



Universidad Autónoma Chapingo

ENSEÑAR LA EXPLOTACION DE LA TIERRA, NO LA DEL HOMBRE



Departamento de Fitotecnia
Instituto de Horticultura

INOCULACIÓN MICORRÍZICA EN EL CULTIVO DE JITOMATE
(*Lycopersicum esculentum* Mill.) BAJO CONDICIONES DE
INVERNADERO Y FERTIRRIEGO.

TESIS

QUE COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

PRESENTA:

ING. PIMENTEL MALDONADO EDUARDO



DIRECCION GENERAL ACADEMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES

Chapingo, Texcoco Edo. México, Febrero 2006



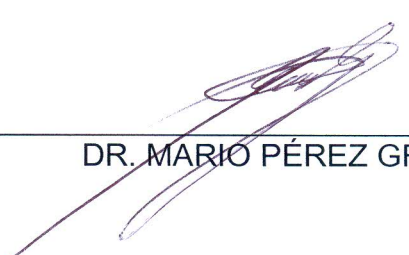
Instituto de Horticultura

INOCULACIÓN MICORRÍZICA EN EL CULTIVO DE JITOMATE
(*Lycopersicum esculentum* Mill.) BAJO CONDICIONES DE INVERNADERO
Y FERTIRRIEGO

Tesis realizada por Ing. **Eduardo Pimentel Maldonado** bajo la dirección del
Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito para
obtener el grado de:

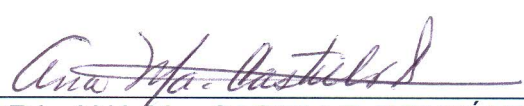
MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

DIRECTOR:



DR. MARIO PÉREZ GRAJALES

ASESOR:



DRA. ANA Ma. CASTILLO GONZÁLEZ

ASESOR:



DRA. Ma. DEL C. ÁNGELES GONZÁLEZ CHÁVEZ

ASESOR:



DR. J. ENRIQUE RODRÍGUEZ PÉREZ

AGRADECIMIENTO

A **DIOS** por concederme la vida y ser mi fortaleza en tiempos de flaqueza.

Al **Instituto de Horticultura del Departamento de Fitotecnia de la Universidad Autónoma Chapingo** por darme la oportunidad de realizar la Maestría.

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT)** por el apoyo económico que me otorgó durante los estudios de la Maestría.

Al **Dr. Mario Pérez Grajales, Dra. Ana María Castillo González, Dra. Carmen González Chávez y al Dr. J. Enrique Rodríguez Pérez** por formar parte de mi comité asesor y por su valiosa colaboración en la realización del presente trabajo.

Con respeto:

Eduardo Pimentel Maldonado

DEDICATORIA

A mi esposa **Deysi Tapia Pérez**, por su apoyo y motivación invaluable e incondicional otorgado en todos y cada uno de los momentos. Por ser un fuerte pilar en mi vida. . . **¡Te amo!**

A mis Padres: **Javier Pimentel Velázquez** y **Roselia Maldonado Guillén**, por ser un gran ejemplo de trabajo, constancia y perseverancia ante las adversidades. Por su amor, apoyo y comprensión para mi persona y la de mis hermanos.

A mis hermanos: **Joel, Raúl, Fátima, Candy, Noel, Mily, Benjamín** y **Laura**, por su apoyo, cariño y por ser parte de mis alegrías y tristezas.

A mis amigos y compañeros: **Rosalino Gasga** y **Nereo Martínez**, por su apoyo brindado durante el tiempo en que cursamos la maestría.

Con cariño y respeto:

Eduardo Pimentel Maldonado

DATOS BIOGRAFICOS

El autor del presente trabajo de investigación, nació en el municipio de Zacapu, Michoacán, el 27 de septiembre de 1976. En el mismo municipio realizó sus estudios en la escuela Primaria “Melchor Ocampo”, escuela Secundaria Técnica 107 “Profr. Vinicio Martínez Jerónimo” y el bachillerato en el C. B. T. a. No. 68 de Tiríndaro, Mich. En 1995 ingresó al Instituto Tecnológico Agropecuario No. 7 en Morelia Michoacán en donde realizó sus estudios de licenciatura. En el 2001 obtuvo el título de Ingeniero Agrónomo en dicho instituto. Trabajó en el CINVESTAV-IPN, unidad Irapuato como propagador de plántulas de fresa durante el periodo de febrero a diciembre del 2000. De febrero de 2002 a abril 2003 se desempeñó como auxiliar laboratorista en el Centro de Desarrollo Tecnológico de FIRA, Morelia. En el 2004 ingresó a la Universidad Autónoma Chapingo, donde realizó estudios de Maestría en Ciencias en Horticultura, en el Instituto de Horticultura del departamento de Fitotecnia de la Universidad.

ÍNDICE

RESUMEN	x
I INTRODUCCIÓN	1
1.1 OBJETIVOS	3
1.2 HIPÓTESIS	3
II REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1 La nutrición en plantas	4
2.2 Función de los elementos minerales esenciales	5
2.3 Efecto de los factores ambientales en la nutrición	10
2.4 Nutrición del cultivo de jitomate	11
2.5 Micorrizas	15
2.5.1 Definición	15
2.5.2 Simbiosis micorrízica	15
2.5.2.1 Ectomicorriza	16
2.5.2.2 Micorriza arbuscular	17
2.5.3 Taxonomía	18
2.5.4 Estructura y función	19
2.5.5 Familia Glomeraceae	20
2.5.6 Beneficios de los Hongos Arbusculares (HA)	22
III MATERIALES Y MÉTODOS	23
3.1 Ubicación del área del estudio	23
3.2 Genotipo	23
3.3 Inóculo micorrízico	24
3.4 Solución nutritiva	25
3.5 Tratamientos	26
3.6 Unidad experimental	26
3.7 Diseño experimental	26
3.8 Manejo agronómico	27
3.8.1 Siembra y transplante	27
3.9 Variables evaluadas	28
3.9.1 Área foliar	28
3.9.2 Contenido de clorofila a, b y total	28
3.9.3 Rendimiento por racimo y por planta	29
3.9.4 Calidad de fruto	29
3.9.4.1 Grados brix	29
3.9.4.2 Días a cosecha y vida de anaquel	29
3.9.4.3 Grosor de pericarpio	30
3.9.5 Contenido de nutrimentos en fruto	30
3.9.6 Peso total de planta seca	31
3.9.7 Porcentaje de colonización	31

IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN	32
4.1 Área foliar	32
4.2 Contenido de clorofilas	32
4.3 Rendimiento por racimo y por planta	33
4.4 Calidad de fruto	34
4.5 Contenido de nutrimentos en fruto	39
4.6 Porcentaje de colonización	44
4.6.1 Fase de semillero	44
4.6.2 Fase de invernadero	45
V CONCLUSIONES	46
VI LITERATURA CITADA	47

ÍNDICE DE CUADROS Y FIGURAS

Cuadro 1	Dosis de los fertilizantes utilizados para preparar 1000 litros de solución nutritiva, para suministrar al cultivo del jitomate en bolsas de polietileno bajo invernadero	25
Cuadro 2	Concentración de la solución nutritiva aplicada en la fase de almácigo e invernadero en las diferentes etapas de crecimiento del cultivo del jitomate	26
Cuadro 3	Relación de tratamientos establecidos en el cultivo de jitomate bajo invernadero y con fertirriego	26
Cuadro 4	Efecto de la presencia de <i>Glomus</i> spp. Zac-19 y solución nutritiva de Steiner en el área foliar y contenido de clorofilas en plantas de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego	33
Cuadro 5	Efecto de la presencia de <i>Glomus</i> spp. Zac-19 y solución nutritiva de Steiner en el rendimiento de plantas de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego . . .	34
Cuadro 6	Efecto de la presencia de <i>Glomus</i> spp. Zac-19 y solución nutritiva de Steiner en la relación largo/ancho de frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego	35
Cuadro 7	Efecto de la presencia de <i>Glomus</i> spp. Zac-19 y solución nutritiva de Steiner en el color de frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego	36
Cuadro 8	Efecto de la presencia de <i>Glomus</i> spp. Zac-19 y solución nutritiva de Steiner en el contenido de sólidos solubles totales de frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego	37
Cuadro 9	Efecto de la presencia de <i>Glomus</i> spp. Zac-19 y solución nutritiva de Steiner en la pérdida de peso en frutos de jitomate Charanda F1 cultivados bajo condiciones de invernadero y fertirriego y mantenidos a 22 °C durante 21 días después del corte	38
Cuadro 10	Efecto de la presencia de <i>Glomus</i> spp. Zac-19 y solución nutritiva de Steiner en el grosor del pericarpio y firmeza en frutos de jitomate Charanda F1 cultivados bajo condiciones de invernadero y fertirriego	39

Cuadro 11	Efecto de la presencia de <i>Glomus</i> spp. Zac-19 y solución nutritiva de Steiner en la concentración de macronutrientes en frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego	40
Cuadro 12	Efecto de la presencia de <i>Glomus</i> spp. Zac-19 y solución nutritiva de Steiner ¹ en el contenido de micronutrientes en frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego	41
Cuadro 13	Efecto de la interacción inoculación con <i>Glomus</i> spp. Zac-19 y solución nutritiva de Steiner en el grosor de pericarpio y sólidos solubles totales en frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego	42
Cuadro 14	Efecto de la interacción inoculación con <i>Glomus</i> spp. Zac-19 y solución nutritiva de Steiner en el largo/ancho y luminosidad en frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego	43
Cuadro 15	Efecto de la interacción inoculación con <i>Glomus</i> spp. Zac-19 y solución nutritiva de Steiner en rendimiento en plantas de jitomate Charanda F1 con la solución nutritiva de Steiner y el inoculo micorrízico Zac-19 bajo condiciones de invernadero y fertirriego	44
Figura A1	Comportamiento de la temperatura durante el periodo marzo-julio 2005 en el cultivo de jitomate Charanda F1 bajo invernadero y fertirriego inoculado con el consorcio micorrízico Zac-19	55
Figura A2	Comportamiento de la intensidad luminosa y humedad relativa durante el periodo marzo-julio 2005 en el cultivo de jitomate Charanda F1 bajo invernadero y fertirriego inoculado con el consorcio micorrízico Zac-19	55
Cuadro A1	Cuadrados medios de análisis de varianzas para las variables respuesta en la inoculación de plantas de jitomate Charanda F1 con tres concentraciones de la solución nutritiva Steiner y dos niveles de inóculo <i>Glomus</i> spp. Zac-19 bajo condiciones de invernadero y fertirriego	56

INOCULACION MICORRIZICA EN EL CULTIVO DE JITOMATE (*Lycopersicum esculentum* Mill.) BAJO CONDICIONES DE INVERNADERO Y FERTIRRIEGO

Eduardo Pimentel-Maldonado¹; Mario Pérez-Grajales²

RESUMEN

Se evaluó el efecto de la inoculación micorrízica en el cultivo de jitomate (*Lycopersicum esculentum* Mill) bajo condiciones de invernadero y fertirriego. Se emplearon tres concentraciones (100, 75 y 50 %) de la solución universal de Steiner 1984 modificada por Pérez y Castro (1999) y dos niveles de inóculo micorrízico Zac-19 (0 y 10 g planta), integrado por tres especies: *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*. El experimento se estableció en un invernadero de la Universidad Autónoma Chapingo, con una temperatura media mensual de 22.83 °C, humedad relativa promedio de 55.38 % e intensidad luminosa del día de 391.10 lum-sq. Los resultados presentaron diferencia estadística para el área foliar, mostrándose superiores aquellos tratamientos que contenían mayor concentración de solución nutritiva al 100 y 75 %. El contenido de clorofila a, b y total no fue diferente al modificar la concentración de la solución nutritiva e inoculación, al igual que para el tamaño de frutos del primer y cuarto racimo. No obstante, el tamaño de los frutos del tercer racimo fue estadísticamente superior conforme se incrementó la concentración de la solución nutritiva. Las plantas que se regaron con solución nutritiva al 75 % presentaron mayor luminosidad en el color de los frutos del primer racimo. Los demás tratamientos fueron estadísticamente similares. Los valores de cromaticidad no presentaron diferencia entre racimos. El valor de ángulo de tono (Hue) fue estadísticamente superior para el primer y cuarto racimo en los tratamientos con solución nutritiva al 75 %. Las diferentes concentraciones de solución nutritiva e inóculo, no modificaron estadísticamente la firmeza de los frutos en ninguno de los racimos muestreados. El contenido de sólidos solubles totales (grados Brix) fue estadísticamente superior conforme se incrementó la concentración de la solución nutritiva (75 y 100 %). El rendimiento mostró diferencias entre concentraciones de la solución nutritiva, tanto en los cuatro racimos como en el rendimiento final, obteniendo mayores rendimientos al 50 y 75 %. La inoculación con el hongo micorrízico no tuvo efectos significativos en las variables que se evaluaron. Esto pudo deberse al bajo porcentaje de colonización (8 %) en el tratamiento con la concentración mas baja de la solución nutritiva (50%). En el resto de los tratamientos no se presentó colonización micorrízica. El contenido de nutrimentos en fruto no mostró diferencias estadísticas. Por lo que se concluye que los resultados obtenidos se deben al efecto de la concentración de la solución nutritiva y no al del hongo micorrízico.

Palabras clave: Hongo micorrízico, solución nutritiva, calidad de fruto, rendimiento de planta.

ABSTRACT

The effect of mycorrhizal inoculation was evaluated in the cultivation of tomatoes, (*Lycopersicum esculentum* Mill), under greenhouse and ferti-irrigation conditions. Three concentrations were used (100%, 75% and 50%) of the Steiner 1984 universal solution as modified by Pérez and Castro (1999) and two levels of mycorrhizal inoculation Zac-19 (0 and 10 g plant), in three species: *Glomus clarum*, *G. claroideum* and *G. diaphanum*. The experiment was carried out in a greenhouse at the Universidad Autónoma Chapingo, with an average monthly temperature of 22.83 °C, an average relative humidity of 55.38% and daylight intensity of 391.10 lum-sq ft. The results showed a statistical difference in the foliate area. Those treatments that contained a 100% and 75% concentration of the nutritive solution showed the most change. The a, b and total chlorophyll contents were not different when the concentration of the nutritive solution and inoculation were modified; the same was true for fruit size in the first and fourth clusters. Nevertheless, the fruit size of the third cluster was statistically larger as the concentration of the nutritive solution was increased. The plants that were watered with a 75% nutritive solution had brighter colored fruit in the first cluster. The other treatments were statistically similar. There was no difference present between the clusters on the chromatic scale. The tone angle (hue) value was statistically higher for the first and fourth clusters in the treatments with a 75% nutritive solution. The different concentrations of nutritive solution and inoculation did not statistically modify the firmness of the fruit in any of the clusters sampled. The total soluble solid content, (Brix degrees), was statistically higher upon increasing the concentration of the nutritive solution (75% and 100%). The yield showed differences between nutritive solution concentrations in the four clusters as well as in the final yield, obtaining 50% and 75% larger yields. The inoculation with mycorrhizal fungi did not have a significant effect on the variables that were evaluated. This could be due to the low colonization percentage (8%) in the treatment that had the lowest nutritive solution concentration (50%). Mycorrhizal colonization did not occur in the rest of the treatments. The nutriment content in fruit was not statistically different. It was therefore concluded that the results obtained are due to the effect of the concentration of the nutritive solution and not to that of the mycorrhizal fungi.

