suelo con las raíces de las plantas.	Cantidad de esporas de micorrizas en el sistema radicular.	Mensual durante 2 meses.
Número de Micorriza en bancales	La Micorriza es una simbiosis capaz de asociar un tipo de hongos del suelo con las raíces de las plantas.	Cantidad de esporas de micorrizas en el sistema radicular	Mensual durante 3 meses.
Porcentaje de colonización de raíz	La Micorriza es una simbiosis capaz de asociar un tipo de hongos del suelo con las raíces de las plantas.	Se tomaron raíces y se realizó el método de tinción de raíces propuesto por Aguilar una vez teñidas las raíces tomaron 5 raicillas y se pusieron en un porta objeto para determinar el porcentaje de colonización.	Una vez para cada cultivo realizando varias repeticiones

Análisis de los datos

Para los análisis de los datos se presentara en forma de tablas y gráficos los cuales serán elaborados en los programas Excel.

Para el análisis de la producción en túnel y bancales se utilizó una comparación de medias para muestras independientes T de student.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 PROCESO DE MUESTREO Y EXTRACCIÓN DE MICORRIZAS EN SUELOS CAÑEROS DEL INGENIO MONTE ROSA.

En estas imágenes se muestran una vista de la diversidad de condiciones edáficas que presentan los distintos lotes en el cual se tomaron muestras de suelo.

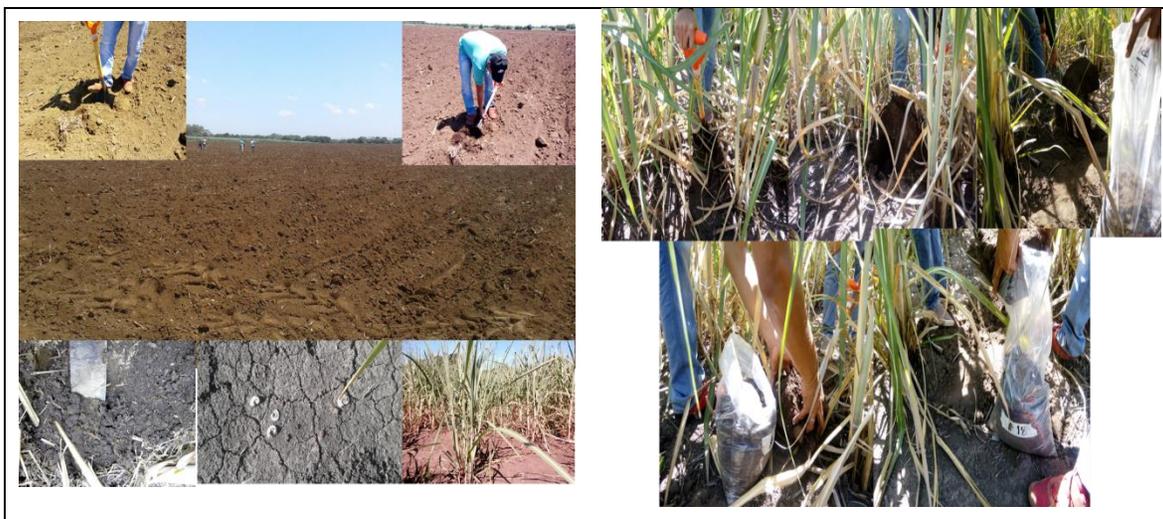


Fig.1Proceso del muestreo y Diversidad de las condiciones edáficas

El total de muestras tomadas fueron 28. El área de muestreo fue aproximadamente 597 manzanas, sin incluir las áreas de los municipios de Monte Rosa y Tonalá. (Ver tabla 2). El mayor número de muestras corresponde al municipio del viejo con 12 muestras, seguido de Monte Rosa con 6 muestras.

Tabla 2: Distribución de las muestras por municipio

Municipios	# muestras/ Municipio	Área (mz)
La Villa 15 de Julio	5	258.47
El Viejo	12	162.62
León	4	106.24
Monte Rosa	6	
Tonalá	1	
	28	597.33

Como parte del resultado del muestreo, se logró cubrir 5 municipios del occidente de Nicaragua (Grafico1), en mapa de la zona de occidente se puede observar la distribución de los puntos de muestreo (Figura 2).

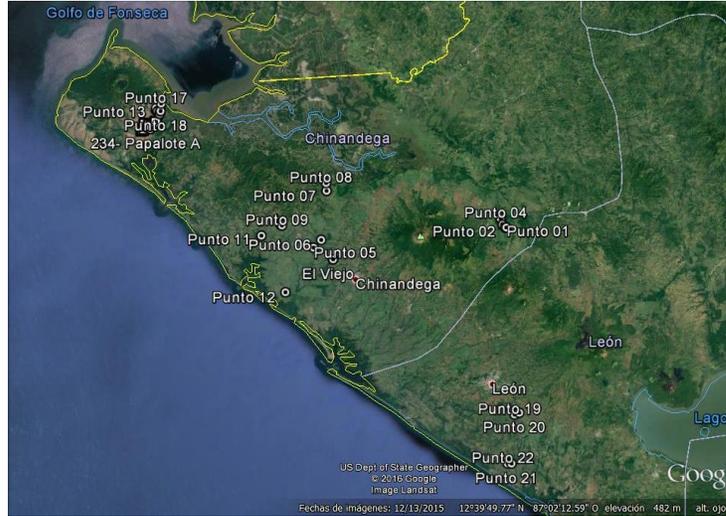
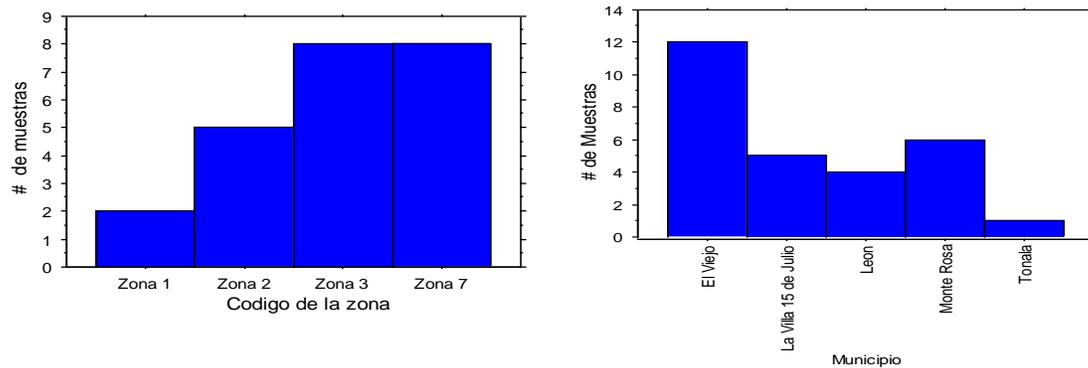


Figura2: Puntos de muestreo en las zonas de incidencia de la empresa Monte Rosa.

