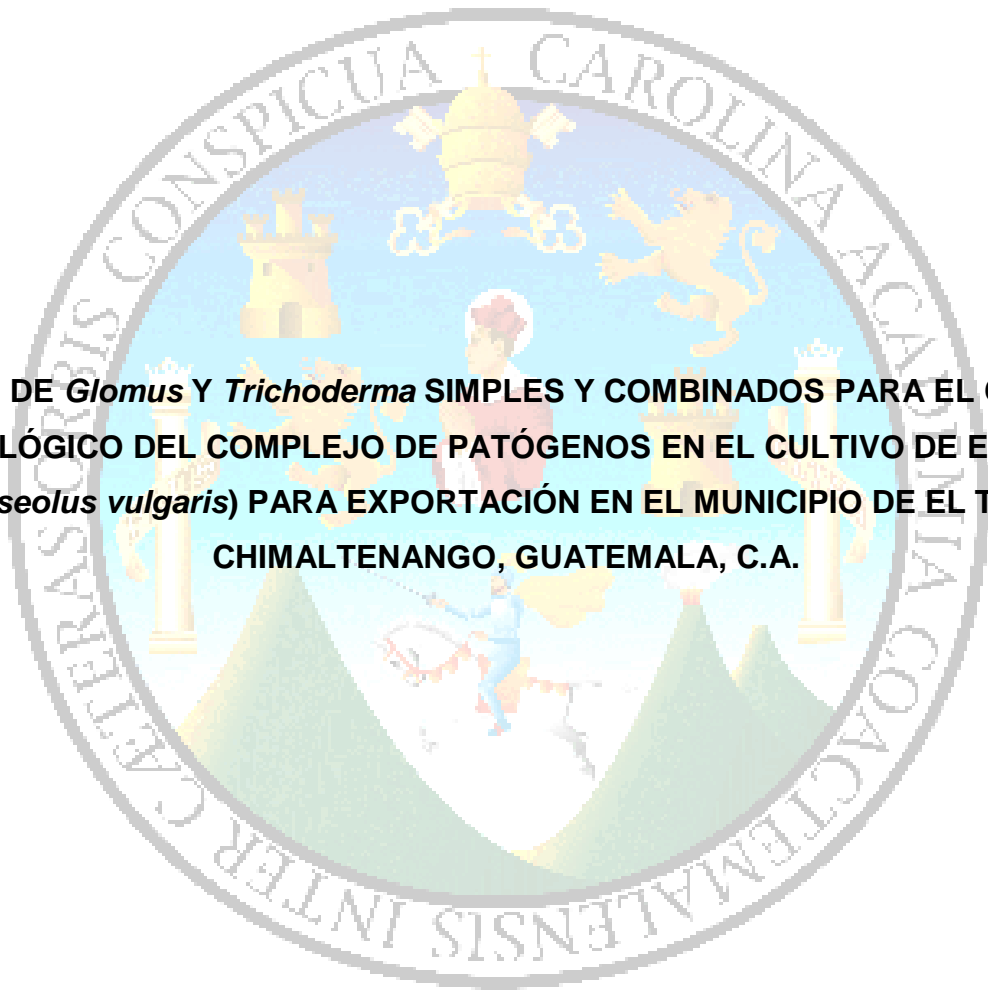


**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS Y AMBIENTALES**

The seal of the University of San Carlos of Guatemala is a circular emblem. It features a central figure of a man in a red robe and white hat, holding a staff. Above him is a golden crown with a cross. To the left is a golden castle tower, and to the right is a golden lion rampant. Below the central figure are two green hills. The entire scene is set against a light blue background. The seal is surrounded by a grey border containing the Latin motto: "CETERAS CRIBIS CONSPICUA CAROLINA ACADEMIA COACTEMALENSIS INTER".

EFFECTO DE *Glomus* Y *Trichoderma* SIMPLES Y COMBINADOS PARA EL CONTROL BIOLÓGICO DEL COMPLEJO DE PATÓGENOS EN EL CULTIVO DE EJOTE (*Phaseolus vulgaris*) PARA EXPORTACIÓN EN EL MUNICIPIO DE EL TEJAR, CHIMALTENANGO, GUATEMALA, C.A.

EDWIN GUSTAVO GUZMÁN RODAS

GUATEMALA FEBRERO DE 2016

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS Y AMBIENTALES**

TESIS

EFFECTO DE *Glomus* Y *Trichoderma* SIMPLES Y COMBINADOS PARA EL CONTROL BIOLÓGICO DEL COMPLEJO DE PATÓGENOS EN EL CULTIVO DE EJOTE (*Phaseolus vulgaris*) PARA EXPORTACIÓN EN EL MUNICIPIO DE EL TEJAR, CHIMALTENANGO, GUATEMALA, C.A.

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

POR

EDWIN GUSTAVO GUZMÁN RODAS

EN EL ACTO DE INVESTIDURA COMO

INGENIERO AGRÓNOMO

EN

SISTEMAS DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

EN EL GRADO ACADÉMICO DE LICENCIADO

GUATEMALA FEBRERO DE 2016

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS Y AMBIENTALES

RECTOR

DR. CARLOS GUILLERMO ALVARADO CEREZO

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA

DECANO	ING. AGR. MARIO ANTONIO GODINEZ LÓPEZ
VOCAL PRIMERO	DR. TOMÁS ANTONIO PADILLA CÁMBARA
VOCAL SEGUNDO	ING. AGR. M. Sc. CÉSAR LINNEO GARCÍA CONTRERAS
VOCAL TERCERO	ING. AGR. M. Sc. ERBERTO RAÚL ALFARO ORTÍZ
VOCAL CUARTO	BR. IND. MILTON JUAN JOSÉ CANÁ AGUILAR
VOCAL QUINTO	MEH. RUT RAQUEL CURRUCHICH CUMEZ
SECRETARIO	ING. AGR. JUAN ALBERTO HERRERA ARDÓN

GUATEMALA FEBRERO 2016

Guatemala, febrero de 2016

Honorable Junta Directiva

Honorable Tribunal Examinador

Facultad de Agronomía

Universidad de San Carlos de Guatemala

Honorables miembros:

De conformidad con las normas establecidas por la Ley Orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a vuestra consideración, la tesis **“EFECTO DE *Glomus* Y *Trichoderma* SIMPLES Y COMBINADOS PARA EL CONTROL BIOLÓGICO DEL COMPLEJO DE PATÓGENOS EN EL CULTIVO DE EJOTE (*Phaseolus vulgaris*) PARA EXPORTACIÓN EN EL MUNICIPIO DE EL TEJAR, CHIMALTENANGO, GUATEMALA, C.A.”** como requisito previo a optar al título de Ingeniero Agrónomo en Sistemas de Producción Agrícola, en el grado académico de Licenciado.

Esperando que el mismo llene los requisitos necesarios para su aprobación, me es grato suscribirme,

Atentamente,

“ID Y ENSEÑAD A TODOS”

EDWIN GUSTAVO GUZMÁN RODAS

ACTO QUE DEDICO

A DIOS Por ser mi principal dador de vida y razón de mis conocimientos.

A MI PADRE Edwin Haroldo Guzmán Maldonado, ejemplo de lucha, esfuerzo, responsabilidad y dedicación, gracias por tu apoyo brindado en todo momento ya que por vos he logrado mi ansiada meta.

A MI MADRE Martha Lucrecia Rodas por tu amor, sacrificio, esfuerzo, comprensión, este triunfo es tuyo, gracias por ayudarme a ser la persona que soy ahora. Eres una gran bendición.

A MI ABUELA María candelaria de León Ruiz por su enorme sacrificio, lucha y tolerancia que me ha brindado durante toda mi vida haciéndome la persona que soy hasta ahora.

A MI HERMANOS Héctor Guzmán, Javier Guzmán y Nohemí Guzmán. Gracias por su especial apoyo y cariño incondicional.

A MIS TIOS Alfredo Guzmán, Hugo Guzmán, Edgar Guzmán, gracias por su apoyo brindado en todo momento y lugar.

A MI NOVIA Sheidy Maritza Morales por ser la persona que ha demostrado mucho amor y paciencia hacia mí, gracias por ser mi bendición.

A MIS PRIMOS Gracias por su apreciable y bondadoso apoyo.

A MIS AMIGOS Gerson González, Héctor Cuxil, Estuardo Medrano, Werner Ávila, Erickson Noj, Diego Gómez, Ing. Luis Sandoval, Ing. Jorge Sandoval y con especial agradecimiento a mi compañero Jose Sandoval, gracias por tu amistad y apoyo.

A MIS COMPAÑEROS DE TRABAJO Ing. Agr. Carlos Neftalí Palacios, Ing. Agr. Adalberto Rodríguez García, Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes, Ing. Agr. Rolando Aragón, gracias por su amistad, apoyo y asesoría brindada para mi formación como profesional.

A LA INSTITUCION AGREQUIMA Por haberme abierto las puertas y brindado la oportunidad de poder desempeñar mi ejercicio práctico y que hasta el día de hoy es mi prestigioso lugar de trabajo.

AGRADECIMIENTOS

A:

MI CASA DE ESTUDIOS: Universidad de San Carlos de Guatemala, amorosamente a la Facultad de Agronomía, por la formación y conocimientos adquiridos en pro de mi triunfo.

MIS CATEDRÁTICOS: Por su dedicación, ejemplo, responsabilidad y esfuerzo brindado.

MI ASESOR: Ing. Agr. M. Sc. Manuel de Jesús Martínez Ovalle, muchas gracias por su admirable ayuda, colaboración, guía y apoyo.

CONTENIDO GENERAL		PÁGINA
ÍNDICE DE FIGURAS		iii
ÍNDICE DE CUADROS		iv
RESUMEN		v
1 INTRODUCCIÓN		1
2 DEFINICIÓN DEL PROBLEMA		2
3 MARCO TEÓRICO		3
3.1 Marco conceptual		3
3.1.1 Micorrizas		3
3.1.2 Micorrizas arbusculares		4
3.1.3 Productos a emplear en la investigación		20
3.1.4 Descripción del cultivo de frijol (<i>Phaseolus vulgaris</i>)		24
3.1.5 Aspectos agronómicos del cultivo		25
3.1.6 Enfermedades en el cultivo de frijol (<i>Phaseolus vulgaris</i>)		27
3.1.7 Producción nacional del cultivo de frijol (<i>Phaseolus vulgaris</i>)		31
3.2 Marco referencial		33
3.2.1 Ubicación del área de estudio		33
3.2.2 Zona de vida y clasificación climática		33
3.2.3 Condiciones edáficas		33
3.2.4 Antecedentes sobre <i>Rhizobium</i> y micorrizas en <i>Phaseolus vulgaris</i>		34
4 OBJETIVOS		36
4.1 General		36
4.2 Específicos		36
5 HIPÓTESIS		36
5.1 Nula (H₀)		36

	PÁGINA
5.2 Alternas (Ha)	36
6 METODOLOGÍA.....	37
6.1 Productos evaluados	37
6.1.1 Modo de uso de la aplicación simple y combinada.....	37
6.1.2 Concentraciones	37
6.2 Diseño experimental.....	38
6.2.1 Aleatorización de tratamientos y repeticiones	38
6.3 Características de la unidad experimental	39
6.3.1 Manejo del experimento.....	39
6.4 Modelo estadístico	39
6.5 Variables de respuesta y metodología de evaluación	40
6.5.1 Altura de plantas (m).....	40
6.5.2 Plantas sanas y/o enfermas (%).....	40
6.5.3 Nodulación de <i>Rhizobium leguminosarum</i> (%).....	40
6.6 Análisis de Información	40
7 RESULTADOS Y DISCUSIÓN	41
7.1 Altura de plantas/tratamiento (m).....	41
7.2 Plantas sanas y/o enfermas (%)	42
7.3 Nodulación de <i>Rhizobium leguminosarum</i> (%):.....	44
7.4 Análisis de suelo nematológico	46
7.5 Problemas fitosanitarios detectados e Identificados.....	48
8 CONCLUSIONES	50
9 RECOMENDACION.....	50
10 BIBLIOGRAFÍA	51
11 APÉNDICES	55

ÍNDICE DE FIGURAS	PÁGINA
Figura 1. Tipos de micorrizas y simbiontes implicados en la formación de las mismas. Se representa de azul el desarrollo del micelio en cada tipo de micorriza.	3
Figura 2. Ciclo de vida de las micorrizas arbusculares	8
Figura 3. Esporas globosas de <i>Glomus mosseae</i>	10
Figura 4. Esporas de <i>Glomus intraradices</i>	12
Figura 5. <i>Trichoderma atroviride</i> (rojo) creciente a lo largo de hifas de hongo huésped (verde).	17
Figura 6. Fenología del cultivo de frijol (<i>Phaseolus vulgaris</i>)	24
Figura 7. Hojas infectadas por <i>Uromyces spp.</i>	28
Figura 8. Deformación de raíz principal y tejidos internos	29
Figura 9. Hojas infectadas por el virus del mosaico dorado.....	29
Figura 10. Síntomas en vainas de frijol	30
Figura 11. Ubicación geográfica del área de estudio.....	33
Figura 12. Croquis de campo experimental.....	38
Figura 13. Grafica de comportamiento de altura/tratamiento a partir del día 15DDS	41
Figura 14. Grafica de comportamiento de plantas sanas y/o enfermas a partir del día 15DDS.....	43
Figura 15. Grafica de comportamiento de raíces noduladas/tratamiento a partir del día 30DDS.....	45
Figura 16. Altura a los 60 DDS.....	55
Figura 17. Síntoma de enfermedad presente en raíz de frijol	55
Figura 18. Raíces noduladas por <i>Rhizobium leguminosarum</i>	56
Figura 19. Nematodo hembra del genero <i>Meloidogyne sp.</i> , presente en raíz de frijol	56
Figura 20. Síntoma de agallas ocasionado por <i>Meloidogyne sp.</i> , en raíz de frijol.....	57

ÍNDICE DE CUADROS	PÁGINA
Cuadro 1. Clasificación taxonómica de las micorrizas arbusculares	5
Cuadro 2. Clasificación taxonómica del orden <i>Glomales</i> para la especie <i>mosseae</i>	9
Cuadro 3. Clasificación taxonómica para la especie <i>Glomus intraradices</i>	12
Cuadro 4. Clasificación taxonómica del genero <i>Trichoderma spp.</i>	16
Cuadro 5. Clasificación taxonómica del hongo <i>Trichoderma</i> especie <i>atroviride</i>	18
Cuadro 6. Componentes del producto irriga	20
Cuadro 7. Componentes del producto microgranulo	21
Cuadro 8. Componentes del producto condor	22
Cuadro 9. Componentes del producto tifi.....	23
Cuadro 10. Requerimiento nutricional del cultivo de <i>Phaseolus vulgaris</i>	26
Cuadro 11. Clasificación taxonómica del cultivo de frijol.....	26
Cuadro 12. Composición nutricional del frijol	27
Cuadro 13. Guatemala en su producción nacional de frijol, años 2007-2012.	31
Cuadro 14. Guatemala en sus Importaciones de frijol, años 2007-2012.....	31
Cuadro 15. Guatemala en sus exportaciones de frijol, años 2007-2012.	32
Cuadro 16. Resumen de las concentraciones de los tratamientos simples y combinados	37
Cuadro 17. Resumen de datos a nivel de campo de la variable altura a los 60DDS.....	41
Cuadro 18. Análisis de varianza para altura/tratamiento.....	42
Cuadro 19. Resumen de datos en campo de la variable plantas sanas y enfermas a los 60DDS	43
Cuadro 20. Análisis de varianza en plantas sanas y enfermas/tratamiento	44
Cuadro 21. Análisis promedio de raíces noduladas/tratamiento a los 60DDS	45
Cuadro 22. Análisis de la varianza del porcentaje de raíces noduladas por <i>Rhizobium</i>	46
Cuadro 23. Resumen de análisis nematológico realizado en laboratorio de UVIGER.....	47
Cuadro 24. Problema fitosanitario detectado en los tratamientos evaluados	49

EFFECTO DE *Glomus* Y *Trichoderma* SIMPLES Y COMBINADOS PARA EL CONTROL BIOLÓGICO DEL COMPLEJO DE PATÓGENOS EN EL CULTIVO DE EJOTE (*Phaseolus vulgaris*) PARA EXPORTACIÓN EN EL MUNICIPIO DE EL TEJAR, CHIMALTENANGO, GUATEMALA, C.A.

