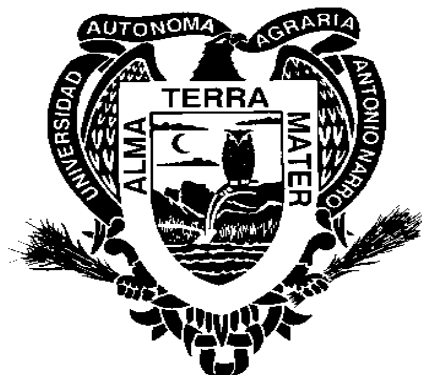


UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



Evaluación de la diversidad de las esporas y el porcentaje de micorrización en el
chile habanero (*Capsicum chinense jacq*).

POR:

HERNAN ANTONIO PÉREZ BARTOLON

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARA OBTENER EL TÍTULO

DE:

INGENIERO AGRONOMO EN HORTICULTURA

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

DICIEMBRE 2015

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Evaluación de la diversidad de las esporas y el porcentaje de micorrización en el chile habanero (*Capsicum chinense jacq*).

POR:

HERNAN ANTONIO PÉREZ BARTOLON

TESIS

QUE SE SOMETE A CONSIDERACION DEL H. JURADO EXAMINADOR, COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO EN HORTICULTURA

COMITÉ PARTICULAR

PRESIDENTE:


M.C. GENOVEVA HERNÁNDEZ ZAMUDIO

VOCAL:

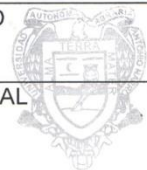

Ph.D. VICENTE DE PAUL ÁLVAREZ REYNA

VOCAL:


M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO

VOCAL:


M.C. FRANCISCA SÁNCHEZ BERNAL


Coordinación de la División de Carreras Agronómicas


M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO
COORDINACIÓN DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

DICIEMBRE 2015

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Evaluación de la diversidad de las esporas y el porcentaje de micorrización en el chile habanero (*Capsicum chinense jacq*).

POR:

HERNAN ANTONIO PÉREZ BARTOLON

TESIS

QUE SE SOMETE A CONSIDERACION DEL COMITÉ DE ASESORES, COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO EN HORTICULTURA

COMITÉ PARTICULAR

ASESOR
PRINCIPAL


MC. GENOVEVA HERNÁNDEZ ZAMUDIO

ASESOR


PH.D. VICENTE DE PAUL ÁLVAREZ REYNA

ASESOR


M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO

ASESOR


M.C. FRANCISCA SÁNCHEZ BERNAL




M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO
COORDINACIÓN DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

DICIEMBRE 2015

AGRADECIMIENTOS

A Dios por la vida, salud y por haberme ayudado en los momentos más difíciles y momentos malos y buenos de vida. Que me permitió llegar a este momento de mi formación profesional y cuidar a mi familia.

A mis padres: Antonio Hernan Pérez Díaz (+) y a mi Madre. Edelmira Bartolón Roblero, por motivarme y seguir luchando y fortalecer el aprendizaje y adquirir habilidades y dar sentido al compromiso de nuestra existencia.

A mi esposa Guadalupe Janeth López Hernández, por su amor y confianza que me brindo y apoyarme en momentos difíciles, gracias amor te amo.

Universidad autónoma agraria Antonio narro de la unidad laguna: por el gran privilegio que me brindo, la enseñanza tanto como en su interior como al exterior me acogió enseñándome como sentirme al estar como en mi propia casa. Siempre lo llevare en mi mente y mi corazón todos los rincones y espacios que me ofrecieron para mi formación y aprendizaje, poner en alto el nombre de mi "alma terra mater".

Departamento de horticultura: gracias por abrirme sus puertas y por ofrecerme a los profesores quienes fueron guías para el desarrollo de mi profesión tanto como en teorías y prácticas de los cuales fueron adquiridos atreves de sus experiencias y conocimientos que influenciaron en mi aprendizaje. Les agradezco por lo que me han brindado para mi profesión.

Respetuosamente a la M.C. Genoveva Hernández Zamudio: Por su comprensión, confianza, paciencia, disposición que tuvo en el proceso de la investigación aclarando mis dudas ayudarme a obtener mis objetivos previstos en la carrera de Ingeniero Agrónomo en Horticultura.

Pv.D. Vicente de Paúl Álvarez Reyna: Más que un profesor es amigo y gracias por su apoyo moral que me ha brindado durante la realización de mi trabajo de tesis gracias.

M.E. Víctor Martínez Cueto: quien asido un buen guía, amigo durante mi desarrollo profesional de quien pude aprender prácticamente. Le respeto mucho por su carisma y su confianza mil gracias.

M.C. Francisca Sánchez Bernal: Le agradezco por la asesoría y consejos recibidos del trabajo de tesis y de haber sido mi tutora durante mi formación profesional.

Juan Carlos: Por brindarme su apoyo en el laboratorio de suelos de la UAAAN LAGUNA y realizar el análisis físico-químico de suelo y poder fortalecer el trabajo de tesis, gracias por su confianza y su amistad gracias.

Mari secretaria de agroecología: Gracias por su amabilidad y confianza por el apoyo en los trámites de la documentación, para presentar el examen profesional gracias.

DEDICATORIAS

A Dios por la vida y la inteligencia la salud principalmente que estuvo a mi lado en cada momento durante mi formación, en las buenas y en las malas. Gracias dios

A mi padre Antonio Hernán Pérez Días (F) Por darme la vida y desde el cielo siento su presencia a mi lado siempre me anduvo apoyando, cuidándome, durante la trayectoria de mi preparación gracias padre dios te tenga en su santa gloria TE AMO MUCHO.

A mi madre Edelmira Bartolon Roblero: Por su apoyo incondicional que asido madre y padre a la vez, que con sus consejos y su apoyo económico e incondicional en las buenas y en las malas no me dejo solo me supo guillar hasta poder lograr mi carrera profesional TE AMO, TE QUIERO madre eres lo máximo.

Al Prof. Abilio Mejía Pérez.- A usted profe le agradezco infinitamente todo lo que ha hecho por mí, por formar parte de mi familia, porque para mí y mis hermanos que estamos a su lado es el Papá que nunca tuvimos y TAMBIEN LO AMO como a un padre. Gracias por darme toda su confianza los consejos y su apoyo incondicional que me ha brindado tanto moral como económicamente, nunca se lo voy a terminar de agradecer.

A mis hermanas (os): A Valentina, Bartolón, Merari, Meselemia, bany, Aguida, Elvia, Silvia, Floridalma, Rosalía, Antonia, Lucas y Iber francisco (F). Que también gracias por su apoyo económico y su apoyo incondicional sus consejos,

palabras de aliento que me ayudaron a seguir a delante poder terminar la carrera los quiero mucho.

A mi esposa Guadalupe Janeth López Hernández Por brindarme su amor, comprensión y confianza, su apoyo incondicional y apoyarnos mutuamente para seguir a delante a pesar de las circunstancias de la vida que pasamos pero nos sirvieron como experiencia para seguir adelante, GRACIAS AMOR TE AMO.

A mi hijo Axel Antonio Pérez López Gracias a dios por darme este regalo tan hermoso a un angelito que me sirvió como un impulso para seguir adelante echarle ganas y poder seguir y terminar la carrera, poder darle la educación necesaria y ser un buen padre para él. Te quiero hijo.

A familiares y personas que contribuyeron en mi formación con sus consejos sus apoyo económico que de alguna manera me apoyaron incondicionalmente, a mi cuñada Roselia, Jovita, Leydi, Tía Galdina, a mi suegra Gloria, cuñados Israel, Rigoberto, sobrinos(as) a Yoni Abraham, yulma, darianita, Yara, Edwin, Deysi agradezco que no me dejaron solo que estuvieron siempre con migo en las buenas y en las malas no me quedan palabras de como agradecerles mil gracias.

A mis amigos José Chester, Josué, Santiago, Adenias, Susana, Laura, Abraham, Christian, Benito, Abel. Gracias por brindarnos sus apoyo incondicional a cada uno dios me los bendiga siempre

Índice General

I. Introducción.....	1
1.1. Objetivo general.....	4
1.1.1. Objetivo específico	4
1.2. Hipótesis	4
II. Literatura Revisada.....	5
2.1. Cultivo de chile habanero.....	5
2.1.1. Clasificación taxonómica del chile habanero	6
2.1.2. Características botánica del cultivo.....	6
2.1.3. Fenología del cultivo.....	11
2.1.3.1. Requerimientos Edafológicos	11
2.1.3.2. Temperatura.....	12
2.1.3.2. Riego.....	12
2.1.3.3. Humedad relativa	13
2.1.3.3. Fertilización del chile habanero	13
2.2. Plagas.....	14
2.2.1. Picudo del chile (Barrenillo)- <i>Anthonomus eugenii</i>	14
2.2.1.1. Control cultural	15
2.2.2. Araña roja- <i>Tetranychus urticae</i>	15
2.2.2.1. Control cultural.....	15
2.2.3. Mosquita blanca- <i>Bemisia tabaco</i>	15
2.2.3.1. Control cultural.....	16
2.2.4. Minador de la hoja- <i>Liriomyza trifolio</i>	16
2.2.4.1. Control cultural.....	16
2.2.5. Pulgón- <i>Myzus persicae</i>	17
2.2.5.1. Control cultural.....	17
2.2.6. Orugas- <i>Spodoptera exigua</i>	17
2.2.6.1. Control cultural.....	17
2.2.7. Trips- <i>Frankiniella occidentallis</i>	18
2.2.7.1. Control cultural.....	18
2.3. Enfermedades	18
2.3.1. Secadera o Tristeza- <i>Phytophthora capsici</i>	18

2.3.2. “Damping off”. <i>Pythium</i> sp, <i>Rhizoctonia</i> sp, <i>Fusarium</i> sp, <i>Phytophthora</i> sp.....	19
2.3.1. Mancha Bacterial- <i>Xanthomonas campestris</i> pv <i>vesicatoria</i>	19
2.3.2. Tizon Temprano- <i>Alternaria solani</i>	20
2.3.3. Tizón tardío- <i>Phytophthora infestans</i>	20
2.3.4. Marchitez fungosa o fusariosis- <i>Fusarium oxysporum</i>	21
2.3.5. Manchas de la hoja y el tallo- <i>Cercospora capsici</i>	21
2.3.6. Marchitez bacteriana- <i>Pseudomonas solanacearum</i>	21
2.3.7. Virosis	22
2.4. Micorrizas	23
2.4.1. Concepto general de micorriza.....	24
2.4.2. Importancia de las micorrizas en la agricultura	24
2.4.3. Ventajas y beneficios de las micorrizas	25
2.5. Tipos de micorrizas	27
2.5.1. Clasificación de las micorrizas.....	27
2.5.1.1. <i>Ectomicorrizas</i>	28
2.5.1.2. <i>Endomicorrizas</i>	28
2.5.1.3. <i>Orquidoides</i> o micorrizas de ovillo	29
2.5.1.4. <i>Ericoides</i>	29
2.5.1.5. <i>Ectendomicorrizas</i>	29
2.5.1.6. <i>Arbutoides</i>	29
2.5.1.7. <i>Monotropoides</i>	30
2.6. Los hongos micorrizicos arbusculares (HMA).....	30
2.6.1. Diversidad Taxonómica de los HMA hongos micorrizógenos arbusculares	31
2.6.1. Clasificación de los HMA.....	33
2.6.2. Morfología del hongo dentro de la raíz.....	33
2.6.2.1. Hifas	33
2.6.3.3. Vesículas	34
2.6.3.3. Ciclo de vida de HMA.....	35
2.7. Aplicación de las micorrizas vesícula- arbusculares (HMA) en la agricultura	36
2.8. Utilización y efectividad de las micorrizas vesículo – arbusculares.....	37
2.9. Las Micorrizas y el Chile habanero	37
2.9.1. Antecedentes de las micorrizas en el Chile habanero	38

III.	Materiales y Métodos	40
3.1.	Localización geográfica del área de estudio.....	40
3.2.	Descripción del experimento	40
3.2.1.	Recolección de muestras de suelo y raíz.....	40
3.2.1.1.	Área A.....	40
3.2.1.2.	Área b.....	40
3.3.	Aislamiento de esporas e identificación de HMA.....	41
3.4.	Conteo, montaje e identificación de esporas.....	41
IV.	RESULTADOS	44
VI.	Conclusión	53
VII.	Literatura citada.....	54