Se llegaron a muestrear **14 comunidades** o sectores con diversos sistemas de vegetación. (Grafico 1). Basados en la zonificación de la empresa, las zonas con mayor cantidad de muestras tomadas fueron la zona 3 y 7 con 8 muestras respectivamente, y las otras 12 restantes están distribuidos en la zona 1 y 2. (Grafico 1).



Grafica 1: Distribución del número de muestras en relación a las zonas de estudio y los municipios muestreados.

En relación a los años de uso de las parcelas bajo el sistema agrícola, nos encontramos con máximo de 15 años y un mínimo de 1 año de dedicarlas a la producción de caña. El mayor número (13) de muestras corresponden **a los años 4, 6 y 10**. (Grafico 2).

Los cultivos predominantes presentes en los lugares del muestreo son: caña con 17 muestras, que representa el 61%, Bosque con 7 muestras que representa el (25%) y las 4 muestras restantes están distribuidas en los cultivos de Cacao, Maíz y Maní.

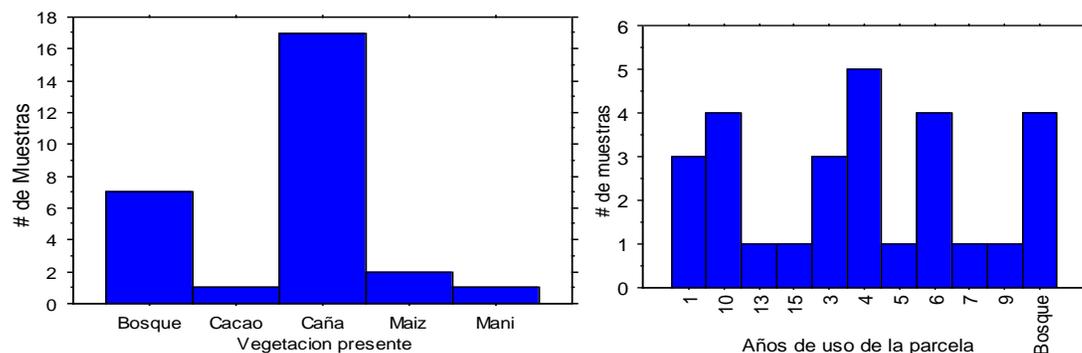


Gráfico 2: Distribución de las muestras en relación a la vegetación presente en las parcelas y los años de uso de la tierra.

6.2 CARACTERIZACIÓN DE LOS ABONOS ORGÁNICOS UTILIZADOS EN LA REPRODUCCIÓN DE MICORRIZAS

Se realizó la evaluación de los diferentes sustratos utilizados para la reproducción de micorrizas, para caracterizar las propiedades físicas del compost, compost más cascarilla y bokashi (sin suelo).

Tabla 3. Resultados promedios de los parámetros físicos de los abonos orgánicos utilizados en el ensayo de micorriza

Abonos orgánicos (Sustratos) *	CMR-Agua	D.A	D.R	Contenido de solidos	Contenido de porosidad
	Gr	g/cm ³	g/cm ³	%	%
Compost más cascarilla (70:30) % Túnel	60	0.62	2.08	29.9	70.1
Compost(100%)	60.5	0.80	2.08	38.6	61.4
Bokashi % Bancal (100%), sin suelo	43.2	0.46	1.67	27.6	72.4

*) n= 6; CMR= Capacidad Máxima de retención de agua, DA =Densidad Aparente, DR= Densidad Real.

En la tabla 3 observamos que el abono orgánico con mejor resultado en cuanto a las diferentes características físicas evaluadas fue el compost más cascarilla de arroz carbonizada, obteniendo que la capacidad de retención de humedad fue de 60g, una densidad aparente de 0.62g/cm³, porcentaje de solidos de 29.9%, y porcentaje de porosidad de 70.1%.

Esto es debido a la combinación de compost más cascarilla se logró que el abono alcanzara las mejores características en comparación con los otros dos abonos orgánicos.

El compost puro presenta una densidad aparente de 0.80g/cm³, mayor a los otros dos abonos, esta característica no permitió buena infiltración del agua por su bajo porcentaje de

porosidad. En cuanto al abono bokashi de acuerdo con los resultados este fue mucho más ligero con un resultado de 43.2g y este contenía buena densidad aparente 0.46g/cm³, casi no contenía sólido 27.6% y contenía mayor porosidad 72.4%.

Según INFOAGRO 2010, las características físicas del compost más cascarilla se aproxima a los parámetros de buena calidad de los abonos orgánicos, en el cual los cultivos se pueden desarrollar con mayor facilidad.

6.3 EFECTO DE LA INOCULACIÓN DE MICORRIZAS SOBRE LA BIOMASA EN LOS CULTIVO TRAMPA

Tabla 4. Promedio de Peso de biomasa del cultivo de sorgo y maíz, establecidos bajo túnel e inoculado con esporas de micorrizas extraídas de suelos cañeros (Monte Rosa) Noviembre 2016.

	Sorgo			Maíz		
	Peso fresco gr	Peso seco gr	Contenido de agua gr	Peso fresco gr	Peso seco gr	Contenido de agua gr
Con micorrizas	226	148	79	275	178	97
Testigo	243	140	103	237	160	77

n= 22

En la tabla 4 se observa el peso de biomasa de los cultivos micorrizados sorgo y maíz, en el cual el cultivo de maíz obtuvo el mejor peso fresco de 275 g y peso seco de 178g en comparación de los otros tratamientos.

El cultivo que obtuvo el mayor contenido de agua fue el sorgo testigo con un resultado de 103g, seguido por el cultivo de maíz con 97g.

Los resultados obtenidos en cuanto al desarrollo de la planta en los diferentes tratamientos, muestran que la presencia de micorrizas ayuda a mejorar tanto la producción de biomasa como el contenido de agua en las plantas evaluadas.

Se ha reportado que mayor niveles de fosforo disponible por medio de las micorrizas en el suelo incrementa el peso seco de la planta y promueven el crecimiento radical debido a las mayores tasas en el crecimiento de raíces centrales y laterales. (Peck et al., 1988; Russo y Pappelis, 1995).

