



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE EDAFOLOGÍA

**FERTILIZACIÓN FOSFATADA EN CHILE GUAJILLO
(*Capsicum annum* L.) Y SU INTERACCIÓN CON HONGOS
MICORRÍZICOS ARBUSCULARES**

LUIS GUSTAVO LUCAS SANTOYO

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, ESTADO DE MÉXICO

2011

La presente tesis titulada: **Fertilización fosfatada en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) y su interacción con hongos micorrízicos arbusculares**, realizada por el alumno **Luis Gustavo Lucas Santoyo**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado y ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS

EDAFOLOGÍA

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO:



Dr. Roberto Núñez Escobar

ASESOR:



Dr. Ronald Ferrera-Cerrato

ASESOR:



Dr. Alejandro Alarcón

ASESORA:



Dra. Graciela Bueno Aguilar

ASESORA:



Dra. Ma. Remedios Mendoza López

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Julio de 2011

La presente investigación fue financiada por SEP-CONACYT con el proyecto N°130262: Biotecnología microbiana para inducir la acumulación de metabolitos secundarios de interés farmacéutico en plantas medicinales.



AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por el financiamiento y facilidades brindadas durante la realización de mis estudios de Maestría.

Al Colegio de Postgraduados por darme la oportunidad de continuar con una formación académica integral.

Al Dr. Roberto Núñez Escobar por el apoyo brindado durante mi estancia en esta institución, encontrando en él una persona con mucha experiencia y conocimiento, que siempre se mostró dispuesto a compartirlos.

Al Dr. Ronald Ferrera-Cerrato por ese conocimiento tan vasto y esos consejos no solo académicos, sino de vida.

Al Dr. Alejandro Alarcón, quien es una persona bastante meticulosa, que siempre busca la perfección en todo lo que hace, realmente algo digno de admiración y respeto.

A la Dra. Remedios Mendoza y la Dra. Graciela Bueno por sus valiosos y acertados aportes en esta investigación.

A la M.C. Alicia Franco por sus importantes consejos, aportes y experiencia brindada.

A la M.C. Teresa Cervantes por su apoyo incondicional no solo académica sino personal, y sobre todo por el *pequeño gran* aporte a la presente investigación.

Al Dr. Mario Amador del INIFAP Campo Experimental Zacatecas por el valioso apoyo para la realización de esta investigación.

Al personal de los laboratorios de micorrizas, fijación de nitrógeno, fertilidad de suelos y ciencias ambientales.

.....A TODOS SINCERAMENTE GRACIAS

DEDICATORIA

A **DIOS** por dejarme vivir esta experiencia y permitir compartirla con mis seres queridos.

A ese pequeño gran motor llamado Camila Haidee que gracias a ella mi vida tomo otro sentido, eres mi motivación, mi mundo...MI TODO.

A esa gran mujer que siempre está ahí en el momento justo con las palabras precisas, que además me ha dado el mejor tesoro del mundo, gracias Miriam.

A mis padres Guadalupe Santoyo y Alfonso Lucas, verdaderos ejemplos de vida.

A mis hermanos Jose, "Harry" y Oscar.

A mi tía Carmela que aunque no lo sabe tuvo mucho que ver en esta investigación.

A toda la familia del *Nigro* en especial al primo Checo[†]... a quien espero algún día volver a encontrar.

A mis amigos de siempre: Luz, Xochitl, Dante y Rodrigo.

A esas amistades del COLPOS que espero conservar por toda la vida con las que viví agradables capítulos de mi vida.

ÍNDICE GENERAL

RESUMEN	i
ABSTRACT	ii
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 OBJETIVOS	4
1.2 HIPÓTESIS	5
II. REVISIÓN DE LITERATURA	6
2.1 EL CULTIVO DEL CHILE (<i>Capsicum spp.</i>)	6
2.1.1 <i>Capsicum annuum</i> (var. <i>annuum</i>)	7
2.1.2 ESTADÍSTICAS DE LA PRODUCCIÓN MUNDIAL.....	8
2.1.3 ESTADÍSTICAS DE LA PRODUCCIÓN NACIONAL	10
2.1.3.1 Principales estados productores	12
2.1.3.2 Principales tipos de chile seco en México	13
2.1.4 VALOR NUTRICIONAL DE <i>Capsicum annuum</i> L.	14
2.1.4.1 Capsaicina.....	16
2.1.5 CHILE MIRASOL/GUAJILLO.....	17
2.1.5.1 Problemática del chile guajillo en México.....	18
2.1.5.2 Factores climáticos	19
2.1.5.3 Manejo agronómico	20
2.1.5.4 Fenología del cultivo	24
2.1.5.5 Nutrición fosfatada en chile (<i>Capsicum annuum</i> L.).....	26
2.2 HONGOS MICORRIZÍCOS ARBUSCULARES (HMA)	30
2.2.1 ESTRUCTURAS DE LA SIMBIOSIS MICORRIZA ARBUSCULAR.....	31
2.2.2 FASES DE LA SIMBIOSIS HMA-PLANTA	32
2.2.3 RELACIÓN HMA-FÓSFORO.....	33
2.2.3.1 Factores que afectan la simbiosis micorriza arbuscular-planta	33
2.2.4 BENEFICIOS DE LOS HMA	34
2.2.4.1 Nutrición del hospedero.....	35
2.2.4.2 Sanidad del hospedero.....	37
2.2.4.3 Estructura del suelo.....	38

2.2.4.4 Salinidad	39
2.2.4.5 Bioremediación	39
2.2.4.6 Resistencia a sequía	40
2.2.5 USO DE LOS HMA EN LA AGRICULTURA.....	40
2.3 ANTECEDENTES DE LOS HMA EN <i>Capsicum sp.</i>	42
III. MATERIALES Y MÉTODOS	46
3.1 MATERIAL VEGETAL.....	46
3.2 CARACTERÍSTICAS DEL SITIO EXPERIMENTAL	46
3.3 SUSTRATO.....	47
3.4 INOCULANTE MICORRÍZICO	48
3.5 FERTILIZANTES.....	49
3.6 DEFINICIÓN DE TRATAMIENTOS	50
3.7 DISEÑO EXPERIMENTAL	51
3.8 ESTABLECIMIENTO Y DESARROLLO DEL EXPERIMENTO	52
3.9 VARIABLES DE ESTUDIO.....	55
3.9. 1 VARIABLES DE DESARROLLO	55
3.9.2 ESTADO NUTRIMENTAL DE LAS PLANTAS	56
3.9.3 VARIABLES DE RENDIMIENTO.....	57
3.9.4 pH Y CE DE LA RIZÓSFERA, Y COLONIZACIÓN MICORRÍZICA DE LA PLANTA	59
3.10 ANÁLISIS ESTADÍSTICO	61
IV. RESULTADOS	62
4.1 RESPUESTA DE VARIABLES DE CRECIMIENTO	62
4.2 RESPUESTA DEL ESTADO NUTRIMENTAL DE LAS PLANTAS	73
4.3 RESPUESTA DE VARIABLES DE RENDIMIENTO	79
4.4 pH Y CE DE LA RIZÓSFERA, Y COLONIZACIÓN MICORRÍZICA DE LA PLANTA.....	99
V. DISCUSIÓN	106
VI. CONCLUSIONES	109
VII. BIBLIOGRAFÍA	111
ANEXOS	131

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Producción promedio de 2000 al 2009 de los principales países productores de chile (<i>Capsicum annuum</i> L.) fresco en el mundo.....	9
Figura 2.	Producción promedio de 2000 al 2009 de los principales países productores de chile (<i>Capsicum annuum</i> L.) seco en el mundo.....	9
Figura 3.	Producción y superficie establecida de chile (<i>Capsicum annuum</i> L.) en México de 2000 al 2009, según su finalidad de consumo.....	11
Figura 4.	Producción acumulada de 2000 al 2009, de los principales tipos de chile seco (<i>Capsicum annuum</i> L.) en México.....	13
Figura 5.	Comparación de los movimientos relativos del agua, y fósforo en solución para fertirriego, emitidos por un gotero en diferentes texturas de suelo.....	28
Figura 6.	Distribución de las unidades experimentales dentro del invernadero.....	51
Figura 7.	Proceso de clareo y tinción de Phillips y Hayman.....	60
Figura 8.	Dinámica de altura de planta de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.), por factor de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y fertilización fosfatada.....	63
Figura 9.	Dinámica de altura de planta de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.), por tratamientos inoculados con hongos micorrízicos arbusculares y tratamientos sin inocular.....	64
Figura 10.	Dinámica del número de hojas de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.), por factor de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y fertilización fosfatada.....	66
Figura 11.	Dinámica del número de hojas de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.), por tratamientos inoculados con hongos micorrízicos arbusculares y tratamientos sin inocular.....	67
Figura 12.	Dinámica del número ramificaciones de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.), por factor de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y fertilización fosfatada.....	69
Figura 13.	Dinámica del número de ramificaciones de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.), por tratamientos inoculados con hongos micorrízicos arbusculares y tratamientos sin inocular.....	70
Figura 14.	Peso seco de la parte aérea (hojas y tallo) de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por tratamiento.....	71
Figura 15.	Peso seco de la parte aérea (hojas y tallo) de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.), por factor inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y factor fertilización fosfatada....	72
Figura 16.	Contenido nutrimental en hoja de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) de nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio y zinc por efecto del factor inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y sin inocular.....	74
Figura 17.	Fruto con la deficiencias de pudrición apical a causa de deficiencia de calcio en chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.).....	75
Figura 18.	Contenido nutrimental en hoja de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) de nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio y zinc por efecto del factor fertilización fosfatada.....	76
Figura 19.	Contenido nutrimental en hoja de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) de nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio, y zinc, por efecto del tratamiento.....	78
Figura 20.	Dinámica de aparición de flores de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.), por factor de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y fertilización fosfatada.....	80
Figura 21.	Dinámica de aparición de flores de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.), por tratamientos inoculados con hongos micorrízicos arbusculares y tratamientos sin inocular.....	81

Figura 22.	Frutos de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) con la coloración típica de rojo intenso, indicador de cosecha para esta variedad.....	82
Figura 23.	Clasificación de los frutos obtenidos: calidad extra, primera calidad, segunda calidad y tercera calidad o rezaga.....	84
Figura 24.	Número de frutos por clasificación en chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por efecto del factor de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y fertilización.....	85
Figura 25.	Número de frutos por clasificación en chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por efecto de tratamiento.....	86
Figura 26.	Peso seco de frutos por clasificación en chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por efecto de factor de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y fertilización fosfatada.....	88
Figura 27.	Peso seco de frutos por clasificación en chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por efecto de tratamiento.....	89
Figura 28.	Comparación visual de frutos de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) obtenido de las cinco plantas tratamiento ⁻¹ , sin fertilización (0-0-0) con diferente factor de inoculación....	92
Figura 29.	Comparación visual de frutos de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) obtenido de las cinco plantas tratamiento ⁻¹ , fertilizadas con la formula 230-0-150 con diferente factor de inoculación.....	93
Figura 30.	Comparación visual de frutos de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) obtenido de las cinco plantas tratamiento ⁻¹ , fertilizadas con la formula 230-25-150 con diferente factor de inoculación.....	94
Figura 31.	Comparación visual de frutos de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) obtenido de las cinco plantas tratamiento ⁻¹ , fertilizadas con la formula 230-50-150 con diferente factor de inoculación.....	95
Figura 32.	Comparación visual de frutos de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) obtenido de las cinco plantas tratamiento ⁻¹ , fertilizadas con la formula 230-75-150 con diferente factor de inoculación.....	96
Figura 33.	Índice de cosecha de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por efecto del tratamiento.....	97
Figura 34.	Índice de cosecha de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por efecto del factor inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y por efecto del factor fertilización fosfatada.....	98
Figura 35.	Comportamiento del pH de la rizósfera de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por efecto del tratamiento.....	99
Figura 36.	Comportamiento del pH de la rizósfera de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por efecto de factor inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y factor fertilización fosfatada.....	100
Figura 37.	Comportamiento de la conductividad eléctrica de la rizósfera de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por efecto del tratamiento.....	101
Figura 38.	Comportamiento de la conductividad eléctrica de la rizósfera de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por efecto del factor inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y por efecto del factor fertilización fosfatada.....	102
Figura 39.	Colonización micorrízica en raíz de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.).....	104

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1.	Producción de chile (<i>Capsicum annuum</i> L.) fresco y seco en México, de 2000 al 2009.....	12
Cuadro 2.	Composición química y valor nutritivo de pimientos dulces y picantes (<i>Capsicum annuum</i> L.) por 100 g de producto comestible.....	15
Cuadro 3.	Reducción potencial de rendimiento del chile (<i>Capsicum annuum</i> L.) causado por salinidad.....	21
Cuadro 4.	Requerimiento interno de N, P, K, Ca y Mg en <i>Capsicum annuum</i> L.....	22
Cuadro 5.	Resultados experimentales sobre la fertilización del chile mirasol con riego rodado y tres densidades de plantación en el altiplano de Zacatecas.....	23
Cuadro 6.	Variedades e híbridos de chile seco tipo Mirasol adaptados a las condiciones climáticas del Altiplano de Zacatecas.....	25
Cuadro 7.	Características químicas del suelo usado en el experimento, proveniente de Tequexquinahuac, Texcoco, Estado de México.....	47
Cuadro 8.	Características de los inoculantes que conforman la “Mezcla Guajillo”.....	48
Cuadro 9.	Características del inoculante “Mezcla Guajillo”.....	49
Cuadro 10.	Cálculo de la cantidad de fertilizante necesario para cada elemento de nitrógeno, fósforo y potasio.....	49
Cuadro 11.	Características de los diez tratamientos evaluados en el experimento.....	50
Cuadro 12.	Niveles de referencia de nitrógeno total, fósforo, potasio, calcio, magnesio y zinc, para chile (<i>Capsicum annuum</i> L.) en etapa del inicio de fructificación.....	57
Cuadro 13.	Especificaciones de los grados de calidad para chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) seco entero, de acuerdo a la NMX-FF-107/1-SCFI-2006.....	58
Cuadro 14.	Peso seco de frutos planta ⁻¹ que incluye únicamente calidades extra, primera, segunda, en chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.).....	91
Cuadro 15.	Valores medios para pH y conductividad eléctrica (CE) determinados en la rizósfera del chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.).....	103

-----ANEXOS-----

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1A.	Condiciones climáticas dentro del invernadero, donde se estableció el cultivo de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) del inicio del trasplante a los 22 ddt.....	131
Figura 2A.	Condiciones climáticas dentro del invernadero, donde se estableció el cultivo de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) de los 23 a los 52 ddt.....	132
Figura 3A.	Condiciones climáticas dentro del invernadero, donde se estableció el cultivo de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) de los 53 a los 83 ddt.....	133
Figura 4A.	Condiciones climáticas dentro del invernadero, donde se estableció el cultivo de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) de los 84 a los 113 ddt.....	134
Figura 5A.	Condiciones climáticas dentro del invernadero, donde se estableció el cultivo de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) de los 114 a los 144 ddt.....	135
Figura 6A.	Condiciones climáticas dentro del invernadero, donde se estableció el cultivo de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) de los 145 ddt hasta la cosecha.....	136
Figura 7A.	Segmentos colonizados y no colonizados localizados durante la evaluación de la colonización micorrízica.....	142

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1A.	Valores medios para altura de planta de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por tratamiento.....	137
Cuadro 2A.	Valores medios para número de hojas en chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por tratamiento.....	138
Cuadro 3A.	Valores medios para número de ramificaciones en chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por tratamiento.....	139
Cuadro 4A.	Valores medios para número de flores en chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.) por tratamiento.....	140
Cuadro 5A.	Valores medios para número y peso seco por clasificación de frutos de chile guajillo (<i>Capsicum annuum</i> L.).....	141

FERTILIZACIÓN FOSFATADA EN CHILE GUAJILLO (*Capsicum annuum* L.) Y SU INTERACCIÓN CON HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES

Lucas Santoyo, Luis Gustavo, M. en C.

RESUMEN

Se evaluó el efecto de la inoculación de una mezcla de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) compuesta por *Rhizophagus intraradices*, *Glomus albidum*, *Claroideoglomus claroideum*, *Rhizophagus diaphanus*, *Acaulospora laevis*, *Glomus sp.1*, *Funneliformis geosporum*, *Glomus sinuosum*, *Acaulospora denticulata*, *Glomus sp.2*, *Glomus sp.3* y *Glomus sp.4* en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) fertilizado con diferentes dosis de fósforo (0, 25, 50 y 75 kg ha⁻¹). El nitrógeno y potasio se mantuvieron constantes (230 y 150 kg ha⁻¹ respectivamente) en todos los tratamientos. Se usó semilla proveniente de la comunidad Nigromante, Zacatecas, y suelo con bajo contenido de fósforo (5 mg kg⁻¹ de P-Olsen) colectado en Tequexquinahuac, Estado de México. Las evaluaciones para altura de planta, número de hojas, ramificaciones y flores se realizaron cada diez días; a los 98 días después del trasplante se analizó el contenido foliar de N, P, K, Ca, Mg y Zn. Al final del ciclo del cultivo (160 días) se evaluó número y peso seco de frutos clasificados por calidad, peso seco de la parte área, índice de cosecha, porcentaje de colonización, además de medir el pH y la conductividad eléctrica (CE) en la rizósfera. Las plantas micorrizadas mostraron mejor desarrollo y crecimiento que las no micorrizadas, así como una menor variación en pH y CE en la rizósfera; sin embargo el porcentaje de colonización disminuyó conforme aumentó las dosis de fósforo. Los frutos obtenidos fueron clasificados en cuatro calidades: extra, primera, segunda y rezaga, siendo de mayor importancia los tres primeras. Las plantas inoculadas/fertilizadas con 230-25-150 kg ha⁻¹ mostraron el mejor comportamiento durante el ciclo de cultivo, obteniendo un rendimiento de 4.12 ton ha⁻¹ además que presentó el mayor peso y número de frutos con calidad extra, en cuando a rendimiento solo fue superado por el tratamiento sin inocular/fertilizado con 230-75-150 (4.16 ton ha⁻¹).

Palabras clave: chile guajillo, hongos micorrízicos arbusculares, fósforo, desarrollo, rendimiento.

PHOSPHATE FERTILIZATION IN CHILE GUAJILLO (*Capsicum annum* L.) AND ITS INTERACTION WITH ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI

Lucas Santoyo, Luis Gustavo, M. en C.

ABSTRACT

The effect of inoculation of a mix of arbuscular mycorrhizal fungi (*Rhizophagus intraradices*, *Glomus albidum*, *Claroideoglomus claroideum*, *Rhizophagus diaphanus*, *Acaulospora laevis*, *Glomus* sp.1, *Funneliformis geosporum*, *Glomus sinuosum*, *Acaulospora denticulata*, *Glomus* sp.2, *Glomus* sp.3 and *Glomus* sp.4) was evaluated in guajillo chile (*Capsicum annum* L.) fertilized with different doses of phosphorus (0, 25, 50 and 75 kg ha⁻¹). Nitrogen and potassium doses remained constant (230 and 150 kg ha⁻¹ respectively) in all treatments. Seeds were obtained from the Nigromante, Zacatecas, and soil with low phosphorous content (5 mg kg⁻¹ P-Olsen) was collected in Tequexquihuac, State of Mexico. Plant height, number of leaves, branches and flowers were evaluated every ten days; 98 days after transplanting, the plants were analyzed for foliar N, P, K, Ca, Mg and Zn concentration. At the end of the experiment (160 days), the number and dry weight of fruit classified by its quality, dry weight of shoots, harvest index, and percentage of mycorrhizal colonization were evaluated, in addition to measuring pH and electrical conductivity (EC) in the rhizosphere. Mycorrhizal plants showed better growth and development than non-mycorrhizal, and less variation in pH and EC in the rhizosphere, but mycorrhizal colonization decreased with increasing doses of phosphorus. Fruits were classified into four groups in accordance to their quality: extra, first, second and linger, the top three groups are the most important. Plants inoculated and fertilized with 230-25-150 kg ha⁻¹ showed the best results during the crop cycle, yielding 4.12 ton ha⁻¹, this treatment also had the highest fruit weight and number of extra quality fruits, this yield was only surpassed by the uninoculated plants and fertilized with 230-75-150 (4.16 ton ha⁻¹).

Index words: guajillo chile, arbuscular mycorrhizal fungi, phosphorus, development, performance

I. INTRODUCCIÓN

En México, los fertilizantes químicos sintéticos empezaron a usarse a mediados del siglo XX y rápidamente se convirtieron en elementos indispensables en los campos agrícolas (Aguirre-Medina *et al.*, 2009). Su amplia distribución nacional entre los productores, y su relativo fácil manejo constituyeron una barrera para el aprovechamiento de los recursos biológicos con potenciales biotecnológicos en la agricultura (Shankar *et al.*, 2011).

El componente microbiano del suelo es importante para el equilibrio de los ecosistemas (Olalde y Aguilera, 1998). Los procesos agrícolas, así como el manejo de los recursos vegetales inciden sobre este componente afectando tanto la biodiversidad como la densidad de las poblaciones microbianas implicadas, dando como resultados tanto a mediano y como a largo plazo, la pérdida de fertilidad de los suelos y su progresiva pauperización (Olalde y Aguilera, 1998; Shankar *et al.*, 2011). En condiciones naturales o con bajo nivel de disturbio en la vegetación silvestre, se ha demostrado que la interdependencia planta-microorganismo ha contribuido al mantenimiento, funcionamiento y la estabilidad de los ecosistemas de las especies en las comunidades vegetales (Aguirre-Medina *et al.*, 2009).

Los hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA) son microorganismos del suelo que forman asociaciones con más del 90% de las plantas superiores (Chang, 1994; Hodge, 2000), esta interacción planta-HMA modifica la productividad de la planta, debido a que la micorriza arbuscular actúa como biofertilizante, bioprotector y/o biodegradador de sustancias tóxicas o dañinas para la planta (Xavier y Boyetchko, 2002; Gosling, 2006) lo que proporciona diversos beneficios a la planta (Gosling, 2006). A pesar de la importancia de los HMA, su inoculación aún no se generaliza en México (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2003), debido probablemente al cuidado requerido para su producción a grandes escalas, asegurando un inoculante de calidad, garantizando que se encuentre libre de microorganismos patógenos y con la cantidad adecuada de propágulos infectivos (Alten *et al.*, 2002)

Un sistema agrícola sostenible ideal, es aquél que mantiene y mejora la salud humana, el ambiente se ve beneficiado y produce alimentos suficientes y de calidad para población mundial (Shankar *et al.*, 2011). Dicha sostenibilidad tiene como punto clave la menor dependencia a los fertilizantes y productos químicos, como los plaguicidas, por lo que el uso de microorganismos con múltiples beneficios sobre el crecimiento y desarrollo de las plantas, encamina al manejo integral de cultivos, buscando el equilibrio idóneo entre sustentabilidad y rentabilidad (Olalde y Aguilera, 1998), asumiendo además que el mundo enfrenta un enorme reto para satisfacer las necesidades de un consumo alimenticio cada vez mayor, con escasas extensiones de tierras cultivables (Xavier y Boyetchko, 2002).

La importancia del cultivo de chile en México surge desde las culturas prehispánicas, que junto con la calabaza, el maíz y el frijol, fueron la base de la alimentación de esa población del México antiguo (López, 2003; Noriega, 2009). El género *Capsicum* incluye alrededor de 25 especies, de las cuales la mayoría son originarias de México (López, 2003).

A pesar de contar con esta diversidad genética, los principales países productores de chile para consumo en fresco en el mundo son liderados por China, mientras que India encabeza la producción de chile deshidratado (FAOSTAT, 2011). Lo que sugiere que la tecnología de producción de chile en México (ubicado en el segundo, y décimo sitio en producción de chile fresco y deshidratado, respectivamente) necesita ser revalorada (Reyes y López, 2001), innovando e incluyendo diversas biotecnologías que generen altos rendimientos y al mismo tiempo sea sustentable con el ambiente.


El chile guajillo en México se encuentra en una situación de alarma debido a que las principales zonas productoras se ubican en estados (Zacatecas, Sinaloa y Chihuahua) que dependen de un temporal cada vez más impredecible (Reyes *et al.*, 2001; Reyes y López, 2001; SIAP, 2011), con suelos poco fértiles (Cabañas y Galindo, 2004), además de encontrar en el mercado chile guajillo de menor precio proveniente de Perú y China (Morales y González, 2005; Reyes *et al.*, 2006; Berríos *et al.*, 2007; López, 2008).

El uso de la micorriza arbuscular ha sido ampliamente estudiado en diversos cultivos, reportando varios beneficios en la mayoría de los casos, así mismo se ha comprobado la relación inversamente proporcional entre el porcentaje de colonización micorrízica con las concentraciones de fósforo en la solución del suelo (Ferguson y Menge, 1982; Guzmán, 1991; Portilla *et al.*, 1998; Khalil *et al.*, 2000; Entry *et al.*, 2002; Perea-Estrada *et al.*, 2005; Satter *et al.*, 2006; Castillo *et al.*, 2007).




El objetivo planteado para la presente investigación fue evaluar la relación de los hongos micorrízicos arbusculares con la aplicación de diferentes dosis de fertilización fosfatada, en el crecimiento vegetativo, nutrición y rendimiento de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.), con la finalidad de proporcionar innovaciones biotecnológicas en el proceso de producción de este tipo de chile, que conduzcan a una disminución en el uso de fertilizantes químicos y favorecer una agricultura más rentable y sustentable.

1.1 OBJETIVOS

GENERAL

-  Determinar la relación de los hongos micorrízicos arbusculares y la fertilización fosfatada, en la nutrición, crecimiento y rendimiento en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.), así como los efectos de esta simbiosis en las propiedades químicas del suelo.

PARTICULARES

-  Determinar si la micorriza arbuscular mejora la nutrición, crecimiento y rendimiento en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.).
-  Medir el efecto en las propiedades químicas del suelo de la rizósfera de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) inoculado y fertilizado químicamente.
-  Determinar la dosis de fósforo con la que se logra la máxima eficiencia de la micorriza arbuscular en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.).

1.2 HIPÓTESIS

GENERAL

- 🌶️ La micorriza arbuscular en combinación con dosis bajas de fósforo, mejora la condición nutrimental, crecimiento y rendimiento en el cultivo de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.), además de beneficiar las propiedades químicas del suelo.

PARTICULARES

- 🌶️ Las plantas micorrizadas muestran el mayor contenido nutrimental, desarrollo vegetativo y rendimiento en comparación con las plantas no micorrizadas.
- 🌶️ La micorriza arbuscular sirve de *amortiguador* a los cambios generados por el uso de fertilizantes sintéticos en las propiedades químicas del suelo.
- 🌶️ Las plantas de chile inoculadas con hongos micorrízicos arbusculares y fertilizadas con la dosis 230-25-150 (kg ha⁻¹ de N-P-K), muestran el mayor contenido nutrimental y crecimiento vegetativo, además de tener los mayores rendimientos.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 EL CULTIVO DEL CHILE (*Capsicum* spp.)

Los botánicos especializados en el estudio del chile calculan que existen entre 2,000 y 3,000 especies de chile en el mundo, aunque todas las formas de chile, pimiento o ají utilizadas por el hombre, pertenecen al género *Capsicum* (Olmstead *et al.*, 2008). El nombre científico del género deriva del griego: según unos autores de *kapso* (picar), según otros de *kapsakes* (cápsula) (Nuez *et al.*, 2003).

En las últimas décadas se ha efectuado un esfuerzo intenso para clarificar la taxonomía de las especies de *Capsicum* usadas por el hombre y, en particular, de las especies domesticadas (Nuez *et al.*, 2003). La clasificación de los *Capsicum* cultivados es difícil debido al alto número de variedades, a la falta de características distintivas entre especies (León, 2000), además que no existen barreras marcadas para la hibridación entre variedades (León, 1968). Al análisis morfológico tradicional, se han incorporado métodos de análisis multivariado (taxonomía numérica), variabilidad isozimica (referente a enzimas) y de flavonoides, análisis citogenético, así como nuevos datos relativos a las aéreas de distribución (Olmstead *et al.*, 2008). Sin embargo, en la actualidad se admite que sólo cinco especies se cultivan comercialmente (León, 2000). Estas especies fueron domesticadas durante la época prehispánica de manera independiente y en diferentes zonas geográficas: 1) *Capsicum annuum* var. *annuum* especie domesticada en Mesoamérica, 2) *Capsicum baccatum* var. *pendulum*, chiles Sudamericanos del grupo de los ajíes, 3) *Capsicum chinense*, el chile habanero y los tipos parecidos, 4) *Capsicum frutescens*, chiles tipos Tabasco, y 5) *Capsicum pubescens*, especie andina que incluye a los pimientos conocidos como “rocoto” (Berríos *et al.*, 2007).

La siguiente clave empírica permite diferenciar las cinco especies, con base en características relativamente estables (León, 2000):

1. Semillas amarillo claro.

1.1 Cáliz del fruto maduro sin constricción en la base.

1.1.1 Corola sin manchas amarillas en la base de los pétalos.

1.1.1.1 Corola blanca o morada con los pétalos generalmente rectos; pedicelos de las flores a menudo curvos en la antesis.....*C. annuum*

1.1.1.2 Corola verdosa, con los pétalos generalmente curvos; pedicelos 1-4 erectos en la antesis.....*C. frutescens*

1.1.2 Corola con manchas amarilla difusas en la base de los pétalos..... *C. baccatum*

1.2 Cáliz del fruto maduro con una constricción en la base.....*C. chinense*

2. Semillas negras.....*C. pubescens*

2.1.1 *Capsicum annuum* (var. *annuum*)

La mayoría de los tipos de chile que se cultivan en el mundo pertenecen a esta especie. Su relativamente corto periodo de crecimiento y la existencia de variedades con distintos grados de picor, del moderado al muy intenso, han hecho que esta especie sea una de las preferidas en el mundo (Noriega, 2009).

Capsicum annuum es un conjunto de cultivares, de porte y tamaños muy diferentes, desde rastreros hasta arbustivos. Aunque la mayoría de ellos viven menos de un año, algunos cultivares duran varios años y llegan a ser arbustivos. El crecimiento es simpodial; tallos y ramas se forman de sectores en cuyo nudo superior hay por lo general yemas florales y dos ramillas que forman un dicasio, la rama más grande continúa el crecimiento y en su nudo superior se repite la secuencia de inflorescencias y ramas (León, 2000). El tamaño y forma de las hojas varían considerablemente aún en una misma planta; la lámina es generalmente elíptica, con el ápice agudo y la base a menudo asimétrica (Nuez *et al.*, 2003). Las flores son de color blanco, en algunas ocasiones son verdosas y solitarias en cada nudo, ocasionalmente fasciculadas. El cáliz cónico, verde, se divide en el borde superior en cinco dientes agudos, los pedicelos a menudo pendientes en la antesis y corola blanca lechosa (ocasionalmente púrpura), sin manchas difusas

en la base de los pétalos, los cuales son usualmente rectos (León, 2000; Nuez *et al.*, 2003). Las flores de los chiles se abren en las primeras horas de la mañana y poco después las anteras comienzan a descargar polen. La posición del pistilo, situado entre las anteras, hace posible que en la mayoría de los casos haya autopolinización (León, 2000).

La especie *Capsicum annuum* presenta la mayor diversidad de frutos del género *Capsicum*, en cuanto a forma del fruto, tamaño y color (León, 2000). El fruto puede alcanzar distintos tamaños, desde poco menos de un centímetro hasta 30 cm de largo, y las formas van de lo redondo a lo alargado, en colores que oscilan de distintos tonos de amarillo y verde en estado inmaduro a rojo y hasta café al madurar (León, 2000; Nuez *et al.*, 2003; Noriega, 2009). El cáliz de los frutos maduros no presentan constricción anular en la unión con el pedicelo (aunque a veces irregularmente rugoso); las venas de los frutos a menudo son prolongadas en dientes cortos, la carne del fruto usualmente firme (blanda en ciertos cultivares), además sus semillas son de color claro. Su número cromosómico $2n=24$, con dos pares acrocéntricos (Nuez *et al.*, 2003).

2.1.2 ESTADÍSTICAS DE LA PRODUCCIÓN MUNDIAL

La producción de *Capsicum annuum* L. en el mundo se extiende a varios países, pero solo en siete de ellos, de distintos continentes, se concentra la mayoría de la producción. En la Figura 1 se muestra la producción promedio por año de los principales países productores de chile fresco de 2000 al 2009, en la que destaca China como principal productor concentrando más del 50% del total mundial.

En lo que respecta a la producción de chile seco (que ha sido procesado para deshidratarlo), según datos de FAOSTAT (2011) en los últimos años, ésta se ha concentrado principalmente en países Asiáticos, encabezados por India, China y Bangladesh (Figura 2), México se ubica en décimo lugar, trayendo como consecuencia que grandes volúmenes de chile seco sean importados de China y Perú, vía Estados Unidos con entrada libre de aranceles

debido al Tratado de Libre Comercio de América del Norte -TLCAN- (Morales y González, 2005; Reyes *et al.*, 2006; Berríos *et al.*, 2007; López, 2008).

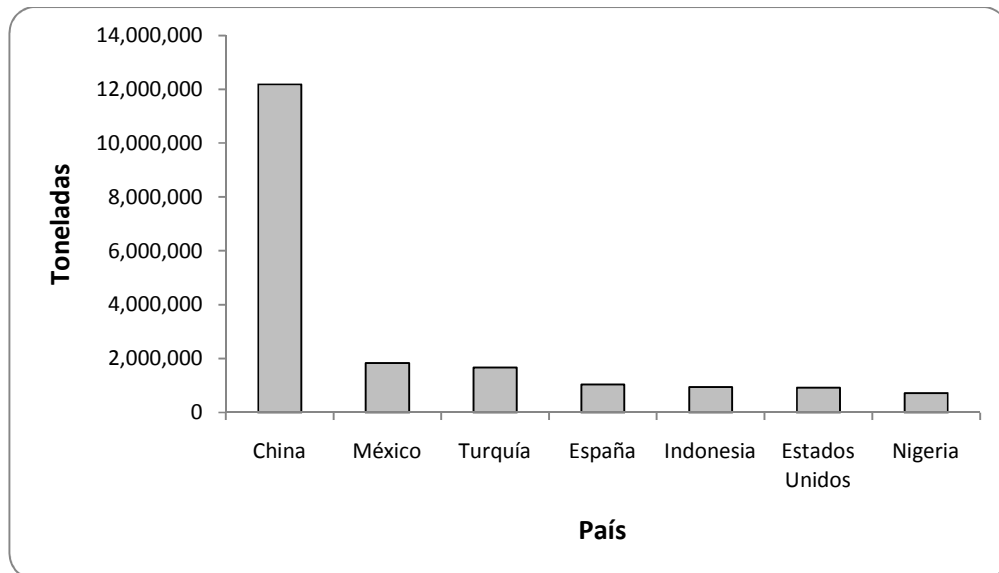


Figura 1. Producción promedio de 2000 al 2009 de los principales países productores de chile (*Capsicum annuum* L.) fresco en el mundo. Elaboración propia con datos del FAOSTAT (2011).

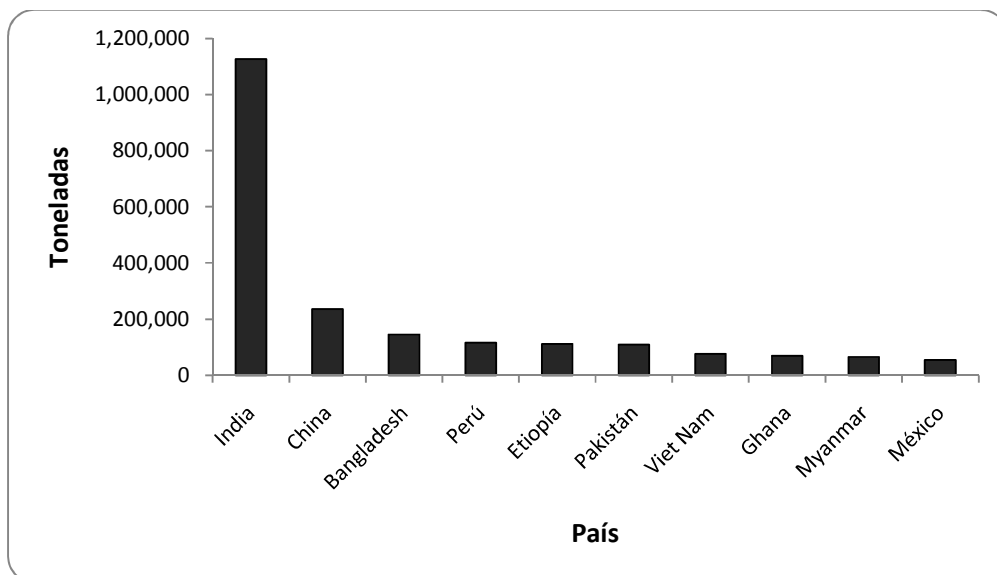


Figura 2. Producción promedio de 2000 al 2009 de los principales países productores de chile (*Capsicum annuum* L.) seco en el mundo. Elaboración propia con datos del FAOSTAT (2011).

2.1.3 ESTADÍSTICAS DE LA PRODUCCIÓN NACIONAL

México destaca a nivel mundial por tener la mayor variabilidad genética de *Capsicum annum* L., lo que ha dado origen a numerosas de variedades o tipos de chiles en México. Actualmente se estima que existen más de 40 tipos de chile, entre los que destacan el serrano, jalapeño, ancho, pasilla, guajillo y de árbol (Nuez *et al.*, 2003; Galindo y Cabañas, 2006). Debido a la variedad de especies, la producción de chile en México se extiende prácticamente a todas sus entidades federativas, ya que en algunos estados se produce chile deshidratado, mientras que en otros, la producción se destina para su consumo en fresco (Montes *et al.*, 2004; Galindo y Cabañas, 2006).

La producción de chile en México se divide según la forma de consumo, ya sea en fresco o seco (SIAP, 2011). En la Figura 3a se muestra la variación que ha sufrido en los últimos diez años la producción de chile en fresco y seco, en ella se aprecia que más del 95% de la producción de chile en México se destina para consumo en fresco. En la Figura 3b se muestra la superficie establecida con chile en México durante los últimos diez años, donde del total de la superficie cultivada con chile, el 62% corresponde para su consumo en fresco mientras el restante 38% se establece con chile para secar.

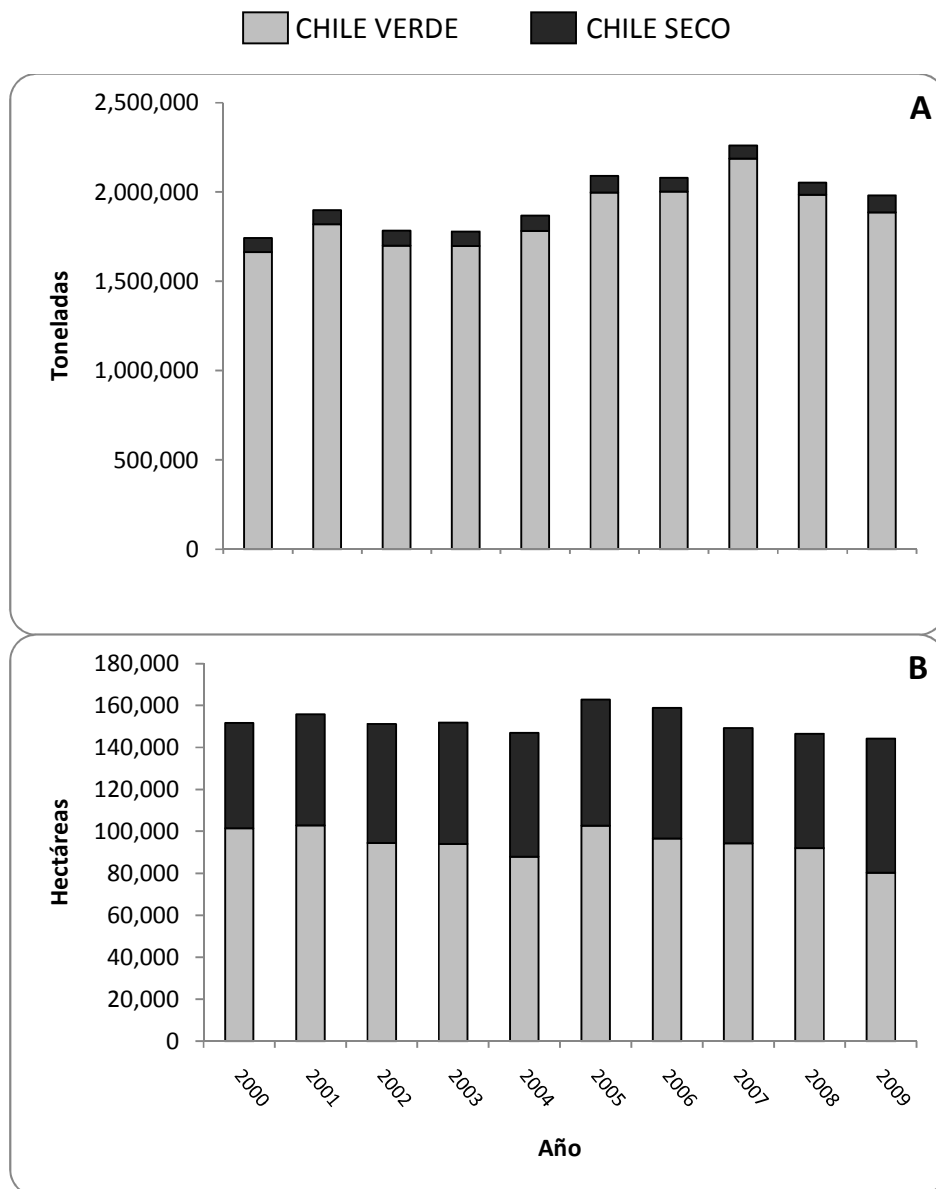


Figura 3. Producción (A) y superficie establecida (B) de chile (*Capsicum annuum* L.) en México de 2000 al 2009, según su finalidad de consumo. Misma simbología ambas gráficas. Elaboración propia con datos del SIAP (2011).

2.1.3.1 Principales estados productores

La importancia del chile en México se extiende a cada uno de sus estados y regiones, debido a su diversidad genética, logrando que su producción se realice en diversos climas y topografías (Pozo, 2002). Los principales estados productores de chile son: Chihuahua (22.87% del total de la producción nacional), Sinaloa (21.87%), Zacatecas (14.20%) y San Luis Potosí (6.83%). En el Cuadro 1 se muestra la producción de chile en México de 2000-2009 (SIAP, 2011).

Cuadro 1. Producción de chile (*Capsicum annum* L.) fresco y seco en México, de 2000 al 2009.

Estado	Producción (Toneladas)										
	2000	2001	2002	2003	2004	2005	2006	2007	2008	2009	TOTAL
Chihuahua	409,907	416,003	434,622	362,488	450,015	437,173	472,148	564,256	413,122	508,057	4,467,796
Sinaloa	295,642	361,455	386,357	329,562	319,841	469,803	488,153	694,633	611,490	385,251	4,342,190
Zacatecas	308,320	285,801	297,296	266,692	271,247	320,701	280,876	209,330	213,129	288,125	2,741,519
S.L.P.	128,628	92,152	102,262	145,743	159,330	127,535	146,199	133,402	135,824	158,287	1,329,366
Tamaulipas	40,097	46,252	50,193	69,309	119,021	115,902	118,492	125,481	114,766	113,847	913,362
Jalisco	59,989	100,529	68,241	69,438	77,097	82,509	71,522	85,913	76,566	76,458	768,265
Otros	499,096	595,062	445,542	535,123	470,595	535,898	501,084	446,544	487,531	451,536	4,968,016
NACIONAL	1,741,680	1,897,257	1,784,516	1,778,356	1,867,148	2,089,523	2,078,476	2,259,562	2,052,430	1,981,564	19,530,517

Elaboración propia con datos del SIAP (2011).

Cada uno de los estados basa su producción en algunos tipos de chile, además de su finalidad de consumo, por ejemplo: Chihuahua produce jalapeños (deshidratado/fresco), chile poblano (deshidratado/fresco), chile de árbol (deshidratado) y chile colorado (deshidratado); Sinaloa produce chile serrano, chile poblano y pimiento morrón, todos ellos para su consumo en fresco; Zacatecas produce chile mirasol, chile poblano, chile de árbol y chilaca, todos para su consumo en seco; mientras que San Luis Potosí produce chile mirasol (deshidratado), chile serrano (fresco), chile poblano (deshidratado/fresco), chilaca (deshidratado) y habanero (Galindo y Cabañas, 2006; SIAP, 2011). Sinaloa es líder nacional en producción de chile en verde, Zacatecas lo es para chile seco (SIAP, 2011).

2.1.3.2 Principales tipos de chile seco en México

A pesar de la gran diversidad de chiles para secar, solo algunos son de importancia comercial nacional, ya que la mayoría son producidos, comercializados y consumidos regionalmente. Entre los principales tipos de chile para secar en México se encuentran: el ancho, pasilla, colorado y guajillo (Figura 4), destacando la producción de este último la cual se concentra en los estados de Zacatecas con 71% de la producción, Chihuahua con 20%, San Luis Potosí con 7% y Durango con 2% (Medina *et al.*, 2003; Galindo y Cabañas, 2006; Ibave *et al.*, 2007; SIAP, 2011).

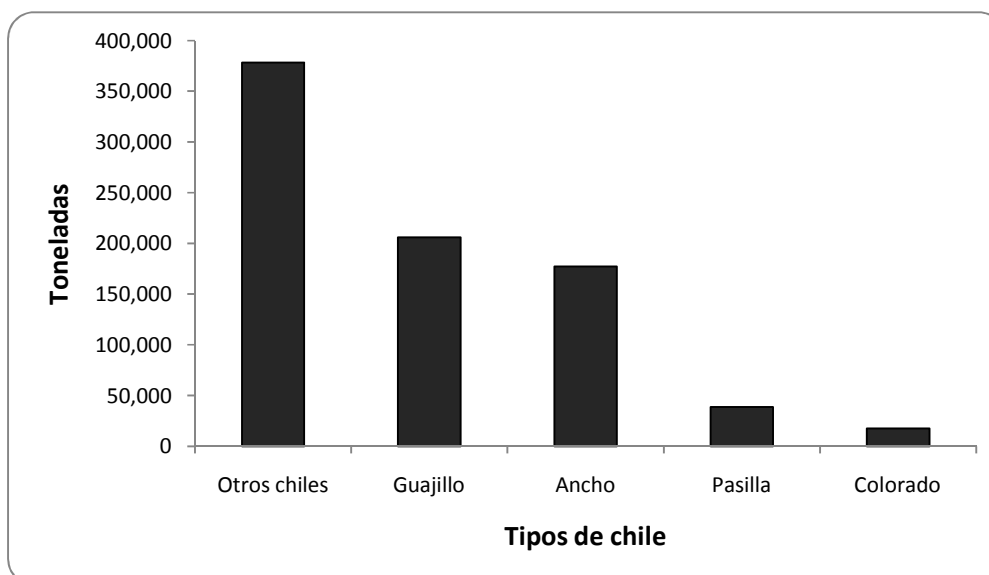


Figura 4. Producción acumulada de 2000 al 2009, de los principales tipos de chile seco (*Capsicum annuum* L.) en México. Elaboración propia con datos del SIAP (2011).