Key words: Mycorrhizal fungi, nutritive solution, fruit quality, plant yield.

¹ Tesista de Maestría en Ciencias en Horticultura, Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, México

² Director Profesor-Investigador, Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, México.

I. INTRODUCCIÓN

El jitomate es la hortaliza que más se cultiva en invernadero y en sistemas hidropónicos en el mundo. Esto se debe principalmente a los altos rendimientos y calidad de fruto que se obtienen con esta técnica, a los altos precios que alcanza en los mercados internacionales y, por consiguiente, se logran buenas utilidades por unidad de superficie a pesar de los altos costos de producción. Con respecto a la agricultura convencional en suelo se debe señalar que los rendimientos logrados son bajos (27.75 t ha^{-1}) en relación a los obtenidos en un sistema de producción bajo invernadero y sistema hidropónico ($100 \text{ a } 300 \text{ t ha}^{-1}$) (Anónimo, 2004).

Al utilizar la técnica de la hidroponía, que utiliza sustratos inertes para evitar la infestación con microorganismos fitopatógenos, no se incluyen otra clase de microorganismos que son benéficos para las plantas; dentro de ellos se encuentran los hongos arbusculares.

La micorriza resulta de la asociación mutualista entre las raíces de las plantas y hongos del suelo, en la que ambos participantes obtienen beneficios (Cruz, 1999; Azcón y Barea, 1997). En esta relación, el hongo forma una red de hifas alrededor de la raíz de la planta que le facilita la captación de nutrimentos o minerales como P, Cu, Zn y Fe (Abbott y Robson, 1984; Barea, 1991). En la actualidad, la micorriza se considera como biofertilizante, bioprotector y biorregulador para la mayoría de los cultivos (Azcón y Barea, 1997).

En los sistemas de producción de jitomate en invernadero con tezontle rojo, como sustrato, se emplean soluciones nutritivas como la de Steiner (Pérez y Castro, 1999). Según estos autores el rendimiento y calidad de fruto son buenos. Sin embargo, en este sistema de producción el costo de los fertilizantes, que se emplean como fuentes de nutrimentos para la preparación de las soluciones nutritivas es muy alto. Por ello, surge el cuestionamiento siguiente: la inoculación con hongos arbusculares incrementará el rendimiento, calidad de fruto y las diferentes variables asociadas al crecimiento en plantas de jitomate que se producen en hidroponía con diferentes concentraciones de la solución nutritiva? Para contestar este cuestionamiento se planteó el presente estudio con los siguientes objetivos:

1.1 OBJETIVOS

Evaluar el porcentaje de colonización de los hongos arbusculares en el cultivo de jitomate cultivado con tezontle rojo y fertirriego, y determinar su efecto en el rendimiento y calidad de fruto, variando la concentración de la solución nutritiva con el objetivo de hacer más eficiente el uso de los nutrimentos.

Comparar el efecto de tres concentraciones (50, 75, 100 %) de la solución nutritiva universal de Steiner, modificada por Pérez y Castro (1999) y el hongo *Glomus* spp. Zac-19. Para determinar en que tratamiento se obtienen los mejores niveles de colonización.

1.2 HIPÓTESIS

- La colonización micorrízica en el cultivo de jitomate cultivado en tezontle rojo y fertirriego en invernadero incrementa el rendimiento y calidad de fruto.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 La nutrición en plantas

La composición de la materia fresca de las plantas esta constituida por aproximadamente 70 % de agua, 27 % de materia orgánica y 3 % de minerales (Mengel y Kirkby, 1979). Al igual que la luz, el CO₂ y el agua, los elementos minerales, juegan un papel importante en el metabolismo, transporte y absorción en la planta (Bonilla, 2000). Cada uno de los elementos minerales o nutrimentos cumple una función específica en el metabolismo de la planta y ningún elemento esencial puede ser sustituido por otro (Parker, 2000).

La nutrición se define como el suministro, absorción y transporte de los elementos minerales esenciales para el crecimiento y metabolismo de la planta, mientras que el término nutrimento se refiere a la forma química del elemento mineral requerido o disponible por la planta u organismo (Mengel y Kirkby, 1979; Bonilla, 2000). Los nutrimentos esenciales requeridos por las plantas verdes son exclusivamente de naturaleza inorgánica (Mengel y Kirkby, 1979). Arnon y Stout (1939) definieron al elemento esencial como el requerido para el metabolismo de la planta y desarrollo del ciclo de vida y en cuya función no puede ser sustituido por otro. Además el elemento está directamente involucrado en el metabolismo, por ejemplo, como componente de una molécula esencial de la planta; o deberá ser requerido en una fase metabólica precisa, tal como una reacción enzimática.

Los elementos minerales esenciales en los tejidos de la planta pueden clasificarse de dos formas: por la concentración relativa (Taiz y Zeiger, 2002) y, según el comportamiento bioquímico y función fisiológica de los elementos (Mengel y Kirkby, 1979).

Dentro de la primera clasificación los elementos se dividen en macronutrientes (C, H, O, N, P, S, K, Ca, Mg) y micronutrientes (Fe, Mn, Cu, Zn, Mo, B, Cl). Para la segunda clasificación, los nutrientes se dividen en cuatro grupos. El primero lo integran el C, H, O, N, y S, que son constituyentes mayores de la materia orgánica y se involucran en procesos enzimáticos, cuya asimilación está dada por reacciones de oxido-reducción. El segundo grupo se forma por P, B; nutrientes importantes en el almacenamiento y en reacciones de transferencia de energía. En el grupo tres se encuentran el K, Na, Mg, Ca, Mn, y Cl, que son nutrientes que permanecen en forma iónica y permiten sostener el potencial osmótico de la planta. Finalmente en el grupo cuatro se ubican el Fe, Cu, Zn, y Mo; nutrientes involucrados en reacciones redox, mediante el transporte de electrones.

2.2 Función de los elementos minerales esenciales

Según Mengel y Kirkby (1979) la clasificación de los elementos minerales en macro y micronutrientes es difícil justificarla, desde el punto de vista fisiológico, considerando solo, la concentración presente en los tejidos de las plantas, por lo que también se recurre al papel bioquímico y función fisiológica que cada elemento mineral juega en la nutrición. Con base en ello Mengel y

Kirkby clasifican a los elementos minerales en cuatro grupos y sus correspondientes funciones

Grupo uno

Nutrientes constituyentes mayores de la materia orgánica

Nitrógeno. El nitrógeno (N) es el elemento mineral de mayor utilidad en el desarrollo de la planta. Las formas iónicas de absorción por la raíz son el nitrato (NO_3^-) y el amonio (NH_4^+) (Papadopoulos, 1991; Sánchez, 2000). En la planta el N participa en la formación de compuestos de elevado peso molecular como las proteínas y ácidos nucleicos; y de forma orgánica como los aminoácidos, amidas, aminos, nucleótidos, etc. La concentración en la materia seca varía de 0.06 a 0.32 % (Taiz y Zeiger, 2002).

Azufre. Las formas asimilables del azufre por la planta es como un ión sulfato (SO_4^{2-}) (Papadopoulos, 1991). Se transporta por el xilema y los estomas lo pueden absorber como dióxido de azufre (SO_2). Forma parte de los sulfolípidos y heteropolisacáridos (como sulfato), de los aminoácidos como la cisteína, la metionina, la cistina y las proteínas (en forma reducida); de diversas coenzimas como la tiamina, biotina, coenzima A, ácidos orgánicos, pirofosfato, glutatión, adenosin-s'-fosfosulfato y 3-fosfoadenosina. Los niveles de concentración normal fluctúan entre 0.1 y 1 % de materia seca (Bonilla, 2000).

Grupo dos

Nutrientes importantes en la integridad estructural o almacenamiento de la energía.

Fósforo. Disponible para la planta como ion fosfato (H_2PO_4^- y HPO_4^{2-}). En las plantas permanece como fosfato, ya sea en forma libre o como compuesto orgánico, como éster fosfórico con grupos hidroxilos y forma enlaces anhídridos ricos en energía como ATP o ADP. Juega un papel clave en la fotosíntesis, la respiración y todo el metabolismo energético, formando ácidos nucleicos, nucleótidos, coenzimas, fosfolípidos y varios tipos de azúcares fosfatados (Mengel y Kirkby, 1979; Sánchez, 2000). Su concentración oscila entre 0.1 y 0.5 % de la materia seca (Sánchez, 2000).

Boro. Puede estar disponible como ácido bórico o como borato, por encontrarse en las paredes celulares. Se le asocia con la estabilidad de éstas debido a sus enlaces éster que establece con los grupos cis-dioles. Se le relaciona con la formación de complejos con manitol, ácido polimanurónico. Se le involucra en alargamiento celular, germinación, regulación hormonal y en el metabolismo de ácidos nucleicos. También evita la acumulación excesiva de compuestos fenólicos, tanto en la raíz como en los tallos. La concentración normal de boro oscila entre 25-250 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ de materia seca (Mengel y Kirkby, 1979).

Grupo tres

Nutrimientos que permanecen en forma de ión.

Potasio. Su absorción se da como ión monovalente K^+ , juega un papel importante en la osmoregulación que tiene lugar en los procesos de apertura y cierre de estomas. Participa como un cofactor en más de 50 sistemas enzimáticos, como las óxido reductasas, deshidrogenadas, transferasas, sintetasas y quinasas. Su concentración va de 1 al 6 % del peso de la materia seca (Sánchez, 2000).

Calcio. Se absorbe como ión divalente Ca^{2+} , se localiza fuera de la célula en la pared celular; en los pectatos de la lámina media y en las membranas. Participa para dar integridad y funcionalidad a las membranas. También participa como un cofactor de algunas enzimas involucradas en la hidrólisis de ATP y de fosfolípidos. Actúa como mensajero secundario en la regulación metabólica. Su concentración normal se encuentra entre 3 a 4 % de la materia seca (Mengel y Kirkby, 1979).

Magnesio. Se absorbe como ión divalente Mg^{2+} , actúa como un activador de la enzima fosfoenol-piruvato carboxilasa y la glutamato sintasa; participa en el metabolismo de la planta, forma complejos con ATP y en la biosíntesis de proteínas, y como un activador de la ARN polimerasa. Es el átomo central del núcleo tetrapirrólico de la molécula de clorofila, por lo tanto, vital para el proceso

de la fotosíntesis. El contenido total de Mg^{2+} en las plantas oscila entre 0.1 y 0.5 % de peso seco (Sánchez, 2000).

Manganeso. Se absorbe como un catión divalente Mn^{2+} , actúa como activador de numerosas enzimas, como por ejemplo el complejo manganeso-proteína, que transporta los electrones desde el agua al fotosistema II, forma parte de la manganeso-superóxidodismutasa (Mn-SOD) y en enzimas respiratorias del ciclo de Krebs (carboxilasa, deshidrogenada, cinasas, oxidasas y peroxidasas) (Mengel y Kirkby, 1979) su contenidos en planta son de 40 a 500 ppm (Jones, 1999).

Grupo cuatro

Elementos minerales que se involucran en las reacciones redox

Hierro. Se absorbe como ión ferroso (Fe^{2+}) o férrico (Fe^{3+}). El 80 % del hierro se acumula en los cloroplastos; forma parte de muchas enzimas redox del tipo hemoproteínas como las hierro-azufre o las sulfero proteínas que son clave en la fotosíntesis (ferredoxina, nitritoreductasa, sulfito reductasa), en la fijación de N_2 y en la respiración (Taiz y Zeiger, 2002) sus niveles en la planta oscilan entre 40 a 300 ppm (Jones, 1999).

Zinc. Es absorbido como un ión divalente (Zn^{2+}), aunque mayormente en forma de quelato. Juega un papel estabilizador en la molécula de clorofila y participa en la síntesis de ácido indolacético y triptofano. Es necesario para la actividad

de la alcohol deshidrogenasa, deshidrogenasa glutámica y anhidrasa carbónica que aceleran la hidratación del dióxido de carbono a bicarbonato en la fotosíntesis (Taiz y Zeiger, 2002). En la planta su concentración se encuentra entre 20 y 100 ppm (Jones, 1999).

Cobre. Se absorbe como ión divalente (Cu^{2+}), o como ión cuproso Cu^+ en suelos con escasez de oxígeno. Participa con diversas proteínas y enzimas como la plastocianina, proteína que se involucra en la respiración y cataliza la transferencia de electrones hasta el oxígeno. Se le relaciona con la biosíntesis de lignina y participa en reacciones de síntesis del ácido ascórbico oxidasa, tirosina, oxidasa monoamina, fenolasa y la plastocianina (Taiz y Zeiger, 2002). En la planta los niveles se encuentran de 5 a 20 ppm (Jones, 1999).

Molibdeno. Forma parte de la enzima nitrato reductasa, responsable de la reducción de nitrato a nitritos; de la nitrogenasa, fundamental en la fijación biológica del nitrógeno. Esta última enzima se involucra en la degradación de adenina y guanina, y es parte estructural de la enzima que genera el ácido abscísico. Los niveles de concentración en planta oscilan de 0.9 a 10 ppm (Jones, 1999).

2.3 Efecto de los factores ambientales en la nutrición

Algunos factores ambientales como la humedad relativa, temperatura e intensidad luminosa afectan los procesos fisiológicos en la planta. Por ejemplo, humedad relativa cercana al 100 %, en invernaderos cerrados, incrementa a

niveles letales la temperatura en la planta debido a una reducción de la transpiración, lo cual evita la circulación de agua a través de la planta. Esto provoca la hidrólisis de glúcidos y con ello, pérdida de alrededor de 50 % de la materia seca (Baeyens, 1970). También se afecta el transporte de algunos nutrimentos, como es el caso del Ca, lo que puede ocasionar, en condiciones severas, deficiencia de calcio en frutos de jitomate.

La temperatura del suelo afecta procesos tales como: crecimiento y desarrollo de sistema radical, velocidad de absorción del agua y nutrimentos, producción de materia seca, floración y rendimiento (Baeyens, 1970). Snyder (1914) reportó que plantas que crecen a temperaturas prolongadas por debajo de 15 °C pueden presentar deficiencias de elementos por la nula absorción. La intensidad luminosa alta, reduce rápidamente los nitratos e incrementa la solubilidad del hierro y una luminosidad baja reduce la demanda de nitrógeno y magnesio e incrementa la demanda de potasio (Baeyens, 1970; Wild y Jones, 1992; Parker, 2000). Por lo que la presencia de síntomas de deficiencias en la planta, no sólo se deben a la baja concentración de los elementos minerales, sino también al efecto de algunos factores ambientales.

