



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SAN LUIS POTOSÍ
FACULTAD DE AGRONOMÍA Y VETERINARIA
CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y ESTUDIOS DE POSGRADO
MAESTRÍA EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA



**RESPUESTA DEL CHILE ANCHO (*Capsicum annuum* L. var. Abedul) A LA
INOCULACIÓN CON HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES**

Por:

Ing. Carolina del Rocío Martínez Rosales

**Tesis presentada como requisito parcial para obtener el grado de
Maestra en Producción Agropecuaria**



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SAN LUIS POTOSÍ
FACULTAD DE AGRONOMÍA Y VETERINARIA
CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y ESTUDIOS DE POSGRADO
MAESTRÍA EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA



**RESPUESTA DEL CHILE ANCHO (*Capsicum annuum* L. var. Abedul) A LA
INOCULACIÓN CON HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES**

Por:

Ing. Carolina del Rocío Martínez Rosales

Tesis presentada como requisito parcial para obtener el grado de
Maestra en Producción Agropecuaria

Asesores

Dr. Heriberto Méndez Cortés

Dr. José Pablo Lara Ávila

Dr. Hugo Magdaleno Ramírez Tobías

Soledad de Graciano Sánchez, S.L.P.


Noviembre 2016

El trabajo titulado “**RESPUESTA DEL CHILE ANCHO (*Capsicum annuum. var. Abedul*) A LA INOCULACIÓN CON HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES**”, fue realizado por: Ing. Carolina del Rocío Martínez Rosales como requisito parcial para obtener el grado de "Maestra en Producción Agropecuaria" en el área de Sistemas de Producción de Hortalizas, fue revisado y aprobado por el suscrito Comité de Tesis.

Dr. Heriberto Méndez Cortés
Asesor principal



Dr. José Pablo Lara Ávila
Co- Asesor



Dr. Hugo Magdaleno Ramírez Tobías
Co- Asesor



Ejido Palma de la Cruz, Municipio de Soledad de Graciano Sánchez, S.L.P. a los 25 días del mes de noviembre de 2016.

DEDICATORIA

A Dios, por la oportunidad del día a día

A Diego, el motor de superación y fuente de amor genuino

A mi mamá, gran apoyo y motivación

AGRADECIMIENTOS

A la Facultad de Agronomía y Veterinaria de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí, por la oportunidad de continuar preparándome profesionalmente.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por el financiamiento para llevar a cabo este posgrado. Número de beca: /335286.

Al Dr. Heriberto, por su paciencia, actitud y apoyo desde el inicio del proyecto.

Al Dr. Hugo Ramírez paciente y buen escucha, por sus ánimos al iniciar la maestría.

Dr. José Pablo Lara Ávila por su disposición y ayuda para la revisión de este trabajo.

A Fernando Silva Serna, propietario del Rancho Santa Leticia, por facilitar el desarrollo de esta investigación.

A todos quienes me ayudaron y acompañaron lo largo de estos dos años ¡gracias Oscar, Edgar, Reyna y Cristián!

A Ricardo, compañero de vida por su apoyo, antes y durante el desarrollo de esta etapa de mi formación.

A los profesores que contribuyeron a mi formación: Dra. Catarina Loredo Osti, Dr. Hugo Magdaleno Ramírez Tobías, Dr. José Marín, gracias.

CONTENIDO

	Página
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
CONTENIDO	iv
ÍNDICE DE CUADROS.....	vi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	vii
RESUMEN.....	ix
SUMMARY	x
INTRODUCCIÓN	1
Hipótesis.....	2
Objetivos	2
REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
Cultivo del Chile Poblano (<i>Capsicum annuum</i> L.)	3
Origen e importancia.....	3
Taxonomía	3
Requerimientos edafoclimáticos.....	4
Importancia económica.....	4
Volumen y valor de la producción.....	4
Hongos Micorrízicos	6
Hongos Formadores de Micorriza Arbuscular	6
Simbiosis micorrízica	7
Funciones.....	9
Taxonomía de HMA	12
Hongos formadores de micorriza arbuscular en especies hortícolas	15
Uso de hongos micorrízicos en el cultivo del chile.....	16
MATERIALES Y MÉTODOS	18
Establecimiento del Experimento.....	18
Tratamientos.....	18
Inoculantes.....	19

Establecimiento de los tratamientos	20
Diseño experimental.....	21
Variables Evaluadas	21
Plántula	21
Campo.....	21
Laboratorio	23
Número de esporas.....	24
Diversidad de especies micorrízicas	26
Análisis de datos.....	27
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	28
Altura de Plántula.....	28
Planta y Frutos.....	29
Rendimiento	30
Número de Esporas y Porcentaje de Colonización.....	33
Diversidad de HMA	36
CONCLUSIONES	50
LITERATURA CITADA.....	51
ANEXO I	59

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Clasificación taxonómica del chile poblano (ancho).....	3
2	Valores de producción y rendimientos del chile a nivel nacional y estatal.....	5
3	Indicadores de producción y rendimiento del chile ancho en el estado de San Luis Potosí.....	5
4	Clasificación taxonómica de los Hongos Formadores de Micorrizas Arbusculares en el 2001.....	12
5	Clasificación taxonómica de HMA propuesta por Oehl <i>et al.</i> (2011).....	13
6	Clasificación actual de HMA, propuesta por Redecker <i>et al.</i> (2013).....	14
7	Efectos de la inoculación con hongos micorrízicos en especies hortícolas.....	15
8	Diferentes variedades de chile inoculadas con especies de hongos micorrízicos.....	16
9	Análisis de varianza que muestra la respuesta de chile a los diferentes tratamientos ($p \leq 0,05$).....	28
10	Características de las especies aisladas de la rizósfera del chile.....	37

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Representación de la colonización radical por HMA, mostrando el mecanismo de toma de fósforo (Mukerji y Ciancio, 2007).....	7
2	Estructuras micorrízicas de <i>R. intraradices</i> en maíz (Biermann y. Linderman, 1983).....	8
3	Mecanismos con los que los HMA reducen los impactos de la salinidad alta en plantas (Evelin <i>et al.</i> , 2009).....	11
4	Localización del Rancho “Santa Leticia”, municipio de Villa de Arista, SLP (Tomado de Ayuntamiento de Villa de Arista, 2014, Google Earth, 2016).....	18
5	Población de esporas por gramo de suelo en los distintos inoculantes. Los datos indican la media \pm error estándar.....	19
6	Inoculación de semillas.....	20
7	VARIABLES evaluadas en planta y fruto: a) altura de plántula, b) altura de planta, c) diámetro de tallo, d) longitud de fruto, e) anchura de fruto y f) peso de fruto.....	22
8	Proceso de tinción de raíces.....	23
9	Proceso de extracción de esporas (Gerdemann y Nicolson (1963) y Daniels y Skipper (1982).....	25
10	Análisis de varianza del crecimiento de plántulas a lo largo de siete muestreos. Los datos indican la media \pm error estándar ($p=0.59$).....	27
11	Curvas de crecimiento (cm) a lo largo de los muestreos (A): altura (B): Diámetro del tallo desde la base. Los datos indican la media \pm error estándar ($p=0.019$ y 0.006 respectivamente).....	29
12	Kilogramos por hectárea en el primer corte de plantas de chile ancho, al primer corte. Los datos indican la media \pm error estándar ($p=0.019$).....	30

13	Respuesta a los tratamientos en las variables: (A) Número de frutos, (B) Longitud de futo, (C) Anchura de fruto, (D) Peso de fruto. Los datos indican la media \pm error estándar ($p=0.002$, 0.004 , 0.071 y 0.015 respectivamente).....	31
14	Población total de esporas en 50g de suelo. Los datos indican la media \pm error estándar ($p=0.35$).....	32
15	Porcentaje de raíces colonizadas en cada uno de los tratamientos. Los datos indican la media \pm error estándar ($p=0.008$).....	33
16	Especies aisladas e identificadas en la rizósfera del chile ancho (La barra de la escala corresponde a $50 \mu\text{m}$).....	36
17	Géneros correspondientes a las especies identificadas en los distintos tratamientos.....	46
18	Análisis multivariado simple de las especies micorrízicas en cada uno de los tratamientos. El tratamiento 1 corresponde a <i>R. clarus</i> , el tratamiento 2 a <i>D. spurca</i> , el tratamiento 3 a <i>P. occultum</i> y el tratamiento 4 al consorcio.....	47

RESUMEN

El chile ancho es un cultivo importante en San Luis Potosí, ocupa el cuarto lugar en la producción nacional. A pesar que los Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) se han usado en este cultivo como biofertilizante, es necesario evaluar el efecto de algunas cepas y e los consorcios nativos aislados en estas zonas de producción; lo anterior debido a la capacidad de adaptación y eficiencia de éstos, además de reducir la dependencia económica a los biofertilizantes comerciales. Este trabajo tuvo como objetivos: evaluar la respuesta del chile ancho (*Capsicum annuum* L. var. Abedul) a inoculantes puros tales como *Rhizophagus clarus*, *Diversispora spurca*, *Paraglomus occultum* y consorcios nativos, así como la identificación de las micorrizas aisladas de la rizósfera de chile ancho en el municipio de Villa de Arista, SLP. A los 120 días después de la siembra, se determinó el número y tamaño de frutos, así como el rendimiento ($\text{kg}^{\text{ha}^{-1}}$) en el primer corte. Se cuantificó el porcentaje de colonización y el número de esporas por gramo de suelo. La altura de las plántulas y el número de esporas no mostraron diferencias significativas entre tratamientos; las variables altura, diámetro, rendimiento, número, tamaño y peso de fruto, así como el porcentaje de colonización fueron las variables que mostraron diferencias estadísticas. Respecto a los tratamientos, el testigo y el consorcio resultaron con el mejor desempeño tanto en crecimiento y producción. Las especies aisladas de la rizósfera de chile, pertenecen a los géneros: *Acaulospora*, *Claroideoglopus*, *Diversispora*, *Funneliformis*, *Glomus*, *Rhizophagus* y *Sclerocistis*.

Palabras clave: *Capsicum annuum*, micorrizas nativas, rendimiento, colonización, diversidad.

SUMMARY

Chili is an important crop in San Luis Potosi; it ranks fourth in domestic production. Although arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) have been used in this crop, it is necessary to evaluate the effect of some strains and native consortia isolated of these production areas. Last because adaptability and for reducing economic dependence on commercial fertilizers. This study aimed to: assess the response of the chili (*Capsicum annuum* L. var. Abedul) to pure inoculants such as *Rhizophagus clarus*, *Diversispora spurca*, *Paraglomus occultum* and native consortia, as well as identify mycorrhizae isolated from the rhizosphere chili in the municipality of Villa de Arista. Chili seedlings were inoculated previously in container for subsequent transplantation field, with randomized block design with five replications. The plant height and diameter were measured every two weeks. At 120 days after sowing, the number and size of fruits and yield (kg per hectare) in the first harvest was determined. The percentage of colonization and the number of spores per gram of soil was quantified. The seedling height and the number of spores were no statistically different between treatments. However, plant height, stem diameter, yield, number, size and weight of fruit and percentage of colonization were affected for treatments. With regard to treatment, the control and the consortium showed the best performance in both growth and production. The species isolated from the chili rhizosphere belongs to the genera: *Acaulospora*, *Claroideoglobus*, *Diversispora*, *Funneliformis*, *Glomus*, *Rhizophagus* and *Sclerocistis*.

Keywords: *Capsicum annuum*, native mycorrhizae, performance, colonization, diversity.

INTRODUCCIÓN

El chile es uno de los cultivos agrícolas más importantes en México, ya que sus frutos se consumen tanto en fresco como seco para proporcionar color, sabor y aroma a infinidad de platillos (Aguilar, 2012). Así mismo, México es centro de origen, diversidad y domesticación (Pickersgill *et al.*, 1989). El chile poblano (ancho) pertenece a la familia de las solanáceas; es miembro del género *Capsicum* y está incluido dentro de la especie *Capsicum annuum* L. (Russo, 2012). En el 2013, México ocupó el 2° lugar a nivel mundial en la producción de chile (FAO, 2013) y en el 2014, San Luis Potosí ocupó el cuarto lugar a nivel nacional con una producción de 8,336.80 ton. En ese mismo año, el municipio de Villa de Arista ocupó el tercer lugar estatal en la producción (SIAP, 2014).

Es un cultivo que se clasifica como medianamente tolerante a la salinidad (Nuez *et al.*, 1996). En zonas áridas y semiáridas y en lugares con una baja precipitación, la evaporación del agua deja en el suelo sales que, al no ser disueltas y redistribuidas, generan la salinización de los suelos (Mazuela, 2013). Esto representa uno de los principales factores que limitan la producción de cultivos. Los altos contenidos de sales en el suelo inhiben el desarrollo en las plantas debido a la reducción del potencial hídrico del agua del suelo, reduciendo la cantidad de agua disponible, que da lugar a lo que comúnmente se conoce como sequía fisiológica (Evelin *et al.*, 2009). Otro efecto relacionado a estas sales es la acumulación de iones en los tejidos de la planta en concentraciones que pueden ser tóxicas, lo que da lugar a desequilibrios nutricionales (Huez *et al.*, 2011). Ante esta situación, el uso de Hongos formadores de la Micorriza Arbuscular (HMA) hace más eficiente el desarrollo y crecimiento de las plantas ante este tipo de estrés (Tapia *et al.*, 2010), además de que éstos pueden encontrarse de forma natural en ambientes salinos (Evelin *et al.*, 2009) y que ayudan a las plantas a mitigar los efectos de este estrés. En *C. annuum* se han probado diferentes cepas de HMA (Contreras *et al.*, 2013); sin embargo, Davies *et al.* (2002) sugieren que el uso de hongos nativos puede ayudar a mejorar el efecto por estrés hídrico, representando así, una

alternativa para los productores ya que reduce la dependencia de biofertilizantes comerciales para el desarrollo de sus cultivos.

Pese a que la inoculación de plantas de chile ha sido probada en distintas variedades de éste y con diferentes especies de HMA, son escasos los trabajos donde se ha evaluado la contribución de los HMA en condiciones de campo (Thougnon *et al.*, 2013), particularmente porque en el municipio de Villa de Arista, Tapia *et al.* (2010) reportaron suelos con altos problemas de salinidad. Además son pocos los reportes de las especies de HMA presentes en los suelos de Villa de Arista.

Hipótesis

La inoculación con HMA produce diferencias en el crecimiento y rendimiento del cultivo de chile ancho. Además existen especies de HMA presentes de forma nativa en los suelos de Villa de Arista.

Objetivos

Evaluar la respuesta del chile a inoculantes puros tales como *Rhizophagus clarus*, *Diversispora spurca*, *Paraglomus occultum* y consorcios nativos.

Identificar las especies micorrízicas aisladas de la rizósfera del chile ancho bajo condiciones de campo en el municipio de Villa de Arista.

REVISIÓN DE LITERATURA

Cultivo del Chile Poblano (*Capsicum annuum* L.)

Origen e importancia

El chile tuvo su centro de origen en Mesoamérica; no obstante, Pickersgill *et al.* (1989) consideran que México es centro de origen, diversidad y domesticación, con una variabilidad genética no explorada. Es uno de los cultivos agrícolas más importantes en México y el mundo, porque sus frutos se consumen tanto en fresco como seco para proporcionar color, sabor y aroma a infinidad de platillos, lo que lo sitúa entre las principales especias (Aguilar, 2012).

Taxonomía

El chile poblano (ancho) pertenece a la familia de las solanáceas, miembro del género *Capsicum*, y está incluido dentro de la especie *C. annuum* var *annuum* L. (Russo, 2012) (Cuadro 1).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del chile poblano (ancho).

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Asteridae
Orden	Solanales
Familia	Solanaceae
Género	<i>Capsicum</i>
Especie	<i>annuum</i>

La planta es de tallo leñoso, forma normalmente un arbusto. Las flores son blancas o verdosas en la mayoría de las variedades, salvo en el *Capsicum pubescens*, en que tienen un color violáceo. El fruto —técnicamente una baya— varía en coloración y tamaño de acuerdo a la variedad; puede ser cúbico, cónico o esférico (FAO, 2008). Es una planta de tipo C₃ (Ruiz *et al.*, 1999).

Requerimientos edafoclimáticos

El chile se desarrolla en altitudes que van de los 0 a los 2,700 msnm; prospera en regiones con iluminación intensa, especialmente en la etapa de floración. Este cultivo se desarrolla en un rango de precipitación de 300 a 400 mm, con un nivel óptimo de 2,200 mm, aunque estos valores varían según el cultivar del que se trate (FAO, 1994 citada por Ruiz *et al.*, 1999).