Tabla 5. Promedio de Peso de biomasa del cultivo de sorgo y caña (Bancal), establecidos bajo túnel e inoculado con esporas de micorrizas extraídas de suelos cañeros (Monte Rosa) mayo 2017.

	Sorgo			Caña		
	peso fresco gr	peso seco gr	Contenido de agua gr	peso fresco gr	peso seco gr	Contenido de agua gr
Con micorrizas	4,467	846	3,621	4,655	1,735	2,920
Testigo	3,847	744	3,103	3,174	992	2,182

n = 15

En esta tabla 5 se observa que el cultivo que obtuvo mayor biomasa fue la caña de azúcar con un resultado de biomasa fresca 4,655 g y biomasa seca de 1,735g en comparación con los otros tratamientos. Por el contrario el cultivo que contiene más contenido de agua fue el sorgo con 3,621 g.

En las plantas micorrizadas se produce un aumento del contenido de agua, debido a un aumento de la conductividad hídrica de la planta. También puede ser debido a una mayor absorción a través de la extensa red de hifas externas del hongo MA, extendidas más allá de la zona a la cual tiene acceso directo el sistema radical (Cooper,1984).

Los resultados de esta investigación concuerdan con lo publicado por Calvet et al. (1999), Hernández-Dorrego (2000), Menge (1977), Menge et al. (1980) y Mosse (1973) quienes concluyeron de sus experimentos que la aplicación de hongos micorriza en distintas especies vegetales favorece el crecimiento de ellos.

Kapoor et al (2004) demostró que los hongos micorrizicos son altamente eficientes para promover el crecimiento de los cultivos y el aumento de la biomasa y que dicha promoción puede depender de la planta.

6.4 EFECTO DE TRES SUSTRATOS (CULTIVOS TRAMPA) SOBRE LA REPRODUCCIÓN Y COLONIZACIÓN DE MICORRIZAS EN TÚNEL.

En la tabla 6 observamos la clasificación que se realizó de las micorrizas extraídas por el Dpto. de biología de las muestras de suelo en parcelas del cultivo de caña, de la empresa Monte Rosa.

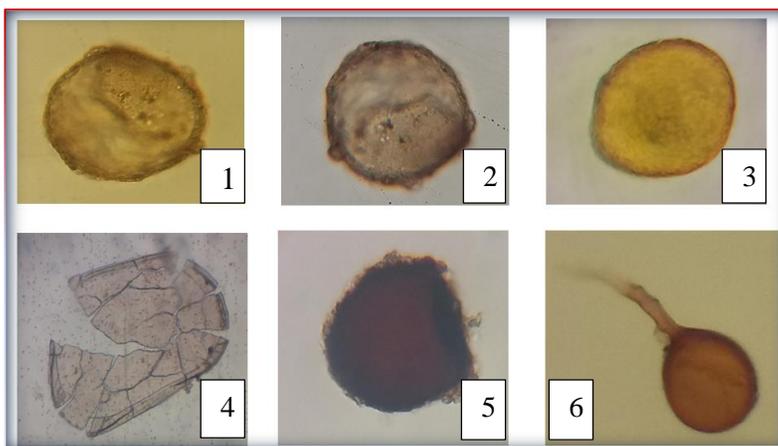
Tabla 6. Clasificación morfológica de las Micorrizas aisladas.

Morfotipo de Micorriza	Σ Total
	Numero de esporas / 100 gr suelo
Amarillas	308
Rojas	90
Negra	456
Café	344
Total	1198

Según su morfotipo (forma y color), se obtuvieron un total de 1,198 micorrizas, en el cual son 308 amarillas, 90 rojas, 456 negras y 344 café. Estudios realizados por Honrubia et al., 1992 dice que aunque evolutivamente se han diferenciado distintos tipos de esporas de micorrizas, estos solo se reconocen según los caracteres morfo- anatómicos que desarrollan.

En la figura 3 se representan los morfotipos de las micorrizas extraídas de las muestras de parcelas destinadas para el cultivo de caña de la empresa Monte Rosa.

Figura 3. Morfotipo de esporas de micorrizas aisladas en zonas de incidencia de Ingenio Monte Rosa. 2016.



1: Color amarilla

2: Color traslucido

3: Color amarilla

4: Color traslucido

5: Color Rojo

6: Color café

En la tabla 7 se observa la colonización de esporas de micorrizas en el túnel, el cultivo que obtuvo mayor colonización fue el sorgo con un porcentaje de 75 %, el cultivo de maíz obtuvo una colonización de 70%. Estos porcentajes se acercan a los valores propuestos por (Serralde y Ramírez, 2004) los cuales mencionan que se encuentran valores altos de micorrizas cuando se aproximan a 80% de colonización, estos valores obtenidos nos dice que a mayor tiempo y espacio, realizando la simbiosis hongo-planta mayor colonización de micorriza.

Tabla 7. Resultado promedio de porcentaje de colonización de esporas establecidas en el cultivo trampa bajo túnel (Sorgo y Maíz).

Cultivo	Tratamiento	Porcentaje de colonización de micorrizas en raíces
Maíz	Con esporas de Micorriza	70
	Testigo	60
Sorgo	Con esporas de Micorrizas	75
	Testigo	67

Tabla 8. Análisis general de conteo de esporas de micorrizas en los cultivos de sorgo y maíz establecidos en túnel. (Extraídos en laboratorio de biología de la UNAN-León).

Cultivo	Tratamiento	Suma de espora en 100 gramos de suelo	Media
Maíz	Con esporas de Micorriza	6,313	527 a
	Testigo	1,896	632
Sorgo	Con esporas de Micorriza	8,238	687 b
	Testigo	1,102	367

n=22.

En la tabla 8 se observa que en los cultivos infectados con micorrizas obtuvo mayor reproducción que las plantas testigos. El sorgo obtuvo un total de 8,238 esporas, y el maíz obtuvo una de 6,313 esporas.

El cultivo que obtuvo una mayor reproducción de hongos micorrizicos fue el sorgo en comparación con el maíz, aunque según estudios realizados por Talukdar & Germida (1993) se esperaba que el que produjera mayor micorrizas fuese el maíz.

Cabe resaltar que aunque se han encontrado micorrizas en prácticamente todo tipo de suelo, su población y actividad se puede ver afectada positiva o negativamente por condiciones ambientales, presencia de nutrientes soluble y agroquímicos.

