



**UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN
NICOLÁS DE HIDALGO**

INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS Y FORESTALES



Programa de Maestría en Producción Agropecuaria

**COMPATIBILIDAD FUNCIONAL DE MICORRIZAS EN EL
CULTIVO DE CHILE PARA EL CONTROL BIOLÓGICO DE
*Phytophthora capsici***

TESIS

QUE PRESENTA:

ING. JOSÉ MANUEL GUTIÉRREZ ORTEGA

COMO REQUISITO PARA OBTENER EL GRADO DE:

**MAESTRO EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA
OPCIÓN TERMINAL: AGRÍCOLA**

Directores de Tesis:

DRA. SYLVIA PATRICIA FERNÁNDEZ PAVÍA

DR. JOHN LARSEN

Morelia, Mich., Marzo de 2016

AGRADECIMIENTOS

A Dios por haberme concedido la dicha de vivir y conseguir mi sueño como profesional.

A la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo y al Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales.

A mi directora de tesis, la Dra. Sylvia Patricia Fernández Pavía por su paciencia, apoyo, confianza y sus invaluable aportaciones para la realización de esta investigación.

Al mi co-director de tesis, el Dr. John Larsen, por su apoyo incondicional para la realización de los experimentos, por sus valiosas enseñanzas y aportaciones para la realización de esta tesis.

A los revisores de tesis por el tiempo y esfuerzo que dedicaron para una mejor realización de este trabajo.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (Conacyt) por su apoyo para la realización de posgrado y elaboración de esta tesis.

Al Laboratorio Agroecología del Instituto de Investigaciones en Ecosistemas y sustentabilidad (IIES) de la Universidad Nacional Autónoma de México, Campus Morelia, por las facilidades para el desarrollo de esta investigación.

A mis compañeros del laboratorio de Agroecología, especialmente a Netzahualcóyotl Barrón por su valioso apoyo en la realización de esta investigación y a todos aquellos compañeros por sus valiosas aportaciones.

DEDICATORIA

A mi madre:

Ma. Leova Ortega Cárdenas (†) por darme la vida, el amor y apoyo que me brindaste durante el tiempo que estuviste conmigo, sé que desde el cielo me acompañas y sigues dándome aliento para continuar en la vida.

A mi padre:

Austreberto Gutiérrez Rodríguez por su apoyo y comprensión que me has brindado en la vida.

A mis hermanos por su apoyo incondicional, compartir los momentos de éxito y que aun en los tropiezos, me brindaron palabras de aliento para mi realización como profesional.

A mis amigos y familiares con los cuales he compartido tanto momentos difíciles como alegrías y que de una u otra forma colaboraron con mi formación como profesional.

ÍNDICE DE CONTENIDO

	Pág.
ÍNDICE DE CUADROS	VI
ÍNDICE DE FIGURAS	VI
RESUMEN	VIII
ABSTRACT	IX
I. INTRODUCCIÓN	1
II. ANTECEDENTES	3
2.1. El cultivo del Chile	3
2.1.1. Origen y distribución	3
2.1.2. Descripción morfológica	3
2.1.3. Principales tipos de chile en México	4
2.1.4. Panorama de la producción	5
2.1.4.1. Producción mundial	5
2.1.4.2. Producción nacional	5
2.1.5. Principales plagas y enfermedades del cultivo	6
2.1.5.1. Plagas	6
2.1.5.2. Enfermedades	6
2.2. <i>Phytophthora capsici</i>	7
2.2.1. Biología y clasificación taxonómica	7
2.2.2. Hospederos	8
2.2.3. Manejo de la enfermedad	9
2.2.3.1. Manejo convencional	9
2.2.3.2. Manejo preventivo	10
2.2.3.3. Control biológico	10
2.3. Los Hongos Micorrícicos Arbusculares	10
2.3.1. Generalidades	10
2.3.2. Importancia de la micorriza arbuscular	11
2.3.3. Mecanismo de colonización	12
2.3.4. Mecanismos en que los HMA actúan en la protección de las plantas	13
2.3.4.1. Mejora la nutrición de la planta	13
2.3.4.2. Competencia por espacio	13
2.3.4.3. Resistencia inducida (RI)	14
2.3.4.4. Exudados que inhiben la germinación de las esporas de los hongos	14
2.4. Los HMA como agentes de control biológico	15
2.5. Compatibilidad funcional	16
III. HIPÓTESIS	18

IV. OBJETIVOS	18
4.1. Objetivo General	18
4.2. Objetivos Específicos	18
V. MATERIALES Y MÉTODOS	19
5.1. Establecimiento del experimento	19
5.2. Condiciones experimentales	22
5.3. Variables de respuesta medidas	23
5.4. Cosecha	26
5.5. Estadística	26
VI. RESULTADOS	27
6.1. Experimento 1	27
6.1.1. Peso Seco Parte Aérea (PSPA)	27
6.1.2. Peso Seco Parte Radical (PSPR)	27
6.1.3. Porcentaje de colonización	29
6.2. Experimento 2	29
6.2.1. Peso Seco Parte Aérea (PSPA)	30
6.2.2. Peso Seco Parte Radical (PSPR)	31
6.2.3. Índice de severidad de la enfermedad en plantas de chile	31
6.2.4. Porcentaje de daño en la raíz de plantas de chile	32
6.3. Experimento 3	33
6.3.1. Peso Seco Parte Aérea (PSPA)	33
6.3.2. Peso Seco Parte Radical (PSPR)	34
6.3.3. Porcentaje de infección de <i>P. capsici</i> en plantas de chile	35
6.3.4. Análisis de la colonización micorrícica en plantas de chile	36
6.3.5. Índice de severidad de la enfermedad en plantas de chile	37
6.3.6. Porcentaje de daño en la raíz de plantas de chile	38
VII. DISCUSIÓN	39
VIII. CONCLUSIONES	42
IX. LITERATURA CITADA	43
X. ANEXOS	52

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Los estudios realizados utilizando inóculo de HMA de suelo no estéril y las interacciones con patógenos de las plantas (Dames, 2014).	16
Cuadro 2. Lista de tratamientos del experimento 1	20
Cuadro 3. Lista de tratamientos del experimento 2	20
Cuadro 4. Lista de tratamientos del experimento 3	22
Cuadro 5. Escala de índice de severidad de la marchitez causada por <i>P. capsici</i> en plantas de Chile.	25
Cuadro 6. Valores de P obtenidos en los análisis de varianza realizados durante el experimento 1.	27
Cuadro 7. Valores de P obtenidos en los análisis de varianza realizados durante el experimento 2.	30
Cuadro 8. Valores de P obtenidos en los análisis de varianza realizados durante el experimento 3.	34

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Panorama de la producción de Chile en fresco a nivel mundial durante el año 2012.	5
Figura 2. Ciclo de infección de <i>P. capsici</i> en una planta de Chile (tomado de Ristaino y Johnston, 1999).	9
Figura 3. Índice de severidad de la marchitez en plantas de Chile; a) planta sana, b) planta con pérdida de turgencia media en hojas y tallos (escala 2) y c) planta colapsada muriendo (escala 4).	25
Figura 4. Efecto de la interacción de variedades de Chile y diferentes inóculos de HMA sobre el peso seco de la parte aérea.	28
Figura 5. Efecto de la interacción entre variedades de Chile y diferentes inóculos de HMA sobre el peso seco de la raíz.	28
Figura 6. Porcentaje de colonización de diferentes inóculos de HMA en plantas de Chile.	29
Figura 7. Efecto de la interacción de variedades de Chile y dos dosis de <i>P. capsici</i> sobre el peso seco de la parte aérea.	30

- Figura 8. Efecto de la interacción de variedades de chile y dosis de *P. capsici* sobre el peso seco de la raíz. 31
- Figura 9. Efecto de la interacción de variedades de chile y dosis de *P. capsici* donde se aprecia el índice de severidad de la enfermedad en la parte aérea de la planta. Prueba realizada con Bonferroni- Dunn. 32
- Figura 10. Efecto de la interacción de variedades de chile y dosis de *P. capsici* sobre el peso seco de la raíz. 33
- Figura 11. Efecto de la interacción de variedades de chile, inóculos de HMA y el patógeno *P. capsici* sobre el peso seco de la parte aérea de la planta. 34
- Figura 12. Efecto de la interacción de variedades de chile, inóculos de HMA y el patógeno *P. capsici* sobre el peso seco de la raíz. 35
- Figura 13. Efecto de la interacción de variedades de chile, inóculos de HMA y el porcentaje de infección de *P. capsici* en plantas de chile. 36
- Figura 14. Efecto de la interacción de variedades de chile y el patógeno *P. capsici* sobre la colonización micorrícica de plantas de chile. 36
- Figura 15. Efecto de la interacción de variedades de chile, el patógeno *P. capsici* inóculos de HMA sobre el síntoma de la enfermedad en plantas de chile. 37
- Figura 16. Efecto de la interacción de variedades de chile, inóculos de HMA y el patógeno *P. capsici* sobre el síntoma de la enfermedad en la raíz de plantas de chile. 38

RESUMEN

El chile es un cultivo importante a nivel mundial y es en México donde se cultiva la mayor diversidad. Uno de los principales problemas fitosanitarios que enfrentan los productores de chile es la enfermedad de la marchitez causada por *Phytophthora capsici*, la cual ocasiona pérdidas económicas importantes. El biocontrol con hongos micorrícicos arbusculares (HMA) se presenta como una alternativa para mejorar las estrategias de manejo de esta enfermedad. El objetivo de este proyecto fue determinar la interacción planta-*Phytophthora capsici*-HMA en cinco genotipos de chile (EZ1, EZ2, chilaca, costeño y serrano) en condiciones de cámara de crecimiento vegetal. Al momento de la siembra se utilizó 10% (p/p) de inóculo de dos productos comerciales (*Rhizophagus irregularis* o un consorcio de 12 especies) y la cepa de laboratorio *R. irregularis* BEG87. Posterior al trasplante se realizó la inoculación del patógeno *P. capsici*. Se cuantificó el peso seco de la parte aérea (PSPA) y radical (PSPR), el índice de severidad de la enfermedad, el porcentaje de daño en raíz y la colonización micorrícica. Los resultados mostraron que los HMA incrementaron el desempeño vegetal, máxime en los tratamientos con BEG87 donde se observó mayor % de colonización micorrícica. El índice de severidad varió entre los genotipos evaluados, siendo EZ1 y chilaca el más susceptible y tolerante respectivamente, efecto similar al daño observado en raíz. En conclusión, los HMA promovieron mayor desempeño vegetal en diferentes genotipos de chile, sin embargo, no mostraron efecto bioprotector contra *P. capsici*.

Palabras clave: Interacción, desempeño vegetal, tolerancia, susceptibilidad.

ABSTRACT

The pepper is a cultivation important at world level and is in México where the cultivation is the most diversity. One of the principal problem phytosanitary that bling the producer of pepper is the disease of the wilt a cause of *Phytophthora capsici*, the which occasion lost economic important. The biocontrol with arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) present as one alternative for improve the strategy of management of this disease. The objective of this project was determinate the interaction Plant-*P. capsici*-AMF in fine genotypes of chilli (EZ1, EZ2, Chilaca, Costeño and Serrano) in conditions of camera of growth vegetable. At sowing tame to use 10% (p/p) of the two product commercial (*Rhizophagus irregularis* or consortium of 12 species) and the strain of laboratory *R. irregularis* BEG87. Subsequent at transplant the inoculation the pathogen *P. capsici*. At measure weight dry of part aerial (PSPA) and radical (PSPR) rate of severity of disease, % of damage ir root and mycorrhizal colonization. The result showed that the AMF increased the performance vegetable maximum in the treatment with BEG87 where was observed higher % of mycorrhizal colonization. The rate of severity varied between the genotypes exanimated, has loeen EZ1 and Chicala the most sensitive and tolerant respectively, to similar effect to damage observed in root. In conclusion, the AMF promoted higher performance vegetable in different genotypes of chili, however, it doesn't shewed any effect bioprotector against *P.capsici*.

1. INTRODUCCIÓN

El chile es un cultivo importante a nivel mundial y es en México donde se cultiva la mayor diversidad. Más de cien variedades se concentran en 22 grupos de verdes y 12 de secos, entre los cuales destacan los picantes como el jalapeño, el poblano y el serrano; así como algunos considerados dulces como el morrón (Bell pepper). Entre los más populares se encuentran el guajillo o mirasol, piquín, de árbol, serrano, jalapeño, poblano, y el chilaca, de los cuales los tres últimos, una vez secados, se denominan chipotle, ancho o mulato y pasilla, respectivamente (SIAP, 2010).

Michoacán destaca en la producción de algunas variedades de chile, como son el serrano, chilaca y jalapeño, sin embargo, ésta no se encuentra al nivel competitivo de otros estados. Uno de los principales problemas fitosanitarios que enfrentan los productores de chile, son las plagas y enfermedades. Entre éstas últimas, la enfermedad de la marchitez causada por *Phytophthora capsici*, es considerada como la principal limitante del cultivo, ya que ha sido responsable de ocasionar pérdidas que fluctúan de 40-60% en rendimiento (Pernezny *et al.*, 2003; Vásquez *et al.*, 2009), originando el desplazamiento del cultivo a zonas libres del patógeno (Pozo, 1983).

Dada la importancia de esta enfermedad para los productores de chile, se han probado diferentes métodos de control como el uso de variedades tolerantes y el uso de plaguicidas sintéticos (Ramos *et al.*, 2010), entre otros. Sin embargo, ninguno hasta el momento con resultados completamente satisfactorios, por lo que es necesario buscar otras alternativas de manejo como el control biológico, dentro del cual el uso de Hongos Micorrícicos Arbusculares (HMA) representa una opción para mejorar las estrategias de manejo de ésta enfermedad.

Al respecto, Tahat y Sijam (2012), mencionan que las enfermedades dentro de las plantas micorrizadas decrecen como resultado de la compleja interacción que ocurre entre Patógeno-HMA-Planta. Aunque no se sabe con exactitud cómo es que esta simbiosis protege a la planta se han propuesto varios mecanismos; A) el estado nutricional de la planta puede incrementar la tolerancia al patógeno y la absorción de

nutrientes puede compensar los daños en las raíces; B) los HMA y el patógeno compiten por espacio y recursos (carbohidratos); C) se producen cambios en la morfología de la raíz; D) los cambios inducidos por la simbiosis en las comunidades microbianas pueden ser perjudiciales para los patógenos del suelo (antagonismo) y E) al establecerse la simbiosis provoca resistencia localizada y sistémica (Azcón-Aguilar y Barea, 1996; Smith *et al.*, 2009).

Por otro lado, la simbiosis le confiere a la planta mayor tolerancia a estrés abiótico como la sequía y salinidad (Barea *et al.*, 2011), tal como se observó en plantas de maíz en las cuales, la inoculación de HMA nativos contribuyó en la disminución del estrés oxidativo provocado por la alta salinidad del suelo, de tal manera que en suelos agrícolas altamente perturbados, se sugiere la inoculación de HMA nativos como una alternativa para mejorar el desempeño de las plantas ahí establecidas (Estrada *et al.*, 2013).

En el cultivo de tomate inoculado con *Glomus mosseae*, éste fue capaz de reducir los síntomas ocasionados por el patógeno *Phytophthora parasitica* (Pozo *et al.*, 2002). Los estudios que se han realizado en Chile con HMA como agentes de control biológico contra *P. capsici* en México son escasos y los que se han realizado en ocasiones no muestran el efecto esperado de los HMA por lo que es probable que no haya una compatibilidad de éstos con las variedades de Chile probadas. Por lo anterior, en el presente trabajo se pretende determinar las interacciones entre diferentes inóculos de HMA y genotipos de Chile en relación al control biológico de *P. capsici*.

2. ANTECEDENTES

2.1. El cultivo del chile

2.1.1. Origen y distribución

El chile (*Capsicum annuum* L.) es originario del continente americano, en lo que comprende hoy la parte sur de Brasil, pero es probable que la especie *C. annuum* haya sido domesticada en México. Es por ello que en la región centroamericana existe una gran diversidad de cultivares que varían entre dulces a muy picantes y formas silvestres o semidomesticadas. Durante la época pre-colombina el cultivo de *C. annuum* se difundió por la mayor parte del continente Americano y durante los siglos XV y XVI los colonizadores españoles llevaron esta especie a Europa, África, y Asia. De esta manera la especie *C. annuum* fue dispersada a nivel mundial y actualmente se cultiva en la mayoría de los países tropicales y subtropicales del mundo (CATIE, 2002).

Al igual que otros miembros de la familia, los chiles contienen alcaloides que funcionan como defensa contra muchas plagas; en el caso de la capsaicina en el chile, el alcaloide es responsable del sabor más o menos picante en los distintos cultivares (CATIE, 1993). El exceso o falta de agua en la planta así como la baja disponibilidad de nutrimentos en el suelo, una temperatura superior a 30°C y otros factores de estrés en la planta pueden favorecer el incremento de la concentración de la capsaicina en el fruto (Lucas, 2011).