***Glomus* and *Trichoderma* EFFECT OF SINGLE AND COMBINED CONTROL FOR COMPLEX BIOLOGICAL PATHOGEN GROWING GREEN BEAN (*Phaseolus vulgaris*) FOR EXPORT IN THE MUNICIPALITY OF EL TEJAR, CHIMALTENANGO, GUATEMALA, C.A.**

RESUMEN

La respectiva evaluación se llevó acabo en la finca San Jose del municipio de El Tejar Chimaltenango donde se buscó determinar el efecto simple y combinado de *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, en la fitosanidad radicular del desarrollo del cultivo de Frijol (*Phaseolus vulgaris*) y su interacción con *Rhizobium leguminosarum* presente en el suelo, se utilizó el diseño completamente al azar con nueve tratamientos, cuatro tratamientos simples (*Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*) cuatro tratamientos combinados (*Glomus spp.*, + *Trichoderma spp.*) y el testigo relativo (agricultor) con cuatro repeticiones donde las variables evaluadas fueron: tasa de crecimiento (m), plantas sanas y/o enfermas (%) y nodulación de *Rhizobium leguminosarum* (%) las cuales tuvieron su etapa de campo y laboratorio, los monitoreos y toma de datos en campo de las variables evaluadas se iniciaron a partir del día 15DDS hasta los 60DDS, donde se determinó que los resultados de la comparación de los efectos simples y combinados de *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, sobre las variables evaluadas a los 60DDS no presento diferencia significativa entre las aplicaciones por lo cual se aceptó la hipótesis nula, la cual indica que todas las aplicaciones producen el mismo efecto en el desarrollo sobre *Phaseolus vulgaris*; de igual manera se cuantificó efecto simple y combinado de *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, en la fitosanidad radicular donde se estableció la presencia de 5 géneros de nematodos fitoparasíticos, de igual forma se determinó la presencia de tres enfermedades relacionadas al cultivo las cuales fueron: *Erysiphe sp.*, *Isariopsis griseola* y *Xanthomonas campestris*.

1 INTRODUCCIÓN

La producción de frijol (*Phaseolus vulgaris*), según la FAO, América Latina es la zona de mayor producción y consumo, se estima que más del 45% de la producción mundial proviene de esta región, donde es considerado como uno de los productos básicos de la economía campesina (Observatorio Regional de Innovaciones Tecnológicas, 2010).

El frijol se puede consumir de varias formas, una de ellas es en fresco, estas vainas conocidas como las de ejote son una manera popular de consumo ya que existen variedades que han sido desarrolladas con este fin. Guatemala como país exportador de vegetales, el frijol (*Phaseolus vulgaris*) es uno de los cultivos de mayor importancia para su exportación ya que genera volúmenes de 1,600 toneladas métricas al año lo que genera ingresos al país de US\$ 1,500,00 (MAGA, 2013).

Teniendo en cuenta que a nivel nacional no existen investigaciones sobre el efecto de micorrizas y trichodermas en el cultivo de frijol junto con la interacción de *Rhizobium* y la respuesta en la productividad del cultivo, se consideró que las acciones simbióticas podrían tener efecto positivo, de tal manera que la utilización de microorganismos promotores de crecimiento y desarrollo en plantas son alternativas para reducir el uso de fertilizantes químicos, minimizan la invasión de patógenos radiculares, mejoran los rendimientos y la calidad de cosecha donde al mismo tiempo se promueve el desarrollo fitosanitario de la planta para incrementar la producción y la productividad del cultivo lo cual genera mejores ingresos en los pequeños y medianos productores del país.

En la producción y la calidad del producto que son las vainas de ejote las cuales se producen principalmente para exportación en fresco, el propósito de la presente investigación explica cuál de los promotores de crecimiento simples o combinados pueden ser utilizados como agentes para la producción a manera que mejore la calidad en el mercado y su comercialización.

2 DEFINICIÓN DEL PROBLEMA

En la producción de vainas para exportación en fresco, la problemática de los pequeños y medianos productores es evitar pérdidas en cosecha, bajos rendimientos, vainas pequeñas y deformes provocadas por patógenos radiculares lo cual ha creado limitaciones en la producción, de tal manera que para contrarrestar este problema en calidad y aceptación de este vegetal en el mercado internacional se debe seguir en constante crecimiento ya que es de mucho beneficio en la producción agrícola del país, es por ello que la alternativa para reducir estos factores es la utilización de microorganismos promotores de raíces como lo es el caso de las micorrizas y trichodermas.

La calidad del producto en cosecha se ve reducida por el ataque de patógenos radiculares es por ello que para reducir esta problemática en los pequeños y medianos productores se evaluó el efecto de *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, en la fitosanidad y desarrollo del cultivo de frijol, de tal manera que utilizando productos elaborados en base a inóculos de hongos simples y combinados con el propósito de obtener un mayor índice de germinación en plantas, desarrollo vegetativo tolerante al ataque de patógenos y una reducción en la mortandad de plantas se generó la presente alternativa para que se considere en la producción de vainas de exportación en fresco y su aceptación en el mercado internacional.

3 MARCO TEÓRICO

3.1 Marco conceptual

3.1.1 Micorrizas

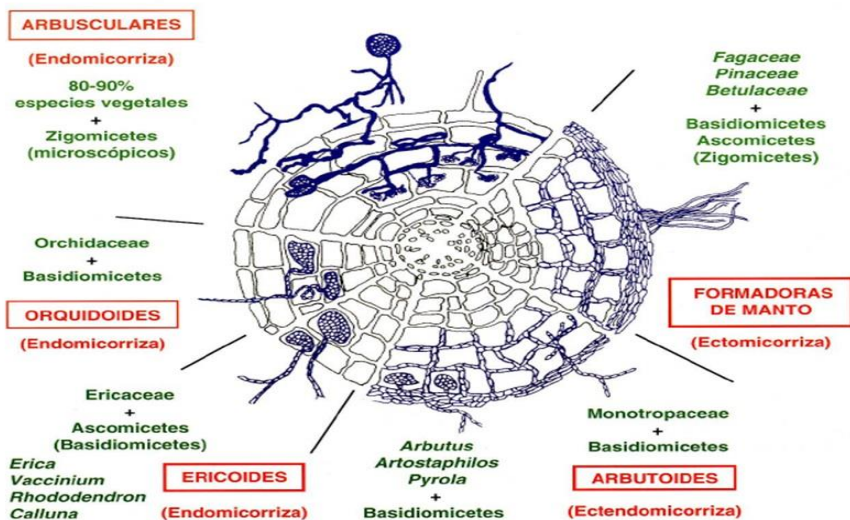
Son asociaciones simbióticas mutualistas que se establecen entre plantas y hongos del suelo. Probablemente se trate del tipo de simbiosis más extendido en la biosfera, ya que el 90% de las plantas terrestres son capaces de establecer algún tipo de micorrizas (Smith & Read, 1997).

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 la simbiosis lo que permitió la colonización de la superficie terrestre por las plantas (González Guerrero, 2005).

Sin embargo el papel de 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 abiótico (salino, hídrico) (Bago, Pfeffer, & Shachar-Hill, 2000).

A. Tipos de micorriza

En base a su estructura, al tipo de plantas y hongos implicados (figura 1): las micorrizas se clasifican en tres grandes grupos.



Fuente: (González Guerrero, 2005).

Figura 1. Tipos de micorrizas y simbiontes implicados en la formación de las mismas. Se representa de azul el desarrollo del micelio en cada tipo de micorriza.

- a) **Ectomicorrizas.** Se distinguen porque sus hifas no penetran en las células de la raíz, sino que la cubren y se sitúan en los intersticios¹ entre ellas. Se observan a simple vista formando la red de Hartig que se desarrolla en los espacios intracelulares del córtex de la raíz (Smith & Read, 1997). Este tipo es el que predomina en los árboles de zonas templadas como robles, eucaliptus y pinos (González Guerrero, 2005).
- b) **Endomicorrizas.** Se caracterizan porque no poseen manto externo que se vea a simple vista, pues se introducen en las células de la raíz formando vesículas alimenticias y arbusculos. Estas micorrizas se dan en todo tipo de plantas, sobre todo en las gramíneas, pues abundan en los suelos pobres (Smith & Read, 1997).
- c) **Ectendomicorrizas.** Son las menos extendidas y presentan características comunes con los otros dos tipos generales de micorrizas, ya que pueden formar un manto más o menos desarrollado, red de Hartig² y existe una ligera penetración de las hifas en las células de la corteza, en las que forman enrollamientos (González Guerrero, 2005).

3.1.2 Micorrizas arbusculares

Los hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA)³, son asociaciones mutualistas entre hongos del Phylum Glomeromycota y la mayoría de la plantas. Se trata de simbiosis prácticamente universal, no sólo porque casi todas las especies vegetales son susceptibles de ser micorrizadas sino también porque puede estar presente en la mayoría de los hábitats naturales (Perez, Rojas, & Montes, 2011).

Aunque la importancia de la simbiosis planta-hongos formadores de micorrizas arbusculares (HFMA) es reconocida a nivel mundial, existen algunos aspectos sobre la estructura y función de las comunidades en agro ecosistemas tropicales que no han sido estudiados. En Colombia, la mayor parte de los estudios han estado relacionadas con los beneficios de la simbiosis en diferentes hospederos, especialmente en aspectos de productividad, nutrición vegetal y sustitución de fertilizantes (Pérez & De La Ossa, 2013).

¹ Espacio pequeño entre dos cuerpos o entre dos partes de un mismo cuerpo.

² Cuando las hifas del hongo penetran entre las células de la corteza radicular formando un manto fúngico.

³ Hongos Micorrícicos Arbusculares

La diversidad de HFMA⁴ ha sido estudiada a diferentes niveles jerárquicos, sin embargo, se desconoce el papel de esta diversidad en el establecimiento de simbiosis efectivas con diversas especies de pasturas. Es importante considerar que las comunidades de HFMA son dinámicas en el tiempo, y pueden ser moduladas por características del suelo (físicas, químicas y biológicas) y por aspectos climáticos, que en el caso del trópico colombiano están asociados a la altitud (Pérez & De La Ossa, 2013).

A. Taxonomía

Tradicionalmente los estudios taxonómicos de los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) se han basado en la morfología y apariencia de las esporas. Numerosas familias y géneros han sido distinguidos fundamentalmente por la unión de la hifa y el modo de formación de la spora, mientras que la subestructura de las paredes de las esporas jugó un papel importante en la identificación de las especies (Perez, Rojas, & Montes, 2011).

(Perez, et al, 2011) propone la siguiente clasificación taxonómica actual de los hongos micorrícicos arbusculares:

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de las micorrizas arbusculares

Dominio: Eukarya	
Reino: Fungí	
División: Glomeromycota	
Clase: Glomeromycetes	
Orden:	Familia:
Archeosporales	<i>Archaeosporaceae</i> y <i>Geosiphonaceae</i>
Diversisporales	<i>Acaulosporaceae</i> , <i>Diversisporaceae</i> y <i>Gigasporaceae</i>
Paraglomales	<i>Paraglomaceae</i>
Glomerales	<i>Glomeraceae</i> , <i>Glomus</i> -grupo A y <i>Glomus</i> tipo B

Fuente: (Perez, et al, 2011)

Estudios realizados sobre aislamiento, identificación y determinación del porcentaje de colonización de hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA), asociados a la rizosfera del pasto de fincas ganaderas del municipio de Tolú-Colombia, reportó la presencia de 25 morfotipos con características similares a HMA.

⁴ Planta-hongos formadores de micorrizas arbusculares

Los resultados obtenidos mostraron que el 92% de las especies encontradas correspondieron a características de HMA similares al género *Glomus*, el 4% al género *Gigaspora* y el 4% restante a *Paraglomus* (Perez, et al, 2011).

En otro trabajo con hongos micorrícicos arbusculares asociada a la especie de pasto *colosoana* de fincas ganaderas del municipio de Corozal-Colombia, se identificaron 31 morfotipos de HMA, del total aislado, un 96.9% correspondieron a morfotipos con características similares a especie dentro del género *Glomus* y 3.1% a *Gigaspora* (Pérez, Botero, & Cepero, 2011).

B. Características generales de los hongos formadores de micorrizas arbusculares

Los hongos micorrícicos son organismos biotrofos obligados que para completar su ciclo de vida necesitan una planta susceptible (planta hospedadora) y establecer la simbiosis. Esta íntima asociación entre hongos micorrícicos y plantas terrestres tiene una antigüedad de más de 460 millones de años (Bago, Pfeffer, & Shachar-Hill, 2000), lo que ha condicionado la biología de estos hongos. No se les conoce ninguna fase de reproducción sexual, pero sí la formación de esporas de resistencia sobre hifas vegetativas. Se trata de esporas multinucleadas, con un número de núcleos que oscila desde los 720 de *Scutellospora castanea* a 2,600 para especies del género *Gigaspora* (Jacquin, et al, 1998).

El contenido de ADN de los núcleos varía notablemente en función de la especie de hongo micorrícico, desde las 16.54 Mb de *Glomus intraradices* a las 1,058 Mb de *Scutellospora gregaria*. Este genoma consta tanto de secuencias de copia única, como secuencias repetidas, ocupando estas últimas entorno al 1.6% del genoma de *Glomus intraradices* (Graham, Kodner, & Redecker, 2000).

C. Ciclo de vida de los hongos formadores de micorrizas arbusculares

Los hongos micorrícicos son simbiosistas estrictos que necesitan colonizar la raíz de una planta susceptible de formar micorrizas para completar su ciclo de vida (ver figura 2). A continuación se describen las distintas etapas del mismo.

a) Germinación de esporas y etapas de pre colonización

Los hongos micorrícicos producen esporas de origen asexual, caracterizadas por contener un gran número de núcleos y de glóbulos lipídicos. El ciclo de vida se inicia con la germinación de las esporas (Redes Microbianas, 2014).

La germinación se evidencia por la formación de uno o varios tubos de germinación y va acompañada de una activación del metabolismo de la espora, reflejado en cambios en la estructura nuclear y en la replicación del ADN (Bago, et al, 2000).

Durante la germinación el número de núcleos aumenta considerablemente, pasando de 800 a 2,000 que se encontraban en la espora en reposo, a casi 30,000. También incrementa la actividad mitocondrial y de sistemas enzimáticos como la H⁺-ATP-asa, principal responsable del transporte iónico. En los primeros días de desarrollo, el tubo de germinación consume trehalosa⁵ y posteriormente pasa a consumir triglicéridos (Vijay, Kunik, Kapulnik, & Schwartz, 2001).

El tubo de germinación produce un micelio que alcanza un desarrollo muy limitado en ausencia de la planta hospedadora, al igual que el hongo reacciona ante la presencia de una planta hospedadora, también esta se prepara para el establecimiento de la simbiosis. Así, en presencia del hongo se inicia el desarrollo de un programa genético que es, en parte, similar al desencadenado en leguminosas en presencia de su *Rhizobium*⁶ específico (Vijay, et al, 2001).

b) Colonización de tejido radicular

Una vez superadas las primeras capas de células de la raíz, que constituyen un auténtico cuello de botella para el establecimiento de la simbiosis⁷, el hongo coloniza el córtex de la misma siguiendo dos patrones de desarrollo diferentes, de acuerdo a la estructura de la raíz: *Arum* y *Paris* (Garcia-Garrido, Cabello, Garcia-Romero, & Ocampo, 1992).

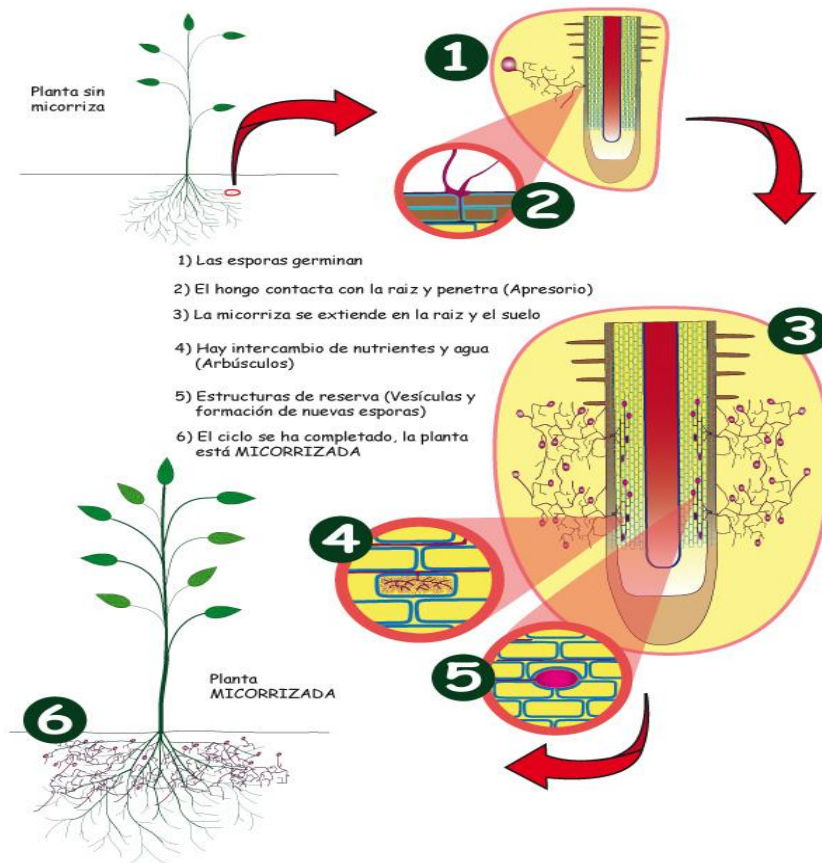
⁵ Es un disacárido no reductor formado por dos moléculas de glucosa lleva acabo funciones de reserva y como protector ante el estrés abiótico.

