

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

MAESTRÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

**EFFECTIVIDAD Y CAPACIDAD MICOTRÓFICA DE LA INOCULACIÓN
MICORRÍZICO ARBUSCULAR EN JITOMATE (*SOLANUM
LYCOPERSICUM* L.) TIPO “RIÑÓN”, BAJO CONDICIONES DE
INVERNADERO**

TESIS

(Idónea Comunicación de Resultados)

Que para obtener en grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

PRESENTA

Agrón. Omar Daniel Park Juárez

COMITÉ TUTORAL:

Director: Dr. Facundo Rivera Becerril

Asesor: M. en C. Luis Manuel Rodríguez Sánchez

Asesor: Dr. Gilberto Vela Correa

México, D.F. Diciembre de 2018

ÍNDICE

RESUMEN.....	4
INTRODUCCIÓN	6
REVISIÓN DE LITERATURA.....	7
Suelo y rizosfera.....	7
La fertilización mineral y su efecto en la microbiota del suelo.....	7
La fertilización nitrogenada, su influencia en la comunidad microbiana.....	8
Fósforo (P), nutrimento inorgánico no disponible en el suelo y contaminante.....	9
La fertilización intensiva del jitomate bajo condiciones de invernadero	10
Calidad bromatológica del jitomate	11
La importancia de las poblaciones nativas de jitomate en México	12
Jitomate nativo tipo riñón.....	13
Biofertilizantes, una alternativa ecológica para las unidades de producción	14
Biofertilizantes en México	14
Biofertilizantes con base en hongos micorrízico arbusculares.....	15
La importancia de los HMA	16
Inicio y desarrollo del proceso simbiótico.....	16
Principal propágulo de reproducción	17
Morfología de la colonización micorrízico arbuscular.....	17
El desarrollo de arbúsculos y micelio extrarradical	18
La interfase simbiótica y el papel de los transportadores de membrana	19
Vesículas	21
Los hongos micorrízico arbusculares en unidades de producción agrícola.....	21
Efecto fisiológico y nutricional de los HMA en el cultivo de jitomate	22
PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN	24
HIPÓTESIS	24
OBJETIVOS.....	25
OBJETIVO GENERAL	25
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	25
MATERIALES Y MÉTODOS	25
Procedencia y caracterización del inóculo micorrízico	25

Ubicación del sitio para el trabajo experimental	26
La calidad del agua de riego.....	26
Desarrollo experimental	27
Asignación de tratamientos	27
Extracción de semillas, inoculación micorrízica y fertilización.....	27
Fertirrigación, control de plagas y enfermedades y condiciones del invernadero.....	29
Determinación de la capacidad micotrófica arbuscular en raíces durante la floración	30
Evaluación de variables fisiológicas de crecimiento y productividad.....	30
Altura y diámetro de la planta	30
Días a floración y a formación de fruto.....	30
Biomasa aérea (tallo y hojas)	30
Preparación de las muestras para la extracción de nutrimentos	31
Extracción de nitrógeno total, carbono total y fósforo total	31
Reducción de contaminación nitrogenada.....	32
Indicadores de la calidad de los frutos en húmedo.....	32
Índice de acidez o pH	32
Los sólidos solubles totales (° Brix).....	32
Azúcares reductores directos (Método de Lane – Eynon).....	32
Indicadores de la calidad de los frutos en seco.....	33
Materia seca.....	33
Determinación de cenizas totales	33
Determinación de fibra cruda	33
Rendimiento del jitomate	34
Valorización del jitomate con base en peso seco	34
Análisis estadístico	34
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	35
Porcentaje de colonización micorrízica en las plantas de jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.) durante la floración	35
Variables fisiológicas de crecimiento y productividad durante la floración y la etapa de producción ...	36

Variables físico-químicas de calidad bromatológica de los frutos del jitomate en seco y húmedo	43
Valoración ecológica.....	46
Valorización económica de fertilización y rendimiento en peso seco.....	47
CONCLUSIONES	48
LITERATURA CITADA.....	50

RESUMEN

Mesoamérica es centro de origen y diversidad del jitomate (*Solanum lycopersicum* L.); desde una perspectiva agronómica, el tipo “riñón” tiene relevancia regional en los estados de Puebla y Oaxaca. El objetivo fue evaluar la capacidad micotrófica y la efectividad de la inoculación micorrízico arbuscular combinada con diferentes regímenes de fertilización nitrogenada y fosforada en un cultivo de jitomate tipo “riñón” en invernadero. Se utilizó tezontle fino como sustrato; en el trasplante, el jitomate fue inoculado o no con un consorcio de hongos micorrízico arbusculares (HMA) constituido por *Claroideoglomus claroideum* y *Funneliformis mosseae*; se fertirrigó con diferentes regímenes de N y P (50-100%). Los tratamientos fueron HMA 50/50, HMA 50/75, HMA 75/50, HMA 75/75, HMA 100/100, y 100/100 (sin inoculación), donde los porcentajes se refieren a N/P, respectivamente. Fueron evaluadas variables de crecimiento y productividad. Los tratamientos HMA 50/50, HMA 50/75, HMA 75/50 y HMA 75/75 mostraron la colonización micorrízica ($p < 0.05$) más elevada (15-17%). La altura de la planta y el diámetro del tallo alcanzaron su nivel máximo en los tratamientos HMA 75/50, HMA 75/75 y HMA 100/100 durante la floración. Las plantas que llegaron a floración (39-44.6 días) y a fructificación (64-74.7 días) en un periodo más corto fueron inoculadas con el consorcio microbiano (tratamientos HMA 75/50, HMA 75/75 y HMA 100/100), mientras que las plantas no inoculadas tardaron más (68 y 100 días, respectivamente). La biomasa aérea vegetal fue significativamente más elevada en los tratamientos HMA 100/100 y HMA 75/50, y la más baja en HMA 50/50 y 100/100. La producción más alta ($p < 0.05$) de fruto del segundo racimo en peso fresco se apreció en los tratamientos HMA 75/50 y HMA 75/75 con 334-341 g; el contenido de N foliar fue más elevado en los tratamientos HMA 75/75 y HMA 100/100. El pH del fruto del jitomate “riñón”, influenciado por el tratamiento, fue significativamente más ácido (< 4.68) que en el jitomate comercial “saladette” (4.74); asimismo, el contenido en azúcares reductores, sólidos solubles

totales y minerales también varió según el tratamiento, pero los niveles fueron siempre más elevados ($p < 0.05$) en jitomate “riñón” que en “saladette”. No hubo diferencias en el contenido de fibra cruda entre ambas variedades. Los resultados proponen que una producción a mediana escala de jitomate “riñón” inoculado con HMA puede combinarse con niveles del 50-75% de fertilización nitrogenada y fosforada para reducir costos económicos y ecológicos. Finalmente, se debe impulsar la búsqueda de consorcios microbianos nativos infectivos y efectivos para la producción de este jitomate regional.