Índice de Cuadros

CUADRO 1. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DEL CHILE HABANERO CITADO POR (TUN D. J. 2001).....	6
CUADRO 2. DATOS DEL CULTIVO DEL CHILE HABANERO DE LA UAAAN-UL.....	11
CUADRO 3. VENTAJAS DE LAS MICORRIZAS CITADO POR (SMITH Y READ, 2008).....	26
CUADRO 4. BENEFICIOS DE LAS MICORRIZAS CITADO POR (SMITH Y READ, 2008).....	27
CUADRO 5. CLASIFICACIÓN DE LOS HMA DE ACUERDO CON (MORTON Y BENNY, 1990) Y (MORTON Y REDECKER, 2001).....	33
CUADRO 6. ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICOS DE LAS MUESTRAS OBTENIDAS DE LA RIZÓSFERA DE CHILE HABANERO. UAAAN UL. 2014.....	44
CUADRO 7. GÉNEROS DE MICORRIZA ARBUSCULARES PRESENTES EN LAS MUESTRAS DE SUELO DEL CULTIVO DE CHILE HABANERO (CAPSICUM CHÍNENSE JACQ). UAAAN UL. 2015.....	45
CUADRO 8. ESPORAS POR MUESTRAS EN 100G DE SUELO EN EL CULTIVO DE (CAPSICUM CHÍNENSE JACQ). UAAAN UL. 2015.....	47
CUADRO 9. PORCENTAJE DE MICORRIZACIÓN, PORCENTAJE DE HIFAS, PORCENTAJE DE ARBÚSCULOS Y EL PORCENTAJE DE VESÍCULAS EN LA RAÍZ. UAAAN UL. 2015.....	49

Índice de figuras

FIGURA 1. PLANTAS DE CHILE HABANERO EN INVERNADERO (DE LA CRUZ, S/A).	6
FIGURA 2. SEMILLAS DE CHILE HABANERO EXTRAÍDAS DEL FRUTO (DE LA CRUZ, S/A).	7
FIGURA 3. RAÍZ DEL CHILE HABANERO (DE LA CRUZ, S/A).	8
FIGURA 4. TALLO DE CHILE HABANERO (DE LA CRUZ, S/A).	8
FIGURA 5. HOJAS DEL CHILE HABANERO (DE LA CRUZ, S/A).	9
FIGURA 6. FLOR DEL CHILE HABANERO (DE LA CRUZ, S/A).	10
FIGURA 7: COLONIZACIÓN DE ECTOMICORRIZAS (SIEVERDING, 1991) . FIGURA 8 ENDOMICORRIZAS (MVA) (SIEVERDING, 1991).	30
FIGURA 9. VESÍCULAS (HERNANDEZ, 1999).	35
FIGURA 10: GÉNEROS ENCONTRADOS EN EL CULTIVO DE CHILE HABANERO (CAPSICUM CHÍNENSE JACQ). OBJETIVO. 40X, FOTO TOMADA POR HERNÁN PÉREZ 2015.	46

RESUMEN

El presente trabajo se realizó en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna, con el objetivo de evaluar al chile Habanero como hospedero de hongos micorrízicos Arbusculares y al mismo tiempo identificar la diversidad de géneros de los HMA, en la rizósfera de (*Capsicum chinense Jacq*). Muestreando 20 plantas al azar en etapa de florecencia de cada tipo de suelo. Se recolecto 500g de suelo y se procesó por el método de decantación húmeda y tamizado, se realizó análisis físico-químico del suelo, se observa la cantidad de esporas obtenida por 100g de suelo en el cultivo por lo que cabe destacar el valor más alto se encuentra en la muestra diez con un valor de 14304y el valor más bajo se encuentra en la muestra cinco con un valor de 3834. La identificación de esporas fue obtenida por sus características morfológicas, obteniendo tres géneros (*Glomus*, *Gigaspora*, *Acaulospora*) se considera un nivel alto de diversidad, la espora de mayor dominancia fue *Glomus*. El suelo presenta mayor porcentaje de micorrización en la muestra tres a la diez con el 100% y el valor más bajo se encuentra diecinueve 0%, presencia de *hifas* con el valor más alto en las muestras, tres, cinco y seis con el 100% y el valor más bajo obtenido en las muestras doce a catorce con el 0%. *Arbúsculos* se presentaron en todas las muestras siendo la muestra cinco el más bajo. Presencia de *vesículas* en las muestras tres y siete, la muestra cinco con el 25%, fue el más alto. La investigación se llevó a cabo en el mes de agosto-diciembre.

Palabras claves: Hongos Micorrizicos *arbusculares*, *Glomus*, *hifas*, *Acaulosporas*, Hospedero, rizósfera, inflorescencia, dominancia, suelo, *Capsicum chinense Jacq*. Diversidad.

ABSTRA

This work was done in the Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Laguna Unit, with the objective of evaluating the Habanero chile as host of *arbuscular* mycorrhizal fungi and simultaneously identify gender Diversity of AMF in the rhizosphere (*Capsicum chinense* Jacq). 20 plants randomly sampling stage of florescence of each soil type. I was collected 500 g. of ground and processed by the method of wet sieving decantación, physical-chemical soil analysis was performed, the number of spores collected per 100g soil in cultivation so include the highest valué is observed It is in the ten shows worth 14304y the lowest value is found in the sample five with a value of 3834. The identification of spores was obtained by their morphological characteristics, obtaining three genera (*Glomus*, *Gigaspora*, *Acaulospora*) is considered a high level of diversity, greater dominance Spore was *Glomus*. The soil has a higher percentage of mycorrhizal colonization in the sample three to the ten with the 100% and the lowest value is nineteen 0%, presence of hyphae with the highest value in the samples three, five and six with 100% and the lowest value obtained in twelve to fourteen samples with 0%. *Arbuscules* occurred in all samples showing five being the lowest. Presence of *vesicles* in the samples three seven, the shows five to 25%, was the highest. The research was conducted in the month of August to December.

Palabras claves: mycorrhizal fungi arbuscular, *Glomus*, hyphae, *Acaulospora*, host, rhizosphere, inflorescence, dominance, I usually, *Capsicum chinense* Jacq, Diversity.

I. Introducción

El chile (*Capsicum sp.*). Es uno de los primeros cultivos domesticados en Mesoamérica por lo que ahora se ha convertido en un ingrediente casi obligado en la comida mexicana (Maroto, 1995; Barreiro, 1998). México es el país del mundo con la mayor variedad genética de *Capsicum*; su riqueza genética se debe en gran parte a la diversidad de climas y suelos, pero también a las prácticas tradicionales de cultivo que efectúan los pequeños productores utilizando las semillas de los frutos seleccionados de las plantas nativas (Latournerie *et al.*, 2002).

Entre la gran diversidad del género *Capsicum*, el chile habanero (*C. chinense* Jacq). Se ha convertido en un símbolo y ejemplo en pungencia, debido a su más alto contenido de Capsaicina encontrado en el fruto (Laborde y Pozo, 1984). La importancia de los Capsaicinoides se debe a que además de proporcionar el sabor picante son utilizados por la industria farmacéutica (Salazar y Silva, 2004). En el 2008 se tenía una superficie total sembrada de 964 ha con una producción total 5300 Mg concentrada principalmente en los estados del sureste del país, siendo Yucatán el estado con mayor producción de chile habanero, con una superficie total de 708 ha y un volumen de producción de 3295 Mg, seguidos por los estados de Tabasco, Campeche y Quintana Roo (Aceves *et al.*, 2008).

Estos hongos forman parte de asociaciones mutualistas simbióticas que se desarrollan entre las raíces de las plantas superiores y ciertos hongos del

suelo. Se trata de una simbiosis mutualista prácticamente universal, no sólo porque casi todas las especies vegetales son susceptibles de ser micorrizadas sino también por su ubicuidad en la inmensa mayoría del hábitat natural (AZCON *et al.*, 1980). Estos *colonizan* la corteza de las raíces y establecen con la planta una serie de interrelaciones biotróficas. La planta suministra sustratos energéticos y esqueletos carbonados (foto sintetizadores) al hongo y este proporciona a la planta, por medio de su red de *hifas* extra radicales, principalmente nitrógeno, principalmente fosfato, de la solución edáfica. A las micorrizas se les reconoce un papel clave en la evolución y supervivencia de las plantas terrestres, así como su contribución significativa en producción vegetal (Harley y Smith, 1983).

Los microorganismos del suelo favorecen la sustentabilidad del sistema de producción de chile habanero. Las bacterias del género *Azospirillum sp.* Fomentan el incremento de biomasa total y el número de raíces en plántulas. El género *Cápsicum* muestra afinidad por los (HMA) y es el género *Glomus* el que con el mayor frecuencia habita en la rizósfera de este cultivo (Cardona *et al.*, 2008).

(Espinosa *et al.*, 2004) usaron hongos micorrízicos y observaron una reducción del daño causado en raíces de chile por *Phytophthora capsici*; además, se ha reportado que las micorrizas son un excelente complemento para la producción sustentable del chile habanero, debido a que tiene sinergismo con otros microorganismos benéficos de la rizósfera (Cardona *et al.*, 2008).

Y es por esos antecedentes que surge la necesidad de estudiar más detalladamente los efectos que le proporcionan las micorrizas (HMA) en los cultivos de chile habanero (*Capsicum chinense Jacq*).

Desde 2012 en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, se estableció el cultivo de chile habanero con fines de investigación, para que este cultivo sea una opción más redituable económicamente para los productores locales es por ello que la presente investigación tiene como objetivo identificar los géneros y la colonización y el HMA de la raíz del cultivo de chile habanero (*Capsicum chinense Jacq*). En esta región.

1.1. Objetivo general

Evaluar la diversidad y el porcentaje de micorrización del cultivo de chile habanero (*Capsicum chinense Jacq*).

1.1.1. Objetivo específico

Evaluar la diversidad de esporas de HMA en chile habanero (*Capsicum chinense Jacq*).

Determinar el porcentaje de micorrización de HMA en raíces de chile habanero (*Capsicum chinense Jacq*).

1.2. Hipótesis

En la rizósfera del cultivo de (*Capsicum chinense Jacq*), existe una gran diversidad de géneros con mayor presencia *Glomus* de los hongos micorrízicos arbusculares.

II. Literatura Revisada

2.1. Cultivo de chile habanero

Capsicum sp. Es un género descrito por Carlos Linneo que publicó en el año 1753 en su monumental obra *Species Plantarum*. Se cree que el nombre asignado deriva del griego *captó*, que significa “picar” que es su principal característica (Salazar y Silva, 2004); sin embargo (López, 2003), menciona que significa “caja”, en alusión a que las semillas están encapsuladas en una especie de caja, aunque, de acuerdo a su tipo, el fruto es clasificado como una baya.

México en el año 2005 a nivel mundial ocupó el tercer lugar en superficie cultivada con chile (*Capsicum sp*), con 144, 000 hectáreas, después de China e Indonesia con 612,800 y 173,817 hectáreas respectivamente; y ocupó el segundo lugar en producción con 1,950,000 toneladas después de china con 12,531,000 toneladas (FAOSTAT, 2006).

En lo que respecta al chile habanero el mayor productor en México es el estado de Yucatán con una superficie sembrada 708.43 ha, con un volumen de producción 3295.17 toneladas, seguido por Tabasco, Campeche, Quintana Roo con: 143 ha; 51.18 ha; 36.48 ha y 1,101 ton; 358.2 ton; 376.85 ton, respectivamente. Bogeret. *al.*, (2010).

2.1.1. Clasificación taxonómica del chile habanero

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del chile habanero citado por (Tun D. J. 2001)

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Angiosperma
Subclase	Dicotiledónea
Orden	Solanales
Familia	Solanácea
Género	<i>Capsicum</i>
Especie	<i>C. chinense jacq.</i>

2.1.2. Características botánica del cultivo

El chile habanero es una planta de ciclo anual, en la cual puede alcanzar hasta 12 meses de vida, dependiendo del manejo agronómico (Fig. 1). Su altura es variable, pero en los cultivares comerciales puede variar entre 75 y 120 cm (De la Cruz, S/A).



Figura 1. Plantas de chile habanero en invernadero (De la Cruz, S/A).

(De la Cruz, S/A), Describe a las semillas como lisas, ovaladas y pequeñas (2.5 a 3.5 mm); tienen testa de color café claro a café oscuro y su periodo de germinación varía entre ocho y quince días. El sabor picante se debe a la presencia de Capsaicina, sustancia muy irritante en estado puro y cuya mayor concentración se encuentra en las proximidades de las semillas (Fig. 2)



Figura 2. Semillas de chile habanero extraídas del fruto (De la Cruz, S/A).

Se puede observar una raíz pivotante y un sistema radical bien desarrollado, cuyo tamaño depende de la edad de la planta, las características del suelo y las prácticas de manejo que se le proporcionen; puede alcanzar longitudes mayores a los 20 cm (De la Cruz, S/A).



Figura 3. Raíz del chile habanero (De la Cruz, S/A).

Su tallo es grueso, erecto, glabro, robusto y generalmente tiene tendencia a trifurcarse en la primera ramificación (figura 4), la que ocurre entre la décima y duodécima hoja, para después continuar bifurcándose, con un crecimiento semi indeterminado; después de la primera trifurcación muy raramente las tres ramas alcanzan el mismo desarrollo(De la Cruz, S/A).



