

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO



Efecto de Aislados de Hongos Micorrícicos Arbusculares Nativos en Plantas de
Pepino (Centauro) Bajo Invernadero

Por:

EDWIN GERARDO RAMÍREZ FLORES

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Saltillo, Coahuila, México.

Mayo 2018

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO

Efecto de Aislados de Hongos Micorrízicos Arbusculares Nativos en Plantas de
Pepino (Centauro) Bajo Invernadero

Por:

EDWIN GERARDO RAMÍREZ FLORES

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Aprobada por el Comité de Asesoría:



Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal

Asesor Principal



M.C. Flor Silvestre Hernández Hernández
Coasesor



Ing. Raúl Gándara Huitrón
Coasesor



Dr. Gabriel Sallegos Morales
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila, México.

Mayo 2018

AGRADECIMIENTOS

A DIOS

Por brindarme vida y darme la oportunidad de seguir adelante por haberme acompañado todos los días por ser mi fortaleza, llenándome de salud y bienestar; y a seguir esforzándome más cada día encaminándome por el camino correcto.

UAAAN

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, mi Alma Terra Mater, por abrirme sus puertas y llenarme de sabiduría y conocimientos, ayudándome a prepararme profesionalmente cumpliendo unos de mis sueños.

A MI COMITÉ DE ASESORÍA

Les agradezco por darme la oportunidad, la confianza, el apoyo de formar parte de este trabajo y así culminar una etapa más de mi vida, terminar mis estudios a nivel licenciatura.

A MIS TÍOS Y ABUELO

Por el apoyo recibido durante mi carrera, la confianza brindada aun en momentos difíciles y en especial por su cariño para lo cual no existen palabras que expresen lo que ha significado en el transcurso de mis estudios. Por esto y mucho más mi más profundo agradecimiento.

A MIS PADRES

Quienes me dieron su apoyo durante todo el tiempo para prepararme profesionalmente y terminar mis estudios a nivel licenciatura.

A MI ESPOSA LESDY BERENIS HUARACHA REYES

Por la infinita paciencia y apoyo que me brindaste en todo momento para culminar una de mis más grandes metas. Gracias por haber creído en mí.

A todos los profesores que durante el transcurso de mi formación profesional me brindaron su apoyo incondicional y sus conocimientos.

DEDICATORIAS

Con todo el cariño, amor y respeto a mi gran familia por su apoyo y consejos, cual es mi gran motivación para seguir adelante.

A mi padre el Sr. Isaías Ramírez Espinoza, te doy gracias por tus sabios consejos, por el cariño y amor que me brindaste, por enseñarme a trabajar, a valorar las cosas y a las personas, guiarme a seguir adelante esforzándome para siempre llegar a lo que se quiere.

A mi madre Sra. Josefina Flores Sierra por ser el pilar de la familia, brindándonos siempre el amor y cariño, estar siempre conmigo, apoyarme en cada etapa de mi vida, por tu confianza, consejos, enseñarme el valor de la vida e impulsarme a seguir adelante para ser un hombre de bien. Siempre te estaré infinitamente agradecido por todo lo que me has brindado, te amo mamá.

A mis hermanos Abdiel, Josué. Y Neri, por brindarme el cariño y apoyo durante toda mi vida, por motivarme a seguir adelante, el apoyo que me han brindado, estando conmigo en las buenas y en las malas, por el gran esfuerzo que hacen día a día por apoyarme se los agradezco infinitamente. A mis tíos, Gustavo, Gregorio, Antonio, Salvador, Miguel y Gerardo. A mis tías, Esmeralda, María Elena, por estar siempre con nosotros en todo momento y brindarnos apoyo incondicional especialmente mi tía Olga flores sierra que ha sido es y será siempre como una segunda madre para nosotros, de todo corazón les agradezco ya que no encuentro palabras para describir mi infinito agradecimiento hacia ustedes y mis sentimientos.

A mi abuelo Rito por estar siempre conmigo brindándome su apoyo, consejos para seguir adelante.

A mi esposa Lesdy Berenis Huaracha Reyes por estar conmigo y formar parte importante en mi vida, te agradezco por el gran apoyo y confianza que has depositado en mí, por estar conmigo en las buenas y en las malas, y por darme el plus en todo.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE CUADROS	iii
ÍNDICE DE FIGURAS	iv
RESUMEN.....	v
I. INTRODUCCIÓN	1
Objetivo general	3
Objetivos específicos.....	3
Hipótesis	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
Generalidades de las micorrizas	4
Clasificación taxonómica.....	5
Mecanismos reguladores de la relación simbiótica	6
Ciclo de vida de los HMA.....	8
Colonización intrarradical.....	8
Micelio extra-radical.....	9
Las micorrizas y las hormonas vegetales	9
Beneficios hacia el hospedero	10
Absorción de fósforo.....	10
Beneficios al suelo	11
Tendencia de los hongos micorrícicos en la agricultura	12
Importancia nacional del pepino (<i>Cucumis sativus L</i>).....	12
Generalidades del cultivo.....	14
Información taxonómica	14
Origen	15
Morfología.....	15
Sistema radicular.....	15
Tallo.....	15
Hojas	15
Flores	16
Fruto	16
Semilla	16
Requerimientos climáticos y edáficos.....	17

Temperatura.....	17
Humedad relativa	17
Luminosidad.....	17
Tipo de suelo.....	17
Agua	18
Salinidad	18
pH	18
Distancia entre plantas.....	18
Fertilización	19
Plagas y enfermedades.....	19
III. MATERIALES Y MÉTODOS	20
Establecimiento del experimento.....	20
Proceso de inoculación mono-específica	20
Condiciones del cultivo de pepino	20
Diseño del experimento.....	21
Tratamientos	21
Se establecieron cuatro tratamientos que se describen a continuación	21
Variables a evaluar	21
Variables de calidad	23
Grado de colonización.....	24
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	26
V. CONCLUSIONES.....	36
VI. LITERATURA CITADA.....	37
VII. ANEXOS.....	44

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Ubicación taxonómica y géneros formadores de micorriza arbuscular	6
Cuadro 2. Listado de especies de micorrizas por familia y género.....	7
Cuadro 3. Producción de pepino en el mundo	13

ÍNDICE DE FIGURAS

- Figura 1.** Evaluación en raíz, fruto y tallo en plantas de pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%. 26
- Figura 2.** Evaluación de diámetro de fruto y tallo por planta en pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%..... 28
- Figura 3.** Evaluación en frutos por planta en pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%.... 30
- Figura 4.** Evaluación en peso de fruto y peso fresco total en pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%..... 31
- Figura 5.** Evaluación en vitamina C en pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%..... 34
- Figura 6.** Evaluación en SST (°Brix) en pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%.....34
- Figura 7.** Evaluación en firmeza en pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%.....34
- Figura 8.** Porcentaje de colonización en plantas de pepino (Centauro) a los 90 días después del trasplante y fertilizadas con solución nutritiva Steiner al 50%.....34

RESUMEN

Los hongos micorrízicos son asociaciones mutualistas entre raíces y plantas, y proporcionan beneficios diversos como la absorción de agua, fósforo (P) y nitrógeno (N); además de modificar las propiedades fisicoquímicas del suelo. En el presente estudio se planteó evaluar el efecto de un consorcio de hongos micorrízicos arbusculares nativos con una solución nutritiva Steiner al 50%, sobre el desarrollo de plantas de pepino (*Cucumis sativus L*) cv. Centauro, en condiciones de invernadero. Este experimento se estableció en un invernadero de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, en Buenavista Saltillo, Coahuila, México con un diseño experimental completamente al azar. Las plántulas de pepino fueron inoculadas (a nivel monoespecífico \pm 35 esporas/planta) 15 días después del trasplante. Se inocularon 3 cepas: *Funneliformis geosporum* (Fg), *Claroideoglo mus luteum* (Cl) y *Claroideoglo mus drummondii* (Cd); cada una de ellas fue considerada como un tratamiento más un testigo (sin micorriza) con tres repeticiones cada uno, se utilizaron contenedores de 5 litros de capacidad con sustrato peat mos: perlita estéril, en proporción 2:1.

Se contó con un sistema de riego por goteo fertilizando las plantas con una solución Steiner al 50%. Se evaluaron la longitud de tallo, raíz, y fruto, diámetro de tallo y fruto, frutos por planta, peso del fruto, peso fresco total, vitamina C, sólidos solubles totales, firmeza y colonización. Los datos se analizaron en el programa estadístico SAS versión 9.2. De acuerdo al análisis estadístico la micorriza nativa *Claroideoglo mus luteum* con inoculada con 35 esporas mostró diferencia significativa en la mayoría de las variables evaluadas, por lo tanto se puede decir que es una especie con potencial de inóculo en el cultivo de pepino (Centauro) bajo condiciones de invernadero.

Palabras clave: micorrizas, arbusculares, nativas, pepino.

I. INTRODUCCIÓN

En la búsqueda de alternativas para un uso eficiente de nutrientes y reducir costos de producción y uso de fertilizantes químicos surge la oportunidad del uso de microorganismos para optimizar el uso de estos recursos en la agricultura en donde entran los hongos micorrícicos arbusculares (HMA).

Los (HMA) son microorganismos en el suelo que forman simbiosis con 90% de las plantas terrestres (Smith y Read, 1998). Su distribución amplia en todos los suelos en cuanto a cantidad y variedad es un aspecto importante para que la planta obtenga el máximo beneficio en esta asociación (Sieverding, 1986). El mutualismo entre planta hongo tiene como beneficios, para la planta mejor absorción de nutrientes especialmente fósforo P (Requena *et al*, 2007), pero también ocurre con el K, S, N, Zn y el Cu (Buscher, 2007) y el aumento de tolerancia a condiciones de estrés abiótico, mejoramiento de la calidad de suelo, y aumento de la diversidad y productividad de las plantas en un ecosistema determinado (Azcon, 1997, Van Der Heijden, 1998).

Desde el punto de vista nutricional el aumento de la absorción de P es el principal beneficio para la planta por su bajo movimiento en el suelo (Blanco *et al.*, 1997). Es importante saber que el HMA permite a la planta optimizar el uso de nutrientes, por lo cual se reduce la contaminación del suelo por el exceso de aplicaciones de fertilizantes químicos (Cuenca *et al.*, 2007). Sin embargo, las técnicas de cultivo a lo largo de los años tales como el monocultivo pueden reducir la abundancia de las especies fúngicas (Oehl *et al.*, 2003).

El pepino (*Cucumis sativus L*) es una de las hortalizas de alta importancia debido a su alto consumo tanto en fresco como industrializado y de alta

relevancia en cuanto a exportación, en donde México ocupa el quinceavo lugar de producción de 425,433 ton (Infoagro , 2011). Estudios realizados con simbiosis de hongos del género *Glomus* con plantas de pepino demostraron que el uso de hongos micorrícicos aunados a una baja fertilización y acolchado plástico, produce un efecto similar que cuando se utiliza una dosis alta de fertilización química, la cual ayuda a reducir el impacto ambiental, costos y lo más importante la obtención de altos rendimientos por unidad de superficie, de manera sustentable y con mínimo daño al medio ambiente (Camey, 2013). La importancia de la utilización de estos inoculantes radica en que estos hongos pueden contribuir en la adquisición de nutrientes, promueven el crecimiento de las plantas, mejoran la calidad del suelo, entre otros. (Nzanza *et al.*, 2012).