⁶ Bacteria gran negativa que posee grandes cantidades de nitrógeno natural.

⁷ Asociación entre dos organismos diferentes los cuales obtienen beneficios mutuos de la misma.

En las micorrizas tipo *Arum*, las hifas del hongo se extienden por los espacios intracelulares del córtex, formando intervalos regulares pequeñas ramificaciones laterales que penetran las paredes celulares y se ramifican dicotómicamente, de forma repetida, dando lugar a los arbuscúlos. En las hifas *Paris*, la formación de hifas intracelulares está muy limitada por lo que la colonización se extiende de célula en células formando bucles en los que se producen pequeñas ramificaciones a modo de arbuscúlos (Guillaume, Bidel, & Jay-Allemand, 1985).

La formación de los arbuscúlos supone una alteración profunda de la célula vegetal, lo que se manifiesta principalmente por la deformación del plasmalema y del protoplasto para acomodar al arbuscúlo, el cual nunca penetra al citoplasma. Se produce igualmente una reordenación del citoesqueleto, lo que conlleva cambio en la posición del núcleo que pasa a una posición central y una fragmentación de la vacuola (García-Garrido, Cabello, García-Romero, & Ocampo, 1992).



Fuente: (Redes Microbianas, 2014)

Figura 2. Ciclo de vida de las micorrizas arbusculares

La vida media de los arbusculos es muy breve, aproximadamente 7 días, transcurrido este tiempo, los arbusculos degeneran (Garcia-Garrido, Cabello, Garcia-Romero, & Ocampo, 1992).

c) Micelio extra radicular

Simultáneamente a la colonización de la raíz, el hongo desarrolla en el suelo una red de micelio que constituye la fase extraradical de la simbiosis, la principal responsable de la absorción de nutrientes minerales que serán posteriormente cedidos a la planta (Garcia-Garrido, Cabello, Garcia-Romero, & Ocampo, 1992).

D. *Glomus mosseae*

a) Taxonomía y descripción

Los hongos micorrícicos arbusculares pertenecen a la división Glomeromycota (cuadro 2) (hongos con micelio cenocítico, sin septos⁸, cuyo principal componente estructural de la pared celular es la Quitina). Este tipo de clasificación permitía describir lo que se denomina morfo especies fúngicas (Raab & Redecker, 2006).

Cuadro 2. Clasificación taxonómica del orden *Glomales* para la especie *mosseae*

Dominio: Eukarya
Reino: Fungí
División: Glomeromycota
Clase: Glomeromycetes
Orden: Glomales
Familia: Glomeraceae
Género: <i>Glomus</i>
Especie: <i>mosseae</i> spp

Fuente: (Raab & Redecker, 2006)

El uso de nuevas técnicas que involucran la secuenciación de ADN, determinaciones de perfiles de ácidos grasos y reacciones inmunológicas hacia anticuerpos monoclonales específicos ha permitido tener avances en la taxonomía de estos hongos (Morton & Redecke, 2001).

⁸ Proporcionan nutrientes para las células que se almacenan en las paredes de las hifas en forma de glucógeno.

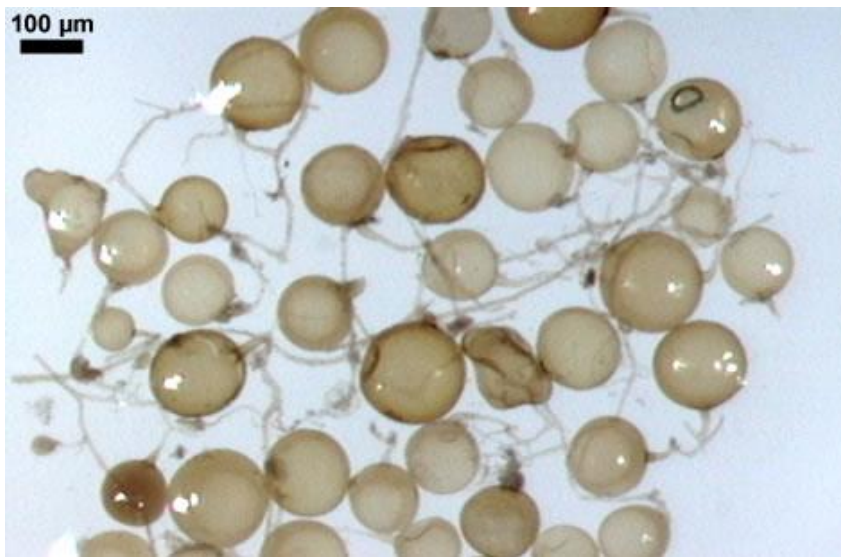
b) Esporas

Según Trappe, 2012, estas son individuales en el suelo, y que se encuentran en los agregados sueltos o compactos; son esporocarpos de color amarillo pálido a amarillo dorado, globosos a subglobosas (ver figura 3); (80-) 185 (-280) diámetro micras, a veces irregular; 80-140 x 195 - 280 micras; con una hifa subtiende, los esporocarpos contienen 2-5 esporas rodeadas con un peridio compuesto vagamente entre tejidos, ramificados, hifas hialinas, 1,5-16,0 micras de ancho, con paredes de 0,5-0,8 micras de espesor (Gerd, 2012).

c) Estructura subcelular de las esporas

Se compone de una pared con tres capas (Gerd, 2012):

- i. **Capa 1** mucilaginoso, hialina, (0.5-) 1.1 (-2.0) micras de espesor, color blanco rojizo tinción en el reactivo de Melzer, suelen estar presentes sólo en las esporas más juveniles.
- ii. **Capa 2** semiflexible, suave, hialina, (0.8-) 1.2 (-1.8) micras de espesor, raramente presente en esporas maduras, por lo general visibles en forma de fragmentos muy descompuestos.
- iii. **Capa 3** laminado, de color amarillo pálido al amarillo dorado, (2,8) 4,5 (-7,2) micras de espesor.



Fuente: (Gerd, 2012).

Figura 3. Esporas globosas de *Glomus mosseae*

d) Hifas

Son de color amarillo pálido al amarillo dorado, en forma de embudo, (12,5) 25,0 (-30,0) micras de ancho en la base de esporas (Gerd, 2012).

e) Germinación

La germinación de las esporas en condiciones favorables de temperatura y humedad, dan lugar a la aparición de tubos germinativos que crecen y buscan la raíz hospedera para penetrarla. Luego comienza la colonización del tejido parenquimático donde ocurre la formación de unas estructuras llamadas arbuscúlos, como consecuencia de una masiva ramificación de las hifas (Hernández, 2000). Estas estructuras, con una vida aproximada de cuatro días, son responsables de la transferencia de nutrimentos entre el hospedero y el hongo (Safir, 1990).

Las micorrizas son asociaciones mutuamente benéficas entre las raíces no leñosas de las plantas y un número importante de especies de hongos altamente especializados.

Su presencia es tan común en las raíces como lo es la clorofila en las hojas, por lo cual uno no debe preguntarse si una planta que está micorrizada o no, sino más bien qué tipo de micorriza está presente y cuál es su grado de colonización en la raíz. En suelos pobres se encuentra el mayor impacto en la respuesta de los árboles debido a los beneficios causados por la micorriza (Donald, 2005).

E. *Glomus Intraradices*

a) Taxonomía

El orden a que pertenecen estos hongos es de los Glomales y su clasificación se basa en características morfológicas de la pared de las esporas (asexuales) producidas por estos hongos (Raab & Redecker, 2006).

El Phylum Glomeromycota comprende alrededor de 200 morfo especies descritas que tradicionalmente se han distinguido por las características de la pared de la espora. La forma de la espora se forma sobre la hifa ("modo de formación de esporas") ha sido importante para circunscribir géneros y familias; la estructura en capas de las paredes de la espora se utiliza para distinguir las especies (Raab & Redecker, 2006) (ver cuadro 3).

Cuadro 3. Clasificación taxonómica para la especie *Glomus intraradices*

Dominio: Eukarya
Reino: Fungí
División: Glomeromycota
Clase: Glomeromycetes
Orden: Glomales
Familia: Glomeraceae
Género: <i>Glomus</i>
Especie: <i>mosseae</i> spp

Fuente: (Raab & Redecker, 2006)

b) Descripción

Es un hongo de la familia Glomeraceae, miembro de las micorrizas arbusculares que estimulan el crecimiento y desarrollo de diferentes especies de plantas. Estos hongos penetran en las células de la raíz donde se forman las estructuras (arbusculares) órganos característicos en forma de árbol para el intercambio de azúcares. También la mayoría de ellos forman estructuras de bulbo como dentro y entre las células de la raíz. Colonizan raíces hacia el exterior de los micelios, crecen en el suelo que actúa como una especie de extensión del sistema de raíces (Evolutiva, 2012).

c) Esporas

- i. Color - blanco, crema, amarillo-marrón (figura 4)
- ii. Forma - elíptica con irregularidades
- iii. Tamaño - generalmente entre 40-140 micras



Fuente: (Smith S. , 2011)

Figura 4. Esporas de *Glomus intraradices*

d) Hifas

- i. Forma - Cilíndricos o ligeramente acampanados
- ii. Tamaño - Ancho: 11 - 18 micras

e) Identificación

Tiende a haber una extensa red de hifas y esporas intensas asociadas con las raíces antiguas de plantas hospedantes. A veces las esporas están densamente agrupadas o distribuidas en parches, dependiendo de la especie huésped (Evolutiva, 2012).

f) Reproducción

Todos los hongos se reproducen por esporas. Las hifas crecen a partir de esporas originales y finalmente, el hongo crea cuerpos fructíferos (setas⁹) que liberarán más esporas, comenzando el ciclo otra vez (Evolutiva, 2012).

g) Distribución

Glomus intraradices se pueden encontrar en casi todos los suelos, especialmente en poblaciones de plantas hospedantes comunes y en bosques y praderas.

F. Factores que afectan la colonización de micorrizas en campo

Entre los múltiples factores bióticos y abióticos que afectan la composición de las comunidades de HMA, la estructura de la comunidad de plantas es determinante debido a su preferencia por HMA (Kernaghan, 2005). Los compuestos que permiten el reconocimiento planta-hongo estimulan la germinación de esporas, crecimiento y ramificación de hifas (Vierheilig, Steinkellner, Khaosaad, & Garcia-Garrido, 2002).

La estructura y función de comunidades de micorrizas también puede variar con la edad de la planta, especialmente en especies perennes o semiperennes, y se ha encontrado, que los HMA dominantes en plántulas recién germinadas de especies forestales tropicales eran reemplazadas por otros tipos de HMA al realizar evaluaciones un año más tarde (Turner & Gallery, 2002).

⁹ Son los esporocarpos, o cuerpos fructíferos, de un conjunto de hongos pluricelulares que incluye muchas especies.

G. *Trichoderma spp*

a) Características generales

Trichoderma spp., es un hongo que se encuentra frecuentemente sobre la madera y tejidos vegetales en descomposición. Es un organismo dominante en los suelos, debido a su naturaleza agresiva y su capacidad metabólica para competir con la abundante micro flora circundante. *Trichoderma spp.*, es un hongo que crece relativamente rápido, con un micelio aéreo ligeramente algodonoso, que desprende un ligero olor a coco (Biológicos y Ecológicos de Colombia, 2014).

La reproducción se logra a través de abundante formación de conidios de color verde opacas y en ocasiones blancas, también se debe considerar la formación de clamidiosporas, que corresponde a hifas (células del hongo) cuyas paredes son más gruesas de lo normal y pueden actuar como esporas.

Trichoderma spp., se adapta a cualquier tipo de ambiente, suelo y cultivo, posee una cantidad de proteínas muy amplia y es capaz de destruir todos los hongos que atacan a la planta sin dañarla. Es un producto biológico que funciona como hongo favorecedor de fermentación de microorganismos (Biológicos y Ecológicos de Colombia, 2014).

Dentro de los Ascomycetes, se incluyen organismos de gran importancia económica, algunos a manera de patógenos y otros como controladores biológicos (productores de antibióticos y micotoxinas¹⁰). Dentro de este orden se incluye el género *Hypocrea* que generalmente se ha caracterizado como un agente de control biológico, que actúa sobre hongos patógenos de plantas e insectos.

Además se ha visto que *Trichoderma spp.*, ha demostrado tener gran agresividad contra diversos hongos cultivados, principalmente el champiñón, seguido del hongo seta (Romero-Arenas, Huerta, Damian, & Dominguez, 2009).

El interés científico despertado por los hongos de este género, se debe a las características antagónicas que presentan frente a hongos fitopatógenos.

¹⁰ Substancias producidas por algunos hongos que son tóxicos tanto para el hombre como para los animales.

Entre los mecanismos de control referenciados para *Trichoderma spp.*, está la competencia por nutrientes o espacio, el micoparasitismo¹¹ y la antibiosis¹².

Actúa como antagonista ecológico, pues posee una habilidad especial para colonizar las raíces de las plantas, no dejando nicho ecológico a otros hongos patógenos que intenten infectar la raíz (EcuRed, 2013).

La temperatura óptima para su crecimiento linear en agar y producción de micelio está entre 20 y 28 °C, aunque crece bien entre 6 a 32 °C. El contenido mínimo de humedad para su crecimiento vegetativo es del 92% y para su esporulación es de 93 al 95%. Tiene cierta respuesta a la luz (azul y violeta) (Romero-Arenas, et al, 2009).

b) Mecanismo de acción

El uso de *Trichoderma spp.*, como agente de biocontrol es preventivo, ya que si aún no ha habido un ataque, la planta está preparada y protegida para impedir la infección fúngica, y si esta se ha producido ya, la acción del hongo *Trichoderma* proporciona a la planta una ayuda fundamental para superar dicha infección (Romero-Arenas, et al, 2009).

- i. El micoparasitismo se considera como un atributo de todas las especies de *Trichoderma spp.*, y el mejor mecanismo de control biológico de distintas enfermedades fúngicas (Panéz, 2000).
- ii. En el proceso de destrucción de los patógenos por el hongo *Trichoderma spp.*, intervienen una gran cantidad de enzimas que son capaces de segregar sustancias antibióticas (Panéz, 2000).
- iii. El mecanismo de “competencia” que posee *Trichoderma spp.*, se considera esencial para la prevención de enfermedades, pues la zona colonizada no podrá ser ocupada por ningún patógeno (Panéz, 2000).

¹¹ Actúa para alimentarse de hongos patógenos.

¹² Actúa por secreción de sustancias que actúan contra los hongos patógenos.

c) Descripción taxonómica

El género *Trichoderma spp*, fue propuesto por Pearson en 1,794 con 4 especies, Rifai en 1,969 agrega 9 especies más; posteriormente, Bisset releva algunas de las especies agregadas por Rifai a rango de sección, agrupándolas en 4 secciones: *Lonibrechiatum*, *Pachybasium Trichoderma* e *Hypocreanum* (Raab & Redecker, 2006).

Cuadro 4. Clasificación taxonómica del genero *Trichoderma spp*

Dominio: Eukarya
Reino: Fungí (<i>Mycetae</i>)
División: <i>Eumycota</i>
Clase: <i>Hyphomycetes</i>
Orden: <i>Hyphales (Moniliales)</i>
Familia: <i>Moniliaceae</i>
Género: <i>Trichoderma spp</i>

Fuente: (Raab & Redecker, 2006)

A pesar de su importancia económica, la taxonomía (Cuadro 4) del género es aun problemática y los resultados están basados en la morfología (Raab & Redecker, 2006), se intenta mejorarla utilizando acercamientos moleculares como análisis de isoenzimas, secuenciación de ADN junto con técnicas bioquímicas y fisiológicas.