Figura 4. Tallo de chile habanero (De la Cruz, S/A).

Las hojas son simples, lisas, alternas y de forma lanceolada, de tamaño variable lo mismo que su color, el cual puede presentar diferentes tonos de verde dependiendo de la variedad (Fig. 5). Pueden ser glabras o pubescentes, el grado de pubescencia también depende de la variedad. Con una nutrición adecuada se pueden alcanzar hojas con un tamaño superior a los 15 cm. De longitud y ancho (De la Cruz, S/A).



Figura 5. Hojas del chile habanero (De la Cruz, S/A).

Las flores son de color blanco y su tamaño varía entre 1.5 y 2.5 cm. De diámetro de la corola; generalmente sólo se emite una flor en cada ramificación, pero se pueden presentar racimos de hasta seis flores en cada ramificación, dando lugar a un promedio de tres frutos (Fig. 6). El número de sépalos y pétalos también es variable (5 a 7) aún dentro de la misma especie, lo mismo que la longitud del pedúnculo floral (De la Cruz, S/A).



Figura 6. Flor del chile habanero (*De la Cruz, S/A*).

El fruto del chile habanero es una baya hueca en forma de trompo, poco carnosa, con dos y hasta ocho hojas modificadas que constituyen el aparato reproductor femenino de la flor y se denominan carpelos (Tomás *et al.*, 2006).

Según (González *et al.*, 2006), el chile habanero es un fruto muy picante y aromático, su color antes de alcanzar la madurez, generalmente es verde; sin embargo, cuando madura puede presentar variantes de color amarillo, naranja, rojo, morado o café. Las paredes que dividen el interior del fruto son incompletas y en el extremo inferior se unen para formar unas estructuras membranosas que comúnmente denominamos venas, las cuales se insertan en la placenta que es de color blanco amarillento y de apariencia esponjosa.

Según (Sánchez *et al.*, 2010), las Capsaicinoides son alcaloides importantes en la salud humana, alimentaria y farmacéutica, y sólo son producidos por plantas del género *Capsicum*. Los Capsaicinoides en frutos maduros sólo se sintetizan en las células de la superficie de la placenta, los cuales se especializan

como glándulas que segregan estos compuestos depositándolos en las semillas y paredes de la capa más interna de la pared frutal llamada endocarpio (González *et al.*, 2006).

2.1.3. Fenología del cultivo

Cuadro 2. Datos del Cultivo del Chile habanero de la UAAAN-UL.

Fecha de siembra en charola	22 de febrero del 2014
Nivelación del terreno	3 de abril del 2014
Nivelación del bordo	4 de abril del 2014
Altura del bordo	Metro y medio
Ancho de cama	60 cm
Fecha de trasplante	15 de abril del 2014

2.1.3.1. Requerimientos Edafológicos

Los suelos más favorables para el desarrollo del chile habanero, son aquellos bien drenados y con buena retención de humedad. Los suelos apropiados para el desarrollo del cultivo, son los Luvisoles, según la clasificación fao/UNESCO (Ramírez *et al.*, 2006). Estos suelos son propicios para la mecanización, presentan muy buen drenaje, contienen de baja a mediano contenido de materia orgánica y retienen poca humedad.

Los terrenos favorables para el buen desarrollo de este cultivo son los planos o ligeramente ondulados. Pendientes inferiores al 5% son consideradas optimas y su óptimas de 5 a 10%; y no aptas las mayores de 10% (Ramírez *et al.*, 2006).

Sin embargo, también se desarrolla en suelos de textura ligera a media, con profundidad moderada (FAO, 1994). La profundidad efectiva mínima es de 35 a 50cm (Aragón, 1995).

Es moderadamente tolerante o tolerante a la salinidad (FAO, 1994; Aragón, 1995) y puede desarrollarse adecuadamente en un pH de 4.3 y 8.3 siendo su óptimo alrededor de 6.3 (FAO, 1994). Esta especie tolera la acidez del suelo (Aragón, 1995). Se sugiere evitar encharcamientos, por los problemas de enfermedades fungosas, por lo que el chile requiere de suelos bien drenados (FAO, 1994).

2.1.3.2. Temperatura

Para tener un buen mejor desarrollo en regiones con temperatura promedio al 24 c, poca variación entre las temperaturas diurna y nocturna. La temperatura media optima requerida para el desarrollo del chile habanero varía entre 25 y 27*c; la mínima tolerada es de 15 *c y la máxima de 32 *c. Las temperaturas inferiores a la mínima detienen el crecimiento de la planta y causan mal formación del fruto y caída de flores; las a la máxima provocan una mala (FAO, 1994).

2.1.3.2. Riego

Explica (ECAO, 2002), que el chile habanero (*C. chinense* Jacq), es una planta sensible al exceso o la falta de agua. Debe tener buen abastecimiento durante todo el período que permanece el cultivo en el campo. Dos a tres riegos por semana son suficientes para lograr un buen desarrollo y fructificación, de 600

a 1,200 mm. De agua bien distribuida durante el año se consideran normales. Puede regarse por aspersión o goteo, pero lo usual en las plantaciones comerciales es por gravedad en surcos paralelos. Señala(De la Cruz, S/A), que el consumo de agua de una plantación de chile depende de factores tales como:

- 1.-La zona de siembra
- 2.-La época de siembra
- 3.-El tipo de suelo
- 4.-El cultivar empleado
- 5.-El tipo de riego que se emplee.

2.1.3.3. Humedad relativa

La humedad relativa óptima debe oscilar entre el 50 y 60%. Humedades relativas muy elevadas favorecen el desarrollo de enfermedades aéreas y dificultan la fecundación. Cuando la humedad y la temperatura son elevadas se produce una floración deficiente, caída de flores, frutos deformes y disminución del crecimiento, éstos efectos similares también se producen cuando la humedad relativa es escasa (ECAO, 2002).

2.1.3.3. Fertilización del chile habanero

Según (Prado, 2006), la cantidad de fertilizante que se tiene que incorporar al cultivo, depende de la disponibilidad de nutrientes que se encuentren en el suelo y de la curva de nutrición de la planta. Recomendar una dosis de

fertilización para el cultivo de chile habanero es irresponsable, cuando no se conoce en qué condiciones nutritivas se encuentra el suelo. En términos generales el cultivo de chile habanero, es exigente en potasio, nitrógeno, calcio, magnesio y fósforo (Prado, 2006).

En el caso del chile habanero, el requerimiento nutritivo es de 250 kilogramos de nitrógeno, 100 kilogramos de fósforo, 300 kilogramos de potasio, 200 kilogramos de calcio y 100 kilogramos de magnesio, en todo el ciclo de producción (Prado, 2006).

2.2. Plagas

Las plagas son todas aquellas afecciones que son causadas a las plantas por insectos. Las de mayor incidencia para el chile habanero acorde (Tun, 2001; Lesur, 2006) son:

2.2.1. Picudo del chile (Barrenillo)- *Anthonomus eugeni*

El adulto es un picudo pequeño de 3-4 mm de color café oscuro brillante; fácil de localizar entre las ocho y 10 de la mañana en las yemas terminales de la planta. Los huevecillos son colocados en frutos tiernos dentro de los cuales se desarrollan las larvas alimentándose de semillas en formación. El fruto cae de la planta saliendo la larva del picudo acorde a (Tun, 2001; Lesur, 2006).

2.2.1.1. Control cultural

Se debe evitar siembras escalonadas para evitar que las plantas viejas sirvan como fuente de infestación. Se puede dejar de sembrar chile por un espacio de 2 a 3 meses para romper el ciclo biológico del picudo (Tun, 2001; Lesur, 2006).

2.2.2. Araña roja- *Tetranychus urticae*

Se desarrolla en el envés de las hojas causando decoloraciones, puntos o manchas amarillentas que pueden apreciarse en el haz como primeros síntomas. Con mayores poblaciones se produce desecación o incluso de foliación. Los ataques más graves se producen en los primeros estados fenológicos. Las temperaturas elevadas y la escasa humedad relativa favorecen el desarrollo de la plaga (Tun, 2001; Lesur, 2006).

2.2.2.1. Control cultural

Como medida de prevención y manejo cultural se encuentran la desinfección de estructuras y suelo previo a la plantación, eliminar malas hierbas y restos de cultivos, evitar el exceso de nitrógeno (Tun, 2001; Lesur, 2006).

2.2.3. Mosquita blanca- *Bemisia tabaco*

Comienza por la colonización de las partes jóvenes, realizando las puestas de huevecillos en el envés de las hojas. De estas emergen las primeras larvas, que son móviles. Tras fijarse en la planta pasan por tres estados larvarios y uno de pupa, este último característico de cada especie (Tun, 2001; Lesur, 2006).

Los daños directos (amarillamiento y debilitamiento de las plantas) son ocasionados por larvas y adultos al alimentarse, adsorbiendo la sabia de las hojas.

2.2.3.1 Control cultural

Mantener la exclusión del invernadero. Limpieza de malas hierbas y restos de cultivos, no asociar cultivos, no abandonar los brotes al final del ciclo, ya que los brotes jóvenes atraen a los adultos de mosca blanca (Tun, 2001; Lesur, 2006).

2.2.4. Minador de la hoja- *Liriomyza trifolio*

Los huevecillos son ovalados blanco crema, de 0.25 cm de longitud, los cuales están insertados en los tejidos, en forma individualmente en medio. En estado adulto es una mosquita de 2 a 3 milímetros de largo, de color negro con manchas amarillas, sobresaliendo el color amarillo en la parte dorsal y lateral del tórax, de vuelos rápidos y muy activos. Se alimenta en las hojas, dejando pequeños puntos claros cloróticos. El ataque de esta plaga se presenta en forma de túneles o minas. Si el ataque es severo puede destruir la mayor parte de la hoja y provocar su caída (Tun, 2001; Lesur, 2006).

2.2.4.1. Control cultural

Esta plaga se encuentran en la maleza de hoja ancha abundantes hospederas, por lo que deben eliminarse para que no produzcan, tanto como el terreno donde está el cultivo como a su alrededor (Tun, 2001; Lesur, 2006).

2.2.5. Pulgón- *Myzus persicae*

Las ninfas y hembras adultas succionan la savia produciendo diversos efectos perjudiciales para el cultivo, tales como amarillamiento, deformación de hojas y brotes y detención del crecimiento (Tun, 2001; Lesur, 2006).

2.2.5.1. Control cultural

Manejo adecuado de la fertilización nitrogenada debido a que las plantas excesivamente suculentas son atractivas para el desarrollo de altas poblaciones de áfidos y eliminar malezas hospederas (Tun, 2001; Lesur, 2006).

2.2.6. Orugas- *Spodoptera exigua*

Se ha convertido en una plaga cada vez más recurrentes en los sembradíos de chile, donde ocasiona fuertes daños en el follaje, sobre todo en las primeras etapas de desarrollo de la planta. Ataca al cultivo al colocar sus huevecillos en el envés de las hojas, en forma de colonias con un número elevado de especies del genero *Spodoptera* (Tun, 2001; Lesur, 2006).

2.2.6.1. Control cultural

Colocar mallas en los costados del invernadero, eliminación de malas hierbas y restos de cultivo, eliminar y destruir las hojas bajas de la planta (Tun, 2001; Lesur, 2006).

2.2.7. Trips- *Frankiniella occidentalis*

Los adultos colonizan los cultivos realizando las puestas dentro de los tejidos vegetales en hojas, frutos, y preferentemente, en flores, donde se localizan los mayores niveles de población de adultos y larvas nacidas de las puestas. Los daños directos se producen por la alimentación de larvas y adultos, sobre todo en el envés de las hojas, dejando un aspecto plateado en los órganos afectados que luego se necrosan (Tun, 2001; Lesur, 2006).

2.2.7.1. Control cultural

Colocación de mallas en los invernaderos, limpieza de malas hierbas y restos de cultivo y presencia de trampas cromáticas azules (Tun, 2001; Lesur, 2006).

2.3. Enfermedades

Las enfermedades son causadas por hongos, bacterias y virus, los cuales pueden atacar diferentes órganos de la planta durante su ciclo vegetativo (Salvador 2009).

2.3.1. Secadera o Tristeza- *Phytophthora capsici*

Es el hongo responsable de la enfermedad que es la más devastadora del cultivo y está ampliamente distribuida en las regiones productoras tradicionalmente. Los síntomas de la enfermedad se inician con clorosis ligera y marchitez temporal que se acentúa a medida que avanza el día, por la dificultad que tienen las plantas infectadas de absorber el agua que quieren para su

metabolismo. Ha sido asociada con los excesos de humedad por lluvias prolongadas o riesgos pesados; el patógeno son también puede infectar las hojas, cuando el inoculo se dispersó por las salpicaduras de las lluvias desde el suelo al follaje, en donde causa lesiones circulares y grisáceas. Permanece en el suelo en forma de esporas. En la infección de frutos se observan esporangios blancos como signo del patógeno Soria et al (1993).