2.1.2. Descripción morfológica

Sistema radical. La planta de chile cuenta con una raíz axonomórfica de la que se ramifican un conjunto de raíces laterales. Se desarrolla a una profundidad de 30 a 60 cm y horizontalmente se extiende entre 30 y 50 cm respecto al eje. El desarrollo de un buen sistema radical potencia el vigor y la productividad de la planta; desempeña diversas funciones entre las que destacan el anclaje de la planta, la absorción y translocación de agua y nutrientes, el almacenamiento de sustancias de reserva y la

síntesis de reguladores de crecimiento como las citocininas y el ácido ascórbico (Nuez *et al.*, 1996).

El tallo y las ramas. El tallo principal se desarrolla a partir del embrión, el tallo y las ramas constituyen elementos estructurales esenciales de soporte de hojas, flores, y frutos, en el tallo se encuentra el sistema vascular conformado por los tejidos de conducción llamados xilema y floema que funcionan como transportadores de agua y fotosintatos respectivamente (Nuez *et al.*, 1996).

La hoja. La planta de Chile tiene hojas simples de forma lanceolada o obovada formada por el peciolo, la lámina foliar, nervaduras y el ápice. La función principal de las hojas es realizar la fotosíntesis, proceso mediante el cual la planta capta energía de la luz solar y la transforma en energía química en forma de carbohidratos, la cual almacena y utiliza para realizar sus funciones fisiológicas. Además desempeña un importante papel en la regulación hídrica de la planta mediante la transpiración. Un área foliar excesiva o limitada reduce la productividad de la planta (Nuez *et al.*, 1996).

Flor. Son los órganos reproductores de la planta, están unidas al tallo por un pedúnculo. Cada flor está constituida por un eje y apéndices foliares que constituyen las partes florales como el cáliz, la corola, el androceo, los estambres y el gineceo (Nuez *et al.*, 1996).

Fruto. De dimensiones muy variadas que van desde poco menos de 1 centímetro hasta 30 cm de largo, una forma que varía desde redondo hasta alargado, en cuanto al color del fruto se refiere, se observan distintos tonos de amarillo y verde en estado inmaduro y de rojo hasta café al madurar (Lucas, 2011).

2.1.3. Principales tipos de Chile en México

Los principales tipos de Chile por su nivel de importancia en la superficie cultivada son las especies *Capsicum annuum* L. de la cual se cultivan el jalapeño, serrano, pasilla, guajillo, ancho, mulato, pimiento morrón y Chile bell; en tanto que de *Capsicum pubescens* L. se cultiva el Chile manzano y de *Capsicum chinense* se

produce el chile habanero. Los genotipos mencionados anteriormente, en conjunto representan el 75% de la superficie sembrada en México (Uribe, 2012).

2.1.4. Panorama de la producción

2.1.4.1. Producción mundial

La producción de *Capsicum annum* L. se distribuye en prácticamente todos los países del mundo, sin embargo, en diez de ellos se concentra la mayor parte de la producción de ésta hortaliza (Fig. 1). Durante el año 2012 China ocupó el primer lugar de la producción con 16 millones de toneladas; ese mismo año, México se colocó en el segundo lugar con 2.37 millones, mientras que Turquía con una producción de 2.07 millones de toneladas de producto en fresco se situó en el tercer sitio en la producción de ésta hortaliza (FAOSTAT, 2012).

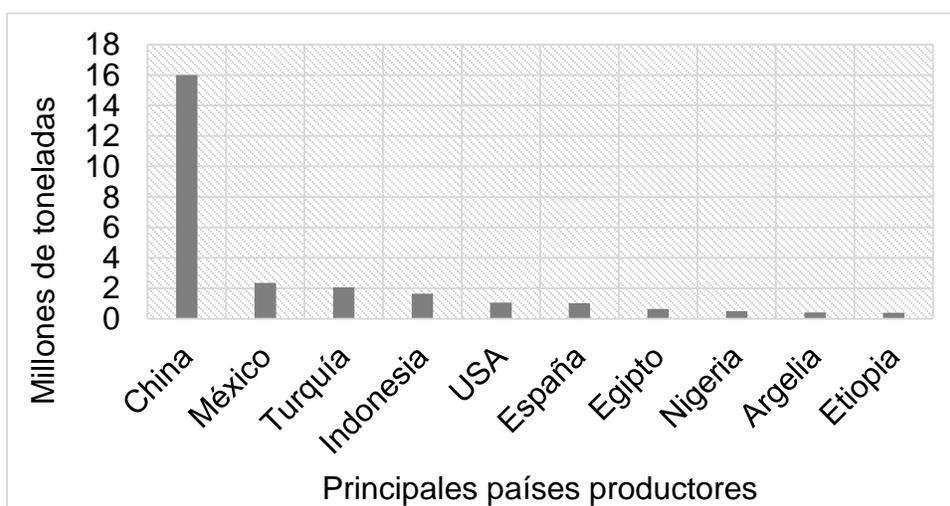


Figura 1. Cifras de la producción de chile en fresco a nivel mundial durante el año 2012 (FAOSTAT, 2012).

2.1.4.2. Producción nacional

Durante el año 2011, en el estado de Michoacán se sembraron 2,404 Ha de las cuales se obtuvieron 52,779 Ton, mismas que representaron el 2.52% de la producción nacional que se estimó para ese año en 2.131 millones de toneladas. En Michoacán se obtuvo un rendimiento promedio de 21.95 t ha⁻¹ de chile en fresco,

superando en un 48% al promedio nacional que se estimó en 14.8 t ha⁻¹ según datos del (INEGI, 2014).

2.1.5. Principales plagas y enfermedades del cultivo

2.1.5.1. Plagas

Entre las principales plagas del Chile dada la incidencia y el daño que éstas ocasionan al cultivo se encuentran, el picudo del Chile (*Anthonomus eugenii*), mosquita blanca (*Bemisia tabaci*, *B. argentifolli*, *Trialeurodes vaporarorium*), gusano soldado (*Spodoptera exigua*), gusano del fruto (*Heliothis* spp), paratrioza (*Bactericera cockerelli*), trips (*Thrips* spp), minador de la hoja (*Liriomiza* spp) (Martínez y Moreno, 2009), así como algunos ácaros, de los cuales, los más comunes son araña roja (*Tetranychus urticae*) y el ácaro blanco (*Polyphagotarsonemus latus*) que a menudo se encuentran parasitando a ésta hortaliza (Santos, 2010).

2.1.5.2. Enfermedades

Enfermedades bacterianas. Cáncer o cancro bacteriano (*Clavibacter michiganensis*), mancha bacteriana (*Xantomonas campestris*, pv. *vesicatoria*), cancro del tallo y del pedúnculo (*E. carotovora*), marchitez bacteriana (*Ralstonia solanacearum*) y manchas foliares (*Pseudomonas syringae*) (Seminis, 2006) citado por (Santos, 2010).

Enfermedades causadas por virus. En México se han observado porcentajes de infección que fluctúan entre el 20 y 100% en las plantaciones de este cultivo. Los virus con mayor frecuencia encontrados en la planta del Chile son el virus del mosaico del pepino (CMV), virus del jaspeado del tabaco (TEV) y virus del mosaico del tabaco (TMV). Existen además algunos virus encontrados con menor frecuencia, tal es el caso del virus Y de la papa (PVY), virus del mosaico de la alfalfa (AMV), virus del mosaico necrótico del Chile dulce (VMCCD) y el virus huasteco del Chile (PHV) (Chew *et al.*, 2008; Garzón 2010).

Enfermedades causadas por hongos y Oomicetos. Antracnosis en tallos y frutos (*Colletotrichum capsici*, *C. gloeosporoides*, *C. acutatum*), manchas foliares (*Cercospora capsici*, *C. melongenea*), damping-off (*Pythium sp.*, *Rhizoctonia solani*, *Fusarium sp.*) pudrición del fruto (*Alternaria alternata*, *C. capsici*, *C. coccodes*, *C. gloeosporoides*, *C. acutatum*, *Botrytis cionerea*, *Phytophthora capsici*), marchitez (*Phytophthora capsici*, *Fusarium sp.*), mancha gris (*Stemphylium solani*, *S. lycopersici*), y algunas manchas foliares ocasionadas por (*Alternaria sp.*, *Septoria melongenae* y *Cercospora sp.*) (Santos, 2010). En tanto que Chew et al. (2008), además de las anteriores resaltan la cenicilla (*Leveillula taurica*) por ser una enfermedad severa y frecuente en zonas donde la temperatura fluctúa entre los 10 y 35 °C.

2.2. *Phytophthora capsici*

2.2.1. Biología y clasificación taxonómica

Phytophthora capsici es un patógeno del suelo y se ha convertido en el factor limitante más importante en la producción del chile a nivel mundial (García et al., 2010). Anteriormente considerado en el grupo de los hongos fitopatógenos, sin embargo, recientemente ha sido incluido en el Reino Stramenipila, Phylum de los Oomycota debido a que posee características específicas como la presencia de celulosa en la pared celular, formación de zoosporas biflageladas, así como una cresta tubular en la mitocondria lo que los hace diferentes a los hongos (Rossman y Palm, 2006).

En el suelo, *P. capsici* es capaz de sobrevivir en forma de oosporas o bien como saprófito residuos vegetales (Santos, 2010). Las oosporas poseen la capacidad de soportar baja humedad relativa del ambiente y bajas temperaturas entre otras condiciones ambientales extremas, lo que les permite sobrevivir por periodos de hasta varios años sin un hospedante. Son la fuente primaria de inóculo y se forman a partir de la reproducción sexual, mediante la unión del oogonio y el anteridio (gametangios femenino y masculino respectivamente), posteriormente y cuando las condiciones ambientales son adecuadas, germinan a través de tubos germinales, los cuales pueden formar esporangios y liberar zoosporas, mismas que son capaces de

nadar varias horas hasta infectar los tejidos vegetales (Fig. 2). Al entrar en contacto con la planta hospedante las zoosporas primero pierden los flagelos y después se enquistan y forman una pared celular, posteriormente germinan e infectan los tejidos vegetales. Una vez que han infectado la planta se forman esporangios los cuales son dispersados por el viento o el agua de lluvia. Los esporangios pueden germinar directamente o liberar zoosporas (que se desplazan en el agua) e infectar a la planta y si las condiciones ambientales son favorables (alta humedad relativa y temperatura superior a 25 °C) la enfermedad puede desarrollarse rápidamente (Babadoost, 2005).

Clasificación taxonómica de *Phytophthora capsici* L. (Kirk et al., 2001).

Dominio: Eukaryota

Reino: Stramenipila

Phyllum: Oomycota

Clase: Oomycetes

Orden: Pythiales

Familia: Pythiaceae

Género: *Phytophthora*

Especie: *P. capsici*

2.2.2. Hospederos

La especie del oomiceto *Phytophthora capsici* L. fue descrita por primera vez en Nuevo México, USA, por Leonian en el año de 1922 como agente causal de la marchitez del cultivo de chile (Ristaino, 1990). Inicialmente se consideró como hospedante específico de ese cultivo, sin embargo, a la fecha se sabe que este patógeno tiene la capacidad de infectar cultivos de tomate, berenjena, pepino, calabaza, sandía, melón, fresa y cacao (Fernández-Herrera *et al.*, 2007; Castro *et al.*, 2012) entre otros. La especie *P. capsici* ha sido citada por varios autores como el patógeno que ocasiona la enfermedad más devastadora entre aquellos

microorganismos que atacan el sistema radical del cultivo del chile, debido a que es capaz de infectar prácticamente cualquier parte aérea o subterránea de la planta (Lamour, 2012; Ramos *et al.*, 2012).

En plantas de Chile, el patógeno se observa causando pudrición en las raíces y manchas necróticas en los tallos, en las hojas se observan manchas acuosas de color café grisáceo y blanquecinas en los frutos Fig. 2 (Uribe *et al.*, 2014).

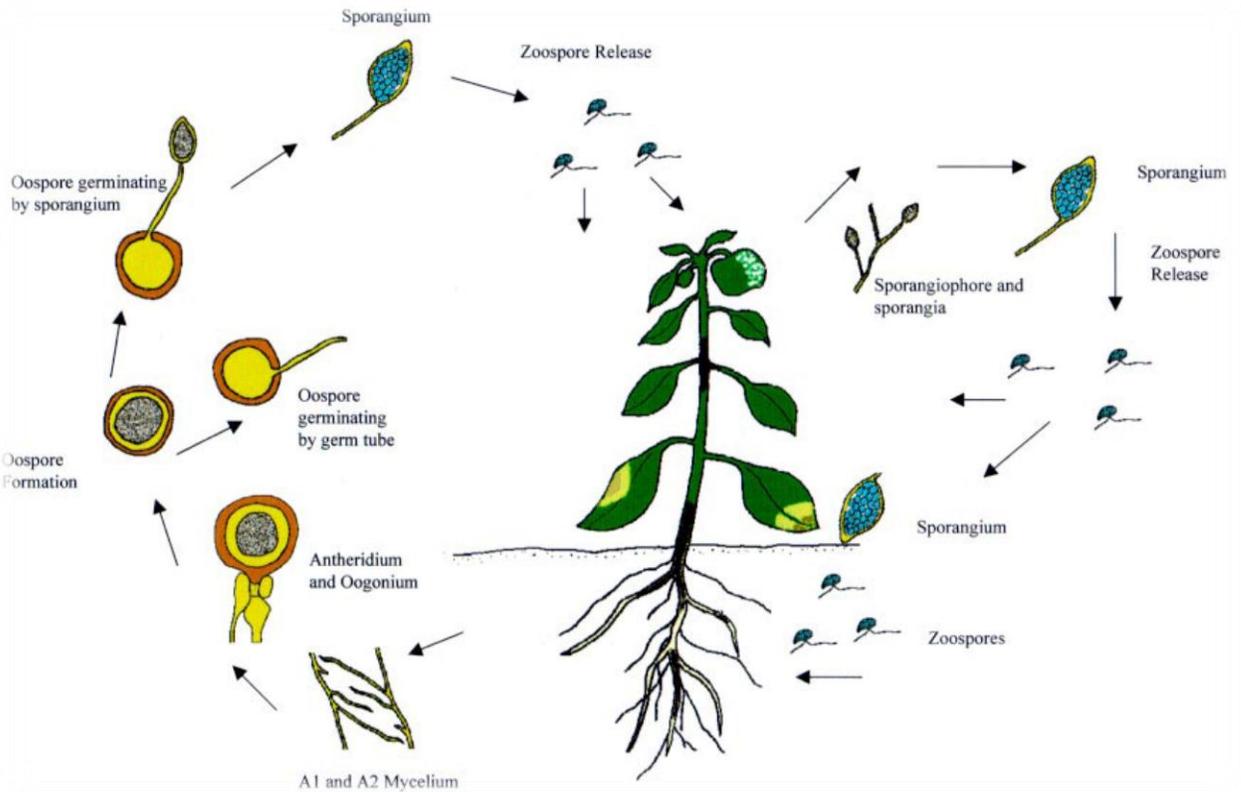


Figura 2. Ciclo de infección de *P. capsici* en una planta de Chile (tomado de Ristaino y Johnston, 1999).

2.2.3. Manejo de la enfermedad

2.2.3.1. Manejo convencional

Los principales métodos de manejo para el control de *P. capsici* se basan en el uso de agroquímicos, variedades resistentes o tolerantes, prácticas culturales y microorganismos antagónicos (Espinosa-Victoria *et al.*, 2004; Mojica-Marín *et al.*, 2009). Fungicidas como metalaxyl, mefenoxam y Fosetil-Aluminio son

frecuentemente utilizados para el control del *P. capsici* en campos de cultivo (Parra y Ristaino, 2001; Santos, 2010).

2.2.3.2. Manejo preventivo

Como manejo preventivo se implementan buenas prácticas culturales y de manejo del riego, rotación de cultivos y cultivares resistentes (Parra y Ristaino, 2001). Sin embargo, en zonas altamente infestadas como Nuevo México, esas prácticas de manejo, así como el uso de fungicidas no ha sido eficiente en el control del patógeno (Fernández *et al.*, 2004).

Por otro lado, el uso de vermicomposta se ha propuesto como alternativa de manejo de la enfermedad con resultados muy variables en la supresión de la enfermedad (Uribe *et al.*, 2014).

2.2.3.3. Control biológico

En numerosos estudios se ha reportado la existencia de microorganismos antagonistas a *P. capsici* (Guigón, 2004; Paulitz y Bélanger, 2001; Ramos-Sandoval *et al.*, 2010) entre otros, sin embargo, no han mostrado ser eficientes contra este patógeno en condiciones de campo (Bautista-Calles *et al.*, 2010).

2.3. Los Hongos Micorrícicos Arbusculares

2.3.1. Generalidades

Los Hongos Micorrícicos Arbusculares (HMA) son microorganismos que establecen relaciones simbióticas mutualistas con el 80% de las plantas terrestres casi en todos los hábitats de la tierra (Smith *et al.*, 2009; Quiñones *et al.*, 2012; Palenzuela, 2013) incluyendo las especies de importancia económica (Pozo *et al.*, 2013). Esta asociación denominada micorriza entre hongo-planta se establece en la raíz del hospedante y funge como complemento en la absorción de agua y nutrientes como el fósforo (P), asimismo, también actúa en el mejoramiento del suelo (Akhtar y Siddiqui, 2008; Barrer, 2009; Mujica, 2012).

