

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA  
ANTONIO NARRO**

**UNIDAD LAGUNA**

**DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS**



**Evaluación de micorriza (*Risophagus intraradices*) en producción de  
chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.) variedad M Semen<sup>R</sup>.**

**POR  
BERTÍN MORALES AGUILAR**

**TESIS  
PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA  
OBTENER EL TÍTULO DE:**

**INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA**

**TORREÓN, COAHUILA**

**FEBRERO DE 2018**

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
UNIDAD LAGUNA  
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Evaluación de micorriza (*Risophagus intraradices*) en producción de  
chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.) variedad M Semen<sup>R</sup>.

POR  
BERTÍN MORALES AGUILAR

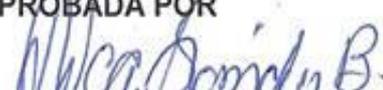
TESIS

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

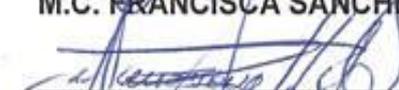
INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

APROBADA POR

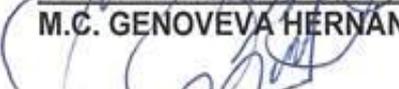
PRESIDENTE:

  
M.C. FRANCISCA SANCHEZ BERNAL

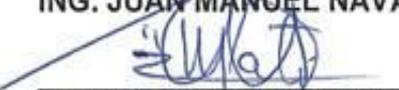
VOCAL:

  
M.C. GENOVEVA HERNÁNDEZ ZAMUDIO

VOCAL:

  
ING. JUAN MANUEL NAVA SANTOS

VOCAL SUPLENTE:

  
M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO

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



TORREÓN, COAHUILA

FEBRERO DE 2018

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
UNIDAD LAGUNA  
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Evaluación de micorriza (*Risophagus intraradices*) en producción de  
chile jalapeño (*Capsicum annum* L.) variedad M Semen<sup>R</sup>.

POR  
BERTÍN MORALES AGUILAR

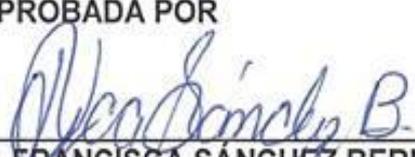
TESIS

QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL COMITÉ DE ASESORÍA  
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

APROBADA POR

ASESOR PRINCIPAL:

  
M.C. FRANCISCA SÁNCHEZ BERNAL

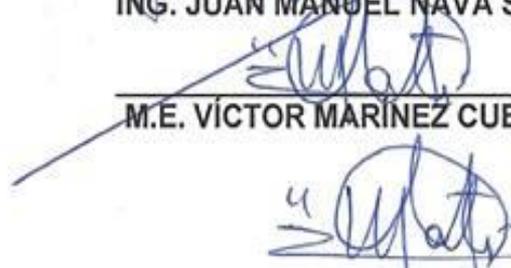
ASESOR:

  
M.C. GENOVEVA HERNÁNDEZ ZAMUDIO

ASESOR:

  
ING. JUAN MANUEL NAVA SANTOS

ASESOR:

  
M.E. VÍCTOR MARÍNEZ CUETO

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



TORREÓN, COAHUILA

FEBRERO DE 2018

## AGRADECIMENTOS

Agradezco a mi Alma Terra Mater, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna, por permitirme ser parte de sus orgullosos buitres y por ayudarme a extender mis alas para superarme y así lograr la meta que me propuse cuando entre a esta casa de estudios.

Le agradezco a Dios por haberme acompañado y guiado a lo largo de carrera, por ser mi fortaleza en los momentos difíciles y por brindarme una vida llena de aprendizaje, experiencias y sobre todo felicidad.

**M. C. Francisca Sánchez Bernal**, por confiar en mí y animarme a superarme constantemente. Sin sus correcciones, experiencia y consejos no hubiera sido posible la elaboración de esta tesis.

**M. E. Víctor Martínez Cueto** por su apoyo, dedicación y asesoramiento. La generosidad y amabilidad demostrado en cada momento.

**M. C. Genoveva Hernández Zamudio** por su atención prestada para poder concluir satisfactoriamente este trabajo.

**Ing. Juan Manuel Nava Santos** por su aprecio y por la ayuda que me brindo para concluir este trabajo.

**Ing. Juan de Dios Ruiz** por los consejos brindados el ánimo para seguir adelante que nunca se olvidará.

## DEDICATORIAS

Este trabajo se los dedico a mis padres **Bertín Morales Gómez** y **Guadalupe Aguilar Calvo**, por apoyarme en todo momento, sé que no ha sido fácil llegar a este punto, ya que se ha logrado con trabajo, esfuerzo y dedicación que solo ustedes me han brindado. Por los valores que me han inculcado, y por haberme dado la oportunidad de tener una excelente educación en el transcurso de mi vida. Sobre todo, por ser un excelente ejemplo de vida a seguir. Muchas gracias por todo.

A mi hermano, **José Luis Morales Aguilar**, por estar siempre a mi lado, y apoyarme como amigo, confío en ti como en nadie, gracias por todo, a pesar de las peleas somos hermanos y siempre estaremos juntos.

A mi Flaquita por apoyarme en esos momentos difíciles que se presentaron en el camino y estar ahí cuando más se necesitaba. Por aquellas palabras de aliento que me ha brindaba. Sé que esto no fue fácil por la distancia y que en esta relación debe existir una persona comprensible y amorosa en lo cual siempre fuiste tú. Antemano muchas gracias por todo. Te amo.

## RESUMEN

México es el centro de origen y también el país del mundo con la mayor variabilidad genética de *Capsicum*. Las micorrizas son una asociación simbiótica mutualista entre raíces de plantas superiores y cierto grupo de hongos en el suelo que dependen de la planta para la entrega nutrimentos minerales. La presente investigación se realizó en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna, en chile jalapeño (*Capsicum annuum*L) a cielo abierto. El objetivo del presente trabajo fue evaluar el efecto de dosis de micorriza "*Risophagus intraradices*" en chile jalapeño. El diseño experimental utilizado fue bloques completamente al azar, evaluando cuatro tratamientos, T1 (Testigo), T2 (2.5 g), T3 (3.0 g) y T (3.5 g). Se obtuvo una media general de longitud de fruto (5.17 cm), diámetro de fruto (2.24 cm), grosor de fruto (2.26 mm), peso medio de fruto (10.34 g) y peso promedio de frutos por planta (109.12 g). El análisis estadístico no determinó diferencia significativa entre los tratamientos para las variables evaluadas. Sin embargo, los tratamientos uno y dos mostraron superioridad numérica en las variables longitud de fruto, diámetro de fruto, peso medio de fruto y peso promedio de fruto por planta.

**Palabras clave:** micorrizas, genotipo, chile jalapeño, rendimiento, campo.

## ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS .....	i
DEDICATORIAS .....	ii
RESUMEN.....	iii
ÍNDICE .....	iv
ÍNDICE DE CUADROS .....	vii
ÍNDICE DE FIGURAS .....	viii
I. INTRODUCCIÓN .....	1
Objetivo.....	3
Hipótesis.....	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA .....	4
2.1. Origen y distribución.....	4
2.2. Clasificación taxonómica.....	5
2.3. Morfología del chile jalapeño.....	5
2.3.1. Hoja.....	5
2.3.2. Flor.....	6
2.3.3 Semilla.....	6
2.3.4. Fruto.....	6
2.3.5. Raíz.....	7
2.3.6. Tallo y ramas.....	7
2.4. Requerimientos edafoclimáticos.....	8
2.4.1. Temperatura.....	8
2.4.2. Suelo.....	8
2.4.3. Fotoperiodo.....	9
2.4.4. Factores que afectan la fenología y morfología del cultivo.....	9
2.4.5. Efectos del trasplante en el cultivo.....	10
2.5. Biofertilizantes.....	11
2.5.1. Definición y concepto de micorrizas.....	11
2.5.2. Evolución de los HMA.....	12
2.5.3. Distribución de micorrizas.....	12
2.5.4. Importancia de las micorrizas.....	13
2.5.5. Taxonomía de los HMA.....	15
2.5.6 Mecanismos y procesos de colonización.....	16
2.5.7. Estructura de los HMA.....	17
2.5.8. Espora.....	18
2.5.9. Arbusculos.....	19
2.5.10. Vesículas.....	19

2.5.11. Hifas. ....	19
III. MATERIALES Y METODOS.....	20
3.1. Localización del área de estudio .....	20
3.2. Localización del sitio de estudio .....	20
3.3. Ubicación del experimento .....	20
3.4. Clima de la región. ....	20
3.4.1. Temperatura. ....	21
3.4.2. Humedad relativa. ....	21
3.4.3. Precipitación. ....	21
3.4.4. Lluvias. ....	21
3.4.5. Heladas. ....	21
3.5. Preparación del terreno.....	21
3.5.1. Barbecho.....	21
3.5.2. Rastreo cruzado. ....	22
3.5.3. Empareje.....	22
3.5.4. Trazo de camas. ....	22
3.6. Siembra en charola. ....	22
3.7. Trasplante en el terreno. ....	23
3.8. Diseño del experimento. ....	23
3.9. Establecimiento del experimento.....	23
3.10. Tratamientos de estudio .....	23
3.11. Distribución de los tratamientos de estudio. ....	24
3.12. Área de parcela experimental total. ....	24
3.13. Área de la parcela experimental útil.....	24
3.14. Riegos del cultivo. ....	25
3.15. Labores culturales.....	25
3.16. Etapa vegetativa en planta etiquetada .....	25
3.17. Cosecha. ....	25
3.18. Variables evaluadas .....	25
3.18.1. Longitud de fruto .....	26
3.18.2. Diámetro de fruto.....	26
3.18.3. Grosor de fruto.....	26
3.18.4. Peso medio de fruto.....	26
3.19. Análisis estadístico.....	26
IV. RESULTADOS Y DISCUSION .....	27
4.1. Longitud de fruto.....	27
4.2. Diámetro de fruto.....	28

4.3. Grosor de fruto .....	29
4.4. Peso medio de fruto .....	30
V. CONCLUSIONES .....	32
VI. REFERENCIAS .....	33
VII. APENDICE .....	39