2.4 Nutrición del cultivo de jitomate

Hay 16 elementos que han sido identificados como esenciales para el crecimiento y desarrollo normal de todas las plantas. Los criterios de esencialidad fueron establecidos por Arnon y Stout (1939).

Para el caso de las plantas de jitomate, 13 de los 16 elementos esenciales se han reportado sus valores de concentración en la planta, los cuales pueden promover un adecuado y suficiente crecimiento (Epstein, 1965).

Nitrógeno. Sus valores medios de contenido son de 1.5 % en materia seca de la planta (Jones, 1999). Como ya se mencionó anteriormente, de las formas de absorción, la que mas predomina es la forma de nitrato (NO_3^-), ya que cuando el amonio (NH_4^+) es la fuente mayor, puede ocurrir toxicidad resultando en una significativa reducción del rendimiento de fruto. Sin embargo, el amonio es la forma que más utiliza la planta de jitomate en su estadio inicial y le beneficia en su crecimiento y desarrollo.

Cuando la planta entra en estado de reproducción, la concentración de amonio debe disminuirse o sustituirse por la forma nitrato. Ya que en este estado puede afectar tanto el crecimiento, como el rendimiento del fruto. Esto incrementa la incidencia de deficiencia de calcio en fruto, fenómeno que se conoce como blossom-end rot (BER) y que frecuentemente es lo se observa y reporta (Jones, 1999; Pill y Lambeth, 1997; Pill *et al.*, 1978; Snyder, 1914).

Calcio. La carencia de calcio esta íntimamente unido a la ocurrencia de pudrición apical de fruto, fenómeno conocido como BER (blossom-end rot) en frutos de jitomate (Papadopoulos, 1991). Grierson y Kader (1986) encontraron que cuando el nivel de calcio en peso de frutos secos fue de 0.12 %, no incide el fenómeno de BER; pero sí, cuando los niveles contenidos fueron de 0.08 %.

Sin embargo, la incidencia de este desorden en frutos no es solo un problema de deficiencia de calcio, sino también se debe a una combinación de factores que restringen el movimiento del calcio al fruto. El factor más común es el estrés hídrico, debido tanto a un exceso o deficiencia de agua. Bajo condiciones de alta humedad o exceso de agua, o ambas, la transpiración en la planta se reduce. Ya que el calcio se mueve en la planta por medio de la transpiración, una reducción en el movimiento del agua dentro de la planta reduce la cantidad de calcio transportado y no está al alcance del fruto. El niveles de concentración de suficiencia en materia seca es de 0.5 % (Jones, 1999; Papadopoulos, 1991).

Cualquier factor que pudiese restringir la absorción de Ca a través de las raíces, puede interferir con la absorción de Ca, ya sea en el suelo o en la solución (bajo pH del suelo, desbalance entre cationes mayores como K y Mg más NH_4)

Fósforo. Su insuficiencia retrasa o detiene el crecimiento de la planta. Si se mantiene el nivel de fósforo en suelo a niveles de 15 a 45 ppm (Jones, 1999), se evitan posibles interacciones con otros elementos, como Zinc (Zn), ya que se crea un desbalance entre elementos que podría resultar en una deficiencia de nutrimentos (Lindsay, 1979; Barber, 1995). Los niveles de suficiencia reportados son de 0.2 % (Jones, 1999).

Para una solución hidropónica, se recomienda una concentración de 20 a 50 ppm en la solución nutritiva, aunque si se mantiene por periodos prolongados a niveles cercanos o superiores a 50 ppm puede ser tóxico para las plantas

(Asher y Loneragan, 1963; Asher y Edwards, 1978). Sin embargo, con la mayoría de los sistemas hidropónicos, el nivel de fósforo se mantiene continuamente a la misma concentración (Barber, 1995).

Peñalosa *et al.* (1989) sugirieron como limite superior niveles de 0.66 % de fósforo en tejido hoja de jitomate, mientras que Asher y Loneragan (1963) sugirieron 0.80 %, ya que entre niveles de 0.90 y 1.80 % ocurre toxicidad. El exceso de fósforo puede ser un factor que afecte el crecimiento y rendimiento del fruto; ya que en un número significativo de muestras se encontraron niveles excesivos de fósforo (1.00 %) en tejido de hoja de jitomate (Jones, 1998). Se conoce que suceden interacciones entre fósforo y los micronutrientes como el Fe, Mn y Zn. Se observa que un nivel alto de fósforo puede interferir con la absorción y función de esos elementos en las plantas (Lindsay, 1979; Barber, 1995). Por lo tanto, un nivel alto de fósforo en la planta puede inducir deficiencia de uno de esos elementos.

Potasio. Suministro inadecuado de potasio (K) en las plantas de jitomate puede resultar en una maduración irregular del fruto (Adams, 1986; Papadopoulos, 1991). El potasio debe mantenerse a niveles altos, especialmente en la etapa de llenado de fruto, pero no debe superarse este nivel (>200 ppm), ya que por arriba de éste, el potasio puede interferir significativamente con la disponibilidad de Mg y Ca (Barber, 1995; Sánchez, 2000). La disponibilidad de potasio en el suelo se afecta significativamente, tanto por una excesiva aeración, como por un exceso de humedad (Jones, 1999).

Grierson y Kader (1986) observaron que cuando el contenido disponible de potasio se incrementó, el porcentaje de frutos deformes disminuyó. Por lo tanto, no es extraño que se incremente el contenido de potasio en la solución nutritiva cuando las plantas de jitomate comienzan a fructificar. Hay que prestar atención en los cambios en los niveles de deficiencia de potasio en hojas de plantas de jitomate durante el crecimiento vegetativo ($<1.5\%$) y cuando estén fructificando ($<2.5\%$) (Jones, 1999).

2.5 Micorrizas

2.5.1 Definición

El término micorriza se deriva de los vocablos griegos *mykes* que significa “hongo” y *rhiza* “raíz” (Antoniucci, 1998), dicho término se usó por primera vez por Frank en 1885, al observar este fenómeno en las raíces de los árboles de los bosques templados del Norte de América, las cuales estaban colonizadas por hongos y su morfología era muy diferente a la de aquellas que no presentaron colonización (Estrada *et al.*, 1992; Harley y Smith, 1983).

2.5.2 Simbiosis micorrízica

La micorriza es una asociación simbiótica entre hongos y las raíces de muchas plantas, en la que ambos participantes obtienen beneficios (Cruz, 1999; Smith y Read, 1997). Esto es importante tanto fisiológica como ecológicamente en los ecosistemas naturales y tiene efectos benéficos en las plantas cultivadas (Smith y Read, 1997). En esta relación, el hongo forma una red de hifas alrededor de la raíz de las plantas, la cual le facilita la captación de nutrimentos

o minerales como P, Cu, Zn y Fe (Barea, 1991; Abbott y Robson, 1984), así como: N, Ca y S. Por su parte, la planta aporta al hongo los compuestos orgánicos de la fotosíntesis y proporciona un entorno que lo protege del ataque de patógenos en la rizósfera (Antoniucci, 1998).

Dicha simbiosis tiene varias características en común: es relativamente constante, es decir, la mayoría de las plantas hospedan hongos la mayor parte del tiempo, los hongos no son patogénicos, normalmente el crecimiento de las plantas se incrementa por el desarrollo de la micorriza y ambos organismos se benefician de la asociación (Cruz, 1999; Ingold y Hudson, 1993).

En la naturaleza existen seis tipos bien diferenciados de micorriza (Arbutioide, Ectomicorriza, Monotropoide, Arbuscular, Ericoide y Orquidaceae) y su distribución varía por influencia de los aspectos ecológicos relacionados como el clima, disponibilidad nutrimental y especificidad hacia algunas familias de plantas. En si, los dos tipos de micorriza más importantes desde el punto vista forestal, agrícola, frutícola y hortícola son: la ectomicorriza y la micorriza arbuscular (Ferrera-Cerrato y Alarcón 2001).

2.5.2.1 Ectomicorriza

Según los datos que se conocen, sólo el 5% de las plantas vasculares forman ectomicorizas, éstas se forman en las raíces de los árboles forestales y plantas leñosas, principalmente en gimnospermas (coníferas) de importancia económica como pino, roble y abedul, entre otros, pudiéndose formar también

en algunas angiospermas (vegetales con semilla dentro de un fruto) como encinos, eucaliptos, etc. Algunos de los hongos que forman ectomicorrizas, en su mayoría son Basidiomicetes, que pertenecen generalmente a géneros como *Amanita*, *Boletus*, *Cantharellus*, *Cortinarius*, *Cactarius*, *Russula* y *Tricholoma*. En muchos de ellos se ha observado cierto grado de especificidad en relación al tipo de árbol con el que se asocian, en tal caso se tiene al hongo *Amanita muscaria* casi siempre asociado a pinos y abetos, y muy raro en otros tipos de árboles como encinos (Antoniucci, 1998).

La micorriza se inicia a partir de estructuras de propagación, como son las esporas o hifas del hongo asociado a la raíz, que se encuentra en la rizosfera; tales estructuras se estimulan por exudados de la raíz y crecen colonizando la superficie de las raicillas secundarias (Pérez-Moreno, 2004). Por lo general, forman un manto grueso a su alrededor, así las hifas penetran entre las células de la raíz, observándose una serie de hifas interconectadas llamadas “red de Hartig”, es aquí donde se da el intercambio de nutrientes (Smith y Read, 1997).

2.5.2.2 Micorriza Arbuscular

Dentro de la categoría endomicorrizas se encuentran diversos tipos, las cuales son: micorrizas de orquídeas, micorrizas de ericales y las más conocidas las micorrizas arbusculares (MA). En este tipo de micorrizas, las hifas penetran hasta las células de la corteza de la raíz; pueden también crecer intercelularmente, pero no forman red de Hartig o manto micelial alrededor de la raíz.

Por otra parte, se sabe que la mayoría de las plantas se asocian con algunos hongos benéficos. Estos hongos le ayudaron a las plantas a colonizar la tierra, lo que les permitió adaptarse y sobrevivir a la adversidad de las condiciones de esa época. Se ha demostrado que las plantas que se encuentran en condiciones de estrés se logran desarrollar mejor cuando tienen micorriza (Olalde y Serratos, 2004).

2.5.3 Taxonomía

Entre las asociaciones micorrízicas, la mas comúnmente conocida es la micorriza arbuscular (MA). Los hongos que forman esta asociación pertenecen al Phylum Glomeromycota, el cual se divide en cuatro ordenes, ocho familias y diez géneros (Schüßler, 2004; Corradi *et al.*, 2004; Schüßler, *et al.*, 2003; Schüßler *et al.*, 2001). Los géneros en los cuales se incluyen a la mayoría de las especies descritas son *Acaulospora*, *Gigaspora*, *Glomus*, y *Scutellospora* (Schüßler, 2005). Morton y Redecker (2001), se basaron principalmente en el análisis del fragmento 18's del ADNr y mostraron la existencia de dos clados ancestrales de hongos arbusculares (HA) filogenéticamente distintos que clasificaron como dos nuevas familias *Archaeosporaceae* y *Paraglomaceae*.

Evidencias fósiles sugieren que la simbiosis MA data del periodo Devónico, 460 millones de años de edad (Redecker *et al.*, 2000). Estos fósiles indican que estos hongos pertenecientes al Phylum Glomeromycota jugaron un papel importante en facilitar la colonización de la tierra por las plantas (Helgason y Fitter, 2005; Audesirk y Audesirk, 1999). Los HA son simbioses obligados, por

lo que no se han podido cultivar exitosamente en ausencia de las raíces de las plantas. La simbiosis es normalmente mutualista y se basa sobre una transferencia de nutrientes bi-direccional entre los simbioses (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2004). Sin embargo, la asociación micorrízica puede variar a lo largo de una simbiosis a un fuerte antagonismo (Johnson *et al.*, 1997). Más de 150 especies se describen dentro del Phylum Glomeromycota con base al desarrollo de la espora y morfología, aunque los recientes análisis moleculares indican que el número definitivo de taxa de los HA puede ser más alto (Daniell *et al.*, 2001; Vandenkoornhuyse, *et al.*, 2002).

2.5.4 Estructura y función

El HA obtiene su energía a través de una simbiosis obligada con las plantas vasculares, aunque también se han reportado asociaciones de HA con plantas no vasculares (Russell y Bulman, 2005).

El HA se nombra así por su formación intercelular de estructuras fúngicas ramificadas las cuales reciben el nombre de “arbusculos” (formaciones dicotómicas con apariencia de árbol pequeño). En éstos es donde se da el intercambio de nutrientes entre los hongos y las plantas. Las vesículas, las cuales contienen lípidos y son las estructuras de almacenamiento de nutrimentos (Bago *et al.*, 2000), se forman comúnmente en la mayoría de los miembros del genero Glomeromycota, aunque esto puede depender de las condiciones medioambientales (Smith y Read, 1997). Los fenotipos de las esporas, sirven para diferenciar entre especies, ya que la diferencia

morfológica es mucho mayor a la que se observa en los fenotipos de los HA en la raíz (Walker *et al.*, 1995). La mayoría de las esporas, dependiendo de las especies, son de entre 50 y 500 μm de diámetro. Todos los miembros de los HA son asexuales y el micelio vegetativo y estructuras intraradicales son aseptadas y multinucleadas (Sjöberg, 2005).

El hongo forma una red de hifas que crece extensivamente desde la raíz hacia el suelo, donde desarrolla una red de micelio tridimensional que se especializa en colonizar y explorar muy eficazmente los microhábitats del mismo para facilitar la captación de agua y nutrientes o minerales como P, Cu, Zn y Fe (Hart y Reader, 2002; Barea, 1991; Abbott y Robson, 1984).

2.5.5 Familia Glomeraceae

Las hifas intercelulares con diámetro entre 1-5 μm , son de forma lineal, curvada e irregular. Cuando penetran al interior de la célula se separan del citoplasma por un plasmalema y por una zona compartida de apariencia similar a la de la pared celular cortical. La densidad del micelio, su crecimiento y su extensión en el suelo dependen de la planta hospedera y los factores del suelo (López, 2003).

A partir del micelio externo del hongo, el cual es aseptado, de ramificación dicotómica y con diámetros entre 5-20 μm , se forman esporas grandes de resistencia de paredes gruesas, las cuales pueden sobrevivir por años y cuya germinación inicia un nuevo ciclo de simbiosis (López, 2003; Jaramillo, 2002).