Además del rendimiento de las plantas, otro factor que se considera en el proceso de producción es la calidad del producto, por lo que se han definido varios indicadores de la calidad. Uno de los parámetros más importantes de calidad de los productos agrícolas son las propiedades mecánicas (Jahangir *et al.*, 2016). Por lo que es un factor importante a considerar en el proceso de producción. En pepino (Shimomura *et al.*, 2016) afirman que la firmeza y la forma son los parámetros de calidad más importante en el pepino, porque de éstas se derivan el precio de producto en el mercado.

Por esta razón se toma la iniciativa de evaluar cepas nativas que se adecúen a las necesidades del cultivo de pepino (Centauro) bajo condiciones de invernadero, siendo este un cultivo de alta importancia económica, vale la pena encontrar el mejor inóculo biológico para un aumento en la producción y la reducción del uso de fertilizantes químicos.

Objetivo general

1. Aplicar aislados de hongos micorrícicos arbusculares nativos y evaluar el efecto que ejercen en (*Cucumis sativus L*) bajo condiciones de invernadero.

Objetivos específicos

1. Extraer esporas de hongos micorrícicos arbusculares de cultivo monospórico
2. Seleccionar esporas viables provenientes del cultivo monospórico
3. Realizar inoculación mono-específica en plantas de pepino (CENTAURO).
4. Evaluar parámetros agronómicos y determinar porcentaje de colonización.

Hipótesis

Los comportamientos de los diferentes consorcios inoculados de forma mono-específica tendrán respuesta diferente en el cultivo de pepino (Centauro) bajo condiciones de invernadero.

Justificación

Debido a la sobreexplotación y baja fertilidad de los suelos agrícolas se presenta la necesidad de implementar nuevas formas de producción de cultivos de importancia agrícola. La diversidad de HMA en México es numerosa debido a los diferentes ambientes y tipos de suelo, por lo tanto, cabe la posibilidad que el comportamiento de un consorcio de micorrizas sea diferente en el cultivo de pepino (*Cucumis sativus L*), mismos que vale la pena evaluar de manera mono-específica bajo condiciones de invernadero para lograr un uso eficiente y sustentable y así generar un biofertilizante con alto potencial de inóculo.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

Generalidades de las micorrizas

La micorriza es un hongo que llega a formar simbiosis con una gran diversidad de plantas formando una extensa red de hifas alrededor de la raíz involucrándose en la nutrición de la planta obteniendo al mismo tiempo un beneficio con los exudados de la planta, lo cual le provee carbohidratos, producto de la fotosíntesis y un micro hábitat, mientras el hongo le provee a la planta una mejor captación de agua, nutrimentos minerales con baja movilidad en el suelo principalmente fósforo (P), aunque el transporte de P inorgánico hacia la planta vía micorriza es principalmente en forma de polifosfatos, los HMA contribuyen en la absorción de hasta 80% de fósforo, 10% de potasio K, 25% de zinc Zn, 60% de cobre Cu, y 25% de nitrógeno de la planta (Allen *et al.*, 2003), además algunos estudios han demostrado que los HMA producen enzimas que proveen a la planta potencial para acceder el P inorgánico que son normalmente inaccesibles para las plantas no micorrizadas (Buscher, 2007). La simbiosis tiene un papel importante en la captura y transporte de otros elementos minerales de lento movimiento hacia las raíces como el zinc (Zn), cobre (Cu), así como mejorar la disponibilidad de elementos como azufre (S), estroncio (Sr) y cloro (Cl) (Alvarado *et al.*, 2004) La absorción de los iones menos móviles depende del volumen de suelo explorado por el sistema radicular, en este caso la micorriza tiene la ventaja sobre la raíz no micorrizada ya que el micelio externo se extiende a una mayor distancia que los pelos radiculares pudiendo tener hasta $111 \text{ m} / \text{m}^3$ de suelo (Miller *et al.*, 1995).

El uso de micorrizas en los cultivos permite a estos obtener los nutrientes necesarios para sobrevivir a las condiciones adversas en las cuales puedan estar sometidas, otros beneficios en los cuales pudiera estar, el eficiente uso de los suelos sobreexplotados por los agricultores los cuales debido a un mal uso de las técnicas de cultivo han ido en decadencia en los últimos años, lo cual contribuye en el desequilibrio natural del ecosistema. Para mantener un sistema agrícola sustentable hay que basarse en los ciclos ecológicos naturales, entenderlos y apoyar su desarrollo (Gliessman, 2000).

Los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) permiten un menor uso de fertilizantes inorgánicos los cuales causan un daño a nuestros suelos y agua, así como bajar el uso de pesticidas en los cultivos y aumentar rendimiento de los mismos, teniendo en cuenta que a la par de esto se estará reacondicionando la fauna benéfica de los suelos en los cuales se lleve a cabo su uso.

Clasificación taxonómica

Los hongos micorrícicos (HM) se clasifican de acuerdo a su forma de penetración a la raíz, por las estructuras que desarrolla y las especies de plantas involucradas. Los HM pueden clasificarse por su tamaño en micromicetos o macromicetos, los cuales pueden pertenecer a los *phylum Glomeromycota, Ascomycota y Basidiomycota*. En cuanto a plantas hospederas la asociación se puede presentar en gimnospermas (plantas que no forman flores), angiospermas (forman flores), briofitas (musgos) entre otras. En cuanto a las asociaciones se han clasificado como: a) Micorrizas con manto fúngico y b) Micorrizas sin manto fúngico. (Smith y Read, 1998)

Las micorrizas con manto fúngico a su vez se clasifican en: Ectomicorrizas, micorriza arbutroide y micorriza monotropeide. Por otro lado, las micorrizas sin manto fúngico se clasifican en: micorriza arbuscular, micorriza ericoide y micorriza orquideoide.

Cada micorriza se presenta en un ecosistema en particular y en ocasiones en familias de plantas específicas.

Cuadro 1. Ubicación taxonómica y géneros formadores de micorriza arbuscular (Redecker et al., 2013)

Phylum	Clase	Orden	Familia	Géneros
Glomeromycota	<i>Glomeromycetes</i>	<i>Glomerales</i>	<i>Glomeraceae</i>	<i>Glomus</i>
		<i>Paraglomerales</i>	<i>Paraglomeraceae</i>	<i>Paraglomus</i>
			<i>Archaeosporaceae</i>	<i>Archaeospora</i>
		<i>Arcaeosporales</i>	<i>Diversisporaceae</i>	<i>Diversispora</i>
			<i>Diversisporales</i>	<i>Acaulosporaceae</i>
				<i>Entrophospora</i>
		<i>Gigasporaceae</i>		<i>Gigaspora</i>
			<i>Scutellospora</i>	
		<i>Ambiosporaceae</i>	<i>Ambispora</i>	
		<i>Claroideoglomeraceae</i>	<i>Claroideoglomerus</i>	

Mecanismos reguladores de la relación simbiótica

Se sabe que el establecimiento de la simbiosis es el resultado de un arduo diálogo molecular entre la planta y el hongo, debido al intercambio de señales de reconocimiento (Vierheilig et al., 2002), el reconocimiento de ambos simbiontes se lleva a cabo durante distintas etapas de la interacción:

- A nivel rizosfera mediante la estimulación del desarrollo del hongo por los exudados de la planta.

- En el contacto célula a célula mediante la formación de apresorio sobre la epidermis radical.
- A nivel de zona colonizada debido a que el hongo experimenta una morfogénesis deferencial según la zona colonizada.

En general se dice que la formación de este tipo de simbiosis se inicia con la activación del micelio del hongo procedente tanto de la germinación de las esporas como de fragmentos de raíces micorrizadas presentes en el suelo, tras la iniciación el tubo germinativo, el micelio del hongo crece hasta encontrar una raíz hospedadora, donde forma una estructura similar a un apresorio y penetra a través de los pelos radicales (Barea, 2001).

Cuadro 2. Listado de especies por familia y género.

Familia	Género	Especie	
Acaulosporaceae	<i>Diversisporales</i>	<i>Acaulospora alpina</i> ,	
	<i>Gigasporaceae</i>	<i>Densiculata</i>	<i>heterogama</i> ,
		<i>Gigaspora</i>	<i>albida</i> ,
		<i>Racocetra</i>	<i>castanea</i> ,
		<i>Cetraspora</i>	<i>helvética</i> .
<i>Diversisporaceae</i>	<i>Diversispora</i>	<i>aurantia</i> ,	
<i>Entrophosporaceae</i>	<i>Entrophospora</i>	<i>infrequens</i> ,	
<i>Pacisporaceae</i>	<i>Pacispora</i>	<i>chimonobambusae</i> ,	
Achaesporales	<i>Ambisporaceae</i>	<i>Ambispora</i>	<i>apendiculata</i> ,
	<i>Archaesporaceae</i>	<i>Archaespora</i>	<i>schenckii</i> ,
		<i>Archaespora</i>	<i>trappei</i> .
<i>Geosiphonaceae</i>	<i>Geosiphon</i>	<i>pyriformis</i> .	
Glomerales	<i>Claroideoglomeraceae</i>	<i>Claroideoglomus</i>	<i>claroideum</i> .
	<i>Glomeraceae</i>	<i>Funneliformis</i>	<i>africanum</i> ,
		<i>Glomus</i>	<i>macrocarpum</i> ,
		<i>Rizophagus</i>	<i>clarus</i> ,
<i>Sclerocystis</i>		<i>sinuosa</i> .	
Paraglomerales	<i>Paraglomeraceae</i>	<i>Paerglomus</i>	<i>brasilianum</i> ,

Ciclo de vida de los HMA

Germinación de espora

Los HMA producen esporas de origen asexual que se caracterizan por tener un gran número de núcleos y glóbulos lipídicos, el ciclo de vida se inicia con la germinación de la espora. Este proceso es independiente de la presencia de la planta hospedera, requiere solo las condiciones adecuadas de humedad y temperatura, pero se sabe que determinados factores como la vernalización (enfriado) previo de las esporas (Hepper, 1981), como concentraciones elevadas de CO₂ y presencia de exudados radiculares (Becard y Pinché, 1989) aceleran el proceso de germinación de las esporas.

Colonización intrarradical

Los mecanismos que permiten la penetración del hongo en la raíz aún no se conocen en su totalidad. Se ha comprobado que los HMA son capaces de una limitada producción de pectinasas y celulasas (Romera *et al.*, 1991). Simultáneamente al avance de las hifas de penetración, la planta activa unos genes regulados por LjSYM4 y Ljsymrk4, que permiten el paso a zonas más profundas del córtex de la raíz (Novero *et al.*, 2002).