La relación simbiótica se establece cuando la planta suministra hidratos de carbono funcionales al hongo, y éste mediante su red de hifas externas, capta nutrimentos esenciales para la planta, principalmente fosfatos y los transfiere a la planta por medio de mecanismos altamente eficientes (Román, 2003). En este sentido, Bucher, (2007), señala que el micelio del hongo se conecta con el tejido de la raíz y permite el flujo tanto de agua como de nutrimentos; mientras que el intercambio bidireccional de estos elementos entre los simbiontes se lleva a cabo en la estructura llamada arbusculo, misma que se forma en el interior de la raíz una vez que se ha establecido la asociación simbiótica.

La micorriza además de incrementar el aprovechamiento de los nutrientes de suelo, también ayuda a la protección de las raíces contra diversos microorganismos patógenos (Camarena, 2012; Veresoglou and Rillig, 2012). Los HMA juegan un papel clave en la salud y la nutrición vegetal, ambos en ecosistemas naturales y agrícolas, ya que ostentan la capacidad de actuar en sinergismo con otros microorganismos del suelo como saprofitos y promotores de crecimiento vegetal como lo mencionan Smith y Read, (2008) y Saldajeno *et al.*, (2008). Los HMA son conocidos principalmente por mejorar la nutrición vegetal especialmente en lo que se refiere al P, pero también es reconocido que plantas micorrizadas poseen mayor resistencia/tolerancia a estrés biótico (patógenos) y abiótico como la salinidad y la sequía (Calvo-Polanco *et al.*, 2013; Zarea *et al.*, 2014). Por lo anterior, se considera la simbiosis mutualista más importante ecológica y agrícola en los sistemas terrestres (Tisserant *et al.*, 2013). De tal manera que esas características de los HMA han generado interés en el sector agrícola y se ha utilizado este recurso biológico como una herramienta biotecnológica en el manejo sustentable de sistemas agrícolas (Larsen *et al.*, 2007).

2.3.2. Importancia de la micorriza arbuscular

Sylvia y Williams (1992), (citado por Montañaño *et al.*, 2008), señalan que los HMA son los organismos predominantes del sistema radical de las plantas y se encuentran distribuidos en diferentes ambientes, asimismo, es conocido que esta asociación interactúa con otros microorganismos como bacterias del género *Rhizobium* para incrementar la disponibilidad de nutrimentos como P y N, además, contribuyen de

manera significativa en la agregación del suelo (Barea *et al.*, 2005 y Cuadros, 2011). Por ello, se considera que la micorriza arbuscular es importante desde el punto de vista morfológico, ecológico, taxonómico y fisiológico, que se traduce en los beneficios que la simbiosis le confiere a la planta. De esta manera, la micorriza incrementa en la planta la capacidad de adaptación, establecimiento y crecimiento (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007).

Sin embargo, Nichols, (2008), considera que las prácticas agrícolas realizadas actualmente, alteran la red de hifas que forman los HMA y ello ocasiona un efecto negativo en la agregación del suelo entre otras condiciones benéficas que la micorriza le confiere al suelo.

Los HMA son componentes nativos del suelo y es posible manejar las especies nativas considerando las diversas prácticas agrícolas como genotipo vegetal, rotación del cultivos, fertilización, protección vegetal y labranza de conservación, esto puede tener un impacto fuerte sobre éstos hongos (Larsen *et al.*, 2007). Otra manera de integrar los HMA en la producción vegetal es con pre-inoculación con HMA, ya que estos pueden ayudar a la planta con el estrés que se genera durante el trasplante. Es importante considerar la compatibilidad de los HMA con el sistema de producción incluyendo variedades de plantas, pesticidas, fertilizantes y sustratos. Cultivos como el chile que tiene una etapa de trasplante durante su ciclo de producción podrían inocularse con HMA en la etapa de plántula. Este método ha sido exitoso en diferentes cultivos del sector hortícola (Sorensen *et al.*, 2005, 2008). Es por ello, que dada la creciente escasez de fertilizantes y la necesidad de producir mayores volúmenes de alimentos, los HMA pueden aplicarse a gran escala para ayudar a alimentar a la creciente población humana (Ceballos, *et al.*, 2013).

2.3.3. Mecanismo de colonización

La colonización o asociación micorrícica inicia con la germinación de las esporas en el suelo cuando las condiciones de temperatura y humedad son idóneas, o bien por el crecimiento de hifas que se encuentran cerca de las raíces de un huésped susceptible, el crecimiento del micelio se incrementa debido a los exudados de la

planta huésped, posteriormente las hifas tienen contacto con la raíz y forman un apresorio y finalmente penetra la epidermis (Aguilera *et al.*, 2007).

2.3.4. Mecanismos en que los HMA actúan en la protección de las plantas

2.3.4.1. Mejora la nutrición de la planta

El micelio externo de los HMA funge como una extensión del sistema radical y permite captar, solubilizar y transportar nutrimentos como el P del suelo a las plantas (Bucher, 2007). Lo cual le confiere a la planta un incremento significativo en el desarrollo radical y foliar en comparación con las plantas no micorrizadas (Richardson *et al.*, 2009; Miransari, 2013). Este incremento en el desarrollo vegetativo le permite a la planta aumentar su tasa fotosintética y con ello mayor elaboración de hidratos de carbono (Quiñones *et al.*, 2012). La capacidad de los HMA para estimular mayor crecimiento en la planta se ha probado en diferentes trabajos, como en *Citrus volkameriana* donde la inoculación de un consorcio favoreció la concentración de N, P, y K en follaje y raíz (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2003). Asimismo, Montaña *et al.* (2008), con base en los estudios realizados en la India, reportan que la inoculación con HMA incrementó considerablemente la concentración de P en leguminosas, gramíneas y plantas medicinales.

2.3.4.2. Competencia por espacio

Los HMA pueden reducir la presencia de patógenos en la planta debido a la competencia directa por carbono y nitrógeno entre otros nutrientes, así como por sitios o espacio de infección específicos como la raíz de la planta hospedera (Pozo *et al.*, 2013). En este sentido, Gómez *et al.* (2008), observaron mayor crecimiento vegetativo en plantas de jitomate colonizadas por HMA, mientras que la colonización por el patógeno *Phytophthora capsici* se redujo; este comportamiento se atribuye a la competencia por los fotosintatos que ambos microorganismos requieren extraer de la planta hospedera.

2.3.4.3. Resistencia inducida (RI)

La RI se define como un aumento en la capacidad de defensa desarrollada por la planta en respuesta a una interacción con otro organismo, ya sea benéfico o patógeno (Dames, 2014).

Durante el establecimiento de la asociación micorrícica se produce un estado de alerta o “priming” (Pozo *et al.*, 2013), y con ello la modulación de respuesta que consiste en una activación leve pero eficaz de defensa inmune de la planta tanto a nivel local como sistémico. Esta activación conduce a la planta a un estado en el cual posteriormente puede incrementar su respuesta inmune ante el ataque de algún patógeno o enemigo potencial (Pozo y Azcón-Aguilar, 2007; Jung *et al.*, 2012). Hao *et al.* (2012), observaron que *G. intraradices* BEG141 redujo la formación de agallas por el nematodo agallador *X. index* en plantas de vid, efecto atribuido a la resistencia inducida local y sistémica que la asociación le confirió a la planta.

2.3.4.4. Exudados que inhiben la germinación de las esporas de los hongos

La capacidad de los HMA para reducir los síntomas de la enfermedad causada es compleja y al parecer diversos mecanismos actúan en sinergismo en la rizósfera; mediante esta asociación, el micelio externo tiene la capacidad de estimular el incremento de microorganismos como las bacterias antagónicas al patógeno (Lioussanne, 2010). Ello debido a que los exudados de la raíz son una mezcla compleja de compuestos orgánicos, cuya composición es influenciada por la colonización micorrícica. En un estudio realizado con *Glomus irregularis* se observó, que la colonización favoreció la presencia de carbohidratos y aminoácidos, compuestos capaces de fungir como sustratos para el crecimiento rizobacterias que inhibieron el crecimiento de patógenos como *Phytophthora nicotianae* (Bharardwaj *et al.*, 2012; citado por Dames, 2014). Además, los HMA pueden sintetizar etanol, ácido butírico, monoterpenos, sesquiterpenos, ácido ascórbico, arginina, proteínas, isoflavonoides y fitoalexinas, los cuales pueden inhibir el crecimiento de patógenos como *Pythium* y *Phytophthora* (Román, 2003).

Sin embargo, existen algunos factores bióticos y abióticos tales como la humedad y el contenido nutrimental del suelo, el genotipo del hospedante, la cantidad de inóculo,

tiempo de inoculación de la micorriza, especies de HMA, potencial del patógeno y micro flora del suelo que intervienen en la eficiencia de los HMA como agentes de control biológico (Tahat y Sijam, 2012).

2.4. Los HMA como agentes de control biológico

Para utilizar HMA como agentes de control biológico es necesario considerar algunos criterios importantes como: (1) La asociación micorrícica puede reducir el daño causado por patógenos presentes en el suelo. (2) La habilidad de los HMA para incrementar la tolerancia al patógeno no es igual para todos los HMA probados hasta ahora. (3) La protección no es efectiva para todos los patógenos y (4) la protección es influenciada por el suelo y otros factores ambientales (Azcón-Aguilar y Barea, 1996).

En este sentido, Alejo-Iturvide *et al.* (2008), consideran que la presencia de HMA en plantas de chile con marchitez tuvo un efecto positivo, debido a que experimentalmente se observó la reducción del daño de las raíces en un 25% en comparación con las no micorrizadas, por tanto, consideran que la colonización por HMA puede incrementar la tolerancia de las plantas de chile a la infección causada por *P. capsici* así como una reducción de la severidad de los síntomas. Asimismo, Ozgonen *et al.* (2009), encontraron que el desarrollo de la marchitez del chile causada por *P. capsici* en pimiento, decreció en las raíces colonizadas por hongos micorrícicos. En condiciones de campo se han encontrado resultados similares del decremento de la enfermedad cuando se utilizan micorrizas y se combinan con solarización (Cimen *et al.*, 2009).

En un estudio realizado por Ozgonen y Erkilic, (2007), observaron que la pre-inoculación de *Glomus mosseae* incrementó considerablemente la concentración de capsidiol y redujo la marchitez en pimiento causada por *P. capsici* en 43% y 57.2% en condiciones de invernadero y campo respectivamente, el capsidiol es una fitoalexina que su acumulación en zonas de infección inhibe el crecimiento de *P. capsici* durante la interacción del patógeno con la planta (Fernández-Herrera *et al.*, 2012).

Cuadro 1. Los estudios realizados utilizando inóculo de HMA de suelo no estéril y las interacciones con patógenos de las plantas (Dames, 2014).

PATÓGENO/ HOSPEDERO	HMA INOCULADO	MECANISMO DE ACCIÓN
<i>Aphanomyces eutiches</i> / Chícharo	<i>Glomus mosseae</i>	Activación de la respuesta de defensa Slezack <i>et al.</i> (2000)
<i>Gauemannomyces graminis</i> var tritici / Cebada	<i>Glomus mosseae</i>	Activación de la respuesta de defensa Khaosaad <i>et al.</i> (2007)
<i>Phytophthora fragariae</i> / Fresa	<i>Glomus etunicatum</i> <i>Glomus monosporum</i>	Exudados de raíz Norman y Hooker (2000)
<i>Phytophthora capsici</i> / Chile	<i>Glomus fasciculatum</i>	Activación de respuestas de defensa Alejo-Iturvide <i>et al.</i> (2008)
<i>Phytophthora capsici</i> / Pimiento	<i>Gigaspora mosseae</i>	Activación de respuestas de defensa Ozgone y Erkilic (2007)
<i>Pythium ultimum</i> / Trébol blanco	<i>Glomus mosseae</i> <i>Glomus claroideum</i>	Exudados de la raíz Carlsen <i>et al.</i> (2008)
<i>Verticillium dahliae</i> / Pimiento	<i>Glomus deserticola</i>	Activación de respuestas de defensa Garmendia <i>et al.</i> (2006)
<i>Verticillium dahliae</i> / Berenjena y tomate	<i>Glomus mosseae</i>	Adquisición de nitrógeno Karagiannidis <i>et al.</i> (2002)
<i>Verticillium dahliae</i> / Algodón	<i>Glomus etunicatum</i> <i>Glomus intrarradices</i> <i>Glomus versiforme</i>	Competición Kobra <i>et al.</i> (2013)
<i>Phytophthora parasitica</i> / Tomate	<i>Glomus mosseae</i> <i>Glomus intrarradices</i>	<i>G. mosseae</i> fue más eficaz en la reducción de síntomas de la enfermedad. Pozo <i>et al.</i> (2002)

2.5. Compatibilidad funcional

Aunque en el sentido estricto del término no existe “especificidad” entre plantas superiores y HMA, ya que cualquier planta puede ser colonizada por hongos micorrícicos arbusculares Azcón *et al.*, (1984) citado por Román (2003), consideran oportuno hacer una revisión del término “especificidad” con el propósito de conservar el sentido estricto de la palabra, considerando más lógico el término “compatibilidad” a las diferentes combinaciones de una planta con especies de HMA. Existen

diferencias de compatibilidad entre especies de HMA y especies de plantas sobre todo en lo que se refiere a la efectividad de la relación simbiótica.

Al respecto, De la Rosa-Mera *et al.* (2012), señalan que aunque la relación micorrícica que se establece no es específica, se ha observado que algunos hongos benefician en mayor grado a un determinado hospedante en comparación con otros, lo que denota diferencias funcionales entre especies de HMA.

La habilidad de dos simbioses para establecer una asociación que conduce a un mejor rendimiento comparado con un manejo sin asociación fue denominada “compatibilidad funcional”. Se hipotetiza que dicha compatibilidad funcional incrementa la simbiosis con un creciente sinergismo entre raíces de las plantas y el HMA en la movilización y adquisición de nutrimentos, lo cual no depende únicamente de las condiciones ambientales, sino también de los genotipos de las plantas y las cepas de HMA utilizados (Koltai y Kapulnik, 2010).

Existen diferentes reportes sobre la compatibilidad funcional entre los HMA y plantas de diferentes especies. Ravnskov y Jakobsen (1994), mencionan que dicha compatibilidad funcional depende de la planta hospedera con la cual el hongo establece la relación simbiótica, lo que implica para fines prácticos la selección de un hongo inoculante eficaz debe basarse en bioensayos que incluyan las plantas hospederas en las cuales se pretende utilizar. Al respecto Robles-Martínez *et al.* (2013), refieren que en plantas de *Agave angustifolia* Haw inoculadas con HMA, la compatibilidad funcional se manifestó con un mayor número y longitud de raíces en las plantas hospedantes, sugieren además que dicha compatibilidad funcional incrementó cuando se utilizaron inóculos nativos de la región en comparación con los inóculos de especies introducidas.

3. HIPÓTESIS

Una compatibilidad funcional alta de hongos micorrícicos arbusculares y genotipos de chile favorece el control biológico de *Phytophthora capsici*.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo General

Determinar las interacciones entre diferentes inóculos de HMA y genotipos de chile en relación al control biológico de *P. capsici*.

4.2. Objetivos Específicos

- 1) Determinar la compatibilidad de HMA con diferentes genotipos de chile.
- 2) Determinar la virulencia de *P. capsici* en diferentes genotipos de chile.
- 3) Evaluar las interacciones de HMA y *P. capsici* en genotipos del cultivo de chile con alta compatibilidad.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Establecimiento del experimento

Etapas 1

Se examinó la compatibilidad de variedades de chile y cepas de HMA como factores del experimento con 5 y 4 niveles respectivamente, para un total de total 20 tratamientos con 5 repeticiones.

Se utilizaron los híbridos pimiento morrón EZ1 y chile ancho EZ2 (Enza Zaden), chile serrano Camino Real (Harris Moran), chile costeño (proveniente de Carácuaro), y una variedad de Chilaca criolla (proveniente de Queréndaro). Las cepas de HMA utilizadas corresponden a *Rhizophagus irregularis* cepa BEG87 (proporcionada por el Dr. John Larsen, Laboratorio de Agroecología, IIES, UNAM), los inóculos comerciales Rizofermic (consorcio de 12 especies elaborado por la Universidad Veracruzana) y Biosustenta (empresa cosustenta). Se establecieron 20 tratamientos los cuales se muestran en el cuadro 2.

Se utilizó un arreglo experimental factorial 4*5; cada tratamiento se distribuyó al azar y la unidad experimental correspondió a una maceta con una planta (Cuadro 2).

Etapas 2

Se determinó el índice de virulencia de *P. capsici* en los genotipos de chile mencionados anteriormente como factor 1 (5 niveles) y dosis del patógeno (3 niveles) como el factor 2, (0, 10,000 y 50,000) zoosporas por planta. Cada uno de los 15 tratamientos contó con 4 repeticiones por lo que en total fueron 60 unidades experimentales.

Se estableció un arreglo experimental factorial 5*3, resultando 15 tratamientos que se distribuyeron al azar, la unidad experimental correspondió a una maceta con una planta (Cuadro 3).