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Clasificación taxonómica .....	5
<b>Cuadro 2.</b> Descripción de los tratamientos de estudio para el presente trabajo de investigación. UAAAN UL, 2018.....	24

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> . Clasificación más reciente de <i>Glomeromycota</i> por Redecker <i>et al.</i> , 2013. ....	15
<b>Figura 2.</b> Croquis de la distribución de los tratamientos de estudio, repeticiones y Bloques en el terreno. UAAAN UL, 2018. ....	24
<b>Figura 3.</b> Medias obtenidas para la variable longitud de fruto de chile jalapeño con diferentes porcentajes de micorrizas. ....	27
<b>Figura 4.</b> Medias obtenidas para la variable diámetro de fruto de chile jalapeño con diferentes porcentajes de micorrizas. ....	28
<b>Figura 5.</b> Medias obtenidas para la variable grosor de fruto de chile jalapeño con diferentes porcentajes de micorrizas. ....	29
<b>Figura 6.</b> Medias obtenidas para la variable peso medio de fruto de chile jalapeño con diferentes porcentajes de micorrizas. ....	30
<b>Figura 7.</b> Medias obtenidas para la variable peso promedio de frutos por planta de chile jalapeño con diferentes porcentajes de micorrizas. ....	31

## I. INTRODUCCIÓN

Las micorrizas son una asociación simbiótica mutualista entre raíces de plantas superiores y cierto grupo de hongos en el suelo. Estos hongos dependen de la planta para el suministro de energía y de nicho ecológico, a la vez que entrega nutrientes minerales (específicamente los poco móviles como el P); además, les importa otros beneficios como: estimulación de sustancias reguladores de crecimiento, incremento de la tasa fotosintética, ajustes osmóticos cuando hay sequía, aumenta la fijación de Nitrógeno por bacterias simbióticas o asociativas, incremento de resistencia a plagas, tolerancia a estrés ambiental, mejoramiento de la agregación del suelo y mediación en muchas de las acciones e interacciones de la microflora y microfauna, que ocurre en el suelo, alrededor de las raíces (Bethlenfalvai y Linderman 1992).

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son hongos biotróficos ubicados en la rizosfera del suelo y los microorganismos del suelo más comunes que pueden establecer simbiosis mutuas con plantas superiores. Estas simbiosis se producen en el 80% de las familias de plantas terrestres y en todos los hábitats, incluidos los suelos contaminados. Los HMA mejoran el crecimiento de las plantas huésped porque pueden aumentar su tolerancia a una variedad de estrés biótico y abiótico (Spagnoletti y Lavado, 2015).

Por otro lado, el uso ineficiente de fertilizantes químicos ha originado una disminución en el contenido de la materia orgánica y deterioro del suelo (Castellanos y Pratt, 1981). Se produce un empeoramiento de las propiedades del suelo y una disminución de la masa de suelo. Este efecto tiene dos consecuencias generales: a corto plazo disminución de la producción y

aumento de los gastos de explotación (cada vez el suelo necesita mayor cantidad de abonos y cada vez produce menos); a largo plazo infertilidad total y desertificación del territorio (Gaiak, 2007).

México es el centro de origen y también el país del mundo con la mayor variabilidad genética de *Capsicum*. Su riqueza genética se debe en gran parte a la diversidad de climas y suelos (Ramírez-Chávez *et al.*, 2016).

En el cual se cultiva una gran variedad de tipos de chiles: entre ellos, el chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.) es uno de los de mayor importancia económica por su amplio consumo, alta rentabilidad y gran demanda de mano de obra (Morón y Alayón, 2014), por lo que es líder en exportación de chile, con un comercio de 845 mil toneladas de este producto, lo que generó divisas por alrededor de 560 millones de dólares en el 2014 (SAGARPA, 2015). Por otro lado, dentro de la gran variedad de tipos de chile que se cultivan en el país, el jalapeño es uno de los de mayor importancia económica por su amplio consumo, alta rentabilidad y gran demanda de mano de obra. Sin embargo, la producción comercial exitosa de chile jalapeño requiere que el productor haga uso óptimo de los recursos disponibles. Uno de esos recursos de mayor importancia es la fertilización óptima del cultivo, que proporcione los nutrientes necesarios para obtener altos rendimientos y buena calidad que cumpla con los requisitos que exige el mercado. (Macías *et al.*, 2012).

**Objetivo**

Evaluar el efecto de la micorriza "*Risophagus intrarradices*", en la producción de chile jalapeño, variedad M Semenís<sup>R</sup>.

**Hipótesis**

Las micorrizas mejoran la producción de chile jalapeño en campo abierto.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Origen y distribución.

El género *Capsicum* (Solanacea) está conformado por alrededor de 30 especies distribuidas desde el sur de los Estados Unidos, hasta el norte de Argentina. Del género han sido domesticadas *C. annuum*, *C. chinense*, *C. Baccatum* y *C. pubescens*. Se considera que *C. annuum* ha sido domesticado en México de todas las especies domesticadas es la de mayor importancia económica y la que presenta mayor variabilidad en tamaño, forma y color de sus frutos. A ella pertenecen los chiles “de árbol” o “cola de rata”, “anchos”, “serranos”, “jalapeños” y “morrón”, entre otros (Hernández-Verdugo *et al.*, 1998).

En México el chile se cultiva y usa como alimento en la dieta diaria de la población, desde tiempo precolombinos. El maíz, el frijol, las calabazas y el chile fueron la base de las diferentes culturas que poblaron Mesoamérica. A esta región se le considera como uno de los principales centros de domesticación de género *Capsicum*, particular de la especie *annuum*, que es la más importante (Laborde y Pozo, 1982; Barreiro, 2003).

De acuerdo con los especialistas, el chile tiene como origen a México. Evidencias arqueológicas, han permitido estimar que este producto fue cultivado en el año 7,000 al 2555 a.C., en las regiones de Tehuacán, Puebla y Ocampo, Tamaulipas (Barreiro, 2003).

Con las características de la planta y fruto se conocen varios subtipos del jalapeño tradicional mexicano. A saber: Típico, Candelaria o Peludo, Espinalteco o Pinalteco y Morita. Todos ellos participan de algunos caracteres comunes. Así, son siempre frutos carnosos (alrededor de 5 mm) y picantes. Se

colectan en estado inmaduro, con un color verde intenso y brillante, para la industria de encurtir se destina un 60% de la producción y el 20% para su consumo en fresco. En madurez, es decir rojos, son destinados el 20% de la producción para la elaboración de chile chipotle. El chipotle se obtiene tras secado y ahumado de los frutos (Nuez *et al.*, 1996).

## 2.2. Clasificación taxonómica.

De acuerdo con Carlos Linneo (1753) la clasificación taxonómica del chile jalapeño es la siguiente Cuadro 1.

**Cuadro 1.** Clasificación taxonómica

<b>Reino</b>	Vegetal
<b>División</b>	Tracheophyta
<b>Subdivisión</b>	Pteropsida
<b>Clase</b>	Angiospermae
<b>Subclase</b>	Dicotiledónea
<b>Orden</b>	Solanaceales
<b>Familia</b>	Solanaceae
<b>Genero</b>	<i>Capsicum</i> L., 1753
<b>Especie</b>	Annuum

## 2.3. Morfología del chile jalapeño.

### 2.3.1. Hoja.

El tamaño y forma de las hojas varían considerablemente aun en la misma planta; la lámina es generalmente elíptica, con el ápice agudo y la base a menudo asimétrica (León, 1987).

### **2.3.2. Flor.**

Las flores son los órganos reproductores de la planta, siendo en el pimiento hermafroditas, esto es, la misma flor que produce gametos masculinos y femeninos. En las formas domesticadas de *C. annuum* las flores aparecen solitarias en cada nudo. Sin embargo, hay poblaciones en que las flores son producidas en pares o en racimos más numerosos. Las flores están unidas al tallo por un pedúnculo o pedicelo de 10 a 20 mm de longitud, con 8 costillas. Cada flor está constituida por un eje o receptáculo y apéndices foliares que constituyen las partes florales. Estas son: el cáliz, constituido por 5-8 sépalos, la corola formada por 5-8 pétalos, el androceo por 5-8 estambres y el gineceo por 2-4 carpelos (Nuez *et al.*, 1996).

### **2.3.3 Semilla.**

Las semillas, de color amarillo paja, crecen en placentas centrales situadas en la base del fruto (León, 1987).

### **2.3.4. Fruto.**

El fruto es una baya de dos hasta cinco celdas; las paredes que las separan son incompletas y en la parte apical del fruto las celdas se comunican. La pared del fruto o pericarpio influye la epidermis compuesta por una capa de células isodiamétricas de paredes externas engrosadas, y una zona de dos a cuatro capas de colénquima, que junto con la epidermis forma una cascara fina pero resistente (León, 1987).

Algunas variedades se hace curvo cuando se acerca a la madurez; el color verde de los frutos se debe a la alta cantidad de clorofila acumulada en las capas del pericarpio. Los frutos maduros toman color rojo o amarillo debido

a los pigmentos licoperisina, xantofila y caroteno. La picosidad (pungencia) es debido al pigmento capsicina (Valadez, 1989).

### **2.3.5. Raíz.**

El sistema de raíces llega a profundidades de 0.70 a 1.20 m, y lateralmente hasta 1.20 m, pero la mayoría de las raíces están a una profundidad de 5 a 40 cm (Guenko, 1983; Montes, 2010; Nar, 2004).

### **2.3.6. Tallo y ramas.**

En el desarrollo de órganos y tejidos del pimiento pueden distinguirse tres fases.

- Desarrollo de la plántula hasta la primera ramificación.
- Fase de rápido desarrollo de brotes y formación de flores.
- Fase de lento crecimiento y desarrollo de frutos.

En la primera fase el tallo principal se desarrolla a partir de la plúmula del embrión. Esta consta de un eje, el epicótilo, y presenta en el extremo superior una región de intensa división celular, el meristemo apical. En esta región empiezan a desarrollarse los primordios foliares (Nuez *et al.*, 1996).

La segunda se trata de una fase bien definida en el pimiento, en que se produce una inmensa división en todos los órganos de la planta, iniciándose el desarrollo de los tejidos secundarios. El punto de partida es la ramificación del tallo cuando la plántula ha alcanzado una altura entre 15 y 20 cm.