SUMMARY

Mesoamerica is the center of origin and diversity of the tomato (*Solanum lycopersicum* L.); From an agronomic perspective, the "kidney" type has regional relevance in the states of Puebla and Oaxaca. The objective was to evaluate the microtrophic capacity and the effectiveness of the arbuscular mycorrhizal inoculation combined with different regimes of nitrogen and phosphorus fertilization in a "kidney" type greenhouse tomato crop. Fine tezontle was used as a substrate; in the transplant, the tomato was inoculated or not with a consortium of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) constituted by *Claroideoglomus claroideum* and *Funneliformis mosseae*; it was fertirrigó with different regimes of N and P (50-100%). The treatments were HMA 50/50, HMA 50/75, HMA 75/50, HMA 75/75, HMA 100/100, and 100/100 (without inoculation), where the percentages refer to N / P, respectively. Variables of growth and productivity were evaluated. The treatments HMA 50/50, HMA 50/75, HMA 75/50 and HMA 75/75 showed the highest mycorrhizal colonization ($p < 0.05$) (15-17%). The height of the plant and the diameter of the stem reached their maximum level in the treatments HMA 75/50, HMA 75/75 and HMA 100/100 during flowering. The plants that reached flowering (39-44.6 days) and fructification (64-74.7 days) in a shorter period were inoculated with the microbial consortium (treatments HMA 75/50, HMA 75/75 and HMA 100/100), while that the non-inoculated plants took longer (68 and 100 days, respectively). Plant aerial biomass was significantly higher in the HMA 100/100 and HMA 75/50 treatments, and the lowest in HMA 50/50 and 100/100. The highest production ($p < 0.05$) of fruit of the second cluster in fresh weight was observed in the treatments HMA 75/50 and HMA 75/75 with 334-341 g; N-foliar content was higher in HMA 75/75 and HMA 100/100 treatments. The pH of the tomato fruit "kidney", influenced by the treatment, was significantly more acidic (< 4.68) than in the commercial tomato "saladette" (4.74); Likewise, the content of reducing

sugars, total soluble solids and minerals also varied according to the treatment, but the levels were always higher ($p < 0.05$) in tomato "kidney" than in "saladette". There were no differences in raw fiber content between both varieties. The results propose that a medium-scale production of "kidney" tomato inoculated with AMF can be combined with levels of 50-75% of nitrogen and phosphorus fertilization to reduce economic and ecological costs. Finally, the search for infective and effective native microbial consortia for the production of this regional tomato should be promoted.

INTRODUCCIÓN

Las condiciones ecológicas en las cuales se trabaja la agricultura en nuestro país son inadecuadas, debido a la alta explotación de las unidades productivas y al alto porcentaje de fertilizantes sintéticos usados, mismos que presentan baja eficiencia ($\leq 50\%$) para ser absorbidos por los cultivos. Estas prácticas conducen a la degradación de los suelos y a la pérdida de su capacidad productiva (Armenta *et al.*, 2010). El uso eficiente de los suelos es fundamental para alcanzar la seguridad alimentaria, reducir los costos de producción y lograr un desarrollo integral sustentable. Estas limitantes de la agricultura en México han abierto las puertas a nuevas opciones, sustentables, para producir de manera que el agricultor pueda disminuir paulatinamente el uso de fertilizantes sintéticos, mejorando las características edafológicas y aprovechando más los nutrimentos que se encuentran poco disponibles en los suelos. Uno de los elementos más valiosos que utiliza la agricultura ecológica son los biofertilizantes, que en los sistemas agrícolas productivos constituyen una alternativa viable e indispensable para lograr un desarrollo ecológicamente sostenible; estos productos no contaminan el ambiente y mantienen la fertilidad y la biodiversidad del suelo (Aguado, 2012). Entre los biofertilizantes más usados para el desarrollo de cultivos, están los hongos micorrízico arbusculares (HMA), los cuales muestran diversos efectos positivos en las plantas (Aguado, 2012).

En años recientes se ha intensificado el estudio y la aplicación de biofertilizantes conformados por consorcios microbianos, es decir, integrados por más de una especie. Estos inoculantes adquieren una mayor importancia debido a la riqueza de especies; cada especie que conforma un consorcio puede tener una función específica y, en conjunto, las especies podrían asegurar

mayores efectos benéficos en sus hospedantes (Trejo *et al.*, 2011; Rouphael *et al.*, 2015). El efecto de los inoculantes sobre el desarrollo y rendimiento de los cultivos varía en función del lugar de procedencia, de los recursos de fósforo y nitrógeno disponibles en el ambiente edáfico, así como del cultivo en específico. Dicho lo anterior, es necesario el estudio específico de la interacción planta-HMA para reconocer los sitios y cultivares donde la inoculación con HMA sea benéfica y se reduzca la cantidad de fertilizantes utilizados (Ríos *et al.*, 2014). De esta forma, será posible potencializar algunas unidades de producción con grandes requerimientos de fertilización nitrogenada y fosforada, como ocurre con el jitomate tipo riñón, cultivo nativo considerado como parte de la riqueza natural y cultural, además de ser de gran relevancia local en algunas zonas rurales de México, propiciando un desarrollo social, económico, ecológico y cultural (López *et al.*, 2015; Juárez *et al.*, 2012).

REVISIÓN DE LITERATURA

Suelo y rizosfera

El suelo es un sistema dinámico; definido como un recurso indispensable, cuenta con diferentes propiedades químicas, físicas y biológicas que pueden convertirlo en un sistema sustentable con la capacidad para mitigar la contaminación ambiental. Al suelo que está en contacto directo con las raíces se le conoce como rizosfera (Reyes, 2011; Ferrera y Alarcón, 2001).

En la rizosfera se encuentran ciertos microorganismos benéficos que modifican la composición y funcionalidad de este espacio; en la rizosfera ocurren diferentes procesos como la absorción del agua, la nutrición mineral, el intercambio de cationes, la producción de exudados, la actividad respiratoria y la acumulación de carbohidratos procedentes de las raíces (Reyes, 2011; Ferrera y Alarcón, 2001). El suelo y la rizosfera son componentes esenciales de un sistema de producción agrícola, que se van desgastando por la implementación de energía externa, representada por los químicos sintéticos que incrementan los costos de producción (Ferrera y Alarcón, 2001).

La fertilización mineral y su efecto en la microbiota del suelo

El uso de agroquímicos en general ha ocasionado contaminación, decremento en la biodiversidad edáfica de las regiones agrícolas, degradación de los agroecosistemas e incremento en los costos de producción (Díaz *et al.*, 2015). El constante uso de fertilizantes acidifica o alcaliniza el pH del

suelo afectando la actividad microbiana, la enzimática y la tasa de mineralización, mediadas por microorganismos que se desarrollan en forma óptima en condiciones cercanas a la neutralidad (Gómez y Corlay, 2007). Los principales fertilizantes de origen sintético que afectan y alteran estos indicadores son compuestos del nitrógeno (N) y del fósforo (P), mismos que inducen cambios en las características biológicas, químicas y físicas del suelo (WenXi *et al.*, 2011).

La fertilización nitrogenada, su influencia en la comunidad microbiana

El proceso de fijación de N₂ es llevado a cabo por bacterias simbióticas obligadas en asociación con plantas (*Rhizobium* y *Frankia*), asociativas o endófitas (Cyanobacteria, *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Acetobacter diazotrophicus*, *Azoarcus*) y asimbióticas o de vida libre (*Achromobacter*, *Acetobacter*, *Alcaligenes*, *Arthrobacter*, *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Azomonas*, *Bacillus*, *Beijerinckia*, *Clostridium*, *Corynebacterium*, *Dexia*, *Enterobacter*, *Herbaspirillum*, *Klebsiella*, *Pseudomonas*, *Rhodospirillum*, *Rhodopseudomonas* y *Xanthobacter*). Estos grupos bacterianos tienen la capacidad de sintetizar la enzima nitrogenasa que se encarga de romper el triple enlace del nitrógeno molecular (N₂) y reducirlo en amoníaco, que es una forma asimilable por la planta. Cuando se fertiliza de manera convencional con productos sintéticos, se aprecia en el suelo un decremento en el número de bacterias que contienen nitrogenasa (WenXi *et al.*, 2011). Además, la fertilización nitrogenada reduce de manera significativa la biomasa microbiana del suelo y la mineralización del carbono. La concentración de N y C determina en cierto grado la fertilidad del suelo (Cantú y Yáñez, 2018; Cerón y Aristizábal, 2012; WenXi *et al.*, 2011).