2.3.2. “Damping off”. *Pythium sp*, *Rhizoctocnia sp*, *Fusarium sp*, *Phytophthora sp*.

Esta enfermedad ocasiona un complejo de hongos hábitats del suelo que pueden infectar solos o en complejos asociados. Puede presentarse desde una etapa temprana de pre y post emergencia de las plántulas de Chile. En el primero de los casos se nota por fallas en la germinación y se encuentran las semillas con podredumbre húmeda. En el segundo caso, en las plántulas emergidas, se observa inicialmente hojas flácidas que gradualmente se van marchitando hasta la muerte total; a la altura del cuello se observa un estrangulamiento del tallo de color café oscuro o rojizo que se prolonga por todo el sistema radical que deja completamente desintegrado.

2.3.1. Mancha Bacterial- *Xanthomonas campestris pv vesicatoria*

Esta bacteria ataca tanto al follaje, como el tallo y frutos. Los síntomas en las hojas son lesiones circulares acuosas que se necrosan y se tornan cafés con los bordes cloróticos. La enfermedad se inicia en las hojas basales ya maduras y recorre rápidamente todo el follaje, en infecciones severas se desarrolla una

rápida defoliación de las plantas. Los daños también se observan en botones, flores y frutos pequeños que se caen, en el tallo se presentan lesiones alargadas.

Esta enfermedad tiene amplia distribución geográfica y puede infectar cultivos de chiles que están bajo irrigación, de secano, se distribuye rápidamente bajo lloviznas frecuentes. La bacteria es muy persistente en residuos de cosecha y se distribuye eficientemente por la semilla.

2.3.2. Tizon Temprano- *Alternaria solani*

El hongo ataca los tallos, hojas y frutos del chile. Este puede ahorcar las plantas causando mal del talluelo (dumping off) en el semillero. En las hojas se presentan pequeñas manchas circulares de color café frecuentemente rodeadas de un halo amarillo. Las manchas tienen la característica de tener anillos concéntricos de color oscuro. Usualmente las manchas aparecen en las hojas más viejas y de estas suben al resto de la planta. A medida que la enfermedad progresa, el hongo puede atacar los tallos y los frutos. Las manchas en los frutos son similares a las de las hojas con color café y anillos concéntricos oscuros. Los anillos concéntricos producen esporas polvorosas y oscuras.

2.3.3. Tizón tardío- *Phytophthora infestans*

Esta enfermedad se presenta cuando se producen cambios bruscos de temperaturas y humedad. Es decir, climas fríos y con presencia de lluvias, favorecen al desarrollo de esta enfermedad. Temperaturas de 4 a 26 grados centígrados aceleran la germinación de las esporas. Las cuales no prosperan a

temperaturas de 25 a 28 grados centígrados en climas secos, pero una vez que la enfermedad se ha desarrollado en la planta, esta se incrementa con mayor rapidez a temperaturas que oscilan entre 20 a 25 grados centígrados. Se desarrolla más en los meses frescos y lluviosos, septiembre a diciembre, dañando hojas, frutos y tallos, la única parte de la planta en donde no se presenta es en las raíces.

En las hojas se manifiesta inicialmente con la aparición de manchas acuosas circulares e irregulares, que terminan en necrosis de tejido, en las puntas o bordes de las hojas inferiores. En condiciones de humedad las manchas se extienden rápidamente y forman zonas pardas atizonadas, con bordes irregulares.

2.3.4. Marchitez fungosa o fusariosis- *Fusarium oxysporum*

La enfermedad comienza con un amarillamiento de las hojas inferiores, que continua con una marchitez que avanza de abajo hacia arriba rápidamente. Es posible encontrar en la misma planta, una parte afectada y otra completamente sana. Un sistema característico es la necrosis vascular en la base del tallo, observándose un color castaño rojizo hacer un corte transversal del tallo o al levantar la corteza.

2.3.5. Manchas de la hoja y el tallo- *Cercospora capsici*

Se manifiesta cuando estos órganos presentan clorosis y manchas oscuras con centro gris ligeramente ovaladas. Si el ataque es fuerte, la clorosis es total y las hojas caen.

2.3.6. Marchitez bacteriana- *Pseudónimas solanaceraum*

Esta enfermedad reduce considerablemente el rendimiento del cultivo. El síntoma es un marchitamiento, que se inicia en las hojas inferiores, muy a menudo se observa en una parte de la planta, pero que posteriormente cubre toda la planta. Es una enfermedad muy violenta, no da tiempo a que la planta presente una sintomatología de clorosis. Se puede identificar al realizar cortes del tallo, en el cual se observan el obscurecimiento de los conductos. Así también en casos muy avanzados del ataque de estas bacterias, la medula del tallo se pone necrótica o necrosada y el tallo se pudre. En resumen se puede decir que la ausencia de clorosis, la rapidez de marchitamiento, lo necrosado de la medula, son los síntomas de esta enfermedad.

2.3.7. Virosis

A nivel nacional, las enfermedades virales son de los problemas que limitan los rendimientos y calidad del fruto, ocasionan daños económicos severos por el costo de la provocación y control del complejo virus-vector.

2.4. Micorrizas

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son un constituyente relevante de la comunidad microbiana del suelo y forman simbiosis mutualistas con aproximadamente dos tercios de todas las especies vegetales (Treseder y Cross, 2006).

Estos hongos crecen dentro de las raíces de las plantas formando estructuras conocidas como arbusculos en los cuales se produce el intercambio de nutrientes entre el hongo y la planta. Desarrollan un entramado de hifas extra radicales que prolonga el alcance del sistema radical de su huésped. Son simbioses obligados que necesitan del aporte de carbono de la planta para completar su ciclo biológico. El hongo ofrece a cambio varios beneficios para la planta incluyendo mejoras en la nutrición mineral, mayor tolerancia a sequía e incremento en la protección contra patógenos (Peterson *et al.*, 2004).

La especificidad por hospederos vegetales ha sido considerada baja en este grupo de hongos, porque la mayoría de los hongos en cultivo colonizan la mayoría de las plantas. Sin embargo, evidencias recientes sugieren que algunos HMA muestran un grado de especificidad. Los hongos son simbioses obligados, no pueden completar su ciclo de vida sin la presencia de una raíz (Peterson *et al.*, 2004).

2.4.1. Concepto general de micorriza

El origen de las Micorrizas se remonta al periodo Devónico a partir del cual hongos y plantas evolucionaron hasta lo que son actualmente. El botánico alemán Albert Bernard Frank, en 1885 creó el término Micorriza (*Mycos*-hongo, *Rhiza*-raíz) (De la Vega, 2006).

2.4.2. Importancia de las micorrizas en la agricultura

El suministro de productos agrícolas y servicios de los ecosistemas son evidentes, sin embargo, las recientes prácticas agrícolas que han aumentado considerablemente han tenido efectos negativos involuntarios, sobre el medio ambiente y servicios de los ecosistemas. La alta intensidad de la agricultura se ha centrado principalmente en la productividad en lugar de integrar la gestión de los recursos naturales en la seguridad alimentaria de producción, mecanización, monocultivos, y un mayor uso de insumos sintéticos (fertilizantes químicos, pesticidas) que degradan la calidad del agua, la reducción de tierras cultivables y recursos forestales, y en el suelo la fertilidad (Foley *et al.*, 2005).

En consecuencia, los nuevos métodos y oportunas son necesarias para gestionar los servicios de la Tierra, la pérdida de lo que tendrá consecuencias importantes para la producción sostenible de alimentos en el rostro de una población mundial creciente. La agricultura es la mayor interacción entre los seres humanos y el medio ambiente, conciliando así la producción de cultivos y la integridad del medio ambiente, en otras palabras, la producción sostenible de cultivos, es un gran desafío para la agricultura y los agricultores en el futuro

(Robertson y Swinton, 2005). Esto implica la necesidad de desarrollar estrategias de manejo del cultivo que optimizan la fertilidad del suelo, la diversidad biológica y la solidez de los cultivos (Altieri, 1995) mediante la creación de las formas de los ecosistemas agrícolas que respetan los procesos ecológicos naturales y la productividad de apoyo a largo plazo (Altieri, 1995).

La micorriza cumple una función clave en la agricultura sostenible (Blanco y Salas, 1996). Los efectos beneficiosos de la introducción artificial de inoculo micorrízico resultan más evidentes en suelos donde las poblaciones de hongos HMA nativos no existen, o han sido eliminadas por empleo de prácticas agrícolas desfavorables para su desarrollo como la fumigación del suelo y el cultivo intensivo. La micorrización temprana de las plantas puede ser también interesante en situaciones en que la cantidad de inoculó HMA en el suelo agrícola sea muy baja o por la existencia de un cultivo anterior no hospedador, y/o donde las poblaciones autóctonas no sean lo suficientemente agresivas y eficaces (Hernandez, 1999).

2.4.3. Ventajas y beneficios de las micorrizas

Las ventajas proporcionadas por la micorrización para las plantas son numerosas. Gracias a ella, la planta es capaz de explorar más volumen de suelo del que alcanza con sus raíces, al sumársele en esta labor las hifas del hongo; también capta con mayor facilidad ciertos elementos (fósforo, nitrógeno, calcio y potasio) y agua del suelo. La protección brindada por el hongo hace que, además, la planta sea más resistente a los cambios de temperatura y la acidificación del

suelo derivada de la presencia de azufre, magnesio y aluminio. Por si todo esto fuera poco, algunas reacciones fisiológicas del hongo inducen a la raíz a mantenerse activa durante más tiempo que si no estuviese micorrizadas. En las siguientes tablas se detallan las ventajas y los beneficios que producen las micorrizas en una producción agrícola o forestal (Smith y Read, 2008).

Cuadro 3. Ventajas de las micorrizas citado por (Smith y Read, 2008).

Favorece la captación de agua y nutrientes minerales	Estimulación del crecimiento: aumento considerable de la producción de biomasa aérea y radical
Especialmente Fósforo y Nitrógeno. También K, Ca, S, Zn, Cu, Sr, etc.	Mayor y más rápida disponibilidad de nutrientes en el sistema vascular de las plantas, que acelera su actividad fotosintética para mantener su equilibrio fisiológico.
El sistema enzimático y la distribución de los micelios hacen que los hongos sean más eficaces que las raíces para la absorción de agua y nutrientes.	Producción de fitohormonas por parte del hongo.
Los filamentos hifales son capaces de prospectar volúmenes de suelo mucho mayores que las raíces no micorrizadas.	Mejora de la estructura del suelo.
	Protección del sistema radical frente a patógenos fúngicos.

Cuadro 4. Beneficios de las micorrizas citado por (Smith y Read, 2008).

VENTAJAS	BENEFICIOS
Aumento del aprovechamiento de los fertilizantes y de los nutrientes del suelo	Disminución de los costos de producción
Favorece la captación de agua y nutrientes minerales	Aumento de la producción agrícola
Estimulación del crecimiento aéreo y radical	Ciclo productivo más largo con mayores producciones y mayor seguridad para el agricultor.
Protección frente a patógenos	Disminución del coste de aplicación de fungicidas y mayor seguridad para el agricultor.
Mejora la estructura del suelo	No degrada los suelos y contribuye a la regeneración de los mismos.

2.5. Tipos de micorrizas

Las plantas terrestres en su mayoría presentan *micorrizas*, y lo más probable es que las restantes descendan de plantas *micorrizadas* que han perdido secundariamente esta característica. En el caso de los hongos, la mayor parte de las 5000 especies identificadas en las micorrizas pertenece a la división *Basidiomycota*, mientras que en casos más excepcionales se observan integrantes de *Ascomycota*. La tercera división que se ha observado formando micorrizas es *Glomeromycota*, un grupo que, de hecho, sólo se conoce en asociación *micorrizógena* y cuyos integrantes mueren cuando se les priva de la presencia de raíces (Read, 1999).

2.5.1. Clasificación de las micorrizas

Se pueden distinguir tres grupos fundamentales según la estructura de la micorriza formada: *Ectomicorrizas* o formadoras de manto; *Ectendomicorrizas*, que incluye *Arbutoides* y *Monotropoides*; y las *Endomicorrizas*, caracterizadas por la colonización intracelular del hongo, y que a su vez se subdividen en *Ericoides*, *Orquidoides* y *Orbiculares* (Read, 1999).

2.5.1.1. Ectomicorrizas.

Se caracterizan porque desarrollan una espesa capa de micelio sobre la zona cortical de las raíces absorbentes de la planta las hifas del hongo no penetran en el interior de las células de la raíz, si no que se ubican sobre y entre las separaciones de éstas. Se pueden observar a simple vista. Este tipo de *micorrización* predomina entre los árboles de zonas templadas, se producen principalmente sobre especies forestales y leñosos, siendo especialmente característico en hayas, robles, eucaliptus y pinos. Los hongos que la forman son tanto *Basidiomycota* como *Ascomycota* (Read, 1999).