Los arbúsculos son ramificaciones muy finas de las hifas del micelio que se forman después de haber penetrado la pared de la célula, enrollando todo el plasmalema de la misma; para así aumentar la superficie de contacto entre el hongo y la planta. Se localizan en células cercanas al cilindro central y su función es la de intercambiar nutrientes y metabolitos con el hospedero (López, 2003; Jaramillo, 2002).

Las vesículas son órganos de reserva del hongo de forma ovalada o esférica, se forman íter o intra celularmente. Se encargan de almacenar lípidos en las regiones más antiguas de la colonización. Las vesículas se desarrollan posterior a los arbúsculos. El hecho de encontrarlas asociadas a raíces viejas o muertas, sugiere que también desempeñan un papel como órganos de reposo o de propagación del hongo (López, 2003; Jaramillo, 2002).

Las esporas se forman individualmente en agregados en una matriz de hifas desorganizadas con la pared estructural continua con una pared de la hifa. Ellas también se pueden formar en las raíces, posiblemente como un sustituto de vesículas. Las esporas son estructuras globosas o subglobosas, raramente elípticas, con un color amarillo claro. Éstas usualmente germinan por la emergencia del tubo de germinación a través de la hifa sustentora, aunque en algunas especies el tubo o los tubos de germinación pueden emerger a través de la pared de la espora (Jaramillo, 2002).

2.5.6 Beneficios de los Hongos Arbusculares (HA)

Los HMA constituyen un puente vivo para el transporte de nutrientes del suelo a las raíces de las plantas (Hart y Reader, 2002; Harrison, 1999). Estos se consideran como el grupo de microorganismos de mayor importancia para la captación de nutrientes por las plantas. Estos hongos también contribuyen a la formación de agregados del suelo (Bearden y Petersen, 2000), a la protección de la planta contra la sequía y/o salinidad de los suelos (Bago *et al.*, 2000), y a la tolerancia contra patógenos de la raíz (Whipps, 2004; Filion *et al.*, 1999; Kessler, 1998; Torres *et al.*, 1996). También incrementan la velocidad de intercambio de CO₂ (Tsang y Maun, 1999; Staddon *et al.*, 1999; Rosendahl y Rosendahl, 1991). Así mismo, el incremento en la fotosíntesis coincide con un aumento en la velocidad de transpiración (Freire *et al.*, 2000; Al-Karai, 1998; Smith y Read, 1997; Plascencia, 1995), en la apertura estomatal, mejora en el uso eficiente del agua (Augé, 2000; Manjarez-Martínez *et al.*, 1999) y más altos contenidos de clorofila en las plantas micorrizadas (Smith y Read, 1997).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación del área de estudio

El experimento se realizó en el invernadero del Instituto de Horticultura de la Universidad Autónoma Chapingo del 26 de febrero al 30 de junio de 2005. Dicho invernadero se construyó con estructura de aluminio y está cubierto de cristal, el cual permitió una luminosidad del 90 % (Pérez y Castro, 1999). El sistema de riego constó de tres contenedores de 1000 litros cada uno (se utilizó uno para cada concentración de la solución nutritiva) con sus respectivas líneas principales y cinta de goteo.

Los factores ambientales, tales como temperatura, humedad relativa e intensidad luminosa se conocieron con un registrador Box Car[®] for Windows versión 3.7.3. La temperatura promedio mensual a partir de la siembra (26 de febrero) hasta el final del ciclo (30 de julio) fue de 22.83 ± 1.4 °C (Figura A1), con una humedad relativa de 55.38 ± 5.8 % y una intensidad luminosa de 391.10 ± 20.2 lum·sqf (Figura A2).

3.2 Genotipo

Se utilizaron plantas de jitomate de la variedad híbrida Charanda F1, de crecimiento indeterminado y fruto tipo saladette de empresa Vilmorin[®].

3.3 Inóculo micorrízico

Se utilizó como inóculo el complejo micorrízico *Glomus spp.* Zac-19, el cual se integra por *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum* (Chamizo-Checa *et al.*, 1996).

Para la obtención del inóculo, se lavó arena de río dando de 15 a 17 enjuagues en cubetas de plástico y con agua corriente. Una vez limpia, la arena se extendió sobre papel y se dejó escurrir. Posteriormente se empaquetó en bolsas de papel y se procedió a la esterilización del sustrato en dos ocasiones en olla de presión a 121 °C y a 1.05 kg·cm⁻³ durante 60 minutos. Se llenaron vasos de poliestireno (unicel) de 1 kg de capacidad con el sustrato esterilizado y se colocaron 10 gramos de inóculo puro (equivalente en promedio a 144 esporas del consorcio micorrízico). Como cultivo trampa se utilizó cebolla. Las semillas se cubrieron con una ligera capa de arena y se les dio un riego para iniciar la germinación.

Con el propósito de verificar la presencia de esporas en el sustrato, nueve meses después de la siembra, mediante el método de tamizado y decantación en húmedo (Gerdemann y Nicolson, 1963), se tomaron muestras de 10 g de sustrato de las macetas con cultivo de propagación. La muestra se colocó en un vaso de precipitado y se agregó agua corriente y se agitó con una espátula; se permitió una breve decantación y el sobrenadante se vertió en dos tamices, uno con malla del número 60 y otro del número 325. Las muestras se colocaron en Cajas de Petri y se observaron con un estereoscopio, y se realizó la

identificación y conteo de esporas en las tres muestras preparadas, en las cuales se observaron en promedio 248 ± 26 esporas y micelio del hongo micorrízico *Glomus* spp. Zac-19.

El inóculo se obtuvo de la maceta con cultivo de propagación. Se separó una ligera capa de sustrato con una profundidad de 1 cm, el resto de sustrato se mezcló homogéneamente con los segmentos de raíz que se cortaron previamente con una longitud de 0.5 a 1.0 cm. El inóculo se mantuvo en refrigeración a 4 °C hasta el momento de la siembra.

3.4 Solución nutritiva

Se empleó la solución de Steiner 1984, modificada por Pérez y Castro (1999, Cuadro 1). Los tres niveles de este factor consistieron en la aplicación de esta solución nutritiva de acuerdo con el Cuadro 2. El primer nivel corresponde al manejo comercial.

Cuadro 1. Dosis de los fertilizantes utilizados para preparar 1000 litros de solución nutritiva[¶], para suministrar al cultivo del jitomate en bolsas de polietileno bajo invernadero.

FUENTE	DOSIS	CONCENTRACIÓN (ppm)	
Ácido fosfórico	100.0 mL	P:	45.3
Sulfato de potasio	870.0 g	K:	390.4
Sulfato de magnesio	1230.0 g	Mg:	121.3
Nitrato de potasio	750.0 g	N:	103.9 K: 290.1
Nitrato de calcio	2600.0 g	N:	308.4 Ca: 441.3
Sulfato ferroso	50.0 g	Fe:	10.0
Sulfato de manganeso	10.0 g	Mn:	2.5
Sulfato de zinc	5.0 g	Zn:	1.1
Sulfato de cobre	5.0 g	Cu:	1.2
Borax	15.0 g	B:	1.7

[¶] Solución nutritiva universal de Steiner modificada por Pérez y Castro (1999).

Cuadro 2. Concentración de la solución nutritiva[¶] aplicada en la fase de almácigo e invernadero en las diferentes etapas de crecimiento del cultivo del jitomate.

Almacigo (6 dds [§]) %	Transplante (30 dds) %	Inicio de fructificación (63 dds) %	Final de Fructificación (107 dds) %
25.0	50.0	75.00	100.0
0.0	37.5	56.25	75.0
12.5	25.0	37.50	50.0

[¶] Solución nutritiva universal de Steiner modificada por Pérez y Castro (1999).

[§] Días después de la siembra.

3.5 Tratamientos

Consistió en un arreglo factorial 2 x 3 con un total de seis tratamientos, donde 2 correspondieron a los niveles de inóculo micorrízico (0 y 10 g-planta) y 3 a los niveles de fertilización (Cuadro 3).

Cuadro 3. Relación de tratamientos establecidos en el cultivo de jitomate bajo invernadero y con fertirriego.

Tratamiento	Fertilización	Inoculación [§]
1	100 %	+
2	100 %	-
3	75 %	+
4	75 %	-
5	50 %	+
6	50 %	-

[§] *Glomus spp.* Zac-19 constituido por *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*.

3.6 Unidad experimental

La unidad experimental fue una planta en bolsa de plástico negro calibre 700 de 40 x 45 cm de ancho y largo, respectivamente, con tezontle fino cribado.

3.7 Diseño experimental

Se utilizó un diseño en bloques completamente al azar, con arreglo en factorial con 20 repeticiones en la fase de invernadero. El análisis de varianza y

comparación de medias se realizó con el Sistema de Análisis Estadístico para Windows™ versión 8 (SAS Institute, 1999).

3.8 Manejo agronómico

3.8.1 Siembra y transplante

En la siembra se utilizó como sustrato Growin Mix 2, el cual previamente se lavó y esterilizó a 121 °C y $1.05 \text{ kg}\cdot\text{cm}^{-3}$ durante 20 min, con pH 6.9 y contenido de 18.2 ppm de fósforo disponible. Se aplicó 10 g de inóculo al momento de la siembra y las semillas se cubrieron con sustrato en charolas de poliestireno expandido. Se aplicaron riegos cada tercer día durante los treinta días siguientes.

Al momento del transplante (28 de marzo) las plántulas se reinocularon de forma directa a la raíz, se aplicaron 10 gramos de inóculo por planta. Se utilizaron bolsas de polietileno calibre 700 como macetas. El tipo de conducción fue a un solo tallo y cuatro racimos. El tutoreo se efectuó a los 15 días después del transplante, para favorecer la aireación de la plantas, la poda de hojas inferiores al primer racimo se realizó a los 58 días después del transplante. Las labores siguientes (podas de brotes y despunte) se realizaron como lo recomiendan Pérez y Castro (1999).

3.9 Variables evaluadas

3.9.1 Área foliar (cm²)

Se utilizó un integrador de área foliar LI-COR, Inc. Lincoln Nebraska USA. Se tomaron las tres hojas inmediatas inferior al primer racimo evaluado. La segunda medición, en la cual se colectó el total de las hojas restantes de la planta, se realizó al final del ciclo. El tamaño de muestra fue de tres repeticiones por tratamiento.

3.9.2 Contenido de clorofila a, b y total

El contenido de clorofila a, b y total se obtuvo a los 88 días después de la siembra (dds). Se colectó una muestra de la hoja (foliolo) inmediata inferior del 1^{er} racimo, con tres repeticiones por tratamiento. En laboratorio, se pesaron muestras de 1 g de tejido fresco y se maceraron en un mortero con 3 mL de acetona al 80 % (v:v) y se dejó transcurrir tres minutos. Posteriormente, el extracto se filtró y aforó a 10 mL con acetona y se determinó la densidad óptica o absorbancia a 645 y 663 nm en un espectrofotómetro (Thermo Spectronic Genesys™) de acuerdo a la técnica de Arnon (1949) con las ecuaciones siguientes:

$$\text{Clorofila a} = 12.7 \times A_{663} - 2.7 \times A_{645}$$

$$\text{Clorofila b} = 22.9 \times A_{645} - 2.7 \times A_{663}$$

$$\text{Clorofila total} = 20.2 \times A_{645} - 8.05 \times A_{663}$$

Donde: A= absorbancia en nanómetros (663 o 645 nm)

3.9.3 Rendimiento por racimo y por planta

El rendimiento se determinó en los cuatro racimos de las 20 repeticiones de cada tratamiento. Al momento de cada cosecha, los frutos de los cuatro racimos se pesaron. Los resultados se reportan en g/planta.

3.9.4 Calidad de fruto

La calidad de fruto se determinó con las mediciones de diámetro y largo de fruto (mm) con un vernier digital Mytutoyo[®]. El color (Lum, Crom, Hue) se evaluó con un espectrofotómetro de esfera X-Rite[®]. El peso de fruto (g) se determinó con una balanza granataria y la firmeza (k fuerza) con un texturómetro. El contenido de sólidos solubles totales (° Brix) se determinó con un refractómetro. El tamaño de muestra fue de diez repeticiones por tratamiento.

3.9.4.1 Grados Brix

Se tomaron las lecturas del contenido de sólidos solubles totales (° Brix) con un refractómetro en los frutos de los tratamientos en estudio con diez repeticiones por tratamiento.

3.9.4.2 Días a cosecha y vida de anaquel

Se registraron los días a cosecha, a partir de la siembra, hasta el momento de la cosecha. Así como la vida de anaquel a partir del corte. Los frutos se mantuvieron a temperatura ambiente durante 30 días. El tamaño de muestra fue de cinco repeticiones por tratamiento.

3.9.4.3 Grosor de pericarpio

El grosor del pericarpio (mm) de los frutos se midió con el programa Image tool™ para Windows Ver. 3.00. El tamaño de muestra fue de cinco repeticiones por tratamiento.

3.9.5 Contenido de nutrimentos en fruto

El contenido nutrimental de N en fruto se determinó por el método de Microkjeldahl descrito por Chapman y Pratt (1973). Se pesó 0.1 g de tejido seco y molido, y posteriormente se sometió a una digestión húmeda con ácido sulfúrico- salicílico. Para el contenido P, K Ca, Mg, Fe, Cu, Zn, Mn y B, se utilizaron los protocolos descritos por (Alcántar y Sandoval, 1999). Se pesó 0.45 g de muestra y la digestión húmeda se realizó con ácido nítrico y sulfúrico-perclórico (3:1). La evaluación de P se determinó por el método de molibdovanato amarillo y midió con un espectrofotómetro Spectronic 21D Milton Roy™. El contenido de K se determinó por flamometría. Las concentraciones de Ca, Mg, Fe, Cu, Zn, Mn y B se determinaron en el laboratorio central de la Universidad Autónoma Chapingo, por espectrofotometría de absorción atómica con un espectrofotómetro Pye Unicam SP9 de Phillips, excepto el B. Este último se determinó por fotolorimetría con azometina-H. El tamaño de muestra fue de tres repeticiones por planta, cada repetición compuesta por diez frutos.

3.9.6 Peso total de planta seca

Al final del ciclo se tomaron tres plantas por tratamiento y se secaron en un horno durante 72 horas a 70 °C hasta obtener peso constante. Posteriormente las muestras se pesaron con una balanza digital.

3.9.7 Porcentaje de colonización

Se realizó en la fase de semillero (30 dds), y al final del ciclo de cultivo (155 dds) con el propósito de verificar el porcentaje de colonización en cada una de las fechas en que se analizaron.

La tinción de raíces se realizó con el método de tinción con azul de Tripan descrito por Phillips y Hayman (1970) citado por González-Chávez (1993). Se tomaron cuatro repeticiones por tratamiento en la fase de almacigo y cinco repeticiones al final del ciclo. Una vez teñidas las muestras de raíces se montaron 30 segmentos de raíz por muestra.