Se desarrolla bien en diferentes tipos de suelo, desde los ligeros hasta los pesados. Los óptimos son los franco-arenosos, con buena aireación, excelente drenaje y alta retención de humedad. La planta presenta mediana tolerancia a la salinidad, no obstante, es aconsejable buscar terrenos sin problemas de sal y con un mínimo de 70 centímetros de profundidad para favorecer el establecimiento del sistema radicular. Los altos contenidos de sales en el suelo pueden provocar el enanismo o muerte de las plantas, además de que los síntomas son similares a los provocados por falta de agua (Nuez *et al.*, 1996). Puede desarrollarse adecuadamente en un pH de 4.3 a 8.3, siendo el pH óptimo alrededor de 6.3 (FAO, 1994 citada por Ruiz *et al.*, 1999).

Importancia económica

El chile es la tercera solanácea más importante a nivel mundial después del tomate y la papa. Los principales países productores de chile según la FAO fueron: China, México, Turquía, Indonesia seguidos por Estados Unidos. En México es el cuarto cultivo después de la caña de azúcar, maíz y tomate (FAO, 2013).

Volumen y valor de la producción

A nivel mundial la producción de chile en verde durante el 2010 al 2013 fue de 31, 144,561 millones de toneladas (FAO, 2013). Durante ese periodo México ocupó el 2º lugar en la producción con 2, 285,359.50 millones de toneladas (FAO, 2013).

Según datos del SIAP (2014), a nivel nacional el cultivo del chile en verde, tuvo una producción de 2, 732,635.07 ton de las cuales el 6.19% fue aportado por el estado de San Luis Potosí (Cuadro 2).

Cuadro 2. Valores de producción y rendimientos del chile a nivel nacional y estatal.

	Nacional	SLP
Superficie sembrada (Ha)	148, 968.51	15, 011.50
Superficie cosechada (Ha)	143, 465.17	14, 666.50
Producción (Ton)	2, 732, 635.07	169, 230.18
Rendimiento (Ton Ha⁻¹)	19.05	11.54
PMR (\$/Ton)	6, 549.0	9, 048.72
Valor de la producción (miles de pesos)	17, 896, 024.06	1, 531, 316.46

(SIAP, 2014).

De la superficie sembrada de chile ancho en el estado, el 99.4% fue destinado a la producción en verde, y el resto para la producción en seco. Sin embargo el precio del chile en seco es 400% mayor en comparación al chile en verde en el mercado (Cuadro 3):

Cuadro 3. Indicadores de producción y rendimiento del chile ancho en el estado de San Luis Potosí.

Superficie sembrada (Ha)	4,968.00
Superficie cosechada (Ha)	4,934.00
Producción (Ton)	8,336.80
Rendimiento (Ton Ha⁻¹)	1.69
PMR (\$/Ton)	46,884.27
Valor de la producción (miles de pesos)	390,864.75

(SIAP, 2014).

Dentro del estado de San Luis Potosí, el municipio de Villa de Arista ocupa el tercer lugar en la producción de chile ancho, con una superficie sembrada de 1,240.00 has. Según el SIAP (2013) la producción de este municipio fue de 2,045.12 ton, con un rendimiento de 1.66 tonha⁻¹.

Hongos Micorrízicos

El término micorriza describe la asociación simbiótica de las raíces de plantas con hifas de hongos especializados del suelo, y se considera el órgano principal involucrado en la captación de nutrientes por la mayoría de las plantas terrestres (Camarena-Gutiérrez, 2012). Basados en su estructura y función se han descrito cuatro tipos de micorriza: micorriza arbuscular (MA), ectomicorriza (EM), micorriza orquideoide y micorriza ericorde. Se estima que hay cerca de 50,000 especies de hongos que forman asociaciones micorrízicas con 250,000 especies de plantas (Heijden *et al.*, 2015).

Hongos Formadores de Micorriza Arbuscular

Los hongos formadores de micorriza arbuscular (HMA), son asociaciones ecológicamente mutualistas entre hongos del phylum Glomeromycota y la mayoría de las plantas. Es una asociación prácticamente universal ya que puede estar presente en la mayoría de los hábitats naturales (Remy *et al.*, 1994). Aproximadamente el 95% de las especies vegetales conocidas establecen este tipo de simbiosis con hongos del suelo (Corwell *et al.*, 2001; Tang *et al.*, 2001; Strullu y Strullu, 2007; Miransari *et al.*, 2009), y representan entre el 5 a 50% de la biomasa de los microbios del suelo. Son considerados como una comunidad biológica diversa y activa, esencial para incrementar la sostenibilidad de los agroecosistemas, representando las simbiosis de mayor relevancia en los sistemas agroecológicos (Pérez *et al.*, 2011).

Estos hongos son visibles únicamente al microscopio y no forman estructuras reproductivas de tipo sexual; además que su establecimiento no genera cambios en la morfología de la raíz de la planta hospedante (Alarcón, 2000). Se consideran biótrosos obligados, ya que para su desarrollo y reproducción requieren el sistema radical del hospedero, para satisfacer sus requerimientos energéticos basados en diferentes fuentes de carbono producto de la fotosíntesis (Ferrera- Cerrato y Aalarcón, 2007).

Las micorrizas arbusculares se caracterizan por dos rasgos principales reconocibles dentro de las raíces de las plantas: un sistema de hifas interno conectado a una red de hifas externo a través de los puntos de entrada iniciales, la presencia de arbusculos intracelulares (estructuras en forma de árbol encerradas por el plasmalema y que aparece como un sitio de intercambio de nutrientes entre el hongo y la planta). En algunas especies, la presencia de vesículas, son terminales y / o intercaladas, , no delimitadas por un septo y contienen grandes cantidades de lípidos (Fig. 1) (Mukerji y Ciancio, 2007).

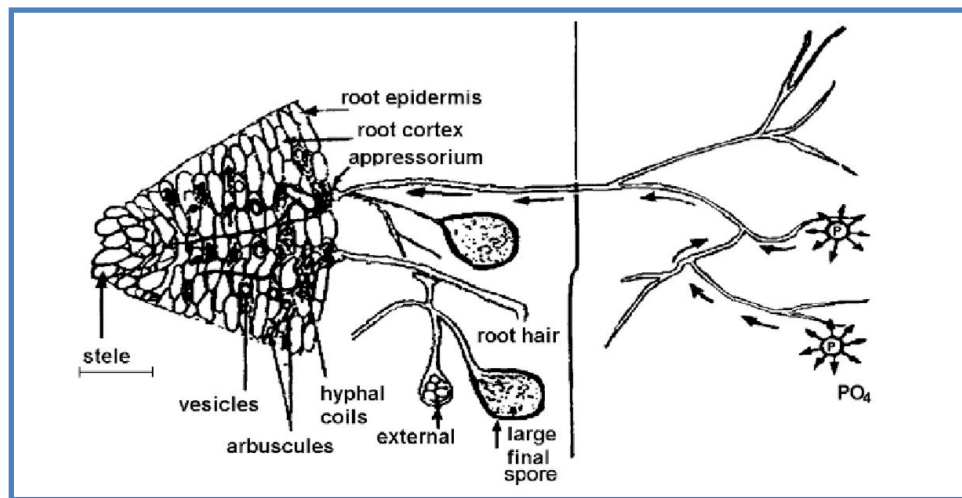


Figura 1. Representación de la colonización radical por HMA, mostrando el mecanismo de toma de fósforo (Mukerji y Ciancio, 2007)

Los HMA además, se consideran como componentes clave de la fertilidad del suelo, ya sea a través de la propia simbiosis o por su interacción con otros microorganismos de la rizósfera (Vega, 2009).

Simbiosis micorrízica

Los HMA establecen una asociación mutualista con las raíces de las plantas formando las micorrizas arbusculares (gr. mykes, hongo y rhiza, raíz). En esta asociación, el hongo ofrece un beneficio a su huésped a cambio de recibir otro, es decir, hay un beneficio mutuo producto de un intercambio bidireccional “hongo-planta”. Durante este proceso la planta suministra al hongo fuentes de carbono procedentes de la fotosíntesis (proceso que el hongo no puede realizar) y le brinda protección; mientras

que el hongo le facilita a la planta la absorción de agua y nutrientes como fósforo y nitrógeno, ya que bajo condiciones extremas la planta difícilmente obtiene eficientemente estos elementos por si misma (Montaño *et al.*, 2007).

La colonización comienza con la germinación de esporas, independiente de la presencia de la raíz del hospedero; sin embargo, la presencia de la raíz es determinante para que el micelio pueda orientarse hacia ella, y así, reconocer en la secreción radical, algunos compuestos involucrados en la estimulación o inhibición de la formación o inhibición de la micorriza en el hospedero. Luego de la germinación, se genera un tubo germinal que penetra la epidermis de la raíz. Ya con el reconocimiento y establecimiento del hongo en la raíz, se dan cambios morfogénéticos en la célula que condicionan la formación de interfaces entre los simbios; de este modo la hifa puede seguir con la colonización interna. Una vez penetrada la parte cortical pueden desarrollarse dos clases morfológicas estructurales distintas de micorriza arbuscular: tipo *Arum* y tipo *Paris* (Ferrera- Cerrato y Alarcón., 2007). Estas morfologías fueron descritas por Gllaud (1905), en función de sus hábitos de desarrollo en las células corticales. Para el tipo *Arum*, la colonización se desarrolla de manera extensiva intracelularmente y en la parte terminal de las hifas se forman los arbusculos en el interior de las células. En el tipo *Paris* no se observa desarrollo de las hifas, pero existen enrollamientos extensivos de las hifas intracelulares que cruzan las células corticales, de las cuales se forman o no arbusculos muy pequeños en forma intercalada (Fig. 2).

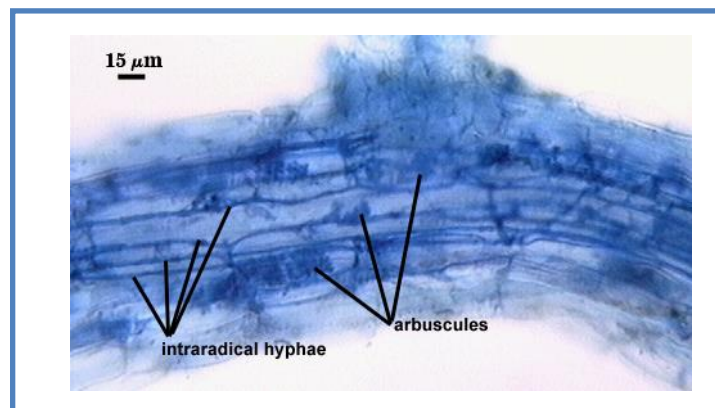


Figura 2. Estructuras micorrízicas de *R. intraradices* en maíz (Biermann y Linderman, 1983).

El establecimiento de la simbiosis entre el hongo y la planta lleva a una secuencia de etapas de reconocimiento causando cambios tanto morfológicos como fisiológicos en los dos organismos que interactúan. Este proceso puede desarrollarse en la mayoría de las plantas, sin embargo otros autores hablan de especificidad entre HMA y hospederos debido a la respuesta de los HMA a las condiciones edáficas del suelo y a otras características, como el metabolismo de las plantas, la arquitectura de la raíz y las estrategias ecológicas de los hongos (Barrer, 2009).

Funciones

Los Hongos formadores de Micorriza Arbuscular (HMA), poseen una serie de funciones, las cuales se describen brevemente a continuación:

Transporte de nutrientes

El transporte de nutrientes es una función clave en las asociaciones de hongos micorrízicos y sus plantas hospederas. El micelio extraradical del hongo toma los nutrientes minerales del suelo y libera algunos de estos nutrientes a la interfase hongo-planta mientras la planta provee de carbono al hongo (Jakobsen y Hammer, 2015).

- Los HMA pueden también transferir activamente Nitrógeno al hospedero en tanto que la planta huésped estimula este transporte mediante el suministro de carbono. La membrana periarbuscular del huésped es capaz de facilitar la captación activa de nitrógeno a partir de la interfaz de micorrizas (Bücking y Kafle, 2015). Se ha demostrado que los hongos micorrízicos pueden adquirir Nitrógeno de las dos formas (inorgánico y orgánico) y transferir algo de éste a su hospedero; por lo que son esenciales en el ciclo del Nitrógeno (Hodge y Storer, 2015).
- Un elemento esencial en este transporte de nutrientes es el fósforo ya que estos hongos hacen disponible a este elemento cuando sus concentraciones se ven reducidas. Cerca del 90% del fósforo en la planta es provisto por hongos micorrízicos (Heijden, *et al.*, 2015).
- También se han reportado otros microelementos esenciales en la planta ante la presencia de nodulación micorrízica en la planta. Un mayor contenido de Zinc,

Cobre y Hierro en plantas de maíz micorrizadas en suelos con bajo contenido de fósforo por efecto de la inoculación con *R. intraradices* (Liu *et al.*, 2000).

Tolerancia a estrés por sequía

En este sentido, se sabe que los HMA modifican el comportamiento estomático en las plantas, por lo tanto, juegan un papel importante en la productividad éstas. Este efecto sobre la conductancia estomática de vapor de agua, es superior en plantas micorrizadas que en las no micorrizadas y es más pronunciado en condiciones de sequía severa. Miembros de las familias *Claroideoglomeraceae*, *Glomeraceae* y otras familias han causado este efecto de forma similar, pero los hongos nativos han producido mayores efectos (Augé *et al.*, 2015). Ruiz *et al.* (2016), sugieren que la simbiosis con hongos micorrízicos arbusculares alivia el estrés por sequía mediante la alteración de perfiles hormonales y muestran una correlación entre la colonización de las raíces, los niveles de estrigolactona y severidad de la sequía, lo que sugiere que en estas condiciones desfavorables, las plantas podrían aumentar la producción estrigolactona con el fin de promover el establecimiento de la simbiosis para hacer frente al estrés.

Tolerancia a estrés salino

Se ha demostrado con varios estudios que la simbiosis de las plantas con HMA a menudo resulta en un incremento en la toma de nutrientes, acumulación de un osmoregulador, un incremento en la tasa fotosintética y una eficiencia en el uso de agua, lo que sugiere que que la reducción del estrés salino resulta de una combinación de efectos nutricionales, bioquímicos y fisiológicos (Fig. 3) (Evelin *et al.*, 2009).

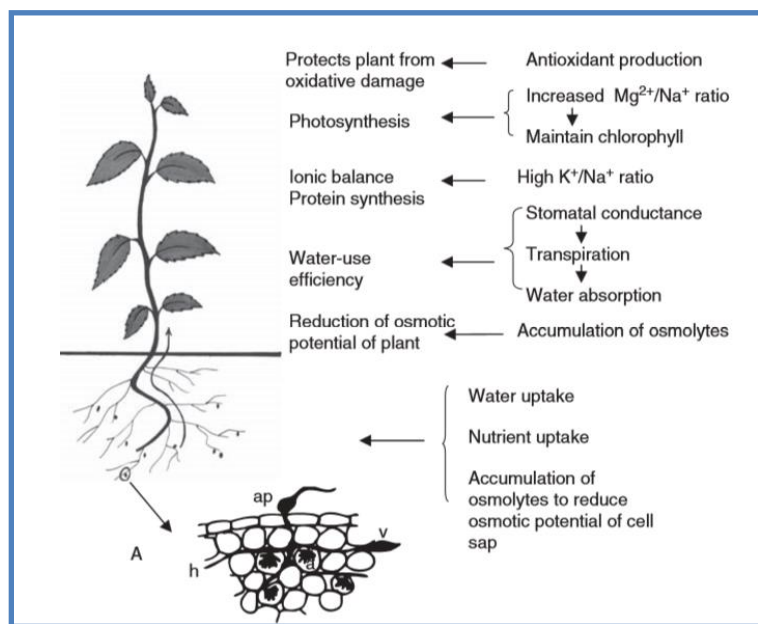


Figura 3. Mecanismos con los que los HMA reducen los impactos de la salinidad alta en plantas (Evelin *et al.*, 2009).

Agregados del suelo

Los HMA ayudan a reducir los daños causados por erosión y a mantener la estructura mediante la producción de micelio y sustancias adherentes (Lozano *et al.*, 2015, Sánchez *et al.*, 2015). La glomalina es una glicoproteína producida por los HMA; ésta es recalcitrante y tiene una fuerte influencia en la estabilidad de los agregados de suelo (Morales *et al.*, 2005).

Biorremediación

Los HMA, son considerados el tipo de micorrizas más importantes para fitorremediación; están presentes en suelos contaminados y evidencias sugieren que le dan a la planta tolerancia al estrés por ciertos elementos traza. Para lograr lo anterior estos organismos utilizan de diversos mecanismos para detoxificación, tales como: producción de agentes quelatantes, participación de los componentes de la membrana celular y la interacción con la membrana plasmática entre otros (Cabral *et al.*, 2015).