El análisis general de conteo de esporas en sorgo y maíz presentó una variación (estadísticamente no significativo), como se observa en la tabla 12(Anexo I).

Tabla 9. Análisis general de conteo de esporas de micorrizas en los cultivos de sorgo y caña establecidos en bancal. (Extraídos en laboratorio de biología de la UNAN-León).

Cultivo	Tratamiento	suma de espora en 100 gramos de suelo	media
Sorgo	Esporas de Micorrizas	4,711	393
	testigo	887	224
Caña	Esporas de Micorrizas	6, 490	721
	Testigo	1,034	345

n=15

En la tabla 9 se observa que en el conteo de esporas en los bancales, el que obtuvo mayor reproducción fue con el cultivo de caña de azúcar con un total de 6, 490 esporas, el cultivo de sorgo obtuvo un total de 4,711.

Según Salas (SF) actualmente, la biotecnología de la micorriza ha permitido producir inoculantes de hongos, los cuales se pueden aplicar bajo ciertas condiciones favorables, como en la fase de aclimatación de plantas o sustratos en los viveros.

El análisis general de conteo de esporas en sorgo y maíz presentó una variación (estadísticamente no significativo), como se observa en la tabla 13 (Anexo II).

Tabla 10. Resultado promedio del número de esporas clasificadas por morfotipos establecidas en el cultivo trampa bajo túnel (Sorgo y Maíz).

Morfotipos de esporas	Sorgo		Maíz	
	Inoculado	Testigo	Inoculado	Testigo
Negras	109	67	91	43
Café	125	98	96	42
Amarillas	59	29	59	63
Rojas	7	14	6	12
Traslucidas	90	94	91	17

De los diferentes morfotipos inoculados es necesario identificar cuál de ellos es el que obtuvo la mejor capacidad de reproducción bajo las condiciones de nuestra investigación.

En la tabla 10 observamos el conteo de esporas por morfotipos (N, C, A, R, T), los morfotipos obtuvieron diferentes resultados dando que el color café y negro en sorgo fueron los que mayormente se reprodujeron con un total de 125 esporas café y 109 esporas negras.

Los resultados obtenidos en los cultivos trampas inoculadas son diferentes con respecto a su testigo, esto se debe a que ciertos hongos pueden formar asociaciones preferenciales con ciertas plantas hospederas (Secilia y Bagyaraj, 1992), así como su eficiencia dependerá parcialmente de las características del hongo simbiote (Abbott y Robson, 1985).

Para la producción en los bancales se utilizaron las esporas color negro y café porque presentaron el mejor comportamiento en cuanto a la colonización y a la producción de esporas .

VII. CONCLUSIONES

ENSAYO EN TUNEL

Dentro de los diferentes morfotipos que se identificaron en este estudio, el que obtuvo mayor reproducción fue las esporas de micorrizas de color café en el cultivo de Sorgo (125 esporas), esto indica una mejor adaptabilidad en las condiciones que se brindaron al ensayo.

De los abonos orgánicos que se usaron, el que obtuvo óptimos resultados fue compost más cascarilla de arroz carbonizada, presentando el mejor valor en las características físicas (D.A, D.R, Porosidad, Sólidos y CMR), lo que induce a un mejor desarrollo del cultivo y por ende mayor simbiosis (planta-hongo).

En la fase de túnel al inocular con micorrizas aisladas a los cultivos de sorgo y maíz, el que mejor resultado presentó tanto en producción y colonización de micorrizas fue el sorgo, que dio una suma de 8,238 esporas de micorrizas en 100g suelo y una colonización de 75%. En el maíz dio como resultado una suma de 6,313 esporas de micorrizas en 100g suelo y una colonización de 70% estos resultados no son estadísticamente significativos. Lo que nos dice que se pueden utilizar cualquiera de los dos cultivos para la reproducción de micorrizas.

Al inocular los cultivos sorgo, maíz y caña de azúcar con esporas de micorrizas extraídas de suelos cañeros (Monte Rosa) se obtuvo un aumento de biomasa en comparación del testigo (sin inóculo). Esto nos dice que las plantas inoculadas con micorrizas se desarrollan mucho mejor, y que a mayor biomasa mejor absorción de nutrientes, también hubo mayor contenido de agua en las plantas micorrizadas y por ende estas ayudan a las plantas a resistir sequías.

ENSAYO BANCAL

En la fase de bancal al inocular los cultivos de sorgo y caña de azúcar con micorrizas extraídas de la producción en túnel (Sorgo), el que mayor producción de micorrizas presentó fue la caña de azúcar que dio una suma de 6,490 esporas de micorrizas / 100 gr suelo, y el sorgo dio una suma de 4,711 esporas de micorrizas, estos resultados no son estadísticamente significativos. Lo que significa que se pueden utilizar los dos cultivos para la reproducción de la micorriza.

VIII. RECOMENDACIÓN

Para de producción biofertilizante a base de micorrizas se recomienda utilizar el cultivo de Sorgo como cultivo trampa, por presentar una mayor reproducción de esporas.

Utilizar el sistema de reproducción en bancales como pie de cría, para garanticen la permanencia del cultivo de sorgo, y por ende la viabilidad de las esporas de micorrizas.

Aumentar las densidades de plantas de sorgo que garanticen un mayor sistema radicular para la colonización de las micorrizas.

Utilizar los sustratos adecuados para la reproducción de micorrizas ya sea bokashi o compost esterilizándolo 2 horas por 3 días para evitar que haya micorrizas en este.

Investigar en cultivos perenes como pastos, con la finalidad de determinar su capacidad de reproducción de micorrizas.

Evaluar el efecto del biofertilizante de micorrizas con bacterias fijadoras de nitrógeno, en el cultivo de caña.