La mineralización del N es determinante para su disponibilidad en el agroecosistema y es llevada a cabo mediante la nitrificación, es decir, la oxidación secuencial del amonio a nitrito (forma tóxica para la planta). Este proceso es controlado por las bacterias oxidantes del amonio, que se ven afectadas en su estructura poblacional por el cambio del pH originado por la fertilización nitrogenada; estas modificaciones dependen del fertilizante nitrogenado utilizado, por ejemplo, el nitrato alcaliniza y el amoníaco acidifica. Después de la oxidación de amonio a nitrito, se procede a la oxidación de nitrito a nitrato (forma disponible para la planta) gracias a las bacterias oxidantes de nitrito. La diversidad de los grupos funcionales de estas bacterias se ve reducida por las fertilizaciones nitrogenadas debido a la disminución de bacterias por lixiviación, ya que estas se encuentran inmersas en la solución del suelo junto a las sales muy solubles como las de nitrato (Urbano, 2001; Gómez y Corlay, 2007). La oxidación biológica del amonio en condiciones

anaerobias es llevada a cabo por bacterias denominadas ANAMMOX (“anaerobic ammonium oxidation”), pero este proceso se puede inhibir con concentraciones elevadas de amonio, nitritos y fosfatos, como resultado de altas concentraciones de fertilizantes (Cerón y Aristizábal, 2012).

Se ha documentado que la aplicación de N inorgánico reduce la actividad enzimática, decrece la biomasa microbiana y disminuye las relaciones C/N debido a la degradación de las propiedades físico-químicas del suelo (Gao *et al.*, 2015; Zhao *et al.*, 2015). Asimismo, las altas cantidades de fertilizantes nitrogenados son tóxicas para las lombrices y con esto se reducen sus poblaciones; las lombrices mezclan mecánicamente las partículas minerales con la materia orgánica del suelo e incrementan el área específica de tales materiales a través de disgregación, molienda y digestión (Aguado, 2012). Estos organismos también intervienen en la estabilidad del suelo, debido a que su movilidad proporciona una mayor porosidad y oxigenación de la atmósfera edáfica, aportando mejores condiciones para el desarrollo microbiológico y los procesos de mineralización (Gómez y Corlay, 2007).

Fósforo (P), nutrimento inorgánico no disponible en el suelo y contaminante

El P proviene de depósitos de fosfato natural, donde es liberado a través de procesos de lixiviación, erosión y extracción industrial como fertilizante. El fósforo (P) liberado paulatinamente es absorbido por plantas y microorganismos para incorporarse en la estructura celular. La mayor parte del P orgánico de los ecosistemas terrestres se localiza en el suelo en un intervalo entre un 15 y 80%, proveniente principalmente de plantas, animales y microorganismos. Entre los microorganismos que inciden en la disponibilidad del P orgánico para las plantas están las bacterias solubilizadoras de fosfato. Estos organismos secretan ácidos orgánicos y fosfatasas para transformar los fosfatos insolubles en iones solubles de fosfato monobásico (H_2PO_4) y dibásico (HPO_4), a través del proceso conocido como solubilización de fosfato mineral, y con eso realizar la mineralización del P (Aguado, 2012).

La fertilización fosforada promueve compuestos inutilizables, debido a su adsorción por los compuestos orgánicos y arcillosos presentes en el suelo. El término fijación de fosfato (inmovilización) se refiere a la transformación de los fosfatos del suelo en formas no asimilables a través de dos mecanismos: la formación de fosfatos de calcio y la adsorción de fosfatos a la superficie del suelo por óxidos de hierro, hidróxidos, minerales y diversos complejos de aluminio

y hierro (Cerón y Aristizábal, 2012.) Estas reacciones de fijación en el suelo ocasionan que solamente una parte (10 al 15 %) del P de los fertilizantes químicos aplicados esté disponible para las plantas en el mismo año de su aplicación. Cabe señalar que la disponibilidad de estos iones de P está fuertemente influenciada por el pH del suelo; un pH ácido limita la cantidad de P para las plantas. Además, los fertilizantes fosfatados que se producen a partir de minerales pueden contener una amplia gama de metales pesados como mercurio, cadmio, arsénico, plomo, cobre y níquel, que causan daños a las plantas y a la salud humana, debido a que pueden rebasar la ingesta recomendada tolerable en alimentos (Aguado, 2012).

El uso intensivo de fertilizantes conlleva una pérdida de la biodiversidad al incrementar la acumulación de sales en el suelo; esta práctica ocasiona una presión osmótica, y provoca una disminución en la absorción de agua por parte de los microorganismos solubilizadores de fosfato, hasta tal punto de inhibir su desarrollo, ocasionando su declive. Todo lo anterior altera los ciclos biogeoquímicos debido a la interferencia con el flujo natural de los nutrimentos (Aguado, 2012). De acuerdo con Guan *et al.* (2011), el número de bacterias y hongos se incrementa un 28 % con una reducción del 20 % del P aplicado, lo que indica que una menor dosis de P mejoraría las propiedades biológicas del suelo. La comunidad microbiana cumple con una función muy importante, como es la de controlar el proceso de descomposición de la materia orgánica, la liberación de nutrimentos inorgánicos a través de la mineralización y la regulación de los ciclos biogeoquímicos (WenXi *et al.*, 2011).

Una adecuada nutrición de las plantas cultivadas no necesariamente se logra con la aplicación de fertilizantes químicos; existen otros insumos, como los biofertilizantes, que producen el mismo efecto, pero tienen un menor impacto ambiental y pueden sostener una producción agrícola que satisfaga la creciente demanda de alimentos a nivel mundial (Ávila *et al.*, 2015).

La fertilización intensiva del jitomate bajo condiciones de invernadero

En México, la producción de jitomate bajo condiciones de invernadero ha tomado una gran relevancia por una mayor rentabilidad en comparación con un sistema a cielo abierto. La producción en invernadero se caracteriza por un mayor rendimiento, sanidad e inocuidad de los productos, mayor control de factores abióticos como temperatura y humedad relativa, así como por el uso excesivo de fertilizantes de origen sintético que conlleva grandes rendimientos, pero a

costa de una gran contaminación edáfica, desgaste del suelo y una menor calidad bromatológica del fruto (Saavedra *et al.*, 2017; Nelson y Nelson, 2015). Estos sistemas de producción se basan en una técnica de fertirrigación sin recirculación de la solución nutritiva, la cual se elimina en el suelo (Kleiber, 2012; Sánchez *et al.*, 2014). Muchos productores aplican grandes cantidades de fertilizantes nitrogenados, provocando contaminación ambiental debido a volatilización, lixiviación y escorrentía de los mismos (Congraves y Van, 2015). Las tasas de nutrición empleadas para el jitomate en invernadero son más altas y variadas aún; de acuerdo con datos de la Sociedad Química y Minera de Chile y Yara International ASA, principales proveedores de fertilizantes en México, se requieren 275 kg de N, 100 kg de P y 500 kg de K⁺¹ por hectárea (SQM, 2006). Las dosis de fertilizantes que se aplican están por encima de los requerimientos del cultivo, como es el caso del N⁻³, que fluctúa entre 350 y 400 kg por hectárea (Parra *et al.*, 2014). Bajo condiciones de invernadero se requieren 1,062 g de nitrato de calcio (Ca (NO₃)₂), 303 g de nitrato de potasio (KNO₃) y 136 g de fosfato monopotásico (KH₂PO₄) para preparar 1000 litros de solución nutritiva para la producción intensiva de jitomate (Pérez y Castro, 2011).