Cuadro 2. Lista de tratamientos del experimento 1

TRAT.	HMA	VAR. DE CHILE
1	BEG87	EZ1
2	BEG87	Chilaca
3	BEG87	EZ2
4	BEG87	Costeño
5	BEG87	Camino Real
6	Rizofermic	Chilaca
7	Rizofermic	EZ2
8	Rizofermic	EZ1
9	Rizofermic	Camino Real
10	Rizofermic	Costeño
11	Biosustenta	Chilaca
12	Biosustenta	EZ1
13	Biosustenta	Camino Real
14	Biosustenta	Costeño
15	Biosustenta	EZ2
16	Sin HMA	Camino Real
17	Sin HMA	EZ1
18	Sin HMA	EZ2
19	Sin HMA	Chilaca
20	Sin HMA	Costeño

Cuadro 3. Lista de tratamientos del experimento 2

Trat.	Var. De chile	<i>P. capsici</i> L
1	EZ1	Testigo
2	EZ1	Dosis 1
3	EZ1	Dosis 2
4	EZ2	Testigo
5	EZ2	Dosis 1
6	EZ2	Dosis 2
7	Chilaca	Testigo
8	Chilaca	Dosis 1
9	Chilaca	Dosis 2
10	Camino Real	Testigo
11	Camino Real	Dosis 1
12	Camino Real	Dosis 2
13	Costeño	Testigo
14	Costeño	Dosis 1
15	Costeño	Dosis 2

Etapas 3

Se evaluó el efecto de diferentes cepas de HMA como agentes de control biológico contra la pudrición de la raíz de plantas de chile causada por el patógeno *P. capsici*.

Los factores examinados correspondieron a las variedades de chile, el patógeno y las cepas de HMA con 3, 2 y 4 niveles respectivamente.

Para el factor uno, las variedades de chile utilizadas fueron EZ1, EZ2 y Chilaca; en el factor dos las dosis fueron 0 y 15,000 zoosporas y para el factor tres se utilizaron las mismas cepas que en el experimento uno y la misma dosis.

Cada uno de los 24 tratamientos contó con 5 repeticiones, por lo cual se obtuvo un total de 120 unidades experimentales (cada unidad experimental correspondió a una maceta con una planta).

Se estableció un arreglo experimental factorial $4 \times 3 \times 2$ en el que los tratamientos se distribuyeron al azar (Cuadro 4).

Cuadro 4. Lista de tratamientos del experimento 3

Trat.	HMA	Var. De Chile	<i>P. capsici</i>
1	Sin HMA	EZ1	-
2	Sin HMA	EZ1	+
3	Sin HMA	EZ2	-
4	Sin HMA	EZ2	+
5	Sin HMA	Chilaca	-
6	Sin HMA	Chilaca	+
7	BEG87	EZ1	-
8	BEG87	EZ1	+
9	BEG87	EZ2	-
10	BEG87	EZ2	+
11	BEG87	Chilaca	-
12	BEG87	Chilaca	+
13	Rizofermic	EZ1	-
14	Rizofermic	EZ1	+
15	Rizofermic	EZ2	-
16	Rizofermic	EZ2	+
17	Rizofermic	Chilaca	-
18	Rizofermic	Chilaca	+
19	Biosustenta	EZ1	-
20	Biosustenta	EZ1	+
21	Biosustenta	EZ2	-
22	Biosustenta	EZ2	+
23	Biosustenta	Chilaca	-
24	Biosustenta	Chilaca	+

5.2. Condiciones experimentales

Material vegetativo

Como sustrato se utilizó una mezcla de suelo del Centro Regional Universitario Centro Occidente de la Universidad Autónoma de Chapingo y arena en una proporción de 1:1, p:p previamente esterilizada por dos ocasiones a 120°C y 16 lb de presión durante una hora. La inoculación con los HMA se realizó aplicando el 10% del producto respecto al sustrato utilizado en la charola de germinación. Se aplicó una solución nutritiva en dosis de 3 mL Kg⁻¹ de sustrato (Anexo 1.) excepto fosfato de potasio. Las semillas de chile fueron desinfestadas con alcohol diluido al 70% en el cual se sumergieron durante 30 segundos, posteriormente se retiró el alcohol y se

sembraron en el sustrato a una profundidad de 0.5 a 1 cm, se utilizaron charolas para germinación con 200 cavidades cada una.

Los semilleros se cubrieron con plástico y se colocaron en la cámara de crecimiento a una temperatura de 24 a 25 °C. Después de seis semanas, las plántulas fueron trasplantadas y colocadas en un invernadero del Centro de Investigaciones en Ecosistemas de la UNAM, Campus Morelia, utilizando macetas de 800 g de suelo: arena (1:1, p:p) esterilizado, sin embargo, tres semanas después se trasladaron a una cámara de crecimiento a temperaturas entre 14 y 26 °C y un fotoperiodo de 12 horas luz, ello debido a que en algunos días se presentaban temperaturas mínimas que oscilaban de 5 a 0 °C, mismas que perjudican el desarrollo de las plantas de esta especie. Al momento del trasplante se aplicó por única ocasión la fórmula de fertilización (Anexo 1), excepto nitrato de amonio que se aplicó dos y tres semanas después del trasplante (SDT) y fosfato de potasio que se aplicó una SDT a una dosis de 3 y 4 mL maceta⁻¹. Se regaron de acuerdo a las necesidades de la planta.

5.3. Variables de respuesta medidas

El experimento uno consistió en evaluar la compatibilidad de plantas de chile y cepas de HMA, se cuantificó peso seco de la parte aérea y la raíz, así como el porcentaje de colonización micorrícica.

El experimento dos se realizó para medir la virulencia del patógeno en las diferentes variedades de chile, por ello, se midió peso seco de la parte aérea y la raíz así como el índice de severidad en la parte aérea y la raíz.

En el experimento tres consistió en evaluar la interacción de los factores variedades de chile, el patógeno *P. capsici* y las diferentes cepas de HMA, por tanto, se midió el peso seco de la parte aérea y raíz, el índice de severidad o daño en la parte aérea y la raíz, el porcentaje de infección por *P. capsici* y el porcentaje de colonización micorrícica.

Para medir las diferentes variables fue necesario realizar los siguientes procedimientos

Tinción de raíces para evaluación de colonización micorrícica

Se realizó la tinción de raíces para los experimentos 1 y 3 mediante el método de Brundrett *et al.* (1996) con modificaciones, las raíces frescas se lavaron con agua corriente para eliminar residuos de suelo. Una vez limpias se cortaron en segmentos de aproximadamente 1.5-2 cm de longitud, se colocaron en tubos cónicos tipo falcón y se cubrieron con una solución de KOH al 10% y se mantuvieron a temperatura ambiente. La solución de KOH se cambió varias veces hasta obtener raíces suaves y poco pigmentadas, lo cual se observó 8 días a partir del inicio del tratamiento. Las raíces se lavaron con agua corriente y se cubrieron con peróxido de hidrógeno (H₂O₂) por un lapso de 40 minutos, posteriormente se retiró el peróxido y sin enjuagar se agregó el azul de tripano al 0.05% durante 5 minutos, transcurrido ese tiempo se eliminó el colorante y se lavaron con agua corriente.

Se cuantificó el porcentaje de colonización micorrícica total (hifas + vesículas + arbusculos), de acuerdo al método de intersección propuesto por McGonigle *et al.* (1990) con modificaciones. Se montaron laminillas con 20 segmentos de raíz, las cuales se observaron a microscopio compuesto. Se utilizó una línea horizontal “stagegraticule” como criterio para contabilizar la presencia de arbusculos, hifas, vesículas, micelio externo y ausencia. Si la línea tocaba una estructura se cuantificó y se obtuvo el porcentaje de colonización utilizando la siguiente fórmula: % de colonización = (número de raíces colonizadas/ número total de raíces revisadas) x 100.

Preparación del inóculo *P. capsici* para experimentos dos y tres

El material biológico utilizado fue proporcionado por el Laboratorio de Fitopatología del IIAF y correspondió al aislado CH-11, el cual en diferentes estudios ha mostrado un alto grado de virulencia. La producción de esporangios y zoosporas se llevó a cabo a través del procedimiento de Ristaino (1990) con modificaciones. Los cultivos puros de *P. capsici* fueron desarrollados sobre V-8 agar 24 ±2 °C durante 5 días. Posteriormente se indujo la esporulación cortando cuadros con micelio de 1 cm que se transfirieron a cajas de petri esterilizadas, a estas cajas se les agregó agua estéril

y se incubaron a 25°C durante 6 días. La inducción de la liberación de zoosporas se inició colocando las cajas con esporangios en el refrigerador a una temperatura de 4°C por un lapso de 40 min., posteriormente se colocaron por 30 minutos a °T ambiente, después de este tiempo, se preparó una suspensión para determinar el número de zoosporas por mL. Las zoosporas se colocaron en vasos de precipitado y se cuantificaron en la cámara de Neubauer para ajustar a la concentración requerida. La inoculación se realizó aplicando los propágulos en la base del tallo utilizando una pipeta.

Determinación de índice de severidad de la marchitez en plantas de chile para experimentos 2 y 3

Se evaluó la sintomatología con base en un índice de severidad con escalas de 0 a 4, las observaciones se realizaron 27 y 48 días después del trasplante en los experimentos 2 y 3 respectivamente.

Cuadro 5. Escala de índice de severidad de la marchitez causada por *P. capsici* en plantas de chile.

Índice de severidad	Sintomatología
0	Planta sana
1	Planta con hojas flácidas (marchitas) y tallo erguido
2	Pérdida de turgencia media en hojas y tallo
3	Pérdida de turgencia total en hojas y tallo
4	Planta colapsada (muriendo)

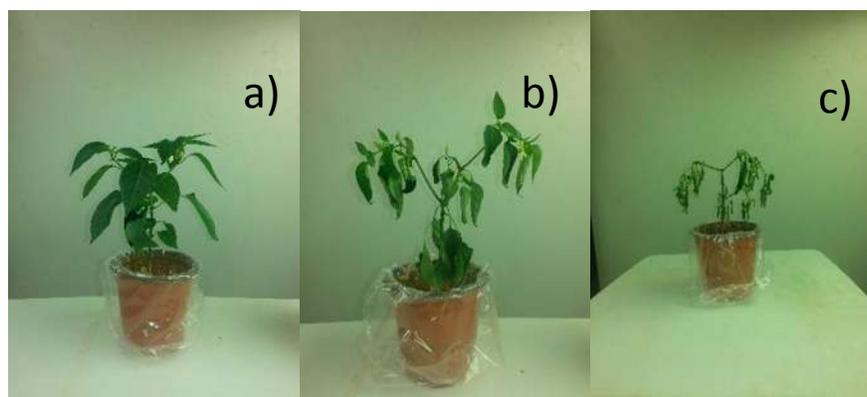


Figura 3. Índice de severidad de la marchitez en plantas de chile; a) planta sana, b) planta con pérdida de turgencia media en hojas y tallos (escala 2) y c) planta colapsada muriendo (escala 4).

5.4. Cosecha

La cosecha de los experimentos se realizó en las fechas que a continuación se mencionan, el experimento uno se cosechó nueve semanas después del trasplante (SDT), en el dos se realizó la inoculación del patógeno ocho SDT y se cosechó después de otras cuatro para un total de doce semanas, por último en el experimento tres se realizó la inoculación a plantas de nueve SDT y se cosechó luego de otras siete semanas transcurridas para un total de dieciséis semanas después del trasplante. En todas las plantas se retiró completamente el suelo de la maceta y se lavaron las raíces con agua corriente, para posteriormente darles su respectivo tratamiento.

5.5. Estadística

Se realizaron análisis de varianza y pruebas de comparación de medias con LSD.

Para el análisis de los datos no paramétricos se realizó la prueba de Kruskal-Wallis y Bonferroni-Dumm.

6. RESULTADOS

6.1. Experimento 1

En el experimento 1, no se observaron diferencias significativas en el factor variedades de Chile para las variables PSPA, PSPR y colonización micorrícica. Por el contrario los HMA mostraron diferencias significativas para dichas variables medidas; lo que indica que el crecimiento de las plantas de Chile fue influenciado por la micorrización, no obstante, únicamente existió interacción entre ambos factores en PSPA (Cuadro 6).

Cuadro 6. Valores de P obtenidos en los análisis de varianza realizados durante el experimento 1.

	PSPA*	PSPR**	COLONIZACION HMA
A: VAR. DE CHILE	0.0602	0.2116	0.1338
B: HMA	0.0000	0.0000	0.0000
A*B: INTERACCIÓN	0.0486	0.2254	0.2237

*PSPA (Peso Seco Parte Aérea) **PSPR (Peso Seco Parte Radical)

6.1.1. Peso Seco Parte Aérea (PSPA)

Con respecto al PSPA el análisis de varianza indicó diferencia significativa, donde el mayor PSPA se obtuvo de la interacción entre la variedad Camino Real y BEG87 (Fig. 4). Asimismo, el menor PSPA correspondió a la variedad Costeño sin aplicación de HMA, sin embargo, no mostró diferencia significativa con el resto de los tratamientos donde no se realizó inoculación de HMA, y estadísticamente también fue igual al tratamiento 9 que corresponde a la interacción entre Camino Real y Rizofermic.

6.1.2. Peso Seco Parte Radical (PSPR)

Para esta variable de respuesta no se observaron diferencias significativas entre tratamientos. El mayor promedio correspondió al tratamiento 5, entre la variedad de Chile Camino Real y la cepa BEG87; en tanto que el promedio más bajo se obtuvo de las variedades Camino Real y EZ2 sin HMA (Fig. 5). El análisis de varianza indicó

que el factor HMA influyó en los resultados, no obstante, el factor variedad de Chile no fue significativo por lo que no se observó una interacción entre los factores variedades de Chile e inóculos de HMA. Cabe hacer notar que la cepa BEG87 incrementó el peso seco de la raíz en todos los genotipos de Chile.

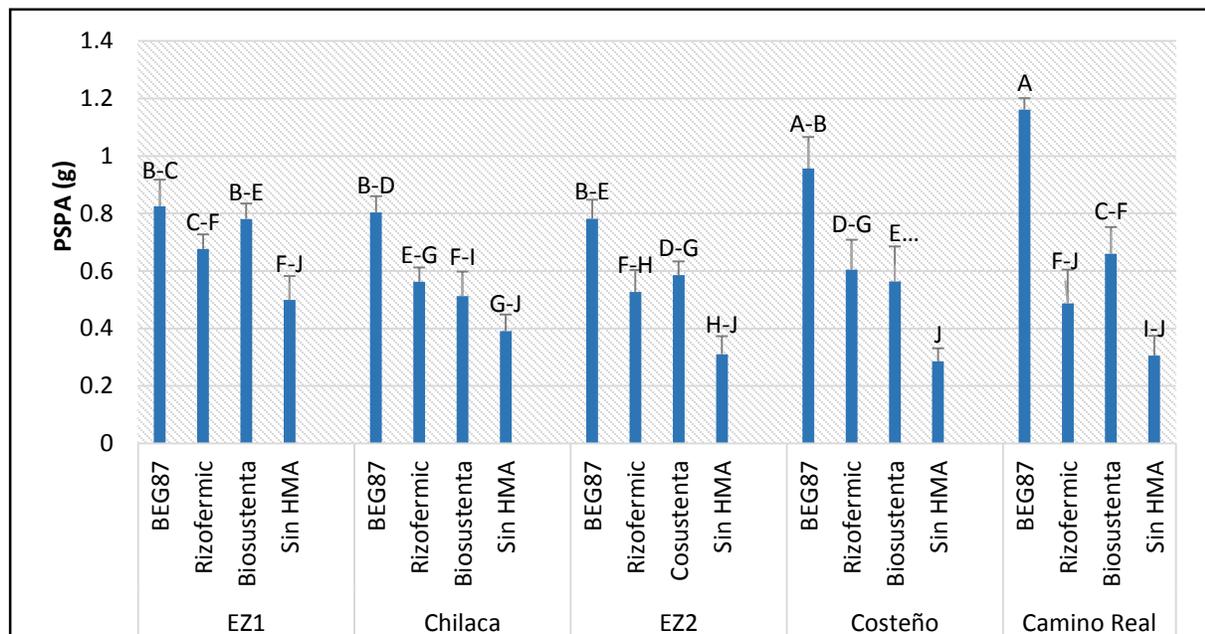


Figura 4. Efecto de la interacción de variedades de Chile y diferentes inóculos de HMA sobre el peso seco de la parte aérea.

Promedios con diferente letra indican diferencia estadística ($p < 0.05$).