2.5.1.2. Endomicorrizas

Los hongos que las producen se caracterizan por colonizar intracelularmente el córtex radical o sea que no hay manto externo que pueda verse a simple vista. Las hifas se introducen inicialmente entre las células de la raíz, pero luego penetran en el interior de éstas, formando vesículas alimenticias y *arbusculos*. Por ello este grupo se las conoce también como micorrizas *vesículo-arbusculares* (HMA) los cuales constituyen la simbiosis más extendida sobre el

planeta. Los hongos que la forman pertenecen a la división *Glomeromycota* y se dan en todo tipo de plantas, aunque predominan en hierbas y gramíneas.

Abundan en suelos pobres como los de las praderas y estepas, la alta montaña y las selvas tropicales. En el bosque atlántico aparecen junto a las *ectomicorrizas* (Read, 1999).

2.5.1.3. Orquidoideas o micorrizas de ovillo

Son micorrizas de orquídeas, los cuales son imprescindibles para su desarrollo y vida juvenil. Una vez que la planta crece y foto sintetiza, cuando está en la fase adulta generalmente se independiza del hongo (Read, 1999).

2.5.1.4. Ericoides

Son de tipo más sencillo y simple con raíces muy simples e hifas que penetran en las células para formar ovillos (Read, 1999).

2.5.1.5. Ectendomicorrizas

Presentan características intermedias entre las *Ectomicorrizas* y las *Endomicorrizas*, pues presentan manto externo, como las *ectomicorrizas*, pero también penetran en el interior de las células, como las *endomicorrizas* y no existen *vesículas* ni *arbusculos*. Este grupo se presenta tanto en *Basidiomycota* como *Ascomycota* y son más abundantes en angiospermas que en gimnospermas. Su distribución es restringida (Read, 1999).

2.5.1.6. Arbutoides

Presenta un manto externo junto con hifas que penetran a las células para formar rulos (Read, 1999).

2.5.1.7. *Monotropoides*

La forma de penetración en las células es algo diferente, diferenciada apenas por la forma de penetración de las hifas a las células radicales (Read, 1999).

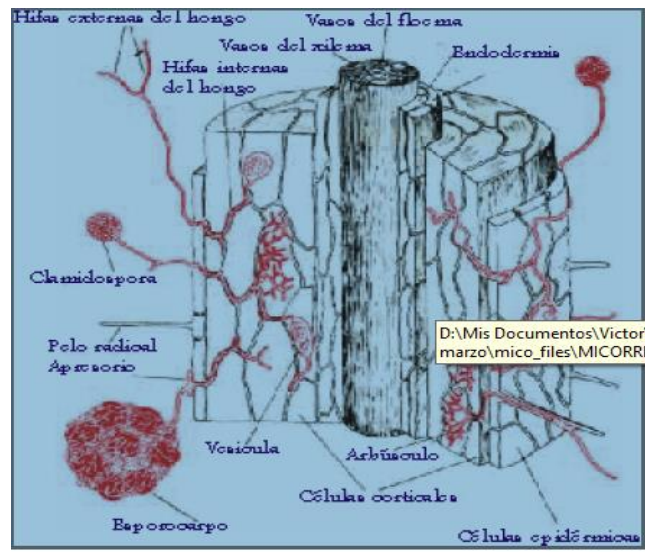
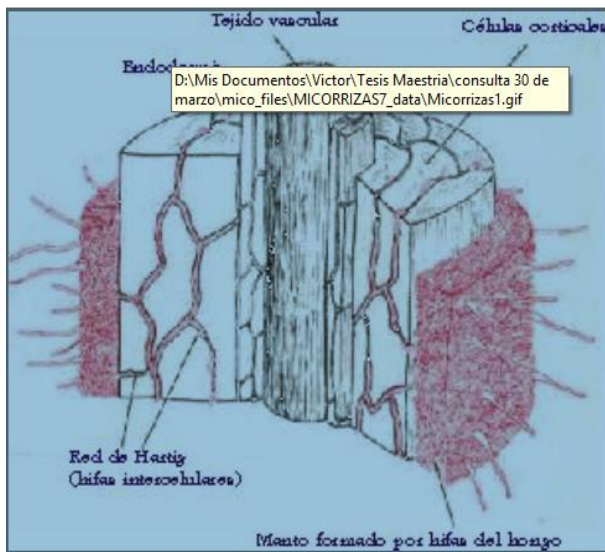


Figura 7: Colonización de ectomicorizas (Sieverding, 1991). Figura 8 Endomicorizas (MVA) (Sieverding, 1991).

En cuanto a las estructuras formadas, al tipo de colonización y a la cantidad de especies vegetales y fúngicas implicadas, se puede decir que las *Micorrizas Vesículo – Arbusculares (MVA)* son las de mayor importancia y las que más ampliamente se encuentran distribuidas (tanto a nivel geográfico como dentro del Reino Vegetal (Sieverding, 1991).

2.6. Los hongos micorrizicos arbusculares (HMA)

Este tipo de micorriza se encuentra en condiciones naturales en la mayoría de los cultivos tropicales y subtropicales de interés agronómico (Sieverding, 1991) y está presente en la mayoría de las *Angiospermas*; siendo las familias *Chenopodiaceae* y *Cruciferae*, las excepciones de mayor importancia. La asociación simbiótica *Micorrízica–Arbúscular* se forma en muchas especies perennes leñosas, incluyendo muchas Gimnospermas aparte de las *Pináceas* (Harley y Smith, 1983). Estos hongos pertenecen al pequeño orden *Glomales* dentro de la clase *Zygomycetes* y su origen está en un rango de 353 a 452 millones de años atrás, estando presentes en familias de plantas que tienen miembros de alta importancia económica (*Poaceae*, *Fabaceae*, *Solanaceae* y *Rosaceae*).

Los vegetales asociados a los mismos se benefician por el incremento en la toma de nutrientes como, nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio, azufre, cobre, molibdeno, hierro y manganeso, pues el hongo funciona como una extensión del sistema radical de la planta, facilitando a través de su red de hifas una mayor absorción de éstos en el suelo (Read, 1999). En esta asociación el componente fúngico de la simbiosis se nutre de los carbohidratos almacenados en las células mesodérmicas en formas sencillas de fructosa, glucosa y sacarosa y de los exudados radicales de las plantas.

2.6.1. Diversidad Taxonómica de los HMA hongos micorrizógenos arbusculares

Los estudios con HMA se han enfocado principalmente en determinar la respuesta de la planta a la micorriza sin considerar detenidamente al endófito, dando la impresión de que estos hongos son funcionalmente equivalentes (Abbot y Robson, 1991), ya que incluso una morfo especié puede asociarse con un gran número de plantas. Sin embargo, se ha demostrado que estos hongos tienen una gran diversidad fisiológica y probablemente han desarrollado adaptaciones específicas a las condiciones ambientales y edáficas en las que se desarrollan. Se ha observado que las plantas *micorrizadas* se benefician en diferente magnitud dependiendo de los HMA que las colonicen (Smith *et al.*, 2000).

Los hongos que forman *micorriza arbúscular*, se ubican en el orden *Glomales* de la clase *Zygomycetes* y comprenden ocho géneros con alrededor de 150 especies (Smith *et al.*, 2000).

2.6.1. Clasificación de los HMA

Cuadro 5. Clasificación de los HMA de acuerdo con (Morton y Benny, 1990) y (Morton y Redecker, 2001).

Orden	Suborden	Familia	Géneros	
<i>Glomales</i>	<i>Glomineae</i>	<i>Glomaceae</i>	<i>Glomus</i>	
			<i>Sclerocystis</i>	
			<i>Acaulosporaceae</i>	<i>Acaulospora</i>
				<i>Entrophospora</i>
		<i>Gigasporineae</i>	<i>Acaulosporaceae</i>	<i>Gigaspora</i>
				<i>Scutellospora</i>
		<i>Paraglomaceae</i>	<i>Paraglomus</i>	
		<i>Archaeosporaceae</i>	<i>Archaeospora</i>	

2.6.2. Morfología del hongo dentro de la raíz

Las tres estructuras características son: hifas, *arbúsculos* y *vesículas*.

2.6.2.1. Hifas

Proviene de esporas germinadas, penetran en la raíz y forman un apresorio en las capas más internas del parénquima cortical. Nunca penetran la endodermis, tejidos vasculares, meristemas, tejidos estócales, clorofílicos, partes viejas de la raíz o en sistemas especializados de órganos vivos. Cuando la infección se va desarrollando en el interior de la corteza ocurre un crecimiento exterior de las hifas (*micelio externo*) estableciéndose nuevos puntos de entrada y originándose una densa red de hifas extremas que avanzan por el suelo varios

centímetros (Duchicela, 2001). La hifa ramificada se encuentra rodeada por la membrana plasmática de las células del parénquima y el hongo la zona de intercambio de nutrientes (Hernandez, 1999).

2.6.3.2. Arbúsculos

Son estructuras del tipo de los haustorios que se originan a partir de la ramificación dicotómica repetida de una hifa al interior de una célula vegetal. Las finas ramificaciones de los *arbúsculos* realmente no entran en contacto con el *protoplasma* de las células, sino que penetran como dedos en un guante, denominándose “invaginaciones de la membrana celular” (Roman, 2003). De esta forma se produce un extensa superficie de contacto a través de la cual se lleva a cabo el intercambio de nutrientes minerales y carbohidratos entre el hongo y la planta. Los *arbúsculos* son estructuras de corta vida, cuya presencia es indicativa de la actividad metabólica asociada al transporte de sustancias a través de membranas (Roman, 2003).

2.6.3.3. Vesículas

Las vesículas son estructuras ovoides, se forman generalmente en los extremos de las hifas del hongo y pueden producirse a lo largo de todo el parénquima cortical colonizado; suelen aparecer más tarde que los *arbúsculos* y son considerados órganos de reserva, principalmente de *lípidos* (Hernandez, 1999).

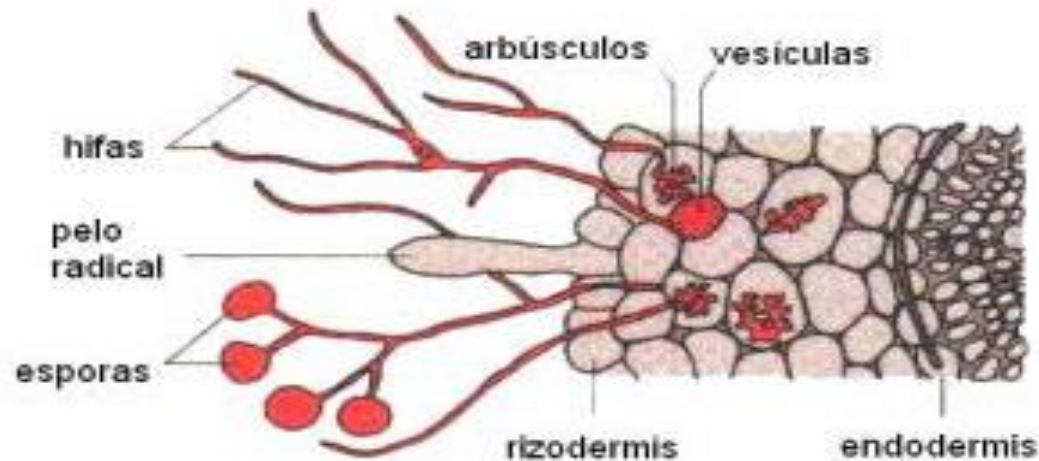


Figura 9. *Vesículas* (Hernandez, 1999).

2.6.3.3. Ciclo de vida de HMA

Las *micorrizas arbusculares* se originan a partir de hifas que proceden de los *propágulos* existentes en el suelo (esporas maduras, fragmentos de raíz *micorrizadas*, o plantas *micorrizadas* que crecen en vecindad). Cuando una hifa conecta con la superficie de una célula epidérmica de la raíz, forma un apresorio que originara seguidamente la hifa colonizadora que penetrara en dicha célula o atravesará el espacio intercelular. En la zona externa del córtex de la raíz forma unas estructuras intracelulares típicas que son los “ovillos”; en la zona media las hifas crecen normalmente de forma longitudinal en los espacios intercelulares; mientras que en la zona externa las hifas penetran intercelularmente y forman los *arbusculos* por ramificación dicotómica repetida a nivel de los cuales se produce el intercambio de nutrientes (Gerdemann y Trappe, 1974; Mosse *et al.*, 1981; Morton y Benny, 1990).