Trichoderma spp está entre los hongos saprofitos más comunes. Están dentro de la subdivisión Deuteromycota que representa los hongos que faltan o tener un estado sexual desconocido (sin embargo por mucho *Trichoderma spp* se considera asexual). Además, se saben cómo los invasores tempranos de raíces ocupan rápidamente un lugar ecológico en las raíces (Stefanova, 1995).

d) Ventajas de *Trichoderma spp*

- i. Posee un amplio rango de acción. Se propaga en el suelo, ejerciendo un control duradero.
- ii. Tiene un marcado efecto preventivo de enfermedades de la raíz y el follaje.
- iii. Controla patógenos de la raíz (*Pythium*, *Fusarium*, *Rhizoctonia*) y del follaje (*Botritis*) antes que puedan ser detectados y evita el ataque de (*Phytophthora*).
- iv. Disminuye o elimina la dependencia de fumigantes químicos.

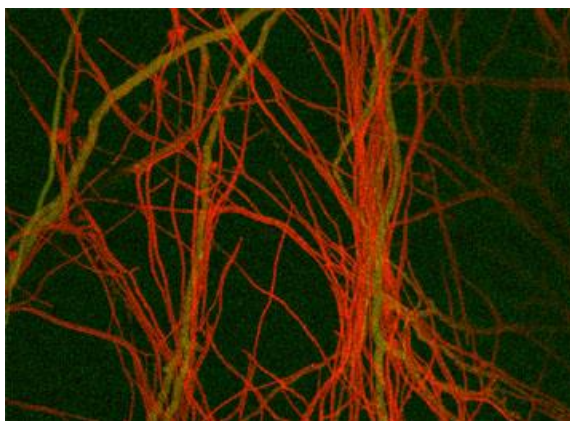
e) Principales beneficios agrícolas de *Trichoderma spp*

Se conocen muchas funciones beneficiosas que realiza este hongo en la agricultura, especialmente en el campo de la sanidad vegetal. A modo de resumen se describen las siguientes (EcuRed, 2013):

- i. Protección de semillas contra el ataque de hongos patógenos, cepas de *Trichoderma spp* son capaces de colonizar la superficie de la raíz y de la rizosfera a partir de la semilla tratada, protegiendo a las mismas de enfermedades fungosas.
- ii. Protección directa a suelos y diferentes cultivos, es capaz de proliferar en el suelo a partir de las semillas tratadas y colonizar el sustrato antes que desarrolle la raíz.
- iii. Control sobre diferentes microorganismos fitopatógenos, siendo un microorganismo competitivo ofrece una protección biológica a la planta.

H. *Trichoderma atroviride*

Es un hongo filamentoso cosmopolita (Figura 5), que se encuentra comúnmente en el suelo y en los climas templados. Es conocido por sus capacidades de control biológico contra una amplia gama de hongos fitopatógenos incluyendo *Rhizoctonia solani* y *Botrytis cinerea*, que son plagas de gran variedad de cultivos, incluyendo tomate, fresa, algodón y uva (Seidl, 2010).



Fuente: (Seidl, 2010)

Figura 5. *Trichoderma atroviride* (rojo) creciente a lo largo de hifas de hongo huésped (verde).

a) Características de *Trichoderma atroviride*

Trichoderma atroviride está en rápido crecimiento y produce esporas profusas. En la rizosfera, posee habilidades de promoción de crecimiento de las plantas.

Es un hongo que actúa como parásito de un gran número de hongos patógenos del suelo como *Rhizoctonia solani*, *Phytophthora*, *Pythium* y *Sclerotium rolfsii* (Gary, 2006).

b) Taxonomía

Los hongos del genero *Trichoderma spp*, se pueden encontrar en la rizosfera donde a su vez son capaces de competir por nutrientes y espacio con otros microorganismos (cuadro 5). Además, este grupo fúngico es importante para las plantas, ya que contribuyen en el control de hongos fitopatógenos y poseen propiedades parasíticas y antibióticos por lo que algunas especies han sido catalogadas como excelentes agentes de control biológico causantes de enfermedades para diferentes plantas hortícolas (Gary, 2006).

Cuadro 5. Clasificación taxonómica del hongo *Trichoderma* especie *atroviride*

Dominio: Eukarya
Reino: Fungí (<i>Mycetae</i>)
División: <i>Eumycota</i>
Clase: <i>Hyphomycetes</i>
Orden: <i>Hyphales (Moniliales)</i>
Familia: <i>Moniliaceae</i>
Género: <i>Trichoderma</i>
Especie: <i>atroviride spp</i>

Fuente: (Raab & Redecker, 2006)

Además las cepas más reconocidas y utilizadas como BCAs¹³ pertenecen a las especies *Trichoderma virens*, *Trichoderma viride* y sobre todo a *Trichoderma harzianum*.

Excelentes resultados de control biológico y control integrado se han obtenido principalmente contra *Rhizoctonia*, *Verticillium*, *Pythium*, *Sclerotinia* y *Botrytis* en cultivos de algodón, papa, tabaco, etc., (Benítez, 2004).

¹³ Cepas reconocidas como agentes de biocontrol.

c) Efectos de *Trichoderma atroviride* en plantas y su eficacia en control de enfermedades

Trichoderma atroviride no muestra fitotoxicidad¹⁴ a las plantas. Por el contrario, las plantas tratadas con *T. atroviride* demostró respuestas marcadas en crecimiento-plantas, son más grandes y sanas, lo cual parece forjar una relación simbiótica con las plantas (Benítez, 2004).

Se observó micelio de *Trichoderma atroviride* en clamidosporas¹⁵ y primordios en las células de las raíces de trigo de invierno, sin efectos adversos sobre las plantas donde tuvieron tasas más altas de supervivencia contra la enfermedad del moho nieve (Benítez, 2004).

Durante más de diez años, muchos estudios de campo y de invernadero se han llevado a cabo pruebas de la eficacia de *Trichoderma atroviride* en el control de enfermedades económicamente importantes causadas por diferentes patógenos de las plantas, lo que determino una mejor resistencia al ataque de *Phytophthora spp.*, *Pythium spp.*, *Verticillium spp* (McBeath, 2003).

La competencia por el espacio y los nutrimentos es más favorable, principalmente para los hongos que se desarrollan en la superficie de las hojas antes de efectuar la penetración, no actuando sobre aquellos que penetran rápidamente. *Trichoderma spp* actúa sobre algunos patógenos debido a su capacidad de colonizar rápidamente el follaje (McBeath, 2003).

¹⁴ Se refiere a tóxicos que afectan a los vegetales.

¹⁵ Es un tipo especial de espora asexual con paredes gruesas de varias clases de hongos.

3.1.3 Productos a emplear en la investigación

A. Aegis irriga

Producto elaborado en base a micorrizas, donde es adecuado para ser utilizado en sistemas de fertirriego, contiene esporas de *Glomus Intraradices* y *Glomus mosseae* (ATENS, 2015), los beneficios a obtener mediante su utilización son:

- i. Mayor producción y uniforme colonización (aumento del aparato radical).
- ii. Mayor índice de crecimiento y desarrollo en la producción de plantas.
- iii. Mejor resistencia al ataque de *Phytophthora spp.*, *Pythium spp.*, *Verticillium spp.*

Cuando se aplica irriga, el hongo inicia el proceso de geminación debido a la condiciones favorables del cultivo en cuanto a humedad y temperatura (ATENS, 2015).

a) Empleo y dosis

Para el uso de irriga se recomienda buen volumen de agua y se debe mantener agitada la suspensión durante el tratamiento (ATENS, 2015).

- i. Dosis en horticultura en campo abierto: 50 g/1,000 plantas.

b) Composición

Está formulado (cuadro 6) para su aplicación mediante un sistema de riego para todo tipo de terrenos y cultivos.

Cuadro 6. Componentes del producto irriga

<i>Glomus intraradices</i>	700 esporas/g
<i>Glomus mosseae</i>	700 esporas/g
Bacterias de la Rizosfera	1 x 10 ⁷ UFC/g

Fuente: (ATENS, 2015)

c) Características generales y modo de acción en el vegetal

El proceso comienza con la formación de micorrizas, donde las esporas emiten tubos germinativos y el micelio del hongo crece hasta encontrar la raíz hospedadora, donde se

forma la estructura similar al apresorio¹⁶ y penetra entre las células epidérmicas; después de la penetración comienza la colonización del tejido parenquimático de la raíz.

Otros beneficios son, incremento del sistema radical de las plantas, disminución de la aportación de fertilizantes, agua, mayor índice de germinación e incrementos en la producción agrícola (ATENS, 2015).

B. Aegis microgranulo

Producto formado por hongos correspondientes a *Glomus intraradices* y *Glomus mosseae*, estas dos cepas garantizan la persistencia de la simbiosis micorrítica para el desarrollo de todo el ciclo vegetativo del cultivo, mejora la producción, la calidad de cosecha y reduce el ataque de patógenos radiculares (ATENS, 2015).

a) Empleo y dosis

Su formulación con tamaño de partícula uniforme (hasta 2mm) y su empleo es mediante la colocación de lo más cercano posible a las raíces de las plantas (ATENS, 2015).

b) Composición

Se puede aplicar directamente en el agujero de la plantación o al momento del trasplante, este producto está compuesto (Cuadro 7) por:

Cuadro 7. Componentes del producto microgranulo

<i>Glomus intraradices</i>	25 esporas/g
<i>Glomus mosseae</i>	25 esporas/g
Bacterias de la rizosfera	1 x 10 ⁷ UFC/g

Fuente: (ATENS, 2015)

c) Características generales

Esta formulado para su aplicación en el campo, proporcionando a las plantas una mejor absorción de agua y nutrientes minerales del suelo, incremento de la supervivencia al trasplante, aumenta la resistencia y/o tolerancia a determinados patógenos del suelo así como al estrés hídrico y salino (ATENS, 2015).

¹⁶ Estructura adhesiva la cual se origina de la hifa afilada que rompe la cutícula de la célula epidérmica del huésped por punción permitiendo la penetración del micelio para establecer la infección de un hongo parásito en plantas.

d) Acciones y beneficios

Mejora la calidad de cosecha, el desarrollo de la planta es uniforme, aumenta el aparato radical de la planta, obstaculiza el desarrollo de patógenos de las raíces y reduce la mortandad de plantas, inofensivo para los seres humanos y los animales (ATENS, 2015).

e) Advertencias

Se debe almacenar el producto en lugares frescos y bien ventilados, lejos de la luz solar y altas temperaturas (ATENS, 2015).

C. Condor

Producto formado de propágulos¹⁷ de *Trichoderma atroviride* antagonista que coloniza fácilmente la rizosfera, mejora el crecimiento de las plantas y resistencia contra organismos patógenos. Esta cepa da al producto una alta calidad en la cosecha, persistencia y eficacia en los tratamientos por aspersión (ATENS, 2015).

a) Empleo y dosis

Llevar a cabo los tratamientos con antelación 15-30 días (desde pre-siembra) y cuando suceda la aparición de los primeros síntomas (ATENS, 2015).

- i. Para cultivos hortícolas la dosis se establece entre 1.0 a 2.0 Kg/Ha.

b) Composición

Cuadro 8. Componentes del producto condor

<i>Trichoderma spp.</i>	1x10 ⁹ esporas/g
<i>Glomus spp.</i>	10 esporas/g
Bacterias de la rizosfera	1 x 10 ⁷ /g

Fuente: (ATENS, 2015)

c) Características generales

Diseñado para aplicaciones en los semilleros, viveros y campo, proporcionando a las plantas mejor estado fitosanitario general del vegetal, incrementos en la productividad, inducción en la formación de raicillas, estimula la colonización de la rizosfera y de la raíz por otros microorganismos benéficos (ATENS, 2015).

¹⁷ Cualquier estructura asexual o sexual que sirve para la diseminación, propagación de un organismo.

d) Acciones y beneficios

- i. Unifica el desarrollo de la planta y da mejora a su producción.
- ii. Antagonista¹⁸ de hongos patógenos: *Alternaría*, *Armillaria*, *Botrytis*, *Colletotrichum*, *Fusarium*, *Phytophthora*, *Pythium*, *Rhizoctonia*, *Sclerotinia*, *Xantomonas*, etc.
- iii. Mejora la fertilidad y la vitalidad de los suelos (aumenta la sustancia orgánica).

D. Tifi

Producto formado a partir de esporas¹⁹ y micelio de *Trichoderma atroviride* y *Glomus spp.*, que es ideal para el aumento de la resistencia en las plantas contra hongos patógenos, mejora el crecimiento de las plantas y la producción agrícola (ATENS, 2015).

a) Empleo y dosis

Aplicar el producto en una medida preventiva al suelo dicha a continuación (ATENS, 2015):

- i. Para cultivos hortícolas, de 2.5-5.0 Kg/Ha del producto para la siembra o trasplante, manualmente utilizando el sistema de fertirriego.

b) Composición

Antagonista biológico basado en *Trichoderma atroviride* + *Glomus intraradices* (ATENS, 2015).

Cuadro 9. Componentes del producto tifi

<i>Trichoderma atroviride</i>	2x10 ⁸ UFC/g
<i>Glomus spp.</i>	10 esporas/g
Bacterias de la rizosfera	1 x 10 ⁷ /g

Fuente: (ATENS, 2015)

c) Características generales y modo de acción en el vegetal

Distribuido el producto, el micelio y las esporas se activan y comienzan a germinar, crecer y colonizar la raíz. La presencia de *Trichoderma* elimina los agentes patógenos y es

¹⁸ Son bacterias, levaduras y hongos que tienen la capacidad de ejercer un efecto de control biológico sobre diferentes patógenos.

¹⁹ Es una célula reproductora producida por ciertos hongos, plantas (musgos, helechos) y algunas bacterias.

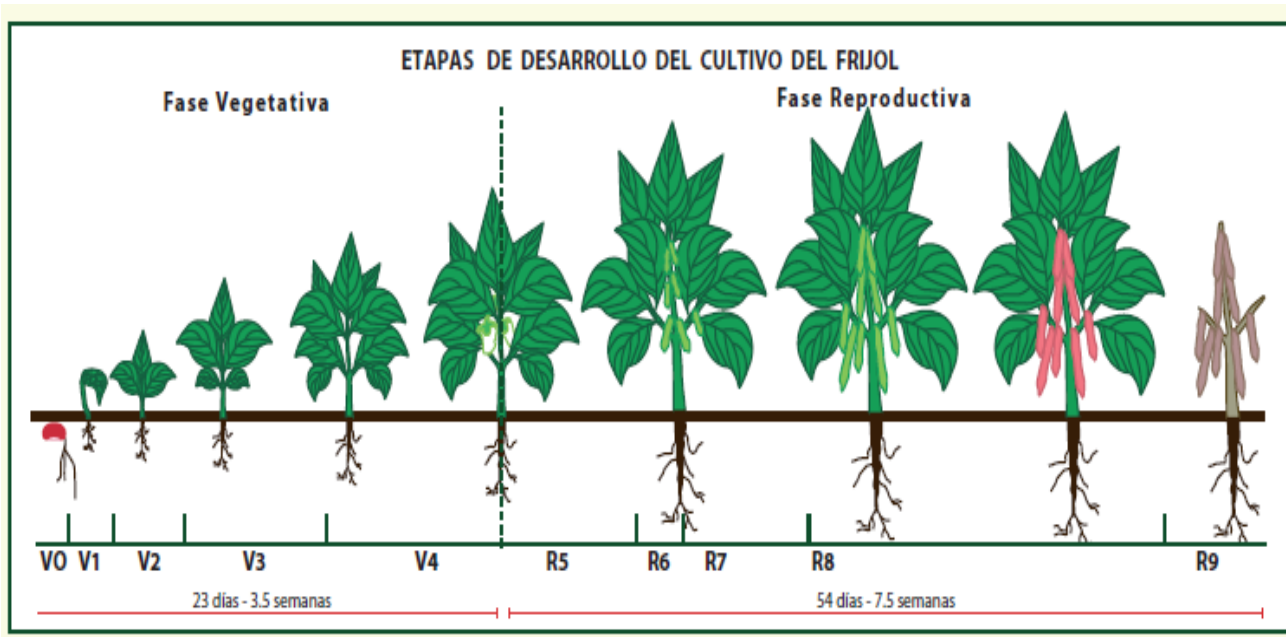
particularmente eficaz contra: *Alternaria*, *Armillaria*, *Botrytis*, *Colletotrichum*, *Fusarium*, *Phytophthora*, *Pythium*, *Rhizoctonia*, *Sclerotinia*, *Xantomonas* (ATENS, 2015).

d) Acciones y beneficios

- i. Estimula el crecimiento de las plantas.
- ii. Protege las raíces de las plantas en suelos contaminados por hongos patógenos.
- iii. Suaviza el desarrollo y la producción de las plantas.
- iv. Inofensivo para los insectos benéficos.
- v. Producto natural que no está modificado genéticamente.
- vi. Gran vitalidad y persistencia de acción a su actividad de micorrizas.