Biofertilizantes

Los hongos micorrízicos arbusculares son considerados biofertilizantes naturales, desde que proveen al hospedero agua, nutrientes y protección contra patógenos.

Permiten que las poblaciones microbianas sean modificadas, participando como agentes reguladores de microflora benéfica y patogénica, y de este modo, influir en la dinámica del carbono orgánico del suelo y la fertilidad de éste (Berruti *et al.*, 2015, Ferrera-Cerrato y Alarcón., 2007).

Se ha reportado que el uso de estos hongos promueve el crecimiento y la nutrición de las plantas, con menores dosis de fertilizantes químicos, por lo que pueden contribuir a mejorar la producción y reducir la dependencia de los agroquímicos en la agricultura (Oliveira *et al.*, 2016); de este modo, el proceso de re-establecimiento de los niveles naturales de HMA puede representar una alternativa válida a las prácticas de fertilización convencionales (Berruti *et al.*, 2015).

Taxonomía de HMA

La taxonomía de Hongos formadores de Micorriza Arbuscular ha sufrido modificaciones a lo largo del tiempo:

Schüßler *et al.* (2001), proponen un sistema de clasificación taxonómica de los HMA (Cuadro 4), en donde los ubica dentro del phylum Glomeromycota, ya que anteriormente estaban ubicados en el grupo de los Zygomycota. En esta nueva clasificación se proponen 9 familias adscritas a cuatro órdenes.

Cuadro 4. Clasificación taxonómica de los Hongos Formadores de Micorrizas Arbusculares en el 2001.

Dominio	Eukarya	
Reino	Fungi	
División	Glomeromycota	
Clase	Glomeromycetes	
Orden	Archeosporales	Familia: Archaeosporaceae Geosiphonaceae
	Diversisporales	Familia: Acaulosporaceae Diversisporaceae

	Gigasporaceae
Paraglomales	Familia: Paraglomaceae
Glomerales	Familia: Glomeraceae <i>Glomus</i> -grupo A <i>Glomus</i> tipo B

Oehl *et al.* (2011), modifican dicha clasificación, ahora con tres clases, cinco órdenes, 14 familias y 29 géneros (Cuadro 5).

Cuadro 5. Clasificación taxonómica de HMA propuesta por Oehl *et al.* (2011).

Clase	Familia	Géneros
Orden		
Glomeromycota		
Glomerales	Glomeraceae	<i>Glomus</i>
		<i>Funneliformis</i>
		<i>Septoglomus</i>
	Entrophosporaceae	<i>Claroideglomus</i>
		<i>Albahypha</i>
		<i>Viscospora</i>
Diversisporales	Diversisporaceae	<i>Entrophospora</i>
		<i>Diversispora</i>
		<i>Redeckera</i>
		<i>Otospora</i>
	Sacculosporaceae	<i>Tricispora</i>
		<i>Sacculospora</i>
		<i>Pacispora</i>
Acaulosporaceae	<i>Kuklospora</i>	

Gigasporales	Scutellosporaceae	<i>Acaulospora</i>
		<i>Orbispora</i>
	Dentiscutataceae	<i>Scutellospora</i>
		<i>Fascutata</i>
		<i>Dentiscutata</i>
Racocetraceae	<i>Quatunica</i>	
	<i>Cetraspora</i>	
Gigasporaceae	<i>Racocetra</i>	
	<i>Gigaspora</i>	
Archaesporomycota		
Archaesporales	Ambisporaceae	<i>Ambispora</i>
	Archaeosporaceae	<i>Archaeospora</i>
Paraglomeromycota	Geosiphonaceae	<i>Intraespora</i>
		<i>Geosiphon</i>
Paraglomales	Paraglomaceae	<i>Paraglomus</i>

Actualmente, la clasificación de Glomeromycota está basada en un consenso de las regiones que abarcan los genes del RNA ribosomal: 18S (SSU), ITS1-5.8S - ITS2 (ITS), y / o 28S (LSU) (Cuadro 6).

Cuadro 6. Clasificación actual de HMA, propuesta por Redecker *et al.* (2013).

División	Clase	Orden	Familia	Géneros
Glomero- mycota	Glomero- mycetes	Diversisporales	Diversisporaceae	<i>Diversispora</i>
				<i>Redeckera</i>
			Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>
			Pacisporaceae	<i>Pacispora</i>
			Gigasporaceae	<i>Gigaspora</i>
			<i>Dentiscutata</i>	
			<i>Cetraspora</i>	
			<i>Racocetra</i>	

		<i>Scutellospora</i>
Glomerales	Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus</i>
	Glomeraceae	<i>Funneliformis</i>
		<i>Septoglomus</i>
		<i>Glomus</i>
		<i>Rhizophagus</i>
Archaeosporales	Ambisporaceae	<i>Ambispora</i>
	Geosiphonaceae	<i>Geosiphon</i>
	Archaeosporaceae	<i>Archaeospora</i>
Paraglomales	Paraglomeraceae	<i>Paraglomus</i>

Hongos formadores de micorriza arbuscular en especies hortícolas

La mayoría de los cultivos de importancia agrícola forman micorrizas arbusculares y en muchos casos, evidencian incrementos de la nutrición mineral y el crecimiento (Cuadro 7) (Thougnon *et al.*, 2013).

Cuadro 7. Efectos de la inoculación con hongos micorrízicos en especies hortícolas.

Efecto	Autor
Alivian efectos negativos de la salinidad	Beltrano <i>et al.</i> , 2013, Ruiz-Lozano <i>et al.</i> , 1996, Jahromi <i>et al.</i> , 2008
Mejoran la nutrición	Beltrano <i>et al.</i> , 2013, Cantrell y Linderman, 2001
Aumento de la toma de fósforo	Hart <i>et al.</i> , 2012
Alivian el impacto de la salinidad en la estabilidad de la membrana celular	
Mantienen el balance iónico	Giri <i>et al.</i> , 2007
Protección de actividad enzimática	Colla <i>et al.</i> , 2008

Facilitan toma de agua	Colla <i>et al.</i> , 2008
Mitigar el estrés hídrico	Davies <i>et al.</i> , 2002

En tomate (*Solanum lycopersicum* L.) y Cebolla (*Allium cepa* L.) se ha observado que la inoculación con HMA en plántulas, produce alturas y longitudes radicales de plántulas que satisfacen la referencia de calidad adecuada (Pulido *et al.*, 2003). De la familia de las cucurbitáceas se ha observado respuesta favorable a *Glomus* spp. en pepino (*Cucumis sativa* L.) (Rosendahl *et al.*, 1991) y sandía (*Citrullus lanatus*) (Kaya *et al.*, 2003).

Además, en variables de tipo fisiológico se ha reportado también en *C. annuum* un incremento tasa fotosintética, conductancia estomática (Manjarrez-Martínez *et al.* 1999).

Uso de hongos micorrízicos en el cultivo del chile

Varias especies de chile ha evaluado la respuesta a la inoculación con diversos HMA encontrando resultados positivos en cuanto a crecimiento y rendimiento; probando distintas especies (Cuadro 8). Así mismo se ha reportado que el uso de micorrizas mezcladas con composta también mejora las propiedades físicas, químicas y la actividad microbiológica del suelo (León, 2007).

Cuadro. 8 Diferentes variedades de chile inoculadas con especies de hongos micorrízicos.

Especie	Género	Autor
<i>Capsicum annuum</i> L.	<i>Glomus</i> spp.	Martínez <i>et al.</i> , 2003 Ramírez , 2012
	<i>Glomus claroideum</i> mezcla de HMA nativos	Castillo <i>et al.</i> , 2009
	<i>Glomus geosporum</i> , <i>G. coremioides</i> , <i>G.</i> <i>sinuosum</i> y <i>Gigaspora</i>	Contreras <i>et al.</i> , 2013

sp.	
Complejo micorrízico	León , 2007
<i>Glomus hoi-like</i> ,	Montero <i>et al.</i> , 2010
<i>Glomus mosseae</i>	
<i>G. mosseae</i> , <i>A. laevis</i> ,	Tanwar <i>et al.</i>, 2013
y <i>P. fluorescens</i>	
HMA nativos	Davies <i>et al.</i> , 2002

En *C. annuum* Montero *et al.* (2010) reportan que el uso de biofertilizantes producidos a partir de *Glomus hoi-like* y *Funneliformis mosseae* incrementó el rendimiento en la masa de los frutos.

Se ha demostrado que el uso de consorcios micorrízicos también promueve el crecimiento en distintas especies vegetales tales como maíz, chile y frijol (Enríquez *et al.*, 2016). Thounnon *et al.* (2013), probaron consorcios microbianos nativos, y sugieren que representan una alternativa para productores ya que reduce la dependencia de biofertilizantes comerciales para el desarrollo de sus cultivos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Establecimiento del Experimento

La investigación en campo se realizó en el municipio de Villa de Arista, S.L.P. (Fig.4), en terrenos de un productor de chile ancho. Este terreno pertenece al rancho “Santa Leticia”, ubicado en la carretera a Moctezuma km. 1.5, con las coordenadas 22° 39.114´ latitud Norte y 100° 52.362´ longitud Oeste y a una altitud de 1,614 m.

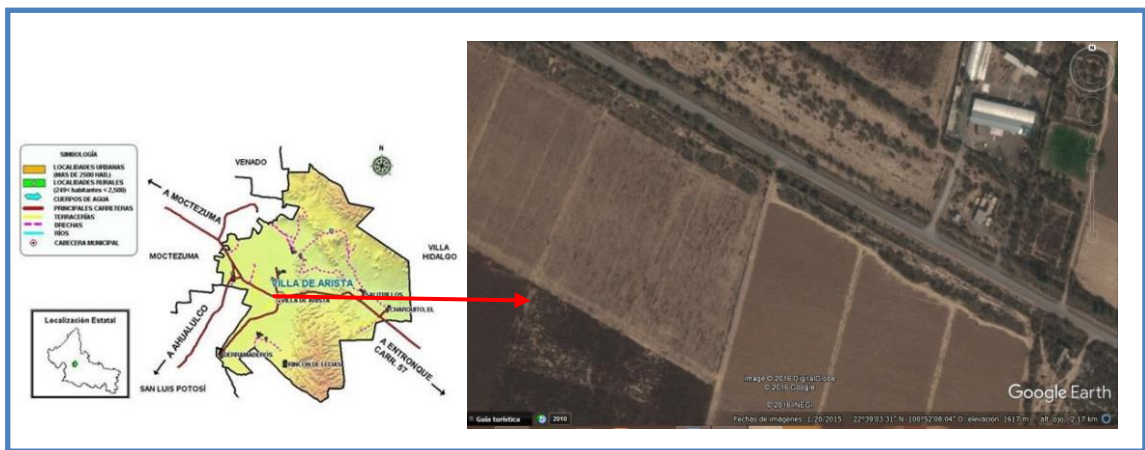


Figura 4. Localización del Rancho “Santa Leticia”, municipio de Villa de Arista, S.L.P (Tomado de Ayuntamiento de Villa de Arista, 2014, Google Earth, 2016).

El clima según la clasificación climática de Köppen es un BS₁hw; Semiárido, semicálido, temperatura media anual mayor de 18 °C, temperatura del mes más frío menor de 18 °C, temperatura del mes más caliente mayor de 22 °C. Lluvias de verano y porcentaje de lluvia invernal del 5% al 10.2% del total anual. Con un tipo de relieve predominante de planicie o meseta (CIBCEC, 2003).

Tratamientos

1.- Plantas inoculadas con *P. occultum*

- 2.- Plantas inoculadas con *R. clarus*
- 3.- Plantas inoculadas con *D. spurca*
- 4.- Plantas inoculadas con un consorcio de especies
- 5.- Testigo: plantas sin inocular

Inoculantes

Se aislaron y seleccionaron cepas nativas de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) de suelos con producción tecnificada de chile ancho, bajo condiciones de salinidad ligera (CE: 0.75 dS m⁻³ a 2.6 dS m⁻³), proporcionadas por Legorreta (2014). Además se utilizaron cepas de *Paraglomus occultum*, *Rhizophagus clarum* y *Diversispora spurca*.

A estos inoculantes se les cuantificó el número de esporas por gramo de suelo (Fig. 5), esto para conocer los gramos de inoculante equivalentes a un promedio de 20 esporas. Con el dato anterior se procedió a la inoculación de las semillas de chile ancho *C. annuum* var. Abedul F1® HARRIS-MORAN.

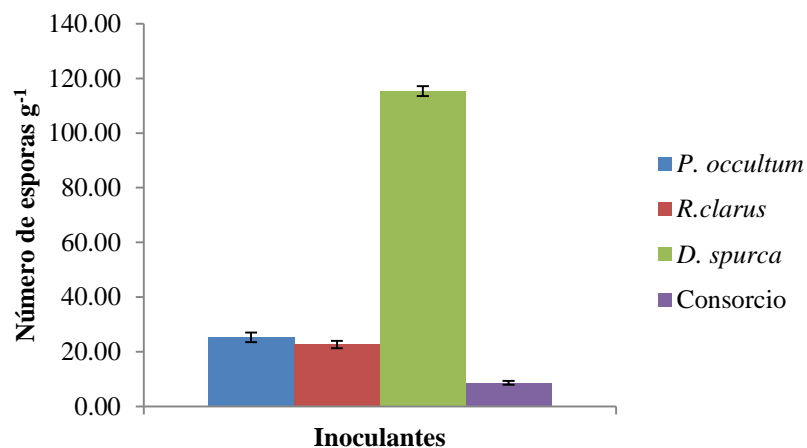


Figura 5. Población de esporas por gramo de suelo en los distintos inoculantes. Los datos indican la media ± error estándar.

Las semillas de chile fueron inoculadas y sembradas en charolas de unicel de 200 cavidades con una capacidad de 23 mL cada una, en un sustrato conformado en 60% peat moss, 20% agrolita y 20% vermiculita. Las semillas se colocaron sobre el sustrato para la posterior aplicación de la cantidad del inoculante (Fig. 6).

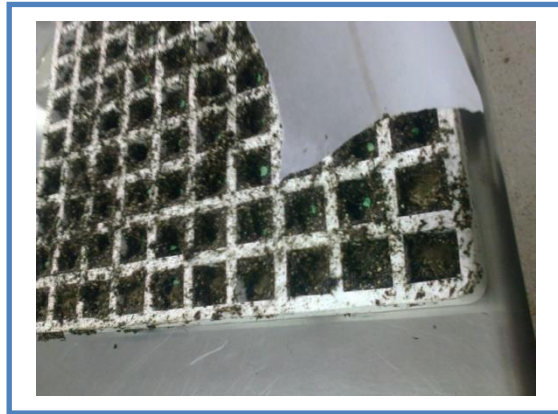


Figura 6. Inoculación de semillas.

Por cada uno de los tratamientos, se inocularon 40 semillas. A la charola se le colocaron divisiones entre tratamientos para evitar salpicar las esporas de cada uno de éstos durante el riego, además que se evitó el contacto con el suelo para favorecer el drenaje y evitar la contaminación entre tratamientos.

Establecimiento de los tratamientos

Las plántulas inoculadas de forma simple y en consorcio, así como las no inoculadas (Testigo) se establecieron en un suelo sin previa desinfección, con valores de conductividad eléctrica de $593 \mu\text{S cm}^{-1}$ y un pH de 7.58. Los valores de conductividad eléctrica y pH del agua de riego fueron los siguientes: $603 \mu\text{S cm}^{-1}$ y un 7.35 respectivamente.

Los distintos tratamientos fueron establecidos en un sistema de acolchado en surcos, bajo fertirriego con fertilización química (180-90-00) (INIFAP, 2003) y un manejo

convencional de plagas y enfermedades. En una densidad de siembra de 25 000 plantas ha⁻¹.

Diseño experimental

Los tratamientos se dispusieron en un diseño de bloques al azar con 5 repeticiones. Con el siguiente modelo (Padrón, 2009):

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \beta_j + \varepsilon_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = variable aleatoria observable

μ = media general

τ_i = efecto del tratamiento i -ésimo

β_j = efecto del bloque j -ésimo

ε_{ij} = error experimental para cada observación

Variables Evaluadas

Plántula

- Altura de la planta (cm): medida desde base de la planta hasta el último par de hojas. Este dato se tomó semanalmente durante 56 días.

Campo

Las variables medidas quincenalmente luego del trasplante en cada uno de los tratamientos fueron:

1. Altura de la planta (cm): medida desde el cuello de la planta hasta el último par de hojas nuevas con un flexómetro.
2. Diámetro en la base del tallo (cm): medido al ras del acolchado, con un vernier con una precisión de 0.05mm.