Aunque con diversas variaciones, el sistema de ramificación de *Capsicum* sigue un único modelo básico. Después que el brote ha sido terminado por una flor o vástago floral, nuevos brotes vegetativos emergen de las axilas de las hojas de la cima y uno o más continúan creciendo por promoción acrotónica, es decir serán condicionados por dominación apical

dependiente de hormonas. Después que el crecimiento del brote ha producido un número específico de órganos florales, vuelve a iniciarse una continuación vegetativa del proceso. Ese ciclo se repite a lo largo del periodo de crecimiento. Se trata de un crecimiento simpodial y cada conjunto complejo de hojas y flores puede denominarse una unidad simpodial, una generación de brote o un antocladio. Una vez que inicia la fase reproductiva, esto es, el crecimiento antocladial, mediante repetitiva producción de hojas y flores se alcanza un equilibrio vegetativo/reproductivo más o menos constante a lo largo de toda la estación de crecimiento.

Se le llama nudo a la parte del tallo en la que se desarrolla una o varias hojas y entrenudo a la porción del tallo entre dos nudos. El número de nudos sobre el eje principal varía de 7 a 20, incluso más en algunas variedades. Adicionalmente, el grado de supresión o determinación del crecimiento del tallo principal y/o secundario conduce a una gran diversidad de tipos morfológicos (Nuez *et al.*, 1996).

## **2.4. Requerimientos edafoclimáticos**

### **2.4.1. Temperatura**

Necesita una temperatura media diaria de 24°C. Debajo de 15°C el crecimiento es pobre y con 10°C el desarrollo del cultivo se paraliza, en tanto con temperaturas superiores a los 35°C la fructificación es muy débil o nula, sobre todo si el aire es seco. En condiciones óptimas debe haber por lo menos de dos a cinco meses para su buen desarrollo (Lesur, 2012).

### **2.4.2. Suelo**

El cultivo de chile se adapta a diferentes tipos de suelos, pero los prefieren profundos, de 30 a 60 cm, de ser posibles francos, arenosos, franco-

limosos o franco-arcillosos, con alto contenido de materia orgánica. El chile se adapta y se desarrolla en suelos con pH desde 6.5 hasta 7 (Lesur, 2012). En suelos salinos, la planta se desarrolla poco y los frutos son más pequeños que su tamaño normal (Ibar, 1987).

#### **2.4.3. Fotoperiodo.**

Esta planta es de días ortos, es decir, la floración se realiza mejor y es más abundante en los días cortos, siempre que la temperatura y los demás factores climáticos sean óptimos. No obstante, debido a la gran diversidad de cultivares existentes en la actualidad, las exigencias fotoperiódicas varían de 12 a 15 horas por día. En el estado de plántula, es un cultivo relativamente tolerante a la sombra. En el semillero, la utilización de hasta un 55% de sombra aumenta el tamaño de las plantas, lo que favorece la producción en el campo de mayor número de frutos de tamaño grande. La sombra tenue en el campo puede ser benéfica para el cultivo, por reducir el estrés de agua y disminuir el efecto de la quema de frutos por el sol; sin embargo (Laguna *et al.*, 2014).

#### **2.4.4. Factores que afectan la fenología y morfología del cultivo.**

El cultivo requiere precipitaciones pluviales de 600 a 1200 mm bien distribuidos durante el ciclo vegetativo. Lluvias intensas, durante la floración, ocasionan la caída de flor por el golpe de agua y mal desarrollo del fruto, y durante el periodo de maduración ocasionan daños físicos que inducen a la pudrición de estos. Una sobredosis de agua puede inducir al desarrollo de enfermedades fungosas en los tejidos de la planta. El encharcamiento por periodos cortos, ocasionan la caída de las hojas por la falta de oxígeno en el suelo y favorece el desarrollo de enfermedades fungosas (Orellan *et al.*, 2014).

El exceso de sombra reduce la tasa de crecimiento y también puede provocar el aborto de flores y frutos (Laguna *et al.*, 2014).

#### **2.4.5. Efectos del trasplante en el cultivo.**

El trasplante representa un ahorro en el costo, un uso eficiente de semilla, sobre todo de aquellas especies con dificultad de germinación, uniformidad en el crecimiento, floración temprana y precocidad en la producción, a diferencia de la siembra directa. Asimismo, condiciona a una respuesta post-trasplante, afectando la morfología del sistema radical (Vázquez, 2011).

El establecimiento de una población de hortalizas depende inicialmente de una buena semilla. Las clases de hortalizas que normalmente se trasplanta muestran una rapidez en regeneración de raíces (Casseres, 1980). La capacidad de la plántula para superar el estrés al trasplante depende de los cambios estructurales y funcionales de la raíz, del rápido crecimiento radical con la generación de nuevas raíces, particularmente la proporción de raíces laterales que ayuden a disminuir el tiempo expuesto al estrés, permitiendo la absorción de agua y nutrientes, y reanudando el crecimiento vegetativo para poder alcanzar un máximo en productividad (Vázquez, 2011).

La edad al trasplante más apropiado del chile (*Capsicum annuum* L.) se logra cuando la plántula mide de 12 a 25 cm (Mortensen y Bullard, 1985). Otra característica que se toma en cuenta para un buen trasplante es el número de hojas por panta, el cual debe estar en un rango de 4 y 8 hojas (Montaño y Núñez, 2003).

Edmon *et al.* (1976) indica que, a mayor tamaño o edad, menor es la habilidad de la planta para recuperarse del paro en el crecimiento ocasionado

por el trasplante. Generalmente las plantas grandes tienen un sistema radicular extenso y, durante el trasplante, la porción más joven, o sea las puntas, se pierden. En esta forma la región de absorción se reduce considerablemente. Además, las plantas grandes tienen más hojas. Así pues, la cantidad de agua absorbida en proporción a la cantidad de agua transpirada tiene que ser materialmente reducida en el caso de una planta grande. El trasplante debe realizarse cuando la plántula tenga de 30 a 45 días en el semillero (Montaño y Núñez, 2003).

Los trasplantes con plántulas de edad avanzada (trasplante tardío) permiten incrementar la productividad anual, ya que se acorta el periodo de trasplante a cosecha, obteniendo más ciclos por años (Vázquez, 2011).

## **2.5. Biofertilizantes**

### **2.5.1. Definición y concepto de micorrizas.**

El término micorriza, que literalmente significa “hongo-raíz”, fue propuesto por Frank (1885), para definir asociaciones simbióticas (“vivir conjuntamente dos o más organismos”), mutualista, no patógenas, entre raíces de plantas y micelios de hongos, en las que ambos resultan beneficiados.

Actualmente, el concepto de “micorriza” se considera en un sentido más amplio, para dar cabida a aquellas asociaciones simbióticas hongo-planta que no se establecen en raíces, sino en otros órganos de contacto, especializados para el intercambio de nutrientes, como ocurre en orquídeas y otras plantas a clorofílicas y en otras “plantas inferiores”, carentes de verdaderas raíces.

El carácter heterótrofo de los hongos les condiciona a obtener su fuente de carbono a partir de otros organismos. Los HMA reciben directamente de las plantas los azúcares que precisan para desarrollarse. A cambio captan del

suelo y ceden a sus hospedantes vegetales los nutrientes minerales y el agua que estos necesitan para crecer (Honrubia, 2009).

### **2.5.2. Evolución de los HMA**

La micorriza es el producto de un proceso de coevolución entre plantas y hongos, como parte del avance colonizador de las plantas acuáticas primitivas hacia el medio ambiente terrestre (García *et al.*, 2004).

La historia de las micorrizas se remonta a unos 400 millones de años, especialmente al periodo DEVÓNICO, a partir del cual las plantas acuáticas con la ayuda de las micorrizas consiguieron colonizar el medio terrestre hasta lo que son hoy en día. Por ello, estas asociaciones están presentes en casi todos los grupos de plantas terrestres (Franco, 2014).

Inicialmente estas asociaciones entre hongos del suelo y las raíces de los árboles fueron las únicas que se reconocían como micorrizas, pero trabajos posteriores mostraron que existían una gran diversidad de asociaciones de este tipo, no solo en plantas leñosas, sino en la mayoría de los vegetales. En las simbiosis mutualistas de este tipo, los hongos se benefician con los nutrientes sintetizados por la planta y a su vez acarrean minerales del suelo para cederlos a la raíz. Cuando se establece la interacción, los hongos por lo general modifican la morfología de la raíz, desarrollando nuevas estructuras que caracterizan a los diferentes tipos de micorrizas (Aguilera *et al.*, 2007).

### **2.5.3. Distribución de micorrizas**

Las micorrizas arbusculares están ampliamente distribuidas en condiciones naturales, se encuentran en todos los continentes, excepto en la Antártida; se dan en todos los suelos, incluyendo los de minas abandonadas,

suelos agrícolas, suelos de pantanos y en hábitat acuáticos (Pérez *et al.*, 2011).

#### **2.5.4. Importancia de las micorrizas**

La agricultura orgánica proscribire el empleo total de plaguicidas y se basa en la aplicación de abonos orgánicos y prácticas agrícolas que están diseñadas para restablecer y mantener un balance ecológico de la diversidad genética (Pérez y Landeros, 2009). La agricultura orgánica es una estrategia de desarrollo que trata de cambiar algunas de las limitaciones encontradas en la producción convencional. Mas que una tecnología de producción, la agricultura orgánica es una estrategia de desarrollo que se fundamenta no solamente en un mejor manejo del suelo y un fomento al uso de insumos locales, sino también en un mayor valor agregado y una cadena de comercialización más justa (Espinoza *et al.*, 2007).

La fertilidad del suelo depende de la presencia de una amplia comunidad de organismos vivo. Un suelo sano puede actuar como amortiguador climático, purificación y almacenamiento de agua, fuente de antibióticos, previenen la erosión y otros impactos negativos relacionados (Potocnik, 2010). El papel de la actividad microbiana influye en la cinética de los procesos que se llevan a cabo en el suelo, tales como: la mineralización e inmovilización de nutrientes, e igualmente en la participación en el ciclo de nutrientes (Guerra, 2008).