Calidad bromatológica del jitomate

Muchos estudios de calidad del fruto del jitomate se han centrado en los aspectos organolépticos, los cuales dependen de los carbohidratos, minerales, acidez titulable, fibra, pH y sólidos solubles totales que le confieren ese aumento de sabor apreciable por el consumidor (Baldwin *et al.*, 2008; Anjanappa *et al.*, 2013). Se ha documentado que el aumento en el contenido de azúcares y ácidos orgánicos favorece al aumento del sabor (Barret *et al.*, 2010). El sabor es un factor crucial que determina las características organolépticas del jitomate (Barret *et al.*, 2010). Las características bromatológicas del jitomate son las siguientes: 1) sólidos solubles totales expresado en grados Brix, generalmente el nivel se ubica entre 4.5 y 7.5 y está influenciado por algunos factores como el clima, el riego y el estado de madurez; 2) el índice de acidez (pH), que de acuerdo con Njeru *et al.* (2017) y Anthon *et al.* (2011) el óptimo se encuentra entre 4.2 y 4.4, como ocurrió en el jitomate Río Grande inoculado con hongos micorrízico arbusculares; 3) la acidez titulable y azúcares reductores: ambos afectan el sabor del fruto; la acidez total oscila entre 3.5 y 4 g/l y los azúcares reductores entre 25 y 30 g/l. Por último, el contenido de materia seca en frutos de jitomate adquiere gran relevancia por la gran cantidad de agua que contiene este fruto (93-95 %); la materia seca de frutos/planta representa el 54-60 % del total y refleja la capacidad que tiene

una planta para utilizar los nutrimentos y concentrarlos en los frutos (Barret *et al.*, 2010; Fraile *et al* 2012; Ramírez y Nienhuis, 2012).

La importancia de las poblaciones nativas de jitomate en México

La conservación de cultivares nativos es urgente debido a los cambios sociales que están ocurriendo. El más importante de ellos es la actitud de la gente respecto a los cultivos y cultivares foráneos y su consumo, ocasionada por una señal de prestigio social que lleva a menospreciar y abandonar los nativos. La introducción continua de nuevas variedades agronómicas y el impulso de programas agrícolas que fomentan su adopción han ocasionado una gran preocupación por la preservación, estudio y distribución de cultivares nativos. La falta de aplicación de tecnologías es otro de los factores que disminuyen el conocimiento de estos cultivos nativos; es más fácil conseguir información de los cultivos genéticamente mejorados que de los nativos (CATIE, 1979).

En México el jitomate más cultivado y comercializado es el “saladette”, mismo que ha ido reduciendo su variabilidad genética debido a su autofecundación. Ante esta situación, se han realizado estudios sobre jitomates nativos que puedan ser usados para el mejoramiento del tipo “saladette”. El jitomate nativo se encuentra ampliamente distribuido tanto en zonas de vegetación natural como asociado a campos de cultivo donde se considera como maleza. El cultivo nativo es de gran importancia por la heterogeneidad biológica, económica y cultural de la agricultura local. Es por tanto un recurso que permite la posibilidad de crear nuevas combinaciones genéticas con mayores capacidades de rendimiento y calidad (Bonilla *et al.*, 2014). Entre los jitomates nativos conocidos en México se pueden mencionar los siguientes tipos: riñón, chino o criollo, pimiento, ojo de venado y cereza (Bonilla *et al.*, 2014).

En este sentido, existen escasos ejemplos documentados que refuerzan el principio de conservación basado en la utilización racional. Por ejemplo, la eficiencia productiva en los agro-sistemas tradicionales, ya sea a través de la incorporación de nuevas tecnologías o el manejo eficiente de los recursos naturales, depende de la capacidad del agricultor para innovar su sistema y de los recursos económicos disponibles, entre otros aspectos (Ríos *et al.*, 2014).

La mayoría de los estudios relacionados con el potencial productivo de genotipos nativos de jitomate se han realizado a campo abierto y pocas investigaciones se han llevado a cabo en condiciones de invernadero e hidroponia (Juárez *et al.*, 2012).

Jitomate nativo tipo riñón

Entre los jitomates nativos mexicanos de mayor distribución está el tipo riñón que tiene un gran tamaño y está conformado por gajos que constituyen una estructura casi esférica (Fig. 1). Este cultivar nativo se ha registrado en los estados de Nayarit, Jalisco, Michoacán, Puebla, Oaxaca y Guerrero, principalmente en localidades marginadas (Caro, 2011). En los valles centrales de Oaxaca este jitomate es muy demandado; se paga con un sobreprecio por su sabor intenso, olor agradable y color rojo vivo (Vásquez, 2010). En estudios recientes se demostró que el jitomate tipo riñón puede considerarse e incluirse como una opción para fines de explotación comercial por poseer una mayor calidad organoléptica respecto a los híbridos comerciales (Vásquez, 2010; Juárez *et al.*, 2012).

De acuerdo con Vásquez (2010), algunos valores promedio de carácter agronómico del jitomate tipo riñón son:

- 29 días para alcanzar la floración, después del trasplante
- 68 días para alcanzar la madurez, después del trasplante
- 55 flores en total al quinto racimo
- 0.782 kg de fruto por planta al quinto racimo

El jitomate tipo riñón presentó grandes ventajas al tener un ciclo precoz (68 días para alcanzar la madurez) y una producción de 0.782 kg de fruto por planta (Vásquez, 2010). De acuerdo con Bonilla *et al.* (2014) quienes utilizaron una solución nutritiva Steiner para fertilizar, el jitomate tipo riñón se considera un cultivo potencial por su precocidad con 87.62 y 139.67 días a floración y a maduración de fruto al tercer racimo, respectivamente, además de registrar un peso promedio de fruto de 33.32 g con 3.88° Brix.



Figura 1. Fruto del jitomate tipo riñón.

Biofertilizantes, una alternativa ecológica para las unidades de producción

Los biofertilizantes son preparados que contienen microorganismos benéficos que se utilizan en la agricultura para su aplicación en las semillas, en la planta o en el suelo, con el objetivo de incrementar el rendimiento productivo de los cultivos agrícolas (Peña, 2015). Estos constituyen tecnologías racionales y aparecen como una de las prácticas más promisorias e innovadoras debido a que ayudan a reducir las necesidades de fertilizantes minerales (Espinosa *et al.*, 2015; Días *et al.*, 2015).

Biofertilizantes en México

Fue a partir de 1999 cuando en el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) se realizaron diversas evaluaciones en el campo sobre el efecto de los biofertilizantes constituidos por las bacterias rizosféricas *Rhizobium* y *Bradyrhizobium* que proveen N asimilable, y por los hongos micorrízico arbusculares (HMA), que aportan P y N a las plantas. Estos son los microorganismos benéficos más estudiados en gramíneas, leguminosas y algunas hortalizas como el jitomate (Espinosa *et al.*, 2015; Aguado, 2012).

Los principales productores de biofertilizantes bacterianos y fúngicos en México son pequeñas empresas como Biofábrica siglo XXI (que desde 2003 trabaja en colaboración con la UNAM), Plant Health Care de México, Agro Orgánicos GAIA S. de R.I. y Biosustenta, además de instituciones de educación e investigación como el INIFAP (Armenta *et al.*, 2010).