La alta producción de chile guajillo se debe principalmente a que su uso en la gastronomía Mexicana se extiende a la mayoría de los estados, y es usado en un número considerable de platillos (Noriega, 2009); pero debido a su desbalance entre la oferta y la demanda la mayoría de este producto debe ser importado de China (Morales y González, 2005; Reyes *et al.*, 2006; Berríos *et al.*, 2007; López, 2008), además de competir con la llamada *paprika* originaria del Perú (Morales y González, 2005).

2.1.4 VALOR NUTRICIONAL DE *Capsicum annuum* L.

El contenido nutricional del pimiento es alto en comparación con otras hortalizas de amplio consumo, como por ejemplo el jitomate *Solanum lycopersicum* L. (Nuez *et al.*, 2003). Los frutos del chile son ricos en Vitaminas A, C, B, B₂ y P. El contenido de vitamina A es elevado, encontrándose en forma de provitaminas como α y β -caroteno y criptoxantina, las cuales son transformadas en vitamina A en el hígado de los humanos, aunque la forma más importante es el β -caroteno ya que se encuentra en mayor proporción, además que cada molécula equivale a dos de vitamina A, mientras que las otras dos formas solo proporcionan una molécula de vitamina A por molécula de provitamina (Vallejo y Estrada, 2004). Se estima que con 3-4 g de chile color rojo se cubren los requerimientos diarios de vitamina A de una persona adulta (Nuez *et al.*, 2003).

Existen diferencias significativas en el contenido de Vitamina C entre las distintas variedades y colores; generalmente las variedades de color verde contienen más vitamina C que las de color amarillo. No obstante el contenido de esta vitamina se ve afectado por varios factores de tipo agronómico como lo es el cultivo en condiciones de campo o en invernadero, densidad de plantación, riego, estado de madurez del fruto, etc. (Nuez *et al.*, 2003). Por ejemplo, el efecto del color del fruto en fresco y secado al sol fue estudiado por Flores *et al.* (2009) al determinar la actividad antioxidante de compuestos fenólicos libres, de cuatro tipos de pimiento: verde, rojo, amarillo y anaranjado. La mayor actividad antioxidante en fruto fresco correspondió a pimientos de color amarillo y anaranjado, así mismo encontraron efectos positivos en la actividad antioxidante después de haber sometido los pimientos al secado al sol.

Los pigmentos se incluyen dentro del grupo de los carotenoides, y se pueden dividir en tres grupos (Nuez *et al.*, 2003; Vallejo y Estrada, 2004):

-  Pigmentos principales o característicos: capsantina (C₄₀H₅₈O₃) y capsorubina (C₄₀H₆₀O₄), que son los que dan el color rojo.
-  Pigmentos con efecto de provitamina: criptoxantina (C₄₀H₅₆O) y β -caroteno (C₄₀H₅₆).

 Otros pigmentos carotenoides: zeaxantina (C₄₀H₅₆O) y luteína (C₄₀H₅₆O).

En el chile la mayor parte de los azúcares sencillos están representados por la glucosa (90-98%), el resto lo componen la sacarosa, y pectina que está presente en un 3-7 % (Nuez *et al.*, 2003); además, un alto porcentaje de la materia seca corresponde a fibra (20-24%). En el chile también se encuentran ácidos volátiles, lípidos, aminoácidos, proteínas, ácidos orgánicos y sustancias minerales (Vallejo y Estrada, 2004). El contenido de agua en pimientos varía de un 82-92%, mientras que en los chiles picantes se encuentra alrededor de 70% (Nuez *et al.*, 2003). En el Cuadro 2 se muestra la composición química del pimiento dulce y picante.

Cuadro 2. Composición química y valor nutritivo de pimientos dulces y picantes (*Capsicum annuum* L.) por 100 g de producto comestible.

Composición	Pimiento morrón	Chiles picantes
Materia seca (%)	8.0	34.6
Agua (%)	82-92	70
Energía (kcal)	26.0	116.0
Proteína (g)	1.3	6.3
Grasas (g)	0.7-0.8	
Carbohidratos (g)	8.8-12.4	
Fibra (g)	1.4	15.0
Calcio (mg)	12.0	86.0
Hierro (mg)	0.9	3.6
Carotenos (mg)	1.8	6.6
Tiamina (mg)	0.07	0.37
Riboflamina (mg)	0.08	0.51
Niacina (mg)	0.8	2.5
Vitamina C (mg)	103.0	96.0
Valor nutritivo medio (ANV)	6.61	27.92
ANV por cada 100 g de materia seca	82.6	80.7

Elaboración propia con información de Grubben, 1977 (citado por Nuez *et al.*, 2003); Villachilla, 1996 (citado por Vallejo y Estrada, 2004).



2.1.4.1 Capsaicina

La capsaicina (ausente en las variedades dulces) es la sustancia presente en los frutos de chile que produce una fuerte sensación de quemazón en el contacto con los receptores del sentido del gusto, y su contenido determina el picor o agudeza del pimiento (Nuez *et al.*, 2003; Alvarado *et al.*, 2006; Berríos *et al.*, 2007), lo cual le confiere su valor cultural y alimenticio (Noriega, 2009). Concretamente se trata de un protoalcaloide, cuya fórmula empírica es $C_{18}H_{27}O_3N$, siendo un producto de condensación del ácido decilénico y de la 3-hidroxi-4 metoxi benzilamida. En la actualidad se sabe que la capsaicina no es un compuesto simple, sino que se trata de una mezcla de varias amidas, comúnmente conocidas con el nombre de capsaicinoides, siendo la capsaicina la más importante entre ellas (Nuez *et al.*, 2003; Vallejo y Estrada, 2004).

El chile posee este protoalcaloide como parte de su mecanismo de protección ante depredadores, característica desarrollada por muchas otras plantas (Vallejo y Estrada, 2004). El contenido en capsaicina es mayor en la placenta y en el septo, en donde representa un 2.5 % de la materia seca, mientras que el contenido medio del fruto es del 0.6%, el de las semillas del 0.7% y el del pericarpio del 0.03% (Nuez *et al.*, 2003; Ibañez *et al.*, 2007).

El contenido de capsaicina depende de la variedad, estructura genética, condiciones de crecimiento, la madurez al momento de la cosecha y cualquier estrés que las plantas soporten y de los cambios ambientales (Nuez *et al.*, 2003; Berríos *et al.*, 2007). Muy poca o mucha agua, baja fertilidad de suelo u otras condiciones de estrés pueden aumentar el volumen de la capsaicina significativamente (Berríos *et al.*, 2007). La formación de capsaicina es mayor a temperaturas elevadas (en torno a los 30° C) que a temperaturas de 21-24 °C (Vallejo y Estrada, 2004).

Existen dos métodos para expresar la pungencia de los pimientos (Berríos *et al.*, 2007):

-  La prueba oral usando como medida la escala Scoville.
-  La prueba de cromatografía líquida de alta presión (American Spice Trade Association ASTA).

Existen algunos métodos prácticos, en los cuales se determina indirectamente el contenido de capsaicina en los diferentes chiles. La escala de unidades Scoville es un sistema de medición del picor de los chiles inventada por Wilbur Scoville (López, 2003). Scoville empapó cada variedad diferente de pimiento en alcohol durante una noche; debido a que la capsaicina es soluble en alcohol, la inmersión extrajo los químicos irritantes o pungentes del fruto. Posteriormente tomó una medida precisa de extracto y agregó agua endulzada hasta que la presencia de pungencia o irritación fuera escasamente perceptible en su lengua (Berríos *et al.*, 2007). Si todos los pimientos o chiles conocidos fuesen medidos utilizando esta técnica, su rango de pungencia iría de cero unidades Scoville para el pimiento verde a 350,000 unidades para el chile habanero (López, 2003).

En la actualidad existen métodos en los que se emplea cromatografía de líquidos de alta resolución para medir el contenido de capsaicina en los chiles (López, 2003; Alvarado *et al.*, 2006). La American Spice Trade Association (ASTA) usa un equipo de HPLC (Cromatografía Líquida a Alta Presión) las medidas se expresan en las llamadas unidades ASTA. La pungencia ASTA expresa la cantidad de capsaicina en ppm, la capsaicina pura es igual a 1'000'000 partes por millón (ppm). La conversión de ASTA a Unidades Scoville es 1 unidad de ASTA = 15 unidades Scoville (Berríos *et al.*, 2007).

2.1.5 CHILE MIRASOL/GUAJILLO

Se trata de un chile que se utiliza mucho, sobre todo en estado seco. Aunque actualmente se le cultiva comercialmente, es una de las variedades que aún conserva una de las características propias de las especies silvestres, la del fruto que crece viendo hacia arriba, si bien en algunas variedades, sobre todo en las de mayor tamaño el fruto puede colgar (Alvarado *et al.*, 2006). De esa característica procede precisamente su nombre común, mirasol, y el que se le da en algunas regiones como miracielo parado. Poseedor de un sabor particular por sus características, como aroma y carnosidad, se le utiliza para elaborar moles, adobos y salsa (Noriega, 2009). Es ligeramente picante (2,500-5,000 Unidades Scoville) y se usa principalmente

seco, entonces recibe el nombre de chile guajillo. La forma del fruto puede ser alargada puntiaguada, de cuerpo cilíndrico. Todos los chiles de este grupo maduran en un color rojo vivo y adquieren un tono guinda transparente al secarse (López, 2003; Berríos *et al.*, 2007). Se considera que mientras más chico el fruto el contenido de capsaicina aumenta (Alvarado *et al.*, 2006). A este chile, se le conoce con otros nombres: en estado fresco como puya, miracielo, mira pal'cielo, parado, real mirasol, etc.; deshidratado como guajillo, costeño, puya, cascabel, Catarina (Alvarado *et al.*, 2006).

2.1.5.1 Problemática del chile guajillo en México

La principal limitante del cultivo de chile guajillo en México y principalmente en Zacatecas, líder productor de este chile, es la enfermedad llamada “secadera” como comúnmente se conoce, causada por *Phytophthora capsici*, *Fusarium* spp, *Rhizoctonia* spp, *Verticillium* spp y *Sclerotium* spp. Esta enfermedad prolifera debido a ya que la mayoría de los productores realizan prácticas que favorecen su aparición, como el uso de semilla con alto riesgo de estar infectada, trasplante a raíz desnuda, y el uso de surcos de más de 100 m de longitud, que favorecen el exceso de humedad, entre otras (Cabañas y Galindo, 2004). Otros aspectos que influyen en los bajos rendimientos y mala calidad de los frutos de chile guajillo, son: control de plagas y enfermedades (Velásquez y Amador, 2007), fertilización, riegos, densidad de plantación, control de maleza, época de trasplante y labores de cultivo (Sandoval, 2002). De manera particular, Cabañas y Galindo (2004) hacen énfasis en que las dosis de fertilización que aplican los productores son bajas, causando deficiencias nutrimentales y por consiguiente bajo rendimiento.

2.1.5.2 Factores climáticos

El correcto manejo de los factores climáticos, dentro de los cuales cabe destacar, temperatura diurna y temperatura nocturna, humedad relativa y radiación luminosa son aspectos fundamentales a considerar en un adecuado desarrollo vegetativo y generativo del chile guajillo. Conocer sus valores óptimos y críticos además de sus relaciones facilitará un apropiado manejo del cultivo (Berríos *et al.*, 2007).

La temperatura influye en la mayoría de los procesos fisiológicos que se realizan para el crecimiento y desarrollo de las plantas están fuertemente ligados a la temperatura; en términos generales, la temperatura ejerce su principal influencia en la absorción de agua y nutrimentos (Montes *et al.*, 2004; Lira, 2007). El chile guajillo tiende a desarrollarse bajo temperaturas cálidas, idealmente se considera que deben oscilar entre 18 y 28°C (Nuez *et al.*, 2003). Los rangos de temperatura predominantes cambian de acuerdo a la etapa fenológica del cultivo; durante la germinación se considera que la temperatura óptima debe estar entre 20 y 25°C, la mínima 13°C y máxima de 40°C; durante el crecimiento vegetativo la temperatura óptima debe oscilar de 20-25°C durante el día y 16-18°C en la noche, la mínima de 15°C y máxima de 32°C; mientras que en la floración y fructificación, la temperatura óptima debe oscilar de 26 a 28°C en el día y de 18 a 20°C en la noche, la temperatura mínima debe ser de 18°C y la máxima de 35°C (Berríos *et al.*, 2007; Stommel y Bosland, 2007). Las temperaturas nocturnas condicionan, en términos generales, el crecimiento de la planta de pimiento y en particular los procesos de floración y fructificación (Berríos *et al.*, 2007), ya que con varias noches frías, los frutos resultan aplanados y deformes, con baja o nula calidad para el mercado (Rylski, 1973). Las deformaciones en la flor incluyen pétalos anormales y curvados que no expanden completamente, estambres más cortos con bajo contenido de polen y baja germinación del mismo, y ovarios agrandados con estilos más cortos comparados con las flores desarrolladas en temperaturas óptimas (Rylski, 1973; Polowick y Sawhney, 1985; Pressman *et al.*, 1998; Shaked *et al.*, 2004).

El pimiento es una planta muy exigente en luminosidad, sobre todo en los primeros estados fenológicos y durante la floración, aunque si la intensidad de la radiación solar es

demasiado alta, se pueden producir partiduras de fruta, golpes de sol, y coloración irregular a la madurez (Bayer CropScience, 2000), aunque un follaje abundante ayuda a prevenir quemaduras de sol (Berríos *et al.*, 2007). El sombreado tiene un efecto negativo en la floración, ya que propicia a una caída de flores que se ve reflejado en el rendimiento (Wien, 1994).

La humedad relativa óptima oscila entre el 50% y el 70%, aunque humedades relativas muy elevadas favorecen el desarrollo de enfermedades foliares y dificultan la fecundación. La coincidencia de altas temperaturas y baja humedad relativa puede ocasionar la caída de flores y de frutos recién cuajados (Berríos *et al.*, 2007).

2.1.5.3 Manejo agronómico

Además de los factores climáticos, el manejo del cultivo constituye una de las piezas fundamentales para el éxito en la producción de chile (Reveles *et al.*, 2009), ya que el fenotipo (crecimiento vegetativo, rendimiento, etc.) dependerá del genotipo y su interacción con los factores climáticos, incluyendo el manejo del cultivo (Cubero, 2002).

El suelo debe tener una buena capacidad de drenaje y una buena estructura física (Berríos *et al.*, 2007), se recomienda que el suelo donde se cultive chile guajillo tenga considerables cantidades de materia orgánica, ya que en estas condiciones se logra mayor acumulación de biomasa, mayor número de frutos por planta, así como mayor peso fresco y seco del fruto (Vázquez, 2008). El 70% del volumen radical del chile se encuentra en los primeros 20 cm de profundidad, por lo que se considera que un suelo con 60 cm de profundidad es adecuado para la producción de chile (Berríos *et al.*, 2007). El pH del suelo debe variar de 6.5 a 7.0, para que sean asimilables todos los nutrientes (Martínez, 2002). La alta salinidad es un factor limitante para el cultivo del chile (Cuadro 3) considerándolo moderadamente sensible (Martínez, 2002), la cual puede ser causada por un manejo excesivo de fertilizantes, falta de agua para drenar el suelo y/o agua de riego con alta conductividad eléctrica -CE- (Berríos *et al.*, 2007). Para que no se vea afectado el rendimiento potencial en el chile, la CE en el extracto saturado del suelo

debe ser <1.5 dS/m y el agua de riego <1 dS/m (Berríos *et al.*, 2007; Rodríguez y Rodríguez, 2002). Van der Beek y Ltifi (1991 citado por Nuez *et al.*, 2003) al trabajar con una conductividad de 5.5 dS/m en agua de riego, reportan 41% de reducción en el rendimiento para diferentes variedades de Chile.

Cuadro 3. Reducción potencial de rendimiento del Chile (*Capsicum annuum* L.) causado por salinidad.

Disminución en rendimiento (%)	CE (ds m ⁻¹)		Lixiviación necesaria (%)
	Extracto saturado del suelo	Agua de riego	
0	<1.5	<1.0	6
10	2.5	1.5	9
25	3.3	2.2	12
50	5.1	3.4	20
100	8.6	5.8	---

Fuente: Elaboración propia con información de: Berríos *et al.*, 2007; Rodríguez y Rodríguez, 2002

El manejo apropiado del riego es esencial para asegurar un alto rendimiento y una alta calidad. Al aire libre, el pimiento puede necesitar hasta 4,500 m³/ha de agua, y en invernaderos hasta 8,000 m³/ha (Amador-Ramírez *et al.*, 2005; Berríos *et al.*, 2007). La escasez de agua produce un crecimiento reducido en general, y de manera particular una baja absorción de calcio, conduciendo al desequilibrio por deficiencia de calcio, causando una pudrición apical en la fruta, también conocido como BER (*Blossom end rot*); la floración también es afectada por la sequía, ya que aumenta la abscisión de flores (Katerji *et al.*, 1993). El estrés por falta de agua hasta las primeras etapas de crecimiento de la planta es el lapso más crítico ya que reduce la cosecha significativamente (Pellitero *et al.*, 1993; Amador-Ramírez *et al.*, 2005), ya que reduce el número de las hojas y por lo tanto el área foliar, por lo tanto la producción de carbohidratos se ve afectado (Abou-Hussein, 1984, citado por Katerji *et al.*, 1993). La densidad de raíz se reduce un 20 % bajo condiciones de estrés de escasez de agua, comparada con plantas suficientemente regadas (De Lorenzi *et al.*, 1993). El agua de riego con un pH elevado generalmente contiene altos niveles de bicarbonatos y carbonatos tanto de calcio como de

magnesio. Se recomienda la acidificación del agua para reducir el pH a 5-6 antes que ésta llegue a la planta. Esta práctica contribuirá al mejoramiento de la disponibilidad de ciertos nutrientes, tales como P, Fe, Zn, Cu, Mn y B, evitando la precipitación de sales insolubles que podrían bloquear el sistema de riego por goteo (Berríos *et al.*, 2007).

El chile es un cultivo que presenta una gran demanda nutricional, principalmente durante las etapas de floración, cuaje y desarrollo de frutos (Villa *et al.*, 2009), aunque dicha demanda está en función de la biomasa total que se acumula durante el ciclo del cultivo y del requerimiento interno nutrimental. Este último parámetro se refiere a la concentración del nutrimento de interés en la biomasa aérea total, obtenido al momento de la cosecha bajo una nutrición óptima y es independiente del rendimiento (Galvis-Spinola *et al.*, 1998). Las curvas de absorción muestran que el orden de extracción de elementos en el cultivo del chile es de: K>N>Ca>Mg>S>P>Fe>Mn>B>Cu (Azofeifa y Moreira, 2008; Villa *et al.*, 2009), en el Cuadro 4 se muestran los requerimientos internos de N, P y K para *Capsicum annum* L. El requerimiento nutrimental interno resulta ser un parámetro muy útil para calcular con precisión la demanda nutrimental del cultivo, considerando la probable biomasa del producto de interés económico (PIE), alcanzando así una nutrición óptima sin agregar más fertilizante del que la planta necesita (Rodríguez, 1990).

Cuadro 4. Requerimiento interno de N, P, K, Ca y Mg en *Capsicum annum* L.

Fuente	Nutrimento				
	N	P ₂ O ₅	K ₂ O	Ca	Mg
	Kilogramos de nutrimento por tonelada de fruta				
Azofeifa y Moreira (2008)	4.0	0.5	5.2	2.11	0.48
Martínez <i>et al</i> (1989), citado por Berríos <i>et al</i> (2003).	2.3	0.8	3.6	---	---
Rincón <i>et al.</i> (1993), citado por Berríos <i>et al</i> (2003).	2.9	0.8	4.6	1.7	1.1
Heuberger (1998), citado por Berríos <i>et al</i> (2003).	2.5	1.0	3.6	2.8	0.5
¹ Hernández <i>et al</i> (2003)	3.3	0.76	4.4	---	---
¹ Valle (2010) (pimiento)	2.4	0.2	2.3	0.5	0.4

Elaboración propia con información de las referencias indicadas en el cuadro. ¹Valores obtenidos en la Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, México.

En un manejo tradicional la fertilización se realiza de manera mecánica y/o manual cuya fórmula de fertilización está en función de la densidad (Cuadro 5). Amador *et al.* (2009) concluyeron que el manejo de chiles secos bajo el sistema tradicional produjo mayor rendimiento de chile de calidad extra a la cosecha, así como alcanzar más rápido el 50% de frutos rojos, con respecto al establecido bajo fertirrigación y riego por goteo. La fertilización para el N y el K se recomienda realizarla en dos partes, la primera al surcar o en la primera escarda y la segunda cuando los primeros frutos tengan una longitud entre 5 y 10 cm y el cultivo esté en plena floración; mientras que todo el P se aplique con la primera parte del N y K (Bravo *et al.*, 2006). Es importante tener en cuenta que las fuentes de fertilización adquieren importancia en el desarrollo del cultivo, Morales (1999) demostró que las plantas de chile mirasol tienen un mejor comportamiento cuando se realiza una fertilización basal previa al trasplante con una mezcla de abonos orgánicos y minerales, que solo usando estos últimos, lo cual se tradujo en mayor altura de planta, área foliar, biomasa foliar y aérea total, y de mayor concentración y absorción de N, P y K en la planta.

Cuadro 5. Resultados experimentales sobre la fertilización del chile mirasol con riego rodado y tres densidades de plantación en el altiplano de Zacatecas.

Rendimiento (ton/ha)	Plantas/ha (surcos a 76 cm)		Fórmulas de fertilización (kg/ha de NPK)		
	Plantas/ha	Distancia entre plantas (cm)	N	P	K
3.0	40,000	33	210	100	150
3.5	55,000	25	220	100	150
4.0	70,000	19	230	150	100

Fuente: Bravo *et al.* (2006)

La fertirrigación es una técnica de manejo intensiva usada en pocas ocasiones en la producción de chile seco, ya que se han obtenido mayores valores de altura de planta, grosor de tallo y materia seca, con respecto al manejo tradicional, aunque con un menor rendimiento de frutos de calidad extra (Amador *et al.*, 2009). La ventaja de este sistema es que se evita el estrés por salinidad en la zona radicular o el agotamiento temprano de nutrientes, como podría

ser el caso del manejo con aplicaciones semanales de fertilizantes (Berríos *et al.*, 2007). En la fertirrigación se debe controlar el pH de la solución nutritiva, para facilitar que las plantas tomen los nutrientes sin complicaciones generadas por un pH inadecuado (Bravo *et al.*, 2006). Se recomienda que la conductividad eléctrica de la solución para el cultivo del chile no sea mayor a 2.0 ó 2.5 dS/m (Berríos *et al.*, 2007). Valle (2010) y Villa *et al.* (2009), demostraron que manejando la solución nutritiva universal de Steiner al 75, 125 y 175% en chile, no existieron diferencias significativas en rendimiento; Ramos-Gourcy y De Luna-Jiménez (2006) obtuvieron mayores rendimientos en chile ancho usando la solución de Steiner al 100%, en dos variedades comerciales de Aguascalientes, mientras que con el genotipo criollo la mayor producción fue con la solución Steiner al 75%.

2.1.5.4 Fenología del cultivo

La fenología del chile comienza con la germinación, que es el desarrollo del sistema radical el cual será determinante para el resto del ciclo (Berríos *et al.*, 2007), en chile guajillo ocurre a los 25 días después de la siembra -dds- (Vázquez, 2008); después ocurre la emergencia que se refiere a la formación o aparición de la parte aérea de la plántula (Berríos *et al.*, 2007), para el chile guajillo se recomienda realizar el trasplante a los 30 días después de la emergencia (Vázquez, 2008). El crecimiento vegetativo comienza con la emergencia y finaliza hasta la cosecha, mostrando mayor vigor durante los primeros 50-55 días después del trasplante -ddt- (Cabañas *et al.*, 2006).

En chile guajillo el inicio de la floración varía de acuerdo a las condiciones atmosféricas prevalentes (Montes *et al.*, 2004), así como a la semilla a usar (Cuadro 6), la fructificación inicia días después de la floración, ya que a partir de ese momento ambos procesos estarán ocurriendo a la par en el tiempo restante del ciclo (Cabañas *et al.*, 2006). Los frutos empiezan a desarrollarse y a crecer, y se logra en este periodo la mayor acumulación de materia seca en la fruta a un ritmo relativamente estable, considerándolo como un período crítico en el ciclo del cultivo (Morales, 1999; Berríos *et al.*, 2007). A los 110 ddt se obtienen los primeros frutos

verdes los cuales ya no crecerán más, y a los 120-125 ddt cuando inicia el cambio de coloración en los frutos (Amador-Ramírez *et al.*, 2005; Cabañas *et al.*, 2006).

Cuadro 6. Variedades e híbridos de chile seco tipo Mirasol adaptados a las condiciones climáticas del Altiplano de Zacatecas.

Cultivares	Compañía	Inicio de floración (días)	Rendimiento fruto seco (ton/ha)		
			Fruta 1 ^{era}	Fruto 2 ^{da}	Total
Mirasol INIFAP Zacatecas	INIFAP-ZAC	50-55	4.313	0.447	4.760
H. Fresnillo	Seminis	40	2.700	1.800	4.500
H- Guajillo F1 04-1518	King Seed	35	3.328	1.029	4.357
H- Guajillo F1 3913	King Seed	30	3.088	1.176	4.264
H. Zacatecas	Mar Seed	35	2.411	1.029	3.440
H. Bami	Vilmorin	30	2.617	0.588	3.205
Don Luis	INIFAP-SLP	52	2.790	0.310	3.100
Don Ramón	INIFAP-SLP	55	2.610	0.290	2.900
VR-91	INIFAP-SLP	50	2.200	0.250	2.450
Criollo	-----	55	1.800	0.200	2.000

Fuente: CEZAC (2005, citado por Cabañas *et al.*, 2006)

Es importante que la cosecha se realice en el punto adecuado de consumo llamado indicador de cosecha, que es cuando las semillas endurecen y la parte externa del fruto comienza a colorearse, debido a la degradación de la clorofila y síntesis de los pigmentos carotenos específicos de la especie. Por ser un fruto no climatérico el chile debe alcanzar el color deseado en la planta (Alvarado *et al.*, 2006). El secado de los frutos, se puede realizar principalmente de tres maneras, 1) el secado en la planta, es un método rústico en el cual se deja que los frutos ya desarrollados maduren en el campo, hasta la presencia de las heladas; a partir de esta fecha empieza el corte del fruto de las plantas y se aprovecha para realizar la selección de los chiles de primera, segunda y tercera; 2) el secado con el calor del sol, el proceso consiste en cosechar los frutos cuando éstos han madurado completamente a rojo y se

exponen al sol; 3) Mediante hornos secadores, en los cuales los frutos completamente maduros son expuestos a temperaturas entre los 60 y 80°C, por 30-40 horas (Alvarado *et al.*, 2006). La relación peso fresco-peso seco del chile guajillo es de 4.3:1, y una planta produce en promedio 19 frutos (Ramiro, 2002).

Un valor importante a considerar al término del ciclo de cultivo es el índice de cosecha (IC), que es la porción del PIE (producto de interés económico) con respecto a la biomasa total de la planta (Rodríguez, 1990; Cubero, 2002; Jölli y Giljum, 2005). En *Capsicum annuum* L., se tienen varios reportes para este índice. Valle (2010) reporta valores de 0.62; Azofeifa y Moreira, (2004) obtuvo 0.56; Jölli y Giljum, (2005) reportan 0.45, mientras Morales (1999) obtuvo valores que variaron de 0.48 a 0.52, en chile guajillo establecido bajo fertirriego en Salinas de Hidalgo, SLP. Vázquez (2008) obtuvo un IC de 0.53 en chile guajillo en condiciones de invernadero en instalaciones del Colegio de Postgraduados Campus Montecillo.

2.1.5.5 Nutrición fosfatada en chile (*Capsicum annuum* L.)

Las plantas absorben el P en forma de fosfatos inorgánicos, principalmente como aniones H_2PO_4^- y HPO_4^{2-} ; no obstante, la planta puede también, a través de sus enzimas, desprender los grupos fosfatos de los compuestos orgánicos y posteriormente absorberlos. Este nutrimento a diferencia del N y S, no es reducido en la planta al ser asimilado por ella, sino que es incorporado a los compuestos orgánicos en su mismo estado de oxidación (Alcántar *et al.*, 2007). El fósforo se encuentra en todos los tejidos de la planta en una concentración variable, según la parte del aparato vegetativo que se considere. Su valor medio, expresado en P_2O_5 , puede situarse entre 0.5 y 1% de materia seca (Rodríguez y Rodríguez, 2002; Navarro, 2003). La principal función del fósforo en las plantas superiores, es que forma parte de los ácidos nucleicos y participa en la síntesis de proteínas, como constituyente del ATP y varias coenzimas (NAD, FAD), además interviene en todos los procesos metabólicos de transferencia de energía (Alcántar *et al.*, 2007).

La importancia práctica del fósforo en la agricultura es sólo superada por el nitrógeno en cuanto a frecuencia y magnitud de su deficiencia así como a volúmenes de fertilizantes empleados para corregirlas. El fósforo se encuentra en el suelo en formas orgánicas e inorgánicas. El fósforo inorgánico del suelo se encuentra en tres formas: a) como constituyente de minerales fosfatados, b) adsorbido a la fracción mineral u orgánica del suelo, y c) en solución (Núñez, 2007).

El movimiento del P a la raíz se realiza principalmente por difusión y en mucha menor medida por flujo de masas e intercepción radical. El proceso de difusión consiste en el movimiento de una región de mayor concentración a otra de menor concentración a través de un gradiente. Se debe considerar que el fósforo es absorbido principalmente por la planta en H_2PO_4^- , que es una molécula grande, además de tener un coeficiente de difusión de $2.4 \times 10^{-11} \text{ cm}^2 \text{ s}^{-1}$, lo que indica que el movimiento de la solución del suelo a la raíz es lento (Rodríguez *et al.*, 2007). Por ello la “dificultad” que presentan las plantas para tomar este nutrimento (Figura 5), ya que prácticamente se concentra en el lugar donde se realiza su aplicación (YARA, 2007). Por las características de movilidad del P, el fertilizante fosfatado debe ser colocado a la siembra y lo más cerca de las semillas, lo más aconsejable es hacerlo por debajo y al costado (Navarro, 2003).

La importante interacción de los fosfatos aportados por el fertilizante con la fase sólida del suelo, hace que el aprovechamiento instantáneo del P aplicado sea realmente escaso. La eficiencia de fertilización varía según el tipo de suelo (fundamentalmente pH y tipo de arcillas); fuente de fertilizante, y técnica de aplicación, pero en términos generales es muy reducida: alrededor de 10-20%. Sin embargo, el P remanente no se va del suelo, sino que queda en el mismo generando efectos residuales en cultivos posteriores. Esta es una característica muy importante de este elemento ya que es posible desarrollar esquemas de fertilización fosfatada variando la dosis de fertilizante en función de la relación insumo/producto. Cuando esta relación es más favorable, es factible incrementar el nivel de P aplicado, mientras que en años desfavorables, es posible, o bien no fertilizar (aprovechando el efecto residual) o bien reducir la dosis (Rodríguez, 1990; Volke *et al.*, 1998; Etchevers, 1999).

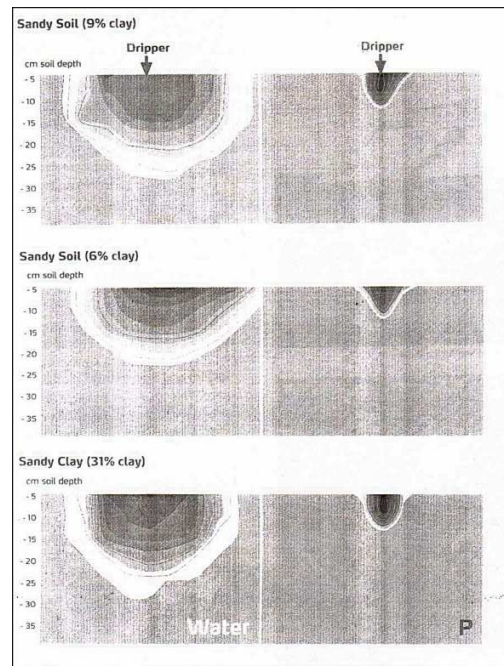


Figura 5. Comparación de los movimientos relativos del agua (lado izquierdo), y fósforo en solución para fertirriego (lado derecho), emitidos por un gotero en diferentes texturas de suelo (9, 6 y 31 % de arcilla, de arriba hacia abajo, respectivamente). Tomado de YARA, 2007.

Los principales factores que influyen a la difusión y por lo tanto a la disponibilidad del fósforo en el suelo son (Núñez, 2007):

- 🌶️ La constante de solubilidad del P, que es una propiedad química intrínseca del elemento.
- 🌶️ Gradiente de concentración de P entre dos puntos considerados.
- 🌶️ pH del suelo; la mayor disponibilidad del fósforo es máxima a pH entre 6.5 y 7.0.
- 🌶️ Tipo de arcilla. Mientras más cristalino es el material arcilloso, menor es su capacidad de fijación de fosforo.
- 🌶️ Materia orgánica. Los abonos orgánicos aumentan la disponibilidad del fósforo.

- 🌶️ Grado de saturación con fósforo. Las adiciones sistemáticas y elevadas de fertilizantes fosfatados a un suelo van saturando su capacidad de fijación de fósforo, fijando cada vez más lentamente y en menor proporción el fósforo agregado.
- 🌶️ Tiempo de reacción. Al paso del tiempo el fertilizante fosfatado agregado a un suelo capaz de fijarlo, va pasando a formas cada vez más estables que lo hacen menos aprovechable.
- 🌶️ Temperatura. En general se observa una mayor fijación de fósforo en suelos de climas cálidos.
- 🌶️ Características del fertilizante y del método de aplicación. Los fosfatos de alta solubilidad son más efectivos cuando se aplican en banda o mateados al momento de la siembra.
- 🌶️ Factores abióticos. La presencia de fosfobacterias, hongos micorrízicos arbusculares y lombrices de tierra aumentan la disponibilidad del P.
- 🌶️ Naturaleza del catión acompañante, la solubilidad de los fosfatos decrece con el siguiente orden de los cationes acompañantes: $\text{Na}^+ > \text{K}^+ > \text{Mg}^{2+} > \text{Ca}^{2+} > \text{Mn}^{2+} > \text{Al}^{3+} > \text{Fe}^{3+}$.
- 🌶️ Inundación. La inundación eleva la disponibilidad del fósforo al reducir los fosfatos férricos (Fe^{3+}) insolubles, a ferrosos (Fe^{2+}) solubles y por hidrólisis de los fosfatos de hierro y aluminio. La difusión se realiza en medio acuoso, por lo que se transforma en un factor crítico.

La deficiencia de fósforo en *Capsicum annum* L., se manifiesta de varias maneras: el crecimiento es restringido y débil, las hojas son pequeñas con un color verde-gris muy oscuro y los márgenes tienden a curvarse hacia abajo, el fruto es reducido tanto en diámetro como en longitud, muchos de ellos deformados, así mismo el número de frutos es menor (Berríos *et al.*, 2007).

2.2 HONGOS MICORRIZÍCOS ARBUSCULARES (HMA)

El segundo grupo con mayor número de especies entre los seres vivos, después de los insectos, está representado por los hongos. Se estima que existen cerca de 1.5 millones de especies de hongos, de las cuales sólo se han descrito 72,000; aunque, cada año se registran cerca de 1500 nuevas especies. Los hongos son, por lo tanto, uno de los reinos biológicos menos conocido (Montaño *et al.*, 2008).

Además de la megadiversidad de las especies fúngicas, es importante tomar en cuenta estos organismos tiene repercusiones en el bienestar humano debido a su utilización en la producción de alimentos, la micología industrial, la salud humana, la agricultura, la bioremediación y la biodeterioración, entre otras aplicaciones; así como por participar en los procesos ecosistémicos. Ejemplo de su importancia funcional dentro de los ecosistemas es su capacidad para degradar residuos orgánicos y contribuir a la mineralización de la materia orgánica (hongos saprobios). Otros grupos funcionales con papeles fundamentales en las comunidades vegetales son los hongos parásitos y los hongos micorrízicos arbusculares (HMA); estos últimos formadores de las llamadas micorrizas arbusculares (MA) término que se refiere a la asociación planta-hongo (Montaño *et al.*, 2008).

Los hongos micorrízicos arbusculares surgieron antes que las plantas (fotótrofos) de hábitat acuático colonizaran el medio terrestre, ya que el origen de los HMA se ha establecido durante el período Ordovícico, hace casi 460 millones de años (Taylor *et al.* 1995, citado por Douds *et al.*, 2000). Asimismo, el hecho de que más del 90% de las plantas terrestres (fitobiontes) tengan uno o más de estos hongos asociados (micobiontes), muestra la eficiencia de esta asociación mutualista, su globalidad y la estrecha coevolución planta-hongo micorrízico, así como su relevancia en el reino vegetal (Montaño *et al.* 2008).

Diversos estudios han confirmado que en la mayoría de los condiciones agroclimáticas terrestres, se encuentra presente alguna especie de HMA (Bhatia *et al.* 1996, citado por Douds *et al.*, 2000), por ejemplo: Aguilera (1998, citado por Olalde y Aguilera, 1998) menciona la presencia de hongos micorrízicos arbusculares en condiciones de sequía asociado con *Prosopis*

laevigata (mezquite); Singh *et al.* (2008) encontraron HMA en condiciones del Himalaya (India) en muestras de suelo natural en la rizósfera de la planta de té (*Camellia sinenses* L.), y Ramos-Zapata *et al.* (2010) mencionan la presencia de propágulos de HMA en climas cálidos húmedos.

2.2.1 ESTRUCTURAS DE LA SIMBIOSIS MICORRIZA ARBUSCULAR

Durante la simbiosis micorriza arbuscular-planta se forman las siguientes estructuras (Montaño *et al.* 2008):

Micelio interno. Se inicia cuando una hifa entra en contacto con la raíz del hospedero, formando un apresorio, el cual penetra la epidermis, dando origen a nuevas hifas que crecen entre y al interior de las células corticales (Ezawa *et al.*, 1995; Sánchez, 2007).

Arbúsculos. El hongo que coloniza la raíz desarrolla una estructura en forma de un diminuto arbolillo en las células del parénquima radical, estructura llamada arbúsculo que es el sitio de intercambio entre la planta y el hongo (Manjarrez *et al.* 2000), además el sistema micorrízico está formado por un conjunto de hifas (micelio) que están conectadas con el tejido de la raíz y que salen de ella ramificándose en el suelo (Sánchez, 2007).

Micelio externo. Es el micelio que se encuentra en el suelo formando una red de hifas capaces de interconectar a las raíces de las plantas y de permitir el flujo del agua y nutrimentos entre las raíces de éstas (Montaño *et al.* 2008). Barea *et al.*, (1991, citado por Sánchez, 2007), sugieren extensiones de micelio externo entre 12 y 20 cm.

Vesículas. En algunos géneros de HMA las hifas se modifican, sufren ensanchamientos y dan origen a estructuras conocidas como vesículas que se disponen entre las células corticales y dentro de ellas, y ocupan en las hifas posiciones intermedias o terminales (Manjarrez *et al.* 2000). Según Silveira (1992, citado por Sánchez, 2007), las vesículas se desarrollan posteriormente a los arbúsculos, en las primeras regiones colonizadas. Las vesículas contienen material lipídico, lo que ha llevado a que se les considere órganos de almacenamiento. El

localizarlas dentro de tejidos radicales viejos, sugiere que desempeñan un papel importante en el intercambio de nutrientes (Alten *et al.*, 2002).

Esporas. Las esporas constituyen, junto con las raíces colonizadas, las principales fuentes de inoculación (Kabir *et al.*, 1996). Son formadas cuando las condiciones climáticas comienzan a ser adversas o cuando el ciclo de cultivo de la planta hospedera está en sus últimas fases fenológicas (Montaño *et al.*, 2008).

2.2.2 FASES DE LA SIMBIOSIS HMA-PLANTA

Precolonización

Las principales fuentes de inoculación de los HMA son las esporas en el suelo y las raíces previamente colonizadas. Las esporas sobreviven en el suelo y cuando las condiciones ambientales de temperatura y humedad son favorables, pueden germinar y estimular la formación del micelio (Sánchez, 2007).

Los hongos formadores de MA producen esporas a partir del micelio externo y algunas veces del micelio interno de la raíz. Las esporas pueden permanecer inalteradas en el suelo por mucho tiempo, en cambio las hifas del hongo mueren en un período de 2 a 4 semanas si no encuentran una raíz hospedante (Trujillo, 2000).

Colonización

Una vez en contacto con la raíz, los primeros puntos de entrada del hongo en la planta ocurren en la epidermis de las raíces más jóvenes (Sánchez, 2007). La hifa al tomar contacto con la raíz sufre un ensanchamiento apical formando un “apresorio”, esta hifa atraviesa la pared de las células de la epidermis de las raíces (Trujillo, 2000).

El sitio de penetración debe estar fisiológicamente activo. Las hifas nunca penetran por heridas o zonas dañadas de la planta. Después de la penetración comienza la colonización del tejido de la raíz. La colonización se extiende por medio de hifas exteriores por la superficie de la

raíz y penetran en ella a intervalos. Cuando la colonización interna está bien establecida, las hifas del hongo pueden crecer externamente desde la raíz de la planta hacia el suelo (Sánchez, 2007).

2.2.3 RELACIÓN HMA-FÓSFORO

La concentración de fósforo en el suelo es el principal factor nutrimental que limita la producción de propágulos infectivos de los HMA (Ferguson y Menge, 1982); esto ha sido ampliamente demostrado en diversos estudios de invernadero y campo, cuyos incrementos en la concentración de este elemento normalmente causan la disminución del porcentaje de colonización y la esporulación de este simbiote (Ferguson y Menge, 1982; Guzmán, 1991).

Portilla *et al.* (1998) reportan una disminución en la colonización micorrízica en trigo y triticale al aumentar la dosis de fósforo; Khalil *et al.* (2000) obtuvieron que en dosis altas de fósforo la MA disminuyó el porcentaje de colonización; así mismo no observaron vesículas ni arbusculos. Perea-Estrada *et al.* (2005) obtuvieron resultados similares al aumentar la fertilización fosfatada en eucalipto; también Satter *et al.* (2006) encontraron la misma relación entre el fósforo y la MA en *Acacia mangium*, así mismo Castillo *et al.* (2007) y Duponnois *et al.* (2005) reportan la misma relación en Chile (*Capsicum annuum* L.) y *Acacia holosericea*, respectivamente. Por el contrario, Alarcón y Ferrera-Cerrato (2003) y González y Ferrera-Cerrato (2000) no encontraron disminución en la colonización de la MA en diferentes especies de cítricos a pesar de aumentar la dosis de fósforo.

2.2.3.1 Factores que afectan la simbiosis micorriza arbuscular-planta

La mayoría de las plantas tienen HMA asociadas a ellas, aunque en muchas ocasiones las condiciones adversas son una característica generalizada en los suelos naturales y dedicados al cultivo. El sistema suelo está en constante cambio con respecto a la humedad, temperatura y disponibilidad de nutrientes, además, en muchos casos los suelos pueden estar contaminados

por químicos que son tóxicos. La formación y la función de los HMA se ven afectados por las condiciones edáficas como: composición natural del suelo, humedad, temperatura, pH, capacidad de intercambio catiónico, y también por factores de estrés antropogénicos como la compactación del suelo, por metales pesados y plaguicidas (Entry *et al.*, 2002). Por ello surge la necesidad de realizar inoculación artificial, debido a que las cepas nativas se encuentran en constantes condiciones de estrés (Cuenca *et al.*, 2003).

2.2.4 BENEFICIOS DE LOS HMA

Fue en la primera década del siglo XX cuando se dieron a conocer con cierta precisión los beneficios que brindan los HMA en los ecosistemas y en la agricultura (Montaño *et al.* 2008), fue en 1937 cuando Hach demostró que plántulas de *Pinus strobus* inoculadas con micorrizas absorbieron mayor fósforo, nitrógeno y potasio en comparación con aquellas plántulas que no fueron inoculadas (Jennings, 1995).

En la actualidad se conocen los múltiples beneficios que genera la simbiosis de MA-planta, aunque es importante señalar que en esta relación existe un beneficio mutuo producto de un intercambio bidireccional hongo-planta: mientras la planta suministra al hongo fuentes de carbono procedentes de la fotosíntesis (proceso que el hongo no puede realizar), además de brindarle protección (Jennings, 1995; Douds *et al.*, 2000; Cuenca *et al.*, 2007; González *et al.*, 2008), el HMA otorga diversos beneficios tales como: la formación de suelo, fertilización del sustrato, estructuración de la comunidad vegetal (interacción planta-planta), producción secundaria (como fuente de alimento; *e.g.* esporas consumidas por nemátodos), modificación de contaminantes edáficos y el almacenamiento de carbono mediante glomalina (proteína sintetizada por los HMA). Por su efecto sobre las plantas de interés agrícola o forestal, los HMA se usan como inoculantes de aplicación práctica en la agricultura y en programas de reforestación de los bosques, ya que las plantas micorrizadas resisten las condiciones adversas en el suelo, como son la falta de agua, además de adquirir con mayor eficacia algunos nutrimentos como fósforo, nitrógeno (los HMA proporcionan hasta un 80% de P y un 25% de N requeridos por las plantas), azufre y zinc (Jennings, 1995); además de disminuir el ataque de

microorganismos fitopatógenos e incluso, pueden proteger a sus hospederos de efectos nocivos producidos por contaminantes tóxicos (Montaño *et al.*, 2008).

Esta asociación se considera indispensable en los ecosistemas naturales, pudiendo convertirse en una herramienta muy útil para una agricultura sustentable (Olalde y Aguilera, 1998; Eriksson, 2001; Cuenca *et al.*, 2007). Las micorrizas asociadas con las plantas, reciben entre el 60 y el 90% del carbono de los árboles, pudiendo ser un reservorio importante de carbono de los ecosistemas (Montaño *et al.*, 2008).