Una vez superadas las primeras capas de las células de la raíz, es colonizado el córtex siguiendo patrones de desarrollo diferentes tipo Arum (intercelular) y tipo Paris (intercelular) (Fasolo y Fontana, 1985), todo este proceso pasa a formar unas estructuras dentro de las células del córtex las cuales se denominan arbuscúlos, la formación de arbuscúlos conlleva a una alteración de la célula vegetal, principalmente por la deformación del plasmalema y el protoplasto para acomodar al arbuscúlo, el cual nunca penetra al citoplasma, se produce igualmente una reordenación del citoesqueleto (Pearson *et al.*, 1981). No solo la célula vegetal se ve alterada, el hongo también experimenta cambios en su estructura, los cuales se manifiestan en una reducción de grosor en la pared celular a medida que se producen ramificaciones, pasando de unos 500 nm de grosor hasta unos 50 nm en los arbuscúlos (Fasolo *et al.*, 1992).

Micelio extra-radical

Simultáneamente a la colonización de la raíz, el hongo desarrolla en el suelo una red de micelio, la cual constituye la fase extraradical de la simbiosis, el micelio es la parte principal responsable de la absorción de nutrientes minerales (Guerrero, 2005).

Inicialmente se producen unas hifas relativamente gruesas denominadas hifas exploradoras, estas hifas exploradoras sufren ramificaciones de hifas secundarias, que a su vez vuelven a ramificarse varias veces (hifas terciarias y cuaternarias) a las cuales se denominan BAS (por sus siglas en inglés Branched Absorbing Structures, estructuras ramificadas de absorción) las cuales su función es la de absorción de nutrientes del suelo (Bago, 2000).

Las micorrizas y las hormonas vegetales

Entre algunos factores que se deben controlar en el desarrollo de los diferentes tejidos de las plantas sobresalen los llamados reguladores de crecimiento vegetal (RCV) también conocidos como hormonas vegetales o fitohormonas. Las fitohormonas son compuestos orgánicos sintetizados por la misma planta que en pequeñas cantidades alteran el crecimiento y desarrollo de tejidos vegetales, entre los cuales se encuentran: Auxinas, Giberelinas, Citocininas entre otros.

La simbiosis micorrícica aumenta el nivel de citocininas, las cuales se producen principalmente en las raíces, se transportan en forma acropétala y basipétala, estimulando la síntesis de proteína, clorofila y división celular en los meristemas, retardando la senescencia de órganos y con presencia de auxinas estimulan la actividad del cambium e intervienen en la regulación de muchos otros factores biológicos, por lo cual las plantas tienen un incremento en su desarrollo (Hirsch *et al.*, 1997). Goicoechea *et al.* (1997) mencionan que hay una correlación positiva en el incremento de las citocininas y la tasa de intercambio de CO₂, conductancia estomática y transpiración, lo que conduce a la conclusión de que los niveles de esta hormona están involucrados en el

mejoramiento de la fotosíntesis y el crecimiento de plantas colonizadas por HMA.

Beneficios hacia el hospedero

Al permitir que las raíces funcionen de mejor manera los HMA permiten a estas tener una mejor resistencia a la infección que ocasionan algunos hongos del suelo tales como *Phytophthora*, *Pythium* y *Fusarium* (Agrios, 2001), nematodos del género *Meloidogyne* y algunas bacterias del género *Pseudomonas* (Linderman, 1991).

Por otro lado, estudios han demostrado que la glomalina exudada por el micelio de los HMA liberada al suelo en grandes cantidades, también tendría la capacidad de inmovilizar cantidades importantes de metales (González-Chávez, 2004, Aguilera *et al.*, 2011).

Whipps (2004) habla de la simbiosis de plantas con HMA tiene un efecto significativo en la competencia contra fitopatógenos, entre las cuales se encuentran:

- Competencia por fotosintatos o carbono en la raíz.
- Competencia por exudados externos de la raíz
- Competencia por los sitios de infección o los espacios de la raíz.
- Interacciones competitivas con los patógenos del suelo.
- Calidad y cantidad de exudados de raíces o los HMA inhiben a los patógenos, entre los que se encuentran: β 1-3 glucanasas, Quitosanasas, Quitinasas, Peroxidasas, Fenilalanina, Amonio liasa, Chalcona sintasa, Superóxido dismutasa.

Absorción de fósforo

Ohtomo y Saito, (2005) sostiene que el transporte de fósforo en la simbiosis, se lleva a cabo en tres subprocesos generales que son:

- Absorción de fósforo a partir del suelo.
- Translocación a través de las hifas del hongo.
- Transferencia hacia el hospedero.

La absorción de fósforo por las plantas es proporcional a la densidad de las raíces, por este motivo, en suelos con bajas concentraciones de este nutriente el crecimiento del sistema radicular es reducido, por lo contrario, el desarrollo de abundantes raíces y la formación de asociaciones con micorrizas incrementan el aprovechamiento de fósforo disponible para las plantas (Bucher, 2006).

Al incrementarse el área superficial de la raíz, aumenta la habilidad de la planta para adquirir el fósforo inorgánico del suelo, esto es debido a que las micorrizas pueden absorber mayores cantidades de fosforo gracias a una mayor afinidad con el ion fosfato y mayor velocidad de flujo de entrada del nutriente (1-10 veces más rápido que en las raíces) por medio del citoplasma del micelio en forma de gránulos de polifosfato (Ezawa *et al.*, 2004).

Se considera que las raíces micorrizadas por cada 1 cm de raíz puede llegar poseer hasta 80 cm de hifas externas (Miller *et al.*, 1995)

Beneficios al suelo

En cuanto a beneficios hacia el suelo se pueden encontrar los causados por las secreciones del hongo durante la asociación, las cuales favorecen a la formación de agregados en el suelo y por consecuencia la conservación de la estructura de este (Jeffries y Barea, 2001).

La exudación de glomalina se puede traducir a suelos más resistentes a la erosión, con un mejor intercambio gaseoso, mayor infiltración y capacidad de almacenamiento de agua y nutrientes (Borie *et al.*, 2000).

Las micorrizas tienen un importante rol en el ciclo de nutrientes, al cooperar con otros microorganismos en la descomposición de materia orgánica del suelo, con lo cual logran reducir la pérdida de nutrientes del suelo (Sanhueza, 2008).

Tendencia de los hongos micorrícicos en la agricultura

En las últimas décadas se ha intentado cambiar de manera global los métodos de producción agrícola que implican el uso intensivo de energía, maquinaria y sustancias químicas por un concepto de “agricultura sustentable”.

A nivel ambiental el uso de HMA contribuye al aumento de la productividad de los cultivos, regeneración de las comunidades vegetales degradadas y el mantenimiento del ecosistema, en cuanto a la economía contribuye al aprovechamiento eficiente de fertilizantes, y a nivel social contribuye al desarrollo integrado del uso de recursos naturales, favoreciendo al establecimiento de agroecosistemas de producción sostenible (Sierra, 2007).

En otro estudio realizado por Ortas (2010) demostró que con la aplicación de *Glomus etunicatum* y *Glomus mosseae* se obtuvo el mayor rendimiento en plantas de pepino. Dasgan *et al.* (2008) reportan incrementos en el rendimiento de plantas de tomate en cultivo sin suelo por efecto de *Glomus fasciculatum*. Rouphael *et al.* (2010) consideran que el alto rendimiento de las plantas inoculadas con la micorriza arbuscular se debe a la mayor capacidad fotosintética que estas plantas presentan.

Importancia nacional del pepino (*Cucumis sativus L*)

En México la producción de cultivos bajo invernadero se ha incrementado durante los últimos años, siendo importante la producción de pepino (*Cucumis sativus L*), ocupando un 10% de la superficie en invernadero (Elias *et al.*, 2011).

México ocupa el décimo quinto lugar en el ranking de países productores de pepino con un 0.66% de la producción mundial.

En México el cultivo de pepino es de bastante importancia, tanto que es el segundo productor de América, detrás de EEUU de esta hortaliza. La comercialización de la misma es dependiente de las necesidades del mercado estadounidense ya que México exporta un 80% de la producción nacional.

Cuadro 3. Producción de pepino en el mundo

País	Producción 2011 (Ton)	Producción Mundial (%)
1. China	47 310 000	73.16
2. Irán	1 819 000	2.81
3. Turquía	1 749 174	2.70
4. Fed. Rusa	1 202 360	1.86
5. Ucrania	966 000	1.49
6. EEUU	772 720	1.19
7. España	720 198	1.11
8. Egipto	665 070	1.03
9. Japón	584 600	0.90
10. Indonesia	521 535	0.81
11. Polonia	510 892	0.79
12. Irak	495 616	0.77
13. Holanda	430 000	0.66
14. Uzbekistán	430 000	0.66
15. México	425 433	0.66

En cuanto a producción por estado Sinaloa ocupa la mayor producción con una diferencia significativa entre los demás estados, siendo su producción llega hasta 305 326.75 toneladas, la cual representa el 43.18% de la producción total de pepino en México, los estados sucesores son Michoacán con 95 101.72 ton y Sonora con 74 777.30 ton, representando el 13.44% y 10.57% respectivamente de la producción nacional.

Para el 2014 México tuvo un incremento considerable en la producción de pepino siendo una producción de 707,631.94 toneladas.

La producción de pepino en el mundo durante los últimos años ha experimentado un crecimiento continuo, en el año 2008 la producción fue de 58,522 millones de kilos, en 2009 fue de 60,882 millones, en 2010 se produjo 62,571 millones, en 2011 la producción fue de 64,327 millones y en el 2012 la producción alcanzó los 65,134 millones de kilos (SAGARPA, 2014).

Generalidades del cultivo

Información taxonómica

División: Embriophyta, Asiphonogama, Criptógamas vasculares.

Subdivisión: Angiosperma

Clase: Dicotiledóneas, Simpétalas, tetracíclicas.

Orden: Cucurbitales.

Familia: Cucurbitácea.

Género: *Cucumis*.

Especie: *sativus* L.

El pepino (*Cucumis sativus* L) es una hortaliza que pertenece a la familia de las cucurbitáceas, es una planta anual, herbácea, rastrera, de clima cálido, adaptable a climas templados hasta 1200 msnm. Tiene gran importancia debido a su alto índice de consumo en la población.

El pepino de cuyo fruto es comestible, tiene mucha demanda en todo el mundo, debido a sus cualidades refrescantes. Ocupa el cuarto lugar de importancia en cucurbitáceas por superficie sembrada (Plants for a future: *Cucumis sativus*; boletín 69: Pepino).

Origen

Valdez, (1998), mencionan que fue introducido a China en el año 100 A.C., y posteriormente a Francia en el siglo IX. En Inglaterra era común en 1327, siendo llevado después a Estados Unidos.

Es originario de las regiones tropicales del Sur de Asia, cultivado hace 3000 años en la india, trasladado posteriormente a otras partes del mundo (López, 2003).