Actualmente, la mayoría de las empresas desarrolladoras de biofertilizantes son PyMEs que no tienen la capacidad de desplegar campañas masivas de promoción. Los canales de difusión con

que cuenta esta tecnología son los mecanismos de apropiación, las publicaciones científicas sobre el tema, los programas y proyectos de SAGARPA, CONACyT, INIFAP y los gobiernos de algunos estados entre los que destacan Morelos, Guerrero y Michoacán que promueven su investigación, producción y uso (Aguado, 2012; Armenta *et al.*, 2010). La aplicación de biofertilizantes a gran escala ha enfrentado serias dificultades en su promoción y distribución a pesar de ser apoyada por el gobierno federal y estatal. Ávila *et al.* (2015) han afirmado que la existencia de mecanismos que regulen la calidad de los biofertilizantes, así como una mayor vinculación entre la industria y la academia, permitirán mejorar la calidad de los inoculantes que se ofrecen en el mercado y de la tecnología que se emplea en su producción.

Cabe recalcar que estas empresas comercializan generalmente especies exóticas microbianas que pueden tener un nulo efecto en los cultivos debido a que son originarias de otros países, y por ende de un hábitat diferente, con características ambientales distintas (Ortiz y Fuentes, 2014). Las cepas comerciales de HMA, no nativas de México, pueden estar en desventaja por la competitividad con los microorganismos del suelo, por lo que es recomendable utilizar cepas nativas (Ávila *et al.*, 2015).

Biofertilizantes con base en hongos micorrízico arbusculares

Los HMA influyen en la función y en la productividad de las comunidades vegetales; son los simbiosistas más comunes de las raíces y su ubicación en la interfase raíz-suelo los hace un grupo funcional muy importante por intervenir en los procesos microbiológicos. Forman la simbiosis mutualista conocida como micorriza arbuscular (MA) al interactuar con las raíces de numerosas plantas, muchas de ellas de interés agrícola como el jitomate (Ley *et al.*, 2015; Barrera, 2009; Parniske, 2008). La principal función de los HMA es facilitar a la planta la absorción de N y P (Smith y Read, 2008; Parniske, 2008) por medio de su micelio externo, lo que complementa la arquitectura radical que amplía su influencia en el suelo; los HMA crean una red que puede alcanzar hasta 30 m de hifas por gramo de suelo. El efecto simbiótico de los HMA hacia la planta se relaciona con una mayor absorción de nutrientes y agua, con el incremento de la tolerancia a la sequía, a la salinidad y con una mejor protección de los cultivos contra los organismos patógenos (Ley *et al.*, 2015; Barrera, 2009).

La importancia de los HMA

Los HMA (Phylum *Glomeromycota*) son hongos asexuales, obligatoriamente simbióticos, con una morfología y una estructura genómica únicas, que ocupan un nicho doble, es decir, el suelo y la raíz del huésped (Barrera, 2009; Vályi *et al.*, 2016; Parniske, 2008). Estos hongos se consideran biótros obligados debido a que su desarrollo y reproducción requieren de un sistema radical, del cual puedan absorber diferentes fuentes de carbono como su principal requerimiento energético. Una de las aportaciones más importantes de estos hongos es la contribución a la evolución de aproximadamente el 80 % de las familias vegetales, gracias a una coevolución y adaptación de esta simbiosis a diferentes condiciones y presiones de selección natural (Rouphael *et al.*, 2015; Harris *et al.*, 2009; Barrera, 2009). El término micorriza se refiere a la asociación simbiótica de las raíces con hifas de hongos especializados del suelo, considerando a este último como el órgano principal de la captación de nutrientes. La fisiología de la simbiosis micorrízica aporta a la planta una mayor adaptación, establecimiento y crecimiento (Camarena, 2012; Rouphael *et al.*, 2015; Parniske, 2008).

Inicio y desarrollo del proceso simbiótico

La MA se caracteriza por la presencia de hifas intra o intercelulares, arbuscúlos (hifas ramificadas dicotómicamente, donde ocurre el intercambio de nutrientes entre ambos simbioses) y micelio extrarradical o extramatricial que conecta la raíz con un mayor volumen de suelo (Rouphael *et al.*, 2015; Camarena, 2012). Conforme la colonización micorrízica envejece, el hongo produce sobre las raíces o dentro de ellas algunas estructuras llamadas vesículas, las cuales sirven para el almacenamiento de lípidos; no todas las especies fúngicas forman vesículas, como los miembros de los géneros *Gigaspora* y *Scutellospora*, que en su lugar producen células auxiliares sobre el micelio externo (Varela y Trejo, 2001; Barrera, 2009; Rouphael *et al.*, 2015).

El proceso simbiótico se origina a partir de esporas de tipo asexual, principal propágulo de reproducción; cuando la espora llega a la madurez se desprende de su hifa para así dispersarse y germinar e iniciar el crecimiento sin una planta hospedante; en ausencia del hospedante, el desarrollo de la hifa se limita a un periodo de 20 o 30 días. Después de este lapso ocurren varias modificaciones en la morfología de la hifa, como la retracción del citoplasma de los ápices, la producción de septos, el surgimiento de ramificaciones laterales y con esto termina su desarrollo (Camarena, 2012; Fernández, 2003). Bago *et al.* (2000) mencionan que el cese del desarrollo de

la hifa se relaciona con una falla en la síntesis de lípidos, lo cual le impide completar su ciclo de vida.

Principal propágulo de reproducción

Las esporas de los HMA en su mayoría son de forma globosa (esférica), pero dada la gran diversidad de especies, algunas son ovaladas u oblongas. Las esporas son de diferentes colores: blancas, amarillas, pardas, magenta; su tamaño puede variar de 20 a 30 μm y en las más grandes de 200 a 1000 μm . Las esporas están formadas por una o más láminas que varían en grosor, estructura, apariencia y tinción a reactivos. Las láminas pueden ser lisas o formar ornamentaciones en forma de espinas. Sus hifas poseen cientos de núcleos y son cenocíticas (Reyes, 2011).

Las esporas están compuestas generalmente por lípidos y cientos de núcleos que una vez que germinan dan origen a hifas de penetración que se encuentran en el suelo y comienzan su desarrollo bajo condiciones adecuadas de humedad, temperatura o señales químicas favorables (Rouphael *et al.*, 2015). Cuando las hifas de penetración entran en contacto con los pelos absorbentes y llegan a la epidermis de la raíz, el micelio recibe señales vegetales de reconocimiento y con eso se promueve una morfogénesis diferencial. El HMA forma un apresorio en el momento de iniciar la penetración de la raíz (Rouphael *et al.*, 2015; Camarena, 2012).

Una vez dado el establecimiento del hongo en el sistema radicular, se origina una hifa infectiva denominada haustorio, misma que penetra en el interior radical ramificándose intensamente. Se forman interfases entre los simbios; entre las moléculas que intervienen en el establecimiento de la simbiosis se han descrito fenoles, flavonoides, flavononas, isoflavonas e incluso algunos genes y proteínas. Sin embargo, los procesos de reconocimiento y establecimiento de la interacción aun no son claros (Rouphael *et al.*, 2015).