2.2.4.1 Nutrición del hospedero

Hasta ahora se ha establecido que el mayor beneficio de los hongos micorrízicos arbusculares hacia su hospedero es en el aspecto nutricional. De manera general aumenta la asimilación de fósforo y algunos otros nutrimentos (Jennings, 1995) del suelo a la planta, ya que participan en la adquisición de nutrimentos de poca movilidad o de difícil acceso para la planta, que generalmente se encuentran localizados espacialmente en micrositios (González *et al.* 2008). Esto se demostró introduciendo el isótopo ^{32}P como trazador, comparando la actividad específica del isótopo absorbido en las plantas micorrizadas y no micorrizadas, indicando que las primeras son capaces de capturar más fósforo no disponible que las plantas sin MA. El procedimiento supone que el isótopo introducido se equilibra con la fracción lábil del fósforo en el suelo, convirtiéndose en fósforo no disponible (Jennings, 1995; Thingstrup *et al.*, 2000).

Las raíces colonizadas tienen una translocación de fósforo de unas cinco veces más que las raíces no colonizadas cuando son expuestas a muy bajas concentraciones de este nutrimento (Jennings, 1995; Montaño *et al.*, 2008). Jones *et al.* (1991 citado por Jennings, 1995) demostró que a la primera cosecha de eucalipto (50 días después de la siembra de estacas), la tasa de entrada de fósforo en las plantas colonizadas por MA fue de $3 \times 10^{-12} \text{ mol m}^{-1} \text{ s}^{-1}$. Si se supone que las raíces tienen un diámetro de 2 mm, el flujo de fosfato en las raíces colonizadas fue $1208 \text{ nmol m}^{-2} \text{ min}^{-1}$, mientras que las plantas sin inocular mostraron un menor flujo.

Se considera que el principal mecanismo por el cual hay una mayor absorción de fósforo por las raíces colonizadas se debe, al aumento de la exploración radical por parte de las hifas (Ezawa *et al.*, 1995; Kabir *et al.*, 1996; CORPOICA, 2000; Duponnois *et al.*, 2005; Sánchez, 2007), que puede llegar hasta los 16 cm de longitud (Jennings, 1995).

Además de mejorar de absorción de fósforo, Subramanian *et al.* (2009) y Kizhaeral *et al.* (2009) comprobaron que la MA mejora la asimilación de Zn, esto lo demostraron mediante un experimento con maíz conducido bajo invernadero en el cual se evaluaron los cambios bioquímicos y el patrón de fraccionamiento de zinc. El maíz se inoculó con *Glomus intraradices* Schenck & Smith y se fertilizó con diferentes niveles de Zn (0, 1.25, 2.5, 3.75 y 5.0 mg kg⁻¹). Se recolectaron muestras de suelo a los 45 y 75 días después de la siembra (dds), que fueron analizadas para el C-orgánico, carbono de la biomasa microbiana, las enzimas presentes y glomalina, además de P, Zn total, y la fracción disponible de este último. Los suelos provenientes de la simbiosis MA-maíz fueron significativamente superiores ($P \leq 0.01$) en contenido de C-orgánico y C de la biomasa del suelo en comparación con el suelo sin MA. La mayor actividad de deshidrogenasa y fosfatasa se detectaron en el suelo con la MA, además de encontrarse alta concentración de glomalina, lo que confinó mayor estructura al suelo. La simbiosis redujo los óxidos de zinc lo que aumenta el zinc disponible para las plantas, ya que hay una lenta transición de Zn no disponible a disponible. Los datos sugieren que la inoculación micorrízica induce cambios bioquímicos y un patrón de liberación de Zn en los suelos, lo que aumenta la disponibilidad de Zn, incluso en condiciones donde existe su deficiencia.

Del total del fósforo que es absorbido por las raíces micorrizadas, el 90% es incorporado en las hifas del hongo (Thingstrup *et al.*, 2000), principalmente en forma de ortofosfatos (fosfato orgánico y polifosfatos). Después de que el fósforo ha sido absorbido, hay un movimiento lento de los ortofosfatos por la MA hacia el tejido hospedante, siendo impulsados por dos fuerzas: la actividad metabólica del hongo por movimientos contráctiles, además por flujo de masas, generado por la misma planta debido a su transpiración (Jennings, 1995).

Ouahmane *et al.* (2007) al inocular plantas de *Cupressus atlantica* G. con *Glomus intraradices* incrementaron el contenido de P en su tejido vegetal, además de mostrar mayor y mejor desarrollo que las plantas sin inocular.

Así mismo existe información sobre la translocación de otros nutrimentos, tales como sulfatos y zinc en cebolla, y nitrógeno en apio. La concentración de sulfatos y el zinc son translocados en menor magnitud en comparación al fósforo, posiblemente debido a las pocas formas móviles de estos dos elementos dentro del citoplasma de la hifa del HMA. La translocación del nitrógeno de la MA a la planta se realiza, presumiblemente, en forma inorgánica (amonio) y orgánica, siguiendo el mismo principio de movimiento presentado por el P, suponiendo que el N se mueve como algún compuesto con carga positiva, tal como la arginina que se asocia con el polifosfato (Jennings, 1995).

2.2.4.2 Sanidad del hospedero

La micorriza arbuscular ha sido estudiada en diversos cultivos como control biológico de diversas enfermedades radicales (Montaño *et al.*, 2008). Newsham *et al.* (1994, citado por González *et al.*, 2008) demostraron que las plantas colonizadas por HMA presentaron mayor protección contra organismos patogénicos.

Algunos trabajos demuestran la eficacia de la MA como método de control biológico. Khalil *et al.* (2001) reportan una disminución de 2.4 en el índice de pudrición radical causada por *Fusarium oxysporum* f. sp. *gladioli* en gladiola (*Gladiolus grandiflorus*), usando *Glomus aggregatum*. Estañol *et al.* (1999) observaron la interacción entre el nematodo *Meloidogyne chitwoodi* con tres diferentes especies de *Glomus* sp., en la producción y distribución de materia seca de plantas jóvenes de maíz, en la cual no existió una correlación positiva entre la inoculación y la disminución del nematodo. Por el contrario Lax *et al.* (2010) obtuvieron resultados favorables usando a *Glomus intraradices* como agente de control biológico contra el falso nemátodo *Nacobbus aberrans* en tomate (*Solanum lycopersicum* L.). Larsen *et al.* (2003)

usaron *Glomus intraradices* para disminuir la densidad de población de *Pythium ultimum* en suelo, obteniendo resultados favorables. Rivera *et al.* (2002) usaron a *Glomus intraradices* en sinergia con *Verticillium lecanii*, para el control de mosquita blanca (*Trialeurodes vaporarorium* Westwood) en plantas de frijol, donde aquellas plantas tratadas con *V. lecanii* + *G. intraradices* presentaron menor densidad de huevos y ninfas de mosquita blanca (2.3 hoja⁻¹) en comparación con el testigo. O'Herlihy *et al.* (2003) demostraron que plantas inoculadas con HMA resistieron el ataque por tizón tardío en papa; mientras que Giovannetti (1990, citado por Chang, 1994) estudio la resistencia que confirió la micorriza a plantas de fresa y zarzamora, en contra de las enfermedades fúngicas de la raíz.

2.2.4.3 Estructura del suelo

Diversas evidencias muestran que el micelio externo de los HMA participa en el mecanismo de atrapar y enlazar partículas primarias del suelo, facilitando así la formación de agregados y su estabilidad. Lo anterior demuestra que la asociación HMA-raíces contribuye a la agregación del suelo, así como el tipo de cultivo y las prácticas de manejo (González *et al.*, 2004). Recientemente, se descubrió que todos los HMA producen una glicoproteína, que se denominó glomalina, la cual se acumula en las hifas, raíces y en el suelo, fortaleciendo aún más la contribución de los HMA en la estructura del suelo (González *et al.* 2004; Sánchez, 2007; González *et al.* 2008; Montañó *et al.*, 2008); Wright y Upadhyaya (1998, citado por González *et al.*, 2008) observaron que la mayor producción de glomalina fue asociada con mayor infiltración de agua, mejor desarrollo radical y resistencia a la erosión y formación de costras en la superficie. Un aspecto interesante a considerar es que los niveles de producción de esta glicoproteína pueden ser incrementados por prácticas agrícolas que favorezcan a los HMA.

Con base en lo anterior se sugiere el uso de los HMA dentro de las prácticas de conservación de suelos, con la idea de minimizar la erosión y mantener la fertilidad, aunado a su relevante contribución en la captura de C en el suelo (Rillig y Steinberg, 2002; González *et al.*, 2004); Seguel *et al.* (2008) encontraron que la concentración de glomalina en un andisol del sur

de Chile (bosque mixto adulto superior), en la capa superficial (0-10 cm) fluctuó entre 44.2 y 46.1 mg g⁻¹, representando entre 8.9 y 10.4% del carbono total del suelo, disminuyendo sus contenidos a mayor profundidad, así mismo encontraron una estrecha relación entre la cantidad de esporas y la producción de glomalina cuantificada en el terreno.

2.2.4.4 Salinidad

Uno de los muchos factores que limitan la producción agrícola es el alto nivel de sales en el suelo (Berríos *et al.*, 2007). Se ha comprobado que en suelos salinos la micorriza disminuye la pérdida de rendimiento en plantas (González *et al.*, 2008). Hammer *et al.* (2010) investigaron la composición de esporas e hifas de HMA colectadas de dos sitios del desierto de Túnez con problemas de salinidad, las cuales mostraron contenidos elevados de Ca, Cl, Mg, Fe, Si y P pero no de Na, permitiendo inferir que los HMA absorben en mayor medida algunos elementos como K y Ca, elementos que actúan como equivalentes osmóticos del Na, evitando que este último sea absorbido, favoreciendo al hospedero y evitándole el estrés por salinidad.

2.2.4.5 Bioremediación

La fitoremediación se basa en el uso de plantas, cuya finalidad es extraer o “secuestrar” (quelatar) los diferentes contaminantes (metales pesados) del suelo, y se le considera una biotecnología relativamente barata y sustentable (Vivas *et al.*, 2003, citado por Azcón *et al.*, 2009). El uso de plantas en esta biotecnología depende de la capacidad de cada especie vegetal para poder extraer los diferentes metales, por lo que el uso de plantas micorrizadas se vuelve una herramienta fundamental, ya que las micorrizas confieren a la planta cierta tolerancia a las altas concentraciones de metales pesados (Li *et al.*, 2009).

Li *et al.* (2009) estudiaron el efecto del cadmio (Cd) en la raíces de *Astragalus*, colonizadas con dos HMA (*Glomus mosseae* y *G. intraradices*) y la combinación de ellos. Las

plantas fueron sometidas a diferentes concentraciones de Cd en el suelo, y evaluaron la respuesta de la planta siete semanas. Los mejores resultados lo obtuvieron al inocular *Astragalus* con *G. mosseae*, ya que las plantas inoculadas mostraron mayor tolerancia al Cd.

La degradación natural de los hidrocarburos es llevada a cabo por microorganismo específicos que mediante reacciones de hidrólisis, oxidación y reducción, transforman las largas cadenas de compuestos a cadenas más simples y menos tóxicas para las plantas. Estos microorganismos se encuentran de manera natural o pueden inocularse en el suelo para acelerar su recuperación (Dragun, 1988, citado por Navarro 2000).

Navarro (2000) estudió el efecto de la contaminación con hidrocarburos sobre la simbiosis micorrízica con el frijol, donde concluyó que no encontró efectos directos sobre la concentración de hidrocarburos y el porcentaje de colonización, aunque si reportó mayor tolerancia a los hidrocarburos en las plantas inoculadas con respecto al testigo.

2.2.4.6 Resistencia a sequía

La micorriza explora grandes volúmenes de suelo, ya sea a mayores profundidades y distancias de lo que lo hacen comúnmente las raíces de las plantas, por lo que esta simbiosis resulta de gran utilidad para suministrar agua a su hospedero. En algunos desiertos, quizás la lluvia total anual, por sí misma, no puede explicar los altos niveles alcanzados en la producción primaria de los ecosistemas locales, por lo que la micorriza puede ser la respuesta a dichos cuestionamientos (Miyasaka *et al.*, 2003).

2.2.5 USO DE LOS HMA EN LA AGRICULTURA

Los hongos micorrízicos arbusculares, por su efecto como agentes de biorregulación del crecimiento, biofertilizantes y biocontrol, han tenido especial atención en el manejo de las plantas (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 1999) y han sido estudiadas en mucha ocasiones,

obteniendo excelentes resultados en la mayoría de ellas (Thompson, 1994). Sin embargo es importante hacer alusión a ciertas consideraciones para su manejo en vivero con la finalidad de obtener los mayores beneficios posibles para los productores tales como la reducción de costos de producción, el manejo de productos orgánicos, obtención de plantas con mayor vigor y calidad en menor tiempo (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 1999).

Los efectos del uso de los HMA en la producción agrícola son variados, aunque el principal efecto es el aumento en la producción total (Chang, 1994), debido principalmente, como se ha mencionado anteriormente, al aumento de la asimilación y translocación de algunos macronutrientes esenciales como el P y otros micronutrientes en la planta (Thompson, 1994). Chang (1994) obtuvo mayor supervivencia de fresa inoculada con HMA propagadas *in vitro*. Thanuja *et al.* (2002) obtuvieron mayor enraizamiento en pimienta negra (*Piper nigrum* L.) inoculada con *Acaulospora laevis*, *Gigaspora margarita* y *Glomus fasciculatum*. Backhaus (1983, citado por Chang, 1994) comprobó que las flores y frutos provenientes de plantas micorrizadas de gerbera y fresa tuvieron una mayor vida de anaquel. Smith y Read (1997) reportaron que la floración en plantas micorrizadas generalmente ocurre antes que en las plantas sin inocular; en el caso de plantas de gerbera inoculadas con *G. mosseae* produjeron mayor cantidad de flores cuya vida de anaquel fue de tres días más que las flores de plantas sin micorriza (Wen 1991, citado por Chang 1994). González *et al.* (2000) reportan efectos benéficos en cítricos inoculados con *Glomus* sp.; mientras que Khalil *et al.* (1999) reportan beneficios en *Sesbania emerus*. Alarcón *et al.* (2000) inocularon plántulas de fresa (*Fragaria x annanassa* Duch. cv. Fern) con tres especies de *Glomus*, con lo que obtuvieron mayor número de estolones y plantas hijas, así como mayor contenido de P y N en el tejido vegetal. Corkidi y Rincón (1997), reportaron mayor biomasa en diversas especies silvestres del Golfo de México inoculadas con HMA; Koch *et al.* (1997) reportan mayores rendimientos en ajo inoculado con micorriza arbuscular. Otros resultados similares son los reportados en tomate de cáscara (Velasco *et al.*, 2001); durazno (Castillo *et al.*, 2006); trigo (Covacevich *et al.*, 2005); agave (Rodríguez, 2002); algodón y cebolla (Afek *et al.*, 1990). Por lo que en la mayoría de las investigaciones se demuestra la importancia de los HMA en la producción agrícola, principalmente en el aumento en rendimiento.

Así mismo existen trabajos donde la MA ha sido pieza fundamental para la reforestación. Habte *et al.* (2001) usaron MA para reforestar algunas zonas de Hawaii, teniendo éxito en su empresa. Por su parte Baar (2011), reforestó ecosistemas perturbados en Holanda, con plantas nativas inoculadas con HMA. Enkhtuya *et al.* (2003) uso la micorriza arbuscular en *Leymus arenarius* y *Deschampsia beringensis* para reforestar áreas erosionadas en Islandia. Monroy *et al.* (2007) inocularon plantas de mezquite (*Prosopis laevigata*) y huizache (*Acacia farnesiana*) para posteriormente establecerlas a un matorral xerófilo deteriorado en Actopan Hidalgo, México, reportando mayor supervivencia en estas plantas. Por lo que el uso de los HMA no solo se reduce a la producción agrícola, sino forestal y de manera específica a la reforestación.

El uso de hongos micorrízicos arbusculares de manera comercial ha sido relativamente poco estudiado. Por ejemplo, en Taiwán se establecieron 350 hectáreas de melón, cuyas plantas fueron inoculadas con *Glomus clarum* en almácigo, teniendo como resultados una supervivencia en campo del 99%, un aumento del 8% con respecto a lo obtenido de manera regular con plantas no micorrizadas en la zona. Lo anterior también se reflejó en un aumento en las ganancias de más de 5,600 dólares por hectárea con respecto a las plantas no micorrizadas (Chang, 1994). El uso de biofertilizantes a base de HMA está siendo usado por productores de Nigeria, en particular por los agricultores de escasos recursos. Aunque su producción no es para obtener recursos económicos, se ha logrado aumentar la producción para el autoconsumo, sin generar grandes gastos económicos por fertilizantes químicos y contaminación en los terrenos agrícolas (Olusola y Osonubi, 2002).

2.3 ANTECEDENTES DE LOS HMA EN *Capsicum sp.*

Existen varias investigaciones referentes al uso de HMA en diferentes especies de *Capsicum*. Manjarrez *et al.* (1999) evaluaron el efecto de la inoculación con *Glomus spp.*, Zac-19 y cinco dosis de vermicomposta (1.25, 2.0, 3.0, 4.0 y 6.0 g kg⁻¹), en el desarrollo y tasa fotosintética de chile serrano (*Capsicum annuum* L.) bajo condiciones de invernadero. El rendimiento, el área foliar, peso seco de follaje, volumen radical y contenido de fósforo en

follaje incrementaron significativamente en todos los tratamientos con micorriza más vermicomposta; además, la tasa fotosintética más alta ($12 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$) se presentó en el tratamiento con micorriza más 2.0 g de vermicomposta, y la conductancia estomática fue mayor en los tratamientos con 1.25 y 6.0 g de vermicomposta más la micorriza ($0.4 \mu\text{mol CO}_2 \text{ cm}^{-2} \text{ s}^{-1}$). La aplicación de vermicomposta no tuvo efecto negativo en la colonización micorrízica la cual fue mayor de 70% en todos los tratamientos. Castillo *et al.* (2007) evaluaron la MA en el chile llamado “Cacho de cabra” inoculado con *Glomus intraradices* y *Glomus claroideum* obteniendo mayores rendimientos en las plantas micorrizadas que las plantas control.

Aguilera-Gómez *et al.* (1999) estudiaron el efecto de la inoculación con *Glomus intraradices* en chile ancho, además de agregar 0, 11 y 44 g de fósforo por m^{-3} de sustrato usado, los rendimientos más altos se registraron en las plantas micorrizadas y fertilizadas con 44 g de fósforo. Así mismo, Sreenivasa *et al.* (1993) estudiaron la respuesta de chile trasplantado de 30 días de edad a la inoculación de *Glomus macrocarpum* y *Glomus fasciculatum*, bajo diferentes niveles de fertilización fosforada (0, 25, 50 y 100% de la dosis) incorporado en forma soluble (superfosfato) e insoluble (roca fosfórica) en un suelo sin esterilizar. *Glomus macrocarpum* promovió mayor crecimiento, rendimiento y contenido de nutrientes en el tejido vegetal de los chiles inoculados (en especial $\text{P} > \text{Zn} > \text{Cu} > \text{Mn} > \text{Fe}$), con la aplicación del 50% de la dosis recomendada, esto agregando al suelo el P en forma soluble. La respuesta de chile a la inoculación con cualquiera de los HMA en combinación con la roca fosfórica fue significativamente inferior a la obtenida cuando el P se adiciona en forma soluble.

Román-García *et al.* (2001) evaluaron el efecto de la inoculación de tres cepas de HMA (*Glomus Zac-19*, *Glomus intraradices* y *Glomus etunicatum*) en chile mirasol y chile ancho. La simbiosis micorrízica 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 micorrízicos arbusculares (*Glomus intraradices* y *Gigaspora margarita*) bajo condiciones de cámara de crecimiento, y evaluaron la fenología de la plántula, la colonización y la dependencia micorrízica relativa (RMD). En general, las plantas inoculadas tuvieron mayor peso seco en comparación con plantas no inoculadas. Cinco cultivares respondieron

positivamente a la inoculación con HMA, por el contrario tres respondieron negativamente, de la misma manera se observó variación en la RMD entre los genotipos de Chile.

Rueda-Puntea *et al.* (2010) y Martínez *et al.* (2002) estudiaron el efecto de la inoculación de *Capsicum annuum* var. aviculare (chile piquin) con HMA; Rueda-Puntea *et al.* (2010) además de usar los hongos micorrízicos arbusculares usaron bacterias promotoras del crecimiento vegetal (BPCV), el germoplasma usado lo obtuvieron de los indios tarahumaras y pápagos (Mazocahui, Baviácora, Arizpe, La Tortuga), ambas etnias dedicadas a la agricultura en el desierto de Sonora, zona caracterizada por tener suelos con alta salinidad, con la investigación concluyeron que el Chile piquin Mazocahui inoculado con HMA y BPCV fue el que toleró las condiciones de salinidad además de mostrar mayores rendimientos. Por su parte Martínez *et al.* (2002) inocularon el Chile piquin con *Glomus* spp, la micorriza arbuscular estimuló mayor crecimiento vegetativo además de aumentar el rendimiento en un 135% en relación con las plantas sin inocular tratadas.

Kayaa *et al.* (2009) investigaron los efectos de *Glomus clarum* en el crecimiento y rendimiento de frutos de Chile (*Capsicum annuum* cv. 11B 14) cultivados en condiciones de alta salinidad. El experimento se realizó en macetas que contenían una mezcla de perlita 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 fruta y las concentraciones de N, P y K (en tejido vegetal) en comparación con 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 mejoró el crecimiento de los chiles creciendo bajo condiciones de salinidad.

Gasca (2004) inoculó Chile habanero con la cepa *Glomus* Zac 19 (confirmada por *G. diaphanum*, *G. albidum* y *G. claroideum*) además de usar diferentes niveles de fósforo (30, 50 y 70 kg ha⁻¹). La interacción de la inoculación micorrízica con los niveles de fósforo produjo mayor rendimiento de fruto fresco de Chile habanero, en promedio las plantas inoculadas presentaron

un rendimiento de 36.14 t/ha en comparación de los 27.39 t/ha obtenidos en las plantas sin inocular.

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

El uso de los HMA como biocontrol de *Phytophthora capsici* ha sido estudiado por Espinosa-Victoria *et al.* (2004) que demostraron el efecto benéfico del HMA *Glomus intraradices* en el sistema radical de plántulas de Chile (*Capsicum annuum* L.) var. "Tres Lomos", infectadas con *Phytophthora capsici*, las plántulas micorrizadas presentaron una disminución en el número de lesiones producidas por el patógeno; y Ozgonena y Erkilicb (2007) que inocularon las plántulas de Chile con *Glomus mosseae*, *Glomus etunicatum*, *Glomus fasciculatum* y *Gigaspora margarita*, e infectaron todas ellas con *Phytophthora capsici*, los mejores resultados con *Glomus mosseae* que redujo la severidad de la enfermedad en un 91,7%, 43,0% y 57,2% en condiciones de maceta, invernadero y campo, respectivamente. También se ha estudiado la influencia positiva en el biocontrol de *Verticillium* en plantas de Chile inoculadas con *Glomus mosseae* especies *Glomus* (Nicol. y Gerd.) Gerd. y Trappe, *Glomus intraradices* (Schenck y Smith) y *Glomus deserticola* (Trappe, Bloss, y Menge), los mejores resultados se obtuvieron en las plantas inoculadas con *G. intraradices*, ya que se redujo la severidad de *Verticillium* (Garmendia *et al.*, 2004).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 MATERIAL VEGETAL

La semilla de chile guajillo usada para el experimento, es nativa de la localidad conocida como “El Nigromante” municipio de Pinos perteneciente al Estado de Zacatecas, la cual ha sido usada y seleccionada a través de los años por los productores de esa región. Dicha variedad puede ser cosechada a partir de los 120-125 días después del trasplante (ddt), aunque de acuerdo al manejo tradicional de la región, dejan secar la planta en campo hasta las primeras heladas del año que ocurren en el mes de octubre, recogiendo el fruto seco aproximadamente a los 140-145 ddt, según las condiciones climáticas. El fruto presenta una forma triangular alargada, exocarpo terso, mide en promedio unos 10 cm de largo y 3 cm en su parte más ancha, el color durante la madurez fisiológica es un rojo intenso, mientras durante la madurez de consumo pasa a una tonalidad entre café rojizo y guinda (Cabañas *et al.*, 2006).

3.2 CARACTERÍSTICAS DEL SITIO EXPERIMENTAL

El experimento se llevó a cabo en los invernaderos de cristal del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo (Montecillo, Municipio de Texcoco, Estado de México) con coordenadas geográficas 19°30' N y 98°53' W, a 2220 metros de altitud. El clima predominante es templado semi-seco, con una temperatura media anual de 15.9°C, con heladas poco frecuentes y una precipitación pluvial media anual de 686.0 mm, sus vientos predominantes vienen del sur (H. Ayuntamiento del Municipio Texcoco, 2011).

3.3 SUSTRATO

El sustrato usado para la germinación de las semillas fue una mezcla 1:1 (v:v) de vermicomposta marca Rancho Los Molinos® y tierra preparada marca Nutrigarden®. Esta mezcla fue usada ya que cumple con las propiedades necesarias para la germinación de semillas de chile, baja densidad aparente y alta retención de agua (Berríos *et al.*, 2007), además que no es necesario la adición de solución nutritiva para mantener las plántulas hasta el momento del trasplante. La mezcla fue esterilizada por calor a 121°C durante dos horas, para evitar la proliferación de microorganismos fitopatógenos.

El suelo donde se trasplantaron las plántulas de chile, se extrajo de una parcela ubicada en la carretera hacia de Tequexquihuac, Texcoco, Estado de México, ubicada a 10 km aproximadamente de Montecillo, ya que las características químicas (Cuadro 7) de dicho suelo favorecían al experimento, además de simular las condiciones edáficas de las principales zonas productoras de chile guajillo en México.

Cuadro 7. Características químicas del suelo usado en el experimento, proveniente de Tequexquihuac, Texcoco, Estado de México.

Característica	Valor	Interpretación *
pH (1:2 H ₂ O)	6.7	Neutro
Conductividad eléctrica (1:5 H ₂ O) dS m ⁻¹	0.10	Efectos despreciables de salinidad
Materia orgánica (Walkley-Black) %	1.5	Bajo (suelo no volcánico)
Nitrógeno (estimado) %	0.08	Bajo
Fósforo (Olsen) ppm	5	Bajo
Potasio (NH ₄ O Ac) mmho ⁺ kg ⁻¹	0.4	Medio
Textura		
Arena %	55	
Limo %	20	Franco arcillo arenoso
Arcilla %	25	
CaCO ₃ (Daeva) %	3.1	Medio

* De acuerdo a la NOM-021-SEMARNAT-2000.

Una vez colectado el suelo se paso por una criba con la finalidad de eliminar piedras, ramas, u otros objetos mayores de 5 cm de diámetro, posteriormente se extendió en una superficie donde fue esterilizado con bromuro de metilo al 98%, usando una dosis de 1.5 lbs/700 Kg de sustrato, donde se mantuvo tres días cubierto por un plástico, después de haber retirado el plástico el suelo fue removido y se permitió su ventilación por tres días más, para comenzar a llenar bolsas de trasplante con capacidad de hasta 15 kg.

3.4 INOCULANTE MICORRÍZICO

La inoculación de las plantas se realizó con 20 gramos de una mezcla homogénea de cinco inoculantes (Cuadro 8), los cuales fueron proporcionados por el área de Microbiología de Suelos del Colegio de Postgraduados. Por cuestiones prácticas de este documento a la mezcla se le denominó *Mezcla Guajillo* (Cuadro 9). La determinación del número de esporas se realizó por el método de tamizado y decantación de Gerdemann y Nicolson (1963, citado por González *et al.*, 2007), en 100 g de inoculante.

Cuadro 8. Características los inoculantes que conforman la *Mezcla Guajillo*.

Inoculante	Especies de hongos micorrízicos arbusculares*	Número de esporas en 100 g	Cantidad de inoculante en la <i>Mezcla Guajillo</i> (g)
<i>Intraradices</i>	<i>Rhizophagus intraradices</i>	3,380	200
	<i>Glomus albidum</i> ,		
Consorcio Zac-19	<i>Claroideoglomus claroideum</i> y <i>Rhizophagus diaphanus</i> .	1,718	75
Consorcio Tabasco (Naranja)	<i>Acaulospora laevis</i> y <i>Glomus sp 1</i> .	1,000	75
Consorcio Mérida (Papaya-Marisol 1)	<i>Funneliformis geosporum</i> y <i>Glomus sinuosum</i> .	812	75
Consorcio Veracruz (Jalapa 1)	<i>Acaulospora denticulata</i> , <i>Glomus sp 2</i> , <i>Glomus sp 3</i> , y <i>Glomus sp 4</i> .	1,033	75

*Los nombres científicos de los HMA mencionados son aquellos correspondientes a la nueva clasificación taxonómica propuesta por Schüßler y Walker, 2010.

Cuadro 9. Características del inoculante *Mezcla Guajillo*.

Especies de hongos micorrízicos arbusculares*	Número de esporas en 100 g	Cantidad a usar g planta ⁻¹	Número de esporas en 20 g
<i>Rhizophagus intraradices</i> , <i>Glomus albidum</i> , <i>Claroideoglomus claroideum</i> , <i>Rhizophagus diaphanus</i> , <i>Acaulospora laevis</i> , <i>Glomus sp.</i> , <i>Funneliformis geosporum</i> y <i>Glomus sinuosum</i> .	2,035	20	407

*Los nombres científicos de los HMA mencionados son aquellos correspondientes a la nueva clasificación taxonómica propuesta por Schüßler y Walker, 2010.

3.5 FERTILIZANTES

La dosis de fertilización usada como referencia en el experimento (230-100-150 kg ha⁻¹ N-P₂O₅-K₂O), es la recomendada por el INIFAP Zacatecas para la producción de guajillo (Bravo *et al.*, 2006). La dosis de fósforo se redujo aproximadamente en un 50% debido a que, a mayor concentración de fósforo en el suelo, la colonización micorrízica disminuye (Ferguson y Menge, 1982; Guzmán, 1991; Portilla *et al.*, 1998; Khalil *et al.*, 2000; Entry *et al.*, 2002; Perea-Estrada *et al.*, 2005; Satter *et al.*, 2006; Castillo *et al.*, 2007). Los cálculos de las cantidades de fertilizantes aplicados se muestran en el Cuadro 10.

Cuadro 10. Cálculo de la cantidad de fertilizante necesario para cada elemento de nitrógeno, fosforo y potasio.

Nutriente	Dosis aplicadas (kg ha ⁻¹)	Dosis aplicadas (g planta ⁻¹)*	Fuente de fertilización	Concentración del elemento en el fertilizante	Cantidad de fertilizante (g planta ⁻¹)**
Nitrógeno	230	4.6	Sulfato de amonio	20.5	22.43
Fósforo	75	1.5	Súper fosfato de calcio triple	20.07	7.47
	50	1			4.98
	25	0.5			2.49
Potasio	150	3	Sulfato de potasio	41.5	7.22

*Usando una densidad de población de 50,000 plantas por hectárea. ** Aplicando la fórmula: $Cf = 100 \cdot dr / c$; Donde: *Cf*: es la cantidad de fertilizante necesario para cada elemento N-P-K (g planta⁻¹); *dr*: la dosis aplicada para cada elemento (g planta⁻¹), y *c*: la concentración del elemento en el fertilizante.

En la práctica, la dosis recomendada para este cultivo se expresa en términos de kg ha⁻¹ de N-P₂O₅-K₂O (230-100-150), que equivale a 230-43.67-125 kg ha⁻¹ de N-P-K elementales.





3.6 DEFINICIÓN DE TRATAMIENTOS

Se establecieron diez tratamientos (Cuadro 11), los cuales surgen de la interacción de cuatro niveles de fósforo (0, 25, 50 y 75 kg ha⁻¹) y dos niveles de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares (inoculados y sin inocular), el nitrógeno y el potasio se mantuvieron constantes en estos ocho tratamientos. Además se incluyeron dos testigos (-M y +M), a los cuales no se les aplicó ningún fertilizante, aunque uno fue inoculado y el otro no.

Cuadro 11. Características de los diez tratamientos evaluados en el experimento.

Tratamiento	Nitrógeno	Fósforo	Potasio	Inoculación
	Fuente			
	Sulfato de amonio (g)	Superfosfato de calcio triple (g)	Sulfato de potasio (g)	
Testigo (-M)	0	0	0	no
Testigo (+M)	0	0	0	si
T1 (P ₀ +M)	22.43	0	7.22	si
T2(P ₁ +M)	22.43	2.49	7.22	si
T3 (P ₂ +M)	22.43	4.98	7.22	si
T4(P ₃ +M)	22.43	7.47	7.22	si
T5 (P ₀ -M)	22.43	0	7.22	no
T6 (P ₁ -M)	22.43	2.49	7.22	no
T7 (P ₂ -M)	22.43	4.98	7.22	no
T8 (P ₃ -M)	22.43	7.47	7.22	no

Por cuestiones prácticas de la preparación de este documento, las dosis de fertilización se manejaron en kg ha⁻¹ de N-P-K, es decir:

-  22.43-0-7.22 g planta⁻¹ = 230-0-150 kg ha⁻¹
-  22.43-2.49-7.22 g planta⁻¹ = 230-25-150 kg ha⁻¹
-  22.43-4.98-7.22 g planta⁻¹ = 230-50-150 kg ha⁻¹
-  22.43-7.47-7.22 g planta⁻¹ = 230-75-150 kg ha⁻¹

3.7 DISEÑO EXPERIMENTAL

Cada uno de los diez tratamientos evaluados tuvo cinco repeticiones, distribuidos en un diseño experimental completamente al azar. La unidad experimental fue una planta por bolsa, lo que dio un total de 50 plantas o unidades experimentales (Figura 6) las cuales fueron distribuidas en dos bancales de 3.38 m^2 , por lo que a cada planta se le designó un área teórica para su desarrollo de 0.12 m^2 .

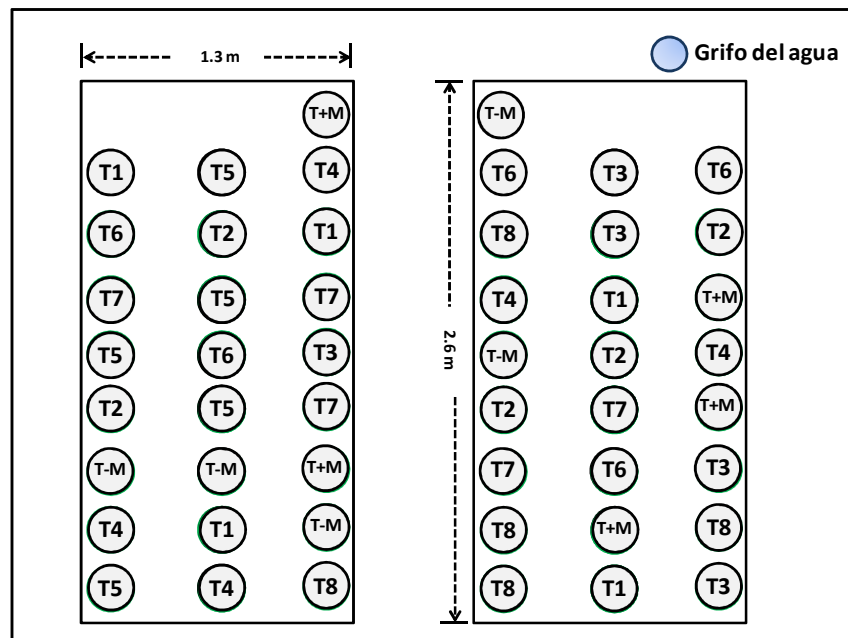


Figura 6. Distribución de las 50 unidades experimentales en dos bancales de 1.3 x 2.6 m, ubicados dentro del invernadero.

3.8 ESTABLECIMIENTO Y DESARROLLO DEL EXPERIMENTO

La siembra de las semillas se realizó en charolas de poliestireno (unicel) de 200 cavidades, las cuales se desinfectaron con cloro (hipoclorito de sodio) comercial al 10%, y se evitó el uso de fungicidas los cuales causan efectos negativos a los hongos micorrízicos arbusculares (Sreenivasa y Bagyaraj, 1989). Antes de la siembra, las semillas se desinfectaron usando alcohol etílico (concentración comercial) al 70%, por un minuto; posteriormente, se realizaron cuatro enjuagues con agua destilada, y en seguida se sumergieron en una solución de hipoclorito de sodio (concentración comercial) al 10% por 15 minutos, y al finalizar se realizaron diez enjuagues con agua destilada (Miyasaka *et al.* 2003). La siembra se llevó a cabo el 21 de junio de 2010, colocando tres semillas por cavidad, la charola se cubrió con un plástico negro hasta la emergencia de las plántulas, con la finalidad de mantener la temperatura estable además de evitar pérdidas de humedad. El riego se realizó cada dos días con agua destilada hasta emergencia, que ocurrió 13 días después de la siembra (4 de julio), a partir de la cual el riego se realizó con agua potable.

El trasplante se realizó en bolsas color negro de polietileno de 40 cm x 40 cm calibre 400, a las cuales se les realizó perforaciones en la parte inferior para el drenado del agua, y posteriormente se llenaron con 12 kg del sustrato previamente descrito. El trasplante se llevó a cabo a los 36 días después de la emergencia, ya que según Vázquez (2008) es la fecha adecuada para realizarse, para esta fecha las plántulas tenían en promedio 5 cm de altura (medidas hasta el meristemo apical) y dos pares de hojas verdaderas. Al momento del trasplante se realizó la inoculación, en la que se usaron 20 g del inoculante micorrízico *Mezcla Guajillo* por planta. La forma de colocar el inoculante fue en la parte inferior del cepellón, procurando que el inoculo quedará en contacto con las raíces de la plántula, así mismo se realizó un riego “pesado”, con la finalidad de evitar estrés en las plántulas.

La fertilización se llevó a cabo en dos etapas, la primera se realizó 15 días después del trasplante (ddt) y se incorporó el 50% de nitrógeno, el 100% de fósforo (de acuerdo al tratamiento) y el 50% de potasio. El resto del fertilizante (50% N y 50% K) se aplicó a los 65 ddt,

momento en que las plantas se encontraban en plena floración e iniciaban con la fructificación. La aplicación de los fertilizantes fue alrededor de la base del tallo procurando realizar una distribución homogénea, se cubrió el fertilizante con suelo para evitar la volatilización de los nutrientes, e inmediatamente las plantas fueron irrigadas con agua potable.

El agua de riego tuvo un pH de 7.5 y una CE de 0.46 dS m^{-1} , determinados con un equipo portátil marca HANNA Instruments®, los datos indican que la calidad del agua fue adecuada para el experimento. El sistema de riego instalado fue por goteo de la marca The landscaper Pro Grow® de la empresa Israelita Garden Essence®. Los goteros se calibraron en tres ocasiones antes del trasplante, en días y horarios distintos, con la finalidad de saber que todos administraran la misma cantidad de agua. Durante las pruebas se recolectó el agua de 25 goteros tomados al azar, los cuales variaron en las tres pruebas realizadas, los cuales mostraron diferencias mínimas con un gasto $3 \pm 0.005 \text{ L hora}^{-1}$. Los riegos se realizaron diariamente durante 15 minutos, aunque esta práctica varió de acuerdo a las temperaturas y humedad relativa registrada dentro del invernadero, realizando ajustes durante el desarrollo del experimento. Las temperaturas (T°) máximas y mínimas, así como la humedad relativa (HR) máxima y mínima se determinaron con un dispositivo electrónico de la casa comercial Spectrum® Modelo 450 Watch dog®, que se programó para registrar mediciones de temperatura y humedad cada hora, por lo que se extrajeron por día los valores máximos y mínimos de ambas variables (Figuras 1A-6A).

El tutoreo se realizó para evitar el acame de las plantas, colocando un hilo de rafia sujetadas de las estructuras de alambre al tallo principal, esta práctica comenzó a realizarse a los 20 ddt.

A partir de los 110 ddt y hasta la cosecha, se realizaron aplicaciones foliares con intervalos de siete días del fertilizante multiquelato Sagaquel Calcio®, la dosis usada fue de 3 L ha^{-1} . Estas aplicaciones se debieron a que algunos frutos presentaron deficiencias de calcio (Ver Figura 25, en la sección de resultados). El fertilizante foliar tiene la siguiente composición: calcio 10.00%,

magnesio 1.00%, molibdeno 0.001%, boro 0.05%, ácidos polihidroxicarboxílicos 6.00%, carbohidratos naturales 3.00%, y diluyentes y acondicionadores 79.949%.

La prevención y seguimiento de la proliferación de plagas se realizó con trampas de cartoncillo amarillo (9.5 x 14.5 cm) las cuales se impregnaron de pegamento agrícola marca Stick Bug®. Durante el desarrollo del cultivo se presentaron tres plagas de importancia económica: mosquita blanca (*Bemisia tabaci* Gennadius), pulgones (*Myzus persicae* Sulzer), y psílidos que según reportes podría tratarse de *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Vega-Gutiérrez *et al.*, 2008). La mosquita blanca y los pulgones se presentaron durante los primeros 20 ddt, aunque no llegaron a presentarse grandes poblaciones, por lo que el control se realizó con un insecticida orgánico a base de chile y ajo, llamado Bug Clean®, realizando tres aplicaciones con intervalos de 14 días a dosis de 2L ha⁻¹. Los psílidos se presentaron aproximadamente a los 40 ddt y presentaron resistencia al insecticida orgánico, por lo que fue necesario realizar dos aplicaciones de Imidacloprid (Confidor Blue®), a dosis de 1 L ha⁻¹ a los 55 y 95 días después del trasplante.

La cosecha de los frutos se realizó de forma manual a los 160 ddt. El indicador de cosecha fue el cambio de coloración de los frutos de color verde a un rojo intenso. Una vez cosechados los frutos fueron colocados en bolsas de papel de estraza con perforaciones, y se mantuvieron en el invernadero por 30 días a temperaturas superiores de 30°C durante el día, fue hasta los 190 ddt cuando se obtuvieron los frutos secos.

3.9 VARIABLES DE ESTUDIO

Las variables de estudio se agruparon en cuatro categorías, las cuales fueron medidas y determinadas en distintas fechas del ciclo de cultivo.

3.9. 1 VARIABLES DE DESARROLLO

Estas variables incluyeron: altura de planta, número de hojas, número de ramificaciones y, peso seco de la parte aérea (hojas y tallo). Las dos primeras variables se evaluaron cada diez días a partir del trasplante hasta la cosecha. El número de ramificaciones se comenzó a contabilizar a los 50 días después del trasplante (ddt), mientras el peso seco de la parte aérea se determinó 15 días después de la cosecha (175 ddt).

Para la medición de la altura se tomó como punto de referencia el meristemo más alto hasta la base del tallo, esta actividad se realizó con una misma cinta métrica en todas las fechas.

La determinación del número de hojas se realizó con un contador manual para facilitar la operación, se contabilizaron las hojas jóvenes, recientemente maduras y maduras, y sin considerar las hojas en senescencia ni las recién formadas, ya que se considera que el aporte de fotosintatos proveniente de estas hojas es poco significativo (Lira, 2007).

El número de ramificaciones se empezó a contabilizar hasta los 50 ddt, ya que fue hasta esta fecha cuando comenzaron a generarse las ramificaciones a partir del tallo principal, el conteo se realizó con un contador manual.

La biomasa de hojas y tallo se evaluó una vez realizada la cosecha, el procedimiento consistió en separar todas las hojas del tallo de cada una de las plantas, y se colocaron en bolsas de papel de estraza con perforaciones, se mantuvieron dentro del invernadero por 15 días, hasta obtener un peso constante (175 ddt).

3.9.2 ESTADO NUTRIMENTAL DE LAS PLANTAS

Se realizó análisis químico de tejido vegetal para determinar el contenido de: nitrógeno total, fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg) y zinc (Zn), con la finalidad de comparar el contenido nutrimental entre tratamientos. El análisis se realizó a partir de 20 hojas recientemente maduras, las cuales fueron obtenidas a los 98 días después del trasplante, en esta fecha las plantas se encontraban en la etapa de fructificación.

La preparación de las muestras foliares tuvo el siguiente proceso: 1) fueron recolectadas por la mañana en bolsas de plástico y depositadas en una hielera para su traslado al laboratorio de Ciencias Ambientales (programa de Hidrociencias), 2) se lavaron con agua destilada y se escurrieron en sanitas, 3) se colocaron en bolsas de papel de estraza con perforaciones, y se metieron a la estufa a secar a 70°C, donde se mantuvieron 48 horas, 4) una vez deshidratadas las muestras se procedió con la molienda que se colocó en sobres manila del N°5.

La determinación de P, K, Ca, Mg y Zn se llevó a cabo con una muestra de 0.25 g, pesado en una báscula de precisión marca Voyager Pro®. La digestión se hizo con 6 mL de ácido nítrico (HNO₃) aplicados a cada muestra en tubos de vidrio para digestión. Las muestras fueron llevadas a un horno digestor por 40 minutos a 210°C, el digestado se llevó a matraces volumétricos de 25 mL, donde fue aforado hasta este volumen con agua destilada y posteriormente filtrada con papel Whatman® N°42 y colocados en vasos de plástico de 50 mL. La lectura de emisión se realizó tomando una alícuota de 3 mL del digestado, previamente filtrado, y 3 mL de agua, mediante espectrometría de emisión óptica por plasma acoplado inductivamente (ICP-OES), con el espectrofotómetro de la empresa Perkin Elmer®.

Para la determinación del N_{total} se pesaron 0.1 g de muestra en la báscula de precisión antes mencionada, la pre-digestión se realizó con 4 mL de la mezcla ácido sulfúrico (H₂SO₄) + ácido salicílico (C₇H₆O₃), los cuales fueron colocados junto con los 0.1 g de muestra en tubos de ensaye de 50 mL, a esta mezcla se le agregó 1.1 g de catalizador y se colocaron en el block digestor donde se llevaron hasta 350°C, durante 4 horas. En el mismo tubo de ensaye se agregó 21 mL de agua destilada, posteriormente el digestado se filtró con papel Whatman® N°42 y

colocados en vasos de plástico de 50 mL, la lectura se realizó tomando una alícuota de 3 mL del digestado, previamente filtrado, y 3 mL de agua, mediante análisis de inyección de flujo (FIA), con el aparato QuickChem Series 8500, de la empresa Lachat-Hach®. Los rangos de concentración usados como parámetros referencia para las lecturas, son los reportados por Reuter y Robinson (1997) para inicio de fructificación (Cuadro 12).

Cuadro 12. Niveles de referencia de nitrógeno total, fósforo, potasio, calcio, magnesio y zinc, para Chile (*Capsicum annuum* L.) en etapa del inicio de fructificación.