IX. BIBLIOGRAFÍA

1. **Abbott, L.K. AND A.D. ROBSON. 1985.** Formation of external hyphae in soil by four species of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.*99: 245-255.
2. **Agarwal P. y Sah P. 2009.** Ecological importance of ectomycorrhizae in world forest ecosystems. *Nature and Science*,7: 107-110.
3. **ARAUJO, J. DE 1995.** Produção e controle de qualidade de mudas florestais. Paraná Brasil Universidade federal do Paraná / Universidade Estadual do Norte Fluminense/ Fundação de Pesquisas Florestais do Paraná. 451 p.
4. **Bagyaraj D. 1992.** Vesicular-arbuscular mycorrhiza: Application in agriculture En: *Methods in Microbiology*. Vol 24. Techniques for the study of mycorrhiza. Norris JR, Read DJ, Varma AK (Eds.). Academic Press, London, pp. 359-373.
5. **Bagyaraj, D.J. 1984.** Biological interactions with VA mycorrhizal fungi. En: VA mycorrhiza. C. Ll. Powell y D.I. Bagyaraj (eds.). CRC Press, Boca Raton, Florida, pp.131-144.
6. **Barroetaveña C2004.** Estudio de las Ectomicorrizas de plantines y plantaciones de pino ponderosa (*Pinus ponderosa* Doug. Ex Laws.) y pino oregon *Pseudotsugamenziesii* (Mirb). Tesis Doctoral. San Carlos de Bariloche, Argentina. Universidad nacional del Comahue. 225 p. Ectomycorrhizal fungi associated with ponderosa pine and Douglas-fir: a comparison of species richness in native western North American forests and Patagonian Plantations from Argentina. *Mycorrhiza* 17: 355-373.hk.
7. **Baylis, G.T.S. 1975.** The magnoloid mycorrhiza and mycotrophy in root systems derived from it. En: *Endomycorrhizas*. F.E. Sanders; B. Mosse, y P.B. Tinker (eds.). Academic Press. London, pp. 373-389
8. **Bethlenfalvay, G. J., R. L. Franson, M.S. Brown y K.L. Mihara. 1989.** The Glycine-Glomus-Bradyrhizobium Symbiosis. IX. Nutritional, morphological and physiological responses of nodulated soybean to geographic isolates of the mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. *Physiologia Plantarum* 76: 226-232.
9. **Blanco, F; y SALAS, E. 1996.** Micorrizas en la agricultura: contexto mundial e investigación realizada en Costa Rica. X Congreso nacional agronómico/II Congreso de suelos. Escuela de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional. Costa Rica. p. 69
10. **Bonilla Buitrago Ruth Rebeca,** Utilización de hongos micorrizogénicos en la producción agrícola. Colombia 2001
11. **Brundrett M, Bougher M, Dell B, Grove T, Malejczuk N. 1996.** Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. ACIAR Monograph Series.
12. **Brundrett M, Melville L, Peterson L. 1994.** Practical Methods in mycorrhiza research. Mycologue publications. Guelph, Ontario, Canada.
13. **Brundrett MC, Abbott LK, Jasper DA. 1999.** Glomalean mycorrhizal fungi from tropical Australia. I. Comparison of the effectiveness and specificity of different isolation procedures. *Mycorrhiza* 8: 305-314. A new method for observing the

- morphology of vesicular arbuscular mycorrhizae. *Canadian Journal of Botany*62: 2128-2134.
14. **CALVET, M., CAMPRUBÍ, A., BALADA, A. y MORERA, C. 1999.** Utilization of arbuscular mycorrhizae for the production of citrus rootstock cultivars in spanish nurseries. Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le developpment (GIRAD). 5° Congreso Mundial de viveristas de cítricos. Montpellier, 5 - 8 de marzo de 1999.p.
 15. **Carlos Aguilar y Beatriz Dreyer 2009,** Manual sobre Técnicas Utilizadas en Investigaciones sobre Micorrizas, región centroamericana.
 16. **Carlos Aguilar y Beatriz Dreyer. 2009** Manual sobre Técnicas Utilizadas en Investigaciones sobre Micorrizas.
 17. **CHAKRAVARTY, P.; JACOBS, P.F. Y PETERSON, R.L. 1991.** Effect of the fungicides benomyl and oxine benzoate on the mycelial growth of four isolates of E-strain fungi in vitro. *Eur. J. For. Pathol.*, 20: 381-385.
 18. **Collins WW, Qualset CO. (1999).** Biodiversity in agroecosystems. CRC Press LLC.: Boca Raton.
 19. **COOPER, K.M. 1984.** Physiology of VA mycorrhizal associations. En: VA Mycorrhizae C.L. Powell y D.J. Bagyaraj (eds.). Boca Raton, CRC Press, Florida, pp. 113-130.
 20. **COOPER, K.M. y GRANDISON, G.S. 1986.** Interaction of vesicular -arbuscular mycorrhizal fungi and root-knot nematode on cultivars of tomato and white dover susceptible to *Meloidogyne*hapta. *Ann. Appl. Biol.*, 108: 555-565.
 21. **Corpoica** (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria regional ocho).1998. Las micorrizas como alternativa al manejo sostenible de los agroecosistemas tropicales. Colombia. Meta, Villavicencio.
 22. **Cuervo y Rivas-Platero, 1997.** Hoja técnica de biota rizosférica un recurso para promover el crecimiento y la protección de las plantas. (Serie técnica no 21).
 23. **DAVIS, E.A. y YOIJNG, J.L. 1985.** Endomycorrhizal colonization of glasshousegrown wheat as influenced by fertilizer salts when banded or soil-mixed. *Can. J. Bot.*, 63: 1196-1203.
 24. **DAVIS, R.M. y MENGE, J.A. 1981.** Phytophthoraparasitica inoculation and intensity of vesicular-arbuscular mycorrhizal in citrus. *New Phytol.*, 87: 705-715.
 25. **DÍAZ, G. 1992.** Estudio de micorrizas vesículo-arbusculares en suelos afectados por actividades mineras. Tesis Doctoral. Inéd. Murcia.
 26. **DIEDERICHS, C. 1983.** Influence of light on the efficacy of vesicular-arbuscular mycorrhiza in tropical and subtropical plants. III. Influence of daylength. *Angew. Botanik.*, 57: 55-67
 27. **Estrada-Torres A. y Santiago-Martínez M.G.** (editores). 2003. Avances en el estudio de la ectomicorriza en el estado de Tlaxcala, México. Universidad Autónoma de Tlaxcala, CONACYT, Fundación Produce Tlaxcala, A.C., México.76 pp.