3.1.4 Descripción del cultivo de frijol (*Phaseolus vulgaris*)

El frijol establecido como legumbre dentro de la importancia alimenticia por su contenido nutricional de vitaminas, minerales, pertenece a la familia de las Fabaceae (ITIS, 2015), el sistema radical está constituido por la raíz principal, las raíces secundarias que fijan nitrógeno al suelo, el tallo, son herbáceos, delgados y la altura varía de acuerdo a la variedad y se clasifica en base al habito de crecimiento. Las hojas son compuestas, trifoliadas, dotadas de pequeñas estipulas en la base del pecíolo el fruto es una vaina de ancho y largo variable (figura 6), encontrándose rectas o curvas con bordes redondeados, las semillas son de 2 cotiledones gruesos (SIAP, 2012).



Fuente: (IICA, 2009)

Figura 6. Fenología del cultivo de frijol (*Phaseolus vulgaris*)

3.1.5 Aspectos agronómicos del cultivo

A. Clima

Se puede decir que el frijol tiene un amplio rango de condiciones climáticas a las cuales se adapta. En términos generales podemos decir que el frijol se puede cultivar en un rango de alturas que va entre los 1400 – 2200 msnm, con temperaturas que oscilen entre los 15 – 25°C (Figueroa, 2006).

B. Suelo

Los suelos ideales para el cultivo son: suelos francos, fértiles, profundos, bien drenados, con buen contenido de materia orgánica y con un PH de 6 – 7 (Figueroa, 2006).

C. Época de siembra

Puede ser cultivado durante todo el año, en verano se necesita contar con riego, y durante el invierno se requiere de utilizar algunas técnicas que permitan mantener la calidad del producto (Figueroa, 2006).

D. Siembra

La semilla debe enterrarse a una profundidad entre 2-3 cm., se coloca 1 semilla por postura. Los surcos se trazan a una distancia entre 60 – 80 cm. y entre planta se dejan de 5-7 cm., estos distanciamientos son generalmente utilizados en época de verano, en la época lluviosa deberán abrirse los espacios, tanto entre surcos como entre plantas, ya que el cultivo tendrá mayor desarrollo y al estar muy cerrados los distanciamientos, se puede tener mayor incidencia de enfermedades fungosas (Figueroa, 2006).

E. Fertilización

Para obtener el máximo rendimiento del cultivo se debe tratar de proveer los elementos necesarios de acuerdo a los requerimientos del cultivo (ver cuadro 10), principalmente los elementos mayores (nitrógeno, fósforo y potasio) (Figueroa, 2006).

Cuadro 10. Requerimiento nutricional del cultivo de *Phaseolus vulgaris*

Requerimiento nutricional del frijol (<i>Phaseolus vulgaris</i>) por hectárea		
Nitrógeno	Fosforo	Potasio
95,254.47 g	63,502.98 g	107,955.06 g

Fuente: Agro semillas Sociedad Anónima. Guatemala, Guatemala.

F. Preparación del terreno

Si la preparación se hace manualmente, debe realizarse un picado profundo con azadón o piocha, dependiendo de las condiciones del terreno, de igual manera, deben desmoronarse los terrones y remover las malezas.

G. Clasificación taxonómica

La clasificación del cultivo (cuadro 11) se basa en los siguientes criterios (ITIS, 2015):

- i. Habito de crecimiento: determinado (arbustivo y de ciclo corto) e indeterminado (de guía o trepadoras y de ciclo largo).
- ii. Color de fruto: verde y amarillo.
- iii. Forma de la vaina en sección transversal: redondas, ovaladas y aplanadas.

Cuadro 11. Clasificación taxonómica del cultivo de frijol

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Fabales
Familia	Fabaceae
Género	Phaseolus
Especie	<i>vulgaris</i>

Fuente: (ITIS, 2015)

H. Composición nutricional del cultivo de frijol

Es una importante fuente de proteínas, minerales, vitamina B6, vitamina C y ácido fólico, además de ser diuréticas y digestivas (Arnau, 2012) (cuadro 12).

Cuadro 12. Composición nutricional del frijol
valor nutritivo por cada 100 g de parte comestible

Valor nutricional Porción de 100 g*	
Energía	129KJ (31 Kcal)
Carbohidratos	7 mg.
Azucares	1.4 mg.
Fibra dietética	3.4 mg.
Vitamina A	35 mg. (4%)
Vitamina C	16 mg. (27%)
Calcio	37mg. (4%)

Fuente: (USDA, 2015) Base de datos de nutrientes

*El porcentaje está relacionado en dieta para adulto.

El origen de la especie es desde México hasta Argentina. La parte aprovechable para el consumo humano de la planta es el fruto; generalmente se consume cocido y encurtido; también se puede consumir en fresco y congelado (González, 2012).

3.1.6 Enfermedades en el cultivo de frijol (*Phaseolus vulgaris*)

La producción de *Phaseolus vulgaris* puede verse afectada por enfermedades, las cuales se manifiestan cuando las condiciones del clima son adversas al cultivo, principalmente alta humedad relativa y temperaturas arriba de lo normal y cuando se aplican ciertas prácticas de manejo como el uso de variedades no sugeridas, siembras fuera de la fecha o manejo inadecuado del agua de riego. Las principales enfermedades que atacan al cultivo son el mosaico dorado y el moho blanco. Los mosaicos común y enano se presentan en baja incidencia y la roya ha sido superada al formar variedades (Nocetti., 2012).

A. Roya (*Uromyces spp.*)**a) Importancia económica y síntomas**

Las pérdidas en rendimiento están alrededor del 25%. En las hojas se observan puntos amarillentos (figura 7), que después de cuatro días de su aparición, presentan en el centro un punto de color oscuro que se abre y libera un polvo rojizo o color ladrillo, semejante a herrumbre. Cuando la planta se acerca a la madurez, los puntos rojizos se vuelven negros. Ataques muy severos pueden causar amarillamiento y caída de hojas (Proyecto RED SICTA, 2008).



Fuente: (Proyecto RED SICTA, 2008)

Figura 7. Hojas infectadas por *Uromyces spp.*

B. Pudriciones radicales (*Rhizoctonia solani*, *Fusarium*, *Pythium spp.*, *Phytophthora spp.*, *Sclerotium rolfsii* y *Sclerotinia spp.*)**a) Importancia económica y síntomas**

Esta enfermedad puede causar pérdidas de un 50% en los rendimientos ataca raíces; las plantas afectadas son más pequeñas y están marchitas. En la raíz se notan pequeños puntos rojizos alargados (Proyecto RED SICTA, 2008).

En casos muy severos, cerca de las plantas muertas se forman pequeñas estructuras redondas, negras, parecidas a granos de arena (ver figura 8).



Fuente: (Proyecto RED SICTA, 2008)

Figura 8. Deformación de raíz principal y tejidos internos

C. Virus mosaico dorado

a) Importancia económica y síntomas

Es la enfermedad viral más importante en América Central; puede causar pérdidas entre 30 y 100% dependiendo de la edad de la planta y la población de mosca blanca. En el campo aparecen plantas amarillentas distribuidas al azar. En las hojas se observa un moteado de tonos amarillos hasta amarillo fuerte (figura 9), con venas más blancas de lo normal. La hoja puede enrollarse hacia la parte inferior. Las vainas se deforman, producen semillas pequeñas, mal formadas y descoloridas (Proyecto RED SICTA, 2008).



Figura 9. Hojas infectadas por el virus del mosaico dorado

Fuente: (Proyecto RED SICTA, 2008)

D. *Colletotrichum spp.*, antracnosis**a) Importancia económica y síntomas**

Puede causar pérdidas totales en condiciones favorables. Es la principal causa de rechazo de lotes de semilla. Los síntomas se presentan en tallos, pecíolos, hojas, vainas y semillas. En plantas jóvenes, los tallos presentan manchas pequeñas (1mm), alargadas, ligeramente hundidas, que crecen a lo largo y pueden quebrarlo. Debajo de las hojas, las venas principales se ven quemadas y presentan un color rojizo oscuro.

El síntoma más claro es en las vainas, donde se observan manchas redondas, hundidas, con borde rojizo (figura 10). En ataques tempranos la vaina se tuerce y no produce granos (Proyecto RED SICTA, 2008).



Fuente: (Proyecto RED SICTA, 2008).

Figura 10. Síntomas en vainas de frijol

3.1.7 Producción nacional del cultivo de frijol (*Phaseolus vulgaris*)

Cifras de la producción nacional (Cuadro 13) correspondientes al periodo de Mayo de un año a Abril del siguiente:

Cuadro 13. Guatemala en su producción nacional de frijol, años 2007-2012.

Año agrícola	Área cosechada (manzanas)	Producción (quintales)	Rendimiento (qq/mz)
2008/2009	328,000.00	4,401,238.10	13.42
2009/2010	336,599.00	4,367,659.70	12.98
2010/2011	336,756.00	4,610,827.50	13.69
2111/2012	339,200.00	4,704,200.00	13.90
2012/2013 p/	345,400.00	4,966,700.00	14.00

Fuente: (MAGA, 2013)

p/ Cifras preliminares

A. Importaciones

Las importaciones de frijol (Cuadro 14) han mostrado un comportamiento irregular durante el período 2007-2012, lo que también se manifiesta en sus precios promedio que pasaron de US\$.516.37/t en el año 2007 hasta alcanzar los US\$.731.49/t en el año 2008, y bajar a US\$.615.35/t en el año 2011, para subir a US\$. 666.74/t en el 2012. El 60% de las importaciones registradas de frijol provienen de China y el 19% de los Estados Unidos de Norteamérica (MAGA, 2013).

Cuadro 14. Guatemala en sus Importaciones de frijol, años 2007-2012.

Años	Volumen (t)	Valor (US\$)
2007	7,975.80	4,118,439.00
2008	5,148.69	3,766,203.00
2009	8,134.49	5,329,049.00
2010	11,913.94	7,610,380.00
2011	20,531.00	12,633,865.00
2012	10,980.11	7,320,830.00

Fuente: (MAGA, 2013)

B. Exportaciones

Las exportaciones de frijol de los años 2007-2012 (cuadro 15) se destinan en un 58% a El Salvador, el 33% a Nicaragua y el 9% a otros países (MAGA, 2013).

Cuadro 15. Guatemala en sus exportaciones de frijol, años 2007-2012.

Años	Volumen (t)	Valor (US\$)
2007	2,306.06	1,515,802.00
2008	2,187.10	1,404,405.00
2009	478.08	375,641.00
2010	1,246.33	808,271.00
2011	1,568.00	1,482,584.00
2012	216.92	203,835.00

Fuente: (MAGA, 2013)

3.2 Marco referencial

3.2.1 Ubicación del área de estudio

El lugar donde se llevó a cabo la fase experimental de la investigación fue en la finca San Jose, lote 4.2 la cual se encuentra ubicada en el municipio de El Tejar, del departamento de Chimaltenango, la finca está ubicada a 3.5 km del centro del municipio, se encuentra con las siguientes coordenadas: latitud $14^{\circ} 40' 20.17''$ y longitud $90^{\circ} 47' 27.49''$, (Figura 11), dista a 51 Km de la cabecera departamental, cuenta con 19 mz de extensión y con altitud promedio de 1,750 msnm.

3.2.2 Zona de vida y clasificación climática

El Tejar está catalogado como un Bosque Húmedo Montano Bajo Subtropical (bh-MB). Las temperaturas máximas durante el año son de 21°C y una mínima de 12°C , temperaturas absolutas máximas de 29°C , una mínima de 3°C .

3.2.3 Condiciones edáficas

Los suelos de El Tejar son francos arcillosos profundos, bien drenados sobre ceniza volcánica, porosa, grano fino en un clima húmedo (Municipalidad de El Tejar, Chimaltenango, 2014).



Fuente: (Municipalidad de El Tejar, Chimaltenango, 2014)

Fuente: (earth.google.es, 2015)

Figura 11. Ubicación geográfica del área de estudio

3.2.4 Antecedentes sobre *Rhizobium* y micorrizas en *Phaseolus vulgaris*

Azcón (1998, p.122) utilizó microorganismos simbióticos para el caso de las leguminosas, entre las cuales se destaca *Rhizobium*, el cual fija cantidades considerables de nitrógeno atmosférico y de hongos formadores de micorrizas, caracterizados por mantener una absorción efectiva de nutrientes y agua del suelo, juzgan un papel importante en la captación del fósforo y otros micro elementos.

Díaz (2012, p.17) expresa que los incrementos que provoca la inoculación de *Rhizobium* y Micorrizas en las variables de crecimiento evaluadas, las cuales demuestran la capacidad del cultivo de frijol de formar doble simbiosis *Rhizobium*-Hongos Micorrícicos Arbusculares. Los resultados expuestos sugieren una asociación planta-microorganismo efectivo, considerando la inoculación simple e inoculación de *Rhizobium* y Micorrizas como una alternativa viable, sostenible y ecológica para la producción del cultivo de frijol.

González M. (2004, p. 61) hizo experimentos los cuales dio a conocer el efecto antagónico de varias cepas de *Trichoderma spp.*, in vitro sobre *Sclerotium rolfsii* Sacc., *Rhizoctonia solani* Kuhn y *Macrophomina phaseoli* Tassi, aislado de semillas y plantas enfermas del cultivo de frijol, así como la evaluación de las cepas más promisorias para el control de hongos de la semilla y del suelo en condiciones de campo. Todas las cepas de *Trichoderma spp.*, que se estudiaron presentaron antagonismo por competencia, el mayor efecto antagónico sobre *Sclerotium rolfsii* se obtuvo con *Trichoderma harzianum*, mostro el mayor hiperparasitismo sobre *Sclerotium rolfsii*, mientras que contra *Rhizoctonia solani* el mayor hiperparasitismo fue con las cepas *T. viride.*, y *T. harzianum* las cuales manifestaron mayor nivel de antagonismo e hiperparasitismo sobre el hongo patógeno *Macrophomina phaseoli.*

En la evaluación de Blanco (1999, p.187) el efecto de la inoculación de *Glomus manihotis* y de la fertilización fosfórica en frijol común, en Ultisol no esterilizado bajo condiciones de campo. Los tratamientos consistieron en la combinación de dos factores: a) Tipo de fertilizante, con tres niveles (triple superfosfato, roca fosfórica y testigo) y b) inoculación micorrítica con dos niveles (con o sin *Glomus manihotis*).

Las variables analizadas fueron: porcentaje de longitud de raíz colonizada por hongos micorrícicos arbusculares (MA), rendimiento de grano seco del cultivo y peso seco de nódulos de *Rhizobium* nativo, con triple superfosfato. Donde el peso seco de los nódulos se incrementó (P menor a 0.05), en un 64.5 por ciento respecto al testigo y en 53 por ciento respecto a roca fosfórica. Se propone que la principal causa de ausencia de respuesta a la inoculación del hongo introducido, fue la alta efectividad de la población nativa de hongos micorrícicos arbusculares (Blanco & Salas- Fabio, 1999).

Montaño (2001, p. 21) en su investigación donde determinó del valor agronómico de la inoculación con micorriza vesículo-arbuscular en el cultivo del frijol (*Phaseolus vulgaris*), donde la fase de campo se valoró el comportamiento de dos genotipos con y sin micorriza a diferentes niveles de fertilización inorgánica, usando un diseño experimental de parcelas divididas. En la fase de campo la micorriza incremento entre 18 y 13 % el peso seco de la biomasa aérea y el rendimiento. No hubo respuesta a la fertilización. En la etapa de llenado de vainas, la carga reproductiva fue evaluada por los agricultores, los cuales identificaron a las plantas micorrizadas como las más productoras. Económicamente los tratamientos con micorriza no fueron rentables. Los elevados pesos secos de la biomasa aérea se debieron a una mayor infección de la micorriza, lo cual se vio reflejado en los rendimientos. El precio y la cantidad requerida de inoculante no hicieron económicamente factible el uso de micorrizas en el primer ciclo del frijol.

En la evaluación de Galindo (2008, p.59) a la respuesta del cultivo de frijol, en la inoculación combinada de micorrizas y cepas de *Rhizobium* interactuantes en la rizosfera del cultivo; se encontró un incremento en el proceso de nodulación, ofrecido por el efecto de sinergismo de ambos organismos al interactuar en la rizosfera de las plantas de frijol.

En la evaluación de Afeck (1990 p. 21) estudiaron el efecto de la edad de la planta en el porcentaje de infección micorrizal en las raíces del cultivo de frijol y señalaron que la colonización de los hongos micorrizales es mayor en las raíces jóvenes con una actividad más intensa y efectiva.