Luego de 107 días después del trasplante, se realizó el primer y único corte para la determinación de:

3. Número de frutos: total de frutos cosechados por planta al primer corte
4. Tamaño de frutos:
 - Longitud de frutos (cm) con una regla de 30 cm en forma longitudinal desde el ápice del fruto hacia la región del pedúnculo.
 - Anchura de fruto (cm) con una regla de 30 cm, medido en la parte ecuatorial del fruto, en la sección más ancha.
5. Peso de frutos (g): cada uno de los frutos pesado con una balanza granataria con 0.1 g de precisión.
6. Rendimiento (kg ha^{-1}): obtenido del peso de los frutos por planta, expresado en toneladas por hectárea de acuerdo con la densidad de plantación (Fig. 7).

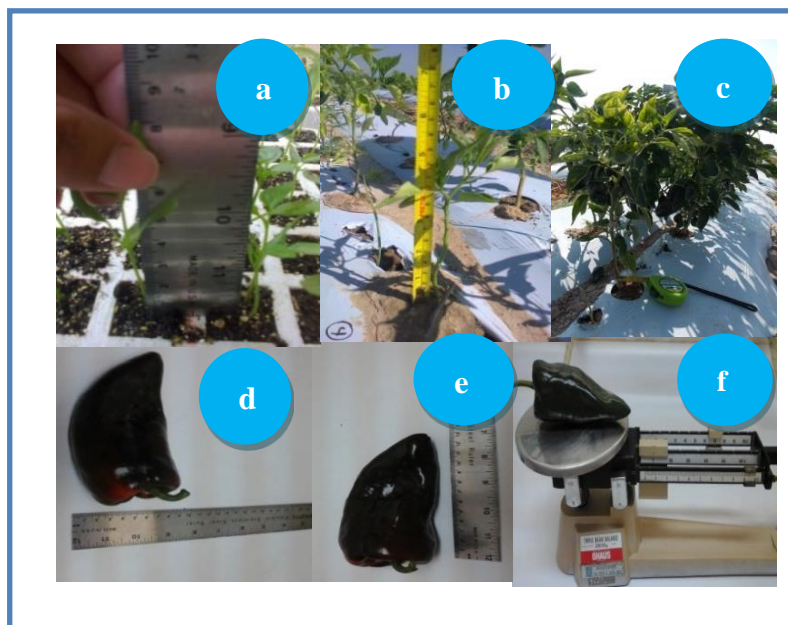


Figura 7. Variables evaluadas en planta y fruto: a) altura de plántula, b) altura de planta, c) diámetro de tallo, d) longitud de fruto, e) anchura de fruto y f) peso de fruto.

Laboratorio

Colonización de raíces

Para evaluar la colonización radical se utilizó el protocolo de Phillips y Hayman (1970):

1. Selección de raíces. Se utilizaron las raíces más finas, las cuales fueron lavadas para quitar los excesos de suelo proveniente de campo y posteriormente se colocaron en tubos de ensaye.

2. Clarificación de raíces. A cada tubo se le adicionó hidróxido de potasio (KOH) al 10% hasta cubrir totalmente las raíces, que luego se colocaron en autoclave (All American) por 15-20 min a 120 °C (15 lb de presión).

Posteriormente, se eliminó esta solución con agua corriente y se cubrieron con ácido clorhídrico (HCl) al 1% durante 3-4 minutos. En este punto se eliminó la solución sin lavar las raíces.

3. Tinción de raíces. Se adicionó el colorante azul de tripano al 0.05%, hasta cubrir las raíces y se colocó de nuevo en la autoclave durante 10 minutos a 120 °C (15 lb de presión). Se removió el colorante y se lavaron los excesos con agua corriente. Se adicionó lactoglicerol, lactofenol o acetoglicerol para su preservación (Fig.8).



Figura 8. Proceso de tinción de raíces.

4. Evaluación micorrízica. Por cada muestra se tomaron 20 porciones aleatorias de raíz procesada (1 cm c/u) colocadas en forma paralela en dos portaobjetos. Cada portaobjeto se dividió en dos grupos constituidos por 5 porciones y se trazaron cinco líneas horizontales para hacer 25 intersecciones o campos de observación en cada grupo. En total se obtuvieron 100 campos de observación por cada muestra. Una vez colocadas las raicillas, se les colocó el cubreobjetos y se presionaron con una goma de lápiz a fin de hacer más visibles las células internas y el nivel de colonización, para después cuantificar la colonización con el microscopio compuesto (Nikon ECLIPSE E 100).

Los porcentajes de colonización por arbusculos, hifas y vesículas se determinaron mediante la siguiente fórmula:

Porcentaje de colonización

$$= \frac{\text{número de campos con hifas, arbusculos o vesículas}}{\text{total de campos observados}} * 100$$

Número de esporas

El número de esporas en 50 g de suelo se determinó con el método de tamizado y decantación en húmedo propuesto por Gerdemann y Nicolson (1963) y la centrifugación en sacarosa por Daniels y Skipper (1982). Las esporas fueron observadas y contadas en un estereoscopio (Motic).

1. Pesado de las muestras. Del suelo recolectado en campo, se colocaron 100 g en un vaso de precipitado de 600 mL y se cubrió con agua destilada para mantenerse en refrigeración a 4 °C por 24 horas a fin de hacer más suaves los agregados del suelo (terrones).

2. Tamizado de las muestras. Con una varilla de vidrio se agitó el suelo por 30 segundos para deshacer las partículas más grandes. Se dejó reposar por 10 segundos para separar las arenas y dejar los remanentes de raíz-arcillas-esporas en suspensión. Esta suspensión se vertió en tamices de 600 y 40 µm de apertura (uno encima de otro). Con agua a presión, se resuspendieron nuevamente las partículas más finas y se continuó vaciando en los tamices. Esta operación se realizó las veces necesarias hasta lograr que la suspensión de partículas finas fuera casi nula y semitransparente (Se tomó el cuidado de

no derramar el agua colectada en el tamiz de 40 μm , ya que es donde se mantuvieron la mayor parte de arcillas finas). El tamiz que se tomó en cuenta para procesar las esporas fue el de 40 μm , mientras que el tamiz de 600 μm sirvió para recolectar las raíces y observar sus estructuras extraradicales.

3. Centrifugado en agua. El material colectado en el tamiz de 40 μm fue colocado en tubos fálcon de 50 mL en proporción de 1/4 de suelo y 3/4 de agua para someterse posteriormente en la centrifuga (SOLBAT C-40 de 4 tubos) a 2,000 rpm durante cinco minutos; esto con el fin de separar materia orgánica en suspensión.

4. Centrifugado en sacarosa. Se eliminó el agua después de la centrifugación sin retirar el suelo, se le adicionó sacarosa al 50% + Tween 80. En este apartado se removió el suelo con una varilla para suspender la pastilla de suelo en toda la sacarosa. Los tubos se centrifugaron durante un minuto a las mismas revoluciones que en el paso anterior; esto con el fin de separar las esporas del suelo por gradientes de densidad.

5. Observación y cuantificación de esporas. Se decantó el sobrenadante de la sacarosa en el tamiz de 40 μm procurando no vaciar partículas de suelo. Se lavaron las esporas para quitar los excesos de sacarosa y residuos del Tween 80; éstas fueron colocadas en una caja petri para su observación y cuantificación en el microscopio estereoscopio (Nikon ECLIPSE E 100) (Fig.9).

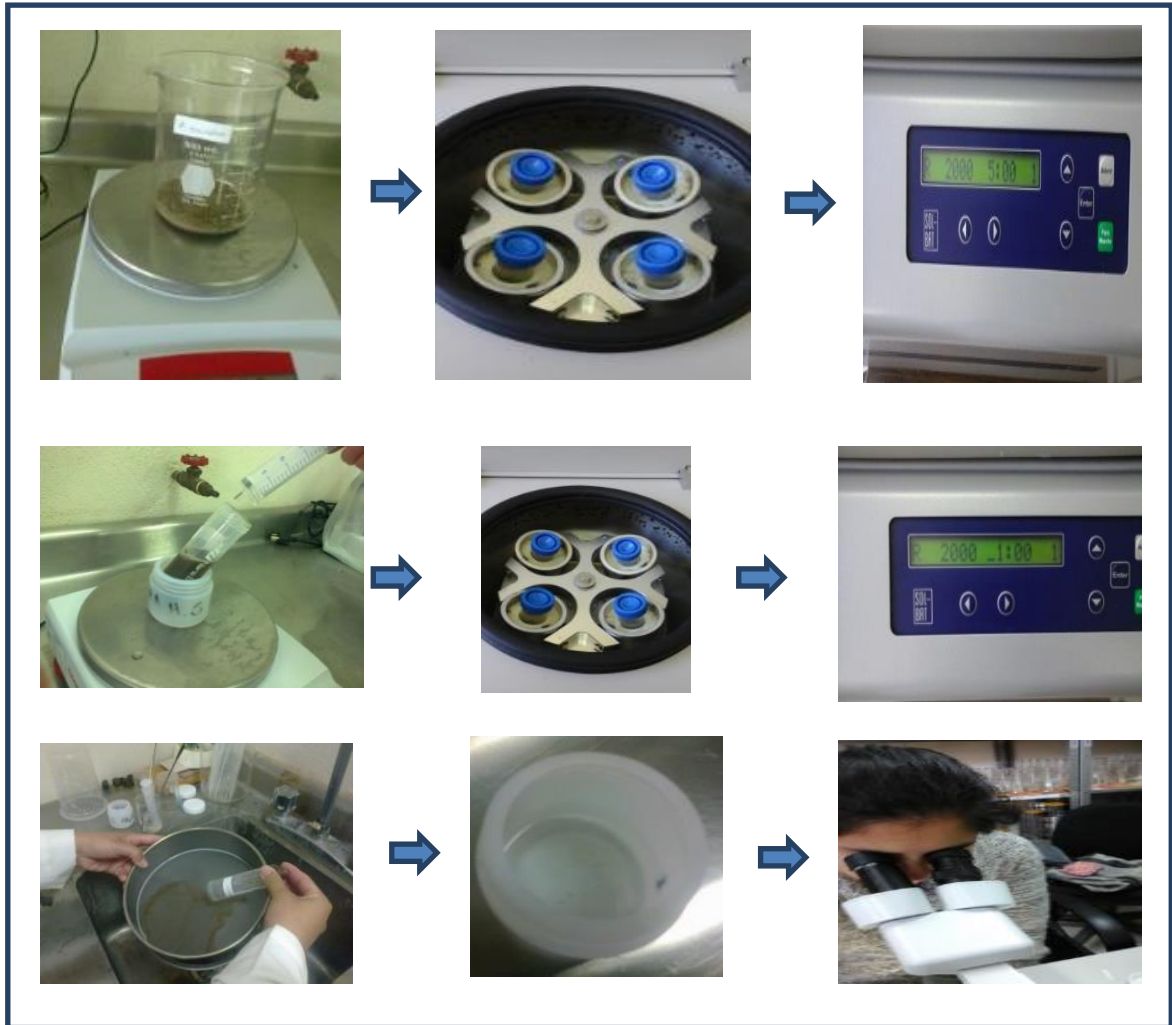


Figura 9. Proceso de extracción de esporas (Gerdemann y Nicolson (1963) y Daniels y Skiper (1982).

Diversidad de especies micorrízicas

Se utilizó el método de tamizado en húmedo y centrifugación en sacarosa de muestras de suelo tomadas de 0-20 cm, en el que se estableció chile ancho con inoculación previa con las siguientes especies: *Rhizophagus clarus*, *Diversispora spurca*, *Paraglomus occultum* y consorcios nativos. Las esporas de los hongos obtenidos de campo, se montaron en laminillas semipermanentes a base PVLG + Melzer para su posterior observación con ayuda de un microscopio compuesto (5, 10, 40 y 100x). Para su identificación se siguieron las características básicas como: color, forma, tamaño, capas y paredes, reacción en Melzer, estructuras de germinación de las esporas montadas.

Estas características morfológicas se compararon con las especies enlistadas en el INVAM (International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi) para así ser identificadas a nivel de especie.

Análisis de datos

Los datos fueron analizados mediante un análisis de varianza. A las variables número de frutos y números de esporas, se les realizó una transformación logarítmica ($y = \log(y)$). A la variable colonización se realizó una transformación angular o de Bliss ($y = \arcsen\sqrt{y/100}$). La transformación se llevó a cabo con el fin de cumplir con los supuestos de normalidad.

En caso de encontrarse diferencias significativas se llevó a cabo la comparación de medias con la prueba de Tukey; todo esto con el paquete estadístico SAS (2002).

Para el caso de diversidad de especies micorrízicas, se realizó un análisis de correspondencia simple para conocer la asociación de las micorrizas con los tratamientos utilizando el paquete estadístico MiniTab15 (2007).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Altura de Plántula

La altura de las plántulas no mostró diferencias estadísticas entre tratamientos. Sin embargo las plántulas inoculadas con *R. clarus*, tendieron a ser más altas que las de los demás tratamientos a lo largo de los muestreos realizados semanalmente. La altura de las plántulas que se inocularon con el consorcio micorrízico se mantuvo por debajo de los demás tratamientos durante las primeras semanas, pero a partir del quinto muestreo, su media se igualó a la de los demás tratamientos, hasta antes del transplante (Fig. 10). Las alturas de plántulas registradas en este trabajo concuerdan con lo mencionado por Pulido *et al.* (2003), quienes al inocular semillas de tomate, obtuvieron alturas iguales o inferiores al valor del testigo, atribuyendo este efecto a las características de fertilidad del suelo, el tipo de planta hospedera, la especie de HMA, además de las relaciones establecidas entre las especies autóctonas e introducidas, pudiendo ser de sinergismo o competencia.

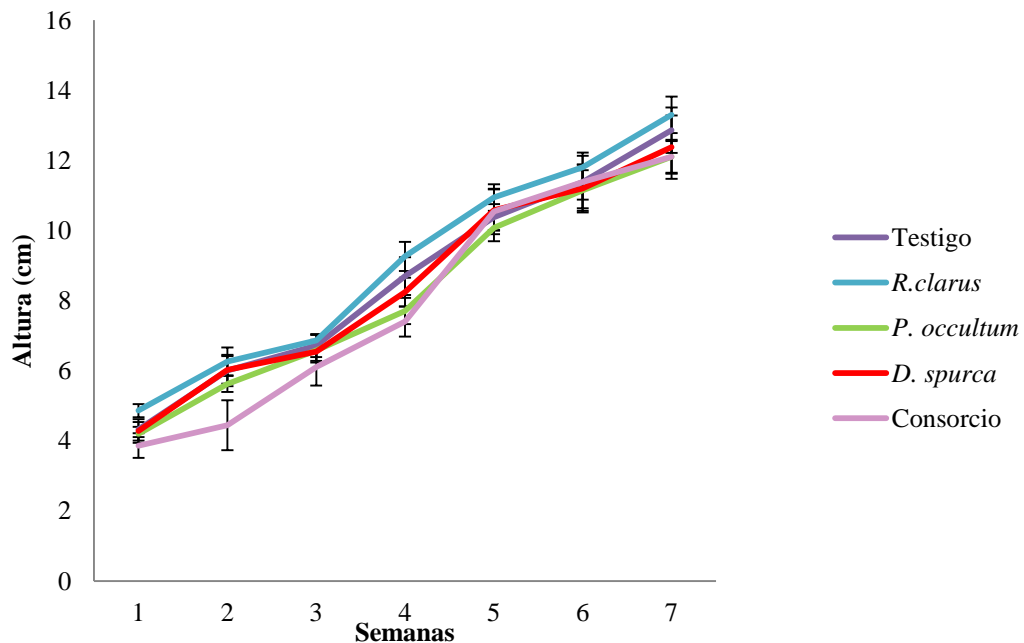


Figura 10. Análisis de varianza del crecimiento de plántulas a lo largo de siete muestreos. Los datos indican la media \pm error estándar ($p= 0.59$).

Planta y Frutos

Los tratamientos de inoculación tuvieron efectos significativos en las variables altura, diámetro y rendimiento, así como en el número, tamaño y peso de fruto se encontraron. En el caso de las variables anchura de fruto y número de esporas los efectos de los tratamientos no fueron significativos (Cuadro 9).

Cuadro 9. Análisis de varianza que muestra la respuesta del cultivo de chile a los diferentes tratamientos de inoculación ($p \leq 0,05$). Al momento del último muestreo.

Variable	F	P
Altura	3.25	0.019*
Diámetro	4.09	0.006**
Rendimiento	10.98	0.019*
Número de frutos	5.24	0.002**
Longitud de fruto	4.42	0.004**
Ancho de fruto	2.32	0.071 NS
Peso de fruto	3.43	0.015*
Porcentaje de colonización	5.81	0.0008**
No. De esporas 50g	1.40	0.35 NS

*Significativo **Muy significativo ***Altamente significativo NS No Significativo

Las plantas con mayor altura y diámetro al momento del último muestreo fueron las del tratamiento testigo. Sin embargo el tratamiento inoculado con el consorcio, se mantuvo muy cerca en la variable altura, en la variable de diámetro el tratamiento del se comportó de igual manera, siendo el tratamiento de *P. occultum* el que obtuvo los menores valores en ambas variables (Fig.11).