28. **Fagro** (Facultad de Agronomía, Universidad de la Republica). 2009. Intercambio de nutrientes. Fósforo. Uruguay. Montevideo. Disponible en: <http://www.fagro.edu.uy/~microbiologia/docencia/materiales%20teoricos/MICORRIZAS%2009.pdf>
29. **FAO**, 1985 – 2003. La economía mundial del banano, capítulo IV. Avances tecnológicos.
30. **Frank A. B. 1985** Ueber Die Uaf Wurzelsymbiose Veruhende Ernährung Gewisser Baume Durch Unterirdisehe Pilze. Ber. Dtsch. Bot. Ges. 3.. 128-145 (inglishtaslation 2005) Micorrizas 15: 226-275.
31. **Gaitan. E.** 2006. cuantificación de bacterias nitrificantes, denitrificantes, fijadoras de nitrogenoyheterotrofas de humedales artificiales sub-superficiales para el tratamiento de agua residual. pamplona. españa. universidad de pamplona. facultad de ciencias basicas. microbiologia con énfasis en alimentos. Pamplona. Disponible en http://http://www.unipamplona.edu.co/unipamplona/hermesoft/portaIG/home_1/recursos/tesis/contenidos/tesis_septiembre/04092007/cuantificacion_de_bacterias.pdf. <http://www.youblisher.com/p/982620-CATALOGO-ORGANICOS/>
32. **GARCIA-ROMERA, I. 1986.** Interacción entre dos herbicidas y micorrizas vesículoarbusculares y su repercusión en el crecimiento del guisante (*Pisumsativum*). Tesina de Licenciatura. Univ. Granada.
33. **GERDEMANN, J.W. 1975.** Vesicular-arbuscular mycorrhizae. En: The development and function of roots. J.G. Torrey y D.T. Clarkson (eds.). Academic Press. London, pp. 575-591.
34. **Gliessman, SR.2002.** Agroecología: Procesos Ecológicos en Agricultura Sostenible. Eds. E Rodríguez, T Benjamín, L Rodríguez, A Cortés. Trads. R Cohen, A GonzálezJácome, JJ Jiménez Osornio et al., Turrialba, CR, CATIE. 359 p.
35. **GRAHAM, J.H. y MENGE, J.A. 1982.** Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae and soil phosphorus on take-all disease of wheat. *Phytopathology*, 72: 95-98.
36. **GRAHAM, J.H. y SYVERTSEN, J.P. 1985.** Host deterrninants of mycorrhizal dependency of citrus root stock seedlings. *New Phytol.*, 101: 667-676.
37. **GRAHAM, J.H.; LEONARD, R.T. y MENGE, J.A. 1981.** Membrane-mediated decrease in root exudation responsible for phosphorus inhibition of vesiculararbuscular mycorrhiza formation. *Plant Physiol.*, 68: 548-552. HARLEY
38. **Guagliumi, P. 1962.** Las Plagas de la caña de azúcar en Venezuela. Ministerio de Agricultura y Cría. Centro de Investigaciones Agronómicas. Maracay, Venezuela. Monografía N° 2. Tomo I. 482 p.
39. **Hawksworth et al., 1995.** Ainswoth&basbys dictionary of the fongi. CAB international. Cambrige university press. Cambridge. Fighth. Edition.p.301
40. **HAYMAN, D.S. 1983.** The physiology of vesicular-arbuscular endomycorrhizal symbiosis. *Can. J. Bot.*,61: 944-963

41. **HERNÁNDEZ, A. 1999.** Las Micorrizas. Centro de estudios ecológicos. Argentina. Disponible en: <http://www.cdeea.com/micorrizas1.htm>
42. **HERNÁNDEZ-DORREGO, A. 2000.** Las micorrizas, (on line). www.terraia.com
43. **HETRICK, B.A.D. y WILSON, G.W.T. 1991.** Effects of mycorrhizal fungus species and metalaxyl application on microbiol suppression of mycorrhizal symbiosis. *Mycologia*, 83: 97-102.
44. **HETRICK, B.A.D.; KITT, DG. y WILSON, G.T. 1988a.** Mycorrhizal dependence and growth habit of warm-season and cool-season taflgrass prairie plants. *Can. J. Bot.*, 66: 1376-1380
45. **HIETRICK, B.A.D.; WILSON, G.T. y TODD, T.C. 1990.** Differential responses of C3 and C4 grasses to mycorrhizal symbiosis, phosphorus fertilization, and soil microorganisms. *Can. J. Bot.*, 68: 46 1-467.
46. **Honrubia, M.P. torrez, G. Diaz, A. Cano. 1992.** Manuel para micorrizar plantas en viviros forestales. Ministerio de agricultura, pesca y alimentación Econa. Madrid. 47 pp.
47. **Instituto Nicaragüense de Tecnología Agropecuaria (INTA). 2002.** Catálogo de semillas Híbridos y Variedades. Managua, Nicaragua.
48. **INTA 2012.** Variedades mejoradas de sorgo CI-0947 BMR, Managua- Nicaragua. WWW.INTA.gob.ni.
49. **Jakobsen, I., L.K. Abbott, A.D. Robson. 1992.** External hyphae of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi associated with subterranean L.: I. Spread of hyphae and phosphorus inflow into roots. *New phytology* 120:371-380.
50. **JANOS, D.P. 1983.** Tropical rain forest; ecology and management. Ed. S.L. Sutton, T:CWhitware and A.C. Chadwick. Oxford, G.B., Blackwell Scientific Publications. pp 327-345. Systems. In: *Ecophysiology of VA Mycorrhizal Plants* (Ed. By G. R Safir). Boca Raton, Florida. pp. 107-134
51. **Jarstfer A, Sylvia D. 1993.** Inoculum production and inoculation strategies for vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. En: *Soil microbial ecology: applications in agricultural and environmental management* ,Metting F (Ed.). Marcel Dekker, pp. 349-377.
52. **Jarstfer AG, Sylvia DM. 1995.** Aeroponic culture of VAM Fungi, p 427-441. En A. Varma & B Hock (ed.), *Mycorrhiza: Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology*, Springer-Verlag, Belin, Alemania.
53. **Jarstfer AG, Sylvia DM. 2002.** Isolation, culture and detection of arbuscular mycorrhizal fungi. En: *Manual of Environmental Microbiology 2nd. Edition*, Hurst C, Crawford R, Knudsen G, McInerney M, Stezenbach L (Eds.), ASM Press, Washington, pp. 535-542.
54. **JASPER, D.A.; ROBSON, A.D. y ABBOTT, L.K. 1979.** Phosphorus and the formation of vesicular-arbuscular mycorrhizas. *Soil Biol. Biochem.*, 11: 501-505.