Elemento	Etapa fenológica	Parte de la planta	Rangos de concentración adecuado
Nitrógeno total (%)	Principios de la fructificación	Hojas recientemente maduras	2.9-4.6
Fósforo (%)			0.3-0.5
Potasio (%)			2.6-5.5
Ca (%)			1.3-3.7
Mg (%)			0.25-1.2
Zn (ppm)			20-60

Fuente: Reuter y Robinson (1997).

3.9.3 VARIABLES DE RENDIMIENTO

Las variables de rendimiento incluyeron: número de flores, número y peso seco de frutos (por calidades), además del índice de cosecha (IC). El número de flores comenzaron a contabilizarse a los 50 días después del trasplante con intervalos de diez días. El número de frutos se obtuvo al momento de la cosecha, mientras que el peso seco se tomó 30 días después de la cosecha y el IC se calculó cuando se tuvo el peso seco de frutos, además de usar el peso seco de la parte área.

El número de flores se realizó con un contador manual y se consideró como una unidad cuando la apertura de los pétalos era evidente, y se consideró viable hasta el momento en que sus pétalos mostraron una tonalidad totalmente blanquecina, y las anteras se mostraron turgentes.

Para contabilizar el número y peso seco de frutos, éstos fueron clasificados según la NMX-FF-107/1-SCFI-2006 (Norma de productos alimenticios, chiles secos enteros -guajillo, ancho, mulato, de árbol, puya y pasilla-, especificaciones y métodos de prueba). De acuerdo a esta norma Mexicana, el chile seco entero guajillo destinado para consumo humano se clasifica en cuatro grados de calidad, en orden descendente: extra, primera, segunda, y tercera o rezaga (Cuadro 13). Según la NMX-FF-107/1-SCFI-2006 los frutos de tercera calidad se consideran sin “valor económico” ya que estos frutos son adquiridos por la industria para la elaboración de productos como “chile en polvo”, sin tener un precio atractivo para el productor.

Cuadro 13. Especificaciones de los grados de calidad para chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) seco entero, de acuerdo a la NMX-FF-107/1-SCFI-2006

Calidad	Tamaño		Peso (g)	Peso de pulpa (g)	Color (Angulo de matriz)	Pungencia (°Scoville)	Especificaciones sensoriales
	Longitud (cm)	Ancho (cm)					
Extra	>14	>3	>9	= (((0.729.8)(PESO)-0.2372)))0.85)	47.33-56.96	3,000-5,000	Enteros, sanos, grandes, color rojo intenso u oscuro uniforme, no presenta decoloración, Lisos, Sin manchas, quemaduras, raspaduras ni deformaciones.
Primera	10-14		5-9				Enteros, sanos, grandes y medianos, color rojo intenso u oscuro uniforme, no presenta decoloración, lisos, sin manchas, quemaduras, raspaduras ni deformaciones.
Segunda	<10	<3.5	<5				Enteros o parcialmente quebrados, sanos, generalmente medianos, levemente decolorados, rugosos, Pueden presentar manchas, quemaduras, raspaduras y/o deformaciones.
Tercera	---	---	---	---	---	---	---

El índice de cosecha se pudo calcular una vez obtenido el peso seco de la parte área (hojas y tallo) y del fruto (sumatoria de las calidades extra, primera y segunda), aplicando la siguiente fórmula: $IC = PSFR / (PSPA + PSFR)$

Donde:

IC: es el índice de cosecha, **PSFR:** es el peso seco del producto de interés económico, en este caso de los frutos (g planta^{-1}) y **PSPA:** es el peso seco de parte área (g planta^{-1}).

3.9.4 pH Y CE DE LA RIZÓSFERA, Y COLONIZACIÓN MICORRÍZICA DE LA PLANTA

Después de la cosecha de los frutos se midió de pH y la conductividad eléctrica (CE) en muestras de suelo de cada unidad experimental, las cuales fueron determinados con un equipo de portátil de la marca HANNA Instruments® en pasta de saturación. El proceso para preparar la pasta de saturación consistió de: 1) pesar 200 g de suelo seco a la intemperie, 2) ir agregando agua destilada (pH 7) poco a poco hasta humedecer el suelo por completo, 3) con un agitador de vidrio se fue mezclando y se llevó hasta saturación (55 mL de agua), una característica distintiva de este punto es que refleja la luz y no acumula agua en su superficie, se dejó reposar por 30 minutos y se procedió a la medición (Rodríguez y Rodríguez, 2002).

La colonización micorrízica en raíz se llevó a cabo en muestras de raíces extraídas al final del ciclo del cultivo (150 ddt), y se procesaron por el método de Phillips y Hayman (1970, citado por González *et al.*, 2007), que consiste en coloración de raíces y su observación en el microscopio. Este método sirve para determinar la presencia de estructuras de la micorriza arbuscular dentro de la raíz como: vesículas, micelio y arbusculos.

En la Figura 7 se muestra el proceso de clareo y tinción sin la aplicación de calor, se optó por usar este método, ya que el daño a las raíces es menor, lo que permite un mejor montaje y observación al microscopio. Las laminillas preparadas se observaron al microscopio a 40X, efectuando tres observaciones equidistantes de manera horizontal. El porcentaje de

colonización se obtuvo al dividir el número de segmentos colonizados observados entre el número total de segmentos observados, y el valor fue multiplicado por 100.

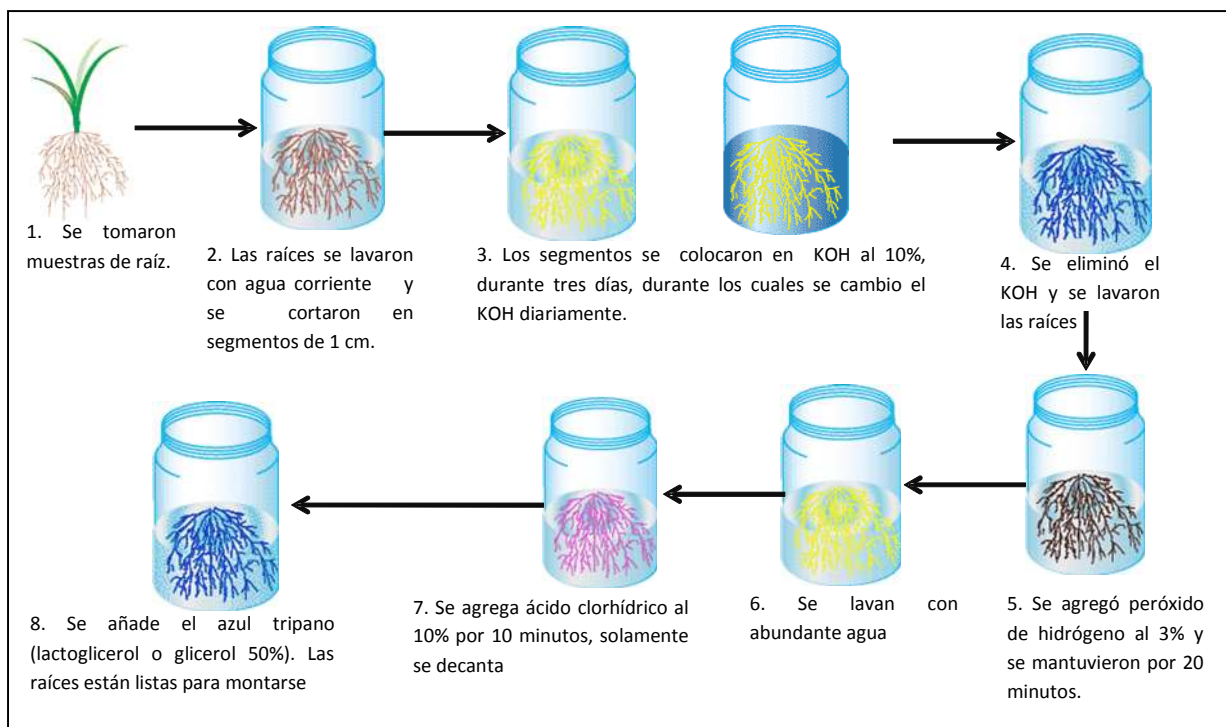


Figura 7. Proceso de clareo y tinción de Phillips y Hayman (1970, citado por Brundrett 2008), modificación propia.

3.10 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Todos los datos obtenidos de las variables de estudio, fueron ordenados y sometidos a su análisis de varianza (ANOVA) utilizando el programa estadístico SAS® (Statistical Analysis System Institute), mediante el procedimiento del modelo que a continuación se presenta. Se aplicó una comparación múltiple de medias por la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

$$Y_{ij} = \mu + T_i + \epsilon_{ij}$$

Donde:

$i = 1, 2, 3, \dots, t$...tratamientos

$j = 1, 2, 3, \dots, n$...observaciones

Y_{ij} = La j -ésima observación del i -ésimo tratamiento.

μ = Es la media poblacional de estimar a partir de los datos del experimento.

T_i = Efecto del i -ésimo tratamiento a estimar a partir de los datos del experimento.

ϵ_{ij} = Efecto aleatorio de variación.

La comparación de medias se realizó por factor inoculación, factor fertilización fosfatada y la combinación de ambos factores.

IV. RESULTADOS

4.1 RESPUESTA DE VARIABLES DE CRECIMIENTO

Los resultados se analizaron por efecto de inoculación, fertilización fosfatada y la combinación de estos dos factores.

Para la variable altura de planta, el factor inoculación no mostró efecto significativo en ninguno de los muestreos realizados durante los 160 días del ciclo de cultivo (Figura 8a), el crecimiento fue constante mostrando una leve estabilización a los 110 ddt, a partir de esta fecha los incrementos fueron menores. El nivel de fertilización fosfatada mostró efectos significativos ($p \leq 0.05$) a partir de los 20 ddt (Figura 8b); las plantas fertilizadas con 230-25-150 mostraron mayor altura a partir de los 30 ddt hasta el final del ciclo, aunque no mostraron diferencias significativas con los tratamientos fertilizados con 230-50-150 y 230-75-150; por el contrario las plantas fertilizadas con 230-0-150 mostraron la menor altura a partir de los 20 ddt, esta diferencia fue mayor a partir de los 110 ddt y se mantuvo hasta los 160 ddt. Las plantas sin fertilizar fueron estadísticamente superiores a las fertilizadas con la dosis 230-0-150 a partir de los 20 y hasta los 100 ddt (Figura 8b), aunque ambos tratamientos fueron inferiores al resto de los tratamientos, tendencia que se mantuvo hasta el final del ciclo de cultivo.

Con respecto al efecto por tratamiento, la prueba de comparación de medias presentó diferencias significativas (Cuadro 1A), en la cual el tratamiento sin inocular y fertilizado con 230-25-150 produjo mayor altura a partir de los 90 ddt (Figuras 9a-9b), mientras que el resto de los tratamientos mostraron respuestas estadísticamente similares a lo largo del ciclo de cultivo, con excepción del tratamiento sin inocular y fertilizado con 230-0-150, presentando menor altura a partir de los 110 ddt.

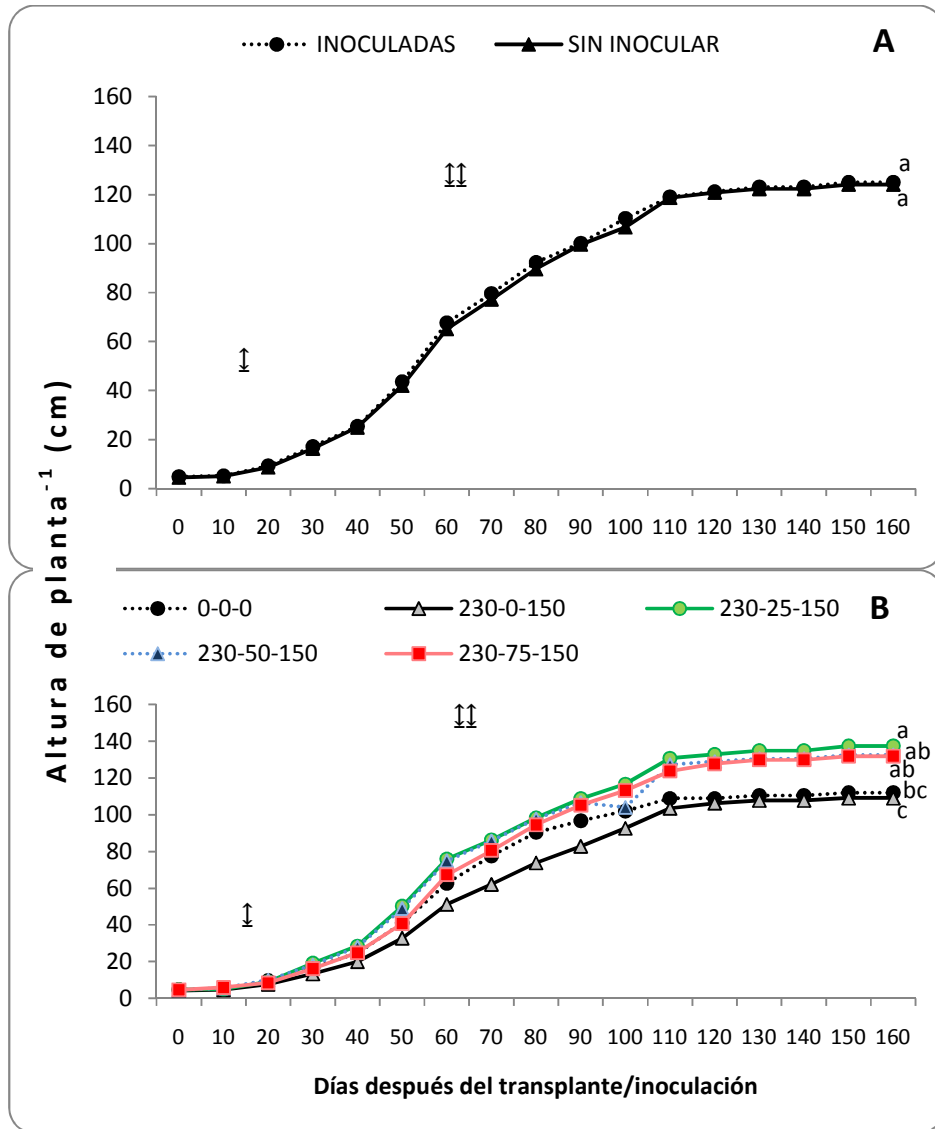


Figura 8. Dinámica de altura de planta de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.), por factor de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares (A) y fertilización fosfatada -kg ha⁻¹- (B), durante 160 días en condiciones de invernadero; n=5. Tratamientos en cada gráfica con la misma letra a los 160 días después del trasplante son estadísticamente iguales (Tukey p≤0.05). Diferencia significativa mínima de 9.51 para A y 21.23 para B. Fechas de fertilización según tratamiento: primera fertilización (↑): 50% N, 100% P y 50% K; segunda fertilización (⇕): 50% N y 50% K.

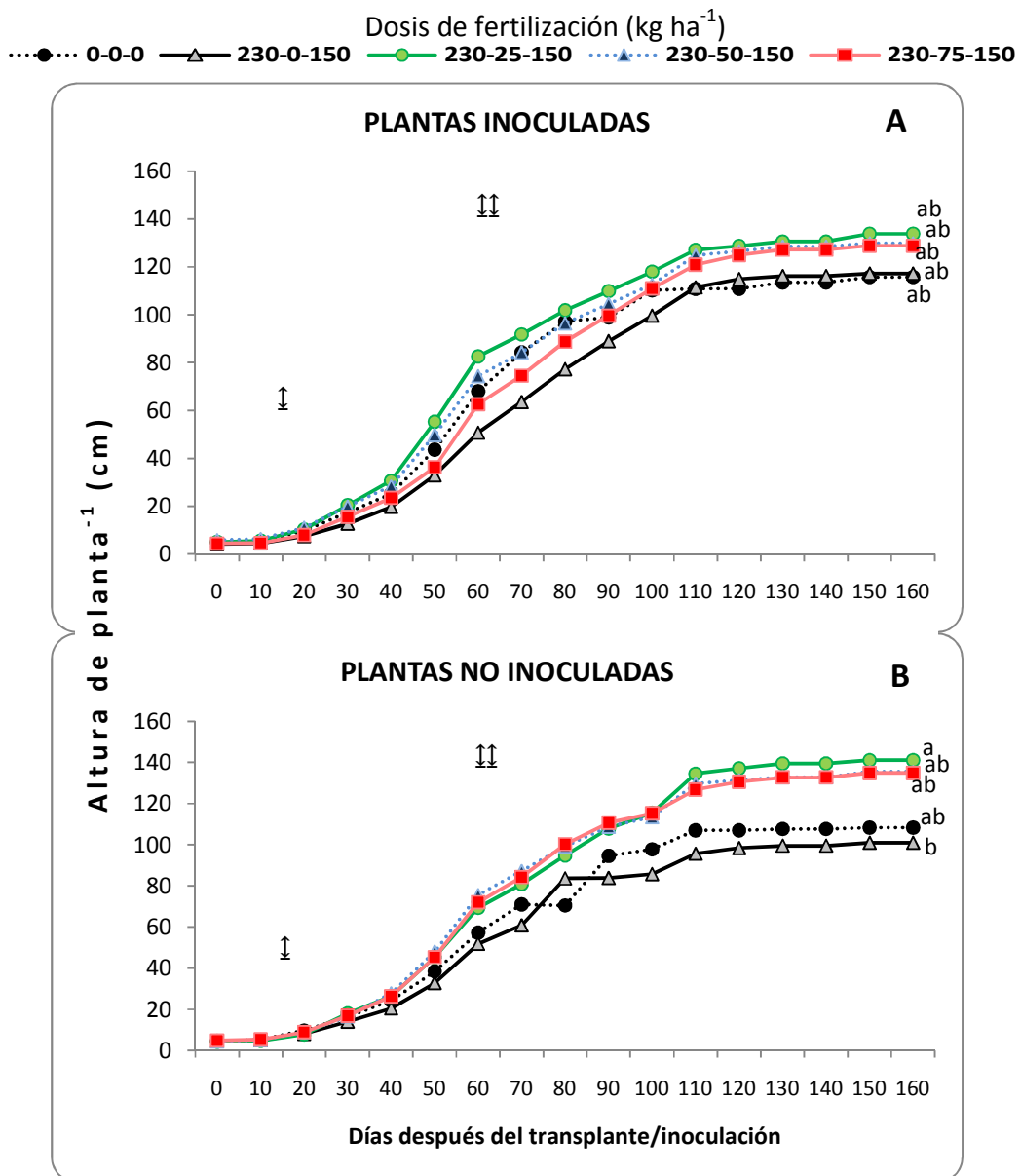


Figura 9. Dinámica de altura de planta de chile guajillo (*Capsicum annum* L.), por tratamientos inoculados con hongos micorrízicos arbusculares (A) y tratamientos sin inocular (B), durante 160 días en condiciones de invernadero; n=5. Tratamientos en ambas gráficas con la misma letra a los 160 días después del trasplante son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 35.39. Misma simbología para tratamientos de fertilización para ambas gráficas. Fechas de fertilización según tratamiento: primera fertilización (↓): 50% N, 100% P y 50% K; segunda fertilización (⇓): 50% N y 50% K.

El número de hojas mostró efectos significativos por la inoculación de los HMA a partir de los 40 ddt, y se mantuvo hasta el final del ciclo (Figura 10a). En general, se puede apreciar que a los 140 ddt existe una reducción en el número de hojas por planta, lo que indica que a partir de esta fecha el crecimiento vegetativo cesa ya que las plantas se encuentran en proceso de maduración de frutos.

El nivel de fertilización fosfatada mostró efectos significativos ($p \leq 0.05$) a partir de los 50 ddt, las plantas fertilizadas con 230-50-150 y 230-25-150 tuvieron mayor número de hojas hasta los 160 ddt, seguidos por las plantas fertilizadas con 230-75-150 y las plantas que no se fertilizaron. Al igual que en la variable altura, las plantas fertilizadas con 230-0-150 produjeron significativamente menor número de hojas, siendo estadísticamente inferior al resto de las dosis desde los 20 ddt (Figura 10b).

De acuerdo a la prueba de comparación de medias por combinación de factor inoculación y fertilización fosfatada (Cuadro 2A), el tratamiento inoculado y fertilizado con 230-25-150 resultó ser significativamente superior al resto de los tratamientos (Figura 11a), manifestándose a partir de los 40 ddt. A los 120 ddt, el tratamiento inoculado y fertilizado con 230-50-150 resultó ser estadísticamente similar al tratamiento fertilizado con 230-25-150 e inoculado, y al tratamiento sin MA y conducido bajo la dosis 230-75-150. El menor número de hojas fue obtenido en el tratamiento sin inocular y fertilizado con 230-0-150 y tratamiento testigo sin inocular (Figura 11b), lo anterior nos permite inferir que la MA muestra sus mayores beneficios en plantas conducidas con bajos niveles de fertilización fosfatada.

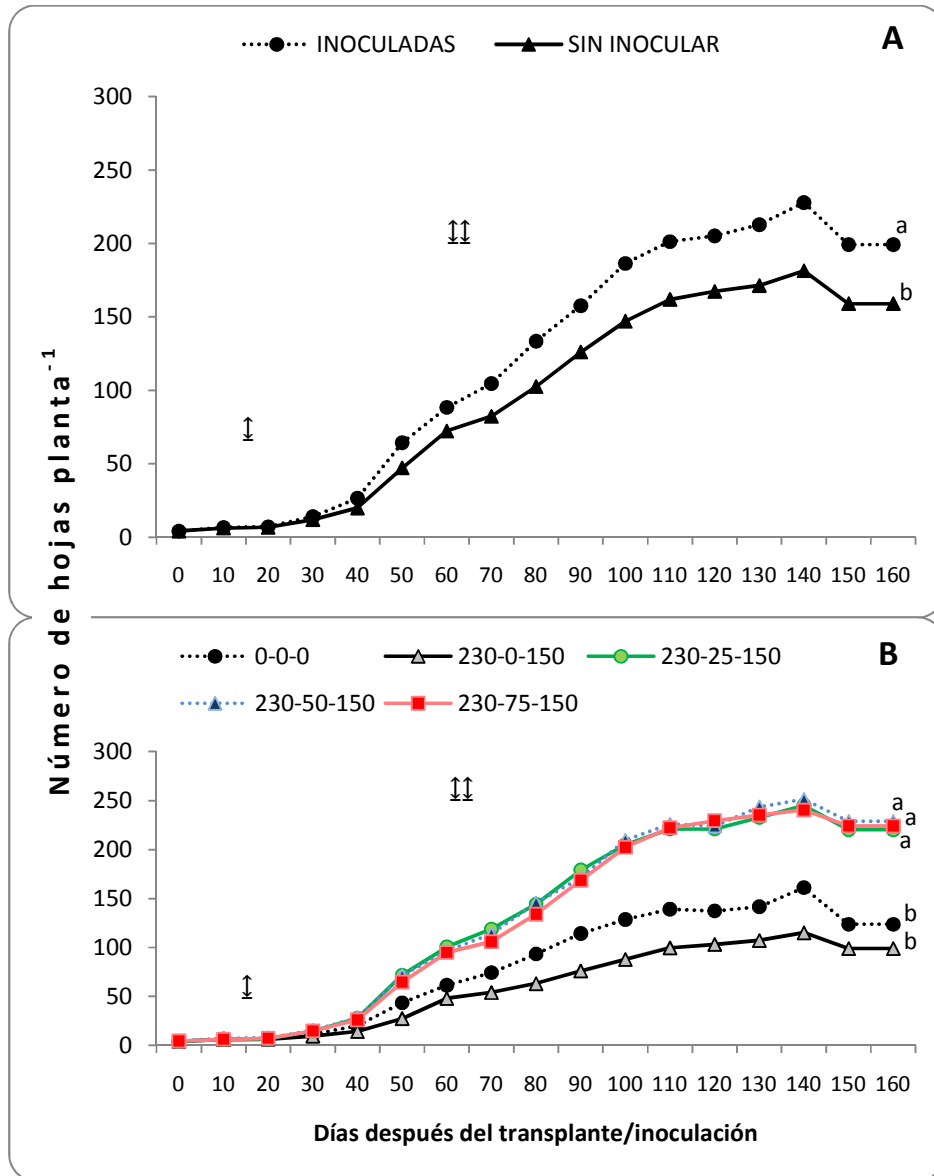


Figura 10. Dinámica del número de hojas de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.), por factor de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares (A) y fertilización fosfatada -kg ha^{-1} (B), durante 160 días en condiciones de invernadero; $n=5$. Tratamientos en cada gráfica con la misma letra a los 160 días después del trasplante son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 23.63 para A y 52.73 para B. Fechas de fertilización según tratamiento: primera fertilización (↓): 50% N, 100% P y 50% K; segunda fertilización (↓↓): 50% N y 50% K.

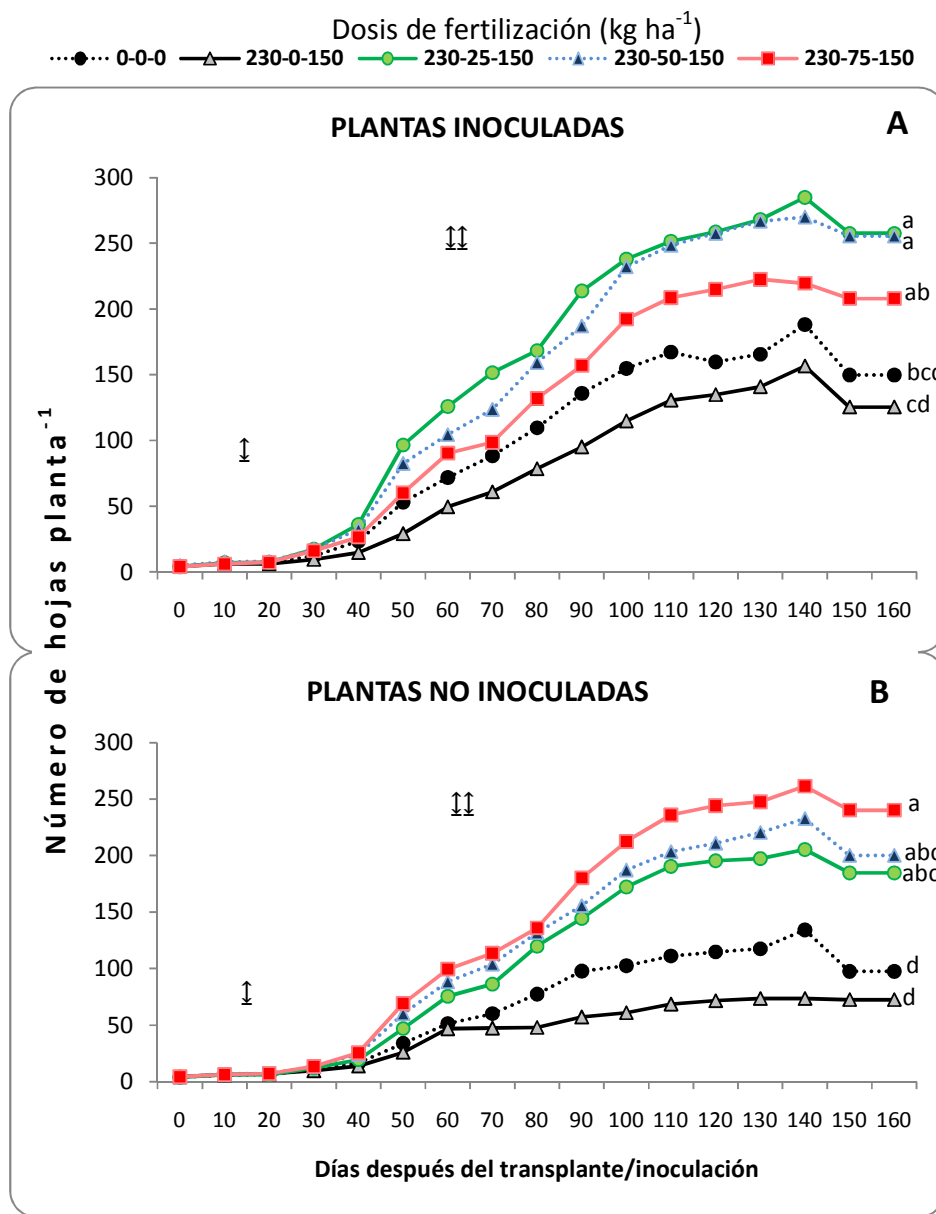


Figura 11. Dinámica del número de hojas de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.), por tratamientos inoculados con hongos micorrízicos arbusculares (A) y tratamientos sin inocular (B), durante 160 días en condiciones de invernadero; n=5. Tratamientos en ambas gráficas con la misma letra a los 160 días después del trasplante son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 81.10. Misma simbología para tratamientos de fertilización para ambas gráficas. Fechas de fertilización según tratamiento: primera fertilización (↓): 50% N, 100% P y 50% K; segunda fertilización (⇓): 50% N y 50% K.

El número de ramificaciones se comenzó a contabilizar a partir de los 50 ddt, ya que fue a partir de esta fecha cuando las plantas comenzaron la división del tallo principal. Desde el inicio se obtuvieron efectos significativos por el factor inoculación ($p \leq 0.05$), y se mantuvo durante todo el ciclo del cultivo (Figura 12a). A los 140 ddt las plantas disminuyeron la ramificación, debido a que los carbohidratos son traslocados principalmente a flores y frutos.

El factor de fertilización fosfatada mostró efectos significativos a partir de los 50 ddt, donde las plantas fertilizadas con 230-50-150 y 230-75-150 produjeron mayor número de ramificaciones durante el ciclo de cultivo (160 días). Las plantas fertilizadas con 230-25-150 mostraron un número de ramificaciones estadísticamente similar a los dos tratamientos mencionados hasta los 90 ddt, después de esta fecha redujeron su ramificación. Las plantas fertilizadas con 230-0-150 presentaron significativamente menor número de ramificaciones, con respecto al resto de los tratamientos desde los 50 ddt hasta que concluyó el ciclo de cultivo. Las plantas testigos (sin fertilización) presentaron una producción media de ramificaciones, pero estadísticamente superior a las fertilizadas con 230-0-150 (Figura 12b).

La comparación de medias ($p \leq 0.05$) por la combinación de ambos factores (Figuras 13a-13b), indica que el tratamiento con mayor número de ramificaciones durante el ciclo del cultivo fue el inoculado y fertilizado con la dosis 230-25-150, seguido por el tratamiento inoculado y fertilizado con 230-50-150 (Cuadro 3A). El tratamiento inoculado y fertilizado con 230-75-150 mostró una producción intermedia de ramificaciones, situación similar al tratamiento sin HMA y fertilizado con 230-75-150. Los tratamientos con menor producción de ramificaciones fueron: el tratamiento inoculado/fertilizado con 230-0-150 (Figura 13a), el tratamiento sin inocular/fertilizado con 230-0-150, y las plantas testigo sin inocular/sin fertilizar (Figura 13b).

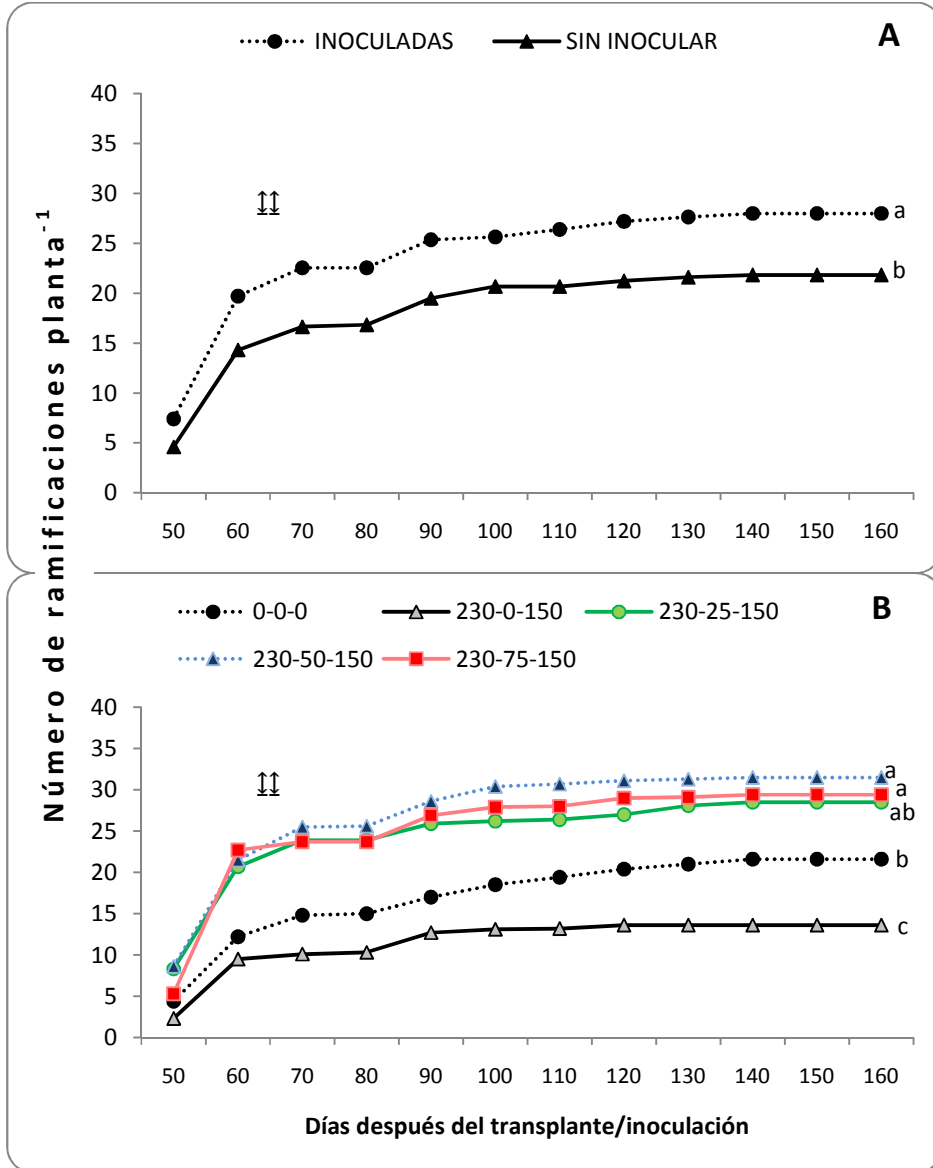


Figura 12. Dinámica del número ramificaciones de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.), por factor de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares (A) y fertilización fosfatada -kg ha^{-1} (B), durante 160 días en condiciones de invernadero; $n=5$. Tratamientos en cada gráfica con la misma letra a los 160 días después del trasplante son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 3.33 para A y 7.44 para B. Segunda fecha de fertilización según tratamiento (⇕⇕): 50% N y 50% K.

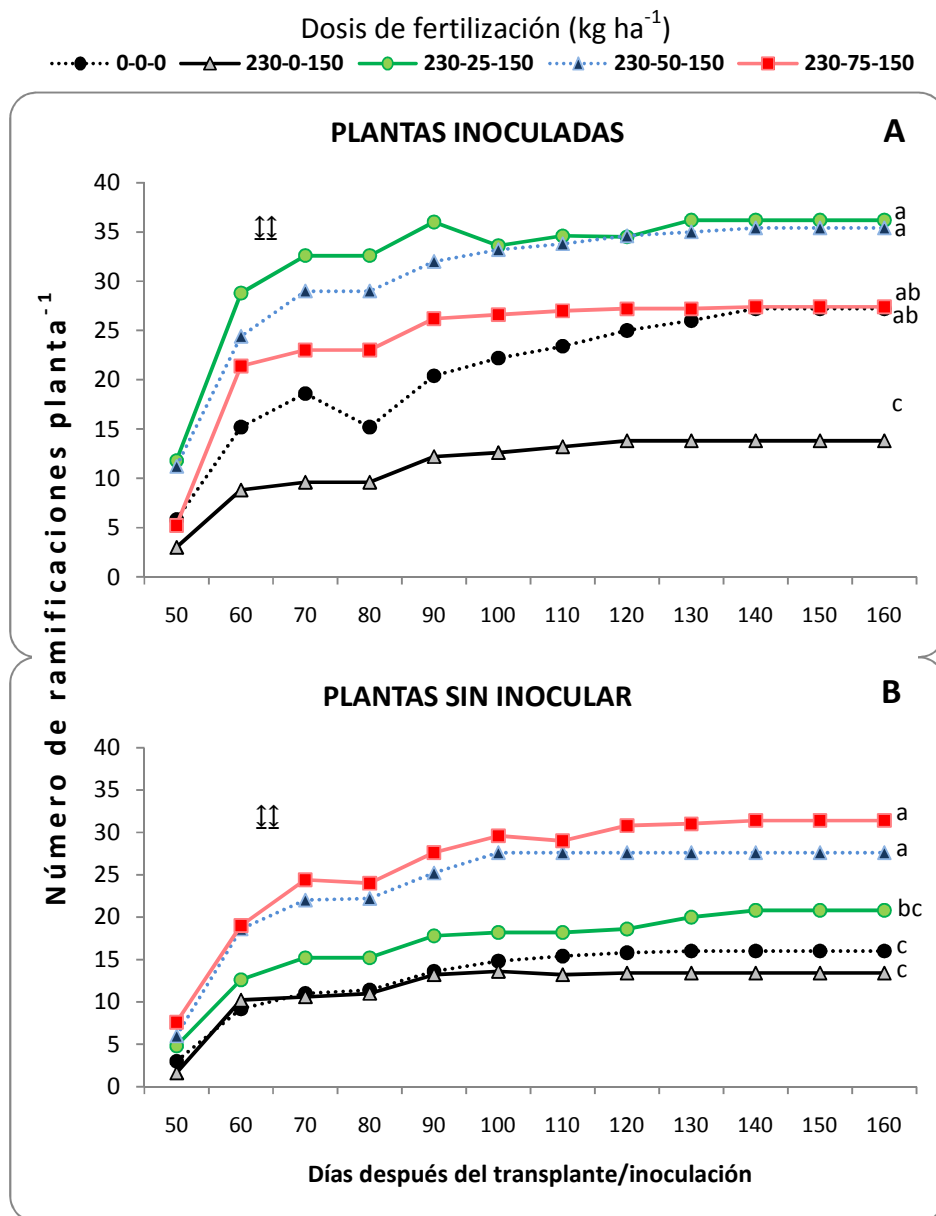


Figura 13. Dinámica del número de ramificaciones de chile guajillo (*Capsicum annum* L.), por tratamientos inoculados con hongos micorrízicos arbusculares (A) y tratamientos sin inocular (B), durante 160 días en condiciones de invernadero; n=5. Tratamientos en ambas gráficas con la misma letra a los 160 días después del trasplante son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 9.94. Misma simbología para tratamientos de fertilización para ambas gráficas. Segunda fecha de fertilización según tratamiento (⇓⇓): 50% N y 50% K.

El análisis de varianza para el peso seco de la parte aérea (a los 175 ddt) por tratamiento, muestra que la fertilización con las dosis 230-75-150 y 230-50-150 en plantas inoculadas y sin inocular tuvieron mayor peso seco de la parte aérea. Los tratamientos inoculados y sin inocular fertilizados con 230-25-150, mostraron una ligera reducción en comparación con los tratamientos mencionados; mientras que los tratamientos testigos sin y con inocular, además del tratamiento sin inocular/fertilizado con 230-0-150 mostraron el menor peso seco (Figura 14).

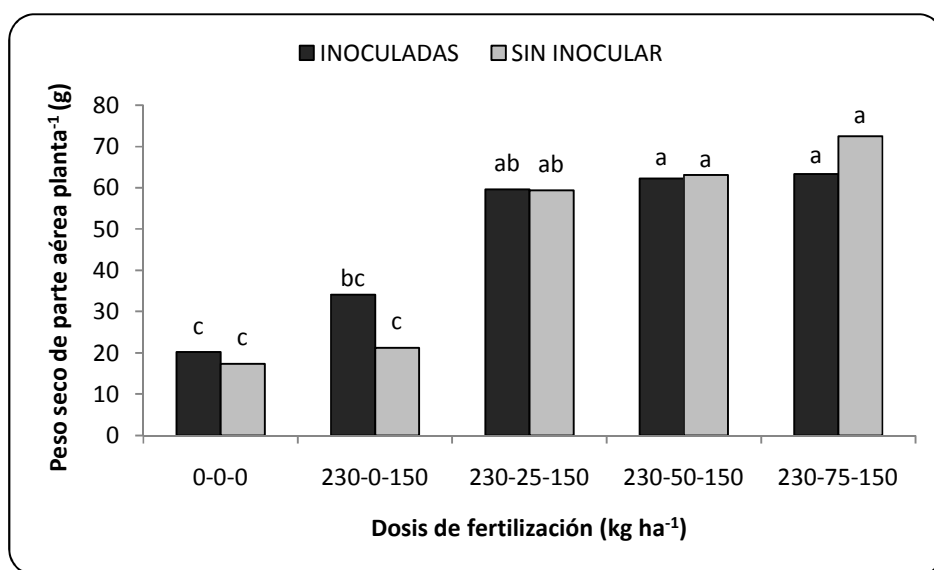


Figura 14. Peso seco de la parte aérea (hojas y tallo) de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) por tratamiento, determinado al final del ciclo de cultivo (175 ddt) establecido en condiciones de invernadero; n=5. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 27.61.

La comparación de medias indica que no se presentaron efectos significativos por el factor inoculación (Figura 15a); en contraste, el factor fertilización fosfatada presentó diferencias estadísticas, donde las plantas fertilizadas con 230-75-150, 230-50-150 y 230-25-150 produjeron mayor peso de la parte aérea, mientras que las plantas fertilizadas con la fórmula 230-0-150 y el testigo sin fertilizar tuvieron menor peso (Figura 15b).

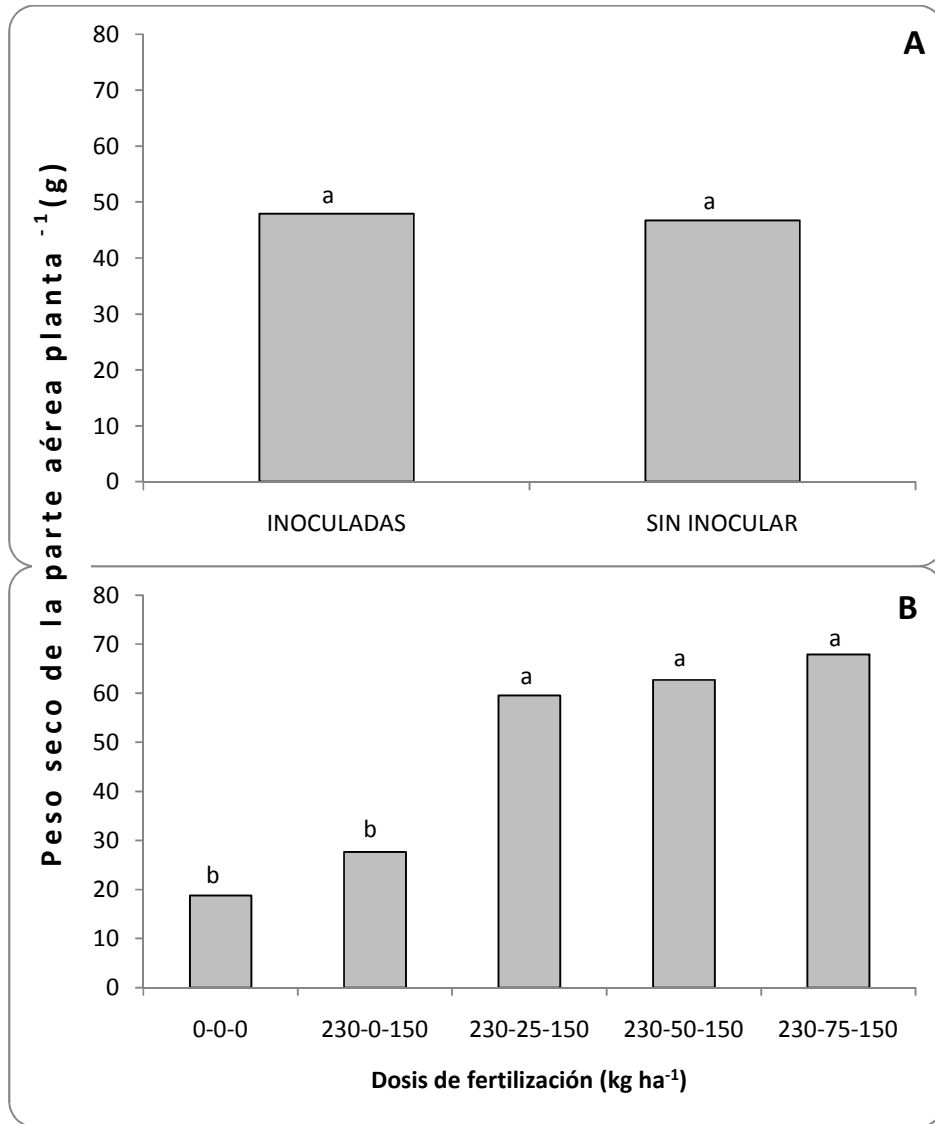


Figura 15. Peso seco de la parte aérea (hojas y tallo) de chile guajillo (*Capsicum annum* L.), por factor inoculación con hongos micorrízicos arbusculares (A) y factor fertilización fosfatada (B), determinado al final del ciclo de cultivo (175 ddt) establecido en condiciones de invernadero; n=5. Tratamientos en cada gráfica con la misma letra son estadísticamente similares (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 7.60 para A y de 16.53 para B.

4.2 RESPUESTA DEL ESTADO NUTRIMENTAL DE LAS PLANTAS

El análisis de varianza al que se sometieron los valores obtenidos del análisis químico de tejido vegetal, realizado a los 98 ddt, mostró diferencias significativas por el factor inoculación, determinando mayor contenido nutrimental de nitrógeno (Figura 16a), fósforo (Figura 16b) y calcio (Figura 16d) en las plantas inoculadas con los HMA, en lo que respecta al potasio (Figura 16c), magnesio (Figura 16e) y zinc (Figura 16f) no se obtuvieron diferencias significativas entre las plantas inoculadas y sin inocular.

De los seis nutrimentos analizados, sólo el fósforo se determinó que tanto las plantas micorrizadas como aquellas que no fueron inoculadas, se encontraron bajo el nivel crítico referido para el cultivo de chile, mientras que para calcio solo las plantas sin inocular se encontraron bajo el nivel crítico. Este último efecto fue sustentado con lo observado durante el experimento, ya que se localizaron 25 frutos con deficiencia de Ca (Figura 17), y 21 de ellos se encontraron en plantas sin inocular, y únicamente cuatro frutos correspondieron a plantas inoculadas.