4 OBJETIVOS

4.1 General

Determinar el efecto simple y combinado de *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, en la fitosanidad radicular para el desarrollo del cultivo de frijol (*Phaseolus vulgaris*) y su interacción con *Rhizobium leguminosarum*.

4.2 Específicos

- a) Comparar el efecto simple y combinado de *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, en el desarrollo de *Phaseolus vulgaris* e interacción con *Rhizobium leguminosarum*.
- b) Cuantificar el efecto simple y combinado de *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, en la fitosanidad radicular de *Phaseolus vulgaris*.

5 HIPÓTESIS

5.1 Nula (H₀)

- a) La aplicación simple o combinada de *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, producirá el mismo efecto en la fitosanidad radicular para el desarrollo de *Phaseolus vulgaris* y su interacción con *Rhizobium leguminosarum*.

5.2 Alterna (H_a)

- a) Al menos una de las aplicaciones simples o combinadas *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, producirá un efecto distinto en la fitosanidad radicular para el desarrollo de *Phaseolus vulgaris* y su interacción con *Rhizobium leguminosarum*.

6 METODOLOGÍA

6.1 Productos evaluados

Los productos evaluados fueron: microgranulo (T2), irriga (T3), condor (T4), tifi (T5), microgranulo + condor (T6), microgranulo + tifi (T7), irriga + condor (T8) e irriga + tifi (T9).

6.1.1 Modo de uso de la aplicación simple y combinada

La aplicación simple fue del 50% de la dosis antes de la siembra sobre el suelo y el resto de la dosis (50%) fue aplicado sobre la semilla cubierta.

La aplicación combinada fue la mezcla del 50% de la dosis de cada producto (50% de *Glomus spp.*, + 50% de *Trichoderma spp.*) antes de la siembra sobre el suelo y resto de la dosis fue el 50% restante mezclado de cada producto, este se aplicó sobre la semilla cubierta. La aplicación fue de forma tronqueada con una bomba de asperjar de 16 litros, calibrada en 428 litros/Ha.

6.1.2 Concentraciones

En el cuadro 16 se presentan los 9 tratamientos utilizados en la investigación, de los cuales 8 describen sus respectivas concentraciones (esporas/g y UFC²⁰/g) y aplicaciones (simple o combinada) para el testigo relativo no tuvo ninguna aplicación ni concentración.

Cuadro 16. Resumen de las concentraciones de los tratamientos simples y combinados

Tratamiento (Aplicación)	Concentraciones
T1 (Sin aplicación)	Sin concentración
T2 (Aplicación simple)	50 (esporas/g)
T3 (Aplicación simple)	1,400 (esporas/g)
T4 (Aplicación simple)	1x10 ⁹ (UFC/g)
T5 (Aplicación simple)	2x10 ⁸ (UFC/g)
T6 (Aplicación combinada)	50 (esporas/g) + 1x10 ⁹ (UFC/g)
T7 (Aplicación combinada)	50 (esporas/g) + 2x10 ⁸ (UFC/g)
T8 (Aplicación combinada)	1,400 (esporas/g) + 1x10 ⁹ (UFC/g)
T9 (Aplicación combinada)	1,400 (esporas/g) + 2x10 ⁸ (UFC/g)

Fuente: Propia

²⁰ Unidades formadoras de colonia

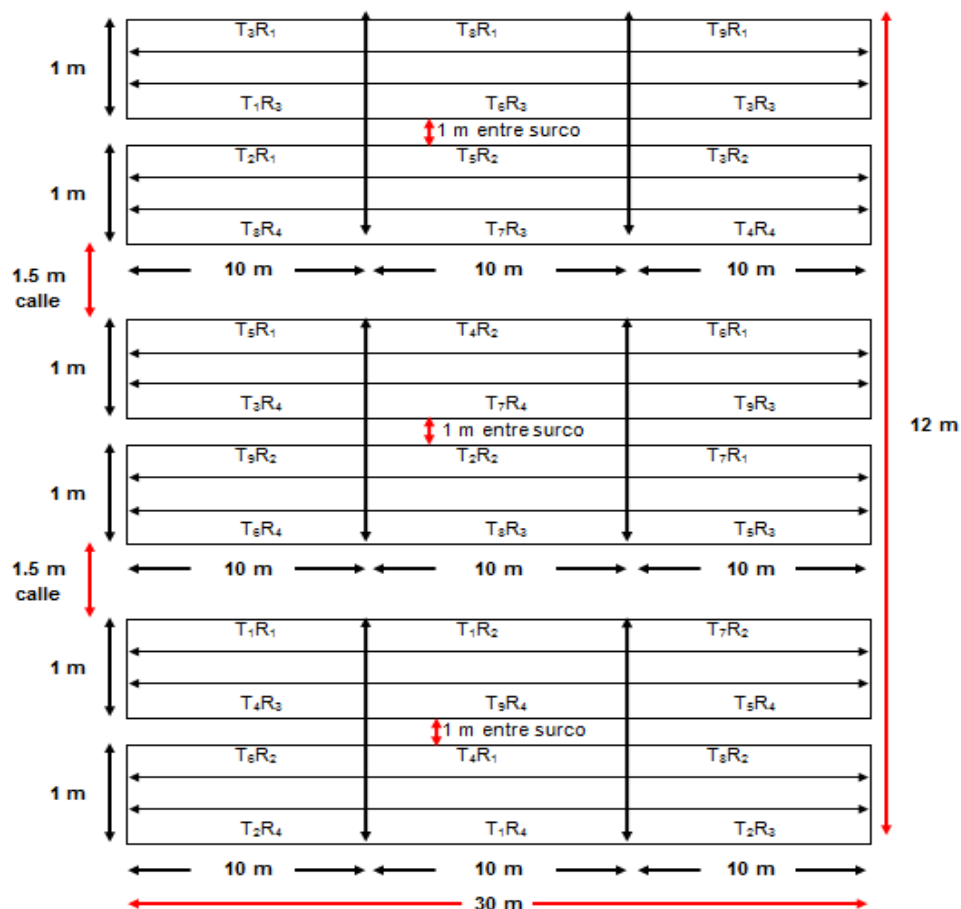
6.2 Diseño experimental

Se utilizó el diseño completamente al azar con 9 tratamientos y 4 repeticiones. Estos tratamientos fueron los siguientes: cuatro tratamientos simples (*Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*) cuatro tratamientos combinados (*Glomus spp.*, + *Trichoderma spp.*) y el testigo relativo (agricultor).

Los principios de repetición y aleatorización conlleva a que el ambiente experimental sea homogéneo y que los tratamientos se asignaran a las unidades experimentales (36) mediante una aleatorización completa sin ninguna restricción (ver figura 12).

6.2.1 Aleatorización de tratamientos y repeticiones

La distribución de los tratamientos con sus respectivas repeticiones se aleatorizó en seis surcos que se dispuso de terreno (360 m²).



Fuente: Propia

Figura 12. Croquis de campo experimental

6.3 Características de la unidad experimental

El área total del experimento fue de 360m² con las siguientes dimensiones: se dispuso de seis surcos de suelo distanciados a 1 metro entre surco, 1 metro de ancho/surco y 1.5 metros entre calle. Cada unidad experimental está formada por 10m² con un metro de ancho, siendo nueve tratamientos y cuatro repeticiones por cada tratamiento, dentro de las unidades hay 50 plantas/hilera conllevando a una totalidad de 200 plantas/tratamiento lo que genero 1,800 plantas por los nueve tratamientos.

6.3.1 Manejo del experimento

La fecha de siembra se realizó el día 26 de Marzo de 2014 en plantación de ejote francés amarillo variedad diana para exportación con porcentaje de germinación del 95% y una producción promedio de 11,689 Kg/Ha donde se realizaron labores de riego/goteo y manejo de malezas.

Para los respectivos monitoreos y toma de datos en campo de las variables evaluadas, se inició a partir del día 18 de Abril de 2014 (a los 15DDS) hasta el día 31 de Mayo de 2014 (60DDS).

De igual manera se realizó la toma de muestras para el análisis nematológico del suelo, del cual se extrajeron tres muestras, la primera fue el del día 2 de Mayo de 2014 (30DDS), la segunda fue el 31 de Mayo de 2014 (60DDS) y la tercera fue tomada el día 5 de Junio de 2014 (65DDS); este análisis se realizó con el propósito de obtener datos de presencia nemátodos fitoparásitos de importancia para el cultivo.

6.4 Modelo estadístico $Y_{ij} = \mu + \tau_i + \epsilon_{ij}$

Siendo que:

- Y_{ij} = Fitosanidad radicular en el desarrollo de *Phaseolus vulgaris* y su interacción con *Rhizobium leguminosarum*.
- μ = Media general del desarrollo de *Phaseolus vulgaris*.
- τ_i = Efecto de la i-ésima aplicación simple o combinada de *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, (esporas/gramo) y (UFC/g).
- ϵ_{ij} = Error experimental asociado a la ij-ésima aplicación en la fitosanidad radicular del desarrollo de *Phaseolus vulgaris* y su interacción con *Rhizobium leguminosarum*.

6.5 Variables de respuesta y metodología de evaluación

6.5.1 Altura de plantas (m)

Altura de plantas/tratamiento con lecturas de ocho plantas (2 por repetición) seleccionadas al azar con monitoreo a cada 15 días a partir del día 15 DDS hasta el inicio de cosecha. Para la medición de esta variable se utilizó cinta métrica, de la cual se determinó la altura de planta en metros.

6.5.2 Plantas sanas y/o enfermas (%)

Cantidad de plantas muertas/tratamiento de ocho plantas (2 por repetición) seleccionadas al azar expresado en porcentaje donde se realizaron lecturas a cada 15 días a partir del día 15 DDS hasta el inicio de cosecha. Para la medición del porcentaje de esta variable, se realizó con su respectivo monitoreo contabilizando el número posturas/tratamiento que presentaron daños de enfermedad.

6.5.3 Nodulación de *Rhizobium leguminosarum* (%)

Raíces noduladas/tratamiento de ocho plantas (2 por repetición) seleccionadas al azar expresado en porcentaje con lecturas a los 30, 45 y 60 DDS. La medición del porcentaje de *Rhizobium* se determinó mediante el conteo de número de raíces noduladas/tratamiento.

6.6 Análisis de Información

Se llevó a cabo con los datos recopilados en los monitoreos realizados durante 65 días, posteriormente se ingresaron y analizaron en el programa estadístico INFOSTAT®, en donde se realizaron sus respectivos análisis de varianza para las tres variables de respuesta con el diseño estadístico establecido y obtener los resultados de la investigación.

7 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

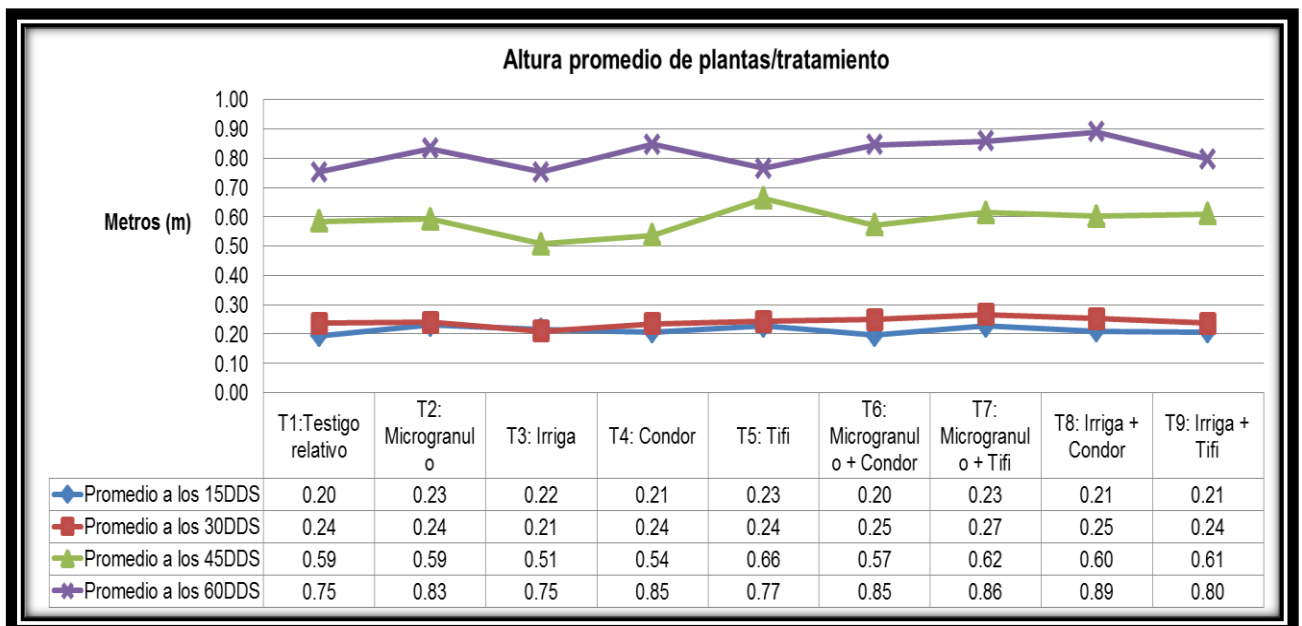
7.1 Altura de plantas/tratamiento (m)

Según los datos obtenidos para esta variable medida, la altura de las plantas a los 60 DDS presentada en el cuadro 17 se observan los tratamientos que mayor crecimiento presentaron, donde los mejores tratamientos fueron: (T8) irriga + condor con 0.89 m, seguido de (T7) microgranulo + tifi y (T4) condor con 0.86 y 0.85 m respectivamente, los tratamientos que tuvieron menor altura fueron (T1 y T3) testigo relativo e irriga con 0.75m.

Cuadro 17. Resumen de datos a nivel de campo de la variable altura a los 60DDS

Tratamientos	Unidad experimental				Promedio total (m)
	R1	R2	R3	R4	
T1: Testigo relativo	0.69	0.80	0.73	0.79	0.75
T2: Microgranulo	0.70	0.92	0.92	0.79	0.83
T3: Irriga	0.63	0.78	0.79	0.81	0.75
T4: Condor	0.81	0.80	0.98	0.80	0.85
T5: Tifi	0.71	0.84	0.72	0.79	0.77
T6: Microgranulo + condor	0.70	0.87	0.91	0.90	0.85
T7: Microgranulo + tifi	0.89	0.80	0.83	0.91	0.86
T8: Irriga + condor	0.85	0.95	0.87	0.89	0.89
T9: Irriga + tifi	0.68	0.83	0.83	0.85	0.80

Fuente: Propia



Fuente: Propia

Figura 13. Grafica de comportamiento de altura/tratamiento a partir del día 15DDS

En la figura 13 se logra observar que el comportamiento de la altura (m) de plantas/tratamiento a los 15 y 30 DDS tuvo un crecimiento uniforme en ambas lecturas ya que en todos los tratamientos el promedio de altura resulto entre 0.20 a 0.27 m, a los 45DDS se logra observar que el crecimiento obtuvo un promedio de 0.51 a 0.66 m y a los 60DDS la altura de las plantas resulto entre 0.75 a 0.89 m. La diferencia resulto en el crecimiento comparado a los 45DDS y los 30DDS donde hubo una altura de 0.32 m (T5) tifi y de 0.35 m (T2) microgranulo.

Cuadro 18. Análisis de varianza para altura/tratamiento

Fuente de variación	SC	gl	CM	F tab	p-valor
Modelo.	0.08	8	0.01	1.72	0.138
Altura de planta (m)	0.08	8	0.01	1.72	0.138
Error	0.16	27	0.01		
Total	0.24	35			

Fuente: Propia

Según el análisis de varianza presentado en el cuadro 18, la aplicación simple y combinada no existieron diferencias significativas donde se acepta la hipótesis nula con valor de $F_c=0.138$ ya que es menor a $F_t=1.72$ por lo cual se rechaza la hipótesis alterna y se acepta inmediatamente la hipótesis nula, para el manejo del experimento se obtuvo un coeficiente de variación del 9.41% lo que indica que el manejo del mismo fue adecuado.

7.2 Plantas sanas y/o enfermas (%)

A los 60 días después de la siembra el porcentaje total de mortandad en los tratamientos fue poco representativo ya que según los resultados obtenidos el testigo relativo acumulo la mayor cantidad de plantas muertas con 5.8% en total, mientras que el tratamiento que presento menor cantidad de plantas muertas fue (T9) irriga + tifi con 2.92% en total.