Actualmente, los microorganismos benéficos juegan un papel fundamental; entre ello, se destacan los HMA, los microorganismos fijadores de nitrógeno y las rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal (Guerra, 2008).

Los HMA han sido ampliamente aceptados como una de las herramientas biológicas para proteger plantas contra el estrés ambiental, incluida la sequía y salinidad (Porcel *et al.*, 2003). MA promueve el crecimiento de las plantas al llevar la morfología y cambios bioquímicos en plantas hospedadas. Provoca modificaciones en la morfología de la raíz para el aumento de la absorción de agua y minerales (Alqarawi *et al.*, 2014).

Los factores que pueden determinar el éxito de la micorriza dependen de la aplicación, dosificación y tiempo de inoculación son importante. Una cantidad suficiente de infección por MA unidades (i.u) se deben suministrar para garantizar que la tasa de la colonización suficiente. Además, la etapa de desarrollo de la planta a ser inoculada puede ser crítica: las inoculaciones mayores serán mejor para la planta (Meir *et al.*, 2010).

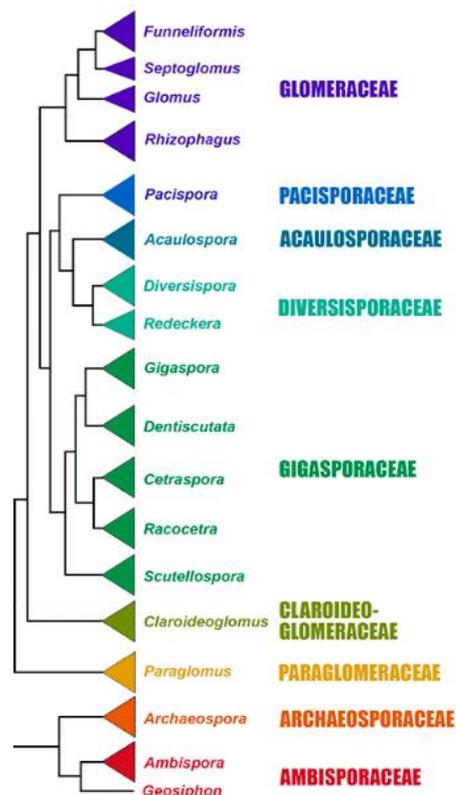
Sustenta De Linan (2009), que las micorrizas son la asociación de la mayoría de las raíces de las plantas y ciertos hongos del suelo, en donde ambos organismos se benefician: es una simbiosis universal. Se considera que el 95% de las plantas llevan micorrizas en sus raíces son siete tipos de micorrizas: ectomicorrizas, endomicorrizas (micorrizas arbusculares o MA), ectendomicorrizas, arbusculares, monotropoides, ericoides y orquidioides.

Los hongos formadores de micorrizas son de diversas clases que forman arbusculos (estructuras que transfieren nutrientes de la planta al hongo) y vesículas (órganos de reservas con lípidos). El hongo facilita la absorción de iones como  $Zn^{+}$ ,  $Cu^{+}$ ,  $Ca^{++}$ ,  $K^{+}$ ,  $Mg^{++}$  y  $N_2$  por las raíces de la planta. Éstas le brindan azúcares y otros compuestos orgánicos al hongo (López, 2011).

### 2.5.5. Taxonomía de los HMA

Tradicionalmente los estudios taxonómicos de los hongos HMA se han basado en la morfología y apariencia de las esporas. Numerosas familias y géneros han sido distinguidos fundamentalmente por la unión de la hifa y el modo de formación de la espora, mientras que la subestructura de las paredes de las esporas jugó un papel importante en la identificación de las especies. Desde principios de la década pasada, los MA han sido objeto de investigaciones basadas en el ADN a través de la reacción en cadena de la polimerasa (PCR), donde uno de los aspectos a tratar es el concerniente a la filogenia y taxonomía de estos organismos, así como su identificación y monitoreo en el estudio (Rodríguez *et al.*, 2009). La clasificación más actual de los Phylum Glomeromycota es la propuesta por Redecker *et al.*, 2013, propone la siguiente clasificación taxonómica actual de los MA. Como se muestra en la

Figura 1.



**Figura 1.** Clasificación más reciente de *Glomeromycota* por Redecker *et al.*, 2013.

### 2.5.6 Mecanismos y procesos de colonización

Son varias las etapas en el proceso de colonización de una micorriza en la raíz de planta, y se da casi de la misma manera en todos los tipos de micorrizas:

Etapa primera- se produce la diferenciación de la espora, propagación del hongo e identificación mutua entre la planta y el hongo, y viceversa, en la rizosfera, o en regiones próximas a las raíces nutricias o pelos radicales. Este reconocimiento lo facilitan, al parecer, sustancias exudadas o emitidas por la raíz, al igual que ocurre con las interacciones planta-microorganismo con especies de los géneros *Rhizobium*.

Etapa segunda- Consiste en el acercamiento y acoplamiento progresivo y gradual del micelio y la raicilla produciéndose al contacto intercelular, al formarse una estructura que adhesiona en ambos especímenes llamado austolio.

Etapa tercera- Se realiza la colonización, produciéndose cambios morfológicos y estructurales tanto en los tejidos colonizados por el hongo, como en la organización de la pared celular de la raíz. Posteriormente se produce la integración fisiológica de ambos simbioses (hongo-raíz), y por último se produce una alteración de las actividades enzimáticas, que se coordinan entre los simbioses para integrar sus procesos metabólicos. De todas formas, la forma en la que se producen estos cambios fisiológicos es diferente en endomicorrizas que, en ectomicorrizas, ya que en ectomicorrizas las hifas solo entran en las células corticales por el espacio intercelular, mientras que en endomicorrizas algunas hifas entran dentro de algunas células corticales, formando arbusculos y/o vesículas.

Este proceso de asociación para formar micorrizas provoca alteraciones morfológicas y anatómicas en las plantas colonizadas tales como: cambios en la relación tallo-raíz, en la estructura de los tejidos radicales, en el número de cloroplastos, aumento de la lignificación, alteración de los balances hormonales, etc. Efectos que no son solo explicables, como una simple mejora nutritiva de la planta, debido al aumento de eficacia en la absorción de nutrientes por la raíz, gracias a la formación de la micorriza, sino que, responde a cambios metabólicos más profundos y complejos, debido a la integración fisiológica de los simbioses.

Una de las respuestas simbióticas de la planta con el hongo, es destinar fotosintatos en forma de sacarosa, para que el hongo pueda nutrirse heterotróficamente y para que pueda sintetizar azúcares propios tales como manitol, trehalosa, glicógeno (Franco, 2014).

### **2.5.7. Estructura de los HMA**

Los MA son microorganismos del suelo que forman simbiosis con plantas terrestres, formando esporas, arbuscúlos, vesículas (en algunas especies) e hifas, dentro de las células corticales de las plantas que colonizan. Su distribución además de amplia, ya que se encuentran en todos los ecosistemas y suelos, pueden ser muy heterogénea en un mismo sitio en cuanto a variedad y cantidad, lo que es un requisito importante para que la planta obtenga el máximo beneficio de la asociación (Barrer, 2009).

Los HMA son simbioses obligados y no pueden cultivarse fuera de las raíces vivas de las plantas por lo que dependen totalmente de la planta fotosintética (Smith y Read, 1997). Las esporas de estos hongos germinan en el suelo y colonizan las células corticales de una planta huésped. El hongo

dentro de la raíz invagina la xilema de la célula vegetal y produce una estructura profusamente ramificada llamada arbuscúlos que es el sitio de intercambio de nutrientes entre el hongo y la planta. La formación de esta estructura es una característica común en todos los HMA (Valera y Trejo, 2001).

Conforme a la colonización de micorriza comienza a envejecer, el hongo produce sobre las raíces o dentro de ellas, estructuras de almacenamiento llamadas vesículas, las cuales contienen abundantes líquidos. La formación de estas estructuras depende de la identidad del hongo: *Gigaspora* y *Scutellospora* no forman vesículas y producen en su lugar, células auxiliares sobre el micelio externo o raramente dentro de la raíz (Velera y Trejo, 2001).

El micelio externo formado por los HMA se extiende varios centímetros alrededor de la raíz incrementando el volumen de suelo que puede ser explorado este micelio es muy importante de la captación y transporte de nutrimentos y agua hacia la planta. El fosforo es captado más eficientemente por las hifas del hongo y que una vez dentro del micelio se transporta a mayor velocidad que en el suelo.

### **2.5.8. Espora**

Las esporas de las endomicorrizas son de tamaño grande (20 a 500pm); su forma puede ser globosa, elíptica, ovoide, reniforme, claviforme o irregular, además de poseer una gran gama de colores que ayuda también a su identificación. Algunas especies forman esporocarpios, mientras que otras forman esporas solas, ya sea en el interior o exterior de la rizosfera, las esporas extra radicales son producidas por las hifas gruesas del micelio exterior (Tena, 2002).

### **2.5.9. Arbúsculos**

Los arbúsculos son generalmente de corta duración (1-3 semanas), estas se encuentran en las raíces jóvenes y delgadas. La formación de los arbúsculos es controlada por la planta huésped y los números de arbúsculos dependen de la especie de planta y la disponibilidad de nutrientes (Adriano, 2005).

### **2.5.10. Vesículas**

Las vesículas son llenas de lípidos como el saco de las estructuras formadas dentro de las raíces. Sus funciones como medios de propagación, se forman únicamente por miembros de las familias *Acaulosporaceae* y *Glomeraceae* en las *Glomeraceae*, las vesículas son generalmente ovoidea elipsoide, mientras que más *Acaulosporaceae* a menudo son elipsoides a irregulares o nudosas (Adriano, 2005).

### **2.5.11. Hifas.**

Durante el desarrollo de las hifas de los HMA crecen fuera de la raíz desarrollando una compleja red que se ramifica, en el suelo circundante, la cual puede alcanzar hasta 30 m de hifas por gramo de suelo. El crecimiento de las hifas favorece la formación o unión de los agregados del suelo, y la relativa persistencia de las hifas y sus productos (glomalina, etc.), hacen a los HMA importantes estabilizadores de los agregados a largo plazo (Morell *et al.*, 2009).