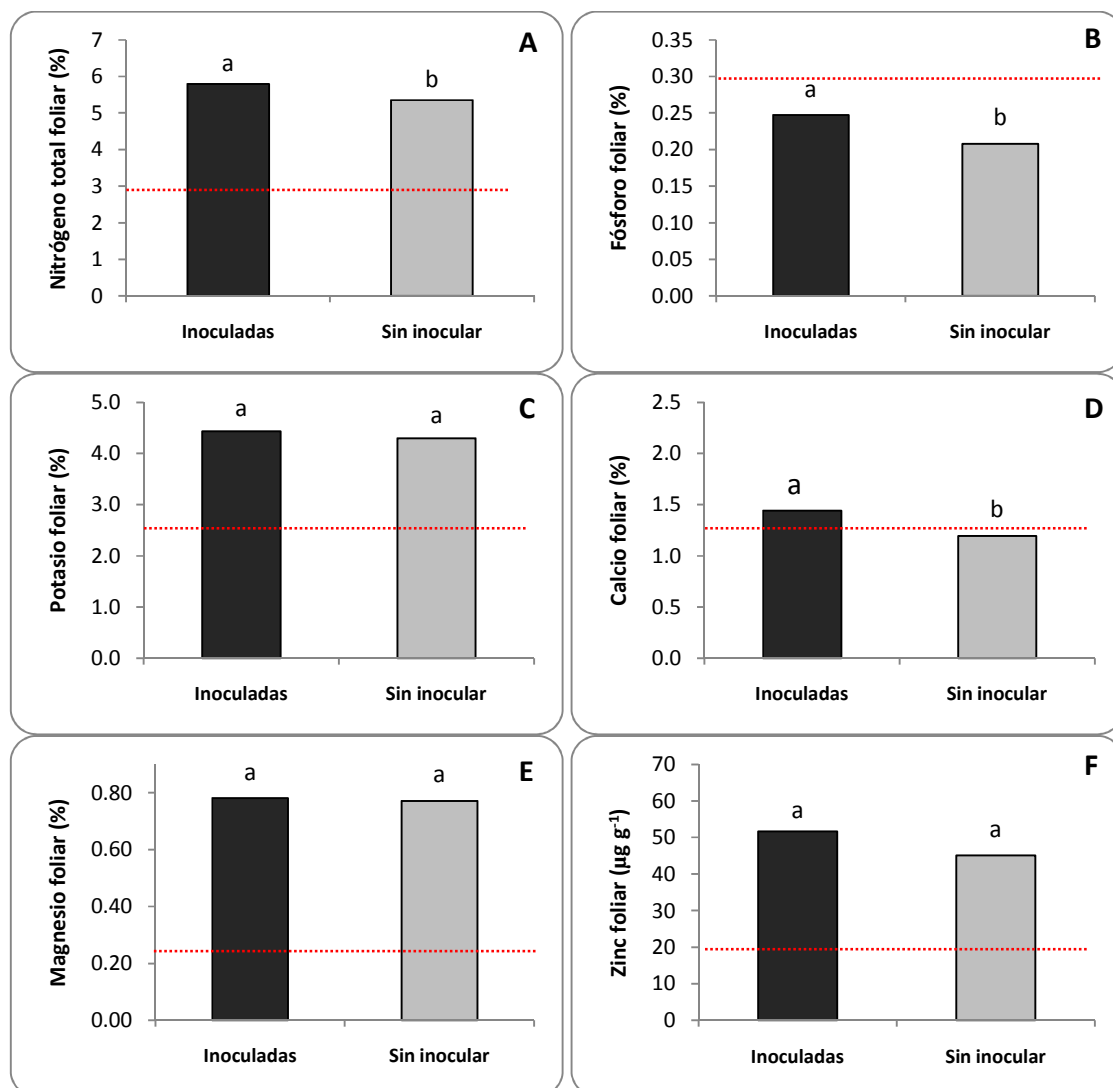


Figura 16. Contenido nutrimental en hoja de chile guajillo (*Capsicum annum* L.), establecido en condiciones de invernadero, nitrógeno (A), fósforo (B), potasio (C), calcio (D), magnesio (E) y zinc (F) por efecto del factor inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y sin inocular, determinado a los 98 días después del trasplante/inoculación; n=5. Tratamientos en cada gráfica con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia mínima significativa de 0.312 para nitrógeno, 0.03 para fósforo, 0.31 para potasio, 0.19 para calcio, 0.06 para magnesio y 7.80 para zinc. Límite crítico de requerimiento interno de cada nutriente en chile es indicado con la línea roja punteada (---) (Reuter y Robinson, 1997).



Figura 17. Fruto con la deficiencias de pudrición apical (*blossom end rot*), debido a deficiencia de calcio en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) establecido en condiciones de invernadero, correspondiente a una planta bajo el tratamiento sin inocular/ fertilizado con la dosis 230-75-150 kg ha⁻¹ a los 101 días después del trasplante.

El análisis de varianza por factor de fertilización fosfatada indicó diferencias significativas en el contenido nutrimental de nitrógeno (Figura 18a), fósforo (Figura 18b), calcio (Figura 18d) y zinc (Figura 18f), encontrándose que las plantas fertilizadas con 230-50-150 mostraron el mayor contenido de fósforo (Figura 18b), calcio (Figura 18d) y zinc (Figura 18f), mientras que el nitrógeno fue estadísticamente igual en todos los tratamientos fertilizados (Figura 18a). En el caso de potasio (Figura 18c) y magnesio (Figura 18e) no se presentaron diferencias significativas en los distintos niveles de fertilización fosfatada y por lo tanto todos se encontraron arriba del nivel crítico nutrimental para Chile.

Los 25 frutos que se localizaron con deficiencias de Ca se distribuyeron de la siguiente manera, cinco frutos correspondieron a plantas sin fertilizar, 14 en las plantas fertilizadas con la dosis 230-0-150, uno en las plantas fertilizadas con 230-25-150 y cinco en las plantas conducidas bajo la fertilización 230-75-150.

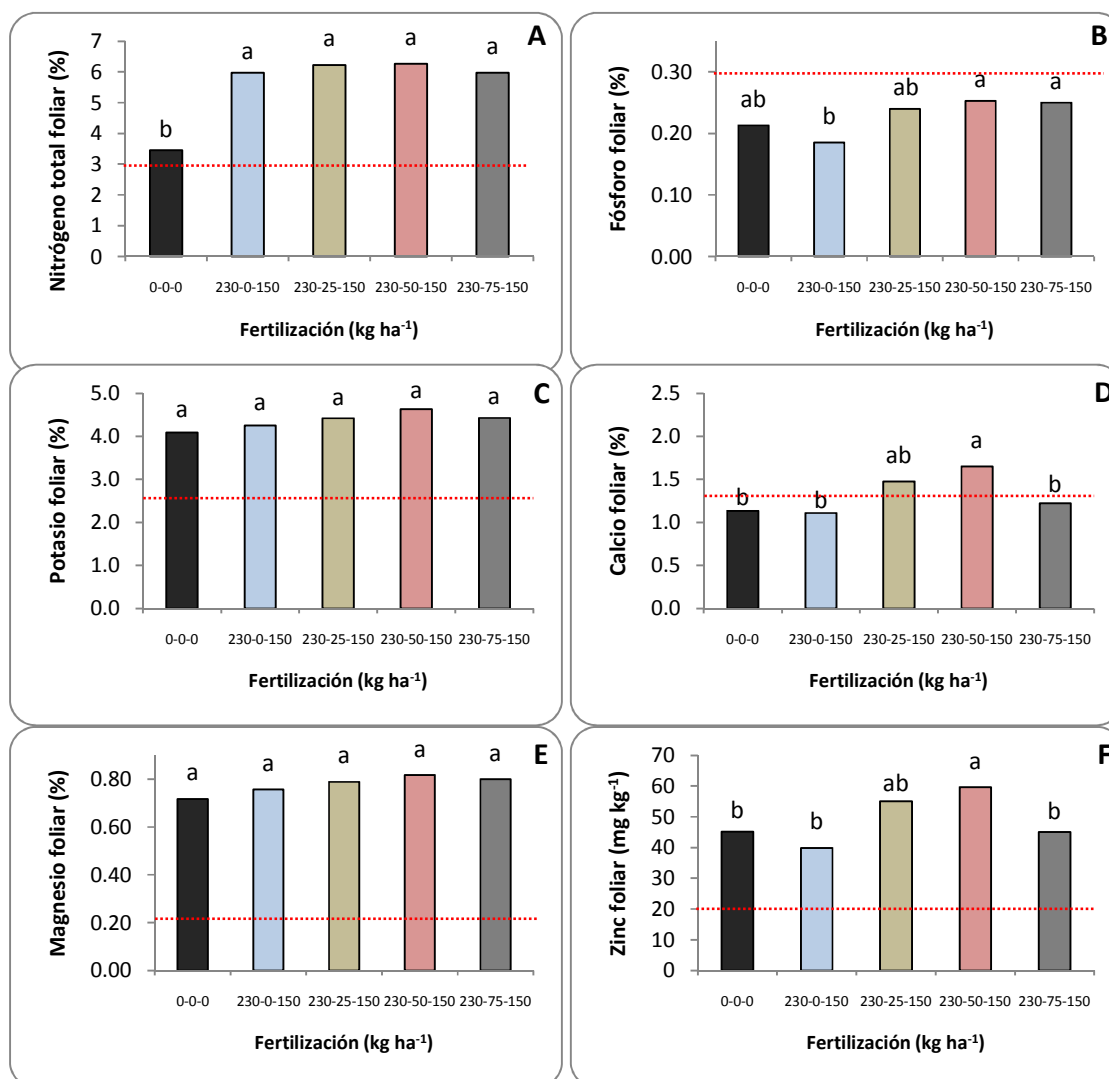


Figura 18. Contenido nutrimental en hoja de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.), establecido en condiciones de invernadero, nitrógeno (A), fósforo (B), potasio (C), calcio (D), magnesio (E) y zinc (F) por efecto del factor fertilización fosfatada (kg ha⁻¹), determinado a los 98 días después del trasplante/inoculación; n=5. Tratamientos en cada gráfica con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey p≤0.05). Diferencia mínima significativa de 0.7 para nitrógeno, 0.06 para fósforo, 0.68 para potasio, 0.42 para calcio, 0.13 para magnesio y 17.41 para zinc. Límite crítico de requerimiento interno de cada nutriente en chile es indicado con la línea roja punteada (----) (Reuter y Robinson, 1997).

Para el análisis de varianza por tratamiento, el contenido de nitrógeno resultó estadísticamente similar en todos los tratamientos, excepto en las plantas testigo (Figura 19a), aunque todos los tratamientos se ubicaron por arriba del límite del requerimiento interno. El fósforo mostró diferencias significativas (Figura 19b), donde el tratamiento inoculado y fertilizado con 230-50-150 fue significativamente mayor, ubicándose dentro del límite crítico de requerimiento interno, seguido por el tratamiento inoculado/fertilizado con 230-25-150, aunque éste se localizó por debajo del rango de suficiencia adecuado. El tratamiento con menor contenido de P fue el fertilizado con 230-0-150 e inoculado.

La comparación de medias para potasio (Figura 19c) y magnesio (Figura 19e) no presentó diferencias significativas entre tratamientos, además todas las plantas estuvieron dentro del rango óptimo de suficiencia de estos dos nutrimentos.

El contenido nutrimental para Ca presentó diferencias significativas entre tratamientos; los tratamientos estadísticamente superiores fueron los inoculados/fertilizados con 230-25-150 y 230-50-150, ambos ubicados dentro del límite crítico de requerimiento interno (Figura 28d). Los 25 frutos que se encontraron con pudrición apical (por deficiencia de Ca) fueron localizados de la siguiente manera: dos frutos en las plantas inoculadas/sin fertilización, dos en las plantas inoculadas/fertilizadas con 230-0-150, tres en las plantas sin inocular/sin fertilizar, 12 en las plantas sin inocular/fertilizadas con 230-0-150, uno en las plantas sin inocular/fertilizadas con 230-25-150 y cinco en las plantas sin inocular/fertilizadas con 230-75-150.

El análisis de varianza para zinc mostró diferencias significativas (Figura 19f), donde el tratamiento inoculado/fertilizado con 230-25-150 fue estadísticamente superior al resto de los tratamientos. El tratamiento con menor contenido de Zn fue el fertilizado con 230-0-150 sin inocular. Todos los tratamientos estuvieron dentro del rango de suficiencia de este nutrimento.

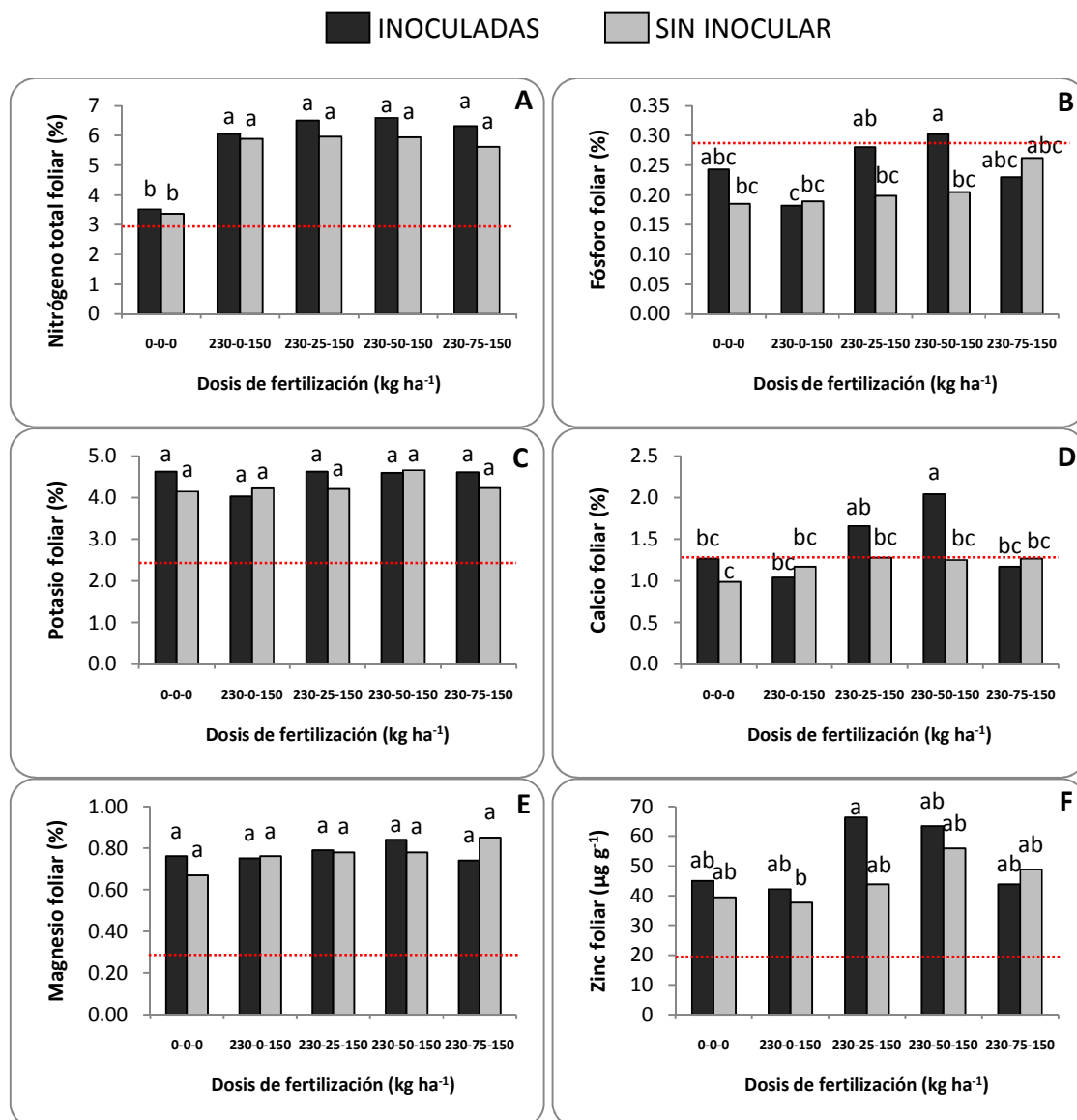


Figura 19. Contenido nutrimental en hoja de chile guajillo (*Capsicum annum* L.), establecido en condiciones de invernadero, nitrógeno (A), fósforo (B), potasio (C), calcio (D), magnesio (E), y zinc (F), por efecto del tratamiento, a los 98 días después del trasplante/inoculación; n=5. Tratamientos en cada gráfica con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$) con diferencia significativa mínima de 1.18 para nitrógeno, 0.09 para fósforo, 1.16 para potasio, 0.61 para calcio, 0.21 para magnesio, y 28.23 para zinc. Límite crítico de requerimiento interno de cada nutriente en chile es indicado con la línea roja punteada (---), (Reuter y Robinson, 1997). Misma simbología de inoculación para todas gráficas.

4.3 RESPUESTA DE VARIABLES DE RENDIMIENTO

El número de flores fue evaluado a partir de los 50 ddt, al iniciar la aparición de la apertura de las primeras flores, sólo en algunas fechas se observaron diferencias estadísticas por el factor inoculación (Figura 20a), correspondiendo a los 70, 130 y 140 ddt. En esta última fecha se observó un segundo repunte en las plantas micorrizadas, mientras que las plantas sin inocular mostraron una tendencia a disminuir a partir de los 80 ddt, fecha en la que alcanzaron su máxima floración.

El factor fertilización fosfatada mostró efectos significativos desde los 70 hasta los 120 ddt (Figura 20b), ya que a partir de esta fecha todos los niveles de fertilización fueron estadísticamente similares. Las plantas fertilizadas con 230-75-150 presentaron el mayor número de flores durante el ciclo de cultivo, seguido por las plantas fertilizadas con 230-25-150 y 230-50-150. Las plantas fertilizadas con 230-0-150 produjeron menor número de flores a lo largo del experimento; las plantas sin fertilización presentaron la más baja producción de flores a partir de los 110 a los 150 ddt, respecto al resto de los tratamientos.

La comparación de medias ($p \leq 0.05$) por tratamientos (Figuras 21a-21b) mostró diferencias significativas, donde el tratamiento con mayor número de flores durante el ciclo del cultivo (Cuadro 4A) fue el fertilizado con 230-75-150 sin inocular, seguido por el tratamiento inoculado/fertilizado con 230-75-150 y el inoculado/fertilizado con 230-25-150. Los tratamientos con menor número de flores fueron el tratamiento inoculado/fertilizado con 230-0-150, el tratamiento sin inocular/fertilizado con 230-0-150, y las plantas testigo sin inocular/sin fertilizar (Figuras 21a-21b).

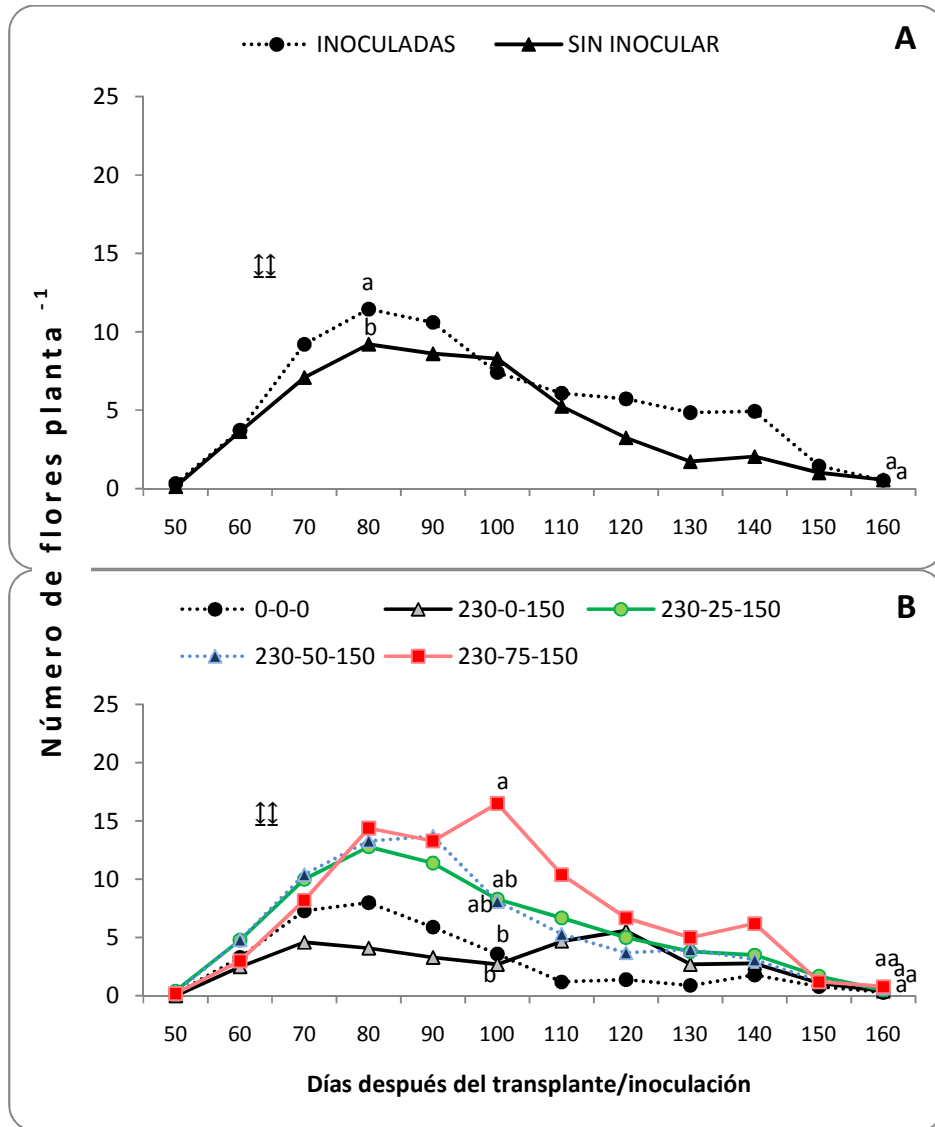


Figura 20. Dinámica de aparición de flores de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.), por factor de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares (A), y fertilización fosfatada -kg ha^{-1} (B), durante 160 días en condiciones de invernadero; $n=5$. Tratamientos en cada gráfica con la misma letra a los 80 ddt para A, 100 ddt para B, y 160 días después del trasplante en ambas gráficas son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 0.48 para A, y de 1.06 para B. Segunda fecha de fertilización según tratamiento (⇓⇓): 50% N y 50% K.

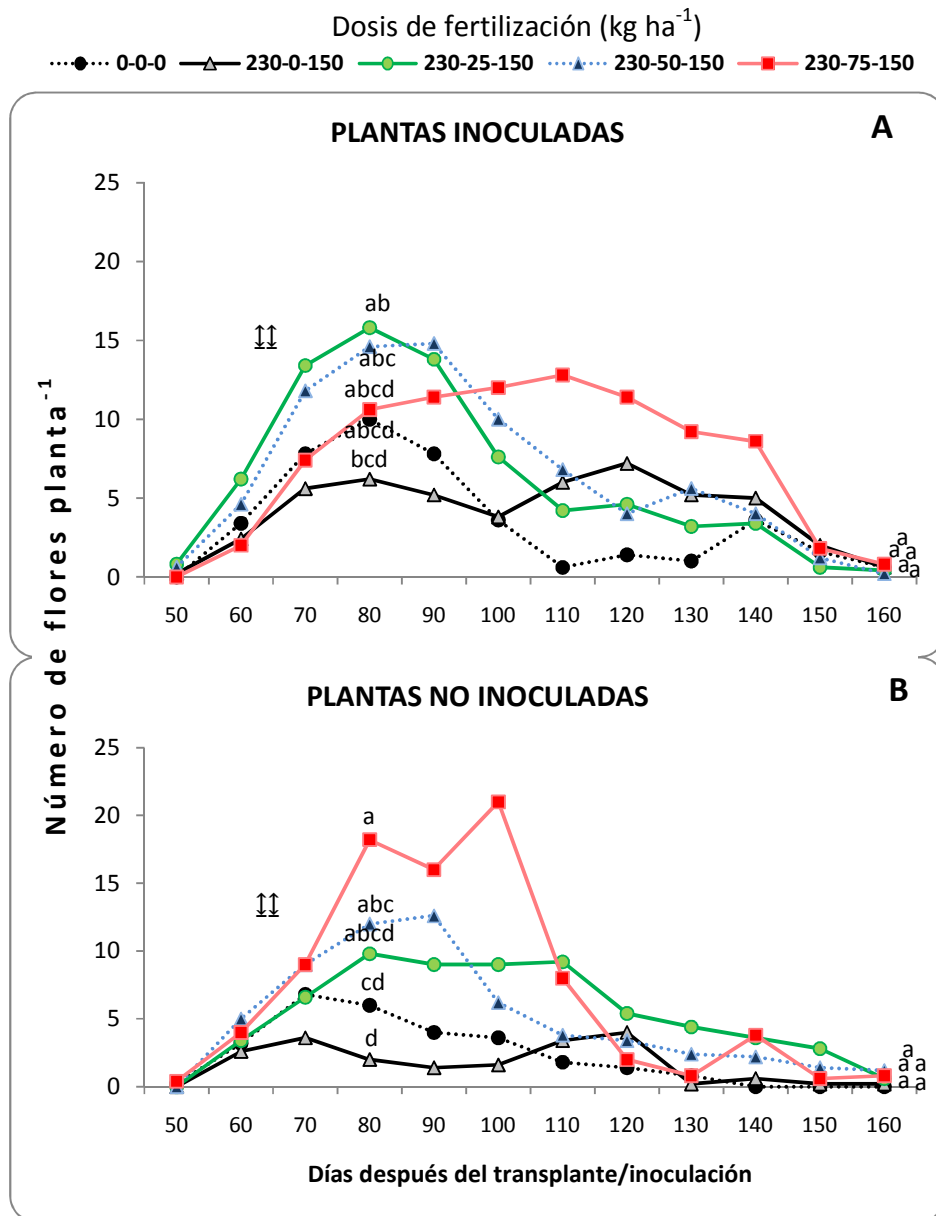


Figura 21. Dinámica de aparición de flores de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.), por tratamientos inoculados con hongos micorrízicos arbusculares (A) y tratamientos sin inocular (B), durante 160 días en condiciones de invernadero; n=5. Tratamientos en cada gráfica con la misma letra a los 80 y 160 días después del trasplante en ambas gráficas son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 1.73. Misma simbología para tratamientos de fertilización para ambas gráficas. Segunda fecha de fertilización según tratamiento (⇓): 50% N y 50% K.

El indicador de cosecha fue cuando los frutos se tornaron color rojizo (Figura 22). A los 160 ddt se realizó la cosecha de los frutos y se clasificaron según la NMX-FF-107/1-SCFI-2006 en cuatro grados de calidad, en orden descendente: extra, primera, segunda y tercera o rezaga (Figura 23). A los 30 días después de la cosecha se obtuvo el peso seco de frutos por clasificación. El factor inoculación tuvo efectos significativos para el número de frutos de primera calidad (Figura 24a), mientras que los frutos de calidad extra, segunda y rezaga fueron estadísticamente similares.



Figura 22. Frutos de chile guajillo (*Capsicum annum* L.) con la coloración típica de rojo intenso, indicador de cosecha para esta variedad. Fotografía tomada a los 150 ddt (6 de septiembre de 2010).

Para el factor de fertilización fosfatada se obtuvieron diferencias significativas en las calidades extra, primera y segunda, mientras que en los frutos de rezaga no se observaron diferencias (Figura 24b). Las plantas fertilizadas con 230-25-150 y 230-75-150 produjeron mayor cantidad de frutos de calidad extra, mientras las plantas fertilizadas con 230-75-150 y

con 230-50-150 produjeron mayor cantidad de frutos de calidad primera, solo las plantas fertilizadas con 230-50-150 produjeron la mayor cantidad de frutos de segunda. La menor cantidad significativa de frutos de calidad extra se obtuvo en las plantas fertilizadas con 230-0-150, mientras que en las plantas sin fertilizar se obtuvo el menor número de frutos de primera y segunda calidad (Figura 24b).

El análisis de varianza por tratamiento (Cuadro 5A) indica que existen diferencias significativas en el número de frutos en las calidades extra, primera y segunda; la rezaga fue similar en todos los tratamientos (Figura 25d). Las plantas inoculadas/fertilizadas con 230-25-150 produjeron mayor número de frutos de calidad extra, seguido por el tratamiento sin inocular/fertilizado con 230-75-150 (Figura 25a). El mayor número de frutos de primera y segunda calidad se obtuvo en las plantas inoculadas/fertilizadas con 230-50-150 (Figura 25b-25c). El tratamiento que produjo la menor cantidad de frutos de calidad extra, primera y segunda fue el testigo que no fue inocular ni fertilizado. Las plantas inoculadas sin fertilizar tuvieron mayor cantidad de frutos de calidad extra y primera, en comparación con los tratamientos sin inocular/sin fertilizar y sin inocular/fertilizados con 230-0-150.

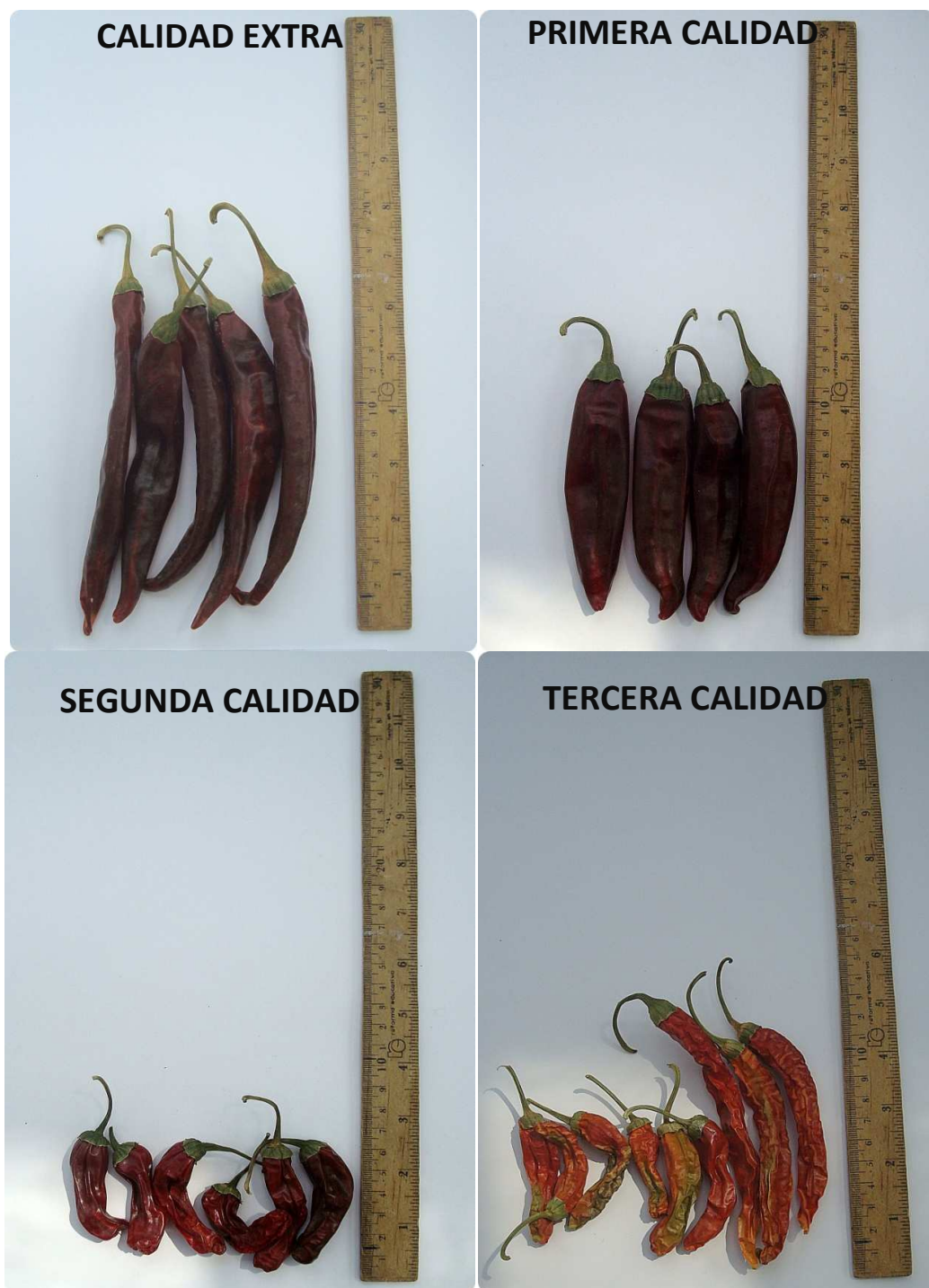


Figura 23. Clasificación de los frutos obtenidos: calidad extra: mayor de 14 cm de longitud, 3 cm de ancho y mayor de 9 g fruto⁻¹; primera calidad: de 10-14 cm de longitud, 3 cm de ancho y de 5-9 g fruto⁻¹; segunda calidad: menor de 10 cm de longitud, 3.5 cm de ancho y menor de 5 g fruto⁻¹ y tercera calidad o rezaga: frutos con mal formación, sin maduración completa y/o coloración incompleta. Misma escala en todas las fotos.

Clasificación de frutos:

EXTRA PRIMERA SEGUNDA REZAGA

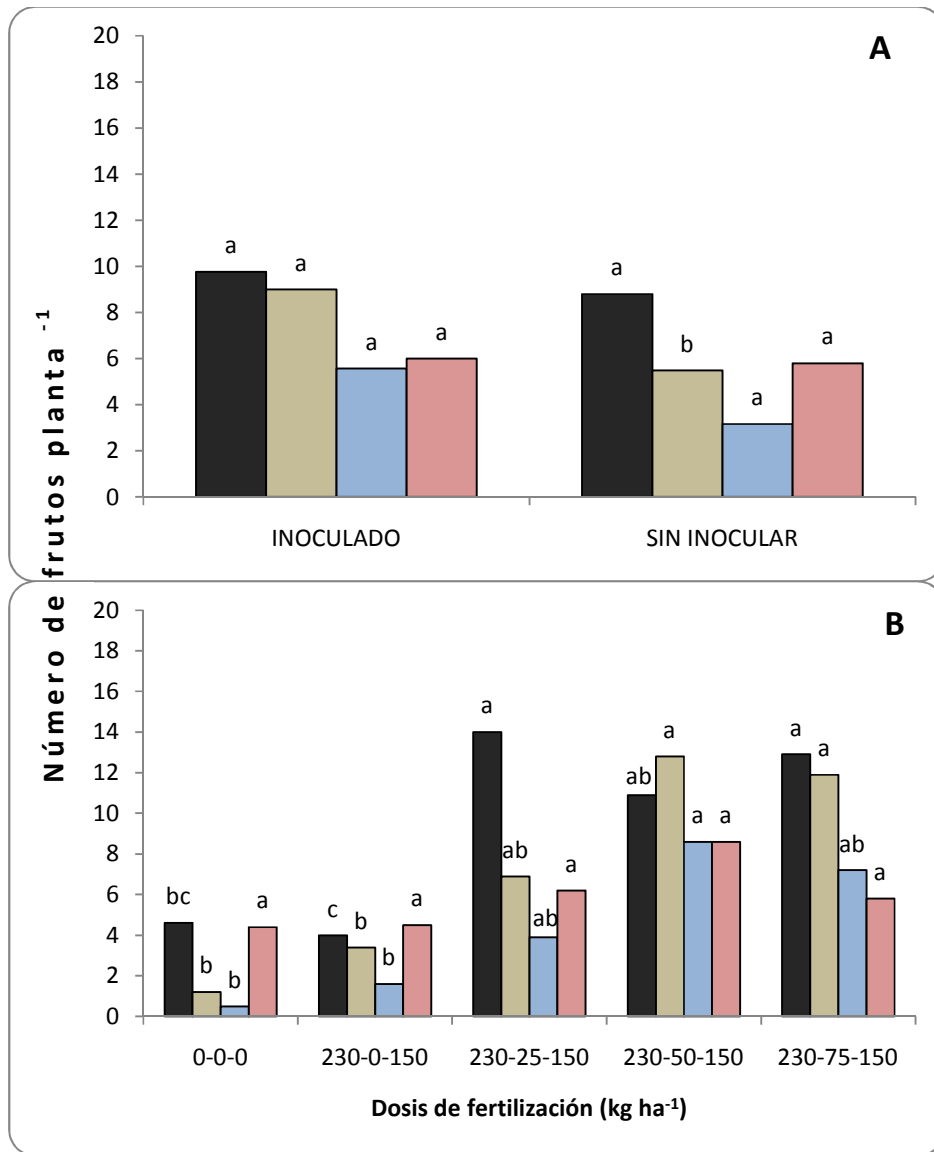


Figura 24. Número de frutos por clasificación (cosecha a los 160 ddt) en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) establecido en condiciones de invernadero, por efecto del factor de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares (A) y fertilización fosfatada (B); n=5. Número de frutos de una misma calidad en cada gráfica, con misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 2.95, 3.24, 3.03 y 2.31 para (A) y 6.60, 7.20, 6.76 y 5.17 para (B) en frutos de calidad extra, primera, segunda y rezaga respectivamente. Misma simbología de clasificación de frutos para ambas gráficas.

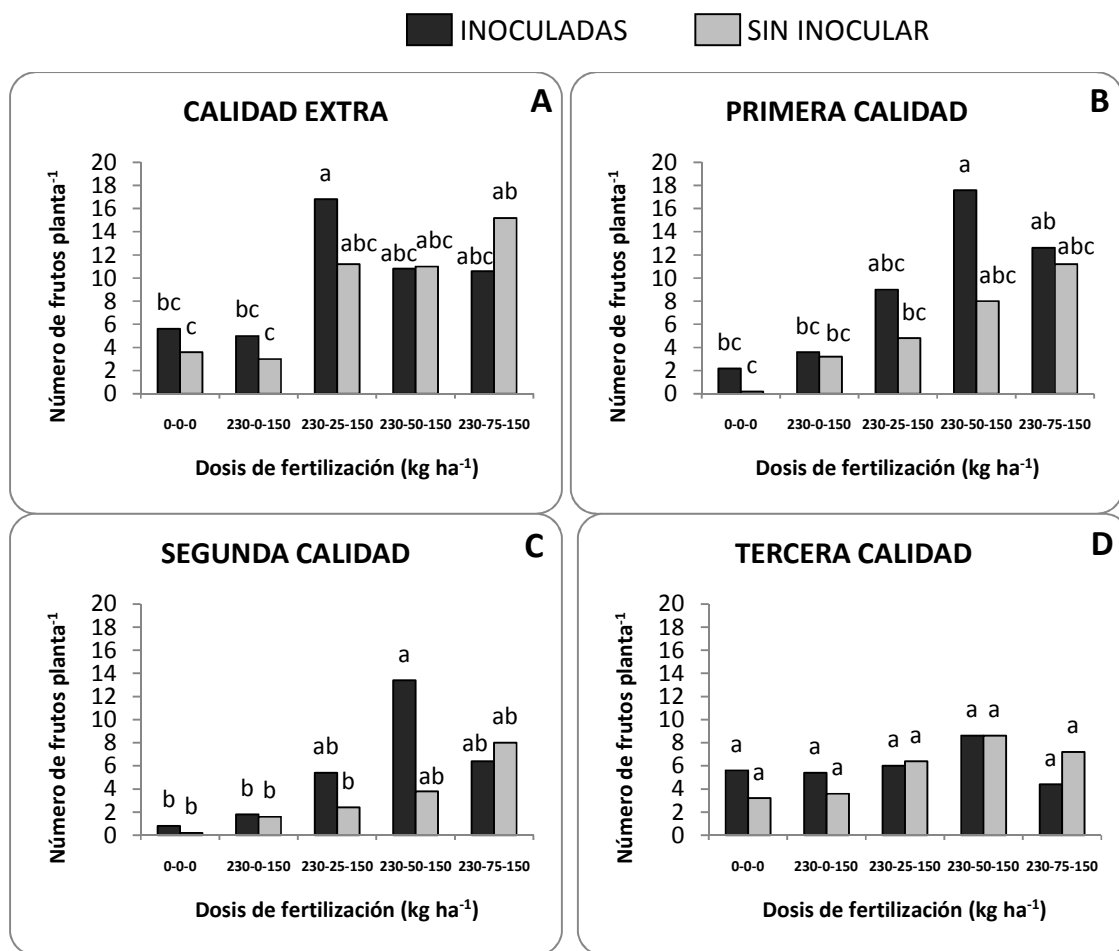


Figura 25. Número de frutos por clasificación (cosecha a los 160 ddt) en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) establecido en condiciones de invernadero, por efecto de tratamiento. Frutos clasificados en calidad extra (A), primera calidad (B), segunda calidad (C) y tercera calidad o rezaga (D); n=5. Tratamientos en cada gráfica con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$) con diferencia significativa mínima de 10.78 para frutos extra, 12.02 para frutos de primera, 10.87 para frutos de segunda y 8.76 para la rezaga ó frutos de tercera. Misma simbología de inoculación para todas las gráficas.

El análisis de varianza para el peso seco de frutos, registrado 30 días después de la cosecha, indica que el factor inoculación tuvo efectos significativos en el peso de los frutos de primera. El peso de los frutos de calidad extra, segunda y rezaga fueron estadísticamente iguales entre las plantas inoculadas con HMA y sin inocular (Figura 26a).

La comparación de medias por el factor de fertilización fosfatada, mostró diferencias significativas en las plantas fertilizadas con 230-25-150 y 230-75-150 produciendo mayor peso de frutos con calidad extra. En contraste, el mayor peso de los frutos de primera se obtuvo en las plantas fertilizadas con 230-50-150 y 230-75-150. En cuanto a los frutos de segunda calidad, el mayor peso se obtuvo en las plantas fertilizadas con 230-50-150. El peso de frutos de rezaga (tercera calidad) fue estadísticamente similar en todas las dosis de fertilización. De manera general, para las clasificaciones extra, primera y segunda los tratamientos con menor peso de frutos fueron las plantas sin fertilización, y en las plantas fertilizadas con 230-0-150 (Figura 26b).

De acuerdo a la comparación de medias por efecto de tratamiento (combinación del factor inoculación y fertilización fosfatada), el tratamiento inoculado/fertilizado con 230-25-150 tuvo el mayor peso seco de frutos de calidad extra, seguido por el tratamiento sin inocular/fertilizado con 230-75-150 (Figura 27a). El tratamiento con menor peso de frutos de calidad extra fue, el tratamiento sin inocular/fertilizado con 230-0-150. El mayor peso de frutos de primera y segunda calidad se obtuvo con el tratamiento inoculado y fertilizado con 230-50-150, seguido por el tratamiento sin inocular/fertilizado con 230-75-150; en cambio, el menor peso de frutos de estas calidades se obtuvo en las plantas testigo sin inocular/sin fertilizar (Figura 27b-27c). En los frutos de tercera calidad no se encontraron diferencias estadísticas entre tratamientos (Figura 27d).

Clasificación de frutos:

EXTRA PRIMERA SEGUNDA REZAGA

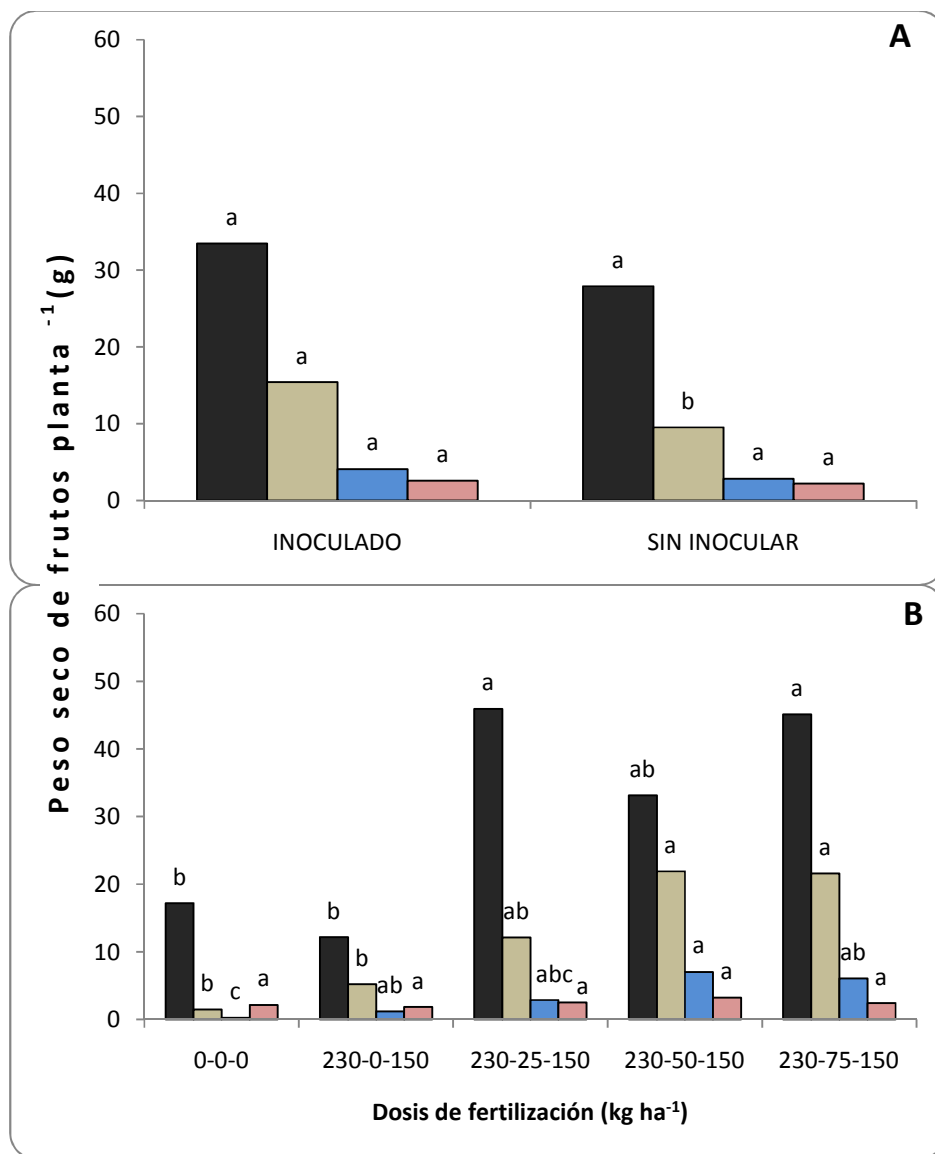


Figura 26. Peso seco de frutos por clasificación en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) establecido en condiciones de invernadero, por efecto de factor de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares (A) y fertilización fosfatada (B); n=5. Peso seco de frutos de una misma calidad en cada gráfica, con misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 9.98, 5.58, 2.52 y 0.86 para A, y 22.27, 12.46, 5.63 y 1.93 para B, en frutos de calidad extra, primera, segunda y rezaga respectivamente. Misma simbología de clasificación de frutos para ambas gráficas.