2.7. Aplicación de las micorrizas vesícula- arbusculares (HMA) en la agricultura

La labranza y todas aquellas actividades que manipulan los primeros centímetros del suelo cultivable, producen la ruptura y disgregación del micelio externo de las HMA. Debido a que este micelio contribuye sustancialmente en la formación de la estructura del suelo, su destrucción trae consecuencias indeseables para la infiltración y demás propiedades físicas del suelo (Miller y Jastrow, 2000). Por otra parte, la aplicación de fertilizantes químicos en dosis elevadas, además de los problemas de contaminación que suele provocar, inhibe la actividad de las HMA. De hecho, su aplicación prolongada (especialmente en monocultivos) disminuye notablemente la presencia de las HMA en los sistemas agrícolas, conllevando la pérdida de la diversidad de *hongos micorrízicos* presentes en el suelo y la selección de especies de HMA menos mutualistas (Johnson *et al.*, 1992; Johnson, 1993). La aplicación de fungicidas y de plaguicidas con fines fitosanitarios también tiene efectos en las HMA, los cuales no son fácilmente predecibles debido a la complejidad de interacciones que se establecen en la comunidad de organismos del suelo (Siverding, 1991).

Por lo tanto el uso de estos microorganismos edáficos (HMA) en la agricultura constituye una alternativa promisoría frente a los fertilizantes minerales. Desde el punto de vista ecológico, la utilización y/o aplicación correcta de estos microorganismos permite reducir el uso de energía, la degradación del agroecosistema y las pérdidas de nutrientes de los suelos agrícolas. En adición, se mantiene la capacidad productiva del sistema, se preservan la biodiversidad y se contribuye con una producción más estable y sostenida a largo plazo en equilibrio

con el entorno Hernández (2000). En este sentido, la reintroducción y el mantenimiento de las HMA asociadas a los cultivos agrícolas luce como un objetivo deseable con el fin de mejorar su rendimiento y productividad (Hernández, 2000).

2.8. Utilización y efectividad de las micorrizas vesículo – arbusculares

La utilización de las *micorrizas vesículo-arbusculares* como biofertilizantes no implica que se pueda dejar de fertilizar, sino que la fertilización se hace más eficiente y puede disminuirse la dosis a aplicar desde comúnmente 50 - 80 % y en ocasiones hasta un 100 % (Pérez, 2000).

El beneficio reportado por el uso de las asociaciones *micorrizas vesícula-arbusculares* en el crecimiento de las plantas resulta espectacular, particularmente en suelos tropicales, deficientes en fósforo (P) asimilable y en donde el potencial de explotación de éstas es mucho mayor que en regiones de clima templado (Fredeen, 1989; Siverding, 1991).

2.9. Las Micorrizas y el Chile habanero

Las raíces del chile forman normalmente asociaciones simbióticas con hongos *micorrízicos arbusculares* (AM) (Davies *et al.*, 1992). En las asociaciones micorrizas, las plantas aportan al hongo *fotosintatos*, mientras el hongo apoya a la absorción de nutrientes especialmente fósforo. El potencial de los hongos AM para incrementar el crecimiento de las plantas bajo condiciones de suelos con bajo contenido de fósforo ha sido documentado (Auge, 2001). Aunque también ha sido

documentado que algunas especies de *Glomus* aisladas han demostrado que estimulan el crecimiento de la planta independientemente del estado nutricional del fósforo o cuando no está limitado su disposición (Davies *et al.*, 2000).

2.9.1. Antecedentes de las micorrizas en el Chile habanero

Existen evidencias referentes al uso de HMA en diferentes especies de *Capsicum* (Manjarrez-Martínez *et al.*, 1999). Se evaluaron en el cultivo del chile *Capsicum chinense*. El rendimiento, el área foliar, volumen radical y contenido de fósforo en follaje incrementaron significativamente en todos los tratamientos con micorrizas.

Aguilera-Gomez *et al.* (1999), Estudiaron el efecto de la inoculación con *Glomus* intraradices en *Chile chinense* y se obtuvieron rendimientos más altos en las plantas micorrizadas. Así mismo, (Sreenivasa *et al.*, 1993) estudiaron la respuesta del chile trasplantado de 30 días de edad a la inoculación de *Glomus macrocarpum* y *Glomus fasciculatum*, bajo diferentes niveles de fertilización fosfatada (0,25,5 y 100%). *Glomus macrocarpum* promovió mayor crecimiento, rendimiento y contenido de nutrientes en el tejido vegetal de los chiles inoculados, con la aplicación de 50% de igual dosis recomendada.

(Roman *et al.*, 2001). Evaluaron el efecto de la inoculación de tres cepas de HMA en el chile mirasol y chile ancho. La simbiosis micorrizadas en plantas de chile tuvo influencia positiva en el crecimiento. Suat *et al.* 2007 observaron el comportamiento de ocho diferentes genotipos de *Capsicum* inoculados con dos hongos micorrizicos arbusculares (*Glomus intraradices* y *Gigaspora margarita*). En

general, las plantas inoculadas tuvieron mayor peso seco en comparación con las plantas no inoculadas.

Kayaa et al 2009 investigaron el efecto de *Glomus clarum* en el crecimiento y rendimiento de frutos de chile *Capsicum chinense* cv.11B 14 cultivados en condiciones de alta salinidad. El experimento se realizó en macetas que contenían una mezcla de perlitas y arena 1:1(v/v) en condiciones de invernadero. De manera general se obtuvo que la adición de NaCl redujo el área foliar, el peso seco de la raíz, el rendimiento de los frutos y las concentraciones de N, P, K (en tejido vegetal) en comparación de los tratamientos sin NaCl, sin embargo en las plantas inoculadas con HMA no existió disminución significativa en el contenido nutrimental con y sin NaCl, además mejoro el crecimiento del chile creciendo bajo condiciones de salinidad.

Ortasa et al, (2011) demostraron que plantas de chile inoculadas con *G. mosseae*, *G. intraradices*, *G. etunicatum*, *G. caledonium*, de forma individual y la mezcla de todos ellos incrementan el peso seco de las partes aéreas, así como el contenido nutrimental de P y Zn, en comparación con plantas control. Este efecto fue conformado durante tres ciclos consecutivos, inoculando durante la siembra, al trasplante y a diferentes momentos de ciclo de cultivo. Además, sus resultados indican que las plantas inoculadas adelantaron la floración comparando con las no inoculadas.

III. Materiales y Métodos

3.1. Localización geográfica del área de estudio

El estudio se realizó en el campo experimental de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna, situada en 103° longitud oeste y 25° de latitud norte, a una altura de 1122 msnm. La precipitación promedio anual es de 230 mm y la temperatura promedio mínima y máxima son de 39° y 40.5° C. Las plantas del cultivo evaluados son del chile habanero (*Capsicum chinense Jacq*).en etapa de floración

3.2. Descripción del experimento

3.2.1. Recolección de muestras de suelo y raíz

3.2.1.1. Área A

El muestreo se realizó en plantas del chile habanero (*Capsicum chinense Jacq*) seleccionadas al azar. Sacando tres muestras de cada planta a diferentes profundidades 10-20 cm, colectando aproximadamente 500g de suelo de la rizósfera, guardándolos en bolsas de plástico, para su posterior procesamiento en el laboratorio.

3.2.1.2. Área b

Se llevó a cabo este muestreo aun lado de la planta, con un metro de separación considerando a las plantas de chile habanero realizando el mismo procedimiento que se llevó en el área A.

3.3. Aislamiento de esporas e identificación de HMA

Una vez en el laboratorio las muestras de suelo se pasaron por un tamiz de 2 mm para eliminar piedras y materia orgánica, se pusieron a secar a temperatura ambiente durante 72 horas, y se colocaron en el refrigerador a 4 °C, hasta su análisis.

Las esporas se extrajeron de 20 g de suelo del área muestreada. Se utilizó el método de tamizado húmedo (Gerdemann y Nicolson, 1963), seguido por centrifugación en un gradiente de sacarosa (Walker *et al.*, 1982).

3.4. Conteo, montaje e identificación de esporas

Este proceso consiste en separar las esporas extraídas del suelo de acuerdo con sus rasgos morfológicos más evidentes (color, tamaño) utilizando el método de cuenta (Sánchez y Posada, 2010). Se colocó la muestra en una caja Petri, lo cual contenía un papel filtro cuadriculado de 1 x 1 donde las esporas se distribuyeron de manera uniformemente. Se tomaron diez cuadros al azar y se realizó el conteo de cada uno de los cuadros, con la ayuda de un microscopio estereoscopio. Una vez hecho el conteo se realizaron los montajes de esporas dividiéndolos en laminillas en secciones diferentes para el reactivo mezler y glicerol lacto fenol polivinilo (PVLG). En portaobjetos se puso una gota de cada reactivo. Recuperándose con una jeringa de insulina cuidadosamente los diferentes tipos de esporas que se lograron encontrar, Colocando las esporas en cada uno de los reactivos y se hizo una duplicación de laminillas dependiendo de

la diversidad de esporas que se encontraban en cada muestra. Una vez que las esporas fueron extraídas, de los reactivos mezler y glicerol lactofenol polivinilo (PVLG) se cubrieron con un cubreobjetos, dejándolo reposar por 5 días a temperatura ambiente para su secado.

Una vez que el tiempo de reposo paso se sellaron las muestras con esmalte de uñas durante 24 horas a temperatura ambiente para evitar que las esporas se salieran o se movieran de los portaobjetos, antes de observarlas al microscopio óptico.

Para finalizar con el proceso de la identificación de esporas Micorrizicas se utilizó la técnica realizada por (López, 1998),(Peña *et al.*, 2006),(Sánchez y Posada, 2010); En un microscopio compuesto de alta resolución, fueron observadas sus características taxonómicas tales como: color, textura, forma, desarrollo, tamaño, grosor de las paredes, diámetro, número y características de la hifa de acuerdo con (López, 1998), (Peña *et al.*, 2006), (Sánchez y Posada, 2010).

3.5. Porcentaje de micorrización

Se utilizara la técnica de clareo y tinción propuesta por (Phillips y Hayman, 1970), modificada para raíces leñosas.

Que consistió separar las muestras, las raíces se lavaron con agua corriente para eliminar el exceso de tierra sobre un matraz, para no dejar que raíces se traspasaran y eliminar el exceso de suelo adherido; Las raíces se

Se cubrieron con KOH al 10%, se dejó por 20 min; Se retiró el H₂O₂, se enjuagó inmediatamente con agua destilada con el fin de remover todos los residuos posteriormente aclareo de raíces de H₂O₂; Se agregó HCl al 10 % por 15 minutos para acidificar el medio. Se retiró el HCL sin enjuagar se adiciono el colorante azul de tripano al 0.05% por 24 horas a temperatura ambiente, por 30 a 40 minutos en baño maría.

Se sometió a calor húmedo en el autoclave por 15 min/4.5 kg de presión; Finalmente se dejó enfriar se lavaron las raicillas para quitar el colorante en las raíces clareadas y teñidas se colocaron en cajas Petri con suficiente lacto glicerol.

En un portaobjeto y utilizando agujas de disección se colocaron diez segmentos de raíces de aproximadamente 1 cm de largo, paralelamente unos a otros.

Sobre las raíces se adicionaron gotas de lacto glicerol, colocando posteriormente el cubreobjetos se eliminó las burbujas de aire y cada laminilla se dejó reposar durante 24 horas posteriormente se selló con esmalte transparente. Después se puso a observación en un microscopio óptico ya sea con el objetivo de 20x o el objetivo seco fuerte de (40x) con estos objetivos se recomienda para ver mejor la morfología de las estructuras fúngicas, incluyendo arbusculos.

IV. RESULTADOS

Análisis físico-químico del suelo del área experimental.

De acuerdo a los resultados del análisis físico-químico del suelo del área experimental este fue un suelo obscuro de textura franco, con un pH de 8.01 (alcalino) con una conductividad eléctrica de 5.93 mS/cm lo cual indica un suelo salino. Suelo con bajo contenido de materia orgánica característica de los suelos de la región con porcentaje de 1.46%. El contenido de Nitrógeno total fue de 1.53 el cual se considera muy alto y finalmente el contenido de fosforo extraíble fue de 44.00 ppm que indica que es elevado en la rizósfera del chile habanero cuadro 9.

Cuadro 6. Análisis físico-químicos de las muestras obtenidas de la rizósfera de chile habanero. UAAAN UL. 2014.

PARAMETRO	RESULTADOS OBTENIDOS
Textura	Franco
pH en extracto	8.01
Conductividad eléctrica en extracto mS/cm	5.93
Materia orgánica %	1.46
Nitrógeno total	1.53
Fosforo ppm	44.00

Los tres géneros de micorrizas arbusculares encontradas en este estudio se presentan en el cuadro 6. El género que predominó fue el *Glomus* seguido por *Gigaspora* y finalmente por el género *Acaulospora*, en las muestras analizadas.

Cuadro 7. Géneros de micorriza arbusculares presentes en las muestras de suelo del cultivo de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq). UAAAN UL. 2015.