Morfología de la colonización micorrízico arbuscular

Posterior a la penetración de las hifas en el córtex de la raíz, se pueden desarrollar dos clases morfológicas de colonización: tipo *Arum* y tipo *Paris* (Rouphael *et al.*, 2015) como se aprecia en la figura 2. En el tipo *Arum* las hifas presentan un crecimiento intercelular, mientras que los arbusculos se generan dentro de las células corticales de la raíz. En el tipo *Paris* las hifas se

desarrollan de manera intracelular, formando enrollamientos al igual que los arbuscúlos; también se forman apresorios y vesículas (Barrera, 2009; Dickson, 2004). La colonización fúngica está limitada a las células corticales; los hongos *Glomeromycota* no tienen la facultad de degradar suberina y lignina de las paredes celulares de la endodermis y con esto se restringe su ingreso a los vasos de conducción (Rouphael *et al.*, 2015; Parniske, 2008).

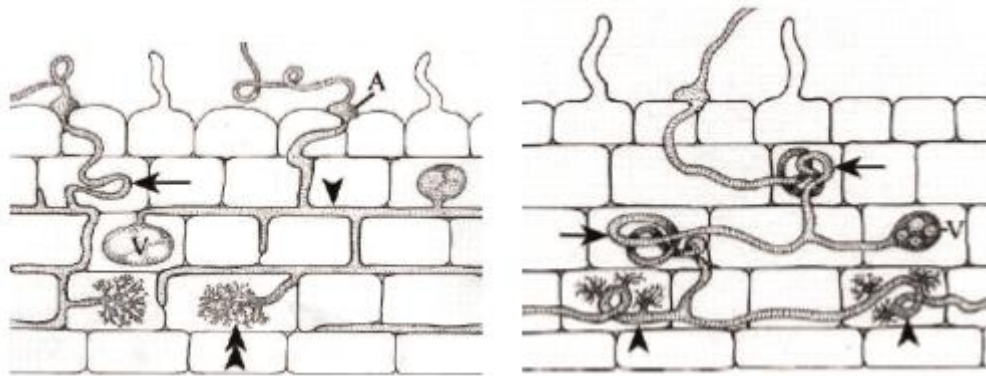


Figura 2. Morfología *Arum* (izquierda) y *Paris* (derecha) de la micorriza arbuscular (tomado de Peterson *et al.*, 2004).

El desarrollo de arbuscúlos y micelio extrarradical

Una vez desarrollada la hifa infectiva denominada haustorio, la cual penetra la pared celular cortical, se forma la estructura ramificada dicotómicamente llamada arbuscúlo (Figura 3; Camarena, 2012). Los arbuscúlos no penetran las membranas celulares de la planta, sino que invaginan la membrana plasmática de las células corticales, para así formar una interfase arbuscular. El desarrollo de arbuscúlos en estas células se encuentra regulado por un gradiente de carbono, debido a la cercanía con el sistema vascular (Fernández, 2003).

Ya alcanzada la madurez de este proceso que va desde los 7 hasta los 15 días, los arbuscúlos tienden a ser destruidos por fagocitosis en el interior de las células, por lo cual son llamadas estructuras efímeras. En el arbuscúlo ocurre el intercambio de nutrientes entre ambos simbios: la planta aporta al hongo parte del C derivado de la fotosíntesis, en tanto que el micosimbionte provee principalmente de P y N al vegetal (Fernández, 2003).

La colonización fúngica ocurre de manera constante en dos sentidos, hacia el interior de la raíz, y hacia el exterior por las llamadas hifas extrarradicales. Su desarrollo inicia con el establecimiento

exitoso de la asociación; a continuación, el hongo comienza a modificarse para así adquirir un mayor vigor en la exploración de volumen de suelo y absorber ciertos nutrientes como P, N, Zn, K, S y agua, aunque los procesos de absorción nutricional más conocidos son los del N y P (Wang *et al*, 2017; Bago, 2000; Barrera, 2009; Parniske, 2008).

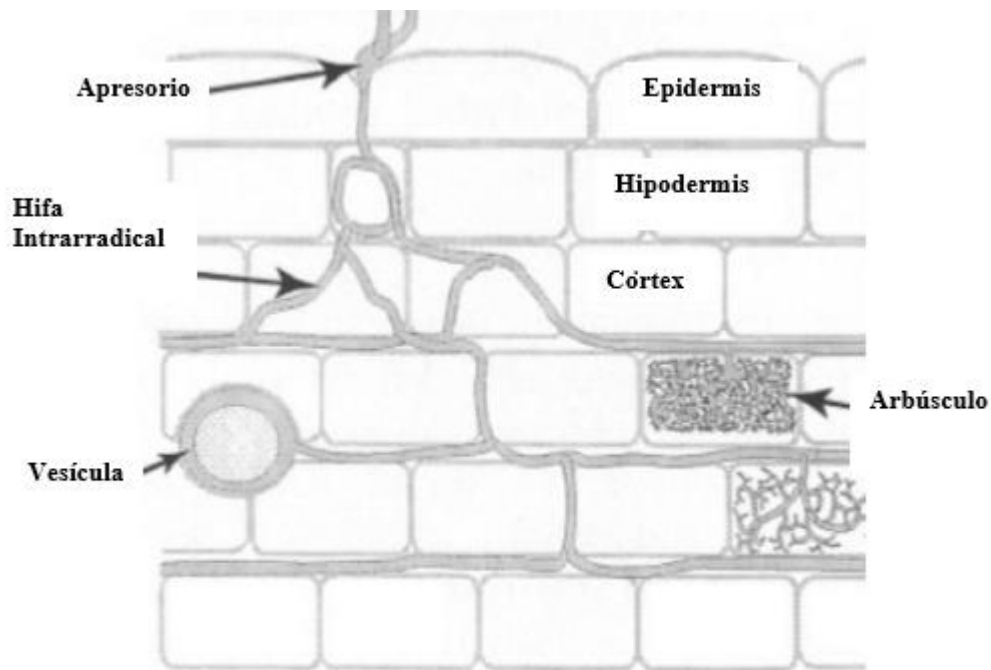


Figura 3. Desarrollo de hifas intrarradicales y formación de arbúsculos en la micorriza arbuscular (Brundrett y Abbott, 2002).

La interfase simbiótica y el papel de los transportadores de membrana

La transferencia de C y otros nutrientes ocurre en la interfase simbiótica arbuscular, que es el espacio entre las dos membranas de los simbioses (Fernández, 2003; Parniske, 2008). El C es liberado en forma de sacarosa en el espacio periarbuscular; después se fracciona en hexosas para posteriormente ser adquirido por el hongo gracias al transportador de monosacáridos presente en la membrana fúngica. Hay algunos indicios de que el transportador de monosacáridos transporta hexosas a través de la interfase simbiótica; esta permeasa cotransporta protones y glucosa, manosa, galactosa o fructosa, desde la matriz de la interfase hasta la célula fúngica (Schüßler *et*

al., 2006). Una vez que las hexosas alcanzan el citoplasma del hongo, son convertidas en gránulos de glucógeno y gotas de triglicéridos, los cuales son transportados a larga distancia por la red del micelio (Camarena, 2012; Parniske, 2008).