Las muestras se observaron con un microscopio de luz transmitida con un objetivo de 60X para determinar el porcentaje de colonización utilizando la ecuación descrita por Phillips y Hayman (1970) citado por González-Chávez (1993).

$$\% \text{ Colonización} = \frac{\text{Campos colonizados}}{\text{Campos totales}} * 100$$

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Área foliar

En las comparaciones de medias (Cuadro 4), el factor concentración de solución nutritiva afectó significativamente la variable área foliar. Donde las soluciones nutritivas al 75 y 100 % superaron ($\alpha=0.05$) a la de 50 %. Esto debido a que las altas concentraciones de la solución nutritiva, particularmente el nitrógeno (309.2 y 412.3 ppm, al 75 y 100 %, respectivamente) en la planta estimularon mayor crecimiento foliar (Papadopoulos, 1991). No se obtuvieron efectos significativos en el factor micorriza para esta variable.

4.2 Contenido de clorofilas

El contenido de clorofila *a* fue mayor que el de clorofila *b*, lo cual es un indicativo que la planta tuvo la capacidad de realizar fotosíntesis en forma adecuada (Salisbury, 1994). No se detectaron efectos significativos en estas variables por la concentración de solución nutritiva, ni en colonización micorrízica (Cuadro 4).

Cuadro 4. Efecto de la presencia de *Glomus* spp Zac-19[¶] y solución nutritiva de Steiner^j en el área foliar y contenido de clorofilas en plantas de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego.

Factor	Área Foliar (m ²)	Clorofila (mg·g ⁻¹ de tejido fresco)		
		a	b	total
Zac-19				
Con	103.9 ^a	1.25 ^a	0.77 ^a	2.02 ^a
Sin	109.3 ^a	1.29 ^a	0.78 ^a	2.08 ^a
DMS	17.9	0.12	0.04	0.16
Solución (%)				
100	140 ^a	1.26 ^a	0.77 ^a	2.03 ^a
75	156 ^a	1.33 ^a	0.81 ^a	2.15 ^a
50	23 ^b	1.22 ^a	0.75 ^a	1.97 ^a
DMS	26.9	0.18	0.06	0.24
CV	16.9	9.5	5.6	7.9

[¶]*Glomus* spp. Zac-19= *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*. Solución nutritiva modificada por Pérez y Castro (1999).

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales de acuerdo a la prueba de Tukey (P≤0.05).

4.3 Rendimiento por racimo y por planta

El rendimiento en los racimos de las plantas que se regaron con solución nutritiva al 50 y 75 % fue estadísticamente superior, en comparación con aquellas que se regaron con solución nutritiva al 100 % (Cuadro 5). Esto pudo deberse a la excesiva cantidad de nutrimentos en la solución nutritiva, la cual posiblemente causó una alteración entre nutrimentos manifestándose como toxicidad, efecto descrito por Gunes *et al.*, (1998).

En el caso del rendimiento por planta, con la solución nutritiva al 50 % se obtuvieron los mejores rendimientos (Cuadro 5). Resultados similares obtuvieron Hidalgo *et al.* (1998) al utilizar la solución universal de Steiner al 100 y 50 %. Esto puede deberse a que una alta concentración de nutrimentos en solución de suelo puede afectar negativamente la producción de fruto (Papadopoulos, 1991). Ya que comparativamente la solución modificada por

Pérez y Castro (1999) es 250 % más concentrada a la solución nutritiva de Steiner (1984). Estadísticamente, la inoculación no tuvo efectos significativos en éstas variables (Cuadro 5).

Cuadro 5. Efecto de la presencia de *Glomus* spp. Zac-19[¶] y solución nutritiva de Steiner[‡] en el rendimiento de plantas de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego.

Factor	Rendimiento (g)				
	1 ^{er} Racimo	2 ^{do} Racimo	3 ^{er} Racimo	4 ^{to} Racimo	Planta
Zac-19					
Con	503 ^a	517 ^a	582 ^a	624 ^a	2226 ^a
Sin	527 ^a	524 ^a	637 ^a	585 ^a	2272 ^a
DMS	52	60	62	65	125
Solución (%)					
100	375 ^c	372 ^b	480.3 ^b	480 ^b	1707 ^b
75	543 ^b	597 ^a	668.4 ^a	654 ^a	2462 ^a
50	627 ^a	593 ^a	680.3 ^a	679 ^a	2579 ^a
DMS	76.04	88.4	91.14	95.97	184
CV	27.8	31.9	28.2	29.9	15.4

[¶]*Glomus* spp. Zac-19= *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*. [‡]Solución nutritiva modificada por Pérez y Castro (1999).

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales de acuerdo a la prueba de Tukey (P≤0.05).

4.4 Calidad de fruto

Solo en el tercer racimo, las variables largo y ancho de frutos fueron significativamente mayores ($\alpha=0.05$) con solución nutritiva al 50 y 75 % en comparación con los tratamientos con solución al 100 % (Cuadro 6). Para obtener un buen tamaño de fruto debe existir una relación adecuada de N/K de 1/1 (Jones, 1999); y debido a que en este caso la concentración de potasio fue mas alta (1/1.65), esto provocó desórdenes en el llenado de fruto (Papadopoulos, 1991). En la relación largo/ancho del cuarto racimo no hubo efecto de las concentraciones en la solución. Con estos valores (Cuadro 6) se clasificaría a los frutos que se produjeron como de tamaño medio, de acuerdo

con los intervalos (47 a 68 mm) reportados por Hidalgo *et al.* (1998) y Jones (1999).

Cuadro 6. Efecto de la presencia de *Glomus* spp. Zac-19[¶] y solución nutritiva de Steiner[‡] en la relación largo/ancho de frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego.

Factor	1 ^{er} Racimo		3 ^{er} Racimo		4 ^{to} Racimo	
	Largo	Ancho	Largo	Ancho	Largo	Ancho
-----mm-----						
Zac-19						
Con	67.57 ^a	51.26 ^a	70.84 ^a	54.30 ^a	66.8 ^a	51.4 ^a
Sin	67.84 ^a	49.86 ^a	69.52 ^a	53.26 ^a	66.9 ^a	51.7 ^a
DMS	2.745	1.91	2.72	2.18	3.1	2.9
Solución (%)						
100	66.4 ^a	49.7 ^a	65.7 ^b	50.7 ^b	65.7 ^a	51.2 ^a
75	69.7 ^a	50.9 ^a	71.7 ^a	54.6 ^a	68.7 ^a	51.4 ^a
50	66.8 ^a	51.0 ^a	73.0 ^a	55.9 ^a	66.2 ^a	51.9 ^a
DMS	4.0	2.8	4.0	3.2	4.61	4.38
CV	7.8	7.3	7.5	7.8	9.0	11.1

[¶]*Glomus* spp. Zac-19= *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*. [‡]Solución nutritiva modificada por Pérez y Castro (1999).

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales de acuerdo a la prueba de Tukey (P≤0.05).

En los frutos del primer racimo se obtuvieron diferencias significativas en color; las variables de luminosidad (Lum.) y ángulo de tono (Hue) con relación a la variación de la concentración de la solución nutritiva (Cuadro 7). Donde el tratamiento con solución nutritiva al 75 % fue estadísticamente superior a las concentraciones del 100 y 50 %, ya que aplicaciones excesivas de este nutrimento no repercutirán en mejorar la calidad de la producción (Bugarín-Montoya *et al.*, 2002). Estos autores reportaron que la calidad de frutos de jitomate se mantuvo similar a 6 meq·L⁻¹ (233 ppm), como a cantidades mayores (9, 12, 15 y 18 meq·L⁻¹) de Potasio. No se observaron diferencias estadísticas en el primero y cuarto racimo.

Cuadro 7. Efecto de la presencia de *Glomus* spp. Zac-19[¶] y solución nutritiva de Steiner[‡] en el color de frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego.

Factor	1 ^{er} Racimo			3 ^{er} Racimo			4 ^{to} Racimo		
	Lum	Crom	Hue	Lum	Crom	Hue	Lum	Crom	Hue
Zac-19									
Con	38.84 ^a	31.68 ^a	41.3 ^a	42.61 ^a	32.07 ^a	48.9 ^a	40.6 ^a	31.6 ^a	45.1 ^a
Sin	38.59 ^a	31.36 ^a	41.1 ^a	41.36 ^a	30.60 ^b	48.4 ^a	39.6 ^a	31.2 ^a	44.1 ^a
DMS	0.652	0.798	1.53	1.38	1.26	3.2	1.1	1.1	2.6
Solución (%)									
100	38.3 ^b	31.6 ^a	40.6 ^{ab}	42.1 ^a	31.4 ^a	48.3 ^a	39.5 ^a	31.5 ^a	43.0 ^b
75	39.3 ^a	31.4 ^a	42.7 ^a	41.5 ^a	31.8 ^a	48.0 ^a	40.9 ^a	31.5 ^a	47.3 ^a
50	38.4 ^{ab}	31.5 ^a	40.3 ^b	42.3 ^a	30.7 ^a	49.5 ^a	39.9 ^a	31.2 ^a	43.5 ^{ab}
DMS	0.96	1.17	2.2	2.0	1.8	4.7	1.74	1.63	3.89
CV	3.3	4.9	7.2	6.4	7.8	12.7	5.7	6.8	11.5

[¶]*Glomus* spp. Zac-19= *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*. [‡] Solución nutritiva modificada por Pérez y Castro (1999).

Lum.: luminosidad; Crom.: cromaticidad; Hue: ángulo de tono.

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales de acuerdo a la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$).

En frutos del primer racimo, el contenido de sólidos solubles totales fue estadísticamente mayor cuando las plantas se regaron con solución nutritiva a concentraciones del 75 y 100 % ($\alpha=0.05$). En el tercer y cuarto racimo, la concentración sobresaliente fue al 100 %, ($\alpha=0.05$) (Cuadro 8). La tendencia de estos resultados fue que a mayor concentración de sales en la solución nutritiva, se incrementó el contenido de sólidos solubles en los frutos de jitomate, efecto ya reportado por Nichols *et al.* (1995). Tanto los tratamientos inoculados como los no inoculados, tuvieron contenidos similares de sólidos solubles totales. Esto debido a que, a mayor concentración de la solución nutritiva al 75 y 100 % (510.4, 680.5 ppm de K, respectivamente) se obtiene mayor contenido de sólidos solubles en fruto. Los valores de sólidos solubles obtenidos fueron similares a los reportados por Bugarín-Montoya *et al.* (2002) y Villareal *et al.*, (2002).

Cuadro 8. Efecto de la presencia de *Glomus* spp. Zac-19 y solución nutritiva de Steiner[†] en el contenido de sólidos solubles totales de frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego.

Factor	Sólidos solubles totales (° Brix)		
	1 ^{er} Racimo	3 ^{er} Racimo	4 ^{to} Racimo
Zac-19			
Con	4.25 ^a	3.96 ^a	3.83 ^a
Sin	4.39 ^a	4.03 ^a	3.95 ^a
DMS	0.23	0.22	0.21
Solución (%)			
100	4.3 ^a	4.47 ^a	4.07 ^a
75	4.6 ^a	3.90 ^b	3.92 ^{ab}
50	4.0 ^b	3.62 ^b	3.67 ^b
DMS	0.33	0.33	0.312
CV	10.3	11.0	10.5

[†]*Glomus* spp. Zac-19= *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*. [†] Solución nutritiva modificada por Pérez y Castro (1999).

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales de acuerdo a la prueba de Tukey (P≤0.05).

El primer corte de frutos de jitomate se realizó a los 78 días después del trasplante en los tratamientos con solución nutritiva al 50 y 100 % con inóculo y sin inóculo, respectivamente. Los tratamientos con solución nutritiva al 75 y 100 % se cosecharon a los 81 días como promedio, y su vida de anaquel a temperatura ambiente (22 °C) fue similar durante 21 días después del corte sin presentarse diferencias estadísticas entre los tratamientos en estudio (Cuadro 9). Al igual que en este experimento, Villareal *et al.* (2002) reportaron que la calidad y vida poscosecha (firmeza y pérdida de peso) de frutos de jitomate producidos con la técnica de fertirriego y mantenidos a 20 °C durante 22 días de almacenamiento, no se afectó al incrementar la dosis de nitrógeno (250 a 450 kg·ha⁻¹ de N).

Cuadro 9. Efecto de la presencia de *Glomus* spp. Zac-19[¶] y solución nutritiva de Steiner[‡] en la pérdida de peso en frutos de jitomate Charanda F1 cultivados bajo condiciones de invernadero y fertirriego y mantenidos a 22 °C durante 21 días después del corte.

Factor	Pérdida de peso (g)			
	0 días	7 días	14 días	21 días
Zac-19 [¶]				
Con	103.7 ^a	101.5 ^a	98.5 ^a	93.4 ^a
Sin	105.4 ^a	103.0 ^a	100.1 ^a	94.9 ^a
DMS	8.06	7.88	7.65	7.25
Solución (%) [‡]				
100	99.2 ^a	97.0 ^a	94.25 ^a	89.3 ^a
75	105.8 ^a	103.5 ^a	100.5 ^a	95.3 ^a
50	108.6 ^a	106.3 ^a	103.2 ^a	97.8 ^a
DMS	11.95	11.68	11.33	10.75
CV				

[¶]*Glomus* spp. Zac-19= *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*. [‡]Solución nutritiva modificada por Pérez y Castro (1999).

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales de acuerdo a la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

Las diferencias ($\alpha=0.05$) que presentó el consorcio micorrízico en las variables grosor de pericarpio de fruto del primer y cuarto racimo y en cromaticidad de fruto del tercer racimo (Cuadro 10), no fue por efecto directo de la simbiosis y/o solución nutritiva, sino que estas variaciones fueron aleatorias, es decir, independientes a los factores en estudio, ya que la colonización no fue detectada en los tratamientos con solución nutritiva al 100 y 75 % y en el tratamiento con solución nutritiva al 50 % fue de solo 8 % de colonización total. No se detectaron efectos significativos por las diferentes concentraciones de la solución nutritiva.

La firmeza de los frutos no mostró ninguna diferencia estadística entre los tratamientos en estudio (Cuadro 10). Estos resultados concuerdan con lo reportado por Bugarín-Montoya *et al.*, (2002) quienes al aplicar tres diferentes

concentraciones de potasio (3, 6 y 9 meq·L⁻¹) de la solución de Steiner (1961), no obtuvieron diferencias estadísticas en firmeza en frutos de jitomate mantenidos a 20 °C y 22 días de almacenamiento.

Cuadro 10. Efecto de la presencia de *Glomus* spp. Zac-19[¶] y solución nutritiva de Steiner[‡] en el grosor del pericarpio y firmeza en frutos de jitomate Charanda F1 cultivados bajo condiciones de invernadero y fertirriego.