Morfología

Sistema radicular

El sistema radicular consta de una fuerte raíz principal que alcanza de 1-1.2 metros de largo, ramificándose en todas direcciones principalmente en los primeros 25 a 30 centímetros del suelo (Galvez, 2004).

Tallo

Sus tallos son rastreros, postrados y con zarcillos, con un eje principal que da origen a varias ramas laterales principalmente en la base, entre los 20 y 30 primeros centímetros. Tallos trepadores que pueden llegar a alcanzar una longitud de hasta 3.5 metros (Bolaños, 1998).

Hojas

Las hojas son simples, acorazonadas, alternas, opuestas a los zarcillos. Posee 3 a 5 lóbulos angulados y triangulares, de epidermis con cutícula delgada, por lo que no resiste evaporación excesiva (López, 2003).

Flores

Es una planta monoica, lo cual implica que tiene dos sexos en la misma planta, de polinización cruzada. Algunas variedades presentan flores hermafroditas. Las flores se sitúan en las axilas de las hojas en racimos y sus pétalos son de color amarillo. Al inicio de la floración se presentan solo flores masculinas, en la parte media de la planta están en igual proporción masculinas y femeninas y en la parte superior existen predominantemente flores femeninas. Los días cortos, temperaturas bajas y suficiente agua, inducen a la formación de mayor número de flores femeninas, por el contrario, días largos, altas temperaturas y sequía promueven floración de flores masculinas (Krístková *et al.*, 2003).

La polinización se efectúa principalmente a través de abejas, la productividad del cultivo depende en gran medida de la cantidad de flores femeninas que tenga ya que estas se convertirán en frutos (López, 2003).

Fruto

Se considera como una baya falsa (pepónide), alargado, mide entre 15 y 35 cm de longitud. Es un fruto carnoso, más o menos cilíndrico, de color verde su carne interna es de color blanco. En estadios jóvenes, los frutos presentan una superficie de espinas color blanco o negro (Valdez, 1998).

Semilla

Es ovalada de color blanco amarillento, cubierta por una capa dura, su tamaño es de 8 a 10 mm de longitud con grosor de 3 a 5 mm (López, 2003).

Requerimientos climáticos y edáficos

Temperatura

Las temperaturas que durante el día oscilan entre 20 y 30 °C, apenas tienen incidencia sobre la producción, con temperaturas más altas durante el día, hasta 25 °C, es mayor la producción precoz. Por encima de los 30 grados se observan desequilibrios en las plantas que afectan los procesos de fotosíntesis y respiración, mientras que temperaturas nocturnas iguales o inferiores a 17 °C ocasionan malformaciones en hojas y frutos (Comisión para la investigación y la defensa de las hortalizas; CIDH, 2011).

Humedad relativa

Es una planta con elevados requerimientos de humedad, debido a su gran superficie foliar, siendo la humedad relativa óptima durante el día del 60 -70 % y durante la noche del 70.90%. Sin embargo, los excesos de humedad durante el día pueden reducir la producción, al disminuir la transpiración y en consecuencia la fotosíntesis, aunque poco frecuente (Valadez, 1998).

Luminosidad

El pepino es una planta que crece, florece y fructifica con normalidad incluso en días cortos (con menos de 12 horas de luz), días con mayor número de horas luz y altas temperaturas producen flores masculinas y bajo número de horas luz resultan más flores femeninas (Valadez, 1998).

Tipo de suelo

El pepino puede cultivarse en cualquier tipo de suelo de estructura suelta, bien drenado y con suficiente materia orgánica (Mass, 1984).

Castaños (1993) menciona que los mejores rendimientos de pepino se obtienen en las texturas de suelo franco arenoso, orgánicos y con un buen drenaje.

Agua

El pepino es una planta que necesita buena disponibilidad de agua para obtener altas producciones, el contenido de humedad en el suelo debe mantenerse a niveles cercanos a capacidad de campo, debe aplicarse de acuerdo a las necesidades del cultivo. Los periodos críticos de riego en el cultivo son; durante la germinación, la floración, y en la formación de los frutos (López, 2003).

No tolera excesos de agua por lo que se produce en zonas con una precipitación entre los 500 y 1200 mm/año (USAID, 2007).

Los requerimientos hídricos promedio del cultivo durante sus ciclo están alrededor de 3.65 mm/día, lo que equivale 1.28 litros por planta al día (Romero *et al.*, 2009).

Salinidad

Es una planta medianamente tolerante a la salinidad (Valadez, 1998).

pH

El rango de pH para esta especie oscila entre 5.5 y 7.5, con un óptimo de 7.0 (INIFAP, 1999, Valadez, 1998).

Siembra

La siembra es manual: colocándose una semilla por cavidad.

Distancia entre plantas

Los distanciamientos entre hileras pueden variar entre 0.80 metros y 1.5 metros, entre plantas 0.15 m y 0.5 m, la densidad de población dependerá del distanciamiento utilizado (López, 2003).

Fertilización

Castaños (1993) menciona que el manejo de fertilizante, para el nitrógeno existen resultados experimentales que indican que es conveniente durante la plantación aplicar 12 kg/ha en bandas de ambos lados de la siembra. Para el fosforo menciona que el cultivo responde muy bien a las aplicaciones de este elemento, cuando los resultados del análisis de suelo se encuentran en concentraciones inferiores a 8 ppm. En estas condiciones se recomienda aplicar 170 a 225 kg de P₂O₅. Para el potasio se recomienda emplear de 110 a 220 kg de K₂O por hectárea.

Plagas y enfermedades

El cultivo de pepino, se sugiere utilizar un adecuado calendario de aplicación de insecticidas para todos los insectos plaga, sobre todo, para los chupadores, ya que son causantes primarios de virus, siendo las principales plagas; Diabrotica, pulga saltona, mosquita blanca, chicharrita, pulgón, minador de la hoja, entre otros. (Valadez, 1998).

En cuanto a enfermedades las principales encontradas en pepino son las siguientes; Cenicilla (Oidio), antracnosis (*Colletotrichum lagenerium*) y virosis; Mosaico del pepino (Valadez, 1998).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

La presente investigación se desarrolló en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro en el periodo de Mayo a Julio del 2016 ubicada en Saltillo, Coahuila, México (25°21'13"N 101°01'56"O).

Establecimiento del experimento

El experimento se estableció en el invernadero del departamento de Horticultura. La investigación se inició con la siembra de semilla de pepino (CENTAURO) en sustrato de germinación (peat- mos) estéril. La plántula se trasplantó en sustrato estéril peat moss- perlita (2:1) a los 15 días después de la siembra en macetas de polietileno negra de 5 litros de capacidad y contaron con un sistema de riego por goteo y nutrición con fertilización Steiner al 50%.

Proceso de inoculación monoespecífica

Se prepararon las dosis en tubos Eppendorf de 2ml con un aproximado de ± 35 esporas perfectamente desinfectadas con SDS (Dodecilsulfato Sódico) al 1 %, se colocó el contenido de esporas directamente sobre la raíz lateral de la plántula de pepino.

Condiciones del cultivo de pepino

Temperatura mínima promedio de 26.5°C y máxima de 49.3 °C, humedad relativa promedio 88% y pH de 7.8.

Diseño del experimento

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar, con 4 tratamientos, tres repeticiones y tres plantas por repetición.

Tratamientos

Se establecieron cuatro tratamientos que se describen a continuación

T0= sin micorriza + Steiner 50%

T1=*Funneliformis geosporum* a nivel monoespecífico \pm 35 esporas/planta + Steiner 50%

T2= *Claroideoglobus luteum* a nivel monoespecífico \pm 35 esporas/planta + Steiner 50%

T3= *Claroideoglobus drummondii* a nivel monoespecífico \pm 35 esporas/planta + Steiner 50%

Variables a evaluar

Longitud de raíz

Al finalizar el experimento se midió la longitud de la raíz en 36 plantas (4x3x3) de cada tratamiento, tres repeticiones y tres plantas por repetición, esto se realizó a los 90 días después del trasplante. La raíz fue perfectamente lavada para posteriormente realizar la medición con ayuda de una cinta métrica, de la base del tallo a la punta más larga de la misma.

Longitud de tallo

Se determinó con la ayuda de cinta métrica, midiendo la totalidad de las plantas de cada uno de los tratamientos y repeticiones (semanalmente) hasta los 90 días después del trasplante.

Diámetro de tallo

Se determinó semanalmente hasta los 90 días después del trasplante esto con la ayuda de vernier digital (CALIPER), midiendo la totalidad de las plantas de cada uno de los tratamientos y repeticiones.

Longitud de fruto

Este parámetro se determinó en 36 de los frutos cosechados de cada tratamiento y tres repeticiones y tres plantas por repetición (4x3x3). La medición se realizó en cada cosecha (cada tercer día) hasta finalizar el ciclo del cultivo (90 días después del trasplante) con la ayuda de cinta métrica.

Diámetro de fruto

Este parámetro se determinó en 36 de los frutos cosechados de cada uno de los tratamientos y repeticiones. La medición se realizó en cada cosecha (cada tercer día) hasta finalizar el ciclo del cultivo (90 días después del trasplante) con la ayuda de un vernier digital (CALIPER).

Frutos por planta

Al momento de la cosecha (cada tercer día) se cuantificaron los frutos por planta/por tratamiento/por repetición.

Peso de fruto

El peso se determinó en 36 de los frutos cosechados de cada uno de los tratamientos y repeticiones (cada tercer día) con la ayuda de una báscula digital hasta finalizar el ciclo del cultivo (90 días después del trasplante).

Peso fresco total

Se extrajeron 12 plantas de las macetas de cada uno de los tratamientos con sus respectivas repeticiones esto se realizó a los 90 días después del trasplante y se pesó la planta completa con ayuda de una balanza digital.

VARIABLES DE CALIDAD

Se analizaron 36 frutos, tres frutos por repetición de cada tratamiento en tres cortes distintos que se realizaron de los 70 a 90 días después del trasplante.

Vitamina C

Se determinó vitamina C de 36 frutos, tres frutos por repetición de cada tratamiento en tres cortes distintos que se realizaron de los 70 a 90 días después del trasplante.

Se determinó por medio de titulación con reactivo de Thielman siguiendo el siguiente procedimiento: se pesaron 20 gr de muestra y se colocaron en un mortero mismo que se le agrego 10 ml de HCl al 2% se macero cuidadosamente (hasta que se obtuvo una consistencia tipo papilla), posteriormente se agregó 100 ml de agua destilada y se homogenizo. El contenido del mortero se filtró a través de una gasa colectando el filtrado en un matraz erlenmeyer de 250 ml, se midió el volumen final del filtrado. Se tomó una alícuota de 10 ml del filtrado y se colocó en un matraz erlenmeyer de 125 ml.

En una bureta se midió un volumen conocido de reactivo Thielman para posteriormente titular la alícuota hasta que se observó una coloración rosa y se anotó el volumen gastado de reactivo Thielman.