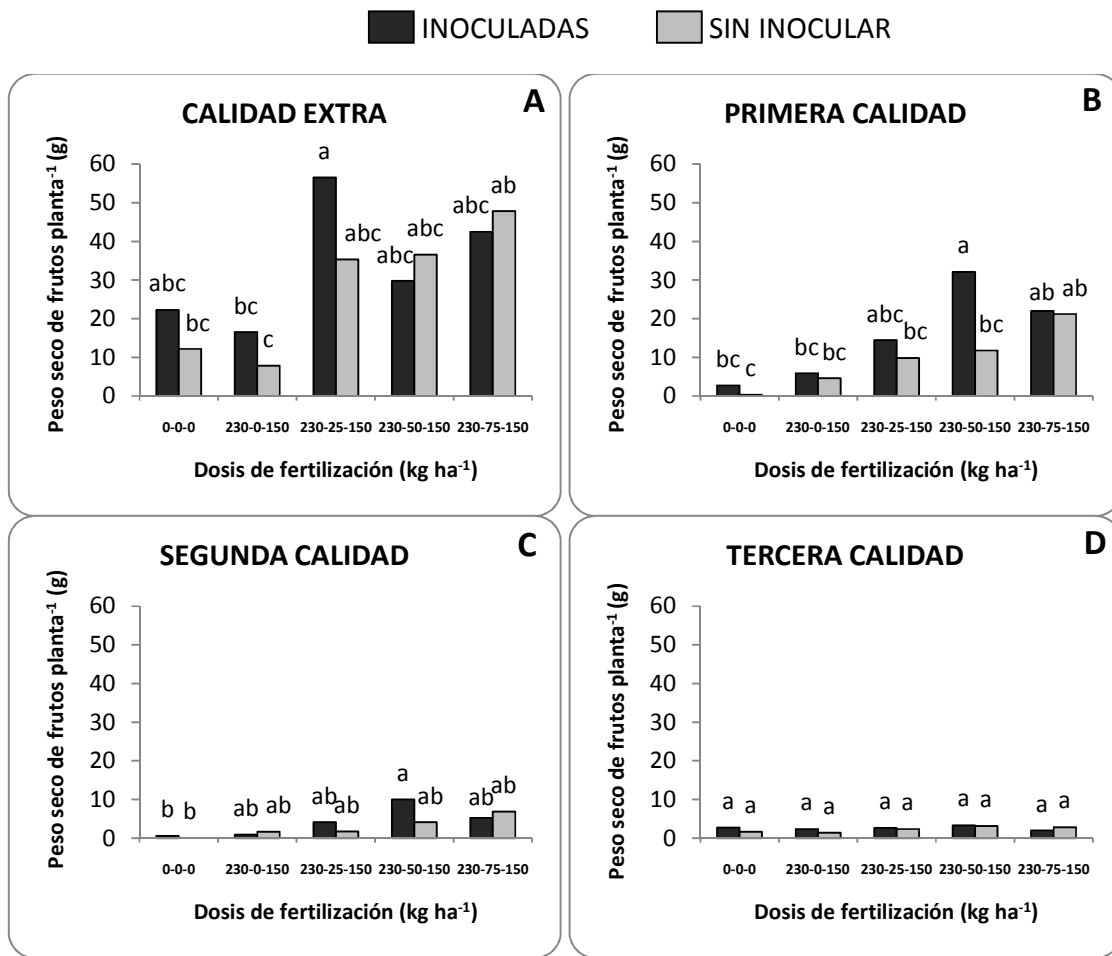


Figura 27. Peso seco de frutos por clasificación en Chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) establecido en condiciones de invernadero, por efecto de tratamiento. Frutos clasificados en calidad extra (A), primera calidad (B), segunda calidad (C) y tercera calidad o rezaga (D); n=5. Tratamientos en cada gráfica con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 36.86 para frutos extra, 19.95 para frutos de primera, 9.31 para frutos de segunda y 3.27 para la rezaga o frutos de tercera. Misma simbología de inoculación para todas las gráficas.

Considerando la sumatoria del peso seco de los frutos de las calidades extra, primera y segunda por planta, excluyendo los frutos de rezaga dado que éstos tienen un menor precio cuando se llega a vender (Cabañas y Galindo, 2004), y realizando la prueba de comparación de medias el tratamiento con mayor rendimiento por planta fue el tratamiento sin inocular/fertilizado con 230-75-150, aunque estadísticamente igual a los siguientes tratamientos: inoculado/fertilizado con 230-25-150, inoculado/fertilizado con 230-50-150, e inoculado/fertilizado con 230-75-150. Los tratamientos con menor rendimiento por planta fueron los tratamientos: sin inocular/fertilizar 230-0-150 y sin inocular/sin fertilizar (Cuadro 14).

La estimación de rendimiento por hectárea se realizó usando los datos obtenidos en la presente investigación, usando una densidad de población de 55,000 plantas por hectárea. Los mayores rendimientos, fueron los estimados en una hectárea cultivada con chile guajillo sin inocular y fertilizada con 230-75-150, ya que tendría un rendimiento de 4.16 toneladas de fruto seco. Mientras que una hectárea cultivada con chile guajillo inoculada con HMA y fertilizada con 230-25-150 se estimó un rendimiento de 4.12 toneladas de fruto seco, 40 kilogramos menos de chile que el tratamiento sin inoculación/fertilizado con 230-75-150. El menor rendimiento por hectárea fue el estimado en plantas sin inocular y sin fertilizar (680 kg ha^{-1})

Realizando una comparación entre las medias (expresado en porcentaje) de los tratamientos con misma fórmula de fertilización, pero con y sin inoculación, muestra un incremento en todas las tratamientos a favor de las plantas micorrizadas, excepto en las plantas fertilizadas con 230-75-150 donde las plantas inoculadas sufrieron un decremento del 7.93% en el rendimiento con relación al tratamiento sin inocular. El incremento más amplio se observó en las plantas sin fertilizar, en las que plantas inoculadas con HMA incrementaron su rendimiento hasta un 104.4% con relación a las plantas que no fueron inoculadas (Cuadro 14).

Cuadro 14. Peso seco de frutos planta⁻¹ que incluye únicamente calidades extra, primera, segunda, en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) cosechado a los 160 ddt bajo condiciones de invernadero, y estimación del rendimiento por hectárea de cultivo con una densidad de población de 55,000 plantas ha⁻¹.

Dosis de fertilización fosfatada (kg ha ⁻¹)	Inoculación	Peso seco de frutos planta ⁻¹	Rendimiento de fruto seco (ton ha ⁻¹)*	Porcentaje de diferencia
0-0-0	Inoculado	25.4 bc	1.39 bc	+104.4
	Sin inocular	12.4 c	0.68 c	
230-0-150	Inoculado	23.2 bc	1.27 bc	+67.1
	Sin inocular	13.9 c	0.76 c	
230-25-150	Inoculado	74.9 a	4.12 a	+60.3
	Sin inocular	46.8 abc	2.57 abc	
230-50-150	Inoculado	71.6 a	3.94 a	+36.8
	Sin inocular	52.4 ab	2.88 ab	
230-75-150	Inoculado	69.6 a	3.83 a	-7.93
	Sin inocular	75.7 a	4.16 a	

*Tratamientos con la misma letra son estadísticamente similares (Tukey p≤0.05). Diferencia significativa mínima de 34.9. n=5

En las Figuras 28, 29, 30, 31 y 32 se muestran comparaciones visuales entre tratamientos conducidos bajo la misma fórmula de fertilización, pero variando el factor inoculación (inoculado y sin inocular).

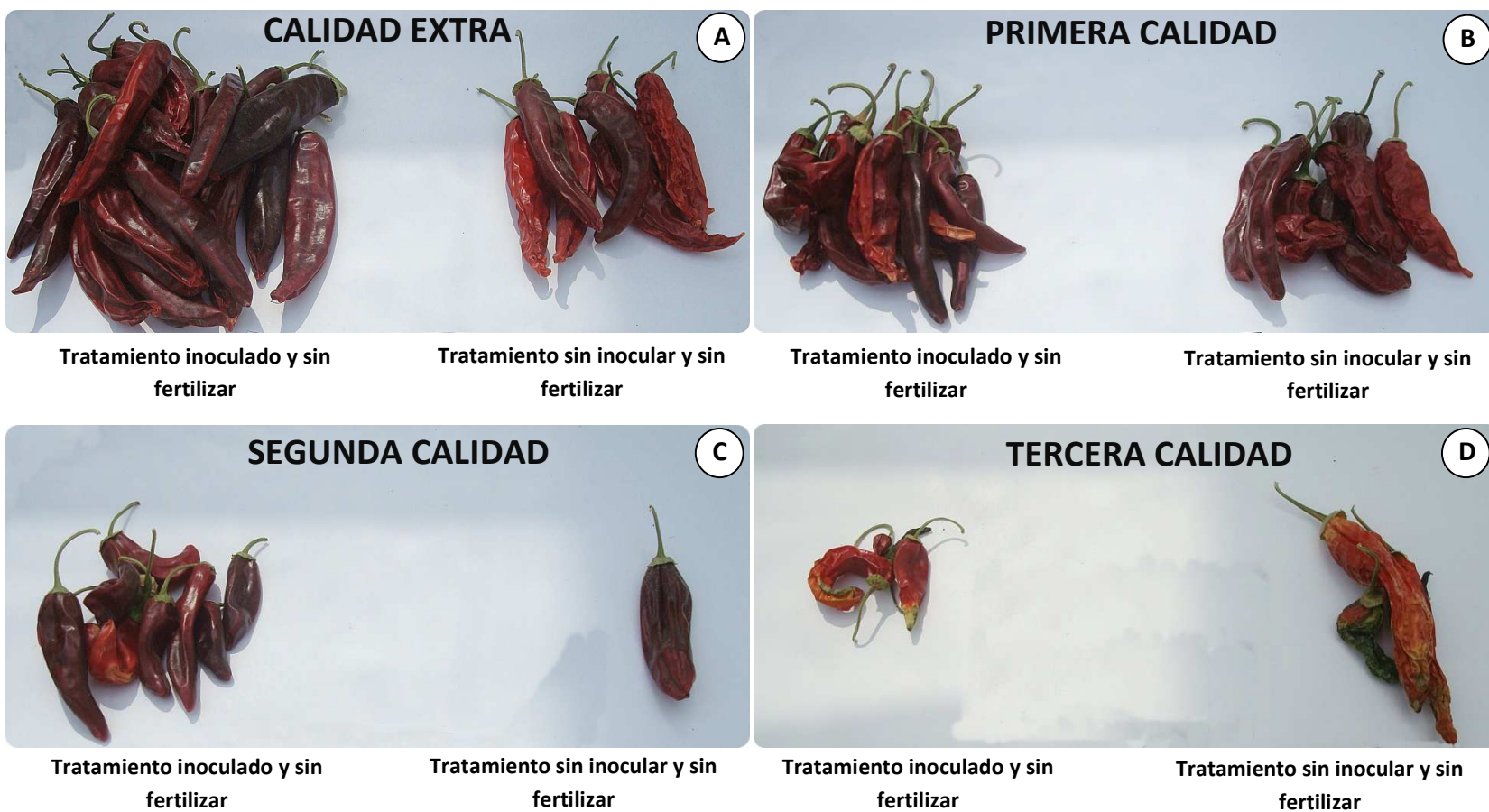


Figura 28. Comparación visual de frutos de chile guajillo (*Capsicum annum* L.) obtenido de las cinco plantas tratamiento⁻¹, sin fertilización (0-0-0) con diferente factor de inoculación: (A) frutos de calidad extra (mayor a 14 cm de longitud, 3 cm de ancho, y mayor de 9 g fruto⁻¹) (B) frutos de primera calidad (10-14 cm de longitud, 3 cm de ancho, y de 5-9 g fruto⁻¹); (C) frutos de segunda calidad (menor de 10 cm de longitud, 3.5 cm de ancho, y menor de 5 g fruto⁻¹), y (D) frutos de tercera calidad (frutos con mal formación, sin maduración completa y/o coloración incompleta).

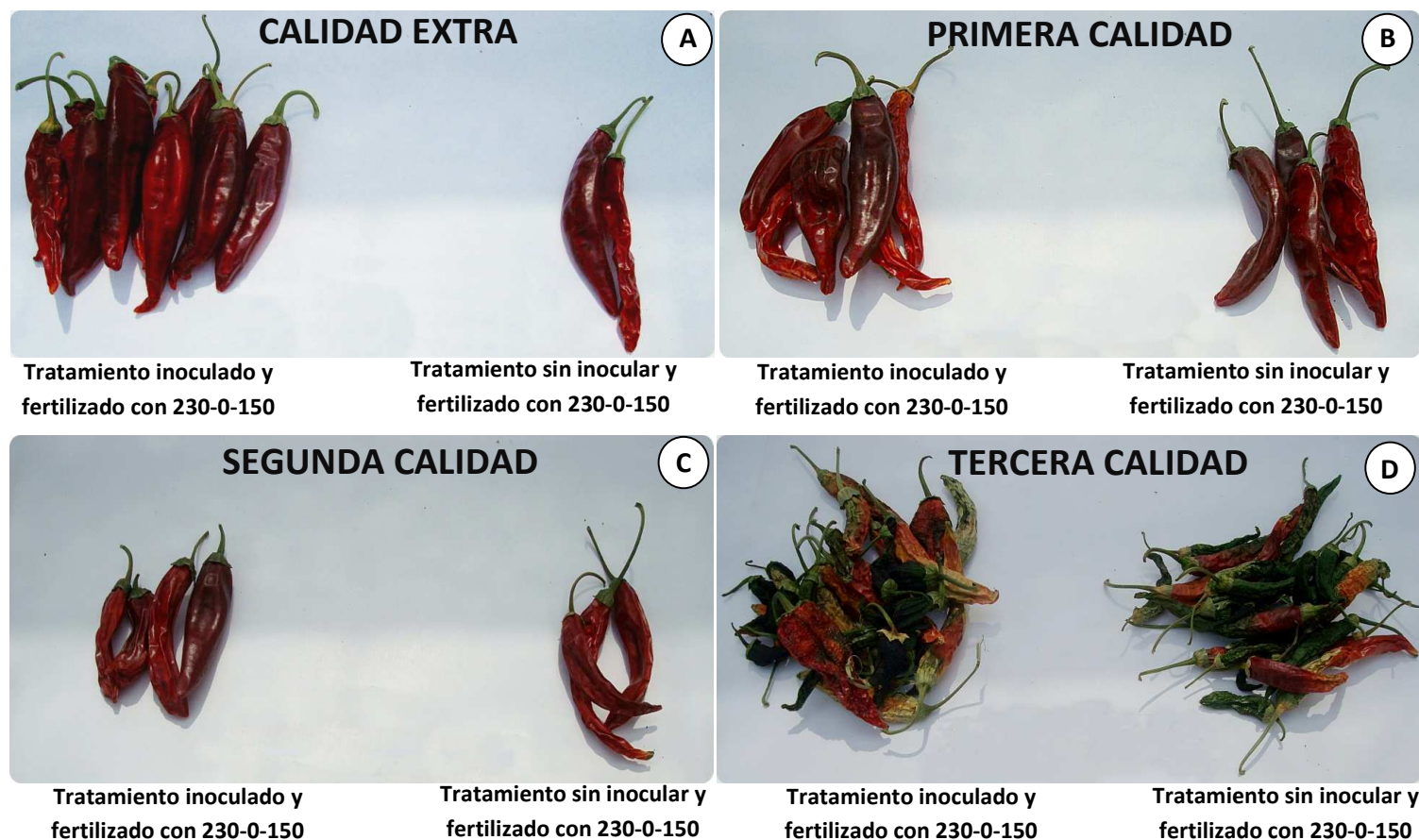


Figura 29. Comparación visual de frutos de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) obtenido de las cinco plantas tratamiento⁻¹, fertilizadas con la formula 230-0-150 con diferente factor de inoculación: (A) frutos de calidad extra (mayor a 14 cm de longitud, 3 cm de ancho, y mayor de 9 g fruto⁻¹) (B) frutos de primera calidad (10-14 cm de longitud, 3 cm de ancho, y de 5-9 g fruto⁻¹); (C) frutos de segunda calidad (menor de 10 cm de longitud, 3.5 cm de ancho, y menor de 5 g fruto⁻¹), y (D) frutos de tercera calidad (frutos con mal formación, sin maduración completa y/o coloración incompleta).



Figura 30. Comparación visual de frutos de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) obtenido de las cinco plantas tratamiento⁻¹, fertilizadas con la formula 230-25-150 con diferente factor de inoculación: (A) frutos de calidad extra (mayor a 14 cm de longitud, 3 cm de ancho, y mayor de 9 g fruto⁻¹) (B) frutos de primera calidad (10-14 cm de longitud, 3 cm de ancho, y de 5-9 g fruto⁻¹); (C) frutos de segunda calidad (menor de 10 cm de longitud, 3.5 cm de ancho, y menor de 5 g fruto⁻¹), y (D) frutos de tercera calidad (frutos con mal formación, sin maduración completa y/o coloración incompleta).



Figura 31. Comparación visual de frutos de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) obtenido de las cinco plantas tratamiento⁻¹, fertilizadas con la formula 230-50-150 con diferente factor de inoculación: (A) frutos de calidad extra (mayor a 14 cm de longitud, 3 cm de ancho, y mayor de 9 g fruto⁻¹) (B) frutos de primera calidad (10-14 cm de longitud, 3 cm de ancho, y de 5-9 g fruto⁻¹); (C) frutos de segunda calidad (menor de 10 cm de longitud, 3.5 cm de ancho, y menor de 5 g fruto⁻¹), y (D) frutos de tercera calidad (frutos con mal formación, sin maduración completa y/o coloración incompleta).

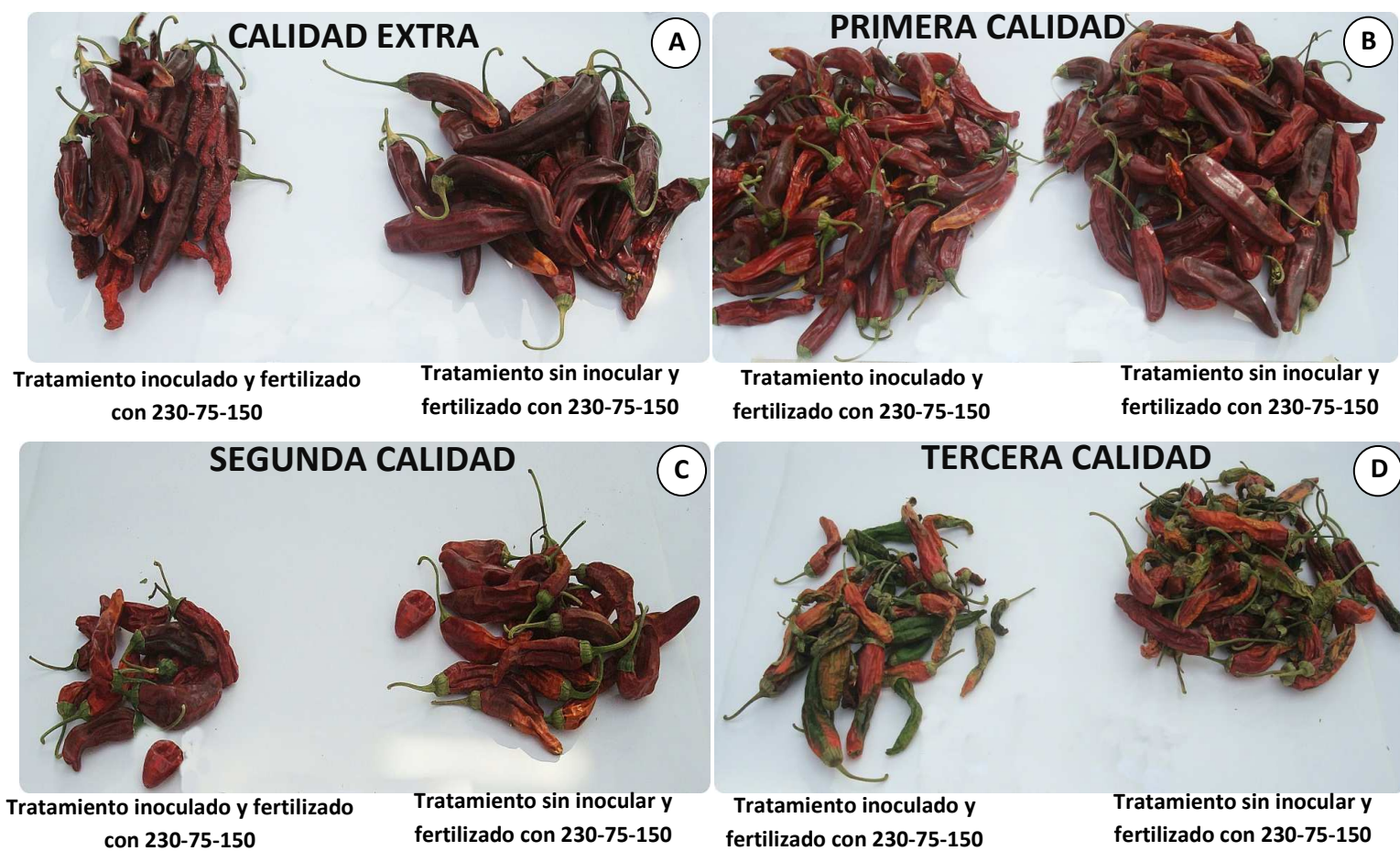


Figura 32. Comparación visual de frutos de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) obtenido de las cinco plantas tratamiento⁻¹, fertilizadas con la formula 230-75-150 con diferente factor de inoculación: (A) frutos de calidad extra (mayor a 14 cm de longitud, 3 cm de ancho, y mayor de 9 g fruto⁻¹) (B) frutos de primera calidad (10-14 cm de longitud, 3 cm de ancho, y de 5-9 g fruto⁻¹); (C) frutos de segunda calidad (menor de 10 cm de longitud, 3.5 cm de ancho, y menor de 5 g fruto⁻¹), y (D) frutos de tercera calidad (frutos con mal formación, sin maduración completa y/o coloración incompleta).

El índice de cosecha (IC) es un valor que relaciona el peso del producto de interés económico (PIE), respecto a la biomasa aérea total (Jölli y Giljum, 2005). Se considera que entre más cercano se encuentre el valor del IC a la unidad, la planta está traslocando los carbohidratos fotosintetizados al fruto, y no a las hojas o tallo, que en el caso del cultivo del chile no tienen un beneficio económico. El análisis de varianza para el índice de cosecha, usando el peso seco de la parte área y el peso seco de los frutos (peso total planta⁻¹) por tratamiento, demuestra que en las combinaciones del factor fertilización y factor inoculación, no existen diferencias significativas (Figura 33). La comparación de medias por factor inoculación indica que las plantas micorrizadas presentaron mayor IC (Figura 34a); mientras que para el factor de fertilización fosfatada las plantas fertilizadas con la dosis 230-75-150 fueron las que presentaron mayor IC, seguido por las plantas sin fertilizar, y por plantas fertilizadas con 230-25-150 y 230-50-150; en contraste, las plantas fertilizadas con 230-0-150 mostraron el menor valor del IC (Figura 34b).

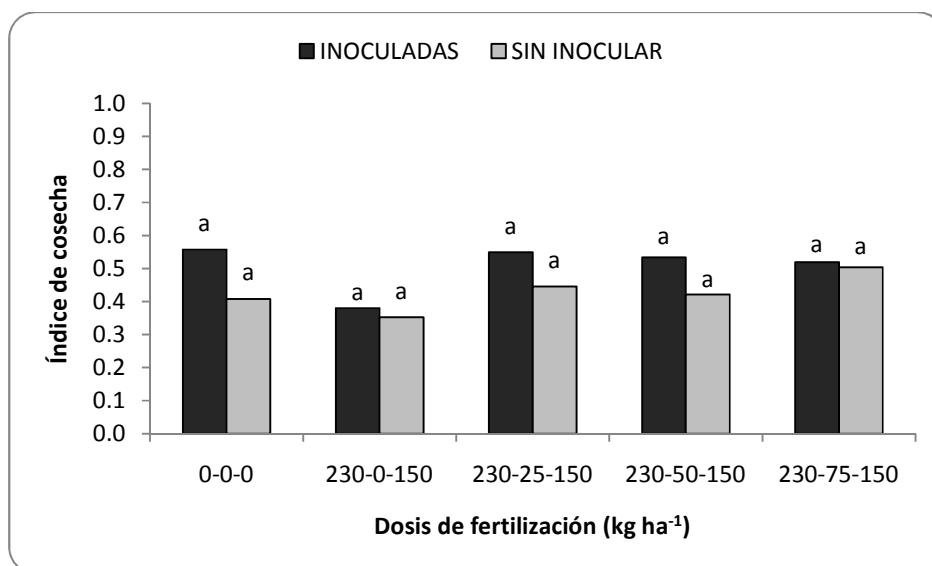


Figura 33. Índice de cosecha de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) establecido en condiciones de invernadero durante 160 ddt, por efecto del tratamiento; n=5. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 0.21.

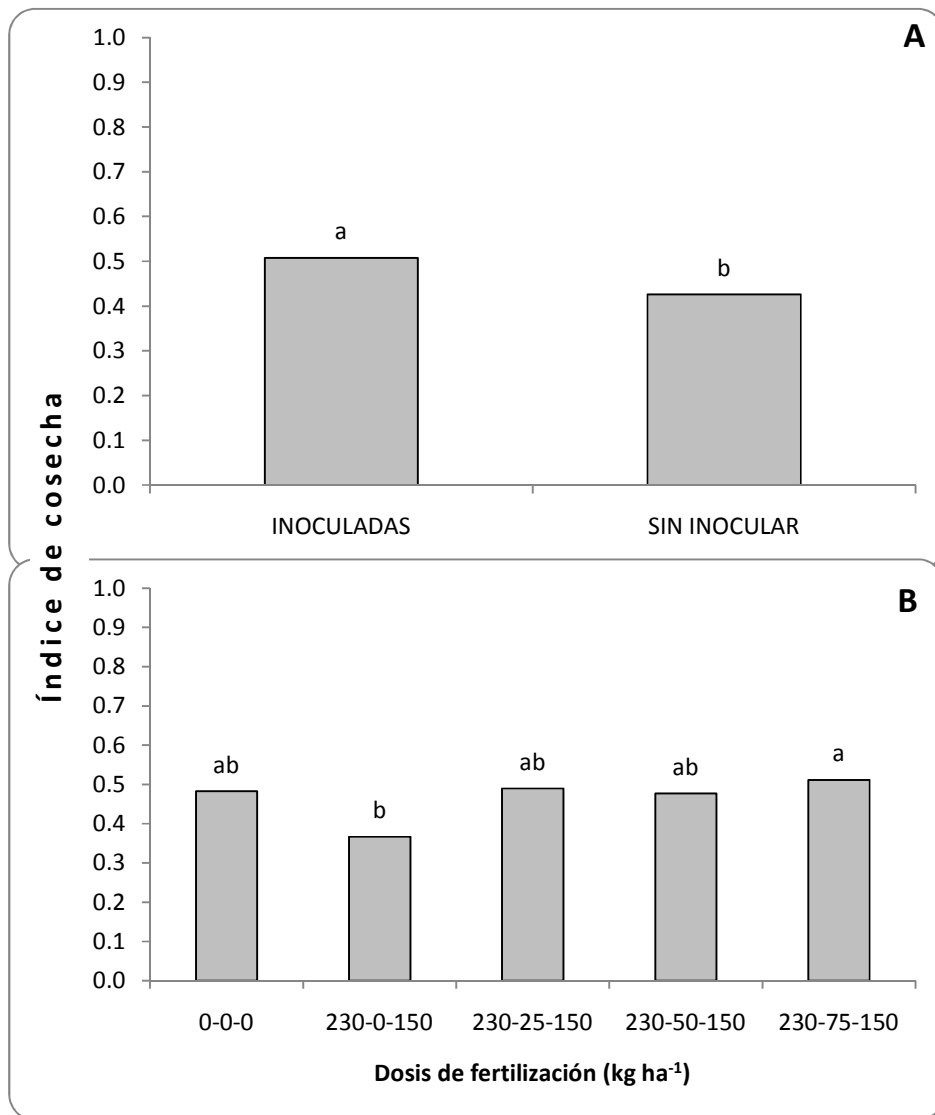


Figura 34. Índice de cosecha de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) establecido en condiciones de invernadero durante 160 ddt, por efecto del factor inoculación con hongos micorrízicos arbusculares (A) y por efecto del factor fertilización fosfatada (B); n=5. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 0.05 para A y de 0.12 para B.

4.4 pH Y CE DE LA RIZÓSFERA, Y COLONIZACIÓN MICORRÍZICA DE LA PLANTA

De acuerdo con el análisis de varianza para los valores de pH en la rizósfera, se obtuvieron diferencias significativas por tratamiento. Los tratamientos con y sin inoculación, y sin fertilización fueron los que mostraron los valores más altos de pH. En contraste, el tratamiento sin inocular y fertilizado con 230-0-150 fue el que presentó el valor más bajo de los diez tratamientos evaluados (Figura 35).

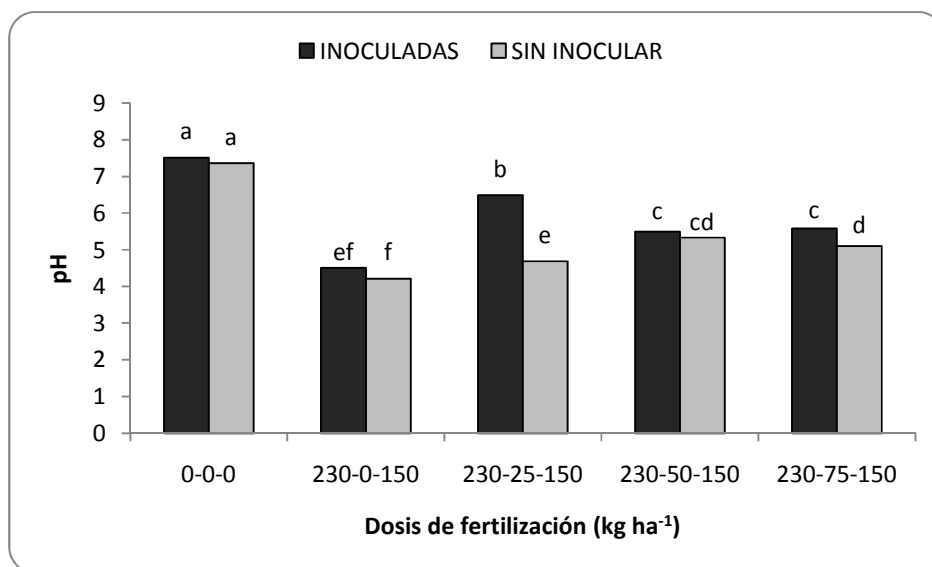


Figura 35. Comportamiento del pH de la rizósfera de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) establecido en condiciones de invernadero durante 160 ddt, por efecto del tratamiento; n=5. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 0.38. Nota: el pH del suelo al iniciar el experimento fue 6.7.

El análisis de varianza por factor de inoculación indica que el pH de la rizósfera de las plantas micorrizadas, fue mayor que las plantas sin inocular, infiriendo que la micorriza arbuscular actúa como “amortiguador” a los cambios bruscos de pH (Figura 36a). En contraste, el análisis de varianza por factor de fertilización mostró que la rizósfera de las plantas sin fertilizar (0-0-0) mostraron el mayor valor de pH (7.4), seguido por las dosis 230-25-150, 230-

50-150 y 230-75-150; por el contrario, la rizósfera de las plantas fertilizadas con 230-0-150 tuvieron el menor pH (Figura 36b).

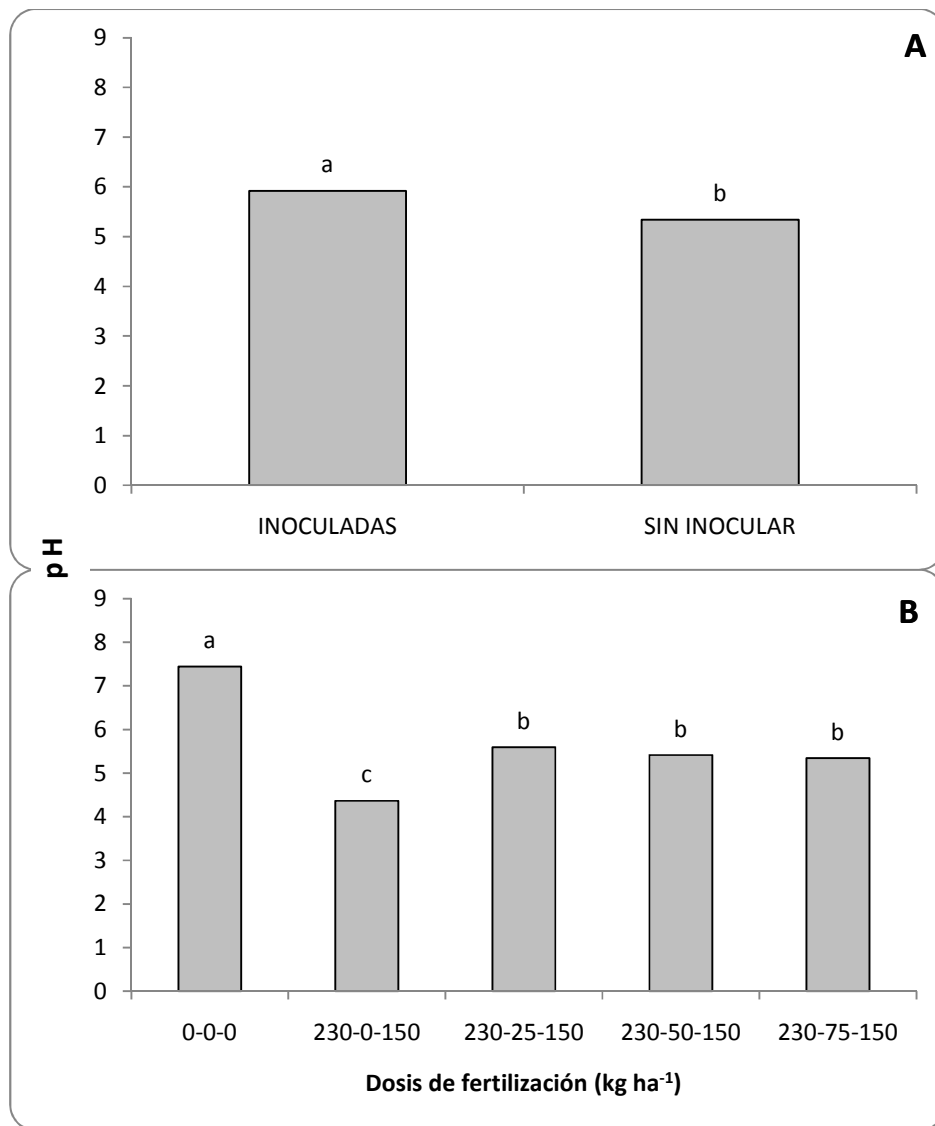


Figura 36. Comportamiento del pH de la rizósfera de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) establecido en condiciones de invernadero durante 160 ddt, por efecto de factor inoculación con hongos micorrízicos arbusculares (A) y factor fertilización fosfatada (B); n=5. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 0.21 para A y de 0.47 para B. Nota: el pH del suelo al iniciar el experimento fue 6.7.

La comparación de medias para la conductividad eléctrica (CE) mostró que los tratamientos inoculado y fertilizado con 230-50-150, sin inocular y fertilizado con 230-50-150, e inoculado y fertilizado con 230-75-150 tuvieron los menores valores. En contraste, los tratamientos con mayor CE en la rizósfera, fueron los tratamientos sin inocular y fertilizado con 230-0-150 e inoculado y fertilizado con 230-0-150 (Figura 37), concordando con los valores más altos de pH obtenidos en la rizósfera de los mismos tratamientos. De acuerdo con el análisis de comparación de medias por factor inoculación, se obtuvieron diferencias significativas entre la CE de la rizósfera de las plantas inoculadas y sin inocular, siendo estas últimas las que presentaron mayor conductividad eléctrica (Figura 38a). El análisis de varianza por factor de fertilización, indicó que la rizósfera de las plantas fertilizadas con 230-0-150 mostraron la mayor CE (1.64 dS m^{-1}), mientras que el resto de los tratamientos fertilizados tuvieron en promedio una CE de 0.6 dS m^{-1} (Figura 38b).

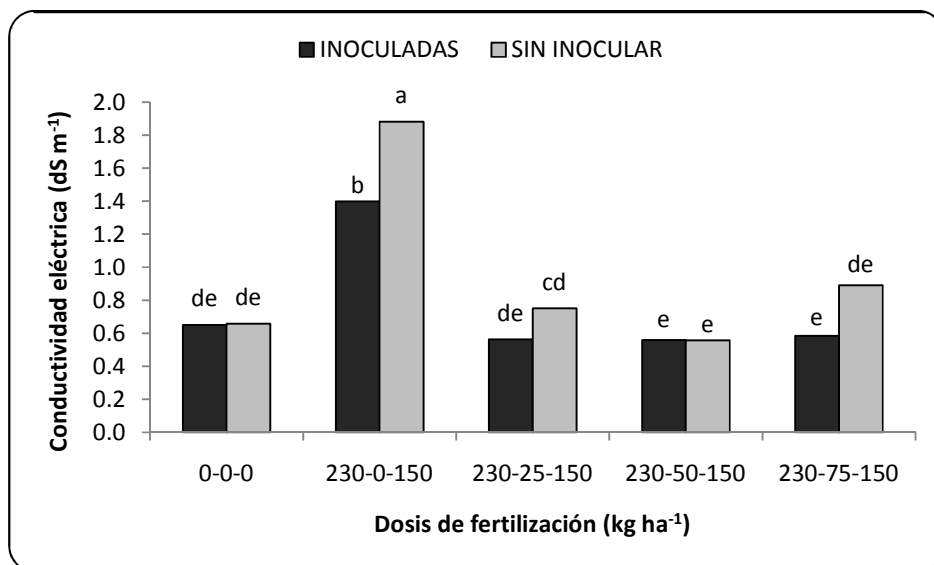


Figura 37. Comportamiento de la conductividad eléctrica de la rizósfera de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) establecido en condiciones de invernadero durante 160 ddt, por efecto del tratamiento; n=5. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 0.17 . Nota: la CE del suelo al iniciar el experimento fue de 0.1 dSm^{-1} .

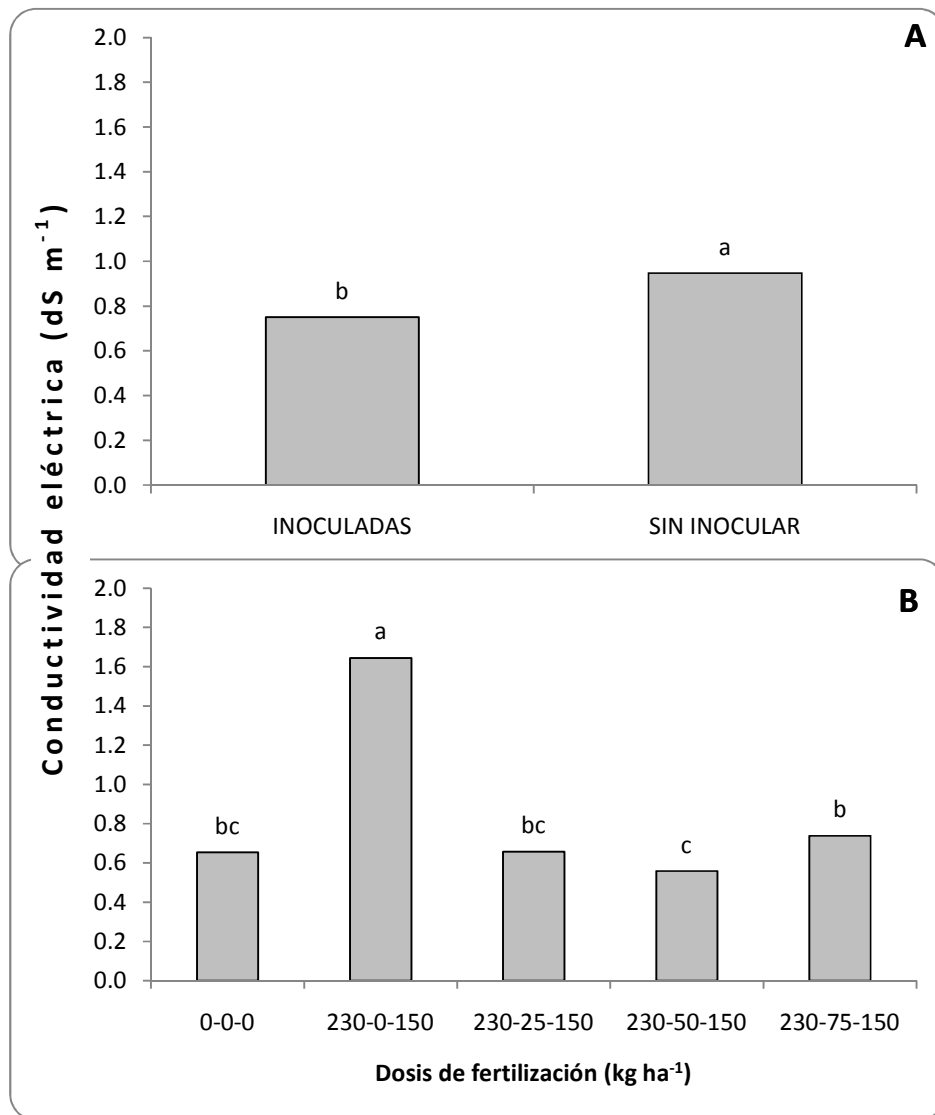


Figura 38. Comportamiento de la conductividad eléctrica de la rizósfera de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) establecido en condiciones de invernadero durante 160 ddt, por efecto del factor inoculación con hongos micorrízicos arbusculares (A) y por efecto del factor fertilización fosfatada (B); n=5. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 0.07 para A y de 0.16 para B. Nota: la CE del suelo al iniciar el experimento fue de 0.10 dSm^{-1} .

Los resultados obtenidos por tratamiento para el pH y CE determinados en la rizósfera se muestran de manera resumida en el Cuadro 15, donde se aprecia que ambas variables se encuentran estrechamente relacionadas, principalmente en los tratamientos fertilizados con 230-0-150 (inoculado y sin inocular) donde se obtuvo el menor valor de pH y el mayor valor de CE. Así mismo se aprecia que la micorriza arbuscular funciona como un “amortiguador” haciendo menos drásticos los cambios de pH y CE, generados por los fertilizantes o el agua de riego (pH de 7.5 y CE de 0.46 dS m⁻¹). Es importante señalar que los cambios producidos por el uso de fertilizantes en el pH y CE, son muy superiores a los registrados bajo condiciones de campo, sin embargo es necesario hacer notar que en campo a cada planta le corresponden aproximadamente 50 kg de suelo, mientras en el experimento se la asignaron 12 kg de suelo a cada planta, por lo que la concentración del fertilizante es mayor en esta última condición, además que el fertilizante sulfato de amonio posee uno de los índices de acidez más altos.

Cuadro 15. Valores medios para pH y conductividad eléctrica (CE) determinados en la rizósfera, después de la cosecha (160 ddt) del chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) establecido en condiciones de invernadero.

pH				
Dosis de fertilización (kg ha ⁻¹)	Inoculado	Efecto ¹	Sin inocular	Efecto
0-0-0	7.51 a	Medianamente alcalino	7.36 a	Neutro
230-0-150	4.51 ef	Fuertemente ácido	4.21 f	Fuertemente ácido
230-25-150	6.49 b	Moderadamente ácido	4.69 e	Fuertemente ácido
230-50-230	5.49 c	Moderadamente ácido	5.33 cd	Moderadamente ácido
230-75-230	5.58 c	Moderadamente ácido	5.10 d	Moderadamente ácido
CE (dS m ⁻¹) a 25°C				
Dosis de fertilización (kg ha ⁻¹)	Inoculado	Efecto ²	Sin inocular	Efecto
0-0-0	0.651 de	Sin efecto	0.658 de	Sin efecto
230-0-150	1.398 b	Sin efecto	1.882 a	Reducción en el rendimiento
230-25-150	0.561 de	Sin efecto	0.751 cd	Sin efecto
230-50-230	0.559 e	Sin efecto	0.556 e	Sin efecto
230-75-230	0.585 c	Sin efecto	0.890 de	Sin efecto

Tratamientos con la misma letra por variable, son estadísticamente iguales (Tukey, $\alpha=0.05$). Diferencia significativa mínima de 0.38 para pH y de 0.17 para CE.

¹NOM-021-SEMARNAT-2000; ²Berrios *et al.*, 2007; Rodríguez y Rodríguez, 2002

La evaluación de la colonización micorrízica en raíz se realizó a los 150 ddt, en muestras provenientes de las 50 unidades experimentales. En las plantas sin inocular no se encontró evidencia alguna que demuestre que el HMA haya colonizado a la raíz, debido a la esterilización del suelo realizado al inicio del experimento.

Las observaciones realizadas en las plantas inoculadas muestran una tendencia a la baja de la colonización micorrízica al aumentar la concentración de fertilizante fosfatado, con excepción de las muestras provenientes del tratamiento fertilizado con 230-0-150, donde se registró el porcentaje de colonización más bajo (Figura 39). El mayor porcentaje de colonización se estimó en las plantas que no fueron fertilizadas (92.92%), seguido por las plantas fertilizadas con 230-25-150 (51.95%), mientras que las plantas fertilizadas con 230-50-150 y 230-75-150 (con valores estadísticamente iguales) mostraron una reducción en el porcentaje de colonización de hasta 55.64%, con respecto a las plantas sin fertilización, estableciendo una relación inversa entre el contenido del fósforo en el suelo y el porcentaje de colonización micorrízica.