Factor	G. P. (mm)		Crom.	Firm. (k·fuerza)		
	1 ^{er}	4 ^{to}		1 ^{er}	3 ^{er}	4 ^{to}
	Racimo	Racimo	Racimo	Racimo	Racimo	Racimo
Zac-19						
Con	0.930 ^b	0.94 ^b	1.01 ^a	2.76 ^a	3.27 ^a	3.26 ^a
Sin	1.037 ^a	1.10 ^a	0.92 ^a	2.91 ^a	3.46 ^a	3.45 ^a
DMS	0.083	0.08	0.08	0.25	0.42	0.42
Solución (%)						
100	0.946 ^a	0.976 ^a	0.969 ^a	2.8 ^a	3.4 ^a	3.46 ^a
75	1.009 ^a	1.067 ^a	0.964 ^a	2.9 ^a	3.3 ^a	3.35 ^a
50	0.997 ^a	1.033 ^a	0.970 ^a	2.7 ^a	3.2 ^a	3.27 ^a
DMS	0.123	0.122	0.127	0.37	0.62	0.62
CV	11.2	10.7	7.8	17.6	24.4	12.8

[¶]Zac-19= *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*. [‡] Solución nutritiva modificada por Pérez y Castro (1999).

G.P.: grosor de pericarpio; Crom.: cromaticidad; Firm.: firmeza.

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales de acuerdo a la prueba de Tukey (P≤0.05).

4.5 Contenido de nutrimentos en fruto

No se observaron diferencias estadísticas en el contenido de macronutrimentos en fruto para las fuentes de variación: concentración de solución nutritiva e inoculo micorrízico (Cuadro 11).

Resultados similares reportaron González-Raya *et al.* (2004), al suministrar diferentes concentraciones de nitrógeno en la solución de Douglas (1976). Los valores de calcio contenidos en frutos de jitomate fueron 11 % inferiores en comparación a los que reportó Wilcox (1993). Diferencia, posiblemente debida a

un antagonismo entre potasio y calcio, ya que los niveles de potasio fueron de 680, 510 ppm y los de calcio de 441 y 331 ppm, en las concentraciones de solución nutritiva al 100 y 75 % respectivamente, lo que posiblemente el potasio afectó la disponibilidad de calcio (Barber 1995; Sánchez 2000).

Con respecto al potasio, Bugarín-Montoya *et al.* (2002) reportaron que concentraciones de K mayores a 233 ppm (6 meq·L⁻¹) no propician incremento significativo en la calidad de los frutos. Los valores obtenidos de potasio fueron 32 % inferiores a lo obtenido por estos autores. Esto debido a que las concentraciones de potasio en la solución nutritiva fueron de 680, 510 y 340 ppm (17, 13 y 9 meq·L⁻¹) en las concentraciones de 100, 75 y 50 % de la solución nutritiva respectivamente.

Cuadro 11. Efecto de la presencia de *Glomus* spp. Zac-19[¶] y solución nutritiva de Steiner[‡] en la concentración de macronutrientes en frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego.

Factor	N	P	K	Ca	Mg
	----- mg·kg ⁻¹ -----				
Zac-19					
Con	2.21 ^a	0.62 ^a	3.79 ^a	0.157 ^a	0.26 ^a
Sin	2.25 ^a	0.60 ^a	4.26 ^a	0.163 ^a	0.26 ^a
DMS	0.23	0.016	0.66	0.024	0.03
Solución (%)					
100	2.90 ^a	0.616 ^a	3.93 ^a	0.158 ^a	0.273 ^a
75	2.27 ^a	0.608 ^a	4.01 ^a	0.158 ^a	0.258 ^a
50	2.14 ^a	0.618 ^a	4.14 ^a	0.165 ^a	0.265 ^a
DMS	0.356	0.024	1.00	0.037	0.048
CV	10.4	2.6	16.2	15.1	11.8

[¶]*Glomus* spp. Zac-19= *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*. Solución nutritiva modificada por Pérez y Castro (1999).

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales de acuerdo a la prueba de Tukey (P≤0.05).

Las concentraciones de micronutrientos en frutos no presentaron diferencias estadísticas en los factores presencia de hongo y concentración de solución nutritiva, a excepción del nutriente manganeso (Cuadro 12), el cual fue estadísticamente superior ($\alpha=0.05$) cuando se aplicó la solución nutritiva al 75 % de concentración sin inóculo micorrízico.

Cuadro 12. Efecto de la presencia de *Glomus* spp. Zac-19[¶] y solución nutritiva de Steiner[‡] en el contenido de micronutrientos en frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego.

Factor	Fe	Cu	Zn	Mn	B
	----- mg·kg ⁻¹ -----				
Zac-19					
Con	41.3 ^a	26.6 ^a	11.6 ^a	14.6 ^a	102 ^a
Sin	45.7 ^a	26.1 ^a	10.8 ^a	15.2 ^a	95 ^a
DMS	4.98	3.8	1.36	2.56	47.8
Solución (%)					
100	44.2 ^a	28.3 ^a	11.4 ^a	15.1 ^{ab}	72.5 ^a
75	41.4 ^a	24.7 ^a	12.1 ^a	16.9 ^a	109.4 ^a
50	38.9 ^a	26.0 ^a	10.1 ^a	12.6 ^b	113.9 ^a
DMS	7.46	5.79	2.04	3.8	71.77
CV	11.6	14.28	11.8	16.72	47.24

[¶]*Glomus* spp. Zac-19= *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*. [‡]Solución nutritiva modificada por Pérez y Castro (1999).

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales de acuerdo a la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$).

De acuerdo con las comparaciones de medias del Cuadro 13, se detectaron diferencias estadísticas en las interacciones hongo micorrízico y solución nutritiva para las variables: grosor de pericarpio del tercero y cuarto racimo, y contenido de grados Brix del cuarto racimo con la concentración de 100 % de solución nutritiva. Los tratamientos con y sin hongo tuvieron valores estadísticamente diferentes, pero inconsistentes, ya que en el tercer racimo el tratamiento con inóculo fue el que sobresalió y en el cuarto racimo sobresalió el tratamiento sin inóculo. Estos comportamientos en las variables en estudio

sugieren que los resultados fueron aleatorios, a pesar de haber obtenido coeficientes de variación menores de 11 %.

Cuadro 13. Efecto de la interacción inoculación con *Glomus* spp. Zac-19[¶] y solución nutritiva de Steiner[‡] en el grosor de pericarpio y sólidos solubles totales en frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego.

Trat.	SN	Zac-19	Grosor de pericarpio (mm)		Sólidos solubles totales (° Brix)
			3 ^{ro} Racimo	4 ^{to} Racimo	4 ^{to} Racimo
1	100	Con	1.12 ^a	0.86 ^b	3.7 ^b
2	100	Sin	0.81 ^b	1.08 ^a	4.4 ^a
3	75	Con	0.95 ^{ab}	0.98 ^{ab}	4.1 ^{ab}
4	75	Sin	0.97 ^{ab}	1.14 ^a	3.7 ^b
5	50	Con	0.95 ^{ab}	0.97 ^{ab}	3.6 ^b
6	50	Sin	0.98 ^{ab}	1.09 ^a	3.7 ^b
DMS			0.22	0.21	0.5
CV			11.8	10.7	10.5

[¶]*Glomus* spp. Zac-19= *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*. [‡] Solución nutritiva modificada por Pérez y Castro (1999).

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales de acuerdo a la prueba de Tukey (P≤0.05).

Comportamiento similar se presentó con el largo y luminosidad de los frutos del tercer racimo, y en la relación largo/ancho de los frutos del cuarto racimo con concentración de 75 % de la solución nutritiva (Cuadro 14). En este caso los tratamientos con inóculo fueron los sobresalientes, pero en los cuales no se detectó colonización alguna, y por tanto el efecto no se atribuye al hongo, sino al efecto aleatorio o error, aun cuando los coeficientes de variación fueron aceptables (menores de 12 %).

Cuadro 14. Efecto de la interacción inoculación con *Glomus* spp. Zac-19[¶] y solución nutritiva de Steiner[‡] en el largo/ancho y luminosidad en frutos de jitomate Charanda F1 bajo condiciones de invernadero y fertirriego.

Trat.	SN	Zac-19	3 ^{ro} Racimo		4 ^{to} Racimo	
			Largo (mm)	Lum (mm)	Largo (mm)	Ancho (mm)
1	100	Con	64.7 ^d	42.0 ^{ab}	64.9 ^{bc}	51.9 ^{ab}
2	100	Sin	66.7 ^{cd}	42.2 ^{ab}	66.6 ^{bc}	50.5 ^{ab}
3	75	Con	75.3 ^a	43.4 ^a	75.5 ^a	55.7 ^a
4	75	Sin	68.1 ^{bcd}	39.5 ^b	61.9 ^c	47.2 ^b
5	50	Con	72.4 ^{abc}	42.3 ^{ab}	60.1 ^c	46.6 ^b
6	50	Sin	73.7 ^{bcd}	42.3 ^{ab}	72.3 ^{ab}	57.3 ^a
DMS			6.9	3.5	8.0	7.6
CV			7.5	6.4	9.1	11.2

[¶] Zac-19= *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*. [‡] Solución nutritiva modificada por Pérez y Castro (1999).

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales de acuerdo a la prueba de Tukey (P≤0.05).

En la interacción hongo arbuscular y solución nutritiva, para la variable rendimiento total por planta, fue estadísticamente diferente el tratamiento sin inóculo en comparación con el tratamiento con inóculo micorrízico a la concentración de 100 % de la solución nutritiva (Cuadro 15). Pero también, al igual que en las variables anteriores, el efecto se atribuye al azar, ya que no se detectó colonización micorrízica en el tratamiento con 100 % de la concentración de la solución nutritiva.

Cuadro 15. Efecto de la interacción inoculación con *Glomus* spp. Zac-19[¶] y solución nutritiva de Steiner[‡] en rendimiento en plantas de jitomate Charanda F1 con la solución nutritiva de Steiner[‡] y el inoculo micorrízico Zac-19 bajo condiciones de invernadero y fertirriego.

Trat.	SN	Zac-19	Rendimiento por planta (g)
1	100	Con	1534.8 ^c
2	100	Sin	1878.5 ^b
3	75	Con	2490.0 ^a
4	75	Sin	2434.1 ^a
5	50	Con	2653.7 ^a
6	50	Sin	2504.8 ^a
DMS			317.74
CV			15.4

[¶] Zac-19= *Glomus clarum*, *G. claroideum* y *G. diaphanum*. [‡] Solución nutritiva modificada por Pérez y Castro (1999).

Medias con la misma letra dentro de columnas son iguales de acuerdo a la prueba de Tukey (P≤0.05).

En términos generales se observó que los tratamientos con solución nutritiva al 100 y 75 %, presentaron menor contenido de nutrimentos en frutos. Esto se debe a que las concentraciones de aniones y cationes son elevadas (51.17 meq·L⁻¹) y se provoca un desbalance en la planta en su capacidad de absorber los nutrimentos debido a un antagonismo entre elementos. Esto ocasiona una toxicidad en la planta lo cual repercute en el rendimiento y calidad de fruto (Papadopoulos, 1991; Gunes *et al.* 1998).

4.6 Porcentaje de colonización micorrízica

4.6.1 Fase de semillero

Al momento de la siembra e inoculación con el hongo arbuscular, el sustrato contenía 18.3 ppm de fósforo disponible y éste es uno de los factores que dificultan la infectividad del hongo arbuscular (Ocampo *et al.*, 2001). Es posible que por ello no se lograra establecer la colonización sobre el sistema radical de

plantas de jitomate a los 30 días después de la siembra (dds). Con el hongo *Glomus spp.* Zac-19 se han obtenido porcentajes de colonización satisfactorios como es el caso de tomate de cáscara en arena de río con 23 % de colonización (González-Chávez *et al.*, 1993) y en chile (*Capsicum annum*) con 26 % a partir de los 45 días después de la siembra (León *et al.*, 2004). Manjarrez-Martínez *et al.*, (1999) utilizaron el consorcio micorrízico Zac-19 en plantas de chile serrano en vermicomposta y obtuvieron más del 70 % de colonización.

4.6.2 Fase de invernadero

Posterior al transplante, cuando se utilizó tezontle rojo como sustrato y solución nutritiva de Steiner modificada por Pérez y Castro al 50 %, se obtuvo 8 % de colonización total con *Glomus spp.* Zac-19. Para los tratamientos con solución nutritiva al 75 y 100 % no se detectó colonización a consecuencia de las altas concentraciones de fósforo: 17 y 22 ppm aplicados durante los treinta días después del transplante; posteriormente se incrementó a 25 y 34 ppm durante los cuarenta días siguientes, finalizando con 34 y 45 ppm de fósforo. Estos niveles indiscutiblemente tuvieron un efecto limitante en el establecimiento y la colonización del consorcio micorrízico en el sistema radical (Alarcón *et al.*, 2004; Olalde y Serratos, 2004; Ocampo *et al.* 2001).

V. CONCLUSIONES

No hubo colonización del hongo arbuscular en el cultivo de jitomate en tezontle rojo y fertirriego a concentraciones de 100 y 75 % de la solución nutritiva de Steiner modificada por Pérez y Castro (1999), ya que los niveles de fósforo de la solución nutritiva no favorecieron su establecimiento en el sistema radical de las plantas. Solo en la concentración de 50 % de la solución nutritiva se logró 8 % de colonización total.

La solución nutritiva de Steiner 1984, modificada por Pérez y Castro (1999), aplicada al 50 % de su concentración fue con la que se obtuvieron los mejores rendimientos por planta de jitomate. Mientras que con soluciones nutritivas aplicadas al 75 y 100 % los parámetros de calidad (firmeza, color, grosor de pericarpio, vida de anaquel) fueron similares en los seis tratamientos.

Al tener efectos similares en el contenido de nutrimentos en fruto y calidad de frutos de jitomate en las tres concentraciones de la solución nutritiva, la mejor concentración es al 50 %. Al reducir los costos hasta en 50 % más económico y con ello se reduce la acumulación de sales en el sustrato.