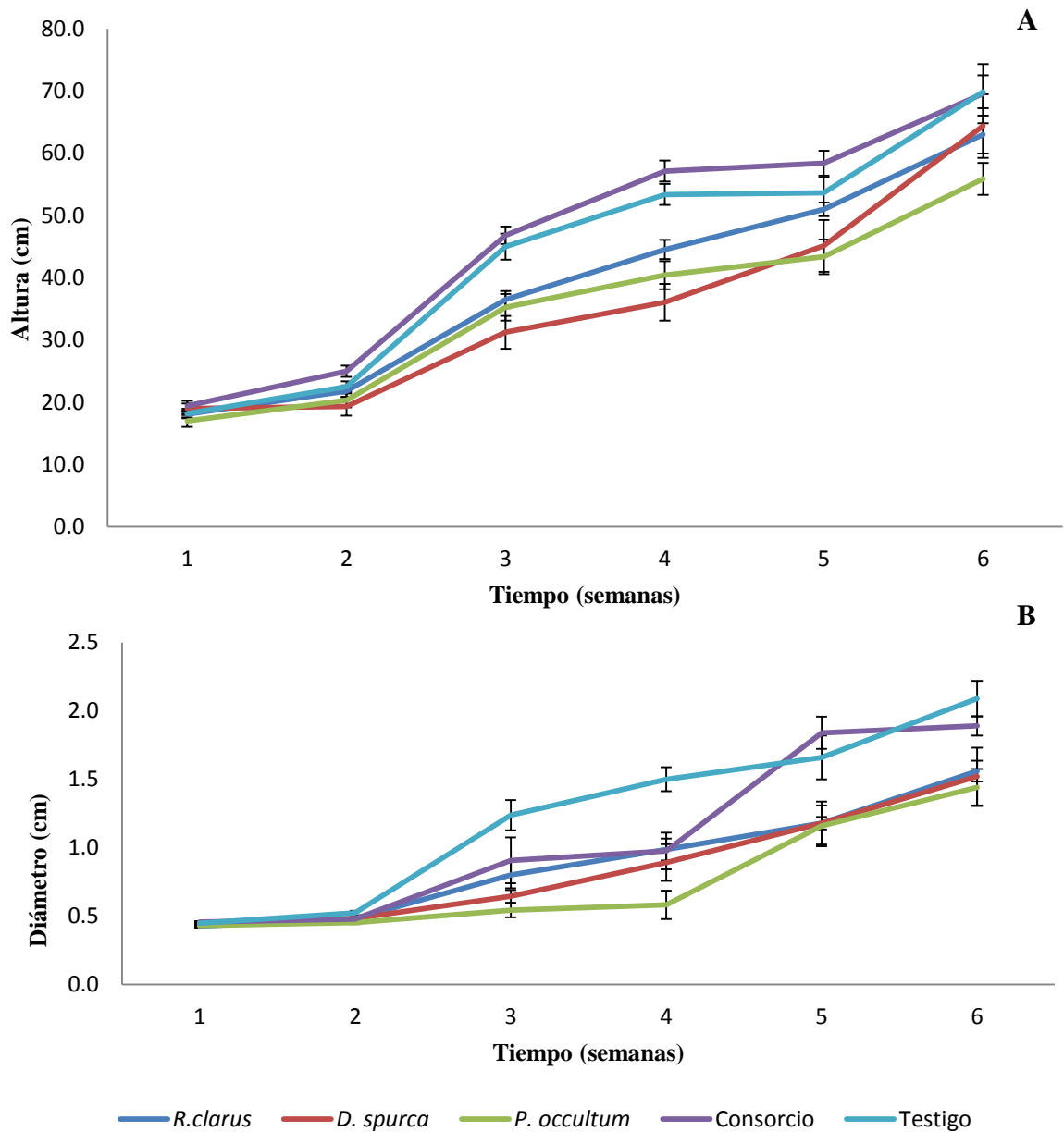


Figura 11. Curvas de crecimiento (cm) a lo largo de seis muestreos (A): altura (B): Diámetro del tallo desde la base. Los datos indican la media \pm error estándar ($p= 0.019$ y 0.006 respectivamente).

Rendimiento

Las plantas que no fueron inoculadas y las inoculadas con el consorcio resultaron con el mayor rendimiento (Fig. 12). Las plantas inoculadas con cepas de forma individual

presentaron los más bajos rendimientos, siendo las inoculadas con *D. spurca* las que presentaron rendimientos menores a los 2,000 kg ha⁻¹.

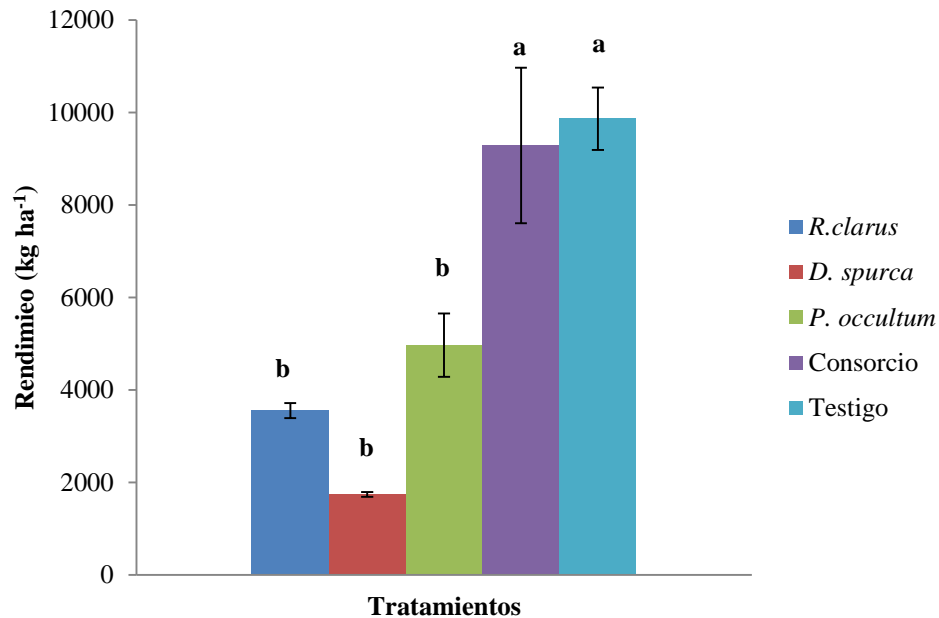


Figura 12. Rendimiento de chile ancho al primer corte en plantas inoculadas con cepas individuales y en consorcio de hongos micorrízicos. Los datos indican la media \pm error estándar ($p=0.019$).

Castillo *et al.* (2009), probaron la inoculación en chile con *G. claroideum* y una mezcla de hongos nativos tanto en un sustrato estéril y uno sin esterilizar. Los valores de peso de fruto encontrados por dichos autores, en el sustrato sin esterilizar fueron menores que los de su control, en contraste con mejores resultados en suelo estéril. Lo que sugiere que las interacciones de las especies inoculadas con las especies presentes en los sustratos no estériles no siempre resultan positivas, reflejándose así en los rendimientos.

En el número de frutos, longitud y peso, se encontraron diferencias significativas entre los diferentes inóculos probados. El testigo obtuvo los valores mayores y en algunos casos iguales a los del consorcio. El tratamiento con *P. occultum* tuvo un comportamiento similar en todas las variables y en el caso de las variables longitud y

peso, éste fue equiparable al del consorcio. En el caso de la variable ancho de fruto, se presentaron diferencias no significativas entre los tratamientos (Fig.13).

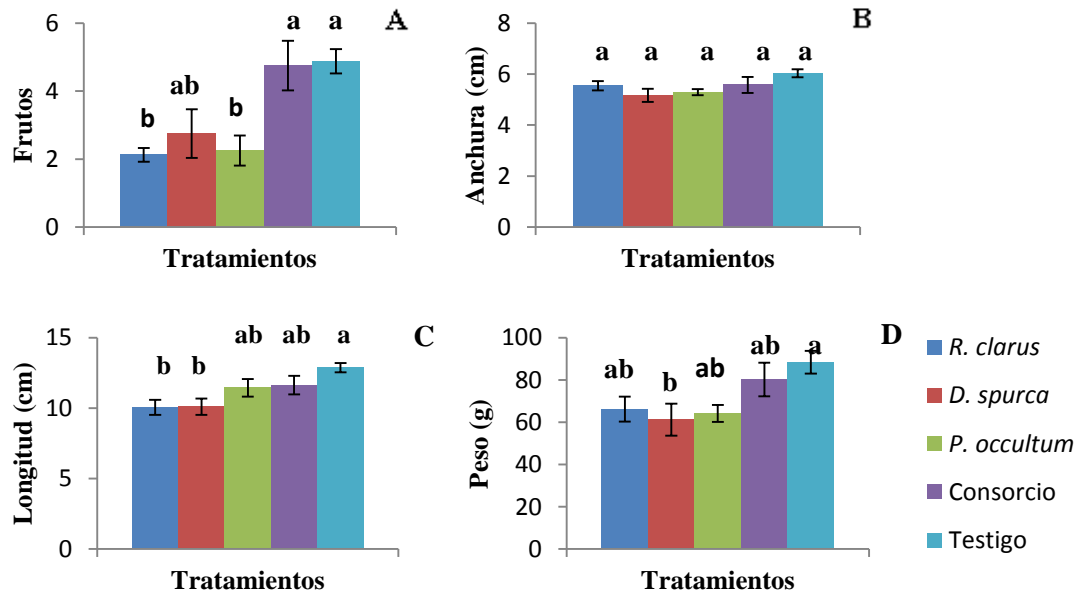


Figura 13. Respuesta del cultivo de chile ancho a diferentes tratamientos de inoculación con hongos micorrízicos en las variables: (A) Número de frutos, (B) Longitud de futo, (C) Anchura de fruto, (D) Peso de fruto. Los datos indican la media \pm error estándar ($p=0.002$, 0.004 , 0.071 y 0.015 respectivamente).

Los resultados anteriores pueden atribuirse a la interacción del inóculo con la microflora nativa en el sitio donde se estableció el experimento. El comportamiento de cada HMA puede depender de las interacciones que se establezcan entre las especies autóctonas y los endófitos inoculados, que pueden ser de sinergismo o de competencia entre ambos (Pulido *et al.*, 2003). Esto lo corroboran Castillo *et al.* (2009) que al inocular chile con *G. claroideum* y HMA nativos tanto en suelo estéril y suelo no estéril vieron potenciados estos hongos en condiciones de esterilidad y sugirieron antagonismos con los HMA presentes en el suelo no esterilizado.

También Janoušková *et al.* (2013) luego de inocular HMA en comunidades preestablecidas de hongos micorrízicos sugieren que pueden tenerse efectos potencialmente indeseables de la inoculación de HMA. Según estos autores, los cambios

en la comunidad de HMA se relacionan con la densidad de propágulo y la densidad del suelo. Dichos cambios pueden conducir a un aumento de la competencia entre las raíces colonizadas y a una disminución del potencial de la comunidad para promover el crecimiento de la planta.

Por otro lado, el efecto en el rendimiento debido al consorcio, puede deberse al origen estos hongos, López *et al.* (2015), mencionan que el uso de microorganismos nativos de una región, da mayores posibilidades de adaptación y multiplicación de los mismos en el suelo, es decir más efectividad. En este sentido, Ortas (2012), sugiere que las micorrizas nativas mejoran el desarrollo de las plantas y que la inoculación con éstos es de ayuda para un alto rendimiento y calidad. Lo anterior puede explicar el buen desempeño del consorcio sobre las especies puras inoculadas.

Número de Esporas y Porcentaje de Colonización

El número de esporas en cada uno de los tratamientos tuvo diferencias no significativas (Fig. 14). Sin embargo el tratamiento inoculado con *R. clarus* tendió a presentar un mayor número de esporas que las presentes en el testigo, sin diferenciarse significativamente del mismo.

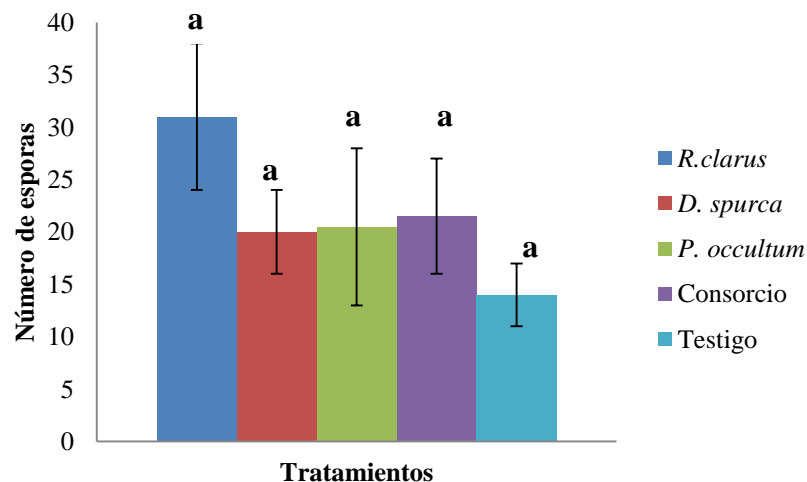


Figura 14. Población total de esporas en 50 g de suelo. Los datos indican la media \pm error estándar ($p=0.35$).

En condiciones de campo Thougnon *et al.* (2013) reportan un bajo número de esporas, indicando que los contenidos de P y Fe en los suelos, fueron los principales moduladores de la capacidad micotrófica y la esporulación. Arias *et al.* (2011), reportan homogeneidad en la riqueza de esporas al evaluar comunidades de HMA en sistemas de producción de café, encontrando diferencias significativas en la abundancia de esporas durante la etapa seca del bosque; el sistema rústico tradicional con sombra y sistema simple sombra presentaron la mayor abundancia de esporas, por lo que sugieren que el control de malezas y la fertilización pueden ser factores importantes en la composición y abundancia de esporas de HMA en sistemas de producción de café. Concordando con lo dicho por Boonlue *et al.* (2012) quienes mencionan que las comunidades y colonización de HMA están fuertemente influenciadas por las técnicas de manejo.

En el porcentaje de colonización, las raíces de chile inoculadas con *P. occultum*, el Consorcio de HMA y el testigo resultaron mayormente colonizadas que las inoculadas con *R. clarus* y *D. spurca* (Fig. 15).

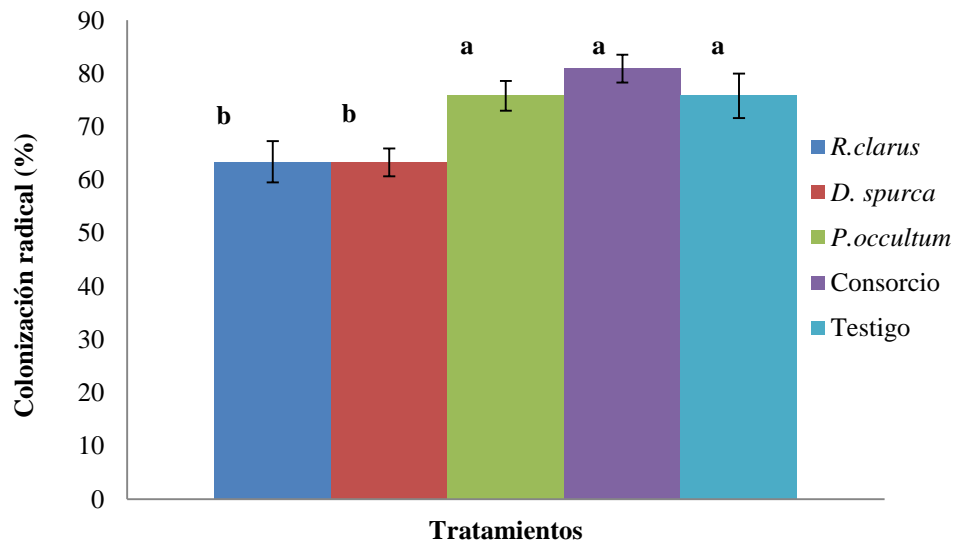


Figura 15. Porcentaje de raíces de chile colonizadas con diferentes cepas individuales y en consorcio de hongos micorrízicos. Los datos indican la media \pm error estándar ($p=0.008$).