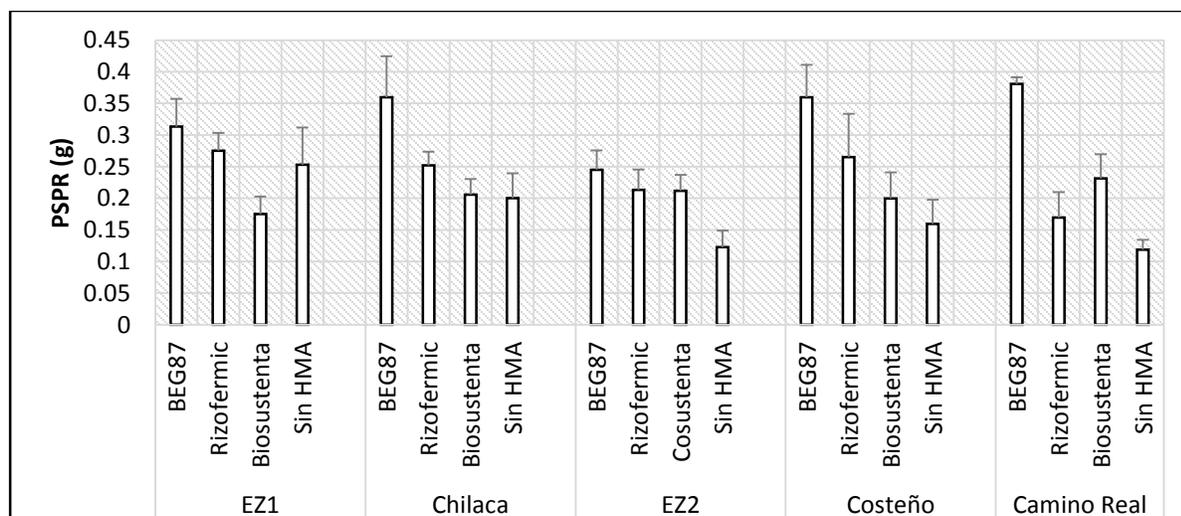


Figura 5. Efecto de la interacción entre variedades de Chile y diferentes inóculos de HMA sobre el peso seco de la raíz.

6.1.3. Porcentaje de colonización

Para esta variable, se encontró que existe una diferencia entre inóculos, siendo BEG87 el que mostró mayor compatibilidad, misma que se reflejó en mayor producción de biomasa con todos los genotipos de Chile (Fig. 6); sin embargo, no se observó interacción entre factores (Cuadro 6), lo que indica que el efecto de los HMA es independiente a la variedad de Chile hospedera.

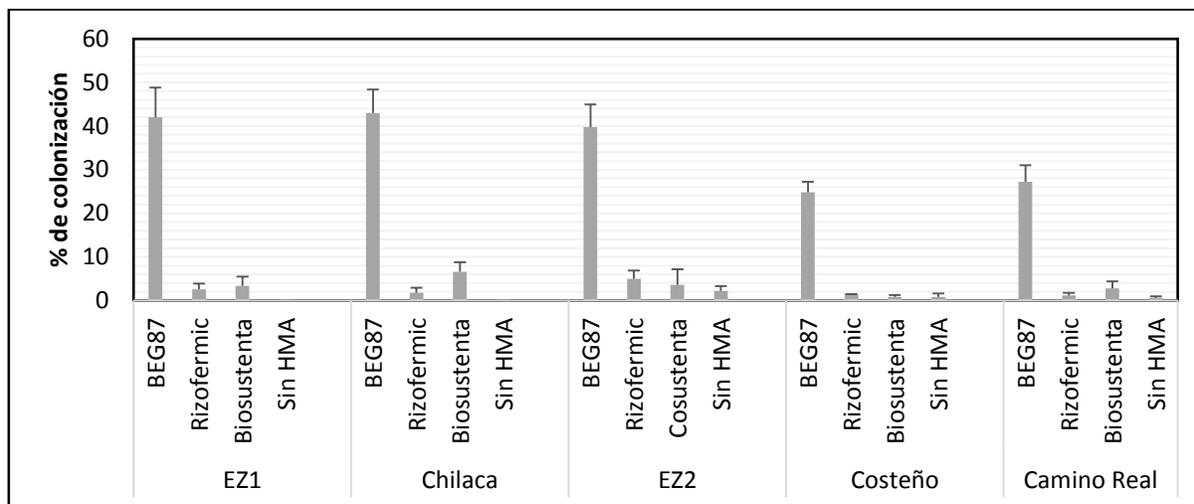


Figura 6. Porcentaje de colonización de diferentes inóculos de HMA en plantas de Chile.

6.2. Experimento 2

En el experimento 2, se observó que tanto el factor variedades de Chile como el patógeno influyeron significativamente en todas las variables medidas (Cuadro 7), asimismo, se observó interacción entre ambos factores. Lo que indica que las variedades de Chile responden de manera diferente al ataque del patógeno, efecto que se manifiesta en una diferencia significativa en la producción de biomasa, síntoma de la enfermedad y porcentaje de daño en la raíz de las plantas de Chile inoculadas con el patógeno.

Cuadro 7. Valores de P obtenidos en los análisis de varianza realizados durante el experimento 2.

	PSPA*	PSPR*	SINTOMA PA	% DE DAÑO EN RAÍZ
A: VAR. DE CHILE	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
B: <i>P. capsici</i>	0.0000	0.0002	0.0000	0.0000
AB:INTERACCIÓN	0.0001	0.0000	0.0000	0.0000

*PSPA (Peso Seco Parte Aérea) **PSPR (Peso Seco Parte Radical)

6.2.1. Peso Seco Parte Aérea (PSPA)

Se detectaron diferencias significativas entre tratamientos, las cuales son atribuidas tanto al factor variedad de chile como a la dosis del patógeno. El mayor promedio correspondió al tratamiento 11, de la variedad Camino Real sin inoculación del patógeno, el cual fue superior estadísticamente al resto, con excepción del tratamiento 10 que corresponde a la misma variedad y la dosis 1, así como a las variedades EZ1 y EZ2 sin inoculación del patógeno (Fig.7). En la variedad Chilaca criolla se observó el efecto inverso, es decir, los tratamiento inoculados con el patógeno mostraron una mayor producción de materia seca.

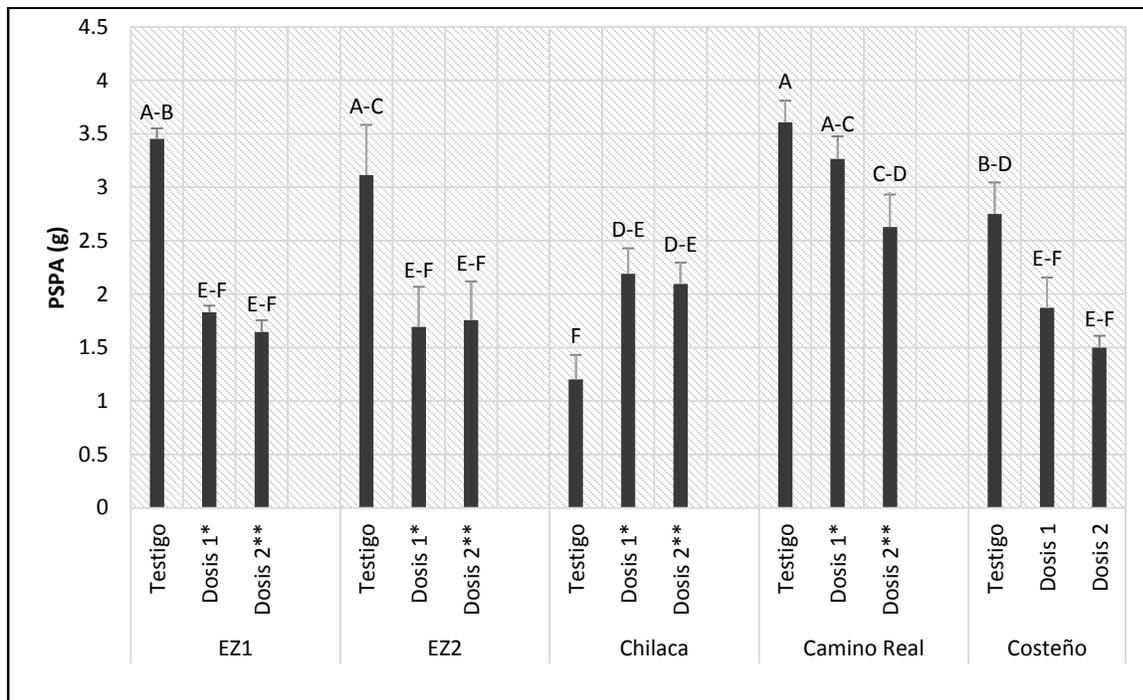


Figura 7. Efecto de la interacción de variedades de chile y dos dosis de *P. capsici* sobre el peso seco de la parte aérea.

*10,000 zoosporas mL⁻¹ **50,000 zoosporas mL⁻¹

Promedios con diferente letra indican diferencia estadística (p<0.05).

6.2.2. Peso Seco Parte Radical (PSPR)

En esta variable de respuesta se detectaron diferencias significativas entre tratamientos. El mayor promedio nuevamente correspondió al tratamiento 11, en la variedad Camino Real sin inocular con *P. capsici*. Fue estadísticamente superior a la mayoría de los tratamientos con excepción de las variedades Costeño y EZ2 sin el patógeno, así como con la variedad Camino Real-dosis1 del patógeno (Fig. 8). El promedio más bajo correspondió al tratamiento testigo y la variedad Chilaca.

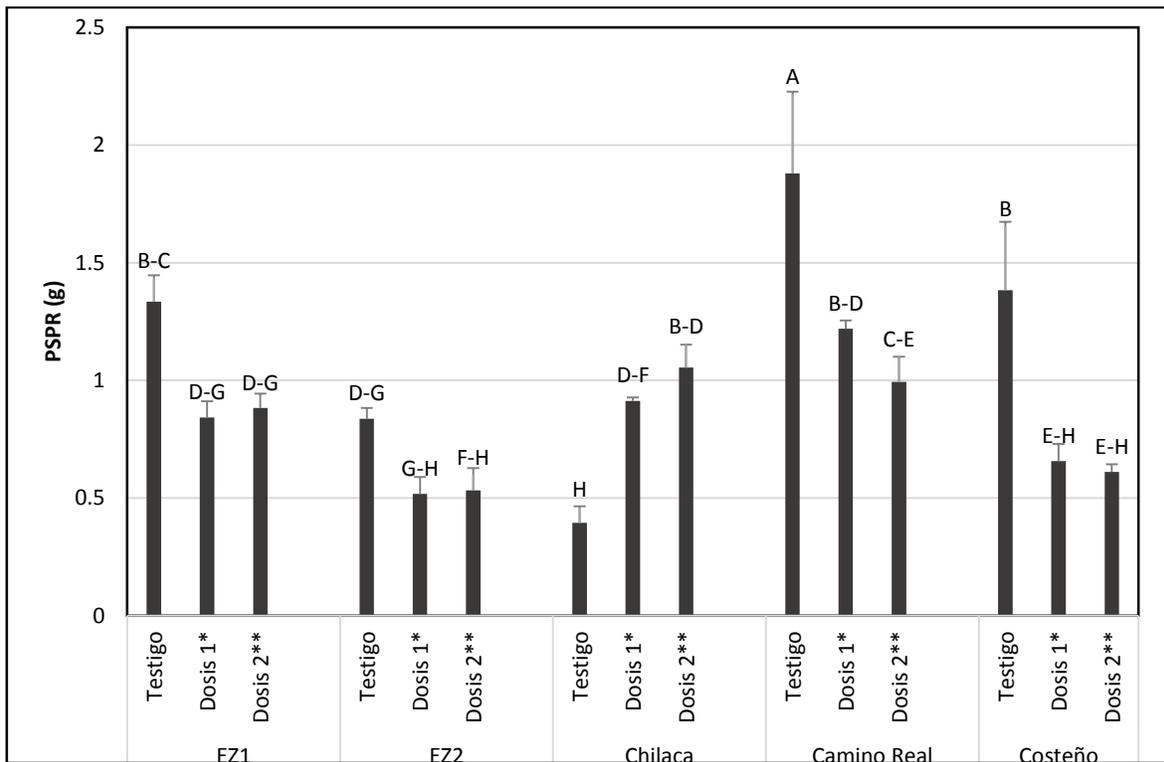


Figura 8. Efecto de la interacción de variedades de Chile y dosis de *P. capsici* sobre el peso seco de la raíz.

*10,000 zoosporas mL⁻¹ **50,000 zoosporas mL⁻¹

Promedios con diferente letra indican diferencia estadística (p≤0.05)

6.2.3. Índice de severidad de la enfermedad en plantas de Chile

Por ser datos no paramétricos, para determinar si los tratamientos presentaron diferencias significativas, se realizó la prueba de Kruskal-Wallis, con la cual se observó que sí existen diferencias entre tratamientos (Fig. 9).

En base a los resultados obtenidos, al realizar la prueba, se observa el efecto del patógeno *P. capsici* sobre las plantas inoculadas, excepto en el tratamiento 10 que corresponde a la variedad Camino Real inoculada con la dosis 1, así como con las plantas de la variedad Chilaca, donde no hubo diferencia significativa entre el testigo y las plantas inoculadas (Fig. 9).

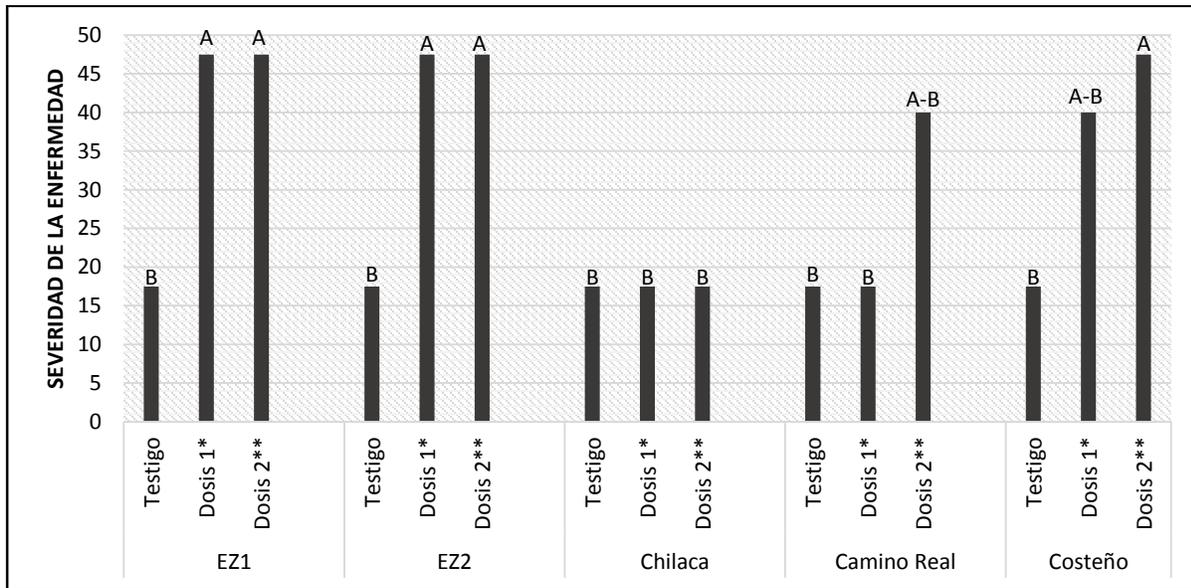


Figura 9. Efecto de la interacción de variedades de chile y dosis de *P. capsici* donde se aprecia el índice de severidad de la enfermedad en la parte aérea de la planta. Prueba realizada con Bonferroni- Dunn.

*10,000 zoosporas mL⁻¹ **50,000 zoosporas mL⁻¹

Promedios con diferente letra indican diferencia estadística (P< 0.0001).

6.2.4. Porcentaje de daño en la raíz de plantas de chile

El análisis de varianza indicó que existe una interacción significativa entre los genotipos de chile y el patógeno *P. capsici*. Los híbridos EZ1 y EZ2 mostraron mayor porcentaje de daño en la raíz en la interacción con ambas dosis del patógeno. Las variedades Camino Real y Costeño mostraron porcentajes similares con 30 y 50% de daño en las raíces de plantas de chile inoculadas con 10,000 y 50,000 zoosporas respectivamente (Fig. 10). Cabe resaltar que el patógeno no ocasionó daño en la variedad Chilaca, por lo que, se considera que ésta variedad es tolerante al ataque del aislado CH-11 de *P. capsici* utilizado en este estudio, ya que no mostró síntomas de la enfermedad.