VI. LITERATURA CITADA

- ABBOTT, L. K.; ROBSON, A. D. 1984. The effect of VA mycorrhizae on plant growth. *In*: VA mycorrhiza. C.L.I. Powell and D. L. Bagyaraj (eds.). Ed CRC. Press, Inc. Boca Raton, Florida. pp. 113-129.
- ADAMS, P. 1986. Mineral nutrition. *In*: The Tomato Crop: A scientific Basis for Improvement. J.G. Atherton; J. Rudich (eds.). Ed. Chapman & Hall, New York. pp. 281-334.
- ALARCÓN, A.; ALMARAZ, S.J.J.; FERRERA-CERRATO, R.; GONZÁLEZ-CHÁVEZ, M.C.A.; LARA, H.M.E.; MANJARREZ-MARTÍNEZ, Ma. J.; QUINTERO, L. R.; SANTAMARÍA, R.S. 2004. Tecnología de hongos micorrízicos en la producción de especies forestales en vivero. Programa Nacional de Reforestación. 96p.
- ALCÁNTAR, G. G.; SANDOVAL, V. M., 1999. Manual de análisis químico de tejido vegetal. Publicación especial 10. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A. C. Chapingo, México. 156 p.
- AL-KARAI, G. N. 1998. Benefit cost and water-use efficiency of arbuscular mycorrhizal durum wheat grown under drought stress. *Mycorrhiza* 8:41-45.
- ANÓNIMO, 2004. Sistema de Información Agropecuaria de Consulta. Versión 1.1. SAGARPA.
- ANTONIUCCI. 1998. Centro Universitario de ciencias Biológicas y Agropecuarias. U. de Gto: www.antoniucci.com.ar/micorriz.htm (fecha de consulta: noviembre 2005).
- ARNON, D. I. 1949. Koper encimes in isolated chloroplasts. Polyphenol oxidase in *Beta vulgaris*. *Plant Physiology* 24: 1-15.
- ARNON, D. I.; STOUT. P. R. 1939. The essentiality of certain elements in minute quantity for plants with special reference to copper. *Plant Physiology* 14: 371-375.
- ASHER, C. J.; LONERAGAN. J. F. 1963. Response of plants to phosphate concentrations in solution. I. Growth and phosphorus content. *Soil Science* 103: 225-233.
- ASHER, C.J.; EDWARDS. D.G. 1978. Critical external concentrations for nutrient deficiency and excess. *In*: Proceedings 8th international Colloquium Plant Analysis and Fertilizer Problems. A.R. Ferguson, R.L. Bialaski, and I.B. Ferguson (eds.). Information Series No. 134, New

Zealand Department of Scientific and Industrial Research, Wellington, New Zealand. pp. 13-18.

- AUDESIRK, T.; AUDESIRK, G. 1999. Biology life on earth. Ed. Prentice Hall. 5th edition. University of Colorado at Denver. pp. 386-387.
- AUGÉ, R. M. 2000. Stomatal behaviour of arbuscular mycorrhizal plants. *In*: Arbuscular mycorrhizas: physiology and function. Y. Kapulnik; Douds, D.D. (eds.). Kluwer Academic Publishers. Dordrecht, the Netherlands. pp. 201-237.
- AZCON, R.; BAREA, J. M. 1997. Mycorrhizal dependency of a representative plant species in Mediterranean shrublands (*Lavandula spica* L.) as a key factor to its use for revegetation strategies in desertification-threatened areas. *Applied Soil Ecology* 7: 83-92.
- BAEYENS, J. 1970. Nutrición de las plantas de cultivo. Traducido al español de Mateo Box, J. M. y Urbano Terron, P. Ed LEMOS. Madrid, España. pp.631.
- BAGO, B.; AZCÓN-AGUILAR, C.; SHACHAR-HILL, Y.; Pfeffer, P. E. 2000. El micelio externo de la micorriza arbuscular como puente simbiótico entre la raíz y su entorno. *In*. A. Alarcón y R. Ferrera-Cerrato (eds.). Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. Ed. MundiPrensa. Mexico. pp. 78-92.
- BARBER, S. A. 1995. Soil Nutrient Bioavailability: A mechanistic approach. 2nd Ed. John Wiley & Sons. New York. 413 p.
- BAREA, J. M. 1991. Vesicular-arbuscular mycorrhizae as modifiers of soil fertility. *In*: Advances in Soil Science. B.A. Stewart. Ed. Springer-Verlag, New Cork, pp. 1-40.
- BEARDEN, B.; PETERSEN, L. 2000. Influence of arbuscular mycorrhizal fungi on soil structure and aggregate stability of a vertisol. *Plant and Soil* 218: 173-183.
- BONILLA, D. 2000. Introducción a la nutrición mineral de las plantas. Los elementos minerales. pp. 83-97. *In*: Fundamentos de fisiología vegetal. Azcon-Bieto. J.; Talón. M. (eds). Ed. McGraw-Hill. Madrid, España. 522p.
- BUGARÍN-MONTOYA, R.; GALVIS-SPINDOLA, A.; SÁNCHEZ-GARCÍA, P.; GARCÍA-PAREDES, D. 2002. Demanda de potasio del tomate tipo saladette. *Terra* 20: 391-399.
- CHAMIZO-CHECA, A.; FERRERA-CERRATO, R.; GONZÁLEZ-CHÁVEZ, M. C.; VARELA L.; SANTIAGO, A. J.; ORTIZ, C. A. 1996. Germinación de

- esporas de *Glomus clarouideum* y *G. diaphanum*. Resúmenes I Simposium Nacional de la Simbiosis Micorrízica. Xalapa, Veracruz. P. 22.
- CHAPMAN, H. D.; PRATT, P. E. 1973. Métodos de análisis para suelos, plantas y aguas. Trad. Del Inglés por A. Contin. Editorial Trillas. México, D. F. 195 p.
- CORRADI, N.; HIJRI, M. FUMAGALLI, L.; SANDERS, I. R. 2004. Arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*) harbour ancient fungal tubulin genes that resemble those of the chytrids (*Chytridiomycota*). Fungal Genetics and Biology pp. 1-9.
- CRUZ, U. B. S. 1999. Micorrización en la conservación de los bosques. Universidad Autónoma del Estado de México. Toluca, México. Ciencia Ergo Sum. 6: 159-164.
- DANIELL T. J.; HUSBAND R.; FITTER A. H.; YOUNG J. P. W. 2001. Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi colonising arable crops. FEMS Microbiology Ecology 36: 203-209.
- EPSTEIN, E. 1965. Mineral nutrition. *In*: Plant Biochemistry. J. Bonner and Varner J. E. (eds.). Ed. Academic Press, Orlando, FL. pp. 438-466.
- ESTRADA-TORRES, A., VARELA, L., HERNÁNDEZ-CUEVAS, L Y GAVITO, E. M. 1992. Algunos hongos micorrícicos arbusculares del estado de Tlaxcala, México. Revista Mexicana de Micología 8: 85-107.
- FERRERA-CERRATO, R.; ALARCÓN, A. 2001. La microbiología del suelo en la agricultura sostenible. Universidad Autónoma del estado de México. Toluca, México. Ciencia Ergo Sum. 8: 175-183.
- FERRERA-CERRATO, R.; ALARCÓN, A. 2004. Biotecnología de los hongos micorrícicos arbusculares. *In*: La biofertilización como tecnología sostenible. Memorias del Simposio de biofertilización. Díaz, F. A; MAYEK, P. N.; MENDOZA, H. A.; MALDONADO, M. N. (eds.). INIFAP-Río Bravo, Tamaulipas, México. pp 1-9.
- FILION, M.; St-ARNAUD, M.; FORTIN, J. A. 1999. Direct interaction between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* and different rhizosphere microorganisms. New Phytologist 141: 525-533.
- FREIRE, C. A.; ISHII, T.; KADOYA, K. 2000. Effects of arbuscular mycorrhizal on tree growth, leaf water potential and levels of 1-aminociclopropane 1-carboxyl acid and ethylene in roots of papaya under water stress conditions. Mycorrhiza 10: 121-123.

- GONZÁLEZ-CHÁVEZ, M. C., 1993. La endomicorriza. *In: Manual de Agromicrobiología*. Ferrera-Cerrato, R.; González-Chávez, M. C.; Rodríguez-Mendoza, M^a. N. (eds). Ed. Trillas, México. 142 p.
- GONZÁLEZ-CHÁVEZ, M. C.; FERRERA-CERRATO, R.; ALARCÓN, A. 1993. Purificación y selección de hongos endomicorrízicos para cultivos de interés agrícola, frutícola, hortícola y ornamental. *In: Avances de investigación: sección de microbiología de suelos*. Pérez-Moreno, J.; Ferrera-Cerrato, R. (eds.) Centro de edafología, Colegio de Posgraduados, montecillo, Edo. México. pp. 171-176.
- GONZÁLEZ-RAYA, E.; BENABIDES-MENDOZA, A.; RAMIREZ, H.; ROBLEDO-TORRES, V.; MAITI, R.; REYES-LÓPEZ, A.; AGUILERA-CARBO, A. F.; FUENTES-LARA, O.; HERNÁNDEZ-VALENCIA, R. E. M. 2004. Crecimiento de jitomate y calidad de frutos con diferentes concentraciones de nitrato. *Terra* 23: 105-111.
- GRIERSON, D.; KADER, A. A. 1986. Fruit ripening and quality. *In: The Tomato Crop: A scientific Basis for Improvement*. J. G. Atherton and J. Rudich (eds.), Ed. Chapman & Hall, New York. pp. 438-466.
- GUNES, A.; ALPASAN, M.; INAL, A. 1998. Critical nutrient concentrations and antagonistic and synergistic relationships among the nutrients of NFT-grown young tomato plants. *Journal of plant nutrition* 21: 2035-2047.
- HARLEY, J. L.; SMITH, S. E. 1983. Mycorrhizal symbiosis. Academic Press, inc. London. pp. 4, 272-278.
- HARRISON, 1999. Molecular and cellular aspects of arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Annu. Rev. Plant Physiology. Plant molecular Biology* 50: 361-389.
- HART, M. M.; READER, R.J. 2002. Host plant benefit from association with arbuscular mycorrhizal fung: variation due to differences in size mycelium. *Biological Fertility Soils* 36: 357-366.
- HELGASON, T.; FITTER, A. 2005. The ecology and evolution of the arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycologist* 19:96-101.
- HIDALGO, G. J. C.; ALCÁNTAR, G. G.; BACA, C. G. A.; SÁNCHEZ, G. P.; ESCALANTE, E. J. A. 1998. Efecto de la condición nutrimental de las plantas y de la composición, concentración y pH del fertilizante foliar, sobre el rendimiento y calidad en tomate. *Terra* 16: 143-148.
- INGOLD, C. T.; HUDSON, H. J. 1993. The biology of fungus. 6th edition; Chapman and Hall. London. pp. 183-195.

- JARAMILLO, R. I. 2002. Asociaciones biológicas en el suelo: la micorriza arbuscular (MA). *Contactos* 44: 5-10.
- JOHNSON, N. C.; GRAHAM, J. H.; SMITH, F. A. 1997. Functioning of mycorrhizal associations along the mutualism-parasitism continuum. *New Phytologist* 135:575-586.
- JONES, J. B., JR. 1998. Phosphorus toxicity in plants: When and how does it occur?. *Community Soil Science Plant Analysis* 29 11-12.
- JONES, J. B., JR. 1999. Plant Nutrition. *In: Tomato Plant Culture: in the field, greenhouse, and home garden*. Ed. CRC Press, New York. pp. 51-72.
- KESSLER, E. 1998. Arbuscular Mycorrhiza in Soil Quality Assessment. www.ambio.kva.se/1998/Nrl_98/feb98_5.htm (fecha de consulta: septiembre 2005).
- LEÓN, P. G.; CARREÓN A. Y.; MARTÍNEZ, T. M. 2004. Efectividad e infectividad de la micorriza arbuscular en plantas de chile (*Capsicum Nahum* L. var. Tampiqueña), bajo condiciones de invernadero. *Biológicas* 6: 9-17.
- LÓPEZ, R. C. A. 2003. Identificación de micorrizas nativas arbusculares (MA) en cultivos de mora (*Rubus glaucus*), en diez localidades de seis municipios del departamento de Boyacá. Tesis Profesional. Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia. Tunja, Colombia. 167p.
- LINDSAY, W.L. 1979. Chemical Equilibria in Soils. Ed. John Wiley & Sons, New York.
- MANJARREZ-MARTÍNEZ, M. J.; FERRERA-CERRATO, R.; GONZÁLEZ-CHÁVEZ, M. C. 1999. Efecto de la vermicomposta y la micorriza arbuscular en el desarrollo y tasa fotosintética de chile serrano. *Terra* 17: 9-15.
- MENGEL, K.; KIRKBY, E. A. 1979. Principles of plant nutrition. 2nd Edition. International potash institute. Worblaufen-Bern/Switzerland. 593p.
- MORTON, J. B.; REDECKER, D. J. 2001. Two new families of glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two genera Archaeospora and Paraglomus, based on concordant molecular morphological characters. *Mycologia* 93:181-195.
- NICHOLS, M. A.; FADALIAN, E. F.; FISHER, K. J.; MORGAN, L. M. 1995. The effect of osmotic stress on the yield and quality of tomatoes. *Acta Horticulturae* 379: 105-111.

- OCAMPO, J. O.; JIMÉNEZ, D. R.; SALAS, G. M. E.; MENA, V. H. G., VIRGEN, C. G.; FLORES, O. A.; OLALDE, P. V. 2001. Uso de microorganismos rizosféricos en solanáceas. Centro de investigación y de estudios avanzados del IPN. Irapuato. *In*: http://www.uaaan.mx/academic/Horticultura/Memhort01/ponencia_02.pdf (fecha de consulta: septiembre 2005).
- OLALDE, P. V.; SERRATOS, R. 2004. Biofertilizantes: micorrizas y bacterias promotoras de crecimiento pp. 31-34. *In*: La biofertilización como tecnología sostenible. Memorias del Simposio de biofertilización. Díaz, F. A; MAYEK, P. N.; MENDOZA, H. A.; MALDONADO, M. N. (eds.). INIFAP-Río Bravo, Tamaulipas, México. 127 p.
- PAPADOPOULOS, A. P. 1991. Growing greenhouse tomatoes in soil and in soilless media. Research Program Servicie. Harrow, Ontario. 80 p.
- PARKER, R. 2000. La ciencia de las plantas. Ed. Paraninfo. Madrid, España. pp. 1-19.
- PEÑALOSA, J. M.; SARRO, M. J.; REVILLA, E.; CARPENA, R.; CADA'A, C. 1989. Influence of phosphorus supply on tomato plant nutrition. *Journal Plant Nutrition* 12: 647-657.
- PÉREZ, G. M.; CASTRO B. R. 1999. Guía para la producción intensiva de jitomate en invernadero. Boletín de Divulgación #3. Programa Universitario de Investigación y Servicio en Olericultura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Méx. 58 p.
- PÉREZ-MORENO, J. 2004. Biotecnología de los hongos ectomicorrízicos pp. 53-61. *In*: La biofertilización como tecnología sostenible. Memorias del Simposio de biofertilización. Díaz, F. A; MAYEK, P. N.; MENDOZA, H. A.; MALDONADO, M. N. (eds.). INIFAP-Río Bravo, Tamaulipas, México. 127 p.
- PILL, W.G.; LAMBERTH, V.N. 1997. Effects of NH_4^+ and NO_3^- nutrition with and without pH adjustment on tomato growth, ion composition and water relations. *Journal American Society Horticulture Science* 102: 78-81.
- PILL, W.G.; LAMBERTH, V.N.; HINCKLEY, T.M. 1978. Effects of nitrogen form and level on ion concentration, water stress, and blossom-end rot incidence in tomato, *J. Am. Soc. Hortic. Sci.* 103: 265-286.
- PLASCENCIA, E. F. O. 1995. Efecto de la micorrización sobre la respuesta a sequía en plantas de eucalipto. Tesis Maestría Colegio Posgraduados. Montecillo México. 110 p.