Estos porcentajes de colonización difieren en lo encontrado por diversos autores, pues en el caso de *R. clarus*, Boonlue *et al.* (2012) reportan una colonización del 79.7 % y para el caso de micorrizas nativas Castillo *et al.* (2009) reportan un 16.2 %. Fernández y Rodríguez (2006), reportan una elevada colonización nativa en el tratamiento control en un experimento con tomate, en el que, a diferencia de este estudio, dicha colonización no tuvo influencia en el rendimiento agronómico del cultivo. En general los porcentajes de colonización obtenidos con los tratamientos de *P. occultum*, Consorcio y Testigo, se asemejan a lo reportado por Demir (2005) en plantas de chile inoculadas con *R. intraradices*. Sin embargo, Bago *et al.* (2000) mencionan que los hongos micorrízicos arbusculares que establecen abundantemente colonización micorrízica (80–90 %) no necesariamente inducirán mayores efectos, ya que se pueden encontrar hongos micorrízicos que colonicen la raíz en menor proporción (15–40%) y muestren excelentes efectos en la nutrición y crecimiento de la planta.

Por otro lado, la fertilización dada por el productor pudo influir en el desempeño de las micorrizas, una dosis baja en fósforo repercutiría en mejores rendimientos así como mayor colonización. Tanwar *et al.* (2013) reportan mayor colonización al emplear la mitad de la dosis de fósforo recomendada para el cultivo de chile, sugiriendo que esta dosis favorece el crecimiento y rendimiento, representando una alternativa sustentable a las altas dosis de fósforo, sin embargo los resultados de las plantas inoculadas con el consorcio de HMA, muestran cierta adaptación a las condiciones de fertilización implementadas. Además, el manejo de plagas dado por el productor, pudo haber influido, Ojeda *et al.* (2015) mencionan que el uso de plaguicidas, entre otros factores abióticos, interviene significativamente en la permanencia y colonización de la comunidad micorrízica del suelo.

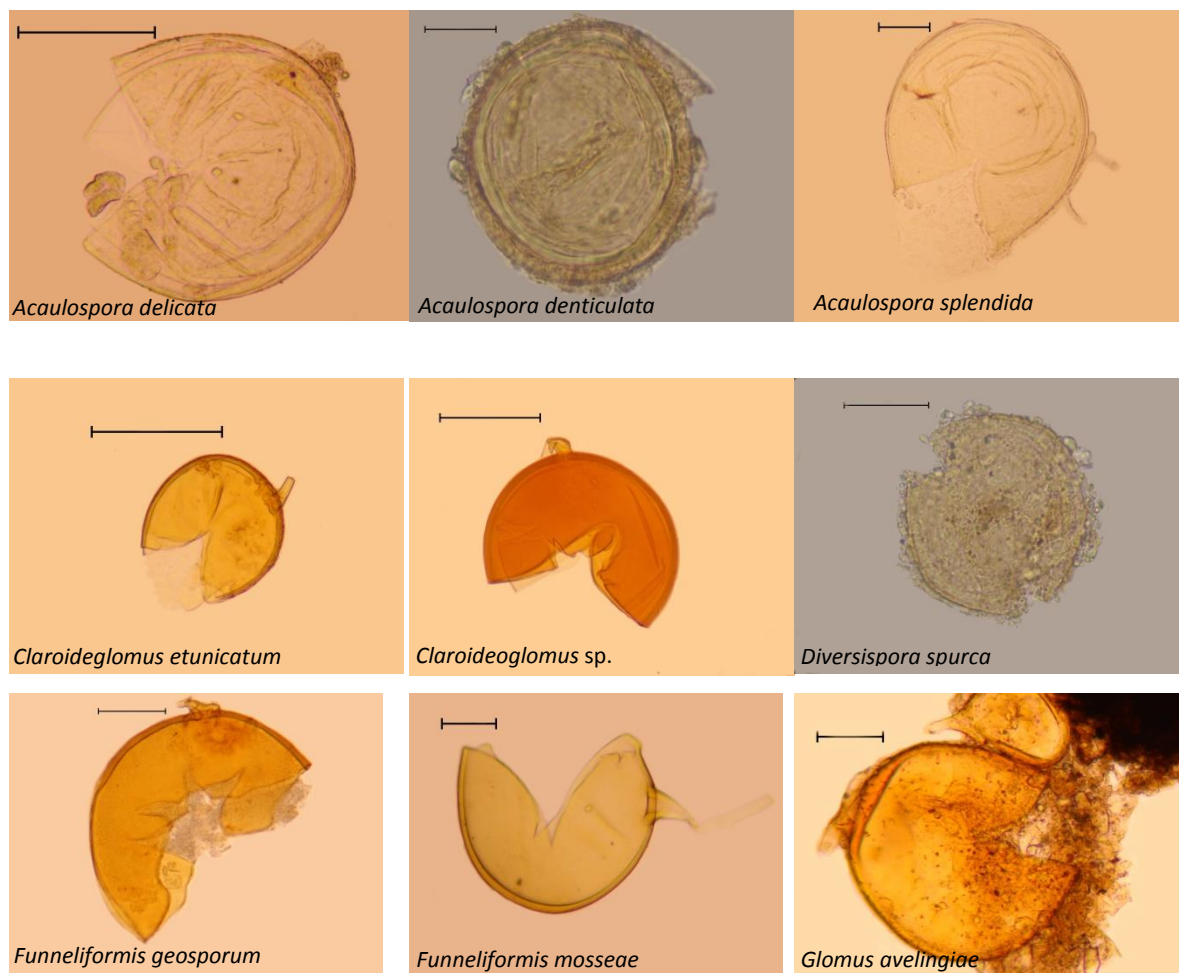
Harris *et al.* (2009), mencionan que la eficiencia en la simbiosis micorrízica arbuscular depende de las especies asociadas, lo que sugiere entonces que hay cierto grado de especificidad en la interacción y que ésta influye en su capacidad de adaptación a condiciones ambientales adversas, tales como sequía y salinidad. En este sentido, Rodríguez *et al.* (2004) evaluaron seis cepas de HMA concluyendo que existen

diferencias en el proceso de colonización de las distintas cepas de HMA, los cuales se evidencian en el comportamiento fúngico, agronómico y bioquímico.

Otro factor que influye es el método de inoculación (Baum *et al.*, 2015), en este trabajo el método empleado es contrario a lo mencionado por Sieverding y Barea (1991), quienes que colocar la dosis del inoculante debajo de la semilla aumenta la capacidad de competencia de los HMA inoculados.

Diversidad de HMA

Un total de 15 especies de hongos micorrízicos arbusculares fueron identificadas, siendo la mayoría de tipo glomoide (Fig.16).



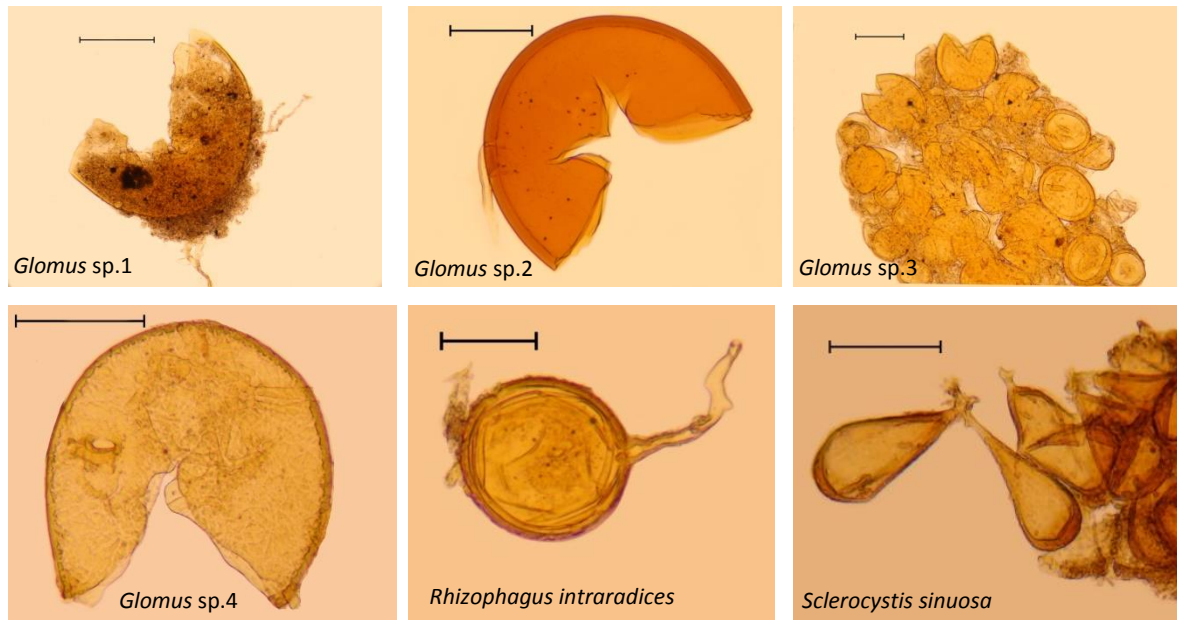


Figura 16. Especies aisladas e identificadas en la rizósfera del chile ancho. (La barra de la escala corresponde a 50 μm).

En condiciones de manejo orgánico, Boonlue *et al.* (2012), reportan un total de 14 especies asociadas a la rizósfera del chile; una menos que las reportadas en este trabajo. Cardona *et al.* (2008) reportan 9 especies asociadas a plantas de *Capsicum*.

Las características morfológicas de las especies identificadas se enumeran en el Cuadro 10.

Cuadro 10. Características de las especies aisladas de la rizósfera del Chile.

ESPECIE	COLOR	FORMA	TAMAÑO	ESTRUCTURAS SUBCELULARES DE LA ESPORA		REFERENCIA
				PARED DE LA ESPORA	PARED GERMINAL	
<i>Acaulospora delicata</i>	Sub hialina, a amarillo pálido con tinte verde	Globosa, subglobosa	80-120 µm, media = 99 µm	Dos capas (C1 y C2): la capa exterior continua con la pared del cuello del saco esporífero y la capa interior sintetizado localmente con el inicio de la formación de esporas.	Dos paredes interiores flexibles hialinas (GW1 y GW2) se forman secuencialmente en esporas después que la pared de la espora ha completado la diferenciación y la espora ha dejado de expandirse.	Walker, C., C. M. Pfeiffer, and H. E. Bloss. 1986. <i>Acaulospora delicata</i> sp. nov. an endomycorrhizal fungus from Arizona. <i>Mycotaxon</i> 25:621-628.
<i>Acaulospora denticulata</i>	Naranja-marrón, pálido a oscuro, de color marrón anaranjado, con la mayoría de color intermedio.	Globosa, subglobosa	120-180 µm, media = 149.3	Tres capas (C1, C2, y C3): la exterior continua con la pared del cuello del saco esporífero y las dos últimas están sintetizando tan pronto como la pared de la espora se empieza a formar.	Dos paredes interiores flexibles hialinas (GW1 y GW2) se sintetizan de forma secuencial después de la pared de la espora ha completado la diferenciación. Cicatriz: Una circular de la cicatriz ovoide que consiste en ornamentaciones	Sieverding E., Toro S.T. 1987. <i>Acaulospora rehmi</i> sp. nov. (Endogonaceae) with ornamented spore walls. <i>Angew. Bot.</i> 61, 217-223.

					denticuladas envasadas en torno a una depresión relativamente suave, 6,0 a 11,3 micras de diámetro (media = 9,4 micras) en su parte más ancha.	
<i>Acaulospora splendida</i>	hialinas, lisas, brillantes;	Ovoides oblongas ampliamente elipsoides, ampliamente rectangulares o triangulares con redondos bordes o irregulares.	190-250 μm de diámetro.	Consiste en una pared de la espora y una pared de germinación interna. Dos capas hialinas Capa 1: evanescente, de 0.3 -0.7 μm de ancho, continuo con la pared del saco esporífero, siempre estrechamente adherido a la capa 2 y es difícil de observar. Capa 2: laminada, de 1-2 μm de ancho.	Compuesta por tres capas hialinas Capa 1: membranosa, de 0.2 -0.5 μm de ancho, usualmente adherida a la capa 2 Capa 2: semiflexible, de 0.5-1-0 μm de ancho en agua, de 2-3 (6) μm de ancho en esporas almacenadas en formalina o lactofenol, ocasionalmente separados de la capa 2. Esta capa es la única que se tiñe de color café rojizo en reactivo Melzer.	Sieverding E., Chaverri A., Rojas I. 1998. <i>Acaulospora splendida</i> , a new species in the Endogonaceae from Costa Rica. Mycotaxon 33, 251-256.

				Cicatriz: de 6-11 μm de diámetro, cerrado por la capa 2 de la pared de la espora.	
<i>Claroideglomus etunicatum</i>	Anaranjado a rojo pardo	<i>Globosa a subglobosa</i>	60-160 μm , media = 129 μm	<p>Consiste en dos capas que se diferencian consecutivamente cuando la espora se desarrolla.</p> <p>C1: Una capa externa; mucilaginosa; tinción de color rosa a rojizo púrpura en el reactivo de Melzer.</p> <p>C2: Una capa que consiste en sub-capas delgadas adherentes (o láminas), de color naranja - marrón claro a rojo – marrón.</p> <p>Hifa de sostén: Recta o curvada, cilíndrica o ligeramente acampanada; hialina a blanco amarillenta.</p>	<p>Becker W.N., Gerdemann J.W. 1977. <i>Glomus etunicatum</i> sp.nov. <i>Mycotaxon</i> 6,29-32.</p>

Claroideglomus Este género se caracteriza por presentar esporas con una capa evanescente en la pared externa y una pared interna

<i>us sp.</i>	semiflexible que aparentemente forma una endospora en la madurez.					
<i>Diversispora spurca</i>	Subhialina a marrón pálido amarillo, generalmente con una superficie algo opaca debido a los desechos adherentes.	Globosa a subglobosa	60-120 µm, media = 85 µm	Compuesta de dos capas: C1: hialina a amarillo pálido - marrón; lo suficientemente delgada a arrugarse a menudo y producir muchos pliegues en la superficie de esporas que conduce a la separación parcial o completa de la capa de laminado interior (C2). A menudo recubierto con restos orgánicos. C2: Una capa hialina que consta subcapas (o láminas).subhialinas de 1.4 a 4.2 m de espesor (media de 2.8 micras). Hifa de sostén: cilíndrica a ligeramente acampanada ancho: 4.8-7.9 µm	---	Pfeiffer, C. M., C. Walker, and H. E. Bloss. 1996. <i>Glomus spurcum</i> : A new endomycorrhizal fungus from Arizona. <i>Mycotaxon</i> 59:373-382
<i>Funneliformis mosseae</i>	Paja a oscuro de color	Globosos a subglobosas ,	100-260 µm, media	Tres capas (C1 , C2 y C3) que se forman	---	(T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker &

marrón anaranjado, pero la mayoría son de color amarillo - marrón

algunas irregulares

= 195 μm

consecutivamente como se diferencia de la pared de esporas:

C1: hialino, mucilaginoso, 1.4-2.5 m de espesor, a menudo degradada.

C2: hialino, 0.8-1.6 m de espesor (media = 1.2 micras).

C3: Una capa que consta de subcapas color marrón amarillo a pálido y de color naranja-marrón (o láminas), 3.2 a 6.4 m de espesor (media de 4.7 micras); depresiones cubren la superficie con separación de C1 y C2.

Hifa de sostén:
En forma de embudo,
Ancho: 16-32 micras
(media = 24 micras).