### III. MATERIALES Y METODOS

#### 3.1. Localización del área de estudio

En la parte sur del estado de Coahuila, se localiza la región de la Comarca Lagunera conformada por los municipios de Torreón, Matamoros, Viesca, Francisco I. Madero y San Pedro de las Colonias. Esta se encuentra entre los meridianos 101° y 104° al oeste de Greenwich, y los paralelos 24° 59´ y los 26° 53´ latitud Norte, con una altura sobre el nivel del mar de 1200 m.

#### 3.2. Localización del sitio de estudio

En el municipio de Torreón, ubicado en la región de la Comarca Lagunera en la parte oriente se localiza la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Regional Laguna la que se ubica entre los meridianos 25° 56´ de Longitud Norte y 103° 37´ de Longitud Oeste, con una altitud de 1121.96 msnm.

#### 3.3. Ubicación del experimento

El trabajo de investigación se desarrolló en terrenos agrícolas de la UAAAN-UL, realizándolo en dos etapas, la de campo abierto, que fue la siembra, trasplante, manejo de cultivo y cosecha de este y la segunda realizada en el laboratorio de Horticultura que consistió en la evaluación de los frutos cosechados.

#### 3.4. Clima de la región.

La clasificación del clima según Köppen modificado por Enriqueta García para la zona de la Comarca Lagunera es BW w, que quiere decir clima desértico o muy árido con lluvias en verano. Para los climas BW, según Köppen son considerados “climas de desierto”, o también denominados “climas muy áridos o muy secos”.

El clima según lo denomina, Köppen se refiere a un “clima con invierno seco” w (por lo menos diez veces mayor cantidad de lluvia en el mes más húmedo de la mitad caliente del año que en el más seco), se adopta la designación de “clima con lluvias en verano según García (2004).

#### **3.4.1. Temperatura.**

La temperatura media anual es de 21°C., el promedio de temperatura máxima es de 29.1°C y la mínima media anual es de 12.1°C.

#### **3.4.2. Humedad relativa.**

El mes con la humedad relativa más alta es Septiembre (57%). Los meses con la humedad relativa más baja son Marzo y Abril (39%).

#### **3.4.3. Precipitación.**

El mes más húmedo (con la precipitación más alta) es Junio (34.9mm). los meses más secos (con la precipitación más baja) son Febrero y Marzo (6.5mm).

#### **3.4.4. Lluvias.**

El mes con el número de días lluviosos más altos es Julio (5.7 días). El mes con el número de días lluviosos más bajo es Marzo (0.7 días).

#### **3.4.5. Heladas.**

Éstas se presentan durante el invierno con una gran variación. Sin embargo aquellas que ocurren durante el mes de enero son en promedio 17 y con una menor cantidad durante el mes de diciembre.

### **3.5. Preparación del terreno.**

#### **3.5.1. Barbecho.**

Acorde a las características del terreno para establecer el trabajo de investigación, primero se realizó un barbecho utilizando un implemento agrícola denominado arado de tres discos a una profundidad de 35 a 40 cm, logrando con ello el volteo del suelo, la incorporación de residuos de cosechas

anteriores y la exposición de huevecillos plaga reduciendo así su población, evitando así daños durante el desarrollo del cultivo.

### **3.5.2. Rastreo cruzado.**

Esta actividad se realizó con el implemento agrícola conocido como rastra que consta de 36 discos, 18 lisos y 18 dentados durante el mes de febrero del año 2016, con el fin de romper terrones grandes y lograr uniformizar el suelo para una buena cama de siembra.

### **3.5.3. Empareje.**

El empareje para lograr una nivelación en el terreno, se realizó después del rastreo con el implemento agrícola denominado Escrepa, con esto se eliminaron partes altas logando así un terreno uniforme.

### **3.5.4. Trazo de camas.**

Se utilizó el implemento agrícola llamado Bordero, que consta de dos secciones con tres discos lisos cada una, obteniendo así la construcción del bordo donde se estableció el cultivo con una altura media 0.70 m. El ancho entre camas fue de 1.60m.

### **3.6. Siembra en charola.**

La siembra en semilleros de unicel de 200 cavidades de semillas de chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.) variedad M Semenís<sup>R</sup>, se realizó el 31 de Marzo del año 2016, como sustrato se utilizó material orgánico (Peat moss) de la marca PREMIER<sup>R</sup>, el que fue humedecido y depositado en cada una de las celdas correspondientes del semillero y colocando la semilla a una profundidad de 0.05 cm. Posteriormente el semillero fue cubierto con plástico negro y llevado al interior del invernadero logrando con ello un contenido alto en humedad relativa a demás en un incremento en la temperatura para obtener una rápida germinación. Finalmente, el plástico negro fue retirado cuando se

observó las primeras semillas germinadas hasta la formación de ocho a diez hojas verdaderas.

### **3.7. Trasplante en el terreno.**

Esta actividad se realizó a los 49 días después de la siembra (DDS), el día 19 de mayo del año 2016, cuando la plántula presentó cuatro pares de hojas verdaderas con una altura media de 10 a 15 cm. Al momento del trasplante la plántula fue sumergida en una solución de micorrizas, humedeciendo principalmente la parte de raíz y después colocada sobre el terreno. La solución con micorrizas (*Risophagus intraradices*) se elaboró con micorrizas comerciales (biofertilizante INIFAP<sup>R</sup>), obtenidas del campo experimental INIFAP establecido en General Terán, Nuevo León, preparando varias concentraciones del inóculo micorrizico por cada litro de agua para general los tratamientos de estudio a evaluar.

### **3.8. Diseño del experimento.**

El diseño experimental que se utilizó fue Bloques completos al azar con cuatro tratamientos y cinco repeticiones por tratamiento.

### **3.9. Establecimiento del experimento.**

El experimento en semillero se estableció el día 31 de marzo del año 2016, considerando esta época como óptima. Por su parte el trasplante, se realizó el día 19 de mayo del mismo año. La distancia entre plantas fue de 0.40 m, utilizando un arreglo topológico de tresbolillo.

### **3.10. Tratamientos de estudio**

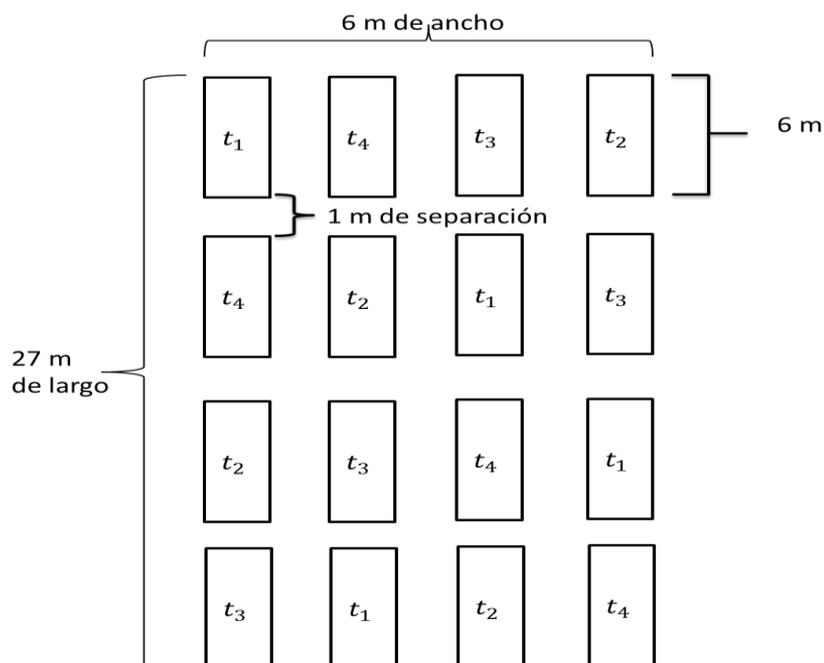
Los tratamientos de estudio para este trabajo de investigación se presentan en el Cuadro 2 respectivamente.

**Cuadro 2.** Descripción de los tratamientos de estudio para el presente trabajo de investigación. UAAAN UL, 2018.

Tratamiento	Cantidad de biofertilizante por litro de agua (g).
1	Sin inocular
2	2.5
3	3.0
4	3.5

### 3.11. Distribución de los tratamientos de estudio.

La distribución de los tratamientos de estudio, repeticiones y Bloques correspondientes se realizó en forma aleatoria. (Figura 2).



**Figura 2.** Croquis de la distribución de los tratamientos de estudio, repeticiones y Bloques en el terreno. UAAAN UL, 2018.

### 3.12. Área de parcela experimental total.

La parcela experimental total se conformó por 27 m. de largo y 6 m de ancho obteniendo un área de 162 m<sup>2</sup>.

### 3.13. Área de la parcela experimental útil.

La parcela experimental útil, se conformó por 6.0 m de largo y 1.80 m de ancho, obteniendo un área de 10.8 m<sup>2</sup>.

### **3.14. Riegos del cultivo.**

Con respecto a los riegos, el primero se aplicó antes del trasplante, considerado como un aniego con una lámina de riego media de 0.12 m. Posteriormente se realizaron 13 riegos más de auxilio con una lámina de riego media de 0.90 a 0.10 m con intervalos de ocho días entre los mismos. El tipo de riego que se utilizó fue por gravedad o agua rodada.

### **3.15. Labores culturales.**

Respecta a estas actividades realizadas durante el desarrollo del cultivo, fueron principalmente deshierbes manuales y aporques al cultivo. Se realizaron en total 10, cada 15 días cuando el terreno presentaba condiciones para realizar tales actividades.

### **3.16. Etapa vegetativa en planta etiquetada**

Al azar fueron seleccionadas (Etiquetadas), cinco plantas para cada uno de los tratamientos de estudio, considerando aquellas plantas de características homogéneas las que representaron un 16.66% de la población total, en la que se evaluaron parámetros de calidad en el fruto.

### **3.17. Cosecha.**

La cosecha al final del desarrollo en el ciclo del cultivo, se inició el 14 de Junio del año 2016. En total se realizaron seis cortes con un rango de 10 días entre cada uno de ellos cortes, considerando el punto de madurez al 75% con respecto a la madurez fisiológica.