El P es un macronutriente fundamental para todos los organismos y es la base para diversas funciones; es parte de la estructura clave en los ácidos nucleicos, fosfolípidos y varias enzimas y coenzimas. La tasa de absorción del ion fosfato por el crecimiento de las raíces es mucho mayor que la tasa de difusión del fosfato en el suelo, lo que provoca la formación de una zona de agotamiento alrededor del sistema radicular, provocando una limitación en la captación del P (Karandashov y Bucher, 2005; Parniske, 2008). El desarrollo de la micorriza facilita la adquisición de fosfato soluble gracias al micelio extrarradical del HMA, el cual crece mucho más allá de la zona de agotamiento, alcanzando el fosfato soluble. Este proceso comienza con el movimiento del ion fosfato del suelo a la raíz a través del micelio externo; su absorción y transporte es regulado por transportadores de fosfato H^+ ATPasa, situados en el micelio externo (Fernández, 2003; Rausch *et al.*, 2001). Diversos ensayos de transporte de fosfato indicaron que los transportadores generalmente muestran una afinidad alta por este ion (Javot *et al.*, 2007). El ion fosfato es convertido a polifosfatos de cadena corta que son trasladados por medio de vacuolas móviles fúngicas hasta las hifas intrarradicales; los polifosfatos son hidrolizados por el complejo enzimático fosfatasa que se encuentran en las células intrarradicales, hasta llegar a los arbusculos (Karandashov y Bucher, 2005; Parniske, 2008).

Una vez que el fosfato llega al arbusculo y se libera en la interfase simbiótica, una H^+ ATPasa presente en la membrana vegetal expulsa protones desde el interior de la célula vegetal hacia esta interfase utilizando ATP como fuente de energía. En consecuencia, se genera un gradiente de concentración de protones y un potencial de membrana a ambos lados de la membrana vegetal, lo que origina un potencial electroquímico de protones. El movimiento de los protones a favor de su concentración y los gradientes electroquímicos facilitan su cotransporte junto con el fosfato, aún en contra del gradiente de concentración, desde la interfase simbiótica hacia el citoplasma vegetal a través del transportador de fosfato situado en la membrana vegetal periarbuscular (Karandashov y Bucher, 2005).

El fosfato es movilizado por transportadores específicos presentes en la membrana vegetal (Fernández, 2003; Parniske, 2008).

El N también es captado por las hifas extrarradicales, movilizado por transportadores específicos de amonio, nitrato o aminoácidos, transportándolo principalmente como arginina. Ya dentro de la hifa intrarradical, el N se transforma en urea y es liberado en la interfase simbiótica para ser adquirido directamente por la planta o proceder a una transformación en amonio (Fernández, 2003).

Vesículas

Otra de las estructuras clave de la MA son las vesículas, es decir, células fúngicas de almacenamiento que contienen en su interior gránulos de fosfolípidos como material de reserva. Las vesículas se forman debido al hinchamiento generalmente de una hifa terminal; en el caso de *Gigaspora* y *Scutellospora* se forman células auxiliares en el exterior de la raíz (Fernández, 2003; Parniske, 2008).

Los hongos micorrízico arbusculares en unidades de producción agrícola

El efecto de los HMA en cultivos agrícolas se ha basado en evaluar distintos indicadores tales como la infectividad o capacidad micotrófica, que de acuerdo con Lovera y Cuenca (2007) y Thougnon *et al.* (2014) se refiere a la presencia y persistencia del hongo en la raíz del hospedero. Dicha infectividad se ha evaluado en diversos estudios por medio de la colonización micorrízica que se caracteriza por un conteo total de estructuras (hifas, vesículas y arbusculos) o conteo solamente de arbusculos en las raíces del hospedero. Al contabilizar las estructuras de este simbionte se puede determinar el grado de micorrización en cultivos de interés agronómico que define el comportamiento de esta asociación bajo condiciones de manejo imperantes. La colonización micorrízica se puede ver afectada y modificada por dos factores: los recursos de P y N del medio y la composición y distribución del inoculante micorrízico (Furrazola *et al.*, 2016). Otro aspecto a tomar en cuenta para la evaluación de la inoculación micorrízica en unidades de producción agrícola es la efectividad que se basa en indicadores del desarrollo fisiológico y rendimiento del hospedante (Pentón *et al.*, 2013; Trejo *et al.*, 2011): concentración de P y N disponible, biomasa aérea y radicular, así como tamaño y calidad del fruto (Liu *et al.*, 2016; Qiao *et al.*, 2016; Bona *et al.*, 2017; Robles *et al.*, 2013).

Los HMA han sido primordiales en procesos evolutivos y de adaptación de las plantas; por ejemplo, tienen la gran cualidad de modificar los exudados radicales y del mismo micelio fúngico, con lo cual estimulan el desarrollo de bacterias benéficas para la planta, algunas del género *Pseudomonas*. Esta modificación en la rizosfera contribuye en forma significativa con el control biológico de algunos fitopatógenos como *Phytophthora infestans*, *Fusarium*, *Rhizoctonia* y *Sclerotium* (Alarcón, 2007). De igual manera, los HMA ayudan a que las plantas se adapten a condiciones abióticas adversas al mostrar un efecto amortiguador contra el estrés salino (Harris *et al.*, 2009; Balliu *et al.*, 2015; Ávila *et al.*, 2015; Qiao *et al.*, 2016; Hajiboland, 2013). En un estudio realizado por Díaz *et al.* (2015) se observó un mayor rendimiento en grano de trigo inoculado con un HMA (*Rhizophagus irregularis*) y fertilizado químicamente al 50 %, en comparación con otro en igualdad de condiciones, pero con fertilización química al 100 %.

Efecto fisiológico y nutricional de los HMA en el cultivo de jitomate

Algunos reportes acerca del funcionamiento de la MA en jitomate señalan que la inoculación con HMA aumenta el tamaño del fruto y permite un mayor rendimiento (Cuadro 1). Algunas cepas de *Rhizophagus irregularis* (conocido previamente como *Glomus intraradices*) han demostrado eficiencia en la productividad de jitomate variedad Amalia en comparación con un jitomate no inoculado con valores de 58.7 y 44.1g de masa fresca de fruto, respectivamente (Ley *et al.*, 2015). La colonización micorrízica se ve beneficiada cuando existe una reducida capacidad de intercambio de bases (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^{+} y Na^{+}) y C orgánico en el suelo (Nelson y Nelson, 2015). De acuerdo con Vázquez *et al.* (2016), la inoculación micorrízica arbuscular aumenta la altura de la planta, la biomasa y el rendimiento de un jitomate híbrido inoculado con HMA (*Rhizophagus irregularis*, *Funneliformis mosseae* y *G. aggregatum*) en comparación con uno no micorrizado. A pesar de esto, la micorrización no siempre ocasiona un mayor rendimiento debido a que el efecto en invernadero depende de la procedencia de la cepa del HMA, de la especie vegetal, de las condiciones de crecimiento y de los fotoasimilados que la planta transfiere al hongo; la eficiencia en el uso de la energía y del C determina el éxito de la asociación, ya que la planta puede proveer de más fotoasimilados al HMA (Harris *et al.*, 2009; Ávila *et al.*, 2015; Nelson *et al.*, 2015). Algunos resultados de campo obtenidos por Ávila *et al.* (2015) no muestran diferencias significativas en la altura de las plantas inoculadas con HMA (*Rhizophagus irregularis* y consorcios nativos) y no inoculadas debido a que algunas fitohormonas se enfocan en regular el

establecimiento del HMA en la planta (Bucher *et al.*, 2014; Pozo *et al.*, 2015). También se observó en una recopilación realizada por Geel *et al.* (2016) que la combinación de HMA con composta propicia un incremento en el peso de los frutos de jitomate. Por otra parte, la biomasa total de la cosecha en jitomate fue en promedio 34.9% mayor en las plantas inoculadas, en comparación con las no inoculadas. Esto fue atribuido a que los HMA influyeron positivamente en el aumento de la concentración de las hormonas de crecimiento, como el ácido indol 3-acético y el ácido giberélico en la planta de jitomate, y al incremento de la actividad fotosintética debido a una mayor fijación de CO₂ (Geel *et al.*, 2016; Nelson y Nelson, 2015).