Los resultados obtenidos se sometieron a la siguiente formula:

$$\text{CALCULO: mg/100gr} = \frac{\text{ml gastados de reactivo Thielman} * 0.088 * VT * 100}{VA * P}$$

Donde: 0.088=Miligramos de ácido ascórbico equivalentes a 1 ml de reactivo de Thielman

VT=Volumen total en ml del filtrado de vitamina "C" en HCl

VA= Volumen en ml de la alícuota valorada

P= Peso de muestra en gramos

Sólidos solubles totales (°Brix)

Se determinaron los sólidos solubles totales (SST) de la totalidad de los frutos cosechados por tratamiento y por repetición. Se realizaron tres evaluaciones a los 70, 80 y 90 días después del trasplante con la ayuda de refractómetro (HANNA).

Firmeza

Se determinó firmeza de 36 de los frutos cosechados por tratamiento y por repetición. Se realizaron tres evaluaciones a los 70, 80 y 90 días después del trasplante con la ayuda del penetrómetro (WAGNER).

Grado de colonización

Se lavó la raíz de 12 plantas para analizar una planta por cada repetición siguiendo la metodología que establece McGonigle *et al.*, 1990.

Tinción y clarificación de raíz de pepino (Centauro)

La raíz de pepino (Centauro) se lavó perfectamente de cada uno de los tratamientos y repeticiones con agua corriente. Se fragmentaron raíces de 1 cm de longitud de cada uno de los tratamientos y repeticiones colocándolos en tubo

de ensaye perfectamente rotulados siguiendo la técnica de Clarificación-Tinción de raíces (Walker *et al.*, 2005).

Porcentaje de colonización

Posteriormente los fragmentos de raíz se montaron de manera vertical sobre portaobjetos (3 laminillas por planta/ 100 observaciones) agregando una gota de glicerol acidificado fresco, este análisis se realizó a los 90 días de haber trasplantado las plántulas de pepino. Se observaron en microscopio para la estimación de colonización siguiendo la metodología que establece McGonigle *et al.*, 1990. En pepino (Rouphael y Cardereli, 2010) reportan que la colonización micorrícica varía entre variedades de pepino, estos autores registraron valores de 12.7% hasta de 21.8% de porcentaje de colonización micorrícica.

Análisis estadístico

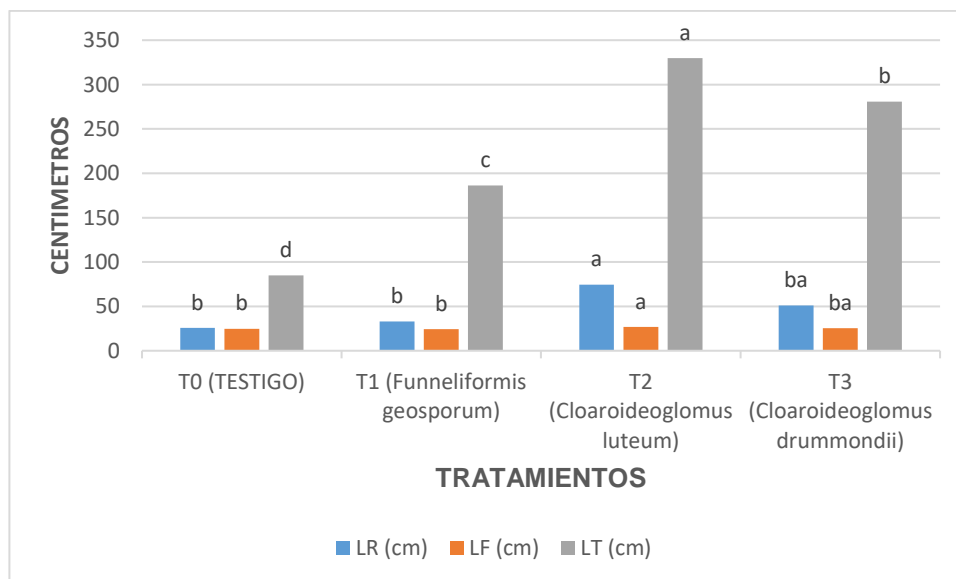
Para el procesamiento de los datos se utilizó el paquete Statistical Analysis Systems (SAS) 2013. Se realizó un análisis de varianza (ANOVA) y prueba de comparación de medias Duncan para un nivel de probabilidad de $p \leq 0.05$.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Longitud de tallo, raíz y frutos

En la Figura 1 se observa que en las variables evaluadas: longitud de tallo, longitud de raíz y longitud de fruto de pepino (Centauro) el tratamiento T2 (*Claroideoglobus luteum*) + Steiner al 50% muestra diferencia significativa (Duncan $p \leq 0.05$) respecto a los demás tratamientos, sin embargo, es importante observar el testigo (fertilización Steiner al 50% sin micorriza) la respuesta a las variables evaluadas es menor que con la inoculación de las diferentes especies de micorrizas.

Figura 1. Evaluación en raíz, fruto y tallo en plantas de pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%.



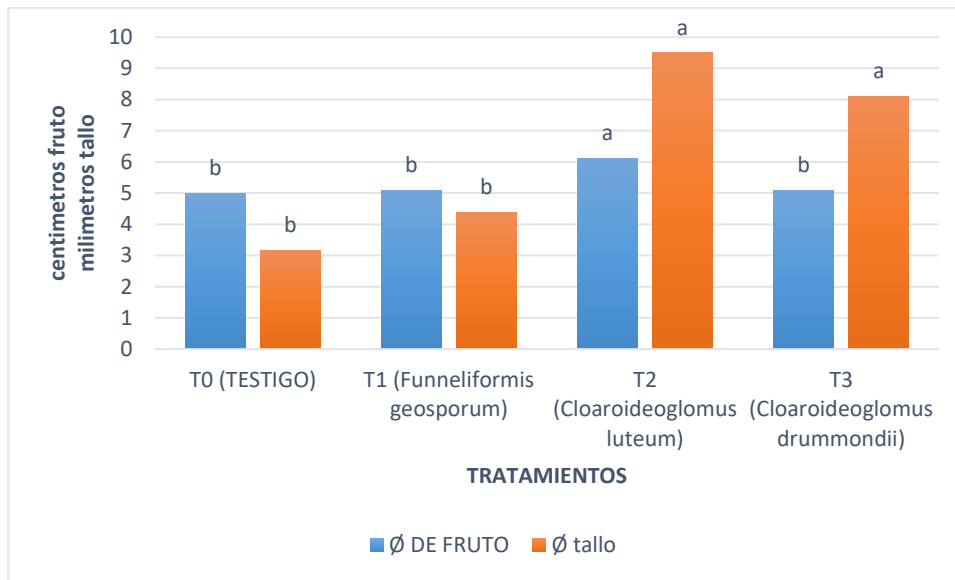
Medias con la misma letra indican diferencia no significativa (Duncan $p \leq 0.05$). LR= longitud de raíz, L. F= longitud de fruto, LT= longitud de tallo. El efecto

promotor del crecimiento de las plantas por los microorganismos biofertilizantes ha sido demostrado anteriormente por diversos autores. Guevara-Aniuska *et al.*, (2008) al realizar un estudio con el cultivo de pepino encontró que al utilizar rizobacterias en combinación con humus de lombriz y lionita produjo un efecto favorable en la altura de plantas de pepino. De manera similar, Elsen *et al.* (2002) hallaron que al utilizar micorrizas en plátano benefician el crecimiento de las plántulas en comparación a las plantas no inoculadas. En la presente investigación se demuestra que la inoculación individual de micorrizas tanto *Claroideoglobus luteum*, *Claroideoglobus drumindii* y *Funneliformis geosporum* más el 50 % de fertilización química en pepino (Centauro) promueven el crecimiento tanto de tallo, raíz y fruto sobresaliendo *Claroideoglobus luteum* como mejor inóculo micorrícico, estos resultados concuerdan con citado anteriormente por los diferentes autores.

Número de frutos y diámetro de fruto en respuesta a la inoculación de micorrizas

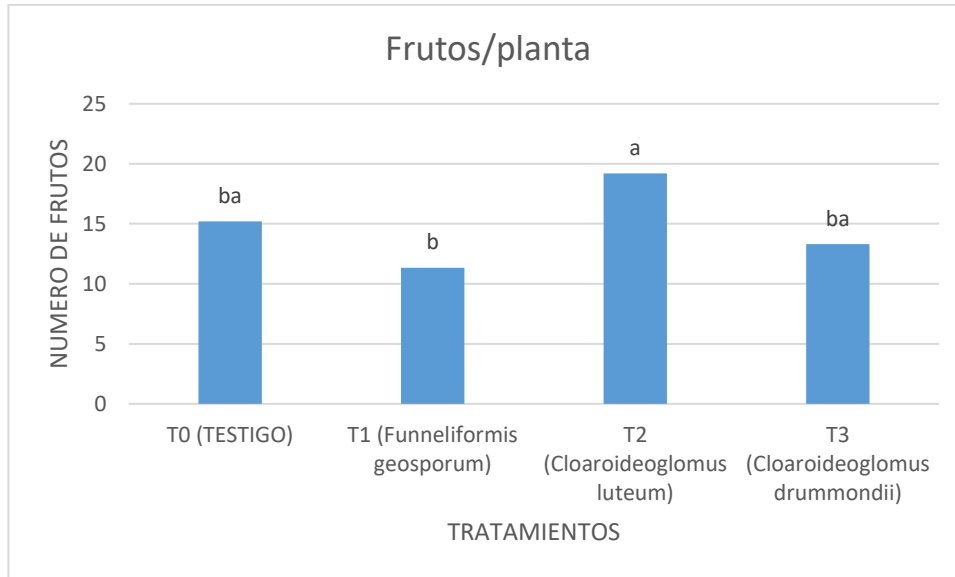
En la Figura 2 se observa que en diámetro de tallo y diámetro de fruto el T2 (*Claroideoglobus luteum*) muestran diferencia significativamente (Duncan $p \leq 0.05$) respecto a los demás tratamientos, sin embargo, para la variable diámetro de tallo no se presenta diferencia significativa entre tratamientos.

Figura 2. Evaluación en diámetro de fruto y diámetro de tallo en pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%.



En lo que respecta a diámetro de tallo al realizar estudios en banano, Quezada *et al.* (2011) obtuvieron resultados favorables en el diámetro de tallo al inocular las plantas con el hongo micorrícico *G. intraradices*. En el presente estudio se obtuvo mayor diámetro de tallo con el T2 al inocular el hongo micorrícico *Claroideoglomus luteum* más el 50 % de fertilización química respecto a los demás tratamiento a base de micorrizas.

Figura 3. Evaluación en frutos por planta en pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%.