### **3.18. Variables evaluadas**

Las variables evaluadas para este trabajo de investigación fueron las siguientes.

### **3.18.1. Longitud de fruto**

Después de cosechados los frutos de chiles en la planta, estos fueron llevados al laboratorio y clasificados de acuerdo con el tratamiento de estudio, después colocados en la mesa del trabajo y realizando la evaluación correspondiente utilizando un vernier manual marca truper, obteniendo los valores en cm.

### **3.18.2. Diámetro de fruto**

Para la medición del ancho del fruto después de la cosecha, se utilizó un vernier manual marca truper, el que fue colocado en la parte media del fruto, obteniendo así los valores expresados en cm.

### **3.18.3. Grosor de fruto**

Respecto a la medición del mesocarpio en el fruto del chile, se utilizó también un vernier manual marca truper, realizando tal medición desde la parte externa del fruto hasta el inicio de la cavidad donde se encuentran contenidas semillas y placentas. Sus valores fueron expresados en mm.

### **3.18.4. Peso medio de fruto**

El pesaje de los frutos correspondientes de plantas seleccionadas fue realizado en balanza digital obteniendo de esa manera su peso expresado en gramos, para el resto de los frutos correspondientes a las plantas no seleccionadas solamente se cuantificó el peso por volumen.

### **3.19. Análisis estadístico**

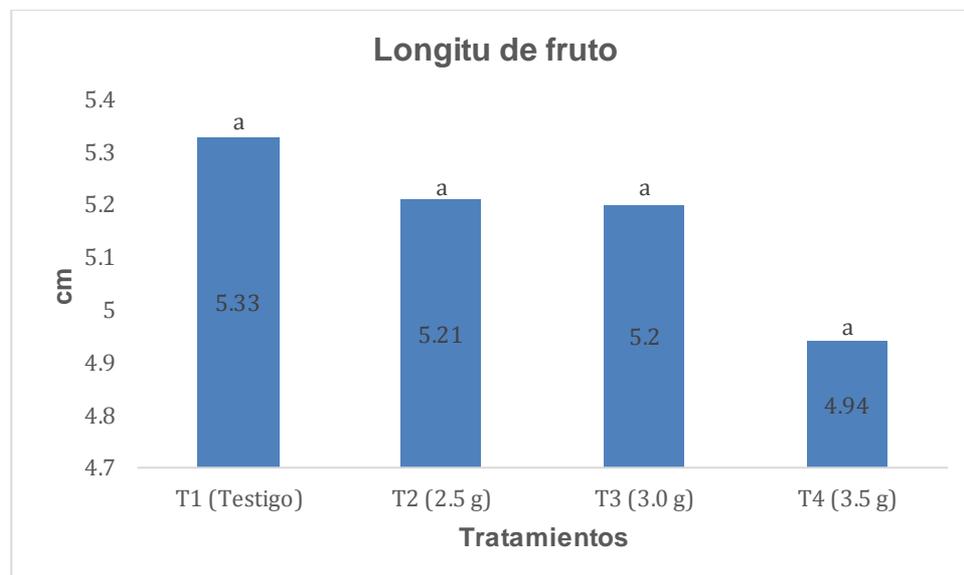
El total de datos ordenados de las variables de estudio fueron analizados con el paquete estadístico SAS, versión 9.0.

## IV. RESULTADOS Y DISCUSION

Los resultados encontrados en el presente trabajo de investigación se describen a continuación.

### 4.1. Longitud de fruto

El análisis estadístico para la variable longitud de fruto no presentó diferencia estadística significativa entre los tratamientos, comportándose todos de manera similar. La media general que presentan los tratamientos para esta variable fue de 5.17 cm. Como se puede observar en la Figura 3.

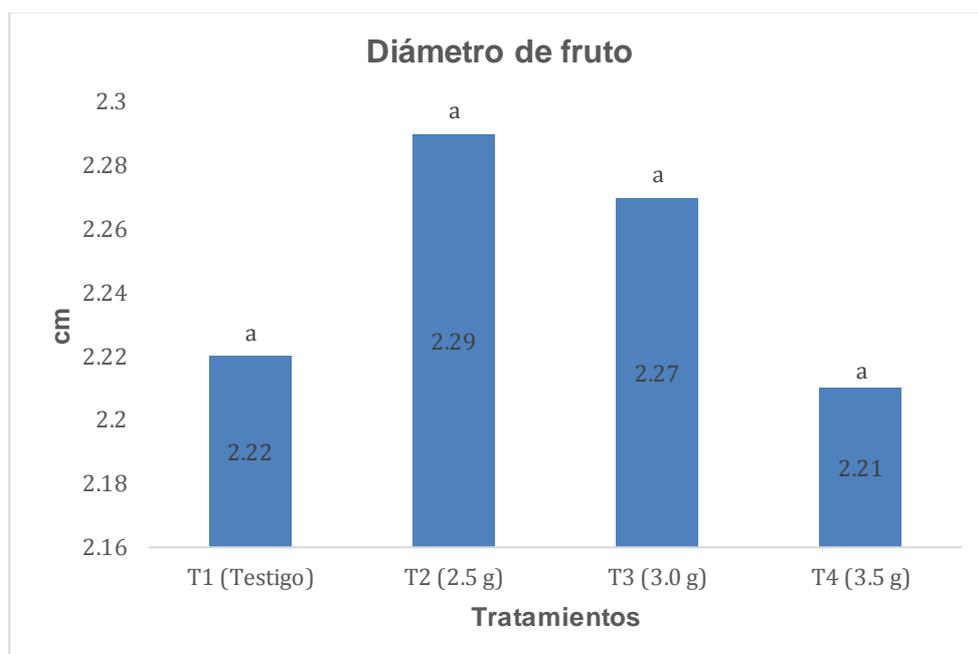


**Figura 3.** Medias obtenidas para la variable longitud de fruto de chile jalapeño con diferentes porcentajes de micorrizas.

Este resultado no concuerda con lo encontrado por Baldaquín (2004) donde se encontró en un trabajo que el tratamiento de micorriza + materia orgánica en el cultivo de tomate, que conforme avanza la edad de las plantas los frutos fueron más pequeños y con una longitud más baja.

#### 4.2. Diámetro de fruto

El análisis estadístico para la variable diámetro de fruto no presentó diferencia significativa, mostrando un comportamiento similar para los tratamientos. La media general fue 2.24 cm. Como se muestra en la Figura 4.

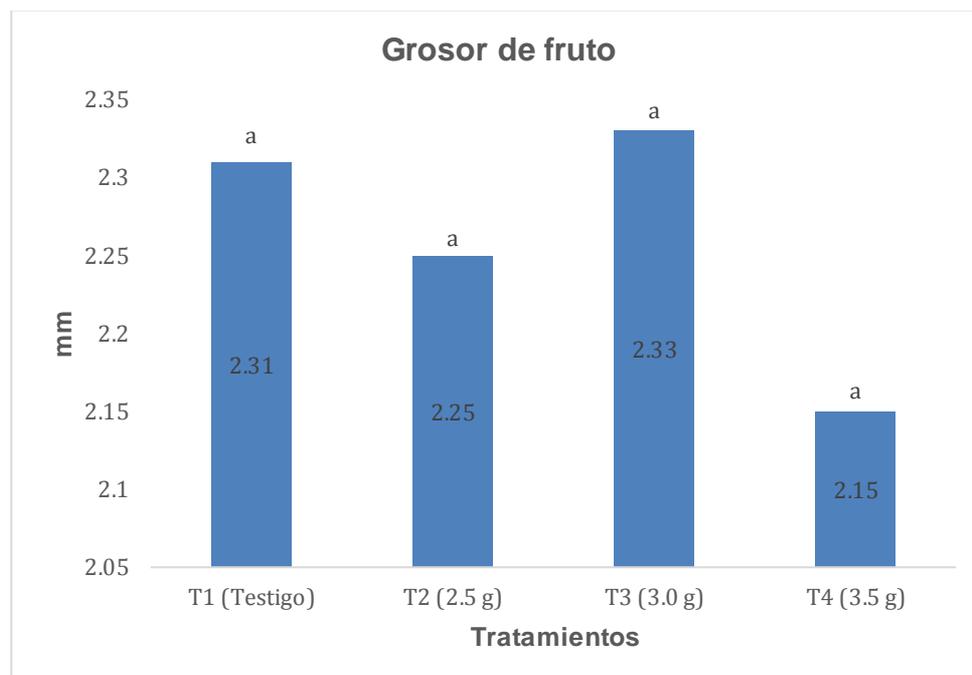


**Figura 4.** Medias obtenidas para la variable diámetro de fruto de chile jalapeño con diferentes porcentajes de micorrizas.

Con respecto a esta variable no se encontró una diferencia entre tratamientos, resultado que difiere del reportado por (Terry et al., 2002) quienes con la inoculación de micorrizas de *Glomus clarum*- *Azotobacter* detectaron un incremento de diámetro del fruto en chile serrano.

### 4.3. Grosor de fruto

El análisis estadístico no mostro diferencia significativa entre los tratamientos comportándose todos de manera similar. La media general fue de 2.26 mm para grosor de fruto. Cono se observa en la Figura 5.

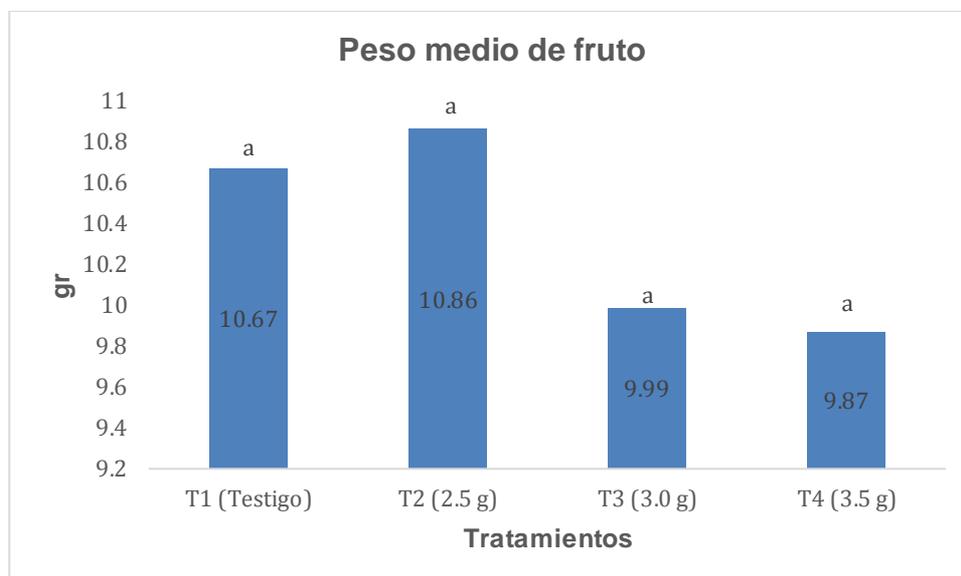


**Figura 5.** Medias obtenidas para la variable grosor de fruto de chile jalapeño con diferentes porcentajes de micorrizas.