<i>Funneliformis geosporum</i>	Color:	globoso a 120-240	Consta de tres capas: ---
	amarillo - subgloboso , micras , marrón a algunas media = 176 naranja - irregulares micras		C1: Una capa hialina, < 1 m de espesor; No reacciona en Melzer.
	marrón oscuro, el primero es más frecuente y que varía con la cepa aislada.		C2: Una capa rígida que consiste en subcapas adherentes (o láminas), amarillo - pardo a naranja-marrón en color, 6-14 m de espesor.
			C3: una capa semi- rígida 1-2.5 m de espesor, esta capa parece tener verrugas rechonchas cortas sobre la superficie interna en algunas esporas; pero dado que este rasgo es inconsistente, no se considera una estructura informativa filogenéticamente.
			Hifa de sostén: Recta a ligeramente recurvado, a menudo

				ligeramente acampanada.		
				Ancho: 16-32 micras (media = 24 micras).		
<i>Glomus avelingiae</i>	Globosas a subglobosas	64 – 80 µm de diámetro	Cafe pálido amarillento	Una pared compuesta --- de cuatro capas: La capa externa presenta una bicapa subhialina, de 0.6-0.8 µm de gruesa; la capa, media es laminada, de un café amarillento pálido, de 1.6-2.4 µm de gruesa; la interna es flexible, < 0.5 µm de gruesa.		Sinclair R.C., Greuning Van J.V., Eicker A. 2000. A new species of esporocarpic Glomales from South Africa. <i>Mycotaxon</i> 74, 337-342.
				Hifa de sostén: Cilíndrica, estrecha en la base de la espora, de 8-10 µm de diámetro.		
<i>Glomus sp.</i>	El desarrollo de esporas procede por la expansión blástica de una punta de las hifas. Las capas externas de la pared de la espora a menudo se desprenden como las edades de la espora; estas capas son los primeros componentes de la pared de esporas para formar esporas en juveniles. Por lo general, la capa más externa es mucilaginoso, una propiedad que parece correlacionarse con una reacción dextrinoide (rojo) en el reactivo de Melzer.				Schübler, A and C. Walker C. 2010. <i>The Glomeromycota: a species list with new families.</i>	

<i>Rhizophagus intaradices</i>	Ocasionalmente ovoides a irregulares.	(30-) 92 (-120) µm de diámetro	Hialinas cuando son jóvenes, amarillo pálido a amarillo verdoso, frecuentemente con tintes verdosos cuando están maduras.	Compuesta de una pared que incluye tres capas: C1: Forma la superficie de la espora, mucilaginosa, altamente deteriorada o degradada en esporas maduras. C2: semipermanente, flexible y hialina, más o menos deteriorada. C3: laminada, de amarillo pálido a amarillo verdoso.	---	Schenck N. C., Smith G. 1982. Additional new and unreported species of mycorrhizal fungi (Endogonaceae) from Florida. <i>Mycologia</i> 74, 77-92.
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	Usualmente clavadas, pero algunas veces ovadas o elípticas; organizadas en una simple	28-63 x 50-95 µm. Esporocarpo: 200-360 µm; media= 273 µm.		Compuesta de 1 capa, de un pálido café anaranjado con sublamina que siempre están adheridas.	---	Gerdemann, J.W. and B.K. Bakshi. 1976. Endogonaceae of India: two new species. <i>Trans. Br. Mycol. Soc.</i> 66: 340-343.
				Hifa de sostén: Recta o curvada, cilíndrica o ligeramente acampanada, de amarillo pálido a amarillo verdosas.		
				Hifa de sostén:		

capa de hifa
plexus
central, de
café
anaranjado.

cilíndrica a ligeramente
acampanada, aunque la
forma de la espora
frecuente es difícil de
detectar ya que algunas
veces existen
ramificaciones
conectadas a un plexo
central de hifa.

Estas especies corresponden a los géneros: *Acaulospora* (2), *Claroideoglomus* (2), *Diversispora* (1), *Funneliformis* (2), *Glomus* (3), *Rhizophagus* (1) y *Sclerocystis* (1) (Fig.17).

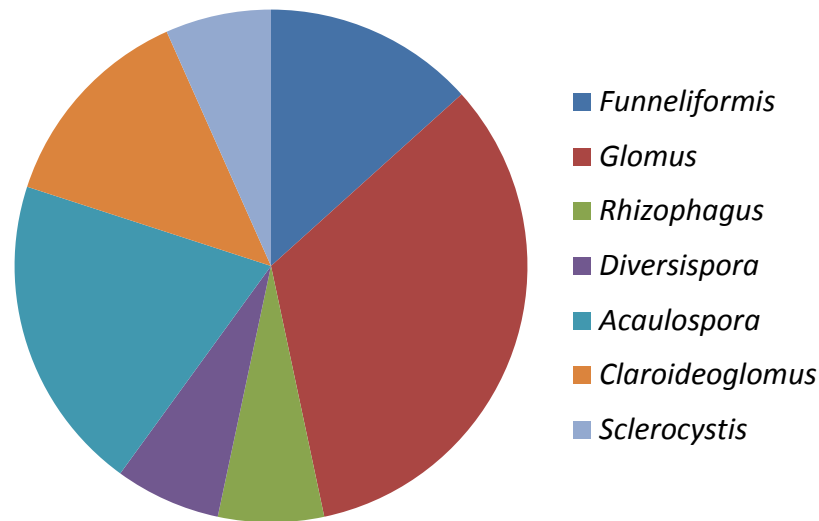


Figura 17. Géneros a los que pertenecen las especies identificadas en los distintos tratamientos de la presente investigación.

El número de especies por género concuerda con lo descrito por Cardona *et al.* (2008) quienes al realizar un muestreo a lo largo de la Amazonia colombiana, encontraron 9 morfotipos de HMA asociados a la rizósfera de plantas de *Capsicum*: 6 morfotipos pertenecieron al género *Glomus* y tres al género *Acaulospora*. Sousa *et al.* (2013) mencionan que estos dos géneros son dominantes en áreas semiáridas y que es posible que sean más flexibles en cuanto a su respuesta a las variables ambientales, ajustando su nivel de esporulación a las condiciones ambientales y tolerar o evitar condiciones desfavorables en las regiones semiáridas.

El mayor número de especies encontradas por tratamiento, se obtuvo en el testigo con 8 especies y la menor diversidad se encontró en el tratamiento de *R. clarus* con cuatro. Los resultados obtenidos con el análisis de correspondencia simple fueron los siguientes: *F. mosseae* y *R. intraradices* fueron comunes a todos los tratamientos; *D. spurca* se encontró en los tratamientos 2, 3 y en el testigo, seguida de *A. splendida* presente en los

tratamientos 2 , 3 y testigo; *Claroideglomus* sp. , se aisló en el tratamiento 2 y en el testigo. Las especies aisladas particularmente fueron: *Glomus* sp.1 en el tratamiento 1, *Claroideglomus etunicatum* en el tratamiento 2; *G. avelingiae* y *Glomus* sp. 2 en el tratamiento 3; *F. geosporum*, *Glomus* sp.3 y *Glomus* sp. 4 en el tratamiento 4; finalmente, las especies unicamente aisladas en el testigo fueron: *A. delicata*, *A. denticulata* y *S. sinuosa* (Fig.18).

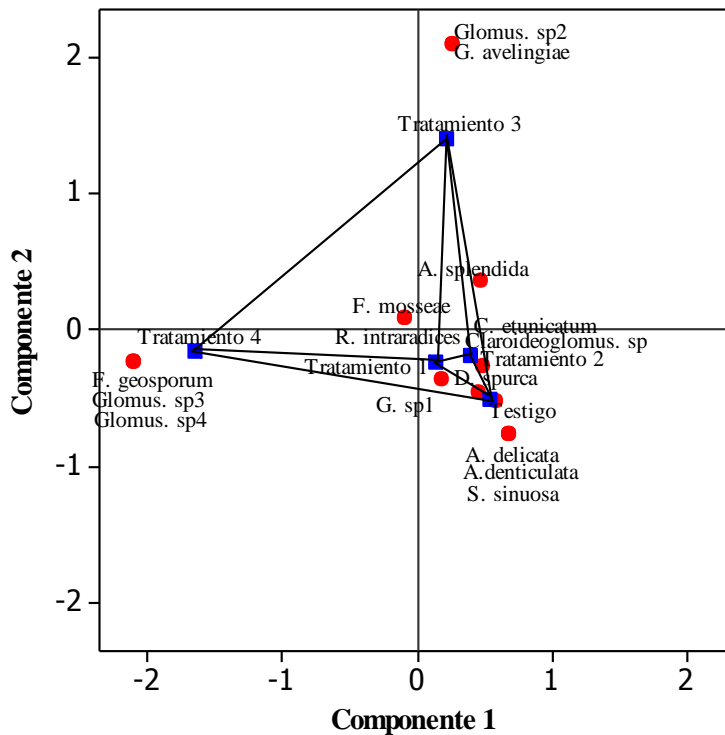


Figura 18. Análisis de correspondencia simple de las especies micorrízicas en cada uno de los tratamientos. El tratamiento 1 corresponde a *R. clarus*, el tratamiento 2 a *D. spurca*, el tratamiento 3 a *P. occultum* y el tratamiento 4 al consorcio.

La presencia de *Funneliformis mosseae* en la rizósfera del chile, ha sido reportada por Thilagar y Bagyaraj (2015), quienes sugieren que esta especie confiere grandes beneficios de crecimiento a esta especie. En el estado de San Luis Potosí, esta especie fue reportada por Tapia *et al.* (2008), en suelos salinos con actividad agrícola, lo mismo para *Rhizophagus intraradices*, estos autores reportan esta especie en suelos del estado de San Luis Potosí, asociadas al cultivo de jitomate.

La presencia de especies distintas a las inoculadas sugiere que existen especies distintas en los suelos del municipio de Villa de Arista, SLP que pueden jugar un papel importante en el desarrollo del cultivo del chile.

En lo que respecta a las demás especies, no existen reportes previos de las mismas en los suelos de Villa de Arista.

CONCLUSIONES

Las plantas que no fueron inoculadas así como las que se inocularon con el consorcio de hongos micorrízicos, tuvieron el mejor desempeño. Lo que sugiere que la población nativa de HMA en el sitio de estudio, interactuó con los distintos inoculantes, de forma positiva como en el caso del consorcio, así como de forma negativa como en el caso de los inoculantes de una sola especie.

Se encontraron 15 especies asociadas a la rizósfera de *C. annuum* L., la mayoría de tipo glomoide, correspondientes a los géneros: *Glomus*, *Acaulospora*, *Diversispora*, *Funneliformis*, *Claroideoglomus*, *Sclerocystis* y *Rhizophagus*. Siendo estos dos primeros reportados como dominantes en áreas semiáridas.

De las especies encontradas en el suelo, *Funneliformis mosseae* y *Rhizophagus intraradices* fueron comunes en los tratamientos, estas especies ya han sido reportadas en los suelos de Villa de Arista, sin embargo, la presencia de más géneros sugiere que existe diversidad en éstos, la cual puede ser utilizada para el mejoramiento de la producción en las especies hortícolas ahí establecidas. Por lo que es necesario continuar con la propagación y validación de las especies presentes de forma nativa en los suelos de Villa de Arista, con el fin de utilizarlos como inoculantes.

Es importante también, favorecer el establecimiento de sistemas para la conservación e incremento de poblaciones nativas de los suelos productores de Villa de Arista, tales como cultivos de cobertera, rotación de cultivos, entre otros. Así como evaluar las especies asociadas en campo con métodos moleculares, con el fin de caracterizarlas correctamente, para su posterior evaluación *in situ* y así conocer el efecto total de la especie sobre el crecimiento y desarrollo de los cultivos.

LITERATURA CITADA

- Aguilar Rincón, V. H. (2012). Cultivo del chile en México. *Revista fitotecnia mexicana*, 35(4), 264-264.
- Alarcón A. (2000). Micorrizas, In:Ferrera- Cerrato, R. y Alarcón A.(eds.) *Microbiología agrícola para el siglo XXI*. Colegio de Postgraduados.
- Arias, R. M., Heredia-Abarca, G., Sosa, V. J., & Fuentes-Ramírez, L. E. (2012). Diversity and abundance of arbuscular mycorrhizal fungi spores under different coffee production systems and in a tropical montane cloud forest patch in Veracruz, Mexico. *Agroforestry Systems*, 85(1), 179-193.
- Augé, R. M., Toler, H. D., & Saxton, A. M. (2015). Arbuscular mycorrhizal symbiosis alters stomatal conductance of host plants more under drought than under amply watered conditions: a meta-analysis. *Mycorrhiza*, 25(1), 13-24.
- Ayuntamiento de Villa de Arista (2014). On line: http://www.villadearista.gob.mx/index.php?option=com_content&view=article&id=48&Itemid=60.
- Bago, B., P.E. Pfeffer, Y. Schachar-Hill (2000). Carbon metabolism and transport in Arbuscular mycorrhizal. *Plant Physiology* 124: 949-58.
- Barrer, S. E. (2009). El uso de hongos micorrizicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. *Bioteología en el sector agropecuario y agroindustrial*, 7(1).
- Baum C., W. El-Tohamy, N. Gruda (2015). Increasing the productivity and product quality of vegetable crops using arbuscular mycorrhizal fungi: A review. *Scientia Horticulturae*. 187: 131-141.
- Beltrano J., M. Ruscitti, M.C. Arango, M. Ronco (2013). Effects of arbuscular mycorrhiza inoculation on plant growth, biological and physiological parameters and mineral nutrition in pepper grown under different salinity and p levels. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 2013, 13(1), 123-141.
- Berruti, A., Lumini, E., Balestrini, R., & Bianciotto, V. (2015). Arbuscular Mycorrhizal Fungi as Natural Biofertilizers: Let's Benefit from Past Successes. *Frontiers in microbiology*, 6.
- Biermann, B. and R. G. Linderman. 1983. Use of vesicular-arbuscular mycorrhizal roots, intraradical vesicles, and extraradical vesicles as inoculum. *New Phytologist* 95: 97-105.

- Boonlue S., W. Surapat, C. Pukahuta, P. Suwanarit, A. Suwanarit, T. Morinaga (2012). Diversity and efficiency of arbuscular mycorrhizal fungi in soils from organic chili (*Capsicum frutescens*) farms. *Mycoscience* 53:10–16.
- Bücking, H., & Kafle, A. (2015). Role of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in the Nitrogen Uptake of Plants: Current Knowledge and Research Gaps. *Agronomy*, 5(4), 587-612.
- Cabral, L., Soares, C. R. F. S., Giachini, A. J., & Siqueira, J. O. (2015). Arbuscular mycorrhizal fungi in phytoremediation of contaminated areas by trace elements: mechanisms and major benefits of their applications. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 31(11), 1655-1664.
- Camarena-Gutiérrez, G. (2012). Interacción planta-hongos micorrízicos arbusculares. *Revista Chapingo. Serie ciencias forestales y del ambiente*, 18(3), 409-421.
- Cantrell, I.C., R.G Linderman (2001). Preinoculation of lettuce and onion with VA mycorrhizal fungi reduces deleterious effects of soil salinity. *Plant Soil*. 233, 269-281.
- Cardona G., V.C. Peña, A Arcos. (2008). Ocurrencia de hongos formadores de micorriza arbuscular asociados a ají (*Capsicum* sp.) en la Amazonia colombiana. *Agronomía Colombiana* 26(3), 459-470.
- Castillo C. G., C. A. Ortiz, F. R. Borie, R.E. Rubio (2009). Respuesta de Ají (*Capsicum annum* L.) cv. “Cacho de Cabra” a la Inoculación con Hongos Micorrízicos Arbusculares. *Información Tecnológica* Vol. 20(4), 3-14 (2009).
- Cédulas de Información Básica para Centros Estratégicos Comunitarios, CIBCEC (2003).ON LINE: <file:///J:/Relieve-Clima%20de%20la%20localidad%20VILLA%20DE%20ARISTA.htm>.
- Colla, G., Y. Roupheal, M. Cardarelli, M. Tullio, C.M. Rivera,, E. Rea (2008). Alleviation of salt stress by arbuscular mycorrhizal in zucchini plants grown at low and high phosphorus concentration. *Biology and Fertility of Soils*. 44, 501-509.
- Contreras R.A., G. L. Aguilera, A. M. Rubí, H.A. González, P. V. Olalde M.I. (2013). Influencia de hongos micorrízicos arbusculares en el crecimiento y desarrollo de *Capsicum annum* L. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* Vol.4 Núm.1 1 de enero - 14 de febrero, 2013 p. 77-88.
- Corwell W., B. Bedford, C. Chapin (2001). Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in a phosphorus poor wetland and mycorrhizal response to phosphorus fertilization. *American Journal of Botany*, 88 (10), p. 18-24.
- Daniels, B. A. y H. D. Skipper. 1982. Methods of recovery and quantitative estimation of propagules from soil. Pp. 29-35. In. *Methods and principles of mycorrhizal*

- research. Ed., N. C. Schenck. American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota.
- Davies, F. T., Olalde-Portugal, V., Aguilera-Gomez, L., Alvarado, M. J., Ferrera-Cerrato, R. C., & Boutton, T. W. (2002). Alleviation of drought stress of Chile ancho pepper (*Capsicum annuum* L. cv. San Luis) with arbuscular mycorrhiza indigenous to Mexico. *Scientia Horticulturae*, 92(3), 347-359.
- Demir, S. (2005). Influence of arbuscular mycorrhiza on some physiological growth parameters of pepper. *Turkish Journal of Biology*, 28(2-4), 85-90.
- Enríquez, G. R., Quiñones-Aguilar, E. E., López-Pérez, L., & Reyes-Tena, A. (2016). Evaluación de consorcios micorrícicos arbusculares en el crecimiento vegetal de plantas de maíz, chile y frijol. *Biológicas Revista de la DES Ciencias Biológico Agropecuarias Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo*, 17(2), 35-42.
- Evelin H., R. Kapoor B Giri (2009). Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a review. *Annals of Botany* 104: 1263–1280, 2009. doi:10.1093/aob/mcp251.
- FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). 2008. Comité del codex sobre frutas y hortalizas frescas. CX/FFV 08/14/10. ON LINE: ftp://ftp.fao.org/codex/Meetings/CCFFV/ccffv14/ff14_10s.pdf (Consultado el 21 de octubre de 2014).
- FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). 2013. Estadísticas de países productores y comercializadores de productos agrícola. FAOSTAT. Informe Estadístico. (Consultado el 21 de octubre de 2014).
- Fernández, F., & Rodríguez, P. (2006). Efectividad de algunos tipos de inoculantes micorrizicos a base de *Glomus hoi* "like" en el cultivo del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill. var. Amalia). *Cultivos Tropicales*, 27(3), 25-31.
- Ferrera- Cerrato R. y A. Alarcón. (2007). Microbiología agrícola: hongos, bacterias, micro y macrofauna, control biológico, planta-microorganismo. México. Ed. Trillas. 568p.
- Gallaud, I. (1905). “Études sur les mycorrhizes endotrophes”, en *Revue Générale de Botanique*, vol.17, pp. 5-48, 66-83, 223-239, 313-235,425-433,479-500.1905.
- Gerdemann, J. W. y T. H. Nicolson (1963). Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transaction of the British Mycological Society* 46: 235-244.
- Giri, B., R. Kapoor, K.G. Mukerji (2007). Improved tolerance of *Acacia nilotica* to salt stress by arbuscular mycorrhiza, *Glomus fasciculatum*, may be partly related to elevated K⁺/Na⁺ ratios in root and shoot tissues. *Microbial Ecology*. 54, 753.