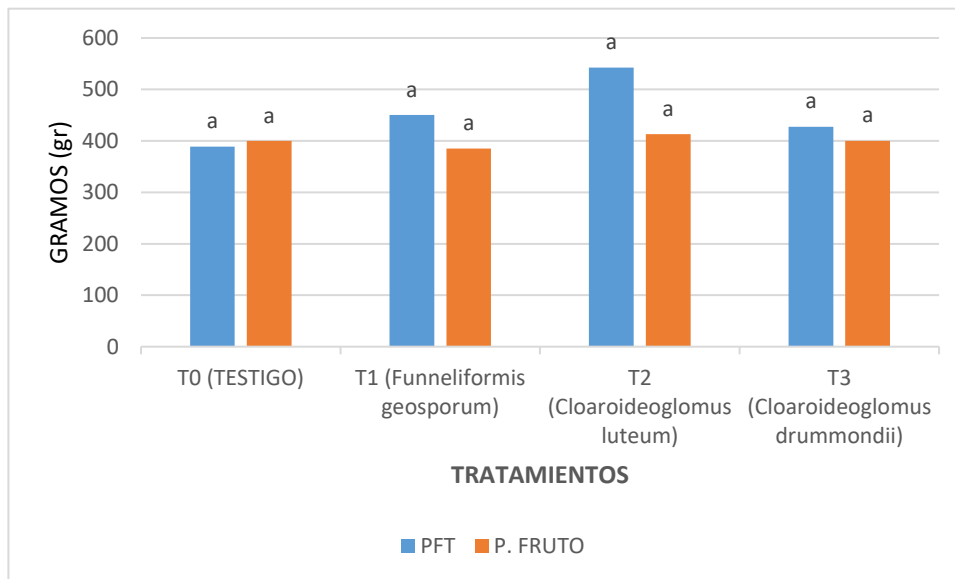
Medias con la misma letra indican diferencia no significativa (Duncan $p \leq 0.05$).

El trabajo publicado por Dursun *et al.* (2010) menciona que los biofertilizantes mejoran el estado nutricional de los cultivos lo cual se refleja en el desarrollo de las plantas y por ende en la capacidad de fructificación y amarre de frutos. Youssef *et al.* (2010) al realizar estudios utilizando el hongo micorrizico arbuscular *G. intrarradices* mejoró la calidad y número de frutos en plantas de pepino mismo resultados obtenidos en la presente investigacion al inocular las diferentes especies de micorrizas con dosis media de fertilizacion quimica, el T2 (*Claroideoglopus luteum*) mostró mayor número de frutos en comparacion de los demas tratamientos.

Peso de fruto y peso fresco total

En la figura 4 se aprecia que tanto en peso de fruto como peso fresco total no se presenta diferencia significativa de acuerdo a la prueba de comparación de medias (Duncan $p \leq 0.05$) respecto a los demás tratamientos.

Figura 4. Evaluación en peso de fruto y peso fresco total en pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%.



Medias con la misma letra indican diferencia no significativa (Duncan $p \leq 0.05$). P. fruto=peso de fruto; PFT= peso fresco total.

El trabajo de Mohammadi y Sohrabi (2012) menciona que los incrementos en rendimiento debido a los biofertilizantes han sido más consistentes en cultivos anuales que en hortalizas, y que esto pudiera atribuirse a que tienen una gran demanda de nutrimentos para abastecer la gran cantidad de frutos que producen corte tras corte, o por otras causas que aún no se esclarecen. Sin embargo, Youssef *et al.* (2010) señalan que la mayor producción de biomasa y rendimiento en plantas de pepino, pudiera atribuirse a que las plantas inoculadas con biofertilizantes tienen una mayor capacidad de mantener una

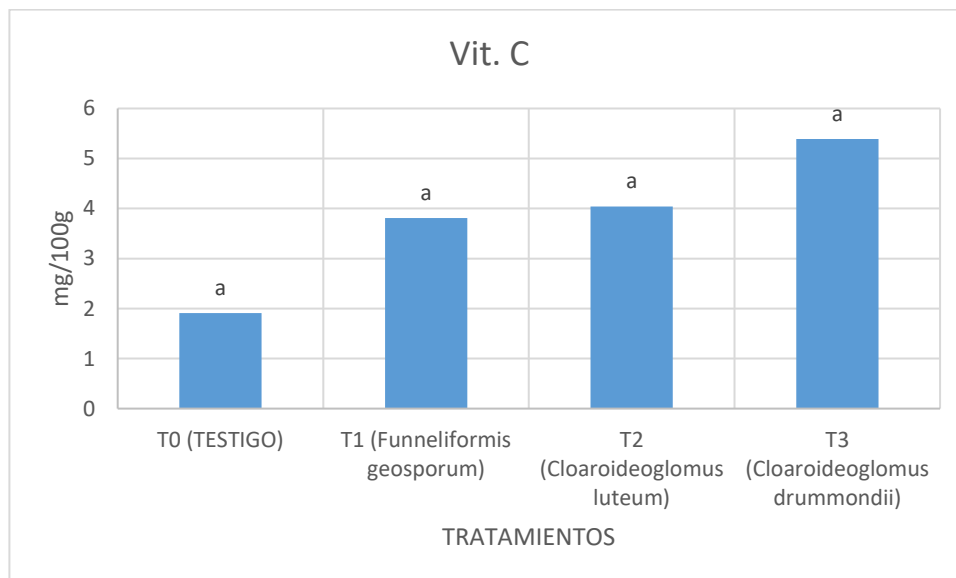
alta tasa de fotosíntesis neta y un mejor estatus nutrimental (alta concentración de P, K, Mg, Fe, Zn y Mn), comparadas con las plantas no inoculadas.

Sin embargo, en el presente estudio el efecto de la inoculación con las diferentes especies de micorrizas no se vio reflejado en peso de fruto y peso fresco total de la planta de pepino (Centauro) bajo condiciones de invernadero por lo que concuerda con lo citado con Mohammadi y Sohrabi (2012).

Vitamina C, sólidos solubles totales y firmeza

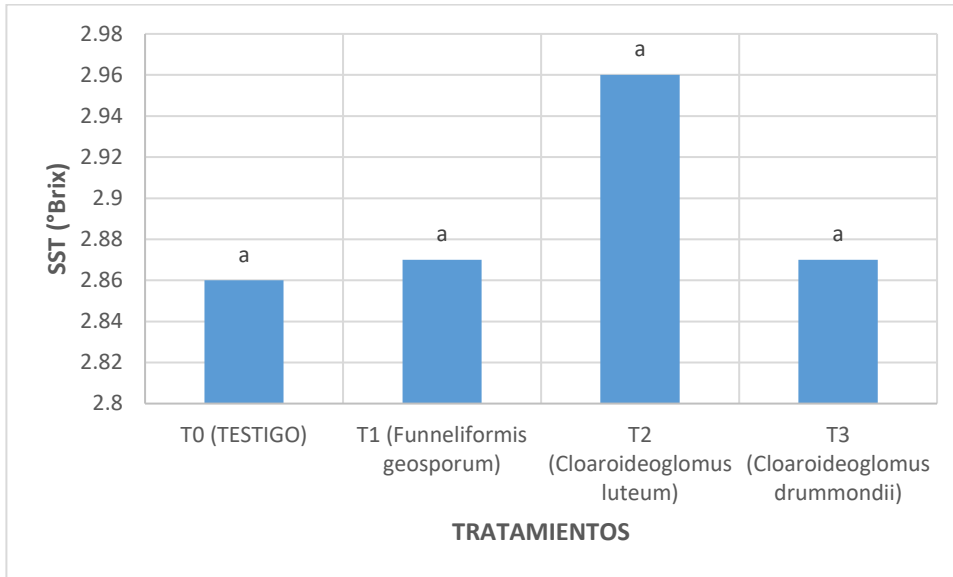
En las figuras 5, 6 y 7 se observa de acuerdo a la prueba de comparación de medias (Duncan $p \leq 0.05$) no hay diferencia significativa en contenido de vitamina C, grados brix y firmeza entre tratamientos.

Figura 5. Evaluación en vitamina C en pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%.



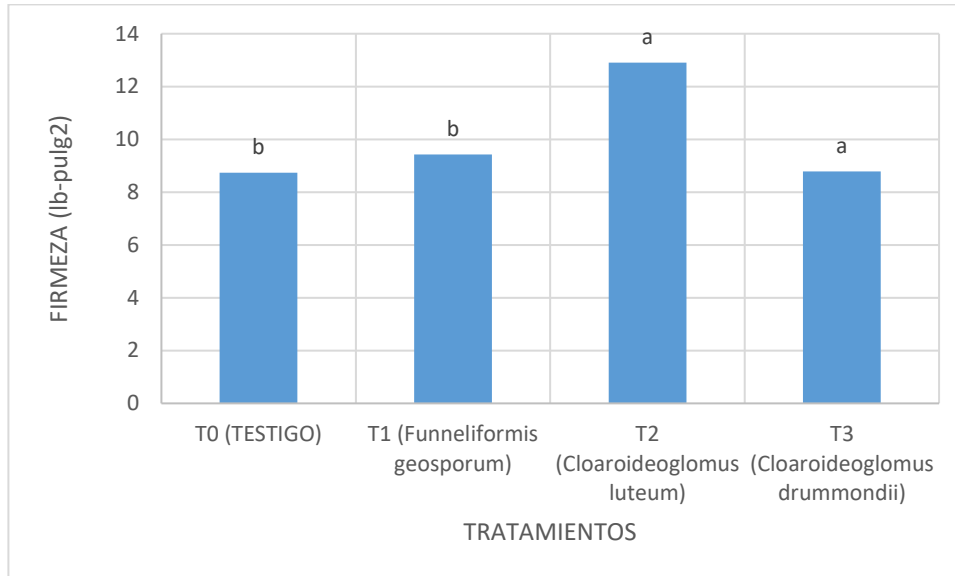
Existe escasa o nula información acerca del papel de los hongos micorrícicos arbusculares en lo que respecta a firmeza en el cultivo de pepino bajo condiciones de invernadero.

Figura 6. Evaluación en SST (°Brix) en pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%.



Existe escasa o nula información acerca del papel de los hongos micorrícicos arbusculares en lo que respecta a sólidos solubles totales en el cultivo de pepino bajo condiciones de invernadero.

Figura 7. Evaluación en firmeza en pepino (Centauro) con la inoculación de tres especies de micorrizas más fertilización Steiner al 50%.



Medias con la misma letra indican diferencia no significativa (Duncan $p \leq 0.05$).

Existe escasa o nula información acerca del papel de los hongos micorrícicos arbusculares en lo que respecta a vitamina C en el cultivo de pepino bajo condiciones de invernadero.