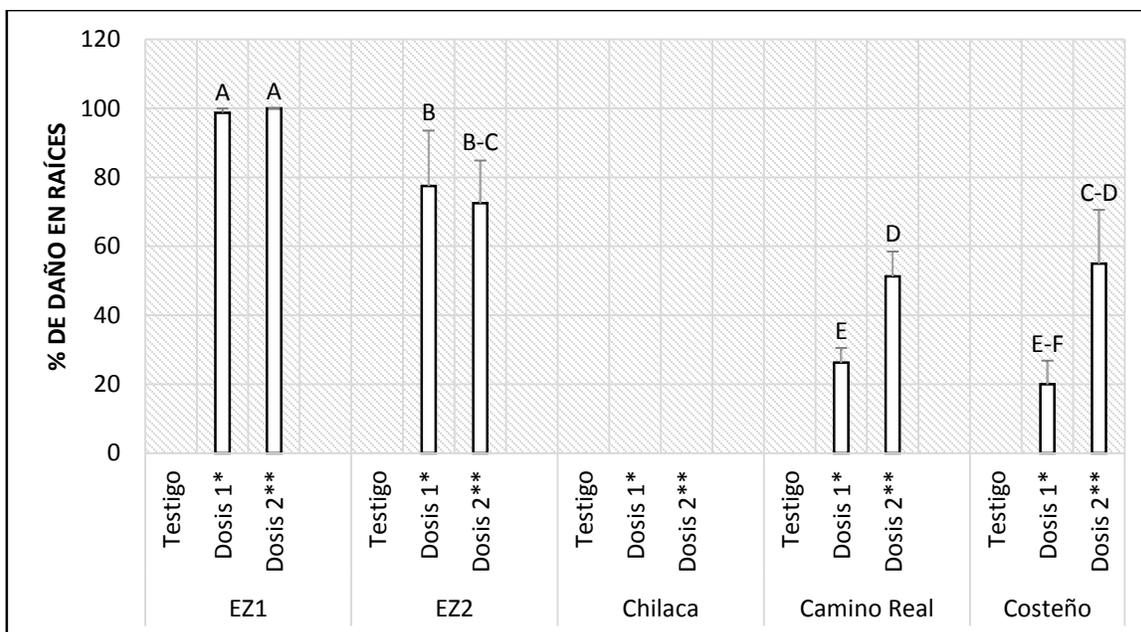


Figura 10. Efecto de la interacción de variedades de Chile y dosis de *P. capsici* sobre el peso seco de la raíz.

*10,000 zoosporas mL⁻¹ **50,000 zoosporas mL⁻¹

Promedios con diferente letra indican diferencia estadística (p<0.05).

6.3. Experimento 3

En el experimento 3, se observó que los genotipos de Chile influyeron de manera significativa en PSPA, infección por *P. capsici* y el porcentaje de daño que el patógeno ocasionó en la raíz de la planta (Cuadro 8). En tanto que los HMA, fueron significativos con respecto al PSPR, la infección del patógeno y la colonización micorrícica en la planta. Asimismo, *P. capsici* influyó significativamente en todas las variables medidas, excepto en la colonización micorrícica. Sin embargo, al analizar la interacción de los tres factores estudiados, se observa que es significativa únicamente en PSPR, la infección por el patógeno, y el síntoma de la enfermedad en la planta.

6.3.1. Peso Seco Parte Aérea (PSPA)

El análisis de varianza indicó que no hubo significancia entre el patógeno, los HMA y los genotipos de plantas de Chile, sin embargo, la inoculación de *P. capsici* afectó el desempeño vegetal del híbrido EZ1 (Fig. 11), en contraste con la variedad Chilaca que no mostró afectación del patógeno.

Cuadro 8. Valores de P de las diferentes variables de respuesta analizadas en el experimento 3, obtenidos del análisis de varianza con 95% de confiabilidad.

	PSPA	PSPR	INFECCIÓN <i>P. capsici</i>	COLONIZACIÓN HMA	% DE DAÑO EN RAÍZ
A: VAR. DE CHILE	0.0001	0.2181	0.0000	0.3534	0.0000
B: HMA	0.9680	0.0017	0.0310	0.0072	0.6070
C: <i>P. capsici</i>	0.0015	0.0000	0.0000	0.1444	0.0000
AB:INTERACCIÓN	0.5724	0.5700	0.0013	0.4048	0.6737
AC:INTERACCIÓN	0.0000	0.0000	0.0000	0.4987	0.0000
BC:INTERACCIÓN	0.0485	0.9776	0.0310	0.9930	0.6070
ABC:INTERACCIÓN	0.2652	0.0229	0.0013	0.0861	0.6737

*PSPA (Peso Seco Parte Aérea) **PSPR (Peso Seco Parte Radical)

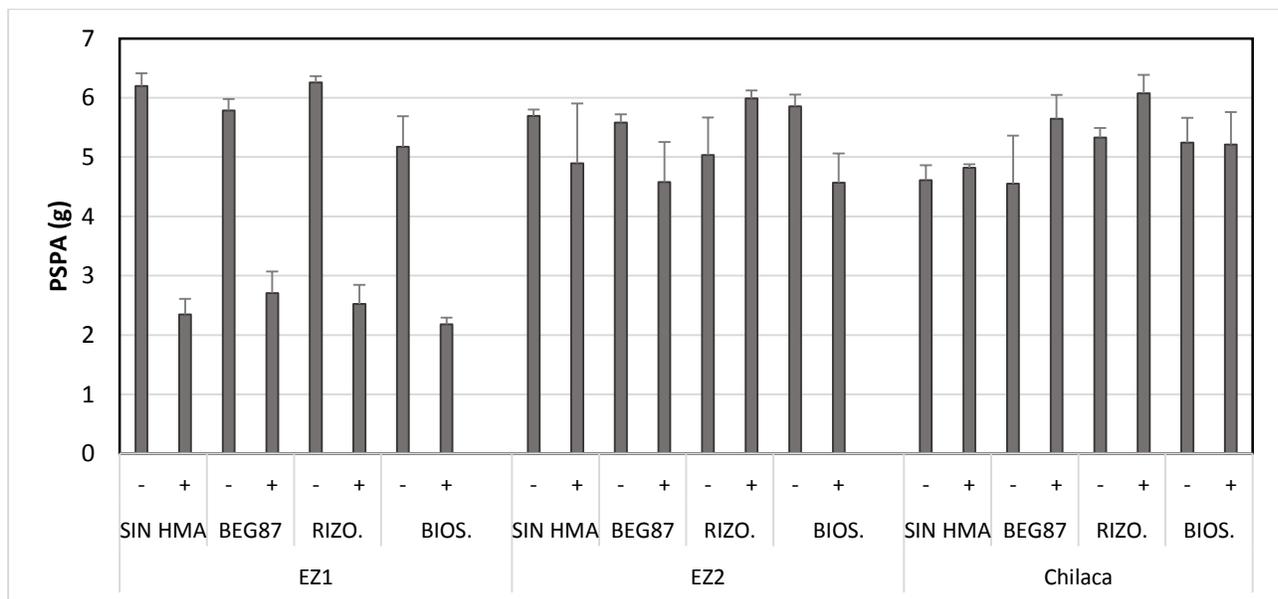


Figura 11. Efecto de la interacción de variedades de chile, inóculos de HMA y el patógeno *P. capsici* sobre el peso seco de la parte aérea de la planta.

6.3.2. Peso Seco Parte Radical (PSPR)

El análisis de varianza indicó una interacción entre las variedades de chile, el patógeno y los HMA. El mayor promedio se obtuvo de la interacción entre EZ1 y el consorcio comercial Rizofermic sin *P. capsici*. El patógeno afectó en diferente nivel el peso seco de la raíz entre variedades, ya que en EZ1 decreció la producción de la misma, en tanto que en la variedad Chilaca no se observó ningún efecto.

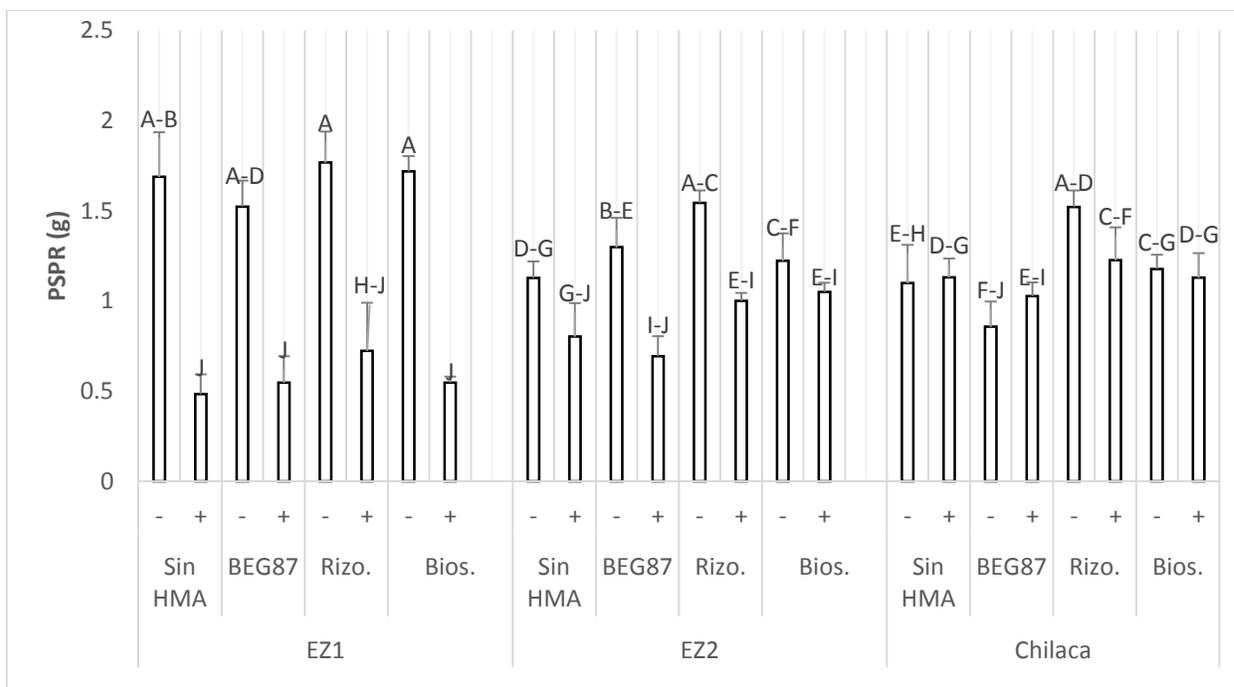


Figura 12. Efecto de la interacción de variedades de chile, inóculos de HMA y el patógeno *P. capsici* sobre el peso seco de la raíz.

Promedios con diferente letra indican diferencia estadística ($p \leq 0.05$).

6.3.3. Porcentaje de infección de *P. capsici* en plantas de chile

El análisis de varianza muestra significancia estadística entre los factores estudiados. El promedio más alto de infección en la raíz de plantas de chile, correspondió al tratamiento del híbrido EZ2 colonizado por el inóculo comercial Biosustenta y fue diferente al resto de los tratamientos, excepto al tratamiento del mismo genotipo de chile inoculado con BEG87. Sin embargo, como se mencionó anteriormente, la cosecha se realizó siete semanas después de la inoculación del patógeno, mismo que a partir del quinto día provocó síntomas de marchitamiento en el híbrido EZ1, y después de una semana, las plantas se observaron totalmente colapsadas. Por lo tanto, se considera que los resultados obtenidos de infección del patógeno en las plantas de éste genotipo, no reflejan el efecto del patógeno en dichas plantas, debido a que al momento de la cosecha, las raíces ya se encontraban totalmente necrosadas y es posible que en ese estado se encontraran microorganismos saprófitos en ellas y no el patógeno inoculado.

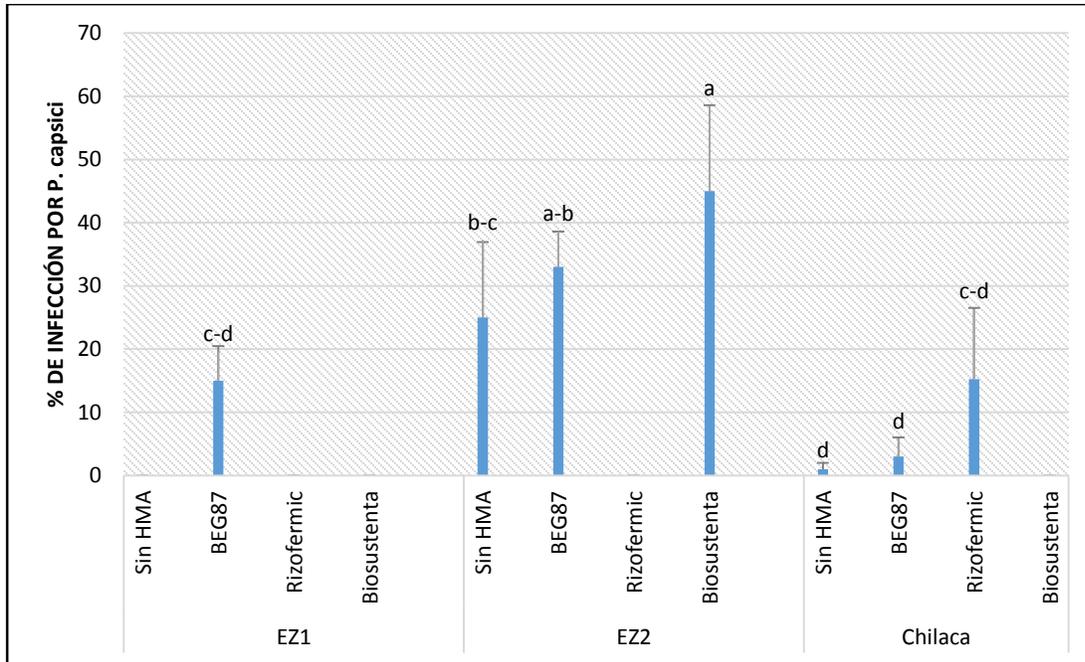


Figura 13. Efecto de la interacción de variedades de chile, inóculos de HMA y el porcentaje de infección de *P. capsici* en plantas de chile.

Promedios con diferente letra indican diferencia estadística ($p \leq 0.05$).

6.3.4. Análisis de la colonización micorrícica en plantas de chile

El análisis de varianza indicó que no hay interacción entre factores, ya que las variedades de chile respondieron de igual forma a la colonización por los HMA, en presencia o ausencia del patógeno. No obstante, el mayor porcentaje de colonización micorrícica se obtuvo con la cepa BEG87 en el híbrido EZ1 inoculada con *P. capsici*.

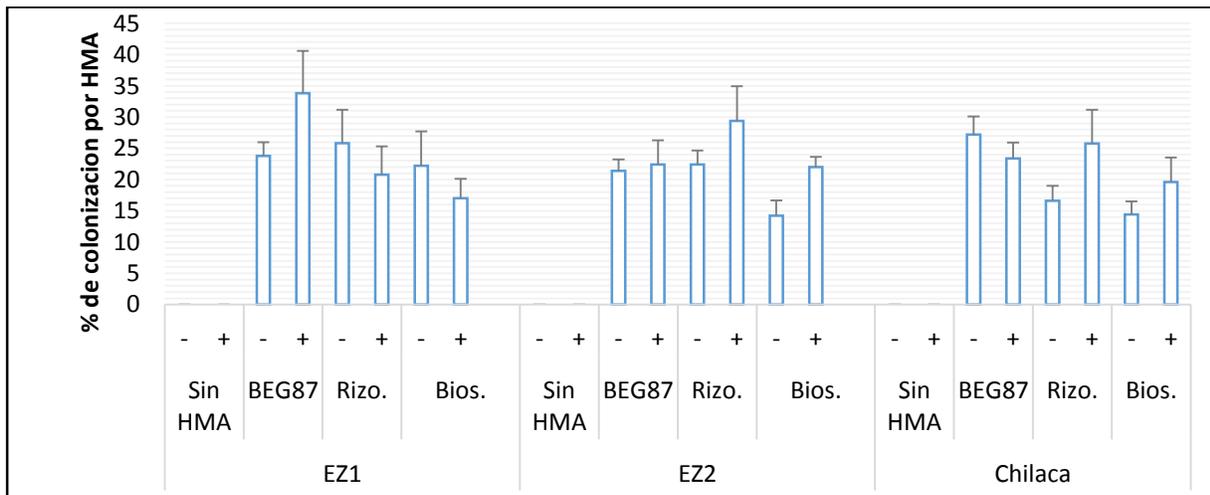


Figura 14. Efecto de la interacción de variedades de chile y el patógeno *P. capsici* sobre la colonización micorrícica en plantas de chile.

6.3.5. Índice de severidad de la enfermedad en plantas de Chile

Por ser datos no paramétricos, la comparación de medias se realizó con la prueba de Kruskal-Wallis. Con esta se detectó que existen diferencias significativas en la interacción entre los factores genotipos de Chile, HMA y la inoculación de *P. capsici*. (Fig. 15). Este patógeno ocasionó en EZ1 severos síntomas de marchitamiento y el colapso de las plantas, tanto colonizadas con HMA como sin micorrización. Las plantas del híbrido EZ2 inoculadas con el patógeno estadísticamente corresponden al grupo de las plantas colapsadas, excepto el tratamiento inoculado con Rizofermic, el cual no presentó ningún síntoma y estadísticamente es igual a los tratamientos negativos del patógeno. Por otro lado, en la variedad Chilaca todos los tratamientos fueron similares, ya que la inoculación con el patógeno no provocó ningún síntoma en la planta, lo que se atribuye a que existe tolerancia de la variedad al patógeno inoculado.