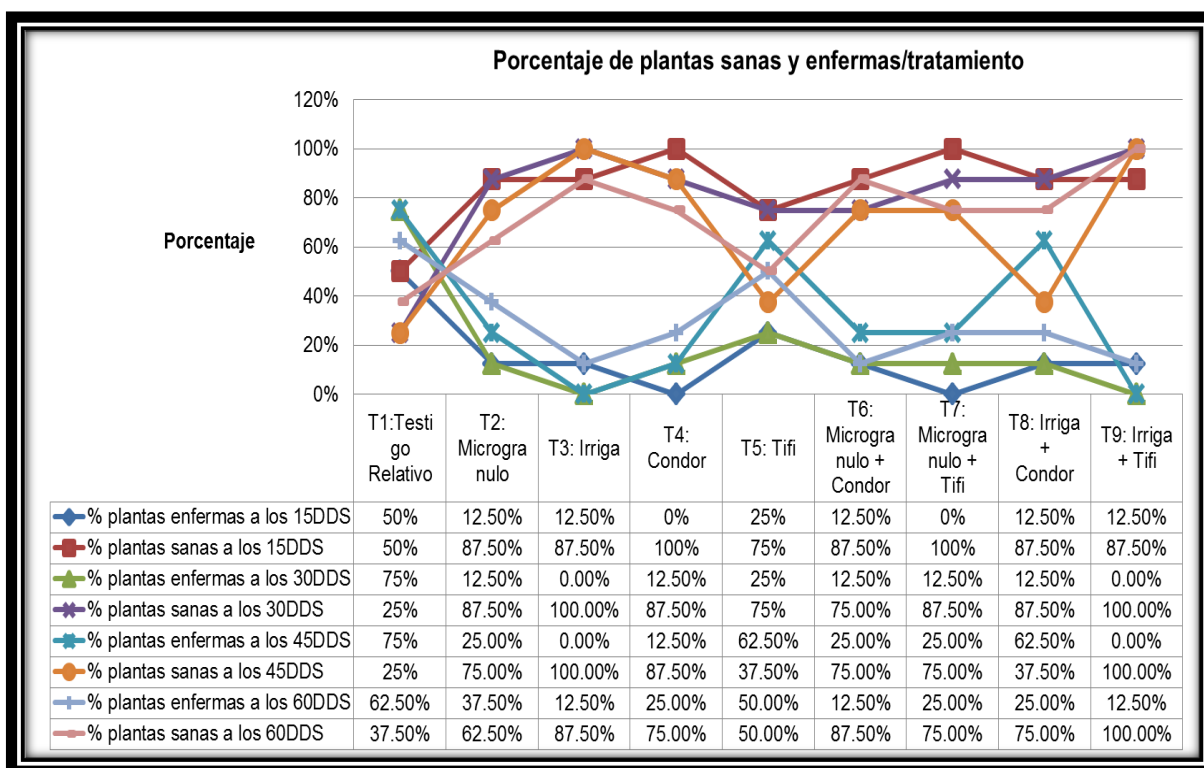
En el cuadro 19 se detallan los resultados tomados en campo sobre el porcentaje de plantas sanas y enfermas a los 60DDS/tratamiento, el porcentaje de enfermedad se realizó con un análisis detallado de la planta en campo el cual se observó si hubo presencia de síntomas patógenos o no, donde los tratamientos que resultaron con mayor número de plantas enfermas fueron: (T1) testigo relativo con 5 plantas y un porcentaje de

62.5%, (T5) tifi con 4 plantas y un porcentaje de 50.00% y (T2) microgranulo con 3 plantas para un porcentaje de 37.50%.

Cuadro 19. Resumen de datos en campo de la variable plantas sanas y enfermas a los 60DDS

Tratamientos	Repetición				% plantas enfermas	Repetición				% plantas sanas
	R1	R2	R3	R4		R1	R2	R3	R4	
T1: Testigo relativo	2	2	1	0	62.50%	0	0	1	2	37.50%
T2: Microgranulo	0	2	0	1	37.50%	2	0	2	1	62.50%
T3: Irriga	0	0	1	0	12.50%	2	2	1	2	87.50%
T4: Condor	2	0	0	0	25.00%	0	2	2	2	75.00%
T5: Tifi	1	2	1	0	50.00%	1	0	1	2	50.00%
T6: Microgranulo + condor	0	0	1	0	12.50%	2	2	1	2	87.50%
T7: Microgranulo + tifi	0	2	0	0	25.00%	2	0	2	2	75.00%
T8: Irriga + condor	1	0	1	0	25.00%	1	2	1	2	75.00%
T9: Irriga + tifi	0	1	0	0	12.50%	2	1	2	2	100.00%

Fuente: Propia



Fuente: Propia

Figura 14. Grafica de comportamiento de plantas sanas y/o enfermas a partir del día 15DDS

En la gráfica 14 se logra observar el comportamiento del porcentaje de las plantas sanas y enfermas a partir del día 15DDS donde se determinó que entre los 15 y 30DDS hubo menos ataque de patógenos radiculares en las plantas de *Phaseolus vulgaris* ya que estos se empiezan a hacer presencia muy levemente, a los 45 y 60DDS se logra observar que el porcentaje de infección por patógenos radiculares está más presente por lo cual se relaciona con al desarrollo fenológico del cultivo.

Cuadro 20. Análisis de varianza en plantas sanas y enfermas/tratamiento

Fuente de Variación	SC	gl	CM	F Tab	p-valor
Modelo.	4	8	0.5	0.81	0.60
% Plantas sanas y/o enfermas	4	8	0.5	0.81	0.60
Error	16.75	27	0.62		
Total	20.75	35			

Fuente: Propia

El análisis de varianza presentado en el cuadro 20 a los 60 DDS indica que no hubo diferencia significativa sobre la mortandad de plantas de las aplicaciones de *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, lo que indica que se acepta la hipótesis nula con el valor de $F_t=0.60$ y se rechaza la hipótesis alterna con un valor mayor de $FC=0.81$, la cual indica que ninguna aplicación tuvo un efecto distinto en la fitosanidad radicular del desarrollo de *Phaseolus vulgaris*.

7.3 Nodulación de *Rhizobium leguminosarum* (%):

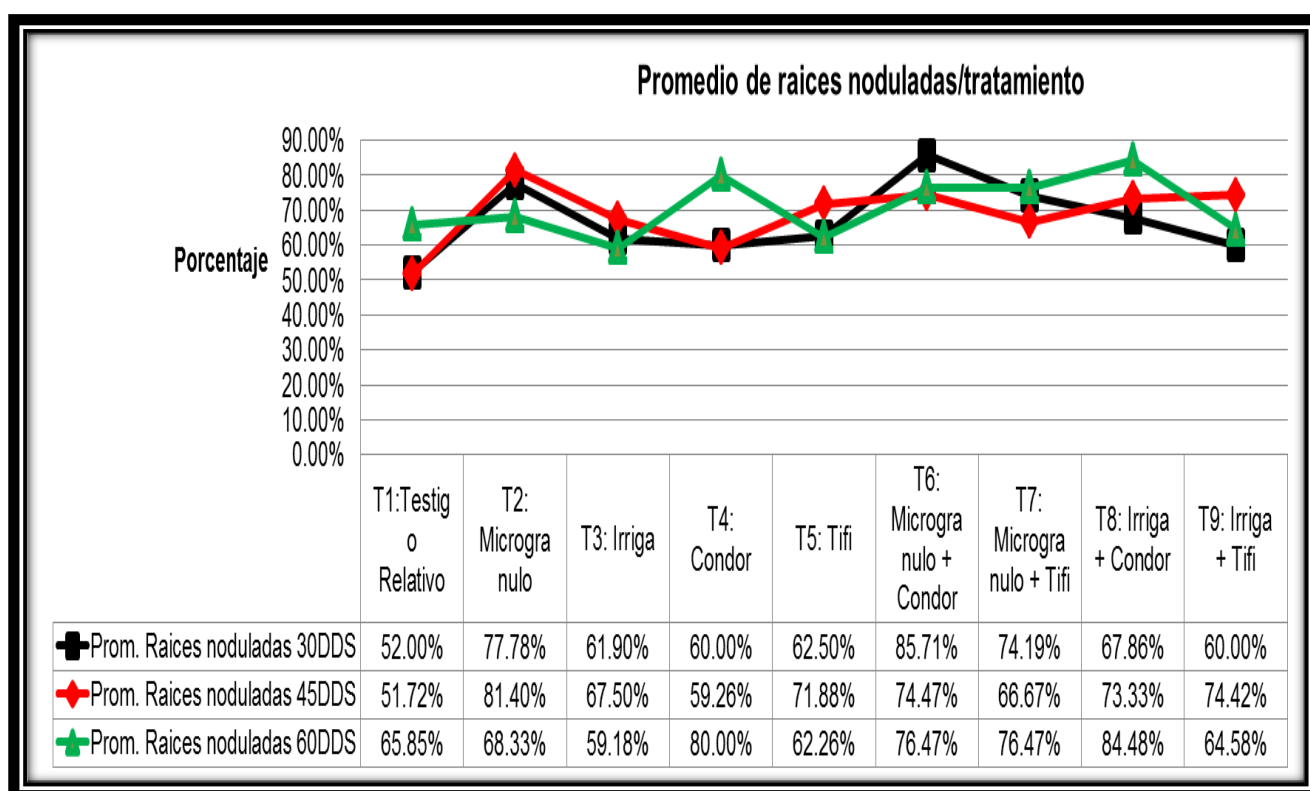
El promedio de raíces noduladas y su interacción con *Rhizobium* se mantuvo con promedio del 70% para las aplicaciones combinadas, según los resultados que se presentan en el cuadro 21 los tratamientos que resultaron con el mayor número de raíces noduladas a los 60DDS fueron: (T8) irriga + condor con 85% de raíces noduladas seguido del tratamiento (T4) condor con 80% de raíces noduladas, para los tratamientos que menor cantidad de raíces noduladas obtuvieron fueron (T3) irriga con 59% y (T9) irriga + tifi con 64% de raíces noduladas.

Estos porcentajes se determinaron contabilizando el número total de raíces/tratamiento con nódulos y sin nódulos, tal es el caso del testigo relativo que resulto con 27 raíces noduladas para obtener un 65.85% a los 60DDS, esto fue debido a que no hubo ningún manejo agronómico en el tratamiento.

Cuadro 21. Análisis promedio de raíces noduladas/tratamiento a los 60DDS

Tratamiento	Repetición				Total noduladas	Total sin nódulos	Total de raíces	Promedio raíces noduladas
	R1	R2	R3	R4				
T1: Testigo relativo	11	3	6	7	27	14	41	65.85%
T2: Microgranulo	13	8	15	5	41	19	60	68.33%
T3: Irriga	6	9	7	7	29	20	49	59.18%
T4: Condor	12	7	8	9	36	9	45	80.00%
T5: Tifi	10	5	12	6	33	20	53	62.26%
T6: Microgranulo + condor	9	8	10	12	39	12	51	76.47%
T7: Microgranulo + tifi	7	15	8	9	39	12	51	76.47%
T8: Irriga + condor	11	17	9	12	49	9	58	84.48%
T9: Irriga + tifi	8	11	5	7	31	17	48	64.58%
Total					324	132	456	

Fuente: Propia



Fuente: Propia

Figura 15. Grafica de comportamiento de raíces noduladas/tratamiento a partir del día 30DDS

En la figura 15 se detalla el comportamiento de las raíces noduladas/tratamiento, donde a los 30DDS el tratamiento que resulto con el mayor porcentaje fue: microgranulo + condor (T6) con un porcentaje de 85.71% de raíces noduladas; a los 45DDS el tratamiento que resulto con un porcentaje de 81.40% fue: microgranulo (T2) seguido de irriga + tifi (T9); y a los 60DDS el tratamiento que presento el mayor porcentaje de raíces noduladas fue: irriga + condor (T8) con un promedio de 84.48%, esto fue debido a la interacción que realizan las micorrizas con *Rhizobium leguminosarum* presente en el suelo.

Cuadro 22. Análisis de la varianza del porcentaje de raíces noduladas por *Rhizobium*

Fuente de Variación	SC	gl	CM	F tab	p-valor
Modelo.	94	8	11.75	1.28	0.29
% Raíces noduladas	94	8	11.75	1.28	0.29
Error	248	27	9.19		
Total	342	35			

Fuente: Propia

Según el análisis de varianza presentado en el cuadro 22 el porcentaje de raíces noduladas/tratamiento a los 60DDS, no hubo diferencia significativa de las aplicaciones simples y combinadas de *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, por lo cual se acepta la hipótesis nula con un valor de $F_c = 0.29$, lo que indica que todas las aplicaciones producen el mismo efecto en la fitosanidad del desarrollo sobre *Phaseolus vulgaris* y su interacción con *Rhizobium leguminosarum* ya que el valor de $F_t = 1.28$ indica que se rechaza la hipótesis alterna.

7.4 Análisis de suelo nematológico

Este análisis se determinó mediante tres lecturas realizadas en laboratorio, donde la primera toma de muestras se realizó a los 30 DDS, la segunda a los 60 DDS y la tercera lectura en la toma de muestras se realizó a los 65 DDS las cuales se determinaron en el centro de diagnóstico parasitológico de la facultad de agronomía (Uviger).

Como se logra observar en el cuadro 23, para el primer análisis nematológico a los 30DDS se identificaron cuatro géneros de nematodos fitoparasíticos: *Criconemoide sp.*, *Tylenchorhynchus sp.*, *Helicotylenchus sp.*, *Paratylenchus sp.*, a los 60 DDS hubo presencia de tres géneros identificados: *Meloidogyne sp.*, *Tylenchorhynchus sp.*, y *Helicotylenchus sp.*, y a los 65 DDS se identificaron tres géneros: *Paratylenchus sp.*, *Tylenchorhynchus sp.*, y *Criconemoide sp.*, de tal manera que el género *Meloidogyne sp.*, se identificó únicamente a los 60DDS.

La presencia de estos agentes fitoparásitos fue debido a que estos están presentes en el suelo y los productos utilizados en el desarrollo de la investigación no están elaborados para el control de estos agentes. Tal fue el caso del genero *Meloidogyne sp.*, (ver figura 19) el cual fue que se presentó con mayor incidencia de población a los 60DDS con un valor de 460/100 cc de suelo, este agente causo la formación de agallas en raíces de frijol del (T1) testigo relativo (ver figura 20).

Cuadro 23. Resumen de análisis nematológico realizado en laboratorio de UVIGER

Tratamiento	Agente detectado a los 30DD	Agente detectado a los 60DDS	Agente detectado a los 65DDD
T1	<i>Criconemoide sp.</i> 20/100 cc de suelo	<i>Meloidogyne sp.</i> 460/100 cc de suelo	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 10/100 cc de suelo
	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 80/100 cc de suelo	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 40/100 cc de suelo	<i>Paratylenchus sp.</i> 40/100 cc de suelo
	<i>Helicotylenchus sp.</i> 20/100 cc de suelo	<i>Helicotylenchus sp.</i> 30/100 cc de suelo	-----
T2	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 30/100 cc de suelo	No hubo muestra para analizar	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 40/100 cc de suelo
	<i>Criconemoide sp.</i> 10/100 cc de suelo	No hubo muestra para analizar	<i>Criconemoide sp.</i> 10/100 cc de suelo
T3	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 50/100 cc de suelo	No hubo muestra para analizar	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 10/100 cc de suelo
T4	<i>Helicotylenchus sp.</i> 10/100 cc de suelo	No hubo muestra para analizar	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 10/100 cc de suelo
T5	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 20/100 cc de suelo	No hubo muestra para analizar	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 50/100 cc de suelo
	<i>Criconemoide sp.</i> 30/100 cc de suelo	No hubo muestra para analizar	<i>Criconemoide sp.</i> 40/100 cc de suelo
	<i>Helicotylenchus sp.</i>	No hubo muestra	-----

	10/100 cc de suelo	para analizar	
T6	No presento nematodos fitoparasíticos	No hubo muestra para analizar	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 40/100 cc de suelo
T7	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 210/100 cc de suelo	No hubo muestra para analizar	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 120/100 cc de suelo
	<i>Criconemoide sp.</i> 20/100 cc de suelo	No hubo muestra para analizar	<i>Criconemoide sp.</i> 20/100 cc de suelo
	<i>Helicotylenchus sp.</i> 80/100 cc de suelo	No hubo muestra para analizar	-----
T8	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 80/100 cc de suelo	No hubo muestra para analizar	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 20/100 cc de suelo
	<i>Helicotylenchus sp.</i> 40/100 cc de suelo	No hubo muestra para analizar	-----
T9	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 30/100 cc de suelo	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 80/100 cc de suelo	<i>Tylenchorhynchus sp.</i> 50/100 cc de suelo
	<i>Paratylenchus sp.</i> 10/100 cc de suelo	<i>Helicotylenchus sp.</i> 20/100 cc de suelo	-----
	<i>Helicotylenchus sp.</i> 10/100 cc de suelo	-----	-----

Fuente: Propia

7.5 Problemas fitosanitarios detectados e Identificados

Este monitoreo se realizó a los 45 DDS donde hubo presencia de los primeros síntomas de hongos Oomycetos, los cuales determinaron la presencia de tres enfermedades relacionadas al cultivo de frijol las cuales fueron: *Erysiphe sp.*, *Isariopsis griseola* y *Xanthomonas campestris*.