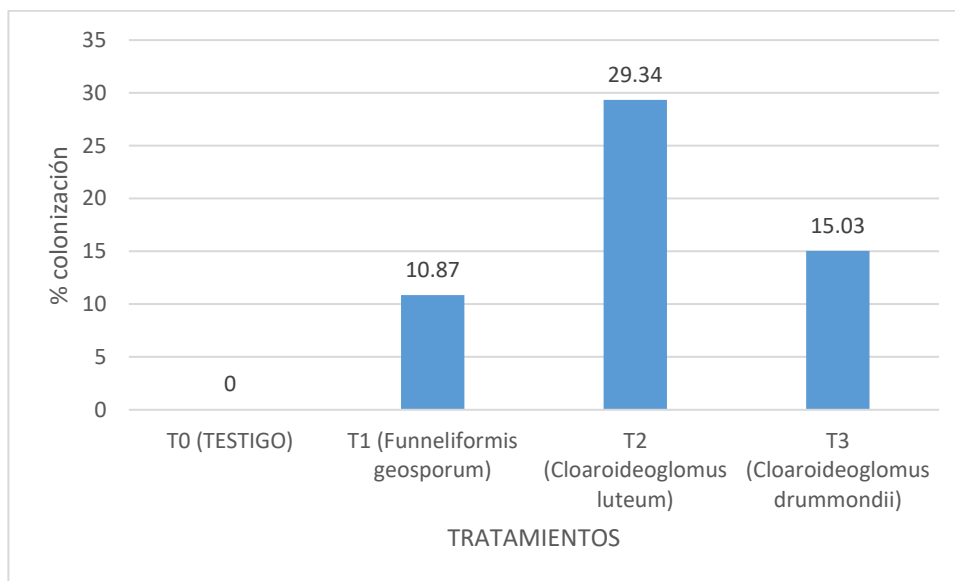
En la presente investigación se obtuvo como resultado que la inoculación de forma mono-específica de *Claroideoglopus luteum*, *Claroideoglopus drummondii* y *Funneliformis geosporum* más el 50 % de fertilización química en pepino (Centauro) bajo condiciones de invernadero no expresa diferencia significativa en dichas variables. Baum *et al* (2015) señala que el potencial de los AMF para promover el crecimiento y la calidad de sus plantas hospedantes está controlado por el genotipo del huésped, el genotipo del hongo y sus interacciones. Además, las condiciones ambientales, como el suministro de nutrientes y agua, afectan significativamente el impacto de la HMA en sus huéspedes, así como a sus propiedades de calidad nutracéutica.

Porcentaje de colonización

En la Figura 5 se observa la respuesta de la simbiosis que ejercen las tres diferentes especies de micorrizas aplicadas a plantas de pepino (Centauro). De acuerdo a la prueba de comparación de medias (Duncan $p \leq 0.05$) el T2 (*Claroideoglomus luteum*) presenta diferencia significativa en comparación de los demás tratamientos.

En el presente estudio la simbiosis máxima se dio con la especie *Claroideoglomus luteum* con un 23.34 % superando a *Funneliformis geosporum* y *Claroideoglomus drummondii* con un 10 y 15 % respectivamente. Si los datos de las variables agronómicas evaluadas lo relacionamos con la simbiosis micorrizica se puede apreciar que la especie *Claroideoglomus luteum* más 50 % de fertilización química marca diferencia respecto a las especies *Funneliformis geosporum* y *Claroideoglomus drummondii*.

Figura 8. **Porcentaje de colonización en plantas de pepino (Centauro) a los 90 días después del trasplante y fertilizadas con solución nutritiva Steiner al 50%.**



Medias con la misma letra indican diferencia no significativa (Duncan $p \leq 0.05$).

Estudios realizados con simbiosis de hongos del género *Glomus* con plantas de pepino demostraron que el uso de hongos micorrícicos aunados a una baja fertilización y acolchado plástico, produce un efecto similar a utilizar una dosis alta de fertilización química, la cual ayuda a reducir el impacto ambiental, reducir costos y lo más importante la obtención de altos rendimientos por unidad de superficie, de manera sustentable y con mínimo daño al medio ambiente (Camey, 2013). Sin embargo, también existe la falta de respuesta en la colonización con HMA en el cultivo pepino (*Cucumis sativa*) (Smith y Smith, 2011. El crecimiento de las plántulas de pepino se mejoró significativamente mediante la inoculación con AMF (*G. mosseae*), pero inhibido por otros AMF (*G. versiforme*), y no influido significativamente por *G. intraradices* (Chang et al., 2008). En lo que respecta al presente estudio se puede decir que las especies *Claroideoglomus luteum*, *Funeliformis geosporum* y *Claroideoglomus drumondii* muestran afinidad en el cultivo de pepino bajo condiciones de invernadero mostrando diferencia significativa en las variables evaluadas.

V. CONCLUSIONES

- Los aislados micorrícicos inoculados en plantas de pepino (Centauro) (*Funeliformis geosporum*, *Claroideoglopus luteum* y *Claroideoglopus drummondii*) fueron capaces de establecer simbiosis exitosa en pepino (Centauro) provocando resultados significativos en las diferentes variables agronómicas evaluadas.
- De acuerdo al porcentaje de colonización se aprecia que el (*Claroideoglopus luteum*) mostró mayor afinidad al cultivo de pepino (Centauro) con un 29.34 % de simbiosis.
- *Claroideoglopus luteum* a pesar de ser aislado micorrícico nativo, destacó en longitud de tallo, longitud de raíz, longitud de fruto, número de frutos por planta y diámetro de fruto señalándolo como una alternativa promisoría para incrementar calidad y producción bajo condiciones de invernadero siendo prometedor para una agricultura sostenible y sustentable.

Perspectivas

Desarrollar métodos bien definidos para la selección de productos comerciales adecuados o la producción en el campo de inoculaciones de AMF y métodos de inoculación es el desafío futuro y permanente para la aplicación práctica de AMF en sistemas hortícola.

VI. LITERATURA CITADA

- Aguilera, P., Borie, F., Seguel, A., Cornejo, P. 2011. Fluorescence detection of aluminum in arbuscular mycorrhizal fungal structures and glomalin using confocal laser scanning microscopy. *Soil Biology and Biochemistry*, 43: 2427-2431.
- Allen, M. F., Swenson, J. I., Querejeta, L. M., Egerton-Warburton, K. and Tresender, K. 2003. Ecology of mycorrhizae: a conceptual framework for complex interactions among plant and fungi. *An. Rev. Phytopathol.* 41: 271-303.
- Alvarado, A., Chavarría, M., Guerrero, R., Boniche, J. Y Navarro, J. 2004. Características edáficas y presencia de micorrizas en plantaciones de Teca (*Tectona grandis* L. F.) En Costa Rica. *Agronomía Costarricense* 28 (1): 89 – 100.
- Aniuska, Guevara B., Hartman T., Bardanca T., Corrales G. 2008. Combinations of solid biofertilizers and litorite substrates in seedling trays, ISSN Paper: 0253-5785 ISSN on line: 12 p.
- Bago B., Pfeffer P.E., Schachar-Hill. Y. 2000. Carbon metabolism and transport in arbuscular mycorrhizas. *Plant physiol.* 124: 949-957.
- Bago. B., Pfeffer. P, Schachar-Hill. Y. 2001. Could the urea cycle be translocating nitrogen in the arbuscular mycorrhizal symbiosis?. *New Phytol.* 149: 4-8.
- Borie, F., Rubio, R., Morales, A. y Castillo, C. 2000. Relación entre densidad de hifas de hongos micorrizógenos y producción de glomalina con las características físicas y químicas de suelos bajo cero labranzas. *Revista chilena de historia natural* 73 (4): 749 – 756.

- Baum C. W., El-Tohamy, N.G. 2015. Increasing the productivity and product quality of vegetable crops using arbuscular mycorrhizal fungi: A review. *Scientia Horticulturae*. 187: 131-141.
- Breuninger, M., Trujillo, C.G., Serrano, E., Fischer. R., Requena, N.2004. Different nitrogen sources modulate activity but not expression of glutamine synthetase in arbuscular mycorrhizal fungi. *Fungal Genetics and Biology*. 41: 542-552.
- Bucher, M. 2006. Functional biology of plant phosphate uptake at root and mycorrhizal interfaces. *New Phytologist* 173: 11-26.
- Buscher, M. 2007. Functional biology of plant phosphate uptake at root and mycorrhiza interfaces. *New Phytologist*, 173: 11-26.
- Camargo-Ricalde S.L, Montaña. N. M, De la Rosa, M. C. J y Montaña Arias. S. A. 2012. Micorrizas: una gran unión bajo el suelo. *Revista Digital Universitaria*. P. 7-8.
- Camargo-Ricalde S.L. 2001. Some biological aspects of the arbuscular mycorrhizal fungi (AMF). *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 68: 15-32.
- Camargo-Ricalde S.L. 2002. Dispersal, distribution and establishment of arbuscular mycorrhizal fungi: a review. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*. 71: 33-44.
- Camey, A. Y. 2013. Uso de biofertilizantes en cultivo de pepino (*Cucumis sativus* L) bajo un sistema de producción sustentable en casasombra. Saltillo, Coahuila, México. P.18-20.
- Comisión para la investigación y la defensa de las hortalizas. 2011. Disponible en: <http://www.cidh.org.mx/mapas.php>.
- Cornejo, P., Perez-Tienda, J., Meier, S., Valderas, A., Borie, F., Azcon-Aguilar, C., Ferrol, N. 2013. Copper compartmentalization in spores as a survival strategy of arbuscular mycorrhizal fungi in Cu-polluted environments. *Soil Biology and Biochemistry*, 57: 925-928.

- Cuenca, G., Cáceres, A., Oirdobro, G., Hasmy, Z., Urdaneta, C. 2007. Las micorrizas arbusculares como una alternativa para una agricultura sustentable en áreas tropicales. *Interciencia*, 32(1): 23-29.
- Changxian W., Xiaolin L., Jianchao Z., Guiqiang W. y Yongyi D. 2008. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on growth and yield of cucumber plants *Comm. Soil Sci. Plant Anal.*, 39: 499-509.
- Dursun, A., Ekinci M. And Figen M. 2010. Effectr of foliar application of plant growth promoting bacterium on chemical contents, yield and growth of tomato (*Lycopersicon esculentum*) and Cucumber (*Cucumis sativus*). *Pakistan Journal of Botany*, 42:3349-3356.
- Elias, J., Rodriguez, J., Huez, M. A., Garza, S., Jimenez, J., Leyva, E. 2011. Producción y calidad de pepino (*Cucumis sativus* L.) bajo condiciones de invernadero usando dos sistemas de poda. *Scielo*. pp. 21-27.
- Elsen, A., Declerck, S. y De Waele, D. 2002. Effect of three arbuscular mycorrhizal fungi on root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.) Infection of Musa. *Infomusa*, 11(1):21 - 23.
- Ezawa, T., Cavagnaro, T. R., Smith, F. A., Ohtomo, R. 2004. Rapid accumulation of polyphosphate in extraradical hyphae of an arbuscular mycorrhizal fungus as revealed by histochemistry and polyphosphate kinase/luciferase system. *New Phytol.* 161: 387-392.
- Galvez, F. 2004. El cultivo de pepino en invernadero, editor manual de producción hortícola en invernadero, 2ª Edición R J Castellanos. INTAGRI. México. 282.293.
- González, M. 2005. Estudio de los mecanismos implicados en la homeostasis de metales pesados en el hongo formador de micorrizas arbusculares *Glomus intraradices*. Tesis doctoral. p 17.
- González-Chávez, M.C., Carrillo-González, M., Wright, S.F., Nichols, K.A. 2004. The role of glomalin, a protein produced by arbuscular mycorrhizal fungi, in sequestering potentially toxic elements. *Environmental Pollution*, 130: 317-323.