Google Earth© (2016). Versión de descarga libre 2016.

- Harris V.C., Esqueda M., Elisa M. Valenzuela S.E., Castellanos A. E. (2009). Tolerancia al estrés hídrico en la interacción planta-hongo micorrízico arbuscular: metabolismo energético y fisiología. *Fitotecnia Mexicana*. Vol. 32 (4): 265 - 271, 2009.
- Hart J.J., J.A. Forshyte (2012). Using arbuscular mycorrhizal fungi to improve the nutrient quality of crops; nutritional benefits in addition to phosphorus. *Scientia Horticulturae* 148 (2012) 206–214.
- Heijden, M. G., Martin, F. M., Selosse, M. A., & Sanders, I. R. (2015). Mycorrhizal ecology and evolution: the past, the present, and the future. *New Phytologist*, 205(4), 1406-1423.
- Hodge, A., & Storer, K. (2015). Arbuscular mycorrhiza and nitrogen: implications for individual plants through to ecosystems. *Plant and soil*, 386(1-2), 1-19.
- Huez L.M. A., Ulery A. L., Samani Z., Picchioni G., Flynn R. P. (2011). Response of chile pepper (*Capsicum annuum* L.) to salt stress and organic and inorganic nitrogen sources: II. Nitrogen and water use efficiencies, and salt tolerance. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 14 (2011): 757-763.
- Instituto Nacional de Investigación Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) (2003). Guía para la producción de chile ancho con fertirriego y acolchado plástico en el Altiplano de San Luis Potosí. Folleto para productores No. 37, 16p.
- Jahromi, F., R Aroca, R. Porcel, J.M. Ruiz-Lozano (2008). Influence of salinity on the in vitro development of *Glomus intraradices* and on the in vivo physiological and molecular responses of mycorrhizal lettuce plants. *Microb. Ecol.* 55, 45.
- Jakobsen, I., & Hammer, E. C. (2015). Nutrient Dynamics in Arbuscular Mycorrhizal Networks. In *Mycorrhizal Networks* (pp. 91-131). Springer Netherlands.
- Janoušková, M., Krak, K., Wagg, C., Štorchová, H., Caklová, P., & Vosátka, M. (2013). Effects of inoculum additions in the presence of a preestablished arbuscular mycorrhizal fungal community. *Applied and environmental microbiology*, 79(20), 6507-6515.
- Kaya, C., D. Higgs, H Kirnak. and I Tas (2003). Mycorrhizal colonization improves fruit yield and water use efficiency in watermelon (*Citrullus lanatus*) grown under well-watered and water-stressed conditions. *Plant and Soil* 253:287-292.
- Legorreta Z.J.R. (2014). Caracterización de suelos salinos-sódicos productores de chile en la zona de riego “el barril”, Villa de ramos, S.L.P. Tesis de Maestría. U.A.S.L.P.
- León N.J.A. (2007). Mineralización en suelos abonados con sustratos orgánicos y efectos de la inoculación micorrízica en la producción de chile habanero

(*Capsicum chinense* Jacq.) cultivado en huertos orgánicos biointensivos. Colegio de la Frontera Sur.

- Liu, A., Hamel, C., Hamilton, R. I., Ma, B. L., & Smith, D. L. (2000). Acquisition of Cu, Zn, Mn and Fe by mycorrhizal maize (*Zea mays* L.) grown in soil at different P and micronutrient levels. *Mycorrhiza*, 9(6), 331-336.
- López G. B., Alarcón A., Quintero R., Lara H.A. (2015). Selección de cepas de hongos micorrízicos arbusculares en dos sistemas de producción de chile. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* Vol. 6 , Núm. 6 p. 1203-1214.
- Lozano Sánchez, J. D., Armbrrecht, I., & Montoya Lerma, J. (2015). Arbuscular mycorrhiza and their effect on the soil structure in farms with agroecological and intensive management. *Acta Agronómica*, 64(4), 289-296.
- Manjarrez-Martínez, M. J., Ferrera-Cerrato, R., & González-Chávez, M. C. (1999). Efecto de la vermicomposta y la micorriza arbuscular en el desarrollo y tasa fotosintética de chile serrano. *Terra*, 17(1), 9-15.
- Martínez, J., L.A. Rodríguez y M.A. Peña. (2003). Efecto de la aplicación de Micorriza sobre el desarrollo y rendimiento del chile piquín intercalado con cítricos. Memoria. 1 er. Simposio Regional sobre chile piquín. Avances de investigación en tecnología de producción y uso racional del recurso silvestre. Publicación Especial No. 26: 27 y 28.
- Mazuela Águila, P. C. (2013). Agricultura en zonas áridas y semiáridas. *Idesia (Arica)*, 31(2), 3-4.
- Mena E.A., Fernández S.K., Jerez M.E., Olalde P.V., Serrato R. (2011). Influencia de la inoculación con *Glomus hoi-like* y un conglomerado de especies de HMA en el crecimiento de plantas de sorgo sometidas o no a estrés hídrico. *Cultivos tropicales*. vol.32, n.1. pp. 16-27.
- Minitab, Inc. 2007. Meet Minitab 15. Statistical Software. State Coll. Pa.
- Miransari M., Ha Bahrami., F. Rejali, M. Malakouti (2009). Effects of soil compaction and arbuscular mycorrhiza on corn (*Zea mays* L.) nutrient uptake. *Soil & Tillage Research*. 2009, 103:282–290.
- Montaño NM, Camargo-Ricalde SL, García-Sánchez R, Monroy A. (eds.) 2007. Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos (Arbuscular mycorrhizae in arid and semiarid ecosystems). Instituto Nacional de Ecología-SEMARNAT, Mundi-Prensa SA de CV, UAM Iztapalapa, FES Zaragoza, UNAM. Distrito Federal, México. 460 pp.
- Montero L., C.C. Duarte, C. R. Cun, C. J. A Cabrera. (2010). Efectividad de biofertilizantes micorrízicos en el rendimiento del pimiento (*Capsicum annum* L. var. Verano 1) cultivado en diferentes condiciones de humedad del sustrato. *Cultivos Tropicales*, 31(3), 00-00.**

- Morales L.A., C. Castillo, Rubio H.R., Godoy B.R. Rouanet M.J.L. y Borie B.F. (2005). Niveles de glomalina en suelos de dos ecosistemas del sur de Chile. *R.C. Suelo Nutr. Veg.*, jul. 2005, vol.5, no.1, p.37-45.**
- Mukerji, K. G., & Ciancio, A. (2007). Mycorrhizae in the integrated pest and disease management. In *General concepts in integrated pest and disease management* (pp. 245-266). Springer Netherlands.
- Nuez V.F., Gil O. R., Costa G.J. (1996). El cultivo de pimientos, chiles y ajíes. Ed. Mundi-Prensa. España. P. 117-303.
- Oehl F., E. Sieverding, J. Palenzuela, K. Ineichen, G. Alves da Silva (2011). Advances in *Glomeromycota* taxonomy and classification. *IMA Fungus*, vol.2, no.2: 191-199.
- Ojeda, L., Furrázola, E., & Hernández, C. (2015). Respuesta de *Leucaena leucocephala* cv. Perú a la aplicación de diferentes dosis de MicoFert agrícola. *Pastos y Forrajes*, 38(3), 176-182.
- Ortas I. (2012). The effect of mycorrhizal fungal inoculation on plant yield, nutrient uptake and inoculation effectiveness under long-term fields conditions. *Field Crops Research* 125 (2012) 35-48.
- Padrón C.E. (2009). Diseños experimentales: con aplicación a la agricultura y la ganadería. 2ª Edición, México: Trillas: UAAN. Pág. 59.
- Pérez, A., Sierra, J. R., & Montes, V. D. (2011). Hongos formadores de micorrizas arbusculares: una alternativa biológica para la sostenibilidad de los agroecosistemas de praderas en el Caribe Colombiano. *Revista Colombiana de Ciencia Animal*, 3(2), 366-385.
- Phillips, J. M. y D. S. Hayman. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transaction of the British Mycological Society* 55: 158-161.
- Pickersgill, B., Harris, D. R., & Hillman, G. C. (1989). Cytological and genetical evidence on the domestication and diffusion of crops within the Americas. *Foraging and farming: the evolution of plant exploitation.*, 426-439.
- Pulido L.E., N. Medina, A. Cabrera (2003). La biofertilización con rizobacterias y hongos micorrízicos arbusculares en la producción de posturas de Tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) y Cebolla (*Allium cepa* L.). *Cultivos tropicales*, vol.24, no. 1., p. 15 a 24.
- Ramírez .H.R. (2012). Efecto de la fertilización y micorrizas en el vigor y producción del Chile piquín (*Capsicum annuum* var. *aviculare/glabriusculum*), en el noreste de México. Facultad de Ciencias Forestales, Universidad Autónoma de Nuevo León.

- Redecker, D., A. Schüßler, H. Stockinger, S. Stürmer, J. Morton, and C. Walker. (2013). An evidence-based consensus for the classification of arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*). *Mycorrhiza* doi:10.1007/s00572-013-0486-y.
- Remy, W.; T.N Taylor, H Hass.,H. Kerp (1994). Four hundred million year old vesicular arbuscular mycorrhizae. *Proceedings of the National Academy of Sciences*. 91: 11841-11843.
- Rodríguez Yon, Y., Pons, N., Fernández Martín, F., & Rodríguez Hernández, P. (2004). Estudio comparativo del comportamiento de seis cepas de hongos micorrízicos arbusculares en su interacción con el tomate (*Lycopersicon esculentum* M. var" Amalia"). *Ecología aplicada*, 3(1-2), 162-171.
- Rosendahl CN, S. Rosendahl (1991). Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomus spp.*) on the response of cucumber (*Cucumis sativus* L.) to salt stress. *Environmental and Experimental Botany* 31: 313–318.
- Ruiz C., J. A.; Medina G., G.; González A., I. J.; Ortiz T., C.; Flores L., H. E.; Martínez P., R. A. y Bierly M., K. F. (1999). Requerimientos Agroecológicos de Cultivos. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Centro de Investigación Regional del Pacífico Centro, Campo Experimental Centro de Jalisco. Libro Técnico Núm. 3. Conexión Gráfica, Guadalajara, Jalisco, México. 324 p.
- Ruiz-Lozano, J.M., R Azcon., M. Gomez (1996). Alleviation of salt stress by arbuscular mycorrhizal *Glomus* species in *Lactuca sativa* plants. *Physiologia Plantarum*. 98, 767-772.
- Ruiz-Lozano, J. M., Aroca, R., Zamarreño, Á. M., Molina, S., Andreo-Jiménez, B., Porcel, R., López-Ráez, J. A. (2016). Arbuscular mycorrhizal symbiosis induces strigolactone biosynthesis under drought and improves drought tolerance in lettuce and tomato. *Plant, cell & environment*, 39(2), 441-452.
- Russo V. M. 2012. Peppers: Botany, production and uses. CAB International. UK. Pp. 14-17.
- Sánchez, J. D. L., Armbrecht, I., & Lerma, J. M. (2015). Hongos formadores de micorrizas arbusculares y su efecto sobre la estructura de los suelos en fincas con manejos agroecológicos e intensivos. *Acta Agronómica*, 64(4), 289-296.
- Schüßler, A.,D. Schwarzitt (2001). A new phylum, the Glomeromycota: Phylogeny and evolution. *Mycological Research*, 105 (12), 2001. p. 1413 – 1421.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera SIAP. 2013. ON LINE: <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-cultivo>. (Consultado el 16 de enero de 2015).
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera SIAP. 2014. ON LINE: <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-cultivo>. (Consultado el 26 de marzo de 2015).

- Sieverding, E. & Barea, J. M. 1991. Perspectivas de la inoculación de sistemas de producción vegetal con hongos formadores de micorrizas VA. En: J. Olivares y J. M. Barea, eds. Fijación y movilización biológica de nutrientes. Madrid: CSIC. Colección Nuevas Tendencias. vol. II. p. 221-245.
- Sousa, C. D. S., Menezes, R. S. C., Sampaio, E. V. D. S. B., Lima, F. D. S., Oehl, F., & Maia, L. C. (2013). Arbuscular mycorrhizal fungi within agroforestry and traditional land use systems in semi-arid Northeast Brazil. *Acta Scientiarum. Agronomy*, 35(3), 307-314.
- Statistical Analysis System 9.0 (SAS). (2002). SAS Institute Inc.
- Strullu D. C. D.G. Strullu (2007). Mycorrhization of fossil and living plants. 2007. *Systematic Palaeontology (Palaeobotany)*, 6: 483–494.
- Tang F., J. White, I. Charvat (2001). The effect of phosphorus availability on arbuscular mycorrhizal colonization of typha angustifolia. *Mycologia*. 2001. V. 93, n.6, p. 1042.
- Tanwar, A, A, Aggarwal, N Kadian, A. Gupta (2013). Arbuscular mycorrhizal inoculation and super phosphate application influence plant growth and yield of *Capsicum annum*. *Journal of soil science and plant nutrition*, 13(1), 55-66.
- Tapia G. J. J., C. R. Ferrera, F.L. Varela, J.C. Rodriguez, J.C. Soria, M.A. Tiscareño, C. Loredó J. Alcalá, Villar C (2010). Infectividad y efectividad de hongos micorrízicos arbusculares nativos de suelos salinos en el cultivo de lechuga (*Lactuca sativa*). *Revista Mexicana de micología*. 31:69-74.
- Tapia-Goné, J., Ferrera-Cerrato, R., Varela-Fregoso, L., Rodríguez Ortiz, J. C., Lara Mireles, J., Soria Colunga, J. C. & Cisneros Almazán, R. (2008). Caracterización e identificación morfológica de hongos formadores de micorriza arbuscular, en cinco suelos salinos del estado de San Luis Potosí, México. *Revista mexicana de micología*, 26, 1-7.
- Thilagar, G., & Bagyaraj, D. J. (2015). Influence of different arbuscular mycorrhizal fungi on growth and yield of chilly. *Proceedings of the National Academy of Sciences, India Section B: Biological Sciences*, 85(1), 71-75.
- Thougnon I. A. J., M. Eyherabidea, H. E. Echeverría, R. H. R Sainz., F. Covacevicha. (2013). Capacidad micotrófica y eficiencia de consorcios con hongos micorrízicos nativos de suelos de la provincia de Buenos Aires con manejo contrastante. *Revista argentina de microbiología*, 46(2), 133-143.
- Vega, M. D. C. J. (2009). Las micorrizas, una simbiosis de interés para la agricultura. *Vida rural*, (288), 48-52.

ANEXO I

Villa de Arista, San Luis Potosí a 8 días del mes de Noviembre de 2016.

A QUIEN CORRESPONDA:

Por medio de la presente hago de su conocimiento que la Ing. Carolina del Rocío Martínez Rosales, estudiante de posgrado de la Facultad de Agronomía y Veterinaria de la UASLP, realizó su experimento de tesis en el rancho de mi propiedad, donde se siembra chile ancho, un cultivo importante en este municipio y cuyos resultados serán importantes para el establecimiento de futuras plantaciones con el fin de mejorar las cosechas y calidad de las mismas.

Atentamente



Productor: Ing. Fernando Silva Serna

Dirección: Rancho "Santa Leticia", carretera Villa de Arista -Moctezuma km 1.5
Teléfono: 4861042969
RFC: SISF8801217L6
e-mail: fher_sserna@hotmail.com