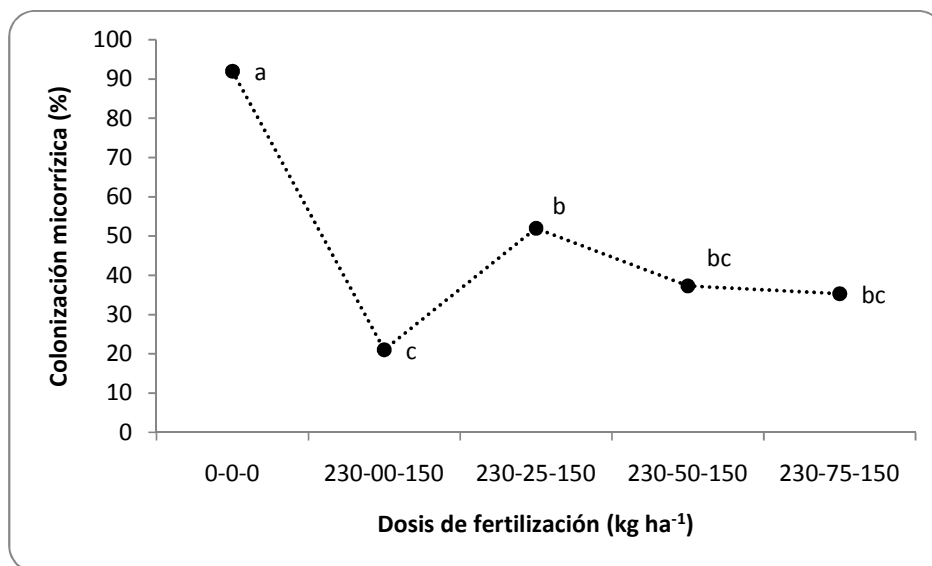


Figura 39. Colonización micorrízica en raíz de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) establecido en condiciones de invernadero, a los 150 ddt; n=5. Tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $p \leq 0.05$). Diferencia significativa mínima de 29.84.

Los resultados de colonización micorrízica obtenidos en el tratamiento 230-0-150 no guardan congruencia con los que reportan en la literatura (Ferguson y Menge, 1982; Guzmán, 1991), debido posiblemente a algún efecto experimental no identificado y por lo tanto no controlado durante el desarrollo del experimento.

Durante las observaciones para determinar la colonización micorrízica, se localizaron principalmente estructuras como micelio interno, vesículas y un par de esporas (Figura 7A), esto debido a la fecha en que se realizó el muestreo (150 ddt) ya que la actividad simbiótica se encontraba en decadencia a causa del poco intercambio de carbono-nutrientes, por lo que se supone el número de arbusculos debió de haber disminuido considerablemente (Alten *et al.*, 2002; Sánchez, 2007), debido a que la planta se encontraba en fase de senescencia lo que implica una disminución en su capacidad fotosintética (Lira, 2007).

V. DISCUSIÓN

La dinámica de altura de planta fue estadísticamente similar ($p \leq 0.05$) en las plantas inoculadas y no inoculadas durante los 160 días que duró el ciclo de cultivo, sin embargo investigaciones como Castillo *et al.* (2007) reportan mayores alturas de hasta 30.8% en plantas de *Capsicum annuum* L. inoculadas con HMA en comparación con las no inoculadas en condiciones de invernadero. Otras investigaciones como Román-García *et al.* (2001), Sreenivasa *et al.* (1993), Martínez *et al.* (2002) y Gasca (2004), sugieren también que las plantas inoculadas de Chile muestran mayor altura que las plantas control.

Durante el experimento tanto el número de hojas como de ramificaciones, fueron significativamente superiores en las plantas inoculadas en comparación con las plantas sin inocular, a partir de los 30 y 50 días después del trasplante (ddt) respectivamente, manteniendo esta condición hasta la cosecha. Resultados similares fueron obtenidos por Estrada-Luna y Davies (2003), Aguilera-Gómez *et al.* (1999), Román-García *et al.* (2001), Castillo *et al.* (2007), Manjarrez *et al.*, (1999), Suat *et al.* (2007), Sreenivasa *et al.* (1993), Ortasa *et al.* (2011) y Kayaa *et al.* (2009), quienes demostraron que la inoculación con hongos micorrízicos arbusculares aumentó el número de hojas y/o área foliar en plantas de Chile, lo cual sustenta lo obtenido en la presente investigación.

El peso seco de la parte aérea no tuvo incrementos estadísticamente significativos por el factor inoculación, a pesar de que el número de hojas de las plantas micorrizadas fue mayor. Lo anterior podría deberse a que las plantas micorrizadas produjeron hojas más pequeñas. Estos resultados difieren a los obtenidos por Estrada-Luna y Davies (2003), Aguilera-Gómez *et al.* (1999), Román-García *et al.* (2001), Castillo *et al.* (2007), Manjarrez *et al.*, (1999), Suat *et al.* (2007), Sreenivasa *et al.* (1993), Ortasa *et al.* (2011) y Kayaa *et al.* (2009), quienes afirman un aumento en la biomasa de la parte aérea en plantas de Chile inoculadas con HMA.

El estado nutricional de las plantas de Chile guajillo (*Capsicum annuum* L.), y de manera precisa para el contenido de fósforo, nitrógeno y calcio en el tejido vegetal, fue favorecido por la inoculación con los HMA, resultados que concuerdan con lo reportado en la literatura, donde

la micorriza incrementa la asimilación de P y N (Sreenivasa *et al.*, 1993; Ezawa *et al.*, 1995; Jennings, 1995; Kabir *et al.*, 1996; Aguilera-Gómez *et al.*, 1999; Manjarrez *et al.*, 1999; CORPOICA, 2000; Thingstrup *et al.*, 2000; Davies *et al.*, 2002; Gasca 2004; Duponnois *et al.*, 2005; Ouahmane *et al.*, 2007; Sánchez, 2007; Montaña *et al.*, 2008; Ortasa *et al.*, 2011), además de K (Estrada-Luna y Davies, 2003). Sin embargo, no existen reportes donde se estudie la relación entre los HMA y la mayor acumulación de calcio en el tejido de la planta, situación que realza la importancia de la presente investigación, y abre el camino para futuras investigaciones encaminadas a generar mayor información al respecto.

El número de flores fue favorecido al inocular las plantas de chile guajillo con HMA, induciendo dos fechas de mayor producción (80 y 140 ddt); en contraste, las plantas sin inocular tuvieron una máxima floración a los 80 ddt, disminuyendo con el tiempo. Castillo *et al.* (2007) reportaron mayor número de flores en plantas de chile micorrizadas, mientras que Ortasa *et al.* (2011) mencionan que la inoculación con HMA adelantó el proceso de floración en plantas de chile.

Respecto al peso y número de frutos (rendimiento) se obtuvieron incrementos en las plantas micorrizadas, para ambas variables, especialmente para los frutos de primera calidad. Aunque en el resto de las calidades (extra y segunda) no se obtuvieron diferencias significativas, se lograron observar incrementos tanto en número como peso de frutos. Incrementos en el rendimiento de chile inoculado con HMA, ha sido reportado en investigaciones de Aguilera-Gómez *et al.* (1999), Castillo *et al.* (2007), Davies *et al.* (2002), Estrada-Luna y Davies (2003), Gasca (2004), Manjarrez *et al.* (1999), Martínez *et al.* (2002), y Rueda-Puntea *et al.* (2010).

El índice de cosecha (IC) obtenido en las plantas inoculadas fue mayor que en las plantas no inoculadas, ya que el valor del IC para las primeras fue de 0.50 y 0.42 para las plantas sin inocular, valores que concuerdan con la reportado por Vázquez (2008) y Morales (1999) en condiciones de México.





Los cambios generados en el suelo por el uso de fertilizantes, en el pH y conductividad eléctrica, fueron disminuidos por el uso de los HMA, lo que podría explicar la tolerancia

brindada a las plantas hospedantes ante condiciones de salinidad (González *et al.* 2008; Hammer *et al.*, 2010) y un bajo pH (Clark, 1997), esto ha sido investigado en *Capsicum* por Kayaa *et al.* (2009) y Rueda-Puntea *et al.* (2010), obteniendo resultados favorables con el uso de los HMA, proponiendo el uso de éstos como una alternativa en condiciones adversas en suelo.



La colonización micorrízica en raíz está estrechamente relacionada al contenido de fósforo en el suelo (Ferguson y Menge, 1982; Guzmán, 1991), ya que el mayor porcentaje de colonización se obtuvo en las plantas sin fertilizar (> 90%) y disminuyó conforme aumentó la dosis de P, aunque las plantas inoculadas/fertilizadas con 230-0-150 mostraron el menor porcentaje de colonización, debido probablemente a la alta CE que prevalecía en el suelo. Esta respuesta ha sido corroborada tanto en Chile (Sreenivasa *et al.*, 1993; Gasca 2004; Castillo *et al.*, 2007), como en muchos otros cultivos (Portilla *et al.*, 1998; Khalil *et al.*, 2000; Duponnois *et al.*, 2005; Perea-Estrada *et al.*, 2005; Satter *et al.*, 2006).

La determinación de la dosis de fertilización con la que mejor se comporta el HMA, denominada como dosis crítica, se encuentra estrechamente relacionada con el aspecto de porcentaje de colonización, ya que los resultados obtenidos muestran que las plantas inoculadas/fertilizadas con 230-25-150, y que obtuvieron un porcentaje de colonización mayor de 50%, además tuvieron uno de los más altos valores para altura, el mayor número de hojas y ramificaciones planta⁻¹. El contenido nutrimental (N, P, K, Ca, Mg y Zn) en las plantas inoculadas/fertilizadas con 230-25-150 se encontraron por encima de la dosis crítica, el número de flores fue alto durante todo el ciclo de cultivo, además que las plantas bajo este tratamiento tuvieron el mayor peso de frutos de calidad extra, y presentaron el segundo mejor rendimiento de los diez tratamientos evaluados (4.12 ton de fruto seco ha⁻¹). Lo anterior permite afirmar que la mejor combinación del factor inoculación con la dosis de fertilización fue la aplicación de 230-25-150. A manera de referencia, estos resultados son similares con los obtenidos por Manjarrez *et al.* (1999) y Sreenivasa *et al.* (1993), en donde los HMA muestran su mejor comportamiento bajo dosis mínimas de fósforo.

VI. CONCLUSIONES

-  Existe un efecto positivo entre la inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y dosis de 25 kg ha⁻¹ de fósforo, en el crecimiento, nutrición y rendimiento en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.), además de disminuir los cambios de pH y conductividad eléctrica en suelo, generados por la aplicación de fertilizantes químicos. La hipótesis planteada al inicio de la investigación es aceptada.
-  Las plantas inoculadas con la “mezcla guajillo” de hongos micorrízicos arbusculares, mostraron mayor contenido de nitrógeno, fósforo y calcio en tejido vegetal a los 98 días después del trasplante, mayor número de hojas (hasta en un 21.7%) y ramificaciones (27.6%), número de flores a los 80 y 140 días después del trasplante (llegando a producir hasta 18.2% más flores), además de presentar mayor número y peso de frutos de primera calidad e índice de cosecha. Sin embargo, en la altura de planta, peso seco de la parte aérea, contenido de potasio, magnesio y zinc, así como en número y peso seco de frutos de calidad extra y segunda, no existieron diferencias entre plantas inoculadas y sin inocular. La hipótesis planteada al inicio es aceptada parcialmente, ya que la inoculación en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) aumentó solo algunas variables de estudio aquí planteadas.
-  El suelo donde se cultivaron las plantas inoculadas con HMA mostraron una menor variación de pH y CE (ocasionados por el uso de fertilizantes) con respecto a las características iniciales del suelo. La hipótesis al respecto se acepta.
-  Las plantas de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) bajo el tratamiento de inoculación con hongos micorrízicos arbusculares y fertilizadas con la fórmula 230-25-150 kg ha⁻¹, expresaron valores alto para altura de planta, mayor número de hojas y ramificaciones planta⁻¹, y el contenido nutrimental (N, P, K, Ca, Mg y Zn) para estas plantas estuvo por encima del límite crítico de requerimiento interno. Además, el número de flores fue

significativamente mayor durante todo el ciclo de cultivo, y las plantas tuvieron mayor peso seco de frutos de calidad extra, presentando el segundo mejor rendimiento de los diez tratamientos evaluados. Lo anterior permite denominar a esta dosis de fertilización como la dosis crítica, con la que se obtiene la mejor respuesta de los HMA inoculado en chile guajillo.

-  A pesar de no existir diferencias estadísticas significativas respecto a rendimiento entre plantas inoculadas y sin inocular (55.5 y 42.5 g planta⁻¹, respectivamente), el uso de los HMA puede generar ganancias económicas, ya que extrapolando los datos de la investigación se obtendrían 3.05 y 2.33 ton ha⁻¹ de fruto seco, respectivamente, usando los HMA y un manejo convencional (fertilización completamente química).
-  Los resultados obtenidos en la presente investigación respaldan el potencial de los hongos micorrízicos arbusculares como biofertilizantes, y su integración dentro del paquete tecnológico de producción de chile guajillo (*Capsicum annuum L.*), disminuyendo así el uso de fertilizantes químicos sin causar pérdidas en la producción.

VII. BIBLIOGRAFÍA

Afek, U., E. Rinaldelli, J. A. Menge, E. L. V. Johnson y E. Pond. 1990. Mycorrhizal species, root age, and position of mycorrhizal inoculum influence colonization of cotton, onion and pepper seedlings. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 115: 938-942.

Aguilera-Gómez, L., F. T. Davies Jr., V. Olalde-Portugal, S. A. Duray and Phavaphutanon. 1999. Influence of phosphorus and endomycorrhiza (*Glomus intraradices*) on gas exchange and plant growth of chile ancho pepper. *Photosynthetica* 36: 441-449.

Aguirre-Medina, J. F., M. B. Irizar G., A. Durán P., O. A. Grajeda C., M. A. Peña R., C. Loredó O. y A. Gutiérrez B. 2009. Las biofertilizantes microbianos: alternativa para la agricultura en México. Tuxtla Chico, Chiapas, México, marzo de 2009. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Campo Experimental Rosario Izapa. pp. 5-31.

Alarcón, A. y R. Ferrera-Cerrato. 1999. Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. *Terra* 17: 179-192.

Alarcón, A. y R. Ferrera-Cerrato. 2003. Aplicación de fósforo e inoculación de hongos micorrízicos arbusculares en el crecimiento y estado nutricional de *Citrus volkameriana* Tan & Pasq. *Terra Latinoamericana* 21: 91-99.

Alarcón, A., y R. Ferrera C., M. C. González C. y A. Villegas M. 2000. Hongos micorrízicos arbusculares en la dinámica de aparición de estolones y nutrición de platas de fresa cv. Fern obtenidas por cultivo in Vitro. *Terra Latinoamericana* 18: 211-218.

Alcántar G., G., L. I. Trejo-Téllez, L. Fernández P., M. N. Rodríguez M. 2007. Elementos esenciales. *In*: Alcántar G., G., y Trejo T., L. I. (ed). *Nutrición de cultivos*. Segunda edición. Mundi Prensa México, S.A. de C.V. y Colegio de Postgraduados. pp: 7-43.

Alten, H. V., B. Blal, J. C. Dood, F. Feldmann and M. Vosatka. 2002. Quality control of arbuscular mycorrhizal fungi inoculums in Europe. *In*: S. Gianinazzi, H. Schüepp, J. M. Barea and K. Haselwandter (ed). Mycorrhizal technology in agriculture. From genes to bioproducts. Birkhäuser. Printed in Germany. pp: 281-298.

Alvarado N., M. D., R. Velásquez V. y J. Mena C. 2006. Cosecha, postcosecha y productos de chile seco. *In*: Tecnología de producción de chile seco. A. G. Bravo L., G. Galindo G. y M. D. Amador R. (comps.). Zacatecas, México, diciembre de 2006. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. pp. 195-221.

Amador R., M. D., R. Velásquez V., E. Acosta D., F. Mojarro D. Y J. S. Escobedo R. 2009. Crecimiento y rendimiento de chile seco en diferentes sistemas de producción. *In*: Sexta Convención Mundial del Chile. Mérida, Yucatán, México, 25, 26 y 27 de octubre de 2009. Consejo Nacional de Productores de Chile. pp: 291-299.

Amador-Ramírez, M. D., R. Velásquez-Valle, A. G. Bravo-Lozano y R. Gutiérrez-Luna. 2005. Interference of weeds on growth and yield of transplanted dry chile pepper. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 11: 73-81.

Azcón R., Perálvarez M., C. Biró B., Roldán A., and J. M. Ruíz L. 2009. Antioxidant activities and metal acquisition in mycorrhizal plants growing in a heavy-metal multicontaminated soil amended with treated lignocellulosic agrowaste. *Applied Soil Ecology* 41: 134-146.

Azofeifa, A. y M. A. Moreira. 2004. Análisis de crecimiento del chile jalapeño (*Capsicum annuum* L. cv. Hot), en Alajuela, Costa Rica. *Agronomía Costarricense*, 28: 57-67.

Azofeifa, A. y M. A. Moreira. 2008. Absorción y distribución de nutrimentos en plantas de chile jalapeño (*Capsicum annuum* L. cv. Hot) en Alajuela, Costa Rica. *Agronomía costarricense* 32: 19-29.

Baar, J. 2011. Restoration of plant communities in The Netherlands through the application of arbuscular mycorrhizal fungi. *Symbiosis* 52: 87-94.

Bayer CropScience. 2000. Manual de los chiles picosos. [Cd-rom]

Berríos U., M. E., C. Arredondo B. Y H. Tjalling H. 2007. Guía de manejo de nutrición vegetal de especialidad: Pimiento. SQM. México, D. F. 103 p.

Bravo L., A. G. y F. Mojarro D. 2006. Riego por goteo y fertirrigación. *In*: Tecnología de producción de chile seco. A. G. Bravo L., G. Galindo G. y M. D. Amador R. (comps.). Zacatecas, México, diciembre de 2006. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. pp. 61-77.

Brundrett, M. 2008. Mycorrhizal associations [en línea]. <www.mycorrhizas.info> [Consulta: 15 de agosto de 2010].

Cabañas C., B. y G. Galindo G. 2004. Nivel tecnológico de los productores de chile seco (*Capsicum annuum* L.) del Altiplano de Zacatecas. *In*: Primera Convención Mundial del Chile. León, Guanajuato, México. 27 al 29 de junio de 2004. Consejo Nacional de Productores de Chile. pp. 269-277.

Cabañas C., B., G. Galindo G., M. Reveles H. y A. G. Bravo L. 2006. Selección, producción y conservación de semilla de chile seco. *In*: Tecnología de producción de chile seco. A. G. Bravo L., G. Galindo G. y M. D. Amador R. (comps.). Zacatecas, México, diciembre de 2006. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. pp. 19-44.

Castillo-González, A. M., E. Avitia-García y T. Corona-Torres. 2006. Inoculación en duraznero con productos micorrízicos comerciales. *Terra Latinoamericana* 24: 293-297.

Castillo R., C., L. Sotomayor S., C. Ortiz O., G. Leonelli C., F. Borie B. y R. Rubio H. 2007. Efecto de los hongos micorrízicos arbusculares en un cultivo ecológico de ají (*Capsicum annuum* L.) cacho de cabra. *In*: LVIII Congreso Agronómico de Chile y VII Congreso Internacional de Recursos Naturales.

Chang D., C. N. 1994 What is the potential for management of vesicular-arbuscular mycorrhizae in horticulture? *In*: Robson, A. D., Abbott, L. K., and Malajczuk, N. (ed). Proceedings of an International Symposium on Management of Mycorrhizas in Agriculture, Horticulture and Forestry. 28 september - 2 october 1992. Perth, WA. Australia. Kluwer Academic Publishers. Printed in the Netherlands. pp: 187-190

Clark, R. B. 1997. Arbuscular mycorrhizal adaptation, spore germination, root colonization, and host plant growth and mineral acquisition at low pH. *Plant and Soil* 192: 15-22.

Corkidi, L. y E. Rincón. 1997. Arbuscular Mycorrhizae in a tropical sand dune ecosystem on the Gulf of Mexico. II. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on the growth of species distributed in different early successional stages. *Mycorrhiza* 7: 17-23.

CORPOICA (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria). 2000. Las micorrizas: una opción sostenible de manejo de suelos y nutrición de plantas. Editorial Produmedios. Impreso en colombia. pp: 11-12.

Covacevich, F., H. R. Sainz R., P. A. Barbieri y H. E. Echeverría. 2005. Formas de colonización de fósforo sobre el crecimiento y la micorrización espontánea del cultivo de trigo. *Suelo* 23: 39-45.

Cubero, J. I. 2002. Introducción a la mejora genética vegetal. Segunda edición. Mundi-Prensa Barcelona. España. pp: 453.

Cuenca, G., Andrade, Z. D., Lovera, M., Fajardo, L., Meneses, E., Márquez, M., y Machula, R. 2003. Pre-selección de plantas nativas y producción de inoculos de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) de relevancia en la rehabilitación de áreas degradadas de la Gran Sabana, Estado Bolívar, Venezuela. *Ecotrópicos* 16: 27-40.

Cuenca, G., A. Cáceres, G. Oirdobro, Z. Hasmy y C. Urdaneta. 2007. Las micorrizas arbusculares como alternativa para una agricultura sustentable en áreas tropicales. *Interciencia* 32: 23-30.

Davis Jr., F. T., V. Olalde-Portugal, L. Aguilera-Gómez, M. J. Alvarado, R. C. Ferrera-Cerrato and T. W. Boutton. 2002. Alleviation of drought stress of Chile ancho pepper (*Capsicum annuum* L. cv. San Luis) with arbuscular mycorrhiza indigenous to México. *Scientia Horticulturae* 92: 347-359.

De Lorenzi, F., C. Stanghellini and A. Pitacco. 1993. Water shortage sensing through infrared canopy temperature: timely detection is imperative. *Acta Hort.* 335: 373-380.

Douds Jr D. D., V. Gadkar and A. Adholeya. 2000. Mass production of VAM fungus biofertilizer. *In: Mukerji KG, Chamola BP y Singh J (ed). Mycorrhizal Biology. Kluwer Academic Plenum Publishers. USA. pp: 197-215.*

Duponnois R., A. Colombet, V. Hien and J. Thioulouse. 2005. The mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* and rock phosphate amendment influence plant growth and microbial activity in the rhizosphere of *Acacia holosericea*. *Soil Biology & Biochemistry* 37: 1460-1468.

Estrada-Luna, A. A. and F. T. Davies Jr. 2003. Arbuscular mycorrhizal fungi influence water relations, gas exchange, abscisic acid and growth of micropropagated chile ancho pepper (*Capsicum annuum* L.) plantlets during acclimatization and postacclimatization. *Plant Physiology* 160: 1073-1083.

Enkhtuya, B., U. Óskarsson, J. C. Dodd y M. Vosátka. 2003. Inoculation of grass and tree seedlings used for reclaiming eroded areas in Iceland with mycorrhizal fungi. *Folia Geobotanica* 38: 209-222.

Entry A., J., P. Rygielwicz T., L. Wastrudb S. and P. Donnellyc. 2002. Influence of adverse soil conditions on the formation and function of arbuscular mycorrhizas. *Advances in Environmental Research* 7: 123-138.

Eriksson, A. 2001. Arbuscular mycorrhiza in relation to Management history, soil nutrients and plant species diversity. *Plant Ecology* 155: 129-137.

Espinosa-Victoria, D., D. González-Mendoza, J. Placencia-de la Parra y R. García-Espinosa. 2004. Reducción de la incidencia de *Phytophthora capsici* Leo en el sistema radical de plántulas de chile pre-micorrizadas con *Glomus intraradices*. Terra latinoamericana 22: 317-326.

Estañol B., E., R. Ferrera C., C. Sosa M., J. A. Santizo R. y R. Quintero L. 1999. Interacción del nematodo *Meloidogyne chitwoodi* con tres especies de hongo *Glomus* sp. en la producción y distribución de materia seca de plantas jóvenes de maíz. Terra 17: 17-25.

Etchevers B., J. D. 1999. Técnicas de diagnóstico útiles en la medición de la fertilidad del suelo y el estado nutrimental de los cultivos. Terra Latinoamericana 17: 209-219.

Ezawa, T., M. Saito y T. Yoshida. 1995. Comparison of phosphatase localization in the intraradical hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi, *Glomus* spp. and *Gigaspora* spp. Plant and Soil 176: 57-63.

FAOSTAT (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). 2011. Estadísticas de la producción internacional de chile verde y seco. <<http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#ancor>> [Consulta: 8-9 enero 2011].

Ferguson J. J. and J. Menge A. 1982. Factors that affect production of endomycorrhizal inoculum. Florida Agricultural Experiment Stations Journal Series N° 4252. Proc. Fla. State Hort. Soc. 95: 37-39.

Flores V., A. V., M. E. Jaramillo F. y J. Hernández M. 2009. Propiedades antioxidantes de los pigmentos *Capsicum annum* L. y su posible aplicación en la gastronomía. In: Sexta Convención Mundial del Chile. Mérida, Yucatán, México, 25, 26 y 27 de octubre de 2009. Consejo Nacional de Productores de Chile. pp 328-333.

Galindo G., G. y B. Cabañas C. 2006. El cultivo del chile seco en Zacatecas. In: Tecnología de producción de chile seco. A. G. Bravo L., G. Galindo G. y M. D. Amador R. (comps.). Zacatecas,

México, diciembre de 2006. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. pp. 5-18.

Galvis-Spinola, A., E. Álvarez-Sánchez and J. D. Etchevers B. 1998. A method to quantify N fertilizer requirement. *Nutrient cycling in agroecosystems* 51: 155-162.

Garmendia I., N. Goicoechea and J. Aguirreolea. 2004. Effectiveness of three *Glomus* species in protecting pepper (*Capsicum annuum* L.) against verticillium wilt. *Biological Control* 31:296-305.

Gasca P., A. 2004. Efecto de la inoculación micorrízica arbuscular en el rendimiento y crecimiento de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq) a diferentes niveles de fósforo. Tesis en Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México, México. pp: 47-78.

González C., M. C., y R. Ferrera C. 2000. Roca fosfórica y *Glomus* sp. en el crecimiento de naranjo agrio. *Terra Latinoamericana* 18: 361-367.

González C., M. C., R. Ferrera C., A. Villegas M. y J. L. Oropeza. 2000. Selección de sustratos de crecimiento en microplántulas de cítricos inoculadas con *Glomus* sp. Zac-19. *Terra Latinoamericana* 18: 18-30.

González-Chavez, M. C. A., M. C. Gutiérrez-Castorena, S. Wright. 2004. Hongos micorrízicos arbusculares en la agregación del suelo y su estabilidad. *Terra Latinoamericana* 22: 507-514.

González G., M. C., A. Alarcón y R. Ferrera-Cerrato. 2007. Manual de métodos para la investigación y aplicación de hongos micorrízicos arbusculares en laboratorio y campo. *In*: G. Fuentes D. y R. Ferrera-Cerrato (ed). *Ecología de la raíz*. Sociedad Mexicana de Fitopatología. pp 105-150

González C., M. C., Alarcón, A., y Ferrera-Cerrato, R. 2008. Biodiversidad funcional de los hongos micorrízicos arbusculares en zonas áridas y semiáridas. *In*: N. M. Montaña A., S. L.

Camargo R., R. García S. y A. Monroy A. (ed). Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos. Mundi Prensa México. México. pp: 13-24.

Gosling P., A. Hodge, G. Goodlass, G. D. Bending. 2006. Arbuscular mycorrhizal fungi and organic farming. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 113:17-35.

Guzmán G. S. 1991. Influencia del fósforo sobre la colonización y producción de esporas de hongos micorrízicos vesículo-arbusculares en tres hospederos a diferentes tiempos de desarrollo. Tesis de la Universidad de Colima. pp: 40-43.

H. Ayuntamiento del Municipio Texcoco. 2011. Clima de Texcoco [en línea]. <www.texcoco.gob.mx> [Consultado el 10 de marzo de 2011]

Habte, M., S. C. Miyasaka y D. T. Matsuyama. 2001. Arbuscular mycorrhizal fungi improve early forest-tree establishment. *In: Plant nutrition: Food security and sustainability of agro-ecosystems*. W. J. Horst (Ed.). pp. 644-645.

Hammer, E. C., H. Nasr, J. Pallon, P. A. Olsson y H. Wallander. 2010. Elemental composition of arbuscular mycorrhizal fungi at high salinity. *Mycorrhiza* 21 : 117-129.

Hernández, T., R. Martínez E., A. Galvis S. y R. Bugarín M. 2003. La demanda nutrimental del chile (*Capsicum annuum* L.). In: X Congreso Nacional de La Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas, IX Congreso Nacional y II Internacional de Horticultura Ornamental. Texcoco, Estado de México, 20 al 24 de octubre de 2003. Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. pp. 89.

Hodge A. 2000. Microbial ecology of the arbuscular mycorrhiza. *FEMS Microbiology Ecology* 32:91-96.

Ibave G., J. L., D. Ojeda B., T. de J. Ruíz A., A. Nuñez B. y J. Martínez T. 2007. Perspectivas de comercialización y valor agregado del chile. *Claridades Agropecuarias* 163: 21-31.

Jennings D. H. 1995. The physiology of fungal nutrition. Cambridge University Press. USA. pp: 282-285 y 454:456.

Jölli, D., S. Giljum. 2005. Unused biomass extraction in agricultura, forestry and fishery. Sustainable Europe Research Institute(SERI) in Vienna, Austria 3: 7-10.

Kabir, Z., I. P. O'Halloran and C. Hamel. 1996. The proliferation of fungal hyphae in soils supporting mycorrhizal and non-mycorrhizal plants. *Mycorrhiza* 6: 477-480.

Katerji, N., M. Mastrorilli and A. Hamdy. 1993. Effects of water stress at different growth stages on pepper yield. *Acta Horticulturae* 335: 165-171.

Kayaa, C., M. Ashrafb, O. Sonmeza, S. Aydemira, A. Levent T. and M. Ali C. 2009. The influence of arbuscular mycorrhizal colonisation on key growth parameters and fruit yield of pepper plants grown at high salinity. *Scientia Horticulturae* 121:1-6.

Khalil G., A., V. M. Cetina A., R. Ferrera C. J. Velásquez M., C. A. Pérez M. y M. Larqué S. 2001. Hongos micorrízicos arbusculares como componenete de control biológico de la pudrición causada por *Fusarium* sp. en gladiola. *Terra latinoamericana* 19: 259-264.

Khalil G., A., V. M. Cetina A., D. Talavera M., R. Ferrera C., F. Rodríguez N. y M. Larqué S. 2000. Efecto de inoculación con endomicorriza arbuscular y dosis crecientes de fertilización fosfatada en el crecimiento de chapulixtle (*Dodonaea viscosa*). *Terra Latinoamericana* 18: 153-159.

Khalil G., A., R. Ferrera C., J L. Aguilar A. y M. Larqué S. 1999. Crecimiento de *Sesbania emerus* (Aubl) Urban inoculada con *Glomus* sp. en presencia de vermicomposta. *Terra Latinoamericana* 17: 109-114.

Kizhaeral S., S., V. Tenshiaa, K. Jayalakshmia and V. Ramachandrana. 2009. Biochemical changes and zinc fractions in arbuscular mycorrhizal fungus (*Glomus intraradices*) inoculated and uninoculated soils under differential zinc fertilization. *Applied Soil Ecology* 43:32-39.

Koch, M., Z. Tanami, H. Bodani, S. Wininger y Y. Kapulnik. 1997. Field application of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi improved garlic yield in disinfected soil. *Mycorrhiza* 7: 47-50.

Larsen, J., S. Ravnskov y I. Jakobsen. 2003. Combined effect of an arbuscular mycorrhizal fungus and a biocontrol bacterium against *Pythium ultimum* in soil. *Folia Geobotanica* 38: 145-154.

Lax, P., A. G. Becerra, F. Soteras, M. Cabello y M. E. Doucet. 2010. Effect of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* on the false root-knot nematode *Nacobbus aberrans* in tomato plants. *Biology and Fertility of Soils* 47:591-597.

León H., J. 1968. Fundamentos botánicos de los cultivos tropicales. Reimpresión. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas de la O.E.A. Lima, Perú. pp: 316-318.

León H., J. 2000. Botánica de los cultivos tropicales. Tercera edición. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas de la O.E.A. San José, Costa Rica. pp: 330-334.

Li, Y., Peng, J., Shi, P., and Zhao, B. 2009. The effect of Cd on mycorrhizal development and enzyme activity of *Glomus mosseae* and *Glomus intraradices* in *Astragalus sinicus* L. *Chemosphere* 75: 34-45.

Lira S., R. H. 2007. Fisiología Vegetal. Segunda edición. Trillas. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. México D. F. pp: 159-179

López M. 2008. México: en riesgo de desaparecer producción de chile seco. Artículo periodístico del 1 de abril de 2008 [en línea]. <www.bilaterals.org/article.php3?id_article=10353&lang=en> [Consulta: 10 de octubre 20010].

López R., G. O. 2003. Chilli: La especia del Nuevo Mundo. *Ciencias* 69: 66-75.

Manjarrez M., J., Alarcón, A., Ferrera-Cerrato, R. 2000. Biotecnología de la producción de inóculo micorrízico arbuscular y su control de calidad. *In*: Alarcón, A., y Ferrera-Cerrato, R. (ed).

Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular. Mundi Prensa México, S.A. de C.V. México. pp: 239-250

Manjarrez M., M. J., R. Ferrera C. y M. C. González C. 1999. Efecto de la vermicomposta y la micorriza arbuscular en el desarrollo y tasa fotosintética de chile serrano. *Terra Latinoamericana* 17: 9-15.

Martínez M., J., L. A. Rodríguez del B. y Ma. de los A. Peña del R. 2002. Effect of vesicular-arbuscular mycorrhiza on growth and yield of piquen pepper intercropped with citrus. *In: Proceedings of the 16th International Pepper Conference*. Tampico, Tamaulipas, Mexico. 10 al 12 de noviembre de 2002. Consejo Nacional de Productores de Chile. pp: 21.

Martínez G., M.A. 2002. El cultivo del chile guajillo con fertirrigación en el Altiplano de San Luis Potosí. Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Campo Experimental Palma de la Cruz. San Luis, Potosí, SLP., México. pp:6

Medina G., G., R. A. Rumayor, C. B. Cabañas, F. M. Luna, C. J. Ruiz A., V. C. Gallegos, T. J. Madero, S. R. Gutiérrez, D. S. Rubio y L. A. Bravo G. 2003. Potencial productivo de especies agrícolas en el estado de Zacatecas. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Centro de Investigación Regional Norte Centro. Campo Experimental Zacatecas. Calera, Zacatecas, México. 157 p.

Miyasaka, S. C., M. Habte, J. B. Friday and E. V. Johnson. 2003. Manual on arbuscular mycorrhizal fungus production and inoculation techniques. *Soil and Crop Management*. College of Tropical Agriculture and Human Resources University of Hawai'i at Mānoa. pp: 1-4.

Monroy A., A., J. Estevez T., R. García S. y R. Ríos G. 2007. Establecimiento de plantas mediante el uso de micorrizas y de islas de recursos en un matorral xerófilo deteriorado. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 80: 49-57.

Montaño A, N. M., S. L. Camargo R., R. García S., y A. Monroy A. 2008. Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos. Mundi Prensa México. 266 p.

Montes H., S., E. Heredia G. y J. A. Aguirre G. 2004. Fenología del cultivo del chile (*Capsicum annuum* L.). In: Primera Convención Mundial del Chile. León, Guanajuato, México. 27 al 29 de junio de 2004. Consejo Nacional de Productores de Chile. pp. 43-48.

Morales G., D. 1999. Nutrición del cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.) dinámica nutrimental, fertilización nitrogenada y fertilización basal. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México, México. pp: 67-74.

Morales C., N. y A. González N. 2005. Competitividad de la páprika peruana y el chile guajillo zacatecano. Serie Estudios económicos de cadenas productivas. Sistema-Producto Chile. No. 1. Secretaria de Desarrollo Agropecuario-Universidad Autónoma Chapingo. Zacatecas, México.

Navarro B., M. B. 2000. Efecto de la contaminación del suelo con hidrocarburos sobre la endomicorriza V-A y sobre *Rhizobium sp.* en simbiosis con frijol (*Phaseolus vulgaris* L.). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Texcoco, Estdo de México, México. pp: 65-74.

Navarro G., G. 2003. Química agrícola. Segunda edición. Mundi Prensa Barcelona. España. pp: 231-247.

Noriega A., M N. 2009. Los chiles de México: catálogo visual. Arqueología Mexicana Revista Edición Especial 32: 12-74.

Norma Mexicana NMX-FF-107/1-SCFI-2006. Productos alimenticios-Chiles secos enteros (guajillo, ancho, mulato, de árbol, puya y pasilla)-Parte 1- Especificaciones y métodos de prueba. Secretaría de Economía. México, D. F.

Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT-2000. Especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudios, muestreo y análisis. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos

Naturales. México, D. F. Publicada en el Diario Oficial de la Federación el día 7 de diciembre de 2001.

Nuez F., R. Gil O., J. Costa. 2003. El cultivo de pimientos, chiles y ajíes. Reimpresión. Ediciones Mundi-Prensa. Barcelona España. 611 p.

Núñez E., R. 2007. El suelo como medio natural en la nutrición de los cultivos. *In*: Alcántar G., G., y Trejo T., L. I. (ed). Nutrición de cultivos. Segunda edición. Mundi Prensa México, S.A. de C.V. y Colegio de Postgraduados. pp: 94-157

O'Herlihy, E. A., E. M. Duffy y A. C. Cassells. 2003. The effects of arbuscular mycorrhizal fungi and chitosan sprays on yield and late blight resistance in potato crops from microplants. *Folia Geobotanica* 38: 201-207.

Olalde P., V. y L. I. Aguilera G. 1998. Microorganismo y biodiversidad. *Terra Latinoamericana* 16: 289-292.

Olmstead, R. G., L. Bohs, H. Abdel M., E. Santiago-Valentin, V. F. Garcia y S. M. Collier. 2008. A molecular phylogeny of the Solanaceae. *Taxon* 57:1159-1181.

Olusola S., A. and O. Osonubi. 2002. Improving the traditional landuse system through agrobiotechnology: a case study of adoption of vesicular arbuscular mycorrhiza (VAM) by resource-poor farmers in Nigeria. *Technovation* 22: 725-730.

Ortasa, I., N. Sarib., C. Akpinara and H. Yetisirc. 2011. Screening mycorrhiza species for plant growth, P and Zn uptake in pepper seedling grown under greenhouse conditions. *Scientia Horticulturae* 128: 92-98.

Ouahmane L., J. Thioulouse, M. Hafidi, Y. Prin, M. Ducouso, A. Galiana, C. Plenchette, M. Kisa and R. Duponnois. 2007. Soil functional diversity and P solubilization from rock phosphate after inoculation with native or allochthonous arbuscular mycorrhizal fungi. *Forest Ecology and Management* 241: 200-208.

Ozgonena, H. and A. Erkilicb. 2007. Growth enhancement and *Phytophthora* blight (*Phytophthora capsici* Leonian) control by arbuscular mycorrhizal fungal inoculation in pepper. *Crop Protection* 26:1682-1688.

Pellitero, M., A. Pardo, A. Simon, M.L. Suson and A. Cerrolaza. 1993. Effect of irrigation regimes on yield and fruit composition of processing pepper (*Capsicum annuum* L.) International Symposium on Irrigation of Horticultural Crops, 23-27 November, Almeria, Spain. *Acta Horticulturae* 335: 257-263.

Perea-Estrada, V. M., J. Pérez-Moreno, M. L. Isla-de Bauer, M. E. Fenn, A. Trinidad-Santos y T. Hernández-Tejeda. 2005. Fertilización, tipos de suelo y hongos micorrízicos y endófitos radicales asociados al eucalipto. *Terra Latinoamericana* 23: 201-212.

Pressman E., H. Moshkovitch, K. Rosenfeld, R. Shaked, B. Gamliel and B. Aloni. 1998. Influence of low night temperatures on sweet pepper flower quality and the effect of repeated pollinations, with viable pollen, on fruit setting. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology* 73:131-136.

Polowick, P. L. and V. K. Sawhney. 1985. Temperature effects on male-fertility and flower and fruit-development in *Capsicum annuum* L. *Scientia Horticulturae* 25:117-127.

Portilla C., I., E. Molina G., G. Cruz F., I. Ortiz M. y G. G. B. Manske. 1998. Colonización micorrízica arbuscular, actividad fosfatásica y longitud radical como respuesta a estrés de fósforo en trigo y triticale cultivados en un andisol. *Terra Latinoamericana* 16: 55-61.

Pozo C., O. 2002. Current status of pepper production and research in Mexico. *In: Proceedings of the 16th International Pepper Conference*. Tampico, Tamaulipas, Mexico. 10 al 12 de noviembre de 2002. Consejo Nacional de Productores de Chile. pp. 34.

Ramiro C., A. 2002. Guajillo, INIFAP, Variety of mirasol pepper for the highland of Mexico. *In: Proceedings of the 16th International Pepper Conference*. Tampico, Tamaulipas, Mexico. 10 al 12 de noviembre de 2002. Consejo Nacional de Productores de Chile. pp. 15.

Ramos-Gourcy, F. y A. De Luna-Jiménez. 2006. Evaluación de tres variedades de chile (*Capsicum annuum* L.) en cuatro concentraciones de una solución hidropónica bajo invernadero. *In: Investigación y Ciencia* 14: 6-11.

Ramos-Zapata, J. A., P. Guadarrama, J. Navarro-Alberto y R. Orellana. 2010. Arbuscular mycorrhizal propagules in soils from a tropical forest and a abandoned cornfield in Quintana Roo, Mexico: visual comparison of most-probable-number estimates. *Mycorrhiza* 21: 139-144.

Reuter, D. J., J. B. Robinson. 1997. Plant analysis: interpretation manual. Second edition. CSIRO Publishing. Australia. pp: 402-404.

Reyes R., E., A. G. Bravo L., H. Salinas G. y L. E. Padilla B. 2006. Rentabilidad del chile seco en Zacatecas, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* 29: 137-144.

Reyes R., E. y P. López J. 2001. La comercialización y prospectiva de la producción de chile en Zacatecas. *In: 5^{as} Jornadas de Investigación*. 25 al 29 de junio de 2001. Universidad Autónoma de Zacatecas. Zacatecas, México. pp. 50-53.

Reyes R., E., H. Salinas G., A. G. Bravo L. y L. E. Padilla B. 2001. Tecnología de producción de chile seco en el estado de Zacatecas, México. *Terra Latinoamericana* 19: 83-88.

Reveles H., M., R. Velásquez V. y J. L. Pérez G. 2009. Efecto de la fertilización en la acumulación de materia seca en plántulas de chile mirasol. *In: Sexta Convención Mundial del Chile*. Mérida, Yucatán, México, 25, 26 y 27 de octubre de 2009. Consejo Nacional de Productores de Chile. pp: 250-254.

Rillig, M. C. and P. D. Steinberg. 2002. Glomalin production by an arbuscular mycorrhizal fungus: a mechanism of habitat modification? *Soil Biology & Biochemistry* 34: 67-72.

Rivera B., F., T. Mier, A. D. Camacho y M. Valdés. 2002. Manejo de la mosquita blanca en invernadero con *Verticillium lecanii* en plantas de frijol micorrizadas con *Glomus intraradices*. *Terra* 20: 147-152.

Rodríguez S., J. 1990. La fertilización de cultivos: un método racional. Pontificia Universidad Católica de Chile. Santiago de Chile. pp: 20-23.

Rodríguez H., G. 2002. Inducción del enraizamiento en *Agave salmiana* Otto con *Agrobacterium rhizogenes* y colonización de raíces transformadas por *Glomus intraradices*. Tesis de Doctorado en Ciencias en Biotecnología. Universidad de Colima. pp: 67-70.

Rodríguez F., H., J. Rodríguez A. 2002. Métodos de análisis de suelos y plantas. Trillas. Universidad Autónoma de Nuevo León. México D. F. pp: 39-41.

Rodríguez M., M. N., L. I. Trejo-Téllez, G. Alcántar G. 2007. Acceso, absorción y transporte nutrimental. In: Alcántar G., G., y Trejo T., L. I. (ed). Nutrición de cultivos. Segunda edición. Mundi Prensa México, S.A. de C.V. y Colegio de Postgraduados. pp: 160-197

Román-García, F., J. Farías L. y P. Yahuaca-Mendoza. 2001. Influencia de la colonización micorrízica en diferentes etapas del crecimiento y desarrollo de plantas de chile (*Capsicum annuum* L.). In: 5^{as} Jornadas de Investigación. 25 al 29 de junio de 2001. Universidad Autónoma de Zacatecas. Zacatecas, México. pp: 1-15.

Rueda-Puntea, E. O., B. Murillo-Amador, T. Castellanos-Cervantes, J. L. García-Hernández, M. A. Tarazón-Herrera, S. Moreno M. y L. E. Gerlach B. 2010. Effects of plant growth promoting bacteria and mycorrhizal on *Capsicum annuum* L. var. aviculare ([Dierbach] D'Arcy and Eshbaugh) germination under stressing abiotic conditions. Plant Physiology and Biochemistry 48: 724-730.

Rylski I. 1973. Effect of night temperature on shape and size of sweet pepper (*Capsicum annuum* L). Journal of the American Society for Horticultural Science 98:149-152.

Sánchez P., M. 2007. Las endomicorrizas. Universidad Nacional de Colombia. Sede Palmira. pp: 134-167.

Sandoval S., A. 2002. Caracterización del programa de extensionismo y servicios profesionales que asisten a los productores de chile del Altiplano de Zacatecas. Tesis Licenciatura. Instituto Tecnológico Superior de Fresnillo. Fresnillo, Zacatecas, México. pp: 51-53.

Satter, M. A., M. M. Hanafi, T. M. M. Mahmud y H. Azizah. 2006. Effect of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* on the false-knot nematode *Nacobbus aberrans* in tomato plants. *Biology and Fertility of Soils* 42: 345-349.

Seguel A., Rubio R., Carrillo R., Espinosa A., y Borie F. 2008. Niveles de glomalina y su relación con características químicas y biológicas del suelo (andisol) en un relicto de bosque nativo del sur de Chile. *Revista Bosque* 29: 16-24.

Shaked R., K. Rosenfeld and E. Pressman. 2004. The effect of low night temperatures on carbohydrates metabolism in developing pollen grains of pepper in relation to their number and functioning. *Scientia Horticulturae* 102: 29-36.

Shankar S., J., V. Chandra P. and D. P. Singha. 2011. Efficient soil microorganisms: A new dimension for sustainable agriculture and environmental development. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 140: 339-353.

Schüßler, A. y C. Walker. 2010. A species list with new families and new genera. <www.lrz.de/~schuessler/amphylo/amphylo_species.html> [Consulta: 12 mayo 2011].

SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). 2011. Estadísticas de la producción nacional de chile verde y seco. < www.siap.gob.mx > [Consulta: 11 enero 2011].

Singh, S., A. Pandey, B. Chaurasia y L. M. S. Palni. 2008. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi associated with the rhizosphere of tea growing in “natural” and “cultivated” ecosites. *Biology and Fertility of Soils* 44: 491-500.