- Guadarrama-Chávez P., Sánchez-Gallén I., Álvarez-Sánchez J. y Ramos-Zapata J. 2004. Hongos y plantas: beneficios a diferentes escalas en micorrizas arbusculares. *Ciencias*, 73: 38-45.
- Guevara, A., Hartman, T., Bardanca, M.T., Corrales, I.G., 2008. Combinations of solid biofertilizers and litorite substrates in seedling trays, ISSN Papel: 0253-5785 ISSN on line: 2001-2008. 12 p.
- Harrier L. A., Watson, C.A. 2004. The potential role of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi in the bioprotection of plants against soil-borne pathogens in organic and/or other sustainable farming systems. *Pests Manag.Sci.*, 60: 149-57.
- Hernández, M. A. 2001. Dinámica de inducción de cinco sistemas enzimáticos, relaciones con los mecanismos de defensa en planta, en la simbiosis tomate-hongos formadores de micorrizas arbusculares. [Tesis de grado]; Universidad de la Habana. INCA. p 37-44.
- Infoagro . 2011. Infoagro.com. Obtenido de Infoagro.com: [http://www.infoagro.com/documentos/el cultivo del pepino parte i .as](http://www.infoagro.com/documentos/el_cultivo_del_pepino_parte_i.as)
- invam. 19 de agosto de 2015. invam. obtenido de invam: <http://invam.wvu.edu/the-fungi/classification/geosiphonaceae/geosiphon>.
- Jeffries, P., Barea, J. 2001. Arbuscular Mycorrhiza-a key component of sustainable plant soil ecosystems. En: Hock (ed) *The Mycota IX. Fungal Associations*. Springer- Verlag. Berlin. 95-113.
- Křístková, E., Levada, A., Vinter, V., Blahousek, O. 2003. Genetic resources of the genus *cucumis* and their morphological description. *Horticultural Science .Prague*. 30:165-170.
- Lioussanne, L., Jolicoreur, M. St-Amaud. 2008. Mycorrhizal colonization with *Glomus intraradices* and development stage of transformed tomato roots significantly modify the chemotactic response of zoospores of the pathogen *Phytophthora nicotianae*. *Soil Biol. Biochem.*, 40: 2217-2224.
- López- Zamora, C.M. 2003. Guía técnica de cultivo de pepino. Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal (CENTA) No 17. 8 p

- Meier, S., Bolan, N., Borie, F., Cornejo, P. 2012. Phytoremediation of metal polluted soils by arbuscular mycorrhizal fungi. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, 42: 741-775.
- Mohammadi, K. and Sohrabi, Y. 2012. Bacterial biofertilizers for sustainable crop production: A review. *J. Agric. Biol. Sci.* 7:307-316.
- Novero, M., Faccio, A., Genre, A., Stougaard, J., Webb, J.K., Mulder, L., Parniske, M., Bonfante, P. 2002. Dual requirements of the *ljsym4* gene for mycorrhizal development in epidermal and cortical cells of *Loutus japonicus* roots. *New phytol.* 154: 741-749.
- Nzanza, B., Marais D., Soundy, P. 2012. Yield and nutrient content of tomato (*Solanum lycopersicum* L) as influenced by *Trichoderma harzianum* and *Glomus mosseae* inoculation. *Scientia Horticulturae.* 144: 55-5.
- Oehl, F., Sieverding, K., Mäder P., Boller T., Wiemken A. 2003. Impact of land use intensity on the species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems of Central Europe. *Applied and Environmental Microbiology.* 69(5): 2816-2824.
- Ohtomo, R. and Saito, M. 2005. Polyphosphate dynamics in mycorrhizal roots during colonization of an arbuscular mycorrhizal fungus. *New Phytologist.* 167: 571–578.
- Ortas, I. 2010. Effect of mycorrhiza application on plant growth and nutrient uptake in cucumber production under field conditions. *Spanish J. Agric. Res.* 8:116-122.
- Quezada, C.A., Velázquez R.H., Cruz L.A., Iracheta D.L., Villavicencio G., Pérez 2011. Respuesta de vitroplantas de banano a sustratos, fertilizantes químicos y biofertilizantes durante la aclimatación. *Campo Experimental Rosário Izapa-INIFAP. Centro de Biociencias-UNACH. C.E. Saltillo-Coahuila. INIFAP.* p. 21-25.
- Redecker, D., A. Schüßler, H. Stockinger, S. Stürmer, J. Morton, y C. Walker. 2013. Un consenso basado en la evidencia para la clasificación de los hongos micorrícicos arbusculares (*Glomeromycota*). *Mycorrhiza* doi: 10.1007 / s00572-013-0486-y.

- Requena, N., Serrano E., Ocón A., Breuninger M., 2007. Plant signals and fungal perceptions during arbuscular mycorrhizal establishment. *Phytochemistry*, 68: 33-40.
- Lira, R., Vásquez, E. 2013. Producción orgánica de pepino (*Cucumis sativus* L.) en casahuate con biofertilizantes y acolchado plástico. Saltillo, Coahuila, Mexico: CIQA. p. 806-812.
- Rodríguez, Y., Pérez, E., Solórzano, E., Meneses, A. Y Fernández, F. 2001, Peroxidase and polyphenoloxidase activities in tomato roots inoculated with *Glomus clarum* or *Glomus fasciculatum*. *Cultivos Tropicales*. 22(1):11-16.
- Romero, E., Rodríguez, A., Rázuri, L., Suniaga, J., Montilla, E. 2009. Estimación de las necesidades hídricas del cultivo de pepino (*Cucumis Sativus* L) durante las diferentes etapas fenológicas, mediante tina de evaporación. *Agricultura Andina*. 16:56- 67.
- Saldajeno, G. B., and Hyakumachi, M. 2011. The plant growth-promoting fungus *Fusarium equiseti* and the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* stimulate plant growth and reduce severity of anthracnose and damping-off diseases in cucumber (*Cucumis sativus*) seedlings. *Ann. Appl. Biol.* 159:28-40.
- Sanhueza, J. A. 2008. Presencia de simbiosis tripartita en *Discaria serratifolia* (Vent.) Benth. & Hook. f. Ex Mast. En dos sectores de la región de la Araucanía. Chile. p. 345.
- Schüßler, A. y Walker, C. 2010. El *Glomeromycota*: una lista de especies con las nuevas familias. Copia electrónica disponible en línea en <http://www.amf-phylogeny.com>.
- Secretaría de agricultura, ganadería, desarrollo rural, pesca y alimentación. 2014. [Http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-estado/](http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-estado/).

- Seguel, A., Cumming, J., Klugh-Stewart, K., Cornejo, P., Borie, P. 2013. The role of arbuscular mycorrhizas in decreasing aluminium phototoxicity in acidic soils: a review. *Mycorrhiza* 23:167-183.
- Seguel, A., Medina, J., Rubio, R., Cornejo, P., Borie, F. 2012. Effects of soil aluminum on early arbuscular mycorrhizal colonization of aluminum tolerant wheat and barley cultivars. *Chilean Journal of Agricultural Research* 72: 449-455.
- Smith, S. Y Read, D 2008. Colonization of roots and anatomy of arbuscular mycorrhiza. London: Academic Press. *Mycorrhizal Symbiosis*, p. 42-90.
- Smith, F.A., Smith, S. 2011. What is the significance of the arbuscular mycorrhizal colonization of many economically important crop plants? *Plant Soil*. 348: 63-79
- Sternkellner S. V., Lenzemo, I., Langer, P., Schweinger, T., Khaossad, J.P. Thoussaint, H. Vierheilig. 2007. Flavonoids and strigolactones in root exudates as a signals in symbiotic and pathogenic plant-fungus interactions. *Molecules*, 12:1290-1306.
- Tamasloukht M, Sejaron- Delmas N, Kluever A, Jaunneau A, Roux C, Becard G, Franken P. 2003. Root factors induce Mitochondrial-related gene expression and fungal respiration during the developmental switch from asymbiosis to symbiosis in the arbuscular mycorrhizal fungus *Gigaspora rosea*. *Plant physiol*. 131: 1468-1478.
- Vierheilig, H., and Piché, Y. 2002. Signalling in arbuscular mycorrhiza: facts and hypotheses. In *Flavonoids in cell functions*. Edited by J. Manthey and B. Buslig. Kluwer Academic/Plenum Publishers. New York. p. 23–39.
- Whipps J.M., 2004. Prospects and limitations for mycorrhizas in biocontrol of root pathogens. *Can. J. Bot.* 82: 1198–1227.
- Youssef, R., Cardarelli, M., Mattia, E., Tullio, M., Rea, E. and Colla. G. 2010. Enhancement of alkalinity tolerance in two cucumber genotypes inoculated with an arbuscular mycorrhizal biofertilizer containing *Glomus intraradices*. *Biol. Fert. Soils*. 46:499-509.

VII. ANEXOS

Cuadro 1A. Prueba de comparación de medias de variables agronómicas en cultivo de pepino inoiculado con tres géneros de endomicorrizas

	LR (cm)	DT (mm)	NF	PF (g)	PFT(g)
1. <i>Funneliformis geosporum</i>	186.16 c	4.37b	11.33b	384.91a	450.2a
2. <i>Claroideoglopus luteum</i>	329.89 a	9.52a	19.2a	412.88a	542.2a
3. <i>Claroideoglopus drummondii</i>	280.66 b	8.16a	13.3ba	400.1a	427.5a
4. Testigo	84.94 d	3.17b	15.2ba	389.87a	388.8a

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes Duncan ($p \leq 0.05$). LR: Longitud de raíz; DT: Diámetro de tallo, NF: número de frutos ;PF: Peso frutos; PFT: Peso fresco total.

Cuadro 2A. Prueba de comparación de medias en variables de calidad en cultivo de pepino inoiculado con tres géneros de endomicorrizas.

	VC (mg/100g)	FF (lb-pul ²)	SST (°Brix)
1. <i>Funneliformis geosporum</i>	3.80a	9.43b	3.04a
2. <i>Claroideoglopus luteum</i>	4.04a	12.92a	2.97a
3. <i>Claroideoglopus drummondii</i>	5.39a	8.80b	2.88a
4. Testigo	1.91a	8.74b	2.86a

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes Duncan ($p \leq 0.05$). VC: Vitamina C; FF: Firmeza del fruto, SST: Sólidos Solubles Totales (°Brix)

Cuadro 3A. Prueba de comparación de medias de Duncan ($p \leq 0.05$) en el grado de colonización de tres géneros de endomicorrizas inoiculados en cultivo de pepino.

	COLONIZACION (%)
1. <i>Funneliformis geosporum</i>	10.87
2. <i>Claroideoglopus luteum</i>	29.34
3. <i>Claroideoglopus drummondii</i>	15.03
4. Testigo	0

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes Duncan ($p \leq 0.05$).
% de Colonización.