Ruiz (2013) menciona que con la inoculación de micorrizas arbusculares en chile jalapeño hubo un incremento en el grosor de fruto de chile jalapeño, lo cual no se encontró en la presente investigación realizada.

#### 4.4. Peso medio de fruto

Con respecto a la variable de peso medio de fruto no presento diferencia estadística significativa entre tratamientos, obteniendo un promedio general de peso de fruto de 10.34 gramos. Como se muestra en la Figura 6.

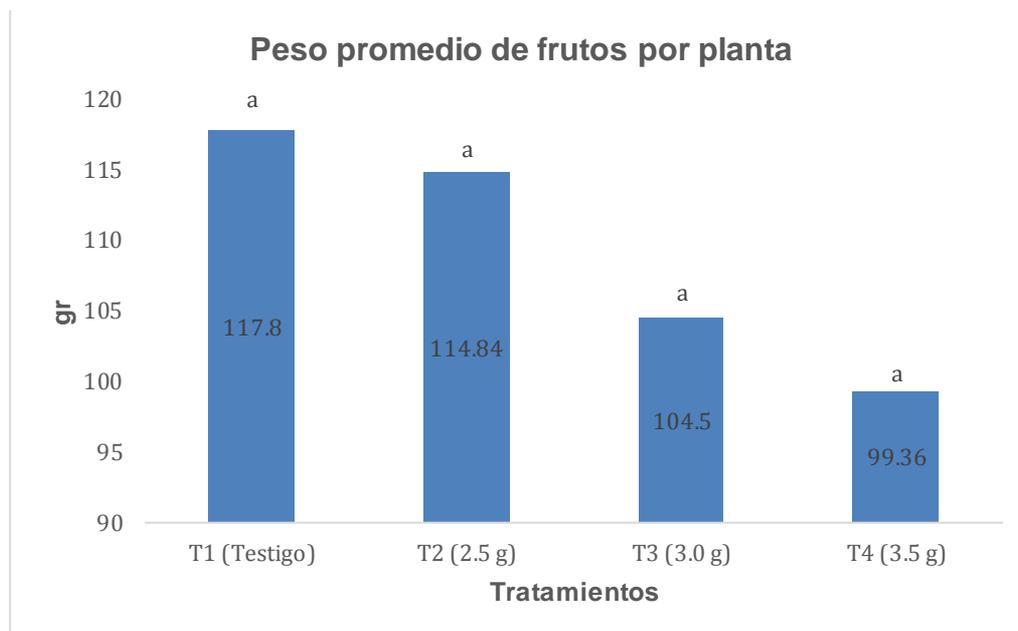


**Figura 6.** Medias obtenidas para la variable peso medio de fruto de chile jalapeño con diferentes porcentajes de micorrizas.

Con respecto a la variable peso de fruto el resultado del presente trabajo es diferente al reportado por Díaz-Franco *et al.* (2013), en un experimento en pimiento (*C. annuum*) bajo condiciones de invernadero encontraron que la micorrización con *Rhizophagus intraradices* promovió el crecimiento al incrementar el peso de frutos en un 30% respecto a plantas no micorrizadas.

#### 4.5. Peso promedio de frutos por planta

El análisis estadístico para la variable de peso promedio de frutos por planta no mostro diferencia significativa, mostrando un comportamiento similar para los tratamientos. La media general fue 109.12 g. Como se muestra en la Figura 7.



**Figura 7.** Medias obtenidas para la variable peso promedio de frutos por planta de chile jalapeño con diferentes porcentajes de micorrizas.

El resultado para esta variable difiere con Araujo *et al.*, (2010) quienes observaron un incremento en el rendimiento de ají al aplicar ectomicorrizas.

Está documentado por García (2010) que el uso de micorrizas mejora la materia orgánica del suelo, además la microflora de micoorganismos facilita la translocación de elementos, lo cual puede influir en un mejor rendimiento.

## V. CONCLUSIONES

De acuerdo con los resultados obtenidos en esta investigación al evaluar el rendimiento de Chile Jalapeño (*Capsicum annuum* L.) con diferentes porcentajes micorrizas (*Risophagus intraradices*) a cielo abierto, no se determinó diferencia significativa en las variables evaluadas.

Se obtuvo una media general de longitud de fruto (5.17 cm), diámetro de fruto (2.24 cm), grosor de fruto (2.26 mm), peso medio de fruto (10.34 g) y peso promedio de frutos por planta (109.12 g).

Sin embargo, los tratamientos uno y dos mostraron superioridad numérica en las variables longitud de fruto, diámetro de fruto, peso medio de fruto y peso promedio de fruto por planta.

## VI. REFERENCIAS

- Adriano, S.F. 2005. Biology, ecology and evolution of the family Gigasporaceae Arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). Brasil. 1-48.
- Aguilera, G.L., Olalde, P.V., Arriaga, M. y Contreras, L.R. 2007. Micorrizas arbusculares. Ciencia Ergo Sum. 14(3): 300-306.
- Alqarawi, A.A., E.F. Abd-Allah and Abeer Hashen. 2014. Alleviation of salt-induced adverse impact via mycorrhizal fungi in *Ephedra aphylla* Forssk. J. Plant Interact. 9(1): 802-810.
- Araujo, R.E., Benavides, M.B y Flores, J.M. 2010. Efectos de la fertilización en nutrición y rendimiento de ají (*Capsicum*) en el valle de cauca, Colombia. Investigaciones de la Universidad Nacional de Colombia. 32: 12-15.
- Baldaquin, H.M. 2004. Efecto de los hongos micorrizogenos arbusculares en el crecimiento y desarrollo del cultivo del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill). Universidad de Granma. Facultad de Ciencias Agrícolas de Manzanillo, Granma.
- Barreiro, P.M. 2003. El chile verde y su transcendencia cultural. Abriendo surcos. 40.
- Barrer, S.E. 2009. El uso de hongos micorrizicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. Escuela de Biología, Facultad de ciencias UIS. 7: 124-132.
- Bethlenfalvay, G.J. y Linderman, R.G. 1992. Preface. In Mycorrhizae in sustainable agricultura. Ed. by G.J. Bethlenfalvay and R. G. Linderman Madison, Wisconsin, USA special Publication Number 54: 45-70.
- Casseres, E. 1980. Producción de hortalizas. Ed. Matilde de la Cruz M. Costa Rica. 41.
- Castellanos, J. Z y Pratt, P. F. 1981. Mineralization of manure nitrogen correlation with laboratory indexes. Soil science of American Journal. 45: 354-357.

- Díaz-Franco, A., Alvarado-Carrillo, M., Ortiz-Chairez, F y Grageda-Cabrera, O. 2013. Nutrición de la planta y calidad de fruto de pimiento asociado con micorriza arbuscular en invernadero. *Rev. Mexico. Cienc. Agric.* 4(2): 315-321.
- Edmon, J.P., Seen, T.L. y Andrews, F.S. 1976. Principios de horticultura. 3 ed. Ed. Continental. México. 279-308.
- Espinoza, V.J.L., Palacios, E.A., Ávila, S.N., Guillén, T.A., De Luna P De la R., Ortega, P.R. y Murillo, A.B. 2007. La ganadería orgánica, una alternativa de desarrollo pecuario para algunas regiones de México. *Interciencia.* 32(6): 385-390.
- Franco, N.J.D. 2014. Efectos beneficiosos de las micorrizas sobre las plantas. Ldo. en Biología por la Universidad de Sevilla. 1-27.
- Gaiak, E. 2007. Fertilizantes de plantas, esterilizantes de suelo. Agricultura y contaminación. Gara, Baigorri. Argitaletxea. En línea; <http://gara.naiz.eus/paperezkoa/20071014/43003/es/Fertilizantes-plantas-esterilizantes-tierras> (fecha de consulta: 23 de febrero del 2017).
- García, E. 2004. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen. Instituto de Geografía-UNAM. Quinta Ed. México. 90 P.
- García, G.O. 2007. Efecto de endosporas para el rendimiento y calidad de diferentes genotipos de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill), bajo el sistema de hidroponía. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila. México.
- García, R.J.F. y García, F.D.C. 2004. Incidencia de las micorrizas arbusculares y vesículas arbusculares como estructura adaptativa de especies de paramo y selva Altoandina, Cordillera oriental de Colombia. *Colombia forestal.* 8(17): 43-59.
- Guenco, G. 1983. Fundamentos de la horticultura cubana. Ed. Pueblo y educación. La Abana, Cuba. 308 p.
- Guerra, S.B.E. 2008. Micorriza arbuscular. Recurso microbiológico en la agricultura sostenible. *Tecnología en marcha.* 21(1): 191-201.