55. **Kapoor, R.**, B.Giri y K.G. Mukerji. 2004.Improved growth and esseential oil yild and quality in foeniculumvulgare Mill. On mycorrhizal inoculationsupplementedwithpfertilizer. BioresourceTechnology 93: 307-311.
56. **KELLAM, M.K. y SCHENCK, N.C. 1980.**Interactions between a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus and root-knot nematode on soybean. Phytopathology, 70: 293297.
57. **Landaverde, R.** 2001. El cultivo del plátano. Editorial OIRSA. San Salvador, El Salvador. 41p.
58. **LINDERMAN, R.G. 1988.** Mycorrhizal interactions with the rhizospheremicroflora: their mycorrhizosphere effect. Phytopathology 78: 336-371.
59. **Linderman, R.G., AND HERDRIX J. W.** 1982 evaluacion de plantas que reaizan simbiosis, hongos micorrizales arbusculares. Edición by N. C. Schenck sociedad americana de fitopatología. St. paul. Mn. Pp. 69-79
60. **MAG,** 2000 Agricultura y desarrollo ministerio de agricultuta y ganaderia 32 pag.
61. **MALAGON, D. (1990),** física de suelo. Bogotá, Cali, Col.IGAC.622 P.
62. **MANJUNATH, A. y HABTE, M. 1991.** Root morphological characteristics of host species having distinct mycorrhizal dependency. Can. J. Bot., 69: 671-676
63. **Medrano. I et Melendez.M.** Evaluacion del efecto de diferentes dosis de micorrizas vesiculo arbuscular (MVA), Sobre patógenos del suelo y desarrollo fenológico del cultivo de sandía (*Citrulluslanatus*),en el campus agropecuario UNAN-LEON, durante el ciclo agrícola 2008.Tesis.
64. **Mendoza, Rodolfo et Al.** (2002) Poblaciones de hongos micorrizicos arbusculares en relacion con las propiedades del suelo y de la planta hospedante en pastizales de Tierra del Fuego. Argentina.
65. **Menge J. 1984.**Inoculumproduction. En: VA Mycorrhizae, Powell C, Bagyaraj D (Eds.). CRC Press Inc., Boca Raton, Florida, pp. 187-203
66. **MENGE, J. A., DAVIS, M., JOHNSON, E. y ZENTMEYER, G. 1977.** Mycorrhizal fungí ;increase growth and reduce transplant injury in avocados. Calif. Agr. 32(4): 6-7.
67. **Morell,F. et Al,** (2009) LA ACTIVIDAD DE LOS HONGOS MICORRIZICOS ARBUSCULARES EN LA ESTRUCTURA DEL SUELO, Colombia.
68. **MOSSE, B.** 1973. Advances ;in the study of vesicular- arbuscular mycorrhiza. Annu. Rev. Phytopathology 11:171 - 196.
69. **OCA.MPO, J.A. y BAREA, J.M. 1985.** Effect of carbonate herbicides on VA mycorrhizal infection and plant growth. Plant Soil., 85: 375-383.
70. **OCAMPO, J.A. y HAYMAN, D.S. 1980.**Effects of pesticides on mycorrhiza in fiedgrown barley, maize and potatoes. Trans. Br. mycol. Soc., 74: 413-416.
71. **Pacioni G. 1992.** Wet-sieving and decanting techniques for the extraction of spores of vesiculararbuscular fungi. En: Methods in Microbiology. Techniques for the study of mycorrhiza, Vol 24, Norris JR, Read DJ, Varma AK (Eds). AcademicPress, London, pp. 317-322

72. **Pedrosa H. et.al. (2006)**: Sistema de Análisis estadístico con SPSS con énfasis en investigaciones agrícolas. IICA, INTA. Managua.
73. **Perez. O. 2008** . atenuación natural de suelos contaminados con residuos tóxicos de rigen minero. Aislamiento y caracterización microbiana, habana cuba. Facultad de biología, universidad de la habana. Disponible en http://pendientemigracion.ucm.es/info/biohidro/coto_orquidea.pdf.
74. **PONS, F. y GIANINAZZI-PEARSON, V. 1984**. Influence du phosphore du potassium de l'azote et du pH sur le comportement de champignons endomycorrhizogènes á vésicules et arbuscules. *Crypto. Mycol.*, 5: 87-100.
75. **POPE, P.E. y HOLT, H.A. 1980**. Paragnat influences development and efficacy of the mycorrhizal fungus *Glomus fasciculatum*. *Can. J. Bot.*, 59: 518-521.
76. **RAJAPAKSE, S. y MILLER, J.C. Jr. 1988**. Relationship between cowpea root systems and mycorrhizal dependency. *Hortscience*, 23: 568-570.
77. **Read, D.J.** Mycorrhiza. 1999. The state of the art. En: *Mycorrhiza 2 nd* .(A. Varma y B. Hock, eds.). Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg. p. 3-34.
78. **Ruiz Martinez, Luis, (2005)** GENERALIZACION DEL USO Y MANEJO DE LAS ASOCIACIONES MICORRIZICAS EN CULTIVOS TROPICALES, COMO CONTRIBUCION A LA SOSTENIBILIDAD AGROALIMENTARIA, Cuba.
79. **Salmerón. N. et Medina. W.** Evaluación del efecto de diferentes dosis de micorrizas vasculo arbusculares (MVA), sobre el desarrollo fenológico en el cultivo de sandía (*Citrullus lanatus*), y densidades poblacionales de nematodos de suelo en el campos agropecuario UNAN-LEON durante el ciclo agrícola 2008. Tesis.
80. **SCHENCK, N.C. 1981**. Can mycorrhiza control root disease? *PlantDisease* 65: 230- 234
81. **SECILIA, J. AND D.J. BAGYARAJ, 1992**. Selection of efficient vesicular-arbuscular mycorrhiza fungi for wetland rice (*Oryza sativa* L.). *Biol. Fertil.Soli* 13: 108-111
82. **Sierverding, E.** 1991. Vasicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems. Technical cooperation, federal republic of Germany. Eschborn. Schriftenreihe der GTZ. No. 224.371p.
83. **Silva, P., Rivera, D., Rostran, J., & Rostran, A. (2015)**. Determinacion de puntos criticos de temperatura, humedad y pH en los procesos de produccion de los abonos organicos Bokashi y lombriabono como parte de la gestion de calidad, Campus Agropecuario, diciembre 2013-abril 2014. Leon, Nicaragua: UNAN-Leon.
84. **Smith SE (1966)** physiology and ecology of orchid mycorrhizal fungal with reference to seedling nutrition. *New phytol.* 65: 488-499
85. **Smith, S.E. y D.J Read. 1997**. *Mycorrhizal symbiosis*, 2nd end. London, UK: Academic Press.
86. **SON, C.L.; SMITH, F.A. y SMITH, S.E. 1988**. Effect of hght intensity on root growth, mycorrhizal infection and phosphate uptake in onion (*Allium cepa* L.). *Plant Soil.*, 111: 183- 186.