Géneros presentes	
No. Muestreo	chile habanero
1	<i>Glomus</i>
2	<i>Gigaspora</i> <i>Glomus</i>
3	<i>Glomus</i>
4	<i>Glomus</i>
5	<i>Glomus</i>
6	<i>Gigaspora</i> <i>Glomus</i>
7	<i>Glomus</i>
8	<i>Acaulospora</i> <i>Gigaspora</i> <i>Glomus</i>
9	<i>Glomus</i>
10	<i>Glomus</i>
11	<i>Glomus</i>
12	<i>Acaulospora</i> <i>Glomus</i>
13	<i>Glomus</i>
14	<i>Acaulospora</i> <i>Glomus</i>
15	<i>Glomus</i>
16	<i>Glomus</i>
17	<i>Glomus</i>
18	<i>Gigaspora</i> <i>Glomus</i>
19	<i>Glomus</i>
20	<i>Glomus</i>
Total de géneros encontrados	3

Esporas de micorriza arbusculares presentes en las muestras de suelo del cultivo de chile habanero (*Capsicum chinense Jacq*).

Se encontraron tres géneros la cuales fueron *Glomus*, *Acaulospora* y *Gigaspora*, siendo *Glomus* el predominante.

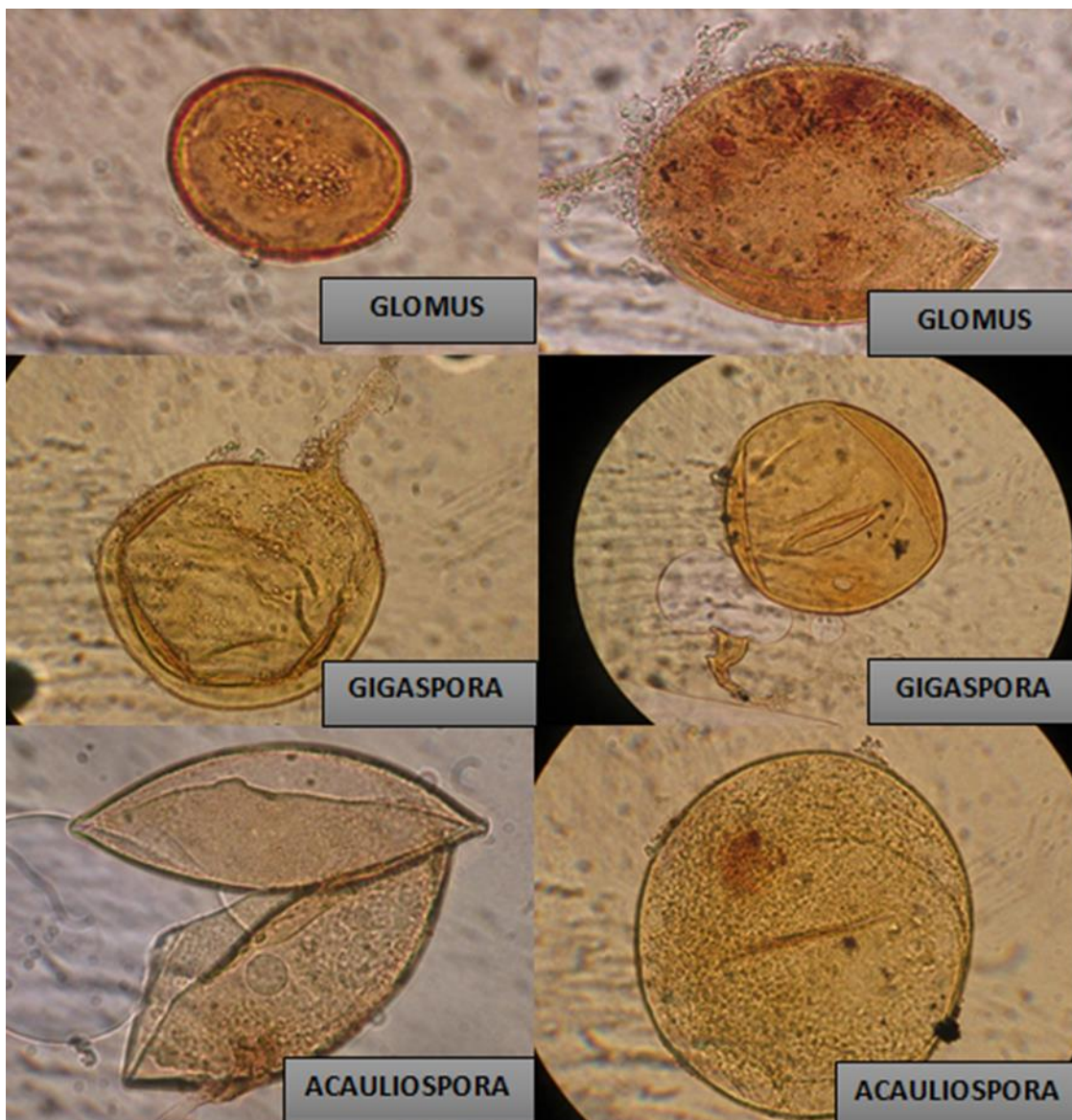


Figura 10: Géneros encontrados en el cultivo de chile habanero (*Capsicum chinense Jacq*). Objetivo. 40x, foto tomada por Hernán Pérez 2015.

En el cuadro 7, se presentan las cantidades de esporas en cada muestra en 100 g de suelo en el cultivo de chile habanero (*Capsicum chinense Jacq*). La mayor cantidad se encontró en la muestra diez con 14304, seguido por las muestras 9, 15 y 20. El menor número de esporas se obtuvo en la muestra cinco con 3834 esporas. Estos resultados obtenidos muestran que el cultivo conto con un porcentaje elevado de esporas superior a la media que fue de 7869.

Cuadro 8. Esporas por muestras en 100g de suelo en el cultivo de (*Capsicum chinense Jacq*). UAAAN UL. 2015.

Num. De muestra	Num. De esporas
1	4640
2	5408
3	4480
4	4320
5	3834
6	8928
7	6750
8	5332
9	12192
10	14304
11	13216
12	11200
13	13440
14	10048
15	12384
16	6208
17	5152
18	5080
19	4448
20	11424
Media	7869

Porcentaje de micorrización

El porcentaje de micorrización, determinado por el método empleado por Phillips y Hayman (1970) se presenta en cuadro 8. *Vesículas, hifas y arbusculos* determinados en las 20 muestras de las raíces del cultivo de (*Capsicum chinense Jacq*). De las cuales en 19 muestras se presentó micorrización siendo el valor más alto encontrado en las muestras de la tres a la diez con el 100% de micorrización y el más bajo se encontró en la muestra diecisiete con 0%. Además, se observó que el porcentaje de *hifas* más alto se presentó en las muestras, tres, cinco y seis obteniendo con 100%. En las muestras doce, trece y catorce no se encontraron hifas. Un gran porcentaje de *arbusculos* se encontraron en todas las muestras excepto en la muestra cinco, En porciento de *vesículas* solo se encontró en las muestras uno. Tres, diecisiete y siendo la muestra uno la que presento el mayor porcentaje con 25% y el más bajo en la muestra tres, en el resto no se encontraron.

Cuadro 9. Porcentaje de micorrización, porcentaje de hifas, porcentaje de Arbusculos y el porcentaje de vesículas en la raíz. UAAAN UL. 2015.

Núm. De muestra	% de micorrización total	% de hifas	% de arbusculos	% de vesículas
1	93.33	64.28	82.14	25.00
2	96.66	82.75	41.37	-----
3	100.00	100.00	30.00	3.33
4	100.00	96.66	10.00	-----
5	100.00	100.00	-----	-----
6	90.00	100.00	25.92	-----
7	100.00	36.66	100.00	-----
8	100.00	16.66	100.00	-----
9	100.00	10.00	100.00	-----
10	100.00	10.00	100.00	-----
11	86.66	19.23	100.00	-----
12	90.00	-----	90.00	-----
13	63.33	-----	100.00	-----
14	80.00	-----	100.00	-----
15	76.66	4.34	100.00	-----
16	86.66	6.69	100.00	-----
17	93.33	32.14	100.00	3.57
18	93.33	33.33	100.00	-----
19		15.38	100.00	-----
20	76.66	4.34	100.00	-----

V. Discusión

En el área de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna, existe una gran variedad de hongos micorrízicos *arbusculares*, son zonas libres de contaminantes que pudieran afectar a la comunidad de estos. La hipótesis fue aceptada de acuerdo a los resultados la investigación, se encontraron tres géneros de los HMA: *Glomus*, *Gigaspora* y *Acaulospora*, en las 20 plantas muestreada, que se realizó en las estaciones otoño- invierno. Resultados que concuerdan con los reportados por Junniper y Abbott, 1993 quienes realizaron un muestreo de 15 plantas de lechuga en San Luis Potosí en la zona del altiplano media del Estado donde la precipitación es baja (250 a 470 mm) y la evaporación es tres veces mayor que la misma, que en su estudio identificaron tres géneros de los HMA *Acaulospora*, *Gigaspora* y *Glomus*, además de que el de mayor dominación fue *Glomus*, resultados similares a los que se obtuvieron en este trabajo.

En lo que respecta a la cantidad de esporas obtenidas en 100 g de suelo se observó que el cultivo cuenta con un número elevado. Resultados que no concuerdan con los reportados por Peña *et al.*, 2006, quienes mencionan que el número de esporas presentes en muestras de suelo varía con el tipo de cobertura, ya que el promedio de esporas en bosques y rastrojos es aproximadamente 2000 esporas/100g de suelo mientras que en los cultivos tiende a presentar un promedio de 1000 esporas/100g de suelo, reportados en muestras del sur del trapecio amazónico colectadas en chagras bajo el paisaje de terrazas, llanuras.

En cuanto al porcentaje de micorrización de la raíz de las 20 plantas muestreadas fue alto así como el porcentaje en hifas y arbusculos, lo cual demuestra que la micorrización se encontraba activa. Es importante señalar que los resultados de la presencia de las vesículas fueron bajo debido quizás a que las plantas se encontraban en la etapa fenológica de floración, además de ser jóvenes. Esto nos lleva a estar de acuerdo con lo reportado por Miller *et al.*, 1986, ya que las medidas que definen la morfología de la colonización (*arbusculos* y *vesículas*) de ellos fueron bajas en todos los casos no superando el 10%, y sus valores promedio fueron 1.3% en *arbusculos* y 4.4% en *vesículas*. Esto significa que donde hubo solo *hifas* como morfología de colonización, los valores promedio estuvieron entre 33-49% para todos los casos, con un valor promedio general de 39%, que indicaría una Colonización promedio *Arbúscular* y/o *vesicular* de solo 4.8%, con diferencia del 43.8% correspondiente a la colonización promedio general reportados en suelo salino

En esta investigación se obtuvo un suelo obscuro con textura franco, pH, conductividad eléctrica, materia orgánica, nitrógeno y fósforo que reflejan que el suelo se encuentra en buen estado y que debido a estos elementos se encontró eficiencia en la rizósfera de (*Capsicum chinense Jacq*).por esto mismo coincidiendo con Jhon, 1999. Quien menciona que los elementos del suelo antes mencionados influyen tanto en la colonización micorrízica como en el número de esporas. Independientemente de los diferentes niveles de fertilización usados, *Gigaspora sp* fue la especie que promovió mayor absorción de nutrientes y mayor crecimiento de la planta de Chile habanero. Mientras que *Glomus* fue colonizador

dominante en las primeras etapas de crecimiento de plántula de chile habanero, mientras que *Glomus* fue dominante en la misma etapa pero de plántulas, *Acaulospora* ha sido reportada en un rango de pH entre 3.8 y 8.2, mientras que *Glomus* se adapta a casi cualquier tipo de suelo debido a un ligero aumento en el nivel de saturación de aluminio, causando una disminución en este parámetro, por lo que en arcilla por ejemplo, mejora la capacidad de intercambio catiónico del suelo favoreciendo la densidad poblacional de microorganismos, en nuestro caso la esporulación de HMA, (Pérez *et al.*, 2012). Quien menciona que encontró que los suelos muy salinos además de estar compactados muestran presencia de los géneros *Glomus* y *Gigaspora*.

VI. Conclusión

Bajo las condiciones en que se desarrolló y los resultados obtenidos en este estudio se concluye.

Los géneros dominantes fueron *Glomus* y *Gigasporas*.

El porcentaje de esporulación fue alto.

Se presentó un elevado porcentaje de estructuras de HMA, *hifas*, *arbúsculos* y un bajo porcentaje de *vesículas*.