- REDECKER, D.; KODNER, R.; GRAHAM, L. E. 2000. Glomalean fungi from the Ordovician. *Science* 289: 1920-1921.
- ROSENDAHL, C. N.; ROSENDAHL, S. 1991. Influence of VAM fungi (*Glomus spp.*) on the response of cucumber (*Cucumis sativus*) to salt stress. *Environmental and Experimental Botany* 31: 313-318.
- RUSSELL, J.; BULMAN, S. 2005. The liverwort *Marchantia foliacea* forms a specialized symbiosis with arbuscular mycorrhizal fungi in the genus *Glomus*. *New Phytologist* 165: 567-579.
- SALISBURY, F. B.; ROSS, C. W. 1994. Fisiología vegetal. Ed. Iberoamérica. México. 759 p.
- SÁNCHEZ, P. A. 2000. Análisis y diagnóstico nutricional en los cultivos sin suelo. *In*: Manual del cultivo sin suelo. Urrestarazo, G. M. (ed.). Ed. Mundi-Prensa. España. pp. 105-136.
- SCHÜßLER A.; SCHWARZOTT D.; WALKER, C. 2003. *Glomeromycota* rRNA genes - the diversity of myths? *Mycorrhiza* 13: 233-236.
- SCHÜßLER, A. 2005. [http:// www. tu-darmstadt. de/ fb/ bio/ bot/ schuessler/ amphylo/amphylogeny.html](http://www.tu-darmstadt.de/fb/bio/bot/schuessler/amphylo/amphylogeny.html) (fecha de consulta: noviembre 2005).
- SCHÜßLER, A.; SCHWARZOTT, D.; WALKER, C. 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research* 105: 1413-1421.
- SCHÜßLER, A. 2004. Das fünfte Pilz-Phylum: die *Glomeromycota*. Institut für Botanik, TU Darmstadt, Germany. *BIOspektrum* 741-742.
- SJÖBERG, J. 2005. Arbuscular Mycorrhizal Fungi- Occurrence in Sweden and Interaction with a Plant Pathogenic Fungus in Barley. Doctoral Thesis. Swedish University of Agricultural Sciences Uppsala, Sweden. 53 p.
- SMITH, S. E.; READ, D. J. 1997. Mycorrhizal symbiosis. Second edition. Academic Press. London. pp.17, 125, 156-160.
- SNYDER, G. R. 1914. Greenhouse tomato handbook. Mississippi State University. Extension Service. 30 p.
- STANDDON, P. L.; FITTER, A. H.; GRAVES, J. D. 1999. Effect of elevated atmospheric CO₂ on mycorrhizal colonization external hyphal production and phosphorus in flow fungus *Glomus mosseae*. *Global Change Biology* 5: 347-363.

- STEINER, A. A. 1984. The universal nutrient solution. *In*: Proceedings of Sixth Internacional Congress on Soilless Culture. International Society for Soilless Culture. Lunteren, The Netherlands. pp 633-649.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. 2002. Plant Physiology. Third Edition. Sinauer Associates, Inc., Publishers. Sunderland, Massachusetts. 690p.
- TORRES, B. A.; ZAVALA, E.; GONZÁLEZ-CHÁVEZ, M. C.; FERRERA-CERRATO, R. 1996. The use of AM to control onion with rot (*Sclerotium cepivorum* Berk) under field conditions. *Mycorrhiza* 6: 253-257.
- TSANG, A.; MAUN, M. A. 1999. Mycorrhizal fungi increase salt tolerance of strophostyles helvola in coastal foredunes. *Plant Ecology* 144: 159-166.
- VANDENKOORNHUYSE, P.; HUSBAND, R.; DANIELL, T. J.; WATSON, I.J.; DUCK, J.M.; FITTER, A.H.; YOUNG, J.P.W. 2002. Arbuscular mycorrhizal community composition associated with two plant species in a grassland ecosystem. *Molecular Ecology* 11: 1555-1564.
- VILLAREAL, R. M.; GARCÍA, E. R. S.; OSUNA, E. T.; ARMENTA, B. A. D. 2002. Efecto de dosis de nitrógeno en rendimiento y calidad postcosecha de tomate en fertirriego. *Terra* 20: 311-320.
- WALKER, C.; GIOVANNETTY, M.; AVIO L.; CITERNESI, A. S.; NICOLSON, T. H. 1995. A new fungal species forming arbuscular mycorrhizas: *Glomus viscosum*. *Review Mycological Research* 99: 1500-1506.
- WHIPPS, J.M. 2004. Prospects and limitations for mycorrhizas in biocontrol of root pathogens. *Canadian Journal of Botany* 82: 1198-1227.
- WILCOX, E.G. 1993. Tomato. *In*: Nutrient deficiencies & toxicities in crop plants. Bennett, W.F. (ed). The American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota. pp. 137-141.
- WILD, A.; JONES, L. P. H. 1992. Nutrición mineral de las plantas cultivadas. *In*: Condiciones del suelo y desarrollo de las plantas según Russell. Wild y Jones. A. (ed). Traducido al español por Urbano T., P.; Rojo H., C. Ed. Mundi-prensa. Madrid, España. pp. 73-119.

ANEXOS

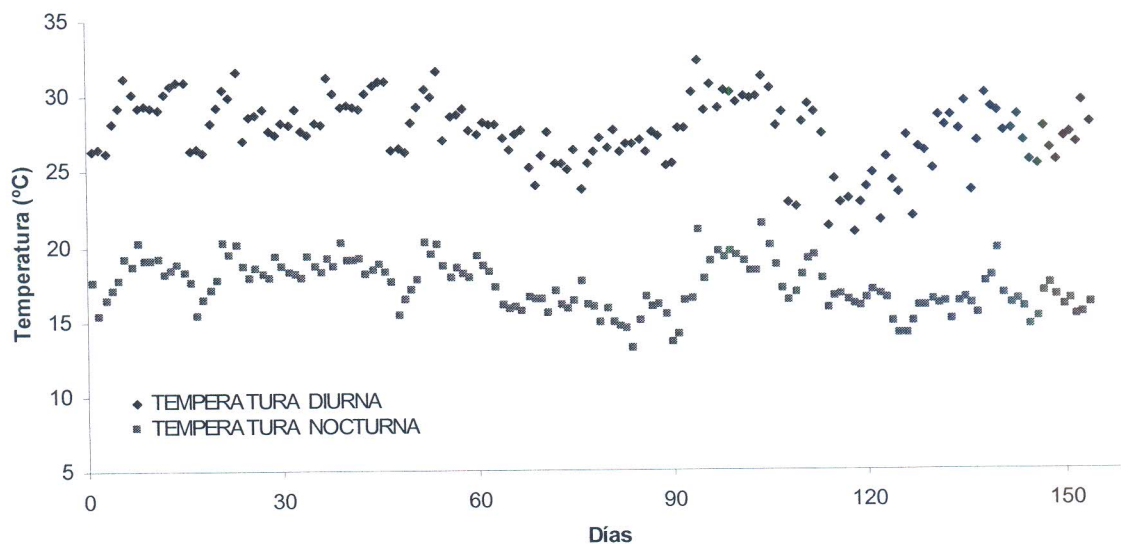


Figura A1. Comportamiento de la temperatura durante el periodo marzo-julio 2005 en el cultivo de jitomate Charanda F1 bajo invernadero y fertirriego inoculado con el consorcio micorrízico Zac-19.

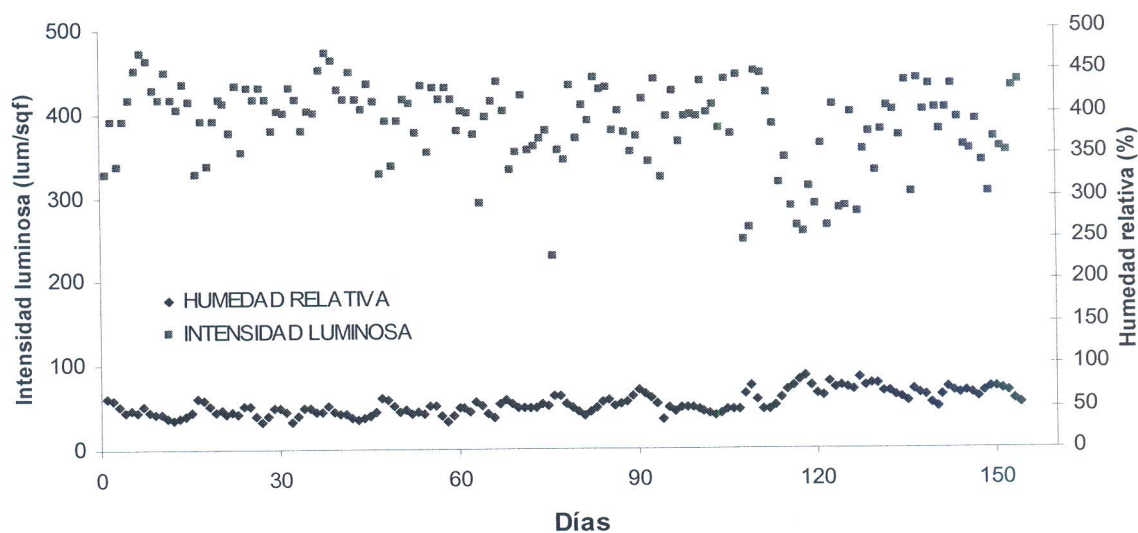


Figura A2. Comportamiento de la intensidad luminosa y humedad relativa durante el periodo marzo-julio 2005 en el cultivo de jitomate Charanda F1 bajo invernadero y fertirriego inoculado con el consorcio micorrízico Zac-19.

Cuadro A1. Cuadrados medios de análisis de varianzas para las variables respuesta en la inoculación de plantas de jitomate Charanda F1 con tres concentraciones de la solución nutritiva Steiner¹ y dos niveles de inóculo *Glomus* spp. Zac-19¹ bajo condiciones de invernadero y fertirriego.

FV	GL	Clorofila			ÁF (x10 ⁻⁵)	Planta		PPS	N	P (x10 ⁻⁴)	Nutrimentos en fruto		Fe	Cu
		a	b	total		PPF (x10 ⁻⁴)	K				Ca (x10 ⁻⁴)	Mg (x10 ⁻⁵)		
SOLUCION	2	0.021	0.005	0.047	3174**	8.51	2648	0.040	1.72	0.068	0.88	33.8	41.88	20.06
MICORRIZA	1	0.009	0.000	0.012	13.0	1.63	1529	0.010	5.55	1.017	0.13	8.88	0.72	1.10
S*M	2	0.024	0.005	0.053	1.4	1.13	243	0.093	2.72	0.330	1.55	0.55	17.6	9.27
ERROR	12	0.014	0.001	0.026	30.5	2.96	1082	0.053	2.50	0.424	5.88	98.8	23.5	14.16
CV		9.49	5.60	7.89	16.38	20.69	24.58	10.35	2.57	16.17	15.1	11.84	11.6	14.28
MEDIA		1.27	0.77	2.05	10661.98	832.25	133.87	2.23	0.61	4.02	0.16	0.26	41.5	26.35

Solución nutritiva modificada por Pérez y Castro (1999). ¹Zac-19= *Glomus clarum*, *G. clauideum* y *G. diaphanum*.

* significativo (p≤0.05); ** altamente significativo (p≤0.01).

AF: Área foliar; PPF: Peso planta en fresco; PPS: Peso planta seca; Lum.: Luminosidad; Crom.: Cromaticidad; HUE: ángulo de tono; Firm.: Firmeza; ° Bx.: Grados brix.

Cuadro A1. Continuación

FV	GL	Nutrimentos en fruto			GL	Grosor pericarpio (mm)				GL	1 ^{er} Racimo				HUE	Firm.
		Zn	Mn	B		1 ^o	3 ^o	4 ^o			Largo	Ancho	Lum.	Crom.		
SOLUCION	2	6.516	27.475*	3105.9	2	0.011	0.000	0.021	2	64.25	10.25	5.43*	0.267	33.69*	0.180	
MICORRIZA	1	2.456	1.711	238.5	1	0.085*	0.055	0.211*	1	1.14	29.23	0.93	1.510	0.31	0.346	
S*M	2	0.360	0.532	6142.4	2	0.001	0.090*	0.005	2	82.89	42.82	0.04	0.558	4.01	0.308	
ERROR	12	1.768	6.24	2171.4	24	0.012	0.013	0.012	54	28.12	13.71	1.58	0.632	8.78	0.247	
CV		11.8	16.72	47.24		11.18	11.81	10.73		7.83	7.32	3.25	4.89	7.18	17.56	
MEDIA		11.23	14.93	98.64		0.98	0.96	1.02		67.70	50.56	38.71	31.52	41.22	2.83	

FV	GL	1 ^{er} Racimo ° Bx	Largo	Ancho	3 ^{er} Racimo Crom.	HUE	Firm.	° Bx	4 ^{to} Racimo Largo
SOLUCION	2	1.754**	306.2**	145.6**	5.37	12.48	0.169	3.762**	50.25
MICORRIZA	1	0.294	26.0	16.3	32.51*	3.42	0.541	0.066	0.14
S*M	2	0.294	132.6*	21.1	25.13*	4.34	0.592	0.179	845.91**
ERROR	54	0.196	27.7	17.7	7.13	5.99	0.671	0.195	36.74
CV		10.25	7.51	7.83	6.36	7.80	12.86	24.36	9.05
MEDIA		4.32	70.18	53.78	41.98	31.34	48.65	3.36	66.91

FV	GL	4 ^{to} Racimo					Rendimiento					Planta ($\times 10^{-4}$)	
		Ancho	Lum.	Crom.	HUE	Firm.	° Bx	GL 1 ^{ro} ($\times 10^{-4}$)	2 ^{do} ($\times 10^{-3}$)	3 ^{ro} ($\times 10^{-4}$)	4 ^{to} ($\times 10^{-4}$)		
SOLUCION	2	2.88	10.02	0.889	109.53**	0.092	0.816*	2	65.7**	665.2**	50.32**	47.29**	897.23**
MICORRIZA	1	1.01	13.47	1.901	14.27	0.313	0.204	1	1.6	1.3	8.92	4.49	6.43
S*M	2	474.8**	15.56	2.105	39.34	0.470	1.816**	2	5.2	52.2	4.95	12.05*	68.49**
ERROR	54	33.0	5.25	4.621	26.17	0.157	0.168	114	2.0	27.7	2.94	3.26	12.01
CV		11.15	5.71	6.83	11.45	12.77	10.53		27.81	31.98	28.15	29.88	15.41
MEDIA		51.57	40.14	31.44	44.64	3.10	3.89		514.85	520.65	609.71	604.70	2249.28