87. **SON, S.L. y SMITH, S.E. 1988.** Mycorrhizal growth responses: Interactions between photon irradiance and phosphorus nutrition. *New Phytol.*, 108: 305-314.
88. **Soto R. Ivan, (2003):** Conceptos generales de estadísticas. Edit. Andes. Edic. 1. Lima, Peru.
89. **ST. JOHN, T.V. 1980.** Root size, root hairs and mycorrhizal infection: A reexamination of baylis's hypothesis with tropical trees. *New Phytol.*, 84: 483-487.
90. **Sylvia DM. 1988.** Activity of external hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Biology and Biochemistry* 20: 39-40.
91. **Sylvia DM. 1992.** Quantification of external hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. En: *Methods in Microbiology*. Vol 24. Techniques for the study of mycorrhiza. Norris JR, Read DJ, Varma AK (Eds.). Academic Press, London, pp. 53-65.
92. **Sylvia DM. 1994.** Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi, p. 351-378. En R W Weaber, S Angle, P Bottomley, D Bezdicsek, S Smith, A Tabatabai & A. Wollum (ed.), *Methods of Soil Analysis, part 2, Microbiological and Biochemical Properties*, Soil Science Society of America, Madison. Wis.
93. **Talukdar N, Germida J. 1993.** Propagation and storage of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi isolated from Saskatchewan agricultural soils. *Canadian Journal of Botany* 71: 1328-1335.
94. **TYLKA, G.L.; HUSSEY, R.S. y RONCADORI, R.W. 1991.** Interactions of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi, phosphorus, and Heteroderaglycines on soybean. *J. Nematol.*, 23(1): 122-133.
95. **VAAST, P; ZASOSKI, R. J. 1991.** Effect of nitrogen sources and mycorrhizal inoculation with different species on growth and nutrient composition of young arabica seedlings. *Café, Cacao, Thé (Francia)*. 35 (2): 121-128.
96. **Valladares, I. A. (Julio).** Taxonomía y botánica de los cultivos de grano. Recuperado el 16 de marzo de 2013, de <http://curlacavunah.files.wordpress.com/2010/04/Unidad-ii-taxonomiabotanica-y-fisiologia-de-los-cultivos-de-grano-agosto-2010.pdf>
97. **Van Tichelenkk, colpeart JV, Vangronsveld J (2001)** ectomicorrizas protection of pinussylvestris against copper toxicity. *New Phytologist* 150 (1) 203-213 2001.
98. Wild, A. 1992, *Condiciones del suelo y desarrollo de las plantas según Russell*, Ediciones Mundi-Prensa, Madrid: 1045PP.

X. ANEXOS

Tabla 11. Análisis estadístico de conteo de esporas en sorgo y maíz en laboratorio de biología.

Tabla de Fisher PLSD para N esporas-Túnel

Efecto: Cultivo

Significancia: 5 %

	Promedio	Dif critica	Significancia
Maíz, Sorgo	-160.42	246.46	0.1908

Tabla 12 Análisis estadístico de conteo de esporas en caña y sorgo en laboratorio de biología.

Tabla de Fisher PLSD para N esporas-Bancal

Efecto: Cultivo

Significancia: 5 %

	Promedio	Dif critica	Significancia
Caña, Sorgo	-160.42	255.46	0.2008

Tabla 13. Inoculación del cultivo de sorgo y maíz, establecidos bajo túnel con esporas de micorrizas extraídas de suelos cañeros (Monte Rosa) en noviembre 2016.

Inoculación de las micorrizas			
Cultivo	Masetera	Código	Total
Sorgo	1	A1,A2, A3, A4	94
Sorgo	2	N1	226
Sorgo	3	N2-N3	58
Sorgo	4	C1, C2, C3, C4	103
Suma Sorgo			481
Sorgo-T	5	-	
Maíz	1	A5,A6,A7	214
Maíz	2	N4,N5,N6	172
Maíz	3	R1,R2	90
Maíz	4	C5,C6,C7	241
Suma Maíz			717
Maíz-T	5	-	



Foto 1. Invernadero en CNRA
Proyecto Micorrizas-UNAN-León/ Pantaleón
UNAN-León. Nicaragua 2016.



Foto 2. Tamizado de abono orgánico
UNAN-León. Nicaragua 2016



Foto 3. Esterilización de abonos
orgánicos con vapor de agua.
UNAN-León. Nicaragua 2016

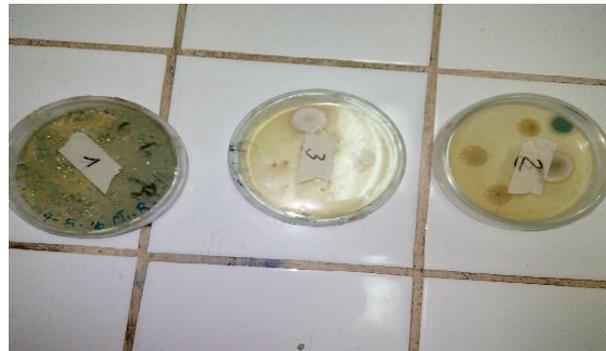


Foto 4. Determinación de patógenos en abonos
esterilizado
UNAN-León. Nicaragua 2016



Foto 5. Llenado de pots con compost esterilizado.
UNAN-León. Nicaragua 2016



Foto 6. Siembra de cultivos trampa en pote.
UNAN-León. Nicaragua 2016



Foto 7. Dos meses de germinado el cultivo
UNAN-León. Nicaragua 2016



Foto 8. Corte de tallo en los cultivos
UNAN-León. Nicaragua 2016



Foto 9. Peso de biomasa.
UNAN-León. Nicaragua 2016



Foto 10. Proceso de extracción de raíces y suelo micorrizado en pie de cría (fase de túnel).
UNAN-León. Nicaragua 2016



Foto 11. Preparación de bokashi sin suelo.
UNAN-León. Nicaragua 2016



Foto 12. Llenado de bancal con
UNAN-León. Nicaragua 2016



Foto 13. Siembra de cultivos.
UNAN-León. Nicaragua 2016



Foto 14. Desarrollo de los cultivos.
UNAN-León. Nicaragua 2016



Foto 15. Peso de biomasa seca (bancal).
UNAN-León. Nicaragua 2016