VII. Literatura citada

- Abbot, L. y A. Robson 1991. "Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizas. Agriculture Ecosystems and Environment." 35:121-150
- Aceves, N. L., L. D. Juárez, L. R. Palma, L. B. López, H. J. Rivera, R. R. Rincón, C. R. Morales, A. Hernández y S. A. Martínez 2008. "Estudio para determinar zonas de alta potencialidad del cultivo del chile habanero (*Capsicum chinese* Jacq.) en el estado de Tabasco." Secretaria de Desarrollo Forestal y Pesca, DEIDRUS-TAB, INIFAP, SAGARPA y Colegio de Postgraduados. Villahermosa, Tabasco, México.
- Aguilera-Gomez, j., F. Davies, V. Olalde-Portugal, S. Duray y L. Phavaphutanon 1999. "Influence of phosphorus and endomycorrhiza (*Glomus intraradices*) on gas exchange and plant growth of chile ancho pepper (*Capsicum annum* L. cv. San Luis)." *Photosynthetica*, 36: 441-449
- Altieri, M. A. 1995. "Agroecología: la ciencia de la agricultura sostenible." Westview Press, Boulder.
- Aragón, P. L. 1995. "Factibilidades agrícolas y forestales en la República Mexicana. Ed." Trillas. México, D.F: 177 p.
- Auge, R. 2001. "Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis." *Mycorrhiza* 11(1): 3-42.
- AZCON, C. J. AGUILAR y BAREA 1980. ""Micorrizas"." *Investigación y Ciencia*: 47: 8-16.

- Barreiro, P. M. 1998. "Una hortaliza de México para el mundo." Claridades Agropecuarias No.56. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. México, D.F.
- Blanco, F. y E. Salas 1996. "Micorrizas en la agricultura: contexto mundial e investigación realizada en Costa Rica." 69.
- Cardona, G., V. C. Peña y A. A 2008. "Ocurrencia de hongos formadores de micorriza arbuscular asociados a ají (*Capsicum* sp.) en la Amazonia colombiana." *Agronomía Colombiana*: 26(3): 459-470.
- Davies, F., M. Olalde-portugal, H. Añvarado, R. Escamilla, J. Ferrera –Cerrato and y Espinosa 2000. "Alleviating phosphorus stress of chile abcho pepper (*Capsicum annum* L." San Luis by arbuscular miorrhizal inoculation. *J. Hortic. Sci. Biotechnol*: 75:655-661.
- De la Cruz, T. S/A. "Características y tecnología de producción de chile habanero, en el estado de Yucatán ".
- De la Vega, J. 2006. "Suelos y Ecosistemas. Las Micorrizas de mayor importancia son: Endomicorrizas, Ectomicorrizas lo cual facilita su producción masiva para uso en la agricultura."
- Duchicela, J. 2001. "Proyecto de Tesis. Evaluación del uso de Endomicorrizas vesiculo arbusculares (MVA) en la obtención de plántulas de tomate de árbol *Solanum betaceum* Cav." ESPE-Facultad de Ciencias Agropecuarias. Sangolqui-Ecuador.
- ECAO 2002. "Equipo de Consultoría para la Agricultura Orgánica." Manual de producción de Chile Habanero Ecológico. Petén. Guatemala. 20 p.

- Espinosa, V. D., M. D. González, d. I. P. J. Placencia y E. R. García 2004. "Reducción de la incidencia de *phytophthora capsici* Leo en el sistema radical de plántulas de chile pre-micorrizadas con *Glumus intraradices*." *TERRA Latinoamericana*: 22(2): 317-326.
- FAO 1994. "ECOCROP 1." The adaptability level of the FAO crop environmental requirements database. Versión 1.0. AGLS. FAO. Rome, Italy.
- FAOSTAT 2006. "Bases de datos estadísticos de la organización." FAO.
- Foley, J. A., R. DeFries, G. P. Asner, C. Barford, G. Bonan, S. R. Carpenter, F. S. Chapin, M. T. Coe, G. C. Daily, G. Hong Kong, J. H. Helkowski, T. A. Holloway, E. A. Howard, C. J. Kucharik, C. Monfreda, J. A. Patz, I. C. Prentice, N. Ramankutty y P. K. Snyder 2005. "Las consecuencias globales de uso de la tierra." 309:570-574.
- Fredeen, A. L. 1989. "Influence of phosphorus nutrition on growth and carbon partitioning in *Glycine max*." *Plant Physiol*: 89: 225-230.
- Gerdemann, J. W. y T. H. Nicolson 1963. "Spores of mycorrhizal Endogene species extracted from soil by wet sieving and decanting." *Transaction of the British Mycological Society*: 46:234-244.
- Gerdemann, J. W. y J. M. Trappe 1974. "'Endogonaceae in the Pacific Northwest'." *Mycologia Memoir* 5: 1-76.
- González, E. T., P. L. Gutiérrez y M. F. Contreras 2006. "El chile habanero de Yucatán." *Ciencia y Desarrollo*, CONACYT.
- Harley, J. L. y S. E. Smith 1983. "Mycorrhizal symbiosis." (London:Academic Pres).

Hernandez, A. 1999. "Las Micorrizas. Centro de estudios ecológicos. Argentina.

Disponible en: <http://www.cdeea.com/micorrizas1.htm>."

Hernández, C. 2000. "Estudio de la diversidad de cinco morfotipos de chile (*C. annuum* y *C. chinense*) a nivel biología floral en Yucatán." Tesis ITA No. 2 Conkal. Yucatán, México.

Jhon, D. 1999. "Micorrizas. Recent advances in understanding the role of arbuscular mycorrhizas in plant production. ." En: SIQUEIRA, J.O et al. (eds.) Inter-relação fertilidade, biologia do solo e nutrição de plantas. Lavras: SBCS/UFLA: p. 687- 703.

Johnson, N., D. Tilman y D. Wedin 1992. "Plant and soil controls on mycorrhizal fungal communities " *Ecology* 73: 2034-2042

Johnson, N. 1993. "Can fertilization of soil select less mutualistic mycorrhizas? *Ecological Applications*." 3: 749-757.

Junniper, S. y k. Abbott 1993. "Vesicular Arbúscular Mycorrhizal and soil salinity." *Mycorrhizal*: 8:305-314.

Laborde, J. y A. Pozo 1984. "Presente y pasado del chile en México." Publicación especial No. 85. INIA, SARH. México.D.F.

Latournerie, M. L., S. M. Chávez, P. G. Perez, N. S. Castañon, H. L. Rodríguez, R. Arias y V. P. Ramírez 2002. "Valoración in situ de la diversidad morfológica de chiles (*Capsicum annuum* L. y *Capsicum chinense* Jacq.) en Yaxcabá, Yucatán. *Rev. Fitotec.Mex.* 25:25-33."

Lesur, L. 2006 "Manual del cultivo del chile." Editorial Trillas. Mexico: 80.

López, R. G. 2003. "'Chilli, la especia del nuevo mundo'." *Ciencias* 69: 66-75.

- López, Z. 1998. "Hongos Micorrizicos Vesículo Arbusculares (VA) en fragmentos, de matorral Censo lato de los municipios de Linares y Hualahuises, Nuevo León. Facultad de ciencias forestales Linares, N." Universidad Autónoma de Nuevo León. Maestría: 1-137.
- Manjarrez-Martínez, M., Ferrera-Cerrato y González-Chávez 1999. "Efecto de la vermicomposta y la micorriza arbuscular en el desarrollo y tasa fotosintética de chile serrano." *Terra*, 17(1), 9-15
- Maroto, J. V. 1995. "Horticultura herbácea especial." 4ª edición. Mundi-Prensa. Madrid, España
- Miller, J., S. Rajapapse y R. Garber 1986. "Vesicular arbuscular Mycorrhizae in vegetable crops." *HortScience*: 21, 974-984.
- Miller, R. y J. Jastrow 2000. "Mycorrhizal fungi influence soil structure. In: Kapulnik Y, Douds DD Jr (eds) *Arbuscular mycorrhizas: physiology and function*." Kluwer, Dordrecht: pp 3– 18
- Morton, J. B. y G. L. Benny 1990. "Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): A new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporineae, and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomaceae'." *Mycotaxon*: 471–491.
- Morton, J. B. y D. Redecker 2001. "'Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two new genera Archaeospora and Paraglomus, based on concordant molecular and morphological characters'." *Mycologia*: 181–195.

- Mosse, B., D. P. Stribley y E. Le Tacon 1981. "Ecology of mycorrhizae and mycorrhizal fungi." 137–210.
- Peña, V., G. Cardona y A. Mazorra 2006. "Micorrizas arbusculares de la Amazonia colombiana. Catálogo ilustrado." Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas Sinchi. Scripto, Bogotá: 90 p.
- Peréz, C., D. Espita, M. Martínez y A. Edwin 2012. "Diversidad de micorrizas arbusculares en agroecosistemas de pastura del departamento de sucre." Colombiana Ciencia-Animal 2: 333-343.
- Pérez, M. 2000 "Tecnología para la eliminación del bromuro de metilo. Semillero de tabaco con substrato orgánico y uso de medios biológicos." Instituto de investigaciones de Sanidad Vegetal. MINAGRI: p. 16-30
- Peterson, R., H. Massicotte y L. Melville 2004. "Arbuscular mycorrhizas." En: Mycorrhizas: Anatomy and Cell Biology. NRC-CNRC. Research Press. Ottawa. Canada. Chap: 3: 57-79.
- Phillips, J. M. y D. S. Hayman 1970. "Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection." Transaction of the British Mycological Society: 55:158-160.
- Prado, U. G. 2006. "Tecnología de producción comercial del chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq)." Instituto para el Desarrollo de Sistemas de Producción del Trópico Húmedo de Tabasco, Villahermosa, Tabasco: 43 p.

- Ramírez, f. J., O. M. DL, R. M. MN y M. A. G 2006 "Efecto del ácido acetil salicílico, miel y maleza en la movilidad y concentración de TSWV." Revista Chapingo serie Horticultura: 12(2): 239-243
- Read, D. J. 1999. "The state of the art. En: Mycorrhiza 2nd." (A. Varma y B. Hock, eds.). Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg: p. 3-34.
- Robertson, G. P. y S. M. Swinton 2005. "Conciliación de la productividad agrícola y la integridad del medio ambiente es un gran desafío para la agricultura." La Sociedad Ecológica de América: 3:39-46.
- Roman, F. 2003. "Concentración de reguladores de desarrollo vegetal inducida por hongos ENDOMICORRIZICOS en dos cultivares de Chile (*Capsicum annum* L.). Colima-México. Universidad de Colima. Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias." 121.
- Roman, G., L. Farías y M. Yahuaca 2001. "Influencia de la colonización micorrizica en diferentes etapas del crecimiento y desarrollo de la plantas de chile (*Capsicum annum* L.)." In: 5 jornadas de investigación. 25 al 29 de junio de 2001. Universidad Autónoma de Zacatecas, Mexico: pp:1-15.
- Salazar, O. L. y O. Silva 2004. "Efectos farmacológicos de la capsaicina, el principio pungente del chile. Biología Scripta 1: 7-14
- Sánchez, d. y R. Posada 2010. "Metodologías básicas para el trabajo con micorriza arbúscular y hongos formadores de micorriza arbúscular." Sede Palmira, Universidad Nacional de Colombia.
- Sánchez, S. H., H. V. González, P. A. Cruz, G. M. Pérez, E. M. Gutiérrez, A. Gardea y M. Gómez 2010. "Herencia de capsaicinoides en chile manzano

- (*Capsicum pubescens* R. y P.) Agrociencia, Vol. 44, Núm. 6, Colegio de Postgraduados, Texcoco, México." 655-665
- Sieverding, E. 1991. "Vesicular Arbuscular Mycorrhiza in Tropical Agrosystem." Deutsche Gesellschaft für technische Zusammenarbeit (GTZ) GMBH, federal Republic of Germany: 371 p.
- Sieverding, E. 1991. "Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems." Technical cooperation, Federal Republic of Germany (GTZ). Eschborn, Alemania: 371 pp.
- Smith, F., S. Jakobsen y Smith 2000. "Spatial differences in acquisition of soil phosphate between two arbuscular mycorrhizal fungi in symbiosis with *Medicago truncatula*." *New Phytologist*, 147:357-366
- Smith, S. E. y D. J. Read 2008. "Mycorrhizal symbiosis." 3rd ed. London : Academic Press. : 787.
- Sreenivasa, M., G. Krishnaraj, H. Gangadhara, Manjunathaiah y 1993. "Response of Chili (*Capsicum annum* L.) to the inoculation of an efficient vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus." CABS abstracts.
- Tomás, G. E., P. L. Gutiérrez y F. M. Contreras 2006. "El chile habanero de Yucatán." *Ciencia y Desarrollo*. CONACYT.
- Treseder, K. y Cross 2006. "Global distributions of arbuscular mycorrhizal fungi." *Ecosystems* 9: 305-316
- Tun, D. J. 2001. "Chile habanero características y tecnología de producción." Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y

Alimentación. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias. Yucatán, México.

Walker, R., E. Torokfalvy y S. Downton 1982 "photosynthetic response of the citrus Varieties ranpurime and citrón to Salt treatment." Aust. J. Plant Physiol: 9:783-790.