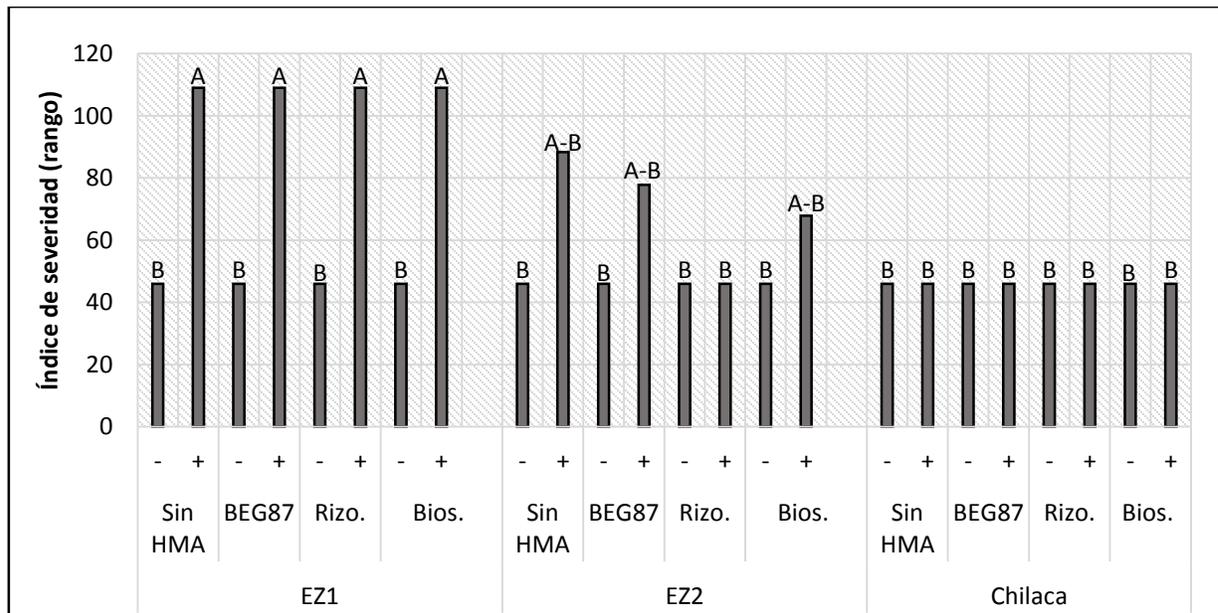


Figura 15. Efecto de la interacción de variedades de Chile, el patógeno *P. capsici* inóculos de HMA sobre el síntoma de la enfermedad en plantas de Chile. Prueba realizada con Bonferroni- Dunn.

Promedios con diferente letra indican diferencia estadística ($p < 0.0001$).

6.3.6. Porcentaje de daño en la raíz de plantas de chile

El análisis de varianza indicó que no existe significancia entre los factores variedades de chile, inóculos de HMA y el patógeno *P. capsici*, ya que en las plantas de la variedad Chilaca se observó un porcentaje de daño mínimo, se atribuye este afecto mayormente al factor genotipo de planta (Fig. 16).

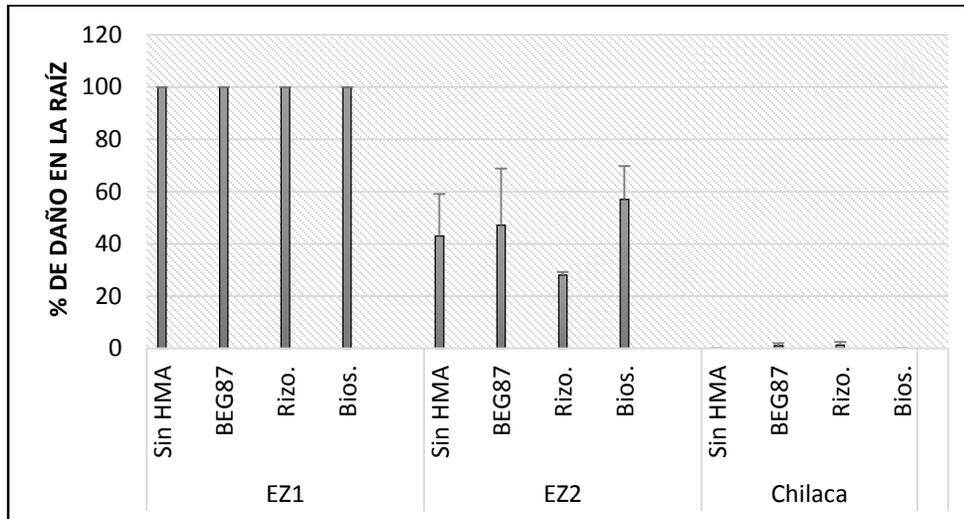


Figura16. Efecto de la interacción de variedades de chile, inóculos de HMA y el patógeno *P. capsici* sobre el síntoma de la enfermedad en la raíz de plantas de chile.

7. DISCUSIÓN

Resistencia en variedades de Chile contra *P. capsici*

P. capsici es un patógeno muy agresivo y en plantas susceptibles infecta raíz, follaje, flores o frutos en cualquier estado de desarrollo de la planta hospedera (Castro *et al.*, 2012).

En el presente estudio se observó diferencia de respuesta en las plantas inoculadas con *P. capsici*, donde los híbridos EZ1 y EZ2, así como las variedades Costeño y Camino Real mostraron susceptibilidad a *P. capsici*. Como consecuencia de la infección con *P. capsici* esos genotipos de Chile mostraron un menor desempeño vegetal como resultado del daño ocasionado por el patógeno. Sin embargo, la compatibilidad e incompatibilidad planta-patógeno está determinada por el grado de coordinación entre las diferentes estrategias de defensa, la rapidez y la magnitud con que ocurre la expresión de genes que codifican para la síntesis de metabolitos que inhiben el crecimiento del patógeno (Silvar, *et al.*, 2008). En este sentido, la variedad Chilaca criolla obtenida del municipio de Queréndaro, Michoacán, no mostró ningún síntoma típico ocasionado por el patógeno, por ello, se sugiere que la variedad Chilaca criolla es resistente al patógeno.

En contraste, Morán-Bañuelos (*et al.*, 2010), con un método de inoculación similar al utilizado en este estudio, inoculando 100,000 zoosporas por planta de 29 colectas realizadas en el estado de Puebla, observaron que todas las plantas inoculadas presentaron síntoma de la enfermedad.

De tal manera que de acuerdo con los diferentes estudios realizados en búsqueda de material resistente a *P. capsici*, a la fecha únicamente se ha identificado como resistente universal contra este patógeno al material criollo del estado de Morelos CM-334 (Fernández- Pavía, 1979; Fernández, 2011; Lamour, 2012).

Promoción de crecimiento vegetal en variedades de chile con HMA

Los HMA se caracterizan por ser promotores de crecimiento vegetal, lo anterior, se atribuye esencialmente a que mejoran la nutrición de la planta hospedera debido a la mayor absorción principalmente de P (Barea *et al.*, 2005; Bucher, 2007). Asimismo, la compatibilidad entre HMA y las plantas hospederas depende de señales específicas bioquímicas y genéticas que permiten el reconocimiento, colonización e intercambio de nutrientes (Ramírez, 2010).

En el experimento uno, los HMA promovieron mayor producción de biomasa respecto a las plantas no micorrizadas, principalmente la cepa BEG87 correspondiente a la especie *R. Irregularis*, mostró mayor compatibilidad con todos los genotipos de chile que el resto de inóculos utilizados, ya que se encontraron valores de 45 y 5% de colonización micorrícica con BEG87 y los inóculos comerciales respectivamente. Estos resultados concuerdan con lo reportado por Boonlue *et al.* (2012), quienes observaron que la pre inoculación con *G. clarum* RA0305 en plantas de chile con valores entre 25 y 79% de colonización incrementó significativamente la altura de la planta, peso seco de la parte aérea y número de frutos por planta, en comparación con las no micorrizadas.

Sin embargo, en el experimento 2 los HMA no influyeron en el desempeño vegetal. Se encontraron promedios entre 18 y 25% de colonización micorrícica, por lo tanto, no se observó diferencia entre los inóculos utilizados. Estos resultados difieren con lo reportado por (Reyes, 2015) quien observó que los HMA promovieron el crecimiento de las plantas de chile serrano y poblano. Sin embargo, en otro estudio realizado por Raya (2015), se manifestó un decremento en el desempeño vegetal de plantas de chile serrano pre inoculadas con *R. irregularis*.

Papel de los HMA en la salud de vegetal de variedades de chile inoculadas con *P. capsici*

Los HMA incrementan en la planta la capacidad de resistencia (Zarea *et al.*, 2014) y es posible que exista sinergismo entre especies en el biocontrol de patógenos (Wehher *et al.*, 2010), sin embargo, en este estudio la asociación micorrícica no mostró un efecto bioprotector en la interacción planta-*P. capsici*-HMA.

Resultados contrastantes reportaron Alejo-Iturbe *et al.* (2009), quienes observaron una disminución de la enfermedad en plantas infectadas por *P. capsici* pre inoculadas con HMA. En otro estudio, la colonización micorrícica disminuyó significativamente la pudrición de raíz en plantas de cítricos infectados por *P. parasítica* (Youpensuk *et al.*, 2012).

Sin embargo, con base en los resultados obtenidos en un estudio realizado, Raya (2015), señala que en plantas de chile serrano pre inoculadas con *R. irregularis*, la colonización micorrícica incrementó el síntoma de la enfermedad causada por *P. capsici*.

Al respecto, Whipps (2004), señala que el biocontrol con HMA en condiciones de campo e invernadero frecuentemente es limitado, entre otros factores, debido a la diferencia de condiciones de laboratorio e *in vitro* en que se realizan las pruebas exitosas.

8. CONCLUSIONES

Con base en los resultados obtenidos en los experimentos realizados en las condiciones experimentales mencionadas se concluye:

La compatibilidad funcional de HMA y plantas de chile se reflejó en un mayor desempeño vegetal (PSPA Y PSPR).

Las plantas de chile responden de manera diferente al ataque del patógeno *P. capsici*, efecto atribuido a la susceptibilidad o tolerancia de las variedades evaluadas.

Los HMA no disminuyeron la marchitez causada por el patógeno *P. capsici* en plantas de chile cuando hubo interacción planta-patógeno-HMA.

Debido al comportamiento observado en este estudio, la variedad Chilaca criolla obtenida de Queréndaro podría ser utilizada en el fito mejoramiento de materiales tolerantes a *P. capsici*.

9. LITERATURA CITADA

- Aguilera, G. L.I., Olalde, P. V., Arriaga, R. M. y Contreras, A. R. (2007). Micorrizas Arbusculares. *Ciencia Ergo Sum*. 14, 300-306.
- Akhtar, M. S. y Siddiqui, Z. A. (2008). Arbuscular mycorrhizal fungi as potential bioprotectants against plant pathogens. *Mycorrhizae: sustainable agricultura and forestry*. 3, 61-97.
- Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. (2003). Aplicación de fósforo e inoculación de hongos micorrízicos arbusculares en el crecimiento y estado nutricional de *Citrus volkameriana*. *Terra Latinoamericana*. 21, 91-99.
- Alejo-Iturvide, F., Márquez, L. M. A., Morales, R. I., Vázquez, G. M. S. y Olalde, P. V. (2008). Mycorrhizal protection of chili plants challenged by *Phytophthora capsici*. *European Journal of Plant Pathology*. 120, 13-20.
- Azcón-Aguilar, C. y Barea, J.M. (1996). Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens- an overview of mechanisms involved. 6, 457-464.
- Babadoost, M. (2005). *Phytophthora blight* of cucurbits. *The Plant Health Instructor*.
- Barea, J. M., Azcón, R. y Azcón-Aguilar, C. (2005). Interactions between mycorrhizal fungi and bacteria to improve plant nutrient cycling and soil structure. *Soil Biology*. 3, 95-112.
- Barea, J. M., Palenzuela, J., Cornejo, P., Sánchez-Castro, I., Navarro-Fernández, C., López-García, A., Azcón, R., Ferrol, N. y Azcón-Aguilar, C. (2011). Ecological and functional roles of mycorrhizas in semi-arid ecosystems of Southeast Spain. *Journal of Arid Environments*. 75, 1292-1301.
- Barrer, S. E. (2009). Uso de hongos micorrízicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. *Facultad de Ciencias Agropecuarias*. 7, 123-132.
- Bautista-Calles, J., García-Espinosa, R., Zavaleta-Mejía, M., Pérez-Moreno, J., Montes-Belmont, R., Ferrera-Cerrato, R. y Huerta-Lara, M. (2010). Disminución de la marchitez del chile (*Phytophthora capsici* Leo) con complejidad ascendente de antagonistas en el sustrato de germinación del chile (*Capsicum annum* L.). *Interciencia*. 35, 613-618.
- Boonlue, S., Surapat, W., Pukahuta, C., Suwanarit, P., Suwanarit, A. y Morinaga, T. (2012). Diversity and efficiency of arbuscular mycorrhizal fungi in soils from organic chili (*Capsicum frutescens*) farms. *Mycoscience*. 53, 10-16.

- Bucher, M. (2007). Functional biology of plant phosphate uptake at root and mycorrhiza interfaces. *New Phytologist*. 173, 11-26.
- Calvo-Polanco, M., Sánchez-Romera, B. y Aroca, R. (2013). Arbuscular mycorrhizal fungi and the tolerance of plants to drought and salinity. *Symbiotic Endophytes, Soil Biology*. 37, 271-288.
- Castro, R. A., Fernández, P. S. P. y Osuna, A. P. (2012). Mecanismos de defensa del chile en el patosistema *Capsicum annum-Phytophthora capsici*. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 30, 49-65.
- Camarena-Gutiérrez, G. (2012). Interacción planta-hongos micorrízicos arbusculares. *Revista Chapingo. Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*. 28, 409-421.
- Candanie, W. A., Kubota, M., Hyakumachi, M. (2009). Interactions between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* and plant growth-promoting fungi and their significance for enhancing plant growth and suppressing damping-off of cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Elsevier*. 41, 336-341.
- Ceballos, I., Ruiz, M., Fernández, C., Peña, R., Rodríguez, A. y Sanders, R. (2013). The In vitro mass-produced model mycorrhizal fungus, *Rhizophagus irregularis*, significantly increases yields of the globally important food security crop Cassava. *PLOS ONE*. 8, 1-10.
- Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza CATIE. (1993). *Guía para el manejo integrado del chile dulce*. Folleto técnico. Turrialba: CATIE.
- Chew, M. Y., Vega, P. A., Palomo, R. M. y Jiménez, D. F. (2008). *Principales enfermedades del chile (Capsicum annum L.)*. Folleto Técnico 15. Matamoros: INIFAP.
- Cimen, I., Pirinc, V., Sagır, A., Akpınar, C. y Guzel, S. (2009). Effects of solarization and vesicular arbuscular mycorrhizal fungus (VAM) on *Phytophthora* blight (*Phytophthora capsici* Leonian) and yield in pepper. *American Journal of Biotechnology*. 8, 48-84.
- Cuadros, G. G. A., Gómez, S. R. y Rodríguez, L. N. F. (2011). Symbiotic association of arbuscular mycorrhizal fungi and the root system of cocoa (*Theobroma cacao* L.) seedlings: effect of formononetin and phosphorus availability at soil level. *Revista Corpoica - Ciencia y Tecnología Agropecuaria*. 12, 7-85.
- Dames, J. F. (2014). Biological Control: PGPR and arbuscular mycorrhizal fungi working together. In: *Use of Microbes for the Alleviation of Soil Stresses*. Springer. Pp 39-53.
- De la Rosa-Mero, C., Ferrera-Cerrato, R., Alarcón, A., Sánchez-Colín M. y Franco-Ramírez, A. (2012). Aislamiento de consorcios de hongos micorrízicos

- arbusculares de plantas medicinales y su efecto en el crecimiento de vinca (*Catharanthus roseus*). *Revista Chilena de Historia Natural*. 85, 187-198.
- Espinosa-Victoria, D., González-Mendoza, D., Placencia-de la Parra, J. y García-Espinosa, R. (2004). Reducción de la incidencia de *Phytophthora capsici* Leo en el sistema radical de plántulas de chile pre-micorrizadas con *Glomus intraradices*. *Terra Latinoamericana*. 22, 317-326.
- Estrada, B., Aroca, R., Barea, J. M. y Ruíz-Lozano, J. M. (2013). Native arbuscular mycorrhizal fungi isolated from a saline habitat improved maize antioxidant systems and plant tolerance to salinity. *Plant Science*. December, 42-51.
- Ferrera-Cerrato, R. y Alarcón, A. (2007). *Microbiología agrícola hongos, bacterias, micro y macro fauna, control biológico y planta microorganismo*. Trillas. México.
- Fernández, H. E. (2011). *Genes de defensa enzimática y contenido de capsidiol en chile CM-334 resistente a P. capsici e infectado con Nacobbus aberrans*. Tesis doctoral. Colegio de Posgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México.
- Fernández-Pavía, S. 1997 Host-Pathogen interactions in the root rot *Phytophthora capsici* *Capsicum annum* resistant CM-334 pathosystem. Ph D. Dissertation. New México State University.
- Fernández-Herrera, E., Acosta-Ramos, M., Pinto, V. M. (2007). Efecto de aplicaciones de fungicidas sobre la incidencia de la marchitez (*Phytophthora capsici* Leo.) del jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en invernadero. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 25, 186-189.
- Fernández-Herrera, E., Rojas, M. R. I., Gómez, R. O., Guevara, O. L., Rivas, D. M, E., Valadez, M. E. y Zavaleta, M. E. (2012). Genes de defensa, actividad enzimática y contenido de capsidiol en chile CM-334 inoculado con *Phytophthora capsici*. *Interciencia*. 37, 370-376.
- Fernández, P. S. P., Biles, L. C., Waugh, E. M., Waugh, O. K., Rodríguez, A. G., y Liddell, M. C. (2004). Characterization of Southern New Mexico *Phytophthora capsici* Leonian isolates from pepper (*Capsicum annum* L.) *Revista Mexicana de Fitopatología*. 22, 82-89.
- García-Rodríguez, M. R., Chiquito-Almanza, E., Loeza-Lara, P. D., Godoy-Hernández, H., Villordo Pineda, E., Pons-Hernández, J. L., González-Chavira, M. M., Anaya-López, J. L. (2010). Producción de chile ancho injertado sobre criollo de morelos 334 para el control de *Phytophthora capsici*. *Agrociencia*. 44, 701-709.