- Hernández-Verdugo, S., Guevara-González, R.G., Rivera-Bustamente, R.F., Vázquez-Yanes, C. y Oyama, K. 1998. Los parientes silvestres del chile (*Capsicum spp.*) como recursos genéticos. Boletín de la sociedad botánica de México. 62:171-181.
- Honrubia, M. 2009. Las micorrizas: Una relación plata-hongo que dura más de 400 millones de años. Anales del Jardín Botánico de Madrid. 66(1): 133-144.
- Ibar, A.L y Juscafresa, S.B. 1987. Tomates, pimientos, berenjenas. Ed. AEDOS. Barcelona. 89.
- Laborde, C. J. A. y Pozo, C. O. 1982. Presente y pasado del chile en México. SARH. México, D.F. 80 p.
- Laguna, T., Gutiérrez, C., Sarria, M., Menocal, O. y Obregon, H.2014. Guía tecnológica de chiltoma. Instituto Nicaragüense de Tecnología Agropecuaria (INTA). Nicaragua. 1-44.
- León, J. 1987. Botánica de los cultivos tropicales. 2ª edición. Ed. IICA. San José, Costa Rica. 181.
- Lesur, L. 2012. Manual de cultivo de chile: Una guía paso a paso. Ed. TRILLAS. México. 80 p.
- López, T. M. 2011. Horticultura 3ª Ed. México. Trillas. 316-317.
- Macías, P.R., Grijalva, C.R.L y Robles, C.F. 2012. Respuestas de la aplicación de estiércol y fertilizantes. Biotecnia. 14 (3): 32-38.
- Meir, D., pivonia, S., Leita, R., Dori, L. 2010. Application of mycorrhizae to ornamental horticultural crops: Lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) as a test case. Span J Agric Res. 8(S1): 5-10.
- Montaño, M.N.J. y Nuñez, J.C. 2003. Evaluación del efecto de la edad de trasplante sobre el rendimiento en tres selecciones de ají dulce *Capsicum chinense Jacq.* Rev.Fac.Agron. 20: 144-155.

- Montes, H. S. 2010. Recopilación y análisis de la información existente de las especies del género *Capsicum* que crecen y se cultivan en México. INIFAP. 86.
- Morell, F. Hernández, A. Borges, Y. y Francy, L. 2009. La actividad en los hongos micorrizicos arbusculares en la estructura del suelo. Cultivos tropicales. 30(4).
- Morón, R.A. y Alayón, G.J.A. 2014. Productividad del cultivo del chile Jalapeño (*Capsicum annuum*) con manejo orgánico o convencional en Calakmul, Campeche, México. Avances en investigación agropecuaria. 18(3): 35-40.
- Mortensen, E., Bullard, E. 1985. Horticultura tropical y subtropical. Ed. Pax-México. México. P 182.
- Nar, L.F. 2004. Diagnostico del sistema producto chile jalapeño. In: Memoria de la primera convención de chile. León, Guanajuato. 115-116.
- Nuez, F., Ortega, F y Costa, J. 1996. El cultivo de pimientos, chile y ajíes. Editorial Multi-Prensa. México.
- Orellan-Benavides, F.E., Escobar-Bentancourt, J.C., Morales-de Borja, A.J., Méndez-de Salazar, I.S., Cruz-Valencia, R.A. y Castellón-Hernández, M.E. 2014. Guía tecnológica. Cultivo de chile dulce. CENTA. Salvador.
- Pérez, C.A., Rojas, S.J., Montes, V.D. 2011. Hongos formadores de micorrizas arbusculares: una alternativa biológica para la sostenibilidad de los agroecosistemas de praderas en el caribe colombiano. Rev. Colombiana Cienc. Anim. 3(2): 366-385.
- Pérez, V.A. y Landeros, S.C. 2009. Agricultura y deterioro ambiental. Ciencia y cultura en agricultura orgánica. Tercera parte. 16(73):19-25.
- Porcel, R., Barea, J.M., Ruiz-Lozano, J.N. 2003. Antioxidant activities in mycorrhizal soybean plants under drought stress and their posible relationship to the process of nodule senescense. New Phytol. 157: 135-143.

- Potocnik, J. 2010. La fabrica de la vida. ¿Por qué es tan importante la biodiversidad del suelo? Comisionario Europeo para el medio ambiente. 1: 6-13.
- Ramírez-Chávez, R.I., López-Martínez, J.D., Troyo-Diégez, E., Gallegos-Robles, M.A., Vásquez-Vásquez, C., Ramírez-Ibarra, J.A. y García-Hernández, J.L. 2016. Determinación preliminar de normas e interacciones nutrimentales en el chile ancho (*Capsicum annuum*) en la Comarca Lagunera. Nova Scientia. 8:198-218.
- Rodríguez, Y., Tuinen, D., Fernández, Y. 2009. Reclasificación taxonómica de dos cepas de hongos micorrízicos arbusculares. Cultivos tropicales. 30(1): 31-35.
- Ruiz, G.G.T. 2013. Evaluación de variables de calidad de frutos en chile Jalapeño (*Capsicum annuum*) en base a aplicación de micorrizas (Endovit). Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila. México.
- SAGARPA (Secretaria de Agricultura, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación). 2015. México. Líder mundial en exportación de chile. En línea; <http://www.sagarpa.gob.mx/saladeprensa/2012/Paginas/2015B721.aspx> (Fecha de consulta: 23 de febrero del 2017).
- Smith, S.E. y Read, D.J. 1997. Mycorrhizal simbiosis. Academic. London. 29: 605.
- Spagnoletti, F y Lavado, R.S. 2015. El Mycorrhiza Arbuscular Rhizophagus intraradices. Reduce los efectos negativos del arsénico en las plantas de soja. Agronomy. 5(2): 188-199.
- Tena, S.A. 2002. Presencia de hongos micorrizicos arbusculares en plantas silvestres de suelos salinos en el estado de Colima. Biotecnología. 1-24.
- Terry, L., Terran, M.V y Pino, R. 2002. Biofertilizantes una alternativa promisorio para la producción hortícola en organoponicos, cultivos tropicales. 23 (31): 43-46.
- Valadez, L.A. 1989. Solanáceas. 185-222. In: Producción de hortalizas. Ed. LIMUSA. México. 298.

Vázquez-Casarrubias, G., Escalante-Estrada, J.A.S., Rodríguez-González, M.T., Ramírez-Ayala, C. y Escalante-Estrada, L.E. 2011. Edad de trasplante y su efecto en el crecimiento y rendimiento en chile apaxtleco. Rev. Chapingo. Ser.Hortic. Vol. 17.

Verela, L. y Trejo, D. 2001. Los hongos micorrizógenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. Acta zoológica mexicana. (nueva serie). (Es 1), 39-51.

## VII. APENDICE

### A.1. Análisis de varianza (AMVA) para la variable longitud del fruto en chile jalapeño. UAAAN, 2018.

F. V	G. L	SC	CM	F- Valor	F de tabla		P>F
					0.01	0.05	
Tratamiento	3	0.32	0.1	1.66 NS	6.99	3.86	0.243 NS
Bloques	3	0.18	0.06	0.94 NS	6.99	3.86	0.462 NS
Error experimental	9						
total	15						

### A.2. Medias obtenidas para la variable longitud del fruto del chile jalapeño. UAAAN, 2018.

Tratamiento	Valor de la media	Significancia
T1 (Testigo)	5.33	A
T2 (2.5 g)	5.21	A
T3 (3.0 g)	5.20	A
T4 (3.5 g)	4.94	A
C. V	4.93%	
DMS	0.56	

### A.3. Análisis de varianza (AMVA) para la variable diámetro del fruto en chile jalapeño. UAAAN, 2018.

F. V	G. L	SC	CM	F- Valor	F de tabla		P>F
					0.01	0.05	
Tratamiento	3	0.018	0.006	0.62 NS	6.99	3.86	0.620 NS
Bloques	3	0.048	0.016	1.66 NS	6.99	3.86	0.244 NS
Error experimental	9						
total	15						
C. V							
CDM							

### A.4. Medias obtenidas para la variable diámetro del fruto del chile jalapeño. UAAAN, 2018.

Tratamiento	Valor de la media	Significancia
T1 (Testigo)	2.22	A
T2 (2.5 g)	2.29	A
T3 (3.0 g)	2.27	A
T4 (3.5 g)	2.21	A
C. V	4.39%	
DMS	0.21	

**A.5. Análisis de varianza (AMVA) para la variable grosor del fruto en chile jalapeño. UAAAN, 2018.**

F. V	G. L	SC	CM	F- Valor	F de tabla	P>F	
					0.01	0.05	
Tratamiento	3	0.073	0.024	1.37 NS	6.99	3.86	0.313 NS
Bloques	3	0.0706	0.023	1.32 NS	6.99	3.86	0.328 NS
Error experimental	9						
total	15						
C. V							
CDM							

**A.6. Medias obtenidas para la variable grosor del fruto del chile jalapeño. UAAAN, 2018.**

Tratamiento	Valor de la media	Significancia
T1 (Testigo)	2.31	A
T2 (2.5 g)	2.25	A
T3 (3.5 g)	2.33	A
T4 (3.5 g)	2.15	A
C. V	5.89%	
DMS	0.29	

**A.7. Análisis de varianza (AMVA) para la variable peso medio de fruto en chile jalapeño. UAAAN, 2018.**

F. V	G. L	SC	CM	F- Valor	F de tabla	P>F	
					0.01	0.05	
Tratamiento	3	3.14	1.04	0.71 NS	6.99	3.86	0.569 NS
Bloques	3	0.49	0.16	0.11 NS	6.99	3.86	0.950 NS
Error experimental	9						
total	15						
C. V							
CDM							

**A.8. Medias obtenidas para la variable peso medio de fruto del chile jalapeño. UAAAN, 2018.**

Tratamiento	Valor de la media	Significancia
T1 (Testigo)	10.67	A
T2 (2.5 g)	10.86	A
T3 (3.0 g)	9.99	A
T4 (3.5g)	9.87	A
C. V	11.74%	
DMS	2.67	

**A.9. Análisis de varianza (AMVA) para la variable peso medio de fruto en chile jalapeño. UAAAN, 2018.**

F. V	G. L	SC	CM	F- Valor	F de tabla		P>F
					0.01	0.05	
Tratamiento	3	898.36	299.45	0.52 NS	6.99	3.86	0.677 NS
Bloques	3	1899.06	633.02	1.10 NS	6.99	3.86	0.393 NS
Error experimental	9						
total	15						
C. V							
CDM							

**A.10. Medias obtenidas para la variable peso medio de fruto del chile jalapeño. UAAAN, 2018.**

Tratamiento	Valor de la media	Significancia
T1 (Testigo)	117.80	A
T2 (2.5 g)	114.84	A
T3 (3.0 g)	104.50	A
T4 (3.5g)	99.36	A
C. V	21.94%	
DMS	52.86	