Smith, S. E. and D. Read J. 1997. *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press. Second Edition. Printed in Great Britain by The University Press, Cambridge. pp: 500-523.

Sreenivasa, M. N., D. Bagyaraj J. 1989. Use of pesticides for mass production of vesicular-arbuscular mycorrhizal inoculums. *Plant and soil* 119: 127-132.

Sreenivasa, M. N., P. U. Krishnaraja, G. A. Gangagharaa and H. M. Manjunathajaha.1993. Response of chilli (*Capsicum annuum* L.) to the inoculation of an efficient vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus. *Scientia Horticulturae* 53: 45-52.

Stommel, J. R. and Bosland P. W. 2007. Ornamental pepper *Capsicum annuum*. *In: Flower breeding and genetics*. N. O. Anderson (ed.). Springer. Netherlands. pp: 561-601.

Suat S., S. Demirb, O. Turkmenc, C. Erdinca and O. Burak S. 2007. Responses of some different pepper (*Capsicum annuum* L.) genotypes to inoculation with two different arbuscular mycorrhizal fungi. *Scientia Horticulturae* 113: 92-95.

Subramanian, K. S., V. Tenshia, K. Jayalakshmi and V. Ramachandran. 2009. Role of arbuscular mycorrhizal fungus (*Glomus intraradices*) – (fungus aided) in zinc nutrition of maize. *Agricultural Biotechnology and Sustainable Development* 1: 29-38.

Thanuja, T. V., R. V. Hegde and M. N. Sreenivasa. 2002. Induction of rooting and root growth in black pepper cuttings (*Piper nigrum* L.) with the inoculation of arbuscular mycorrhizae. *Scientia Horticulturae* 92: 123-140.

Thingstrup, I., H. Kahiluoto y I. Jakobsen. 2000. Phosphate transport by hyphae of field communities of arbuscular mycorrhizal fungi at two levels of P fertilization. *Plant and Soil* 221: 181-187.

Thompson J., P. 1994. What is the potential for management of mycorrhizas in agriculture? *In: A. D. Robson, L. K. Abbott and N. Malajczuk (ed). Proceedings of an International Symposium on Management of Mycorrhizas in Agriculture, Horticulture and Forestry. 28 september - 2 october 1992. Perth, WA. Australia. pp: 191-200.*

Trujillo C., C. 2000. Las micorrizas como procesos simbióticos. Universidad de Viña del Mar. pp: 20-28.

YARA. 2007. Fertigation manual. Yara International ASA. USA. pp: 9-15.

Valle M., J. C. 2010. Acumulación de biomasa, crecimiento y extracción nutrimental en pimiento morrón (*Capsicum annuum* L.). Tesis de Maestría en Ciencias en Horticultura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. pp: 70-89

Vallejo C., F. A., E. I. Estrada S. 2004. Producción de hortalizas de clima cálido. Universidad Nacional de Colombia. Sede Palmira. Cali Colombia. pp: 112-138.

Vázquez C., G. 2008 Producción de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) en función de la edad al trasplante, aplicación de residuos de girasol y tipo de suelo. Tesis Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México, México. pp: 58-68.

Vega-Gutiérrez, M. T., J. C. Rodríguez-Maciel, O. Díaz-Gómez, R. Bujanos-Muñiz, D. Mota-Sánchez, J. L. Martínez-Carrillo, A. Lagunes-Tejeda y J. A. Garzón-Tiznado. 2008. Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones mexicanas del salerillo, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae). *Agrociencia* 42: 463-471.

Velasco V., J. R. Ferrera C. y J. J. Almaraz S. 2001. Vermicomposta, micorriza arbuscular y *Azospirillum brasilense* en tomate de cáscara. *Terra Latinoamericana* 19: 241-248.

Velásquez V., R. y M. D. Amador R. 2007. Análisis sobre la investigación fitopatológica de chile seco (*Capsicum annuum* L.), realizada por el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias en los estados de Aguascalientes y Zacatecas, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 25: 80-84.

Villa C., M; E. A. Catalán V., M. A. Insunza I., A. Román L., M de L. González L. y J. Valdéz A. 2009. Cultivares y nutrición de chile pimiento (*Capsicum annuum* L.) en invernadero de clima controlado. *Biocencia* 11: 13-20.

Volke H., V., J. D. Etchevers B., A. Sanjuan R. Y T. Silva P. 1998. Modelo de balance nutrimental para la generación de recomendaciones de fertilización para cultivos. *Terra Latinoamericana* 16: 79-91.

Wien, H.C. 1994. Fruit set in peppers and response to cold temperatures. Department of Horticulture. Cornell University, Ithaca NY. <<http://www.ag.ohio-state.edu/~vegnet/library/res03/pepset.ppt>> [Consulta: 20 enero 2011].

Xavier L., J.C. and S. M. Boyetchko. 2002. Arbuscular mycorrhizal fungi as biostimulants and bioprotectants of crops. *In*: G. G. Khachatourians and D. K. Arora (ed). *Applied mycology and biotechnology*. Vol: (2) Agriculture and food production. Elsevier science. Amsterdam, The Netherlands. pp: 311-324.

ANEXOS

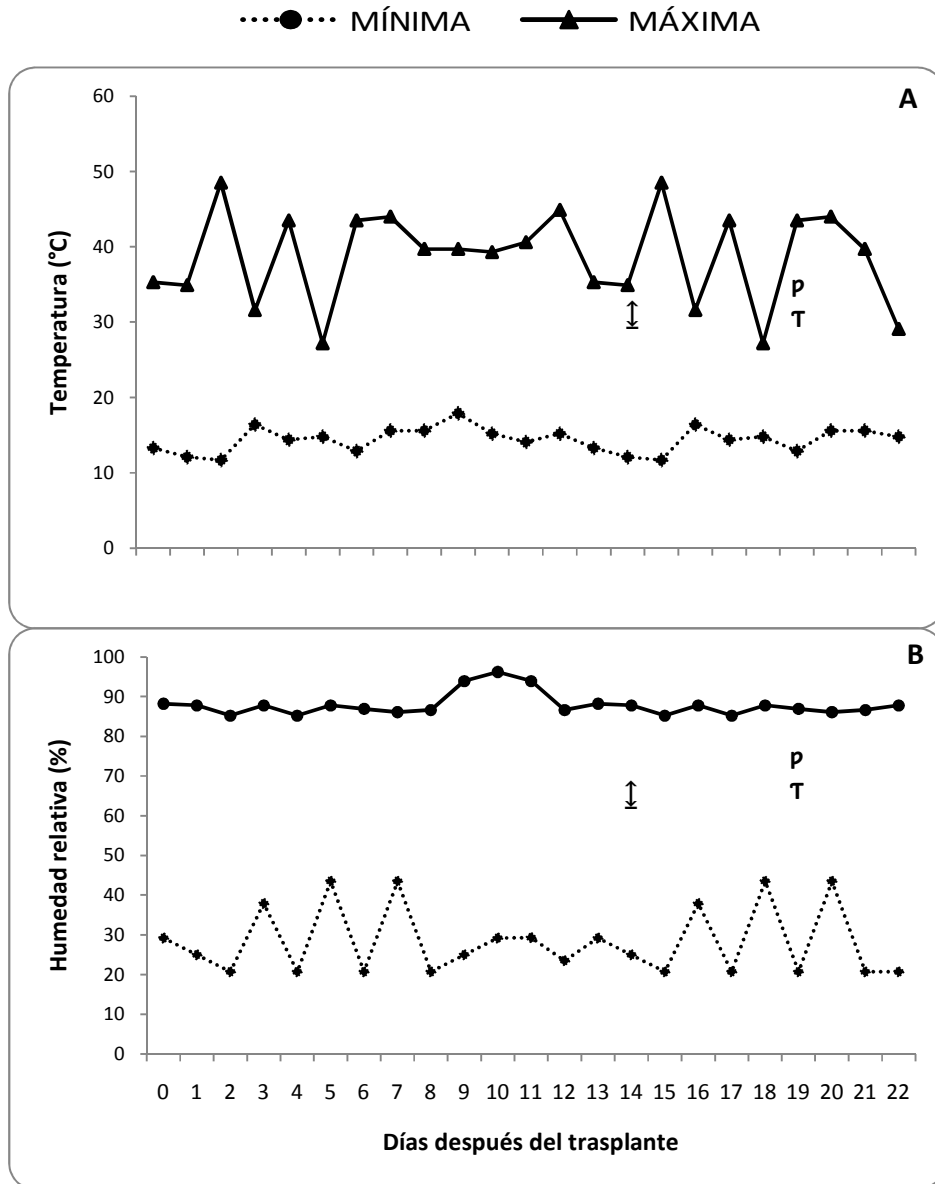


Figura 1A. Condiciones climáticas dentro del invernadero, donde se estableció el cultivo de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) del inicio del trasplante a los 22 ddt (9 al 31 de agosto 2010), (A) temperatura y (B) humedad relativa. Primera fertilización (↓): 50% N, 100% P y 50% K. Inicio de la práctica de tutorio (T). Aplicación de insecticida orgánico (p). Misma simbología para ambas gráficas.

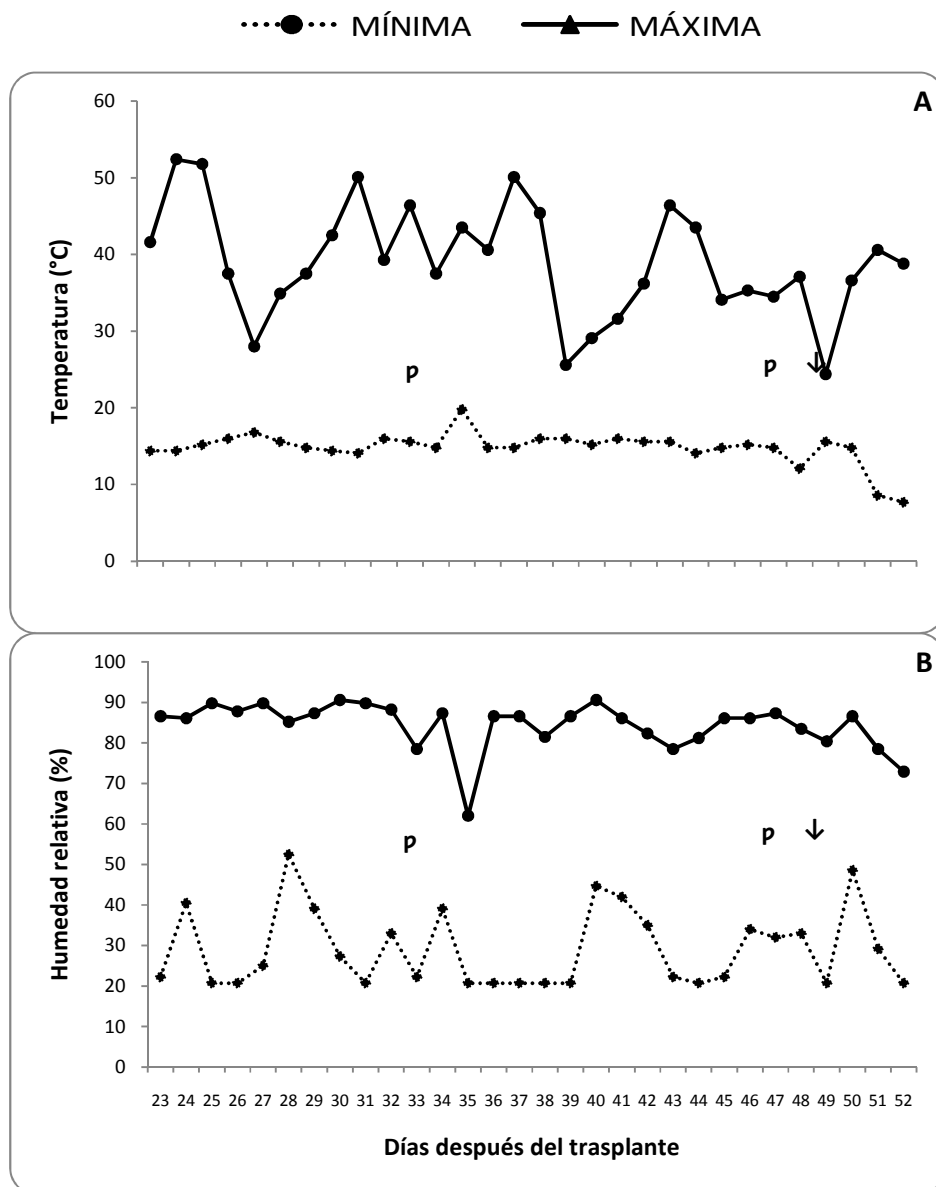


Figura 2A. Condiciones climáticas dentro del invernadero, donde se estableció el cultivo de chile guajillo (*Capsicum annum* L.) de los 23 a los 52 ddt (1 al 30 de septiembre 2010), (A) temperatura y (B) humedad relativa. Aplicación de insecticida orgánico (p). Inicio de la etapa de floración (↓). Misma simbología para ambas gráficas.

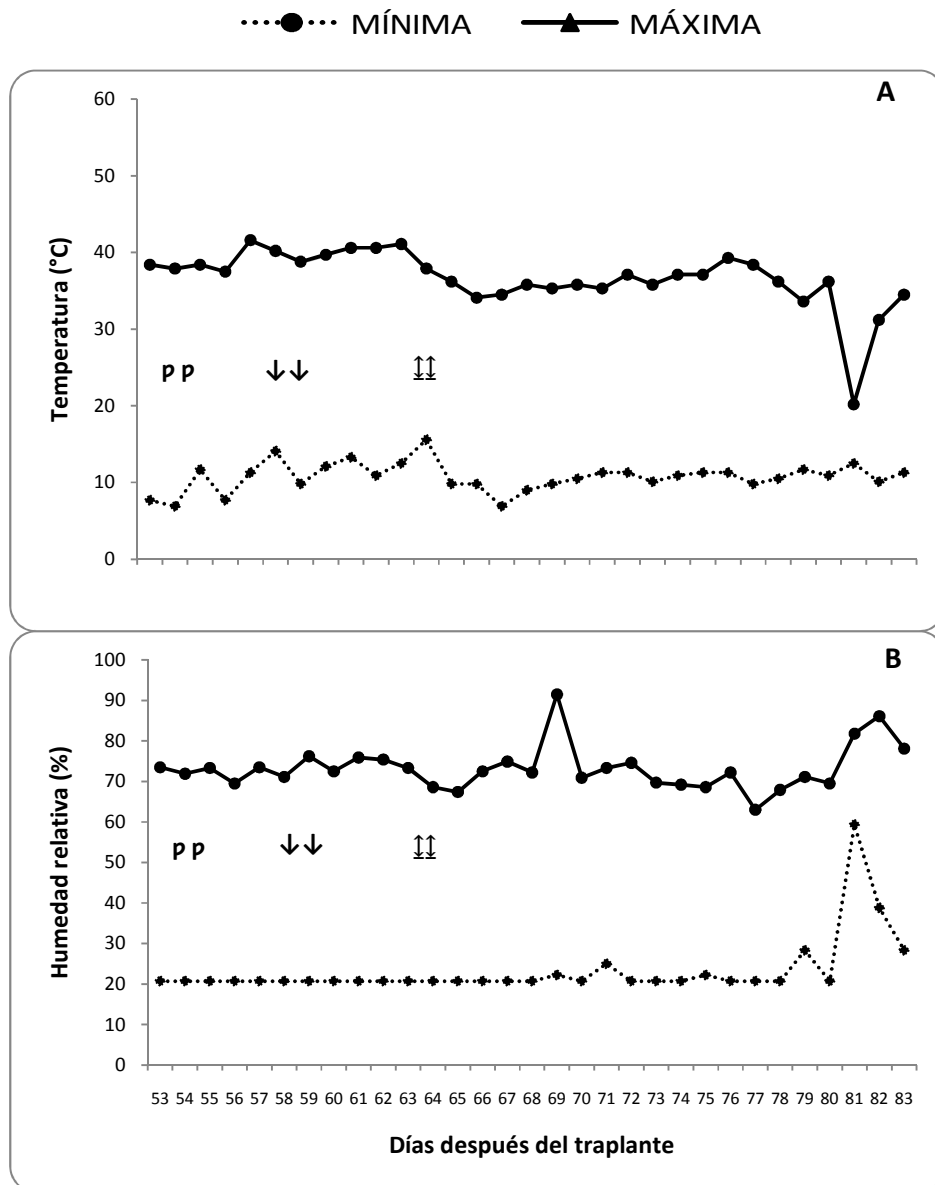


Figura 3A. Condiciones climáticas dentro del invernadero, donde se estableció el cultivo de chile guajillo (*Capsicum annum* L.) de los 53 a los 83 ddt (1 al 31 de octubre 2010), (A) temperatura y (B) humedad relativa. Aplicación de insecticida químico (pp). Inicio de la etapa de fructificación (↓↓); segunda fertilización (⇅): 50% N y 50% K. Misma simbología para ambas gráficas.

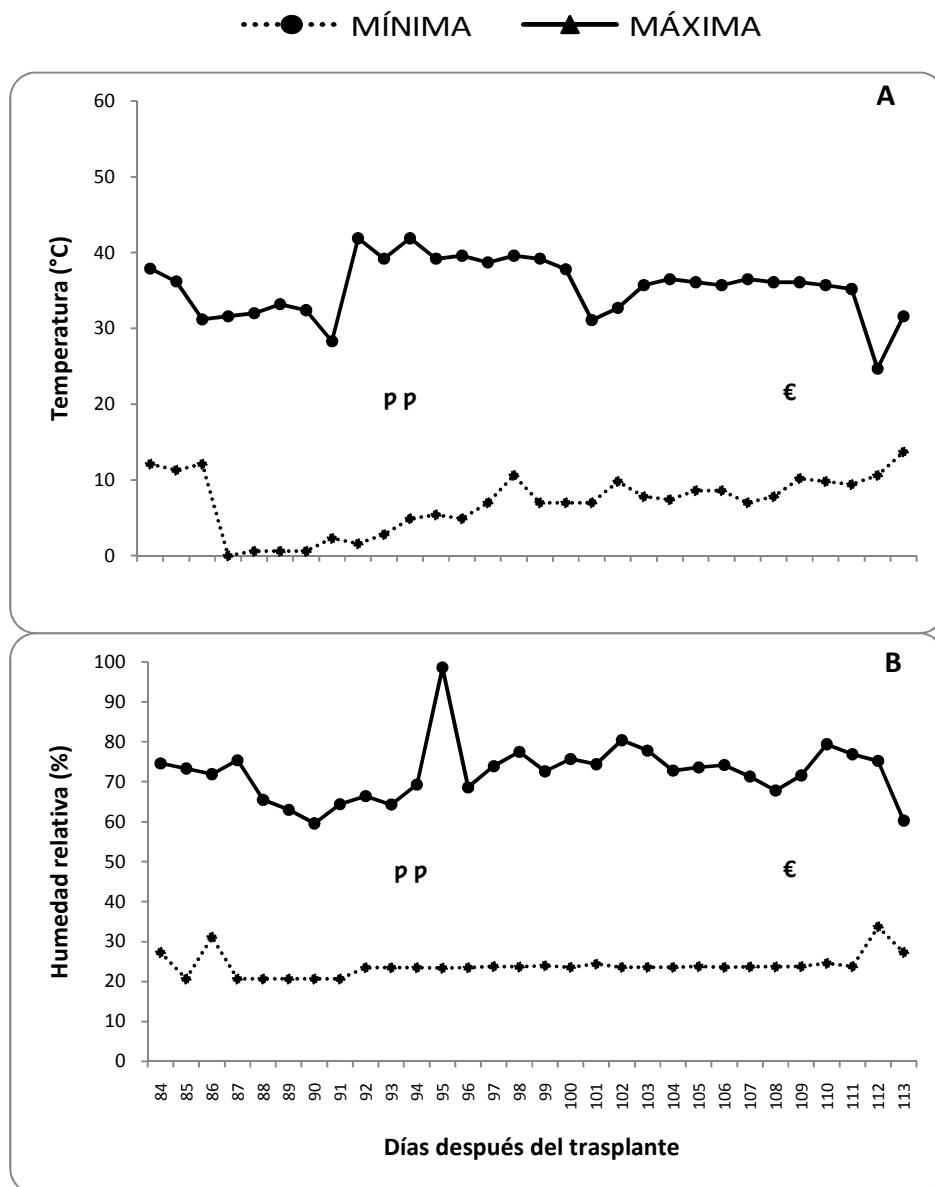


Figura 4A. Condiciones climáticas dentro del invernadero, donde se estableció el cultivo de chile guajillo (*Capsicum annum* L.) de los 84 a los 113 ddt (1 al 30 de noviembre 2010), (A) temperatura y (B) humedad relativa. Aplicación de insecticida químico (pp). Aplicación de fertilización foliar (€). Misma simbología para ambas gráficas.

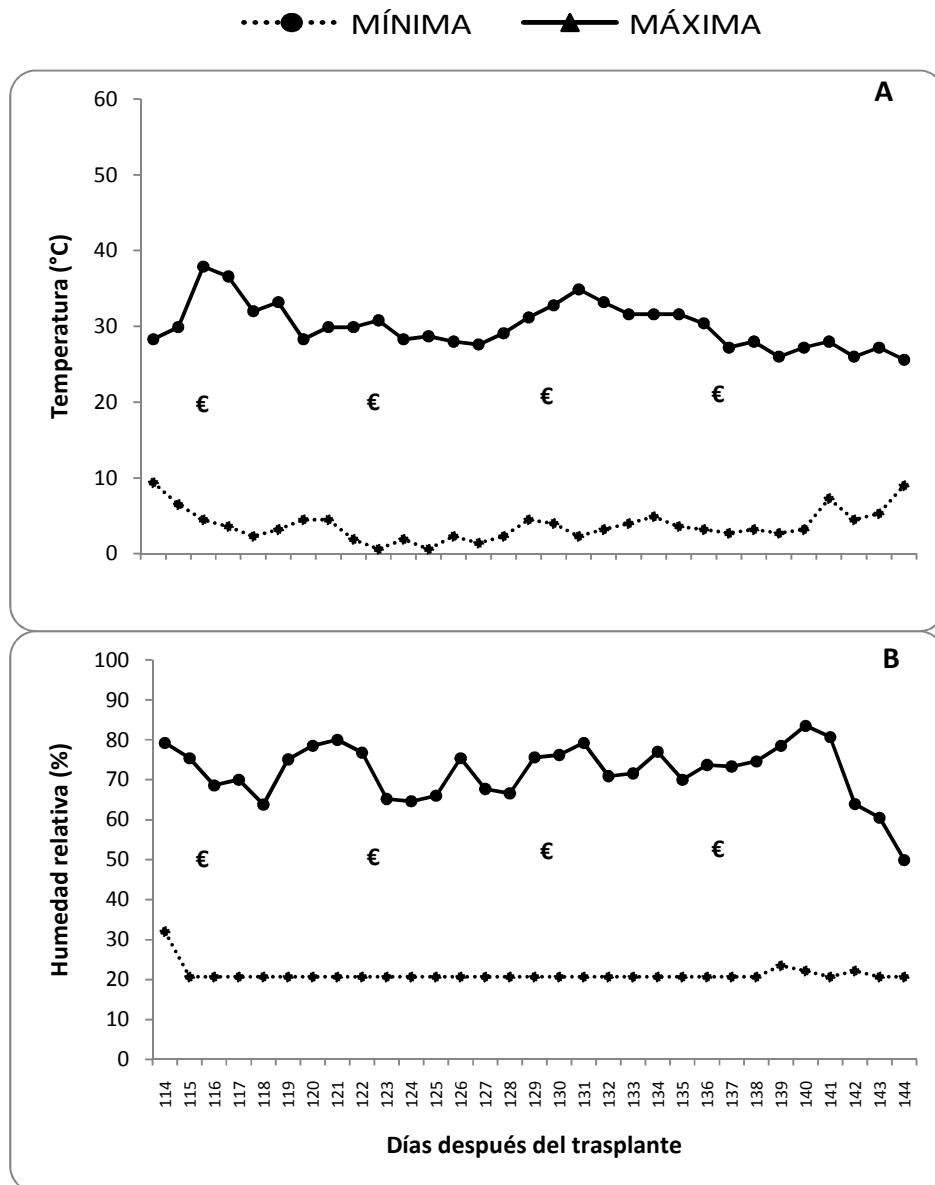


Figura 5A. Condiciones climáticas dentro del invernadero, donde se estableció el cultivo de chile guajillo (*Capsicum annum* L.) de los 114 a los 144 ddt (1 al 31 de diciembre 2010), (A) temperatura y (B) humedad relativa. Aplicación de fertilización foliar (€). Misma simbología para ambas gráficas.

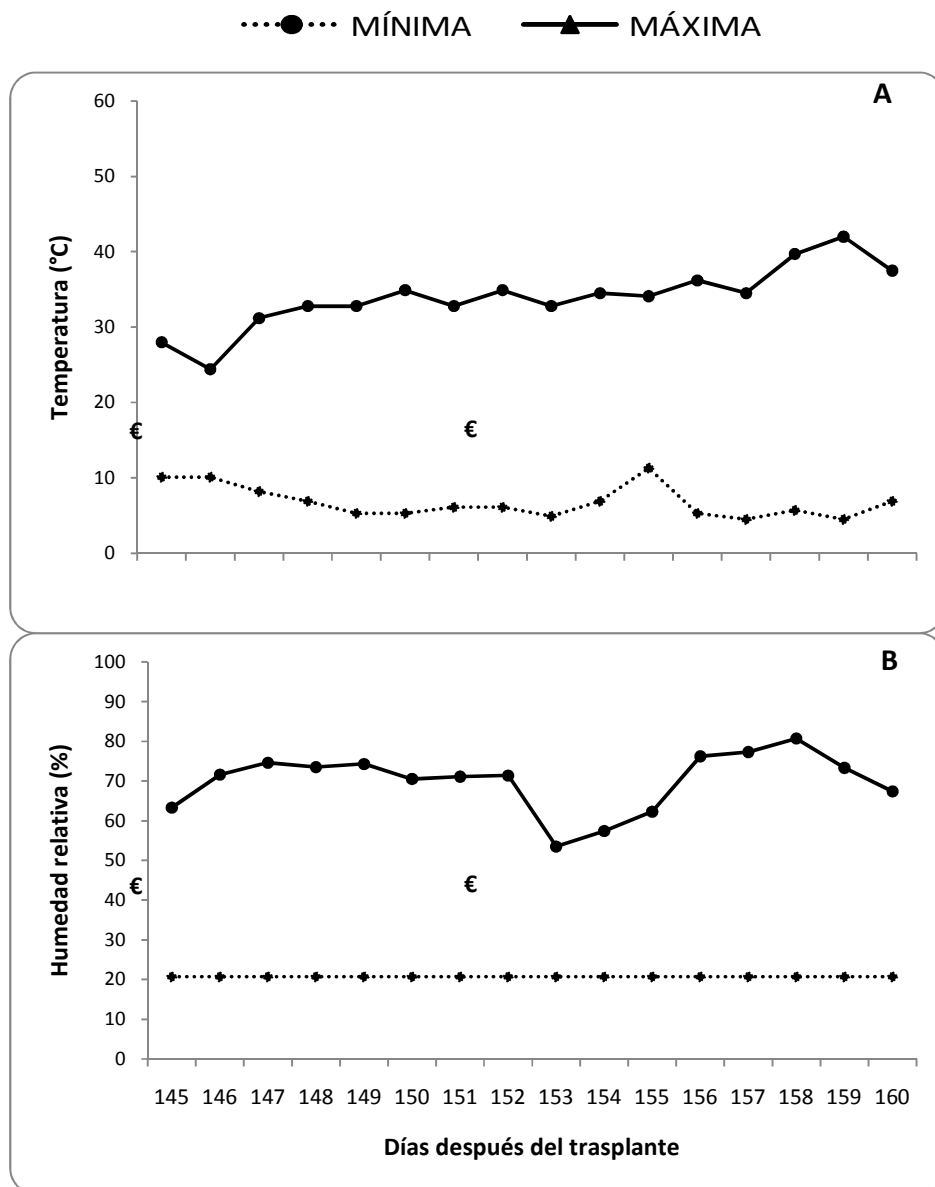


Figura 6A. Condiciones climáticas dentro del invernadero, donde se estableció el cultivo de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) de los 145 ddt hasta la cosecha -160 ddt- (1 al 16 enero 2011), (A) temperatura y (B) humedad relativa. Aplicación de fertilización foliar (€). Misma simbología para ambas gráficas.

Cuadro 1A. Valores medios para altura de planta de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) por factor tratamiento, manejado durante 160 días en condiciones de invernadero. Tratamientos en cada columna con la misma letra son estadísticamente similares (Tukey $p \leq 0.05$).

Inoculación	Dosis de fertilización kg ha^{-1}	Días después del trasplante																
		0	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100	110	120	130	140	150	160
		----- cm -----																
Inoculadas	0-0-0	4.84 ab	5.20 ab	9.80 ab	17.30 a	25.12 a	43.64 ab	67.94 ab	84.26 abc	97.14 a	98.88 ab	110.20 a	110.80 ab	110.80 ab	113.50 ab	113.50 ab	115.72 ab	115.72 ab
	230-0-150	4.10 b	4.44 ab	7.48 b	12.70 a	19.64 a	32.90 b	50.68 b	63.52 bc	77.24 ab	88.96 ab	99.62 a	111.44 ab	114.92 ab	116.18 ab	116.18 ab	117.22 ab	117.22 ab
	230-25-150	5.10 ab	5.56 ab	10.32 ab	20.46 a	30.62 a	55.30 a	82.54 a	91.76 a	101.88 a	109.90 a	118.02 a	127.12 ab	128.72 ab	130.60 ab	130.60 ab	133.82 ab	133.82 ab
	230-50-150	5.84 a	6.30 a	11.04 a	19.84 a	28.34 a	49.80 ab	74.36 ab	84.24 abc	96.44 ab	104.54 ab	112.64 a	124.84 ab	126.56 ab	128.46 ab	128.46 ab	129.82 ab	129.82 ab
	230-75-150	4.36 b	4.60 ab	7.94 ab	15.52 a	23.50 a	36.22 ab	62.60 ab	74.52 abc	88.80 ab	99.64 ab	111.02 a	120.90 ab	124.92 ab	127.18 ab	127.18 ab	128.82 ab	128.82 ab
Sin inocular	0-0-0	4.62 ab	5.12 ab	9.68 ab	16.46 a	24.20 a	38.44 ab	57.24 b	70.94 abc	70.46 b	94.60 ab	97.76 a	107.00 ab	107.00 ab	107.64 ab	107.64 ab	108.30 ab	108.30 ab
	230-0-150	4.52 ab	5.02 ab	8.06 ab	13.98 a	20.44 a	32.80 b	51.82 b	60.74 c	83.60 ab	83.84 b	85.72 a	95.60 b	98.36 b	99.52 b	99.52 b	100.94 b	100.94 b
	230-25-150	4.34 b	4.72 ab	7.80 ab	17.98 a	26.28 a	45.32 ab	69.36 ab	80.84 abc	94.72 ab	107.80 a	115.40 a	134.50 a	137.10 a	139.44 a	139.44 a	141.10 a	141.10 a
	230-50-150	4.36 b	4.96 ab	8.86 ab	16.48 a	27.70 a	48.00 ab	75.52 ab	87.16 ab	99.14 a	108.74 a	113.40 a	129.70 a	131.30 ab	132.78 ab	132.78 ab	135.38 ab	135.38 ab
	230-75-150	4.82 ab	5.28 ab	8.92 ab	16.86 a	26.30 a	45.38 ab	72.00 ab	84.26 ab	100.24 a	110.70 a	115.20 a	126.76 ab	130.56 ab	132.70 ab	132.70 ab	134.90 ab	134.90 ab
Diferencia mínima significativa		1.41	1.64	3.30	8.03	12.94	20.92	25.29	24.59	25.97	29.38	42.90	33.25	35.35	35.43	35.43	35.39	35.39
Significancia		Tukey, $\alpha=0.05$																

Cuadro 2A. Valores medios para número de hojas en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) por tratamiento, manejado durante 160 días en condiciones de invernadero. Tratamientos en cada columna con la misma letra son estadísticamente similares (Tukey $p \leq 0.05$).

Inoculación	Dosis de fertilización kg ha^{-1}	Días después del trasplante																
		0	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100	110	120	130	140	150	160
Inoculadas	0-0-0	4.00 a	6.80 ab	7.20 a	12.00 a	23.40 ab	53.00 bcd	71.80 bc	88.40 bcd	109.60 abc	135.80 bc	154.80 bcd	167.20 bcd	159.80 bcd	165.60 bcd	188.20 bcd	149.80 bcd	149.80 bcd
	230-0-150	4.10 b	6.00 b	6.00 a	9.40 a	14.60 b	29.00 dc	49.40 c	60.80 dc	78.40 bc	95.00 cd	114.80 cde	130.60 cde	134.80 cde	140.80 cde	156.60 cde	125.40 cd	125.40 cd
	230-25-150	4.00 a	6.80 ab	7.20 a	17.20 a	36.00 a	96.60 a	125.80 a	151.60 a	168.40 a	213.80 a	238.00 a	251.60 a	258.80 a	268.20 a	285.00 a	257.60 a	257.60 a
	230-50-150	4.80 a	7.60 a	8.00 a	17.00 a	32.40 ab	82.40 ab	104.40 ab	123.60 ab	159.20 a	187.00 ab	232.20 ab	248.40 a	257.60 a	266.80 a	270.00 ab	255.60 a	255.60 a
	230-75-150	4.00 a	6.00 b	7.20 a	16.00 a	26.60 ab	60.20 abcd	90.40 abc	98.60 bcd	132.00 ab	157.00 abc	192.40 abc	208.60 abc	215.00 abc	222.60 ab	219.60 abcd	208.00 ab	208.00 ab
Sin inocular	0-0-0	4.00 a	6.00 b	6.40 a	10.80 a	16.60 b	34.00 dc	51.20 c	60.20 dc	77.40 bc	97.80 d	102.60 de	111.20 de	114.80 de	117.60 de	134.20 de	97.60 d	97.60 d
	230-0-150	4.40 a	6.00 b	6.80 a	9.60 a	13.80 b	26.00 d	46.80 c	47.40 d	48.00 c	57.20 cd	61.00 e	68.60 e	71.60 e	73.60 e	73.60 e	72.60 d	72.60 d
	230-25-150	4.00 a	6.00 b	6.00 a	12.20 a	19.40 ab	47.00 bcd	75.60 bc	86.20 bcd	119.80 ab	144.40 bc	172.20 abcd	190.40 abcd	195.40 abcd	197.40 abcd	205.40 abcd	184.60 abc	184.60 abc
	230-50-150	4.40 a	6.80 a	7.20 a	13.40 a	24.20 ab	60.00 abcd	88.40 abc	104.00 abc	131.80 ab	155.60 abc	187.20 abc	203.40 abc	210.80 abc	220.40 abc	232.60 abc	200.20 abc	200.20 abc
	230-75-150	4.40 a	6.40 ab	7.20 a	13.60 a	25.60 ab	69.20 abc	99.60 abc	113.60 ab	136.00 ab	180.40 ab	212.60 ab	236.00 ab	244.20 ab	247.60 ab	261.40 ab	240.20 a	240.20 a
Diferencia mínima significativa		1.27	1.52	2.50	8.18	18.95	40.90	45.07	51.27	62.97	65.66	79.05	80.89	86.18	84.65	96.73	81.08	81.08
Significancia		Tukey, $\alpha=0.05$																

Cuadro 3A. Valores medios para número de ramificaciones en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) por tratamiento, manejado durante 160 días en condiciones de invernadero. Tratamientos en cada columna con la misma letra son estadísticamente similares (Tukey $p \leq 0.05$).

Inoculación	Dosis de fertilización kg ha ⁻¹	Días después del trasplante											
		50	60	70	80	90	100	110	120	130	140	150	160
Inoculadas	0-0-0	5.80 ab	15.20 bcd	18.60 bcd	15.20 cd	20.40 bc	22.20 abc	23.40 bcd	25.00 bcd	26.00 bc	27.20 ab	27.20 ab	27.20 ab
	230-0-150	3.00 b	8.80 d	9.60 d	9.60 d	12.20 c	12.60 c	13.20 d	13.80 e	13.80 d	13.80 c	13.80 c	13.80 c
	230-25-150	11.80 a	28.80 a	32.60 a	32.60 a	36.00 a	33.60 a	34.60 a	35.40 a	36.20 a	36.20 a	36.20 a	36.20 a
	230-50-150	11.20 a	24.40 ab	29.00 ab	29.00 ab	32.00 a	33.20 a	33.80 a	34.60 ab	35.00 ab	35.40 a	35.40 a	35.40 a
	230-75-150	5.20 ab	21.40 abc	23.00 abc	23.00 abc	26.20 ab	26.60 ab	27.00 abc	27.20 abc	27.20 abc	27.40 ab	27.40 ab	27.40 ab
Sin inocular	0-0-0	3.00 b	9.20 d	11.00 d	11.40 d	13.60 c	14.80 c	15.40 d	15.80 de	16.00 d	16.00 c	16.00 c	16.00 c
	230-0-150	1.60 b	10.20 d	10.60 d	11.00 d	13.20 c	13.60 c	13.20 d	13.40 e	13.40 d	13.40 c	13.40 c	13.40 c
	230-25-150	4.80 ab	12.60 cd	15.20 cd	15.20 cd	17.80 bc	18.20 bc	18.20 cd	18.60 cde	20.00 cd	20.80 bc	20.80 bc	20.80 bc
	230-50-150	6.00 ab	18.60 abcd	22.00 abc	22.20 abc	25.20 ab	27.60 ab	27.60 abc	27.60 ab	27.60 abc	27.60 ab	27.60 a	27.60 a
	230-75-150	7.60 ab	19.00 abcd	24.40 abc	24.00 abc	27.60 ab	29.60 ab	29.00 ab	30.80 ab	31.00 ab	31.40 a	31.40 a	31.40 a
Diferencia mínima significativa		7.27	10.94	10.64	10.50	10.89	11.45	10.22	9.62	9.77	9.94	9.94	9.94
Significancia		Tukey, $\alpha=0.05$											

Cuadro 4A. Valores medios para número de flores en chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) por tratamiento, manejado durante 160 días en condiciones de invernadero. Tratamientos en cada columna con la misma letra son estadísticamente similares (Tukey $p \leq 0.05$).

Inoculación	Dosis de fertilización kg ha ⁻¹	Días después del trasplante											
		50	60	70	80	90	100	110	120	130	140	150	160
Inoculadas	0-0-0	0.00 a	3.40 a	7.80 abc	10.00 abcd	7.80 ab	3.60 b	0.60 b	1.40 b	1.00 b	3.60 ab	1.60 a	0.60 a
	230-0-150	0.20 a	2.40 a	5.60 bc	6.20 bcd	5.20 ab	3.80 b	6.00 ab	7.20 ab	5.20 ab	5.00 ab	2.00 a	0.60 a
	230-25-150	0.80 a	6.20 a	13.40 a	15.80 ab	13.80 ab	7.60 b	4.20 ab	4.60 ab	3.20 ab	3.40 ab	0.60 a	0.40 a
	230-50-150	0.60 a	4.60 a	11.80 ab	14.60 abc	14.80 a	10.00 ab	6.80 ab	4.00 ab	5.60 ab	4.00 ab	1.20 a	0.20 a
	230-75-150	0.00 a	2.00 a	7.40 abc	10.60 abcd	11.40 ab	12.00 ab	12.80 a	11.40 a	9.20 a	8.60 a	1.80 a	0.80 a
Sin inocular	0-0-0	0.20 a	3.20 a	6.80 abc	6.00 cd	4.00 ab	3.60 b	1.80 b	1.40 b	0.80 b	0.00 b	0.00 a	0.00 a
	230-0-150	0.00 a	2.60 a	3.60 c	2.00 d	1.40 b	1.60 b	3.40 b	4.00 ab	0.20 b	0.60 b	0.20 a	0.20 a
	230-25-150	0.00 a	3.40 a	6.60 bc	9.80 abcd	9.00 ab	9.00 ab	9.20 ab	5.40 ab	4.40 ab	3.60 ab	2.80 a	0.60 a
	230-50-150	0.00 a	5.00 a	9.00 abc	12.00 abc	12.60 ab	6.20 b	3.80 b	3.40 ab	2.40 ab	2.20 ab	1.40 a	1.20 a
	230-75-150	0.40 a	4.00 a	9.00 abc	18.20 a	16.00 a	21.00 a	8.00 ab	2.00 b	0.80 b	3.80 ab	0.60 a	0.80 a
Diferencia mínima significativa		1.10	4.41	6.66	9.79	13.35	12.91	8.97	8.79	7.21	7.61	3.75	1.73
Significancia		Tukey, $\alpha=0.05$											

Cuadro 5A. Valores medios para número y peso seco por clasificación de frutos de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) por tratamiento, manejado durante 160 días en condiciones de invernadero. Tratamientos en cada columna con la misma letra son estadísticamente similares (Tukey $p \leq 0.05$).

Inoculación	Dosis de fertilización kg ha ⁻¹	Calidad de frutos							
		Extra		Primera		Segunda		Tercera	
		Número	Peso seco	Número	Peso seco	Número	Peso seco	Número	Peso seco
Inoculadas	0-0-0	5.60 bc	22.22 abc	2.20 bc	2.70 bc	0.80 b	0.50 b	5.60 a	2.70 a
	230-0-150	5.00 bc	16.52 bc	3.60 bc	5.84 bc	1.80 b	0.86 ab	5.40 a	2.328a
	230-25-150	16.80 a	56.48 a	9.00 abc	14.42 abc	5.40 ab	4.08 ab	6.00 a	2.64 a
	230-50-150	10.80 abc	29.70 abc	17.60 a	32.04 a	13.40 a	9.94 a	8.60 a	3.30 a
	230-75-150	10.60 abc	42.46 abc	12.60 ab	22.00 ab	6.40 ab	5.18 ab	4.40 a	1.98 a
Sin inocular	0-0-0	3.60 c	12.14 bc	0.20 c	0.30 c	0.20 b	0.00 b	3.20 a	1.56 a
	230-0-150	3.00 c	7.78 c	3.20 bc	4.54 bc	1.60 b	1.58 ab	3.60 a	1.38 a
	230-25-150	11.20 abc	35.32 abc	4.80 bc	9.84 bc	2.40 b	1.64 ab	6.40 a	2.34 a
	230-50-150	11.00 abc	36.56 abc	8.00 abc	11.76 bc	3.80 ab	4.08 ab	8.60 a	3.12 a
	230-75-150	15.20 ab	47.76 ab	11.20 abc	21.16 ab	8.00 ab	6.86 ab	7.20 a	2.82 a
Diferencia mínima significativa		10.78	36.86	12.02	19.95	10.87	9.31	8.76	3.27
Significancia		Tukey, $\alpha=0.05$							

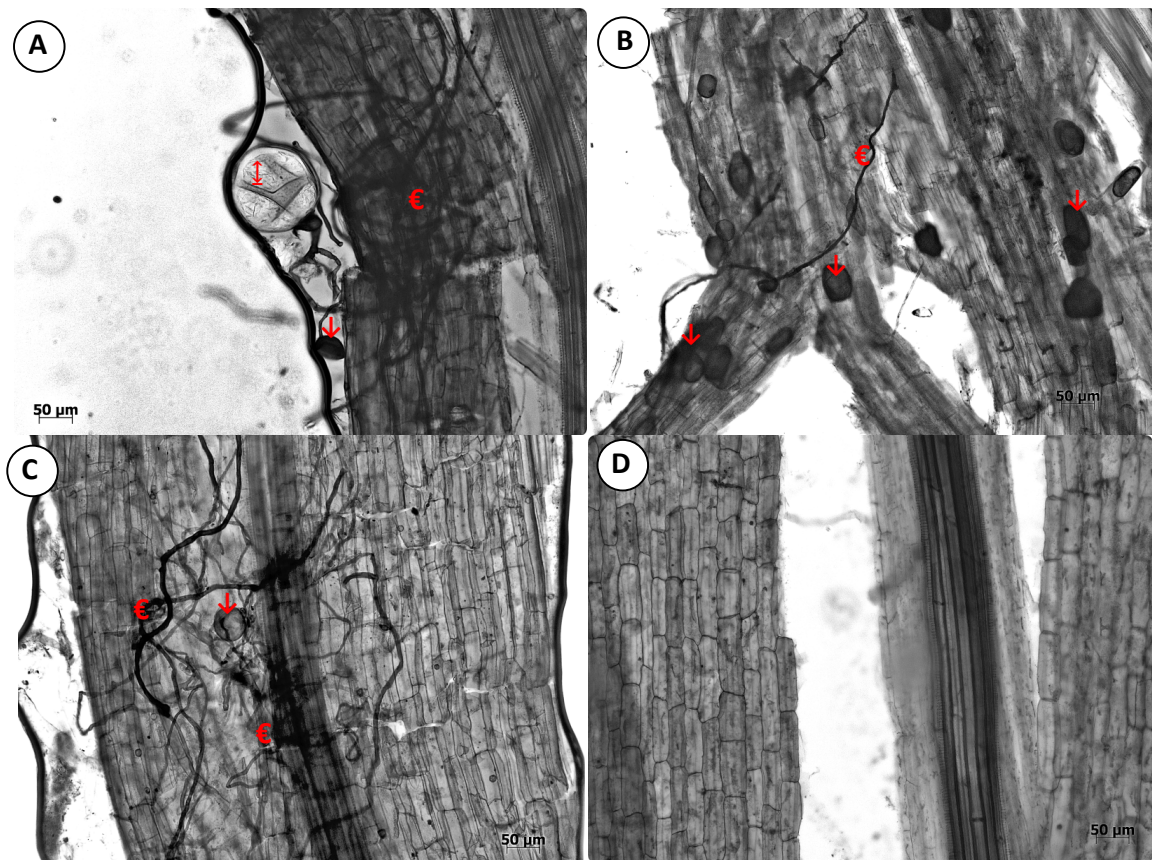


Figura 7A. Segmentos colonizados y no colonizados localizados durante la evaluación de la colonización micorrízica; (A) espora -↕-, vesícula -↓- y micelio interno -€-, localizados en la planta del tratamiento inoculado y fertilizado con 230-25-150; (B) vesículas -↓- y micelio interno -€-, localizados en la planta del tratamiento inoculado y sin fertilización; (C) vesícula -↓- y micelio interno -€- localizados en la planta del tratamiento inoculado y fertilizado con 230-50-150 y (D) segmento sin colonizar en la planta del tratamiento sin inocular y fertilizado con 230-75-150. Escala de fotos 50 µm.