- Garzón, T. J. A. (2010). *Enfermedades por virus y organismos tipo bacteria del chile y tomate en México*. Manual Técnico. México D.F: Bayer de México CropScience.
- Gómez, D.N., Carreón A. Y., Fernández P, S. P. (2008). Reducción de la susceptibilidad a *Phytophthora capsici* Leonian causante de la pudrición de raíz en jitomate (*Solanum lycopersicum* L). *Biológicas*. 10, 100-108.
- Hao, Z., Fayolle, L., Tuinen, D., Chatagnier, O., Li, X., Gianinazzi, S., Gianinazzi-Pearson. (2012). Local and systemic mycorrhiza-induced protection against the ectoparasitic nematode *Xiphinema index* involves priming of defence gene responses in grapevine. *Journal of Experimental Botany*. 63, 3657–3672.
- Jung. S. C., Martínez-Medina. A., López-Raez. J. A. y Pozo. M. J. (2012). Mycorrhiza- induced resistance and priming of plant defenses. *Journal of Chemical Ecology*. 38, 651- 664.
- Koltai. H., y Kapulnik. Y. (2010). *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function*. Second Edition. Springer. Reino Unido.
- Kirk, P.M., Cannon, P. F., David, J. C. y Stalpers, J. A. (2001). *Dictionary of the fungi*. CAB International. Reino Unido. 655 pp.
- Larsen J., Ravnskov S. y Sørensen J. N. (2007). Capturing the benefit of mycorrhiza in horticulture. In: *Mycorrhizae and Crop Productivity*, (Chantal Hamel, Christian Plenchette, eds.), New York, *Haworth Press*. Pp. 123-150.
- Lamour, K. H., Stam, E., Jupe, J. y Huitema, E. (2012). The oomycete broad-host-range pathogen *Phytophthora capsici*. *Molecular Plant Pathology*. (4), 329-337.
- Lucas, S. L. G. (2011). *Fertilización fosfatada en chile guajillo (Capsicum annum L.) y su interacción con Hongos Micorrízicos Arbusculares*. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México.
- Lioussanne, L. (2010). The role of the arbuscular mycorrhiza-associated rhizobacteria in the biocontrol of soilborne phytopathogens. *Spanish Journal of Agricultural Research*. 8, 51-61.
- Martínez, C. J. y Moreno, C. E. (2009). *Manual técnico del manejo de chiles en campo abierto*. Manual técnico. Monterrey: SAGARPA.
- McGonigle, M. C., T. P., M. H. Miller, D.G. Evans, G.L. Fairchild y J. A. Swan. (1990). A method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*. 115, 495-501.
- Miransari, M. 2013. Arbuscular mycorrhizal fungi and uptake of nutrients. *Soil Biology*. 3, 253-270.

- Morán–Bañuelos, S. H., Aguilar–Rincón, H. H., Corona–Torre, T. y Zavaleta–Mejía, E. (2010). Resistencia a *Phytophthora capsici* Leo. de chiles nativos del sur de Puebla, México. *Fitotecnia*. 33, 21-26.
- Montaño, A. N. M., Camargo, R. S. L., García, S. R., y Monroy, A. A. (2008). *Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos*. México: Mundi Prensa.
- Mojica-Marin, V., Luna-Olvera, A., Sandoval-Coronado, C. F., Pereyra-Alferez, B., Morales-Ramos, L. H., Gonzalez-Aguilar, N. A., Hernandez-Luna, C. E. y Alvarado-Gomez, O. G. (2009). Control biológico de la marchitez del chile (*Capsicum annuum* L.) por *Bacillus thuringiensis*. *Revista internacional de Botánica Experimental*. 78, 105-110.
- Mujica, P. Y. (2012). Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) inoculation by two different ways in tomato (*Solanum lycopersicum* L.) crop. *Cultivos Tropicales*. 33, 71-76.
- Nichols, K. A. (2008). Indirect contributions of am fungi and soil aggregation to plant growth and protection. *Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry*. 7, 177-194.
- Nuez, F., Gil, O.R. y Costa, J. (1996). *El cultivo de pimientos, chiles y ajies*. España: Mundi Prensa.
- Ozgonen, H. y Erkilic, A. (2007). Growth enhancement and *Phytophthora* blight (*Phytophthora capsici* Leonian) control by arbuscular mycorrhizal fungal inoculation in pepper. *Crop Protection*. 26, 1682–1688.
- Ozgonen, H., Yardimci, N. y Kilic, C. (2009). Induction of phenolic compounds and pathogenesis-related protein by mycorrhizal fungal inoculations against *Phytophthora capsici* Leonian in pepper. *Pakistan Journal of Biological Sciences*. 12, 1181-1187.
- Paulitz, T. C. y Bélanger, R. R. (2001). Biological control in greenhouse systems. *Phytopathol*. 3, 103-133.
- Palenzuela, J., Azgón-Aguilar, C., Barea, J. M., Alves, S. G. y Eohl, F. (2013). *Acaulospora pustulata* and *Acaulospora tortuosa*, two new species in the Glomeromycota from Sierra Nevada National Park (southern Spain). *Nova Hedwigia*. 97, 305-319.
- Parra, G. Y. y Ristaino, J. B. (2001). Resistance to mefenoxam and metalaxyl among field isolates of *Phytophthora capsici* causing *Phytophthora* blight of bell pepper. *Plant Disease*. 85, 1069-1075.

- Pernezny, K., Roberts, P.D., J. F., Murphy, N. P., y Goldberg, N. P. (2003). Compendium of Pepper Diseases. *The American Phytopathological Society*. P 63.
- Pozo, C. O. (1983). Logros y aportaciones de la investigación científica en el cultivo del chile SARH, México, D. F. Pp. 5-18.
- Pozo, M. J., Cordier, C., Dumas-Gaudot, E., Gianinazzi, S. Barea, J. M. y Azcón Aguilar, C. (2002). Localized versus systemic effect of arbuscular mycorrhizal fungi on defence responses to *Phytophthora* infection in tomato plants. *Journal of Experimental Botany*. 53, 525-534.
- Pozo, M. J. y Azcón-Aguilar, C. (2007). Unraveling mycorrhiza-induced resistance. *Plant Biology*. Biotic Interactions. 10, 393–398.
- Pozo, M. J., Jung, C. S., Martínez, M, A., López, R. J. A., Azcón, A. C. y Barea J. M. (2013). Arbuscular mycorrhizal fungi help plants to cope with biotic stresses. *Soil Biology*. 37, 289-307.
- Quiñones-Aguilar, E. E., Hernández-Acosta, E., Rincón-Enríquez, G. y Ferrera-Cerrato, R. (2012). Interacción de hongos micorrízicos arbusculares y fertilización fosfatada en papaya. *Terra Latinoamericana*, 30, 165-176.
- Ramos-Sandoval, R. U., Gutiérrez-Soto, J, G., Rodríguez-Guerra, R., Salcedo-Martínez, S. M., Hernández-Luna, C. E., Luna-Olvera, H. A., Jiménez-Bremont, J. F., Fraire-Velázquez, S. y Almeida, I. H. (2010). Antagonismo de dos Ascomicetos contra *Phytophthora capsici* Leonian, causante de la marchitez del chile (*Capsicum annum* L). *Revista Mexicana de Fitopatología*. 28, 75-86.
- Ramírez, G. M. y Rodríguez, V. A. (2010). Señales de reconocimiento entre plantas y hongos formadores de micorrizas arbusculares. *Corpioca Ciencias y Tecnologías Agropecuarias*. 1, 53-60.
- Ravnskov, S. y Jakobsen, I. (1994). Functional compatibility in arbuscular mycorrhizas measured as hyphal P transport to the plant. *Plant Nutrition*, 129, 611-618.
- Reyes, T. A. (2015). *Actinomicetos y hongos micozicos arbusculares como agentes de control biológico de la marchitez del chile*. Tesis de maestría, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Morelia, México.
- Ristaino, J. (1990). Intraspecific variation among isolates of *Phytophthora capsici* from pepper and cucurbit fields in North Carolina. *Phytopathology*. 80, 1253-1259.

- Ristaino, J. y Johnston, S. (1999). Ecologically based approaches to management of *Phytophthora* blight on bell pepper. *The American Phytopathological Society*. 83, 1080-1089.
- Richardson, A. E., Barea J. M., McNeill A. M. y Prigent-Combaret, C. (2009). Acquisition of phosphorus and nitrogen in the rhizosphere and plant growth promotion by microorganisms. *Plant Soil*. 321, 305-339.
- Rossmann, A. Y. y Palm, M. E. (2006). Why are *Phytophthora* and other Oomycota not true Fungi?. *Systematic Botany and Mycology Laboratory*. 17, 217-219.
- Robles-Martínez, M. L., Robles, C., Rivera-Becerril, F., Ortega-Larrocea, M. P., y Pliego-Marín, L. (2013). Inoculación con consorcios nativos de hongos de micorriza arbuscular en *Agave angustifolia* Haw. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 6, 1231-1240.
- Román, G. F. (2003). *Concentración de reguladores del desarrollo vegetal inducido por hongos endomicorrízicos en dos cultivares de chile (Capsicum annum L.)*. Tesis doctoral, Universidad de Colima. Colima, México.
- Santos, J. P. (2010). *Estrategias para el control de Phytophthora capsici Leo. Y Fusarium solani Mart. en el cultivo de chile (Capsicum annum L.)*. Tesis de maestría. COLPOS. Texcoco, México.
- Saldajeno, M. G. B., Chandanie, W. A., Kubota, M. y Hyakumachi, M. (2008). Effects of interactions of arbuscular mycorrhizal fungi and beneficial saprophytic mycoflora on plant growth and disease protection. *Mycorrhizae: sustainable agriculture and forestry*. 9, 211-226.
- Silvar, C., Merino, F. y Díaz, J. (2008). Differential activation of defense-related genes in susceptible and resistant pepper cultivars infected with *Phytophthora capsici*. *Journal of Plant Physiology*. 165, 1120-1124.
- Smith, S. E., Facelli, E., Pope, S. y Smith, F. A. (2009). Plant performance in stressful environments: interpreting new and established knowledge of the roles of arbuscular mycorrhizas. *Plant Soil*. 326, 3-20.
- Smith, S. E. y Read D. J. (2008). *Mycorrhizal symbiosis*, 3rd ed. Academic Press, London, United Kingdom.
- Stavros, D. Veresoglou, D. S., Rillig, C. M. (2012). Suppression of fungal and nematode plant pathogens through arbuscular mycorrhizal fungi. *Biology Letters*. 8, 214-217.
- Sørensen J.N., Larsen J. y Jakobsen, I. 2005. Mycorrhization and nutrient content of leeks (*Allium porrum* L.) in relation to previous crop and cover crop management on high P soils. *Plant and Soil*. 273, 101-111.

- Sørensen J. N., Larsen, J. y Jakobsen, I. (2008). Pre-inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi increases early nutrient concentration and growth of field-grown leeks under high productivity conditions. *Plant and Soil*. 307, 277-384.
- Tahat, M. M. y Sijam, K. (2012). Arbuscular mycorrhizal fungi and plant root exudates bio-communications in the rhizosphere. *African Journal of Microbiology Research*. 6, 7295-7301.
- Tisserant, E., Malbreilb, M., Kuo, A., Kohler, A., Symeonidi, A., Balestrini, R., Charron, P., Duensing, N., Frey, N. F., Gianinazzi-Pearson, V., Gilbert, L. B., Handa, Y., Herr, J. R., Hijri, M., Koul, R., Kawaguchij, M., Krajinski, F., Lammers, P. J., Masclaux, F. G., Murat, C., Morin, E., Ndikumana, S., Pagni, M., Petitpierre, D., Requena, N., Rosikiewicz, P., Riley, R., Saito, K., Clemente, H. S., Shapiro, H., Tuineni, D., Bécard, G., Bonfante, P., Paszkowski, U., Shachar-Hill, Y. Y., Tuskan, G. A., Young, J.P.W., Sanders, I. R., Henrissat, B., Rensing, S. A., Grigoriev, I. V., Corradi, N., Roux, C., Martin, F. (2014). Genome of an arbuscular mycorrhizal fungus provides insight into the oldest plant symbiosis. *PNAS*. 111, 20117-20122.
- Uribe, F. (2012). *Chiles secos: retos y oportunidades en el mercado*. Folleto técnico. Morelia. FIRA.
- Uribe-Lorío, L., Castro-Barquero, Arauz-Cavallini, L. F. y Henríquez-Henríquez, C. (2014). Pudrición basal causada por *Phytophthora capsici* en plantas de Chile tratadas con vermicompost. *Agronomía Mesoamericana*. 25, 243-253.
- Vásquez, L. A., Tlapal, B.B., Yáñez, M. M., Pérez, P. R., Quintos, E. M. (2009). Etiología de la marchitez del 'chile de agua' (*Capsicum annum* L.) en Oaxaca, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 32, 127-134.
- Whipps, J. M. (2004). Prospects and limitations for mycorrhizas in biocontrol of root pathogens. *Canadian Journal of Botany*. 82, 1198–1227.
- Wehner, J., Antunes, P. M., Powell, J. R., Mazukatow, J. y Rillig, M. C. (2009). Plant pathogen protection by arbuscular mycorrhizas: A role for fungal diversity?. *Pedobiologia*. 53, 197-201.
- Youpensuk, S., Piwpueak, W. y Rerkasem, B. (2012). Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on resistance to *Phytophthora parasitica* of citrus seedlings and on growth of Thai honey tangerine scions on citrus rootstocks. *African Journal of biotechnology*. 11, 11400-11406.
- Zarea, M. J., Miransari, M., Karimi, N. (2014). Plant physiological mechanisms of salt tolerance induced by mycorrhizal fungi and piriformospora indica. *Use of microbes for the alleviation of soil stresses*. 2, 133-152.

Servicio de Información Agropecuaria y Pesquera (SIAP). Recuperado en enero 2014

www.siap.gob.mx

Phytophthora blight of cucurbit. (s.f.). Recuperado el 20 Septiembre de 2014, de <http://www.apsnet.org/edcenter/intropp/lessons/fungi/Oomycetes/Pages/Phytophthora.aspx>

México en cifras. (s.f.). Recuperado el 8 Noviembre de 2014, de <http://www3.inegi.org.mx/sistemas/mexicocifras/default.aspx?e=16>

10. ANEXOS

Anexo 1. Fórmula de fertilización utilizada

No	Nutriente	Fórmula	Concentración g/L	mg/Kg de sustrato	mL de solución/kg sustrato
1	Sulfato de potasio	K ₂ SO ₄	25.0	75.0	3
2	Cloruro de calcio	CaCl ₂ ·2H ₂ O	25.0	75.0	3
3	Sulfato de cobre	CuSO ₄ ·5H ₂ O	0.7	2.1	3
	Sulfato de zinc	ZnSO ₄ ·7H ₂ O	1.8	5.4	
	Sulfato de manganeso	MnSO ₄ ·H ₂ O	3.5	10.5	
	Sulfato de cobalto	CoSO ₄ ·7H ₂ O	0.13	0.39	
	Sulfato de Magnesio	MgSO ₄ ·7H ₂ O	15.0	45.0	
	Molibdato de sodio	Na ₂ MoO ₄ ·2H ₂ O	0.06	0.18	
4	Nitrato de amonio	NH ₄ NO ₃	28.57	86.2	3
5	Fosfato de potasio	KH ₂ PO ₄	43.93		3

Anexo 2. Agar harina de maíz selectivo

Cornmeal-Agar-Piramicina-Ampicilina-Rifampicina-Pentacloronitrobenzeno Himexazol Erwin y Ribeiro, 1996

Para 1L de medio de cultivo:

1. Disolver 17g de agar harina de maíz (AHM) en un litro de agua destilada. El AHM debe agregarse primero y posteriormente el agua
2. Esterilizar a 121°C y 15 lb de presión por 20 minutos
3. Enfriar el medio en baño maría a 49°C por 30 minutos
4. Vaciar en cajas Petri en campana de flujo laminar

Enfriar un poco el medio y agregar 2 mL de los siguientes antibióticos:

- Penta Cloro Nitro Benzeno (PNBC)
- Natamicina (Delvolid)
- Ampicilina
- Ritampicina
- Hymexazol

NOTA: Se debe considerar el volumen de los antibióticos al momento de agregar el agua destilada al medio de cultivo. Para 1L de medio se agregan solamente 990 mL de agua destilada puesto que 10 mL corresponden a los antibióticos