La lectura de datos en cada tratamiento fue de 5 plantas seleccionadas al azar donde se contabilizo el total de hojas con y sin presencia de síntomas de los tres tercios de la planta con la identificación de enfermedades fitopatógenas, donde los tratamientos que presentaron síntomas fueron: (T1) testigo relativo con presencia del 18.3% de *Erysiphe sp.*, 29.41% de *Isariopsis griseola* y 5.92% de *Xanthomonas campestris*, (T7) microgranulo + tifi con presencia del 27.62% de *Erysiphe sp.*, 19.21% de *Isariopsis griseola* y 16.51% de *Xanthomonas campestris*, esto fue debido a que durante el desarrollo de la investigación no se utilizaron productos foliares.

Cuadro 24. Problema fitosanitario detectado en los tratamientos evaluados

Tratamiento	Enfermedad detectada	Porcentaje promedio
T1. Presencia de Oomycetos	<i>Erysiphe sp.</i>	18.30%
	<i>Isariopsis griseola</i>	29.41%
	<i>Xanthomonas campestris</i>	5.92%
T2. Presencia de Oomycetos	<i>Erysiphe sp.</i>	23%
	<i>Isariopsis griseola</i>	10.56%
T3. Presencia de Oomycetos	<i>Xanthomonas campestris</i>	9.46%
	<i>Erysiphe sp.</i>	32.45%
T4. Presencia de Oomycetos	<i>Erysiphe sp.</i>	26.45%
	<i>Isariopsis griseola</i>	20.16%
T5. Presencia de Oomycetos	<i>Erysiphe sp.</i>	35.08%
	<i>Xanthomonas campestris</i>	6.152%
T6. Presencia de Oomycetos	<i>Erysiphe sp.</i>	33.21%
	<i>Isariopsis griseola</i>	10.02%
T7. Presencia de Oomycetos	<i>Isariopsis griseola</i>	19.21%
	<i>Erysiphe sp.</i>	27.62%
	<i>Xanthomonas campestris</i>	16.51%
T8. Presencia de Oomycetos	<i>Erysiphe sp.</i>	28.18%
	<i>Xanthomonas campestris</i>	15.90%
T9. Presencia de Oomycetos	<i>Erysiphe sp.</i>	25.80%
	<i>Xanthomonas campestris</i>	9.52%

Fuente: Propia

8 CONCLUSIONES

1. Se comparó el efecto simple y combinado de *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, sobre la altura, plantas muertas y nodulación de *Rhizobium leguminosarum* a los 60DDS del cultivo de frijol donde no hubo diferencia significativa entre las aplicaciones por lo cual se aceptó la hipótesis nula, la que indica que todas las aplicaciones produjeron el mismo efecto en la fitosanidad radicular para el desarrollo *Phaseolus vulgaris*.
2. Se cuantificó el efecto simple y combinado de *Glomus spp.*, y *Trichoderma spp.*, en la fitosanidad radicular de *Phaseolus vulgaris* donde se estableció la presencia de 5 géneros de nemátodos fitoparasíticos: *Criconemoides sp.*, *Tylenchorhynchus sp.*, *Helicotylenchus sp.*, *Paratylenchus sp.*, *Meloidogyne sp.*, así mismo se cuantificó la presencia de tres enfermedades relacionadas al cultivo de frijol las cuales fueron: *Erysiphe sp.*, *Isariopsis griseola* y *Xanthomonas campestris*.

9 RECOMENDACION

La utilización de microorganismos promotores de crecimiento y desarrollo en plantas como lo son las micorrizas y trichodermas presentan alternativas para que mediante su investigación y desarrollo puedan ser tomadas como alternativa para reducir los problemas de patógenos radiculares en cultivos de exportación que presentan interés en los pequeños y medianos productores del país ya que esto genera ingresos en su producción.

10 BIBLIOGRAFÍA

1. Arnau, J. V. (2012). *EBM (Buenas manos)*. Recuperado el 23 de Febrero de 2014, de Propiedades de las Judías verdes: <http://www.enbuenasmanos.com/articulos/muestra.asp?art=413>
2. ATENS. (2015). *AEGIS Sym Irriga*. Recuperado el 16 de Diciembre de 2015, de Atens Agrotecnologías Naturales S.L.: <http://atens.es/es/nuestros-productos/los-productos/aegis-sym-irriga>
3. Bago, B., Pfeffer, P. E., & Shachar-Hill, Y. (2000). El metabolismo del carbono y el transporte de micorrizas arbusculares. *Sociedad Americana de Fisiólogos Vegetales*, 949-958.
4. Benítez, T. (2004). Mecanismo de control biológico en cepas de Trichoderma. *Microbiología Internacional*, 249-260.
5. Biológicos y Ecológicos de Colombia. (2014). *Productos para el control biológico de enfermedades*. Recuperado el 10 de Marzo de 2015, de Biológicos y Ecológicos de Colombia: <http://www.biologicosyecologicos.com/productos/para-el-control-biologico-de-enfermedades.html>
6. Blanco, E. A., & Salas- Fabio, A. (1999). Efecto de la inoculación con *Glomus manihotis* y de la fertilización con dos fuentes de fósforo sobre el rendimiento y la nodulación radical de frijol en un ultisol no esterilizado, bajo condiciones de campo. *Agronomía Costarricense*, 187-192.
7. Donald, M. (2005). *Micorrizas: inoculantes endomicorrísicos*. Recuperado el 16 de Marzo de 2015, de Micorrizas y rizobacterias: su potencial en los programas de reforestación: <http://www.phcmexico.com.mx/phchrizobacterias.htm>
8. EcuRed. (2013). *Trichoderma spp.* Recuperado el 5 de marzo de 2014, de De EcuRed: http://www.ecured.cu/index.php/Trichoderma_spp
9. Evolutiva, B. y. (2012). *Bioinformática y Genómica Evolutiva*. Recuperado el 21 de Febrero de 2014, de *Glomus intraradices*: <http://bioinformatics.psb.ugent.be/genomes/view/Glomus-intraradices>
10. Figueroa, I. (2006). *Manual del manejo integrado de plagas y enfermedades del cultivo de frijol ejotero*. Guatemala.
11. Garcia-Garrido, J., Cabello, M., Garcia-Romero, I., & Ocampo, J. (1992). Actividad endoglucanasa en plantas de lechuga colonizadas ápice el hongo micorriza

- arbusculares *Glomus fasciculatum vesicular-*. *Biología del Suelo y Bioquímica*, 955-959.
12. Gary, S. (2006). *Trichoderma koningii* especies agregadas. *Estudios de Micología*, 67-133.
 13. Gerd, T. (2012). *Mosseae glomus: (Nicol. & Gerd.) Gerd. & Trappe*. Recuperado el 21 de Febrero de 2014, de University of Agriculture Szczecin, Poland: <http://www.zor.zut.edu.pl/Glomeromycota/Glomus%20mosseae.html>
 14. González Guerrero, M. (2005). *Estudio de los mecanismos implicados en la homeostasis de metales pesados del hongo formador de micorrizas arbusculares Glomus intraradices. (Tesis Doctoral). Granada, España, Universidad de Granada*. Recuperado el 2014 de Junio de 22, de Universidad de Granada: <http://0-hera.ugr.es.adrastea.ugr.es/tesisugr/15432440.pdf>
 15. González, B. Z. (Junio de 2012). *Principales enfermedades del frijol ejotero*. Recuperado el 23 de Febrero de 2014, de Producir Mejor: <http://producirmejor.net/Libros/frijol/Frijolejotero.pdf>
 16. Graham, L., Kodner, R., & Redecker, D. (2000). Hongos Glomalean desde el Ordovícico. *PubliMed*, 24-38.
 17. Guilaume, C., Bidel, L., & Jay-Allemand, C. (1985). Estructura exodermis controla la invasión de hongos en el deshojado epífitas orquídea lindenii *Dendrophylax (Lindl.) Benth. ex Rolfe. Ciencia Directa*, 68-91.
 18. Hernández, A. (2000). *Las micorrizas*. Recuperado el 16 de Febrero de 2015, de Terralia: <http://www.terralia.com>
 19. IICA. (Septiembre de 2009). *Guía técnica para el cultivo de frijol*. Boaco, Santa Lucía, San Lorenzo, Nicaragua.
 20. ITIS. (2015). *Catálogo de vida 2010 lista de verificación anual*. Recuperado el 16 de 12 de 2015, de Catalogueoflife: <http://www.catalogueoflife.org/annual-checklist/2010/details/species/id/588246>
 21. Kernaghan, G. (2005). La diversidad de micorrizas: causa y efecto? *Pedobiología*, 511-520.
 22. MAGA. (2013). *Precios de frijol negro, producción de frijol negro*. Recuperado el 23 de Febrero de 2014, de MAGA, Dirección de Planeamiento: http://web.maga.gob.gt/wp-content/uploads/pdf/home/diplan/fn/informacion_de_precios_frijol_negro_2013.pdf

23. McBeath, H. J. (2003). *Trichoderma atroviride*. Recuperado el 22 de Febrero de 2014, de AmPac Biotech: <http://www.ampacbiotech.net/Articles & Pubs/trich.html>
24. Morton, J. B., & Redecke, D. (2001). Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two new genera Archaeospora and Paraglomus, based on concordant molecular and morphological characters. *Mycologia*, 93, 181-195.
25. Municipalidad de El Tejar, Chimaltenango. (2014). *Ubicación*. Obtenido de Municipalidad de El Tejar: <http://www.municipalidadeltejar.org/el-tejar/ubicacion/>
26. Nocetti., E. G. (15 de Julio de 2012). *Frijol, plagas y enfermedades*. Recuperado el 23 de Febrero de 2014, de InfoRural: <http://www.inforural.com.mx/spip.php?article99367>
27. Observatorio Regional de Innovaciones Tecnológicas. (Mayo-Junio de 2010). *El cultivo de frijol, historia e importancia*. Recuperado el 24 de Febrero de 2014, de Observatorio Regional de Innovaciones Tecnológicas para la Cadena de Maíz y Frijol en Centroamérica: http://www.observatorioredsicta.info/sites/default/files/docpublicaciones/el_cultivo_d_el_frijol_historia_e_importancia.pdf
28. Panéz, D. (17 de Agosto de 2000). *Capsicum annumm*. Recuperado el 10 de Septiembre de 2013, de Scribd: <http://es.scribd.com/doc/16619403/Capsicum-Annumm>
29. Pérez, A., & De La Ossa, J. (2013). Variables del suelo físicas y químicas y la relación con la colonización de raíces arbusculares en angleton (*Dichanthium aristatum* Benth). *Revista de UDCA Actualidad y Divulgación Científica*, 71-78.
30. Perez, C. A., Rojas, S. J., & Montes, V. D. (16 de Septiembre de 2011). *Hongos formadores de micorrizas arbusculares*. Recuperado el Marzo de 05 de 2014, de RECIA: <http://www.recia.edu.co/documentos-recia/vol3num2/revisiones/REC-03-02-REV-2-MA-HONGOS.pdf>
31. Proyecto RED SICTA. (2008). Guía de identificación y manejo integrado de enfermedades del frijol en América Central. Managua, Niccaragua, IICA.
32. Raab, P., & Redecker, D. (2006). Filogenia del Glomeromycota (micorrizas arbusculares): evolución reciente y los nuevos marcadores genéticos. *Mycologia*, 885–895.
33. Redes Microbianas. (2014). *Endomicorrizas o micorrizas arbusculares*. Recuperado el 21 de Febrero de 2014, de Redes Microbianas: <http://www.redesmicrobianas.com/endomicorrizas-o-micorrizas-arbusculares/>

34. Romero-Arenas, O., Huerta, M., Damian, M. A., & Dominguez, F. (2009). Características de *Trichoderma harzianum*, como agente limitante en el cultivo de hongos comestibles. *UNAL*, 468-490.
35. Safir, G. R. (1990). *Micorrizas arbusculo-vesicular y la productividad agrícola*. In: *Biología de la productividad de los cultivos*. México: P. S. Carlson.
36. Seidl, V. (2010). *Trichoderma atroviridae*. Recuperado el 21 de Febrero de 2014, de JGL Genome Portal: <http://genome.jgi-psf.org/Triat1/Triat1.home.html>
37. SIAP. (18 de septiembre de 2012). *Ejote: Phaseolus vulgaris*. Obtenido de Secretaría de Información Agroalimentaria y Pesquera, México: <http://www.siap.gob.mx/ejote/>
38. Smith, S. (2011). *Imágenes - catálogo de las cepas de hongos AM disponibles en la colección Glomeromycota in vitro*. Recuperado el 21 de Febrero de 2014, de Agriculture and Agri-Food Canada: <http://www.agr.gc.ca/eng/science-and-innovation/research-centres/ontario/eastern-cereal-and-oilseed-research-centre/the-glomeromycetes-in-vitro-collection/images-catalogue-of-am-fungi-strains-available-in-the-glomeromycota-in-vitro-collection/?id=12368863>
39. Smith, S. E., & Read, D. J. (1997). *Simbiosis micorriza*. Recuperado el 20 de Junio de 2015, de *Ciencia Directa*: <http://www.sciencedirect.com/science/book/9780126528404>
40. Stefanova, M. (1995). Producción y aplicación de *Trichoderma* spp. como antagonista de hongos fitopatógenos. *INISAV*, 16-18.
41. Turner, S. L., & Gallery, R. (2002). La diversidad molecular de los hongos formadores de micorrizas arbusculares. *Ecología Molecular*, 2669-2678.
42. USDA. (2015). *Base de datos de nutrientes para referencia estándar nacional*. Obtenido de Departamento de Agricultura de los Estados Unidos: <http://ndb.nal.usda.gov/ndb/search/list?qlookup=11052&format=Full>
43. Vierheilig, H., Steinkellner, S., Khaosaad, T., & Garcia-Garrido, J. (2002). El efecto de biocontrol de micorrización. *Micorriza*, 307-320.
44. Vijay, G., Kunik, T., Kapulnik, Y., & Schwartz, R. (2001). Hongos de micorriza arbuscular colonización: factores que intervienen en el reconocimiento del hospedero. *Los Fisiólogos Vegetales*, 1493-1499.

11 APÉNDICES

Variable: Altura de plantas/tratamiento (m)



Fuente: Propia

Figura 16. Altura a los 60 DDS.

Variable: Plantas enfermas/tratamiento (%)



Fuente: Propia

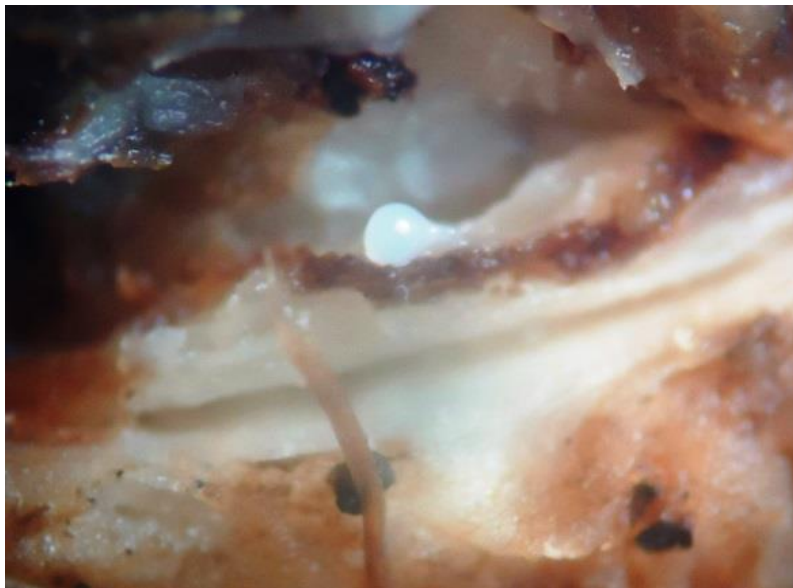
Figura 17. Síntoma de enfermedad presente en raíz de frijol.

Variable: Nodulación de *Rhizobium*/tratamiento (%)



Fuente: Propia

Figura 18. Raíces noduladas por *Rhizobium leguminosarum*.



Fuente: Propia

Figura 19. Nematodo hembra del genero *Meloidogyne* sp., presente en raíz de frijol.



Fuente: Propia

Figura 20. Síntoma de agallas ocasionado por *Meloidogyne sp.*, en raíz de frijol.