Cuadro 1. Efectos benéficos observados de HMA en variedades mejoradas de jitomate en sustrato conformado por composta

Autores	Inoculante	Condiciones	Variables consideradas	Efecto observado	Colonización (%)
Balliu <i>et al.</i> (2015)	Consorcio de <i>Glomus</i>	Estrés salino en invernadero	Materia seca de raíces	Efecto amortiguador del estrés salino	No se midió
Vázquez <i>et al.</i> (2016)	<i>Rhizophagus irregularis</i> , <i>Funneliformis mosseae</i> , <i>Glomus aggregatum</i>	En invernadero	Peso del fruto, peso del fruto por planta y altura de la planta	Incremento del peso del fruto	No se midió
Hart <i>et al.</i> (2015)	<i>Rhizophagus irregularis</i> , <i>Funneliformis mosseae</i>	En invernadero	Materia seca, vitaminas, minerales y antioxidantes	Incremento en carotenoides (licopeno), nutrimentos (N, P y Cu) y compuestos volátiles	<i>R. irregularis</i> (80), <i>F. mosseae</i> (25), ambos (95)
Shrivastava <i>et al.</i> (2015)	<i>Rhizophagus intraradices</i>	En invernadero	Terpenoides	Aumento de la respuesta de defensa contra	No se midió

				insectos herbívoros	
Geel <i>et al.</i> (2016)	<i>Glomus</i> , <i>Funneliformis</i>	En campo	Peso del fruto	Incremento del peso del fruto	No se midió
Ley <i>et al.</i> (2015)	<i>Glomus clarum</i> , <i>Rhizophagus</i> <i>irregularis</i>	En invernadero	Altura de planta, diámetro de tallo, cantidad de flores y frutos	Incremento del índice de cosecha (número de frutos)	<i>G. clarum</i> y <i>R.</i> <i>irregularis</i> (superiores a 63)
Ávila <i>et al.</i> (2015)	<i>Rhizophagus</i> <i>irregularis</i> , consorcio nativo	En invernadero	Altura de planta, diámetro de tallo, longitud de raíz, peso seco de raíz y parte aérea	Mejor estado nutrimental del tomate, incremento en vitamina C	<i>R. irregularis</i> (35), consorcio nativo (45)

PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN

¿Existe capacidad micotrófica y efectividad de la inoculación micorrízico arbuscular en jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) tipo riñón bajo condiciones de invernadero?

HIPÓTESIS

La inoculación de hongos micorrízico arbusculares, en combinación con dosis reducidas de nitrógeno y fósforo, promoverá un mayor desarrollo y contenido de nutrimentos en el cultivo de jitomate tipo riñón

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Evaluar la capacidad micotrófica y efectividad que ejerce la inoculación micorrízico arbuscular en un cultivo de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) tipo riñón bajo condiciones de invernadero.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Determinar el porcentaje de colonización micorrízica en las plantas de jitomate durante la floración
2. Evaluar variables fisiológicas de crecimiento y productividad durante la floración y la etapa de producción, respectivamente
3. Determinar el efecto de los hongos micorrízico arbusculares sobre algunas variables físico-químicas de calidad bromatológica de los frutos en seco y húmedo del jitomate
4. Evaluar económicamente el rendimiento de jitomate con base en el peso seco

MATERIALES Y MÉTODOS

Procedencia y caracterización del inóculo micorrízico

El inoculante que se empleó, constituido por sustrato, raíces colonizadas por HMA y propágulos fúngicos desnudos, fue proporcionado por el Dr. Santos Carballar Hernández y por el Dr. Alejandro Alarcón del Área de Microbiología del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo. El inoculante fue recolectado de la rizosfera de "chile poblano" (*Capsicum annuum* L.) en un agroecosistema con manejo agronómico moderado de Santa María Zacatepec, en el estado de Puebla, donde el P disponible afectó la distribución y abundancia de especies fúngicas (Carballar *et al.*, 2017)

Se cuantificó el número de esporas en el inoculante, constituido por un consorcio fúngico, mediante una extracción de esporas a partir de 5 g de suelo seco según el método de tamizado en

húmedo y decantación propuesto por Gendermann y Nicholson (1963). A continuación, se realizó un conteo visual de las esporas en microscopio estereoscópico en cajas de Petri, cuyo total aproximado fue de 200 esporas en 5 g del inoculante. El nivel de colonización radical del inoculante resultó ser de un 43 % de acuerdo con la metodología empleada por Phillips y Hayman (1970), que requirió el montaje de raíces teñidas en portaobjetos para ser observadas por medio del microscopio óptico.

Fueron identificadas las especies de HMA contenidas en el inoculante mediante una caracterización morfológica de las esporas, de acuerdo con la página electrónica del International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi (invam.wvu.edu), donde las variables evaluadas fueron el tamaño de la espora, la ornamentación de la hifa sostén, el color y la reacción al reactivo de Melzer (INVAM, 2016). Las especies identificadas dentro del inoculante fueron *Claroideoglomus claroideum* y *Funneliformis mosseae*.

Ubicación del sitio para el trabajo experimental

La presente investigación se realizó en dos etapas. La primera de ellas concierne la puesta en marcha de un experimento en un invernadero para el cultivo del jitomate (del mes de mayo al mes de noviembre de 2017), ubicado en la colonia Zapotitlán en la Delegación Tláhuac, CDMX, situado en las coordenadas 19° 20' y 19° 11' latitud norte y entre 98° 56' y 99° 04' longitud oeste a una altura de 2,250 msnm. La segunda etapa se llevó a cabo en los laboratorios de micología, bromatología y edafología de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco.

La calidad del agua de riego

Para determinar las características del agua de riego, se llevó a cabo un análisis de las variables de interés con el instrumento analítico de aguas marca HACH modelo DR1900, E.U.A. En dicho análisis las variables pH, así como la concentración de nitratos y de ortofosfatos estuvieron dentro de un intervalo sin riesgos (Cuadro 2). Sin embargo, los niveles de nitritos se ubicaron por encima del umbral permisible de acuerdo con la NORMA OFICIAL MEXICANA NOM-127-SSA1-1994, "salud ambiental, agua para uso y consumo humano-límites permisibles de calidad y tratamientos a que debe someterse el agua para su potabilización" y la Ley Federal de Derechos de Agua, 2009 (Sarabia *et al.*, 2011).

Cuadro 2. Calidad de agua de riego de acuerdo con la NORMA OFICIAL MEXICANA NOM-127-SSA1-1994.

Parámetro del agua para uso agrícola	Deseado	Observado
pH	6.5-8.5	8
Nitratos	<10 mg/l	3.4 mg/l
<u>Nitritos</u>	<u><0.05 mg/l</u>	<u>1.24 mg/l</u>
Ortofosfatos	<0.10 mg/l	0.6 mg/l

Desarrollo experimental

La unidad experimental (UE) consistió en una planta de jitomate tipo riñón establecida en una bolsa de polietileno negro con capacidad para 4 l de tezontle fino con una granulometría entre 3 y 6 mm, como sustrato (Trejo *et al.*, 2013). Este sustrato se caracteriza por ser inerte, tener una gran capacidad de retención de humedad, aireación y ser económicamente accesible (Pérez y Castro, 2011). Dicho sustrato fue desinfectado mediante una solarización, procedimiento que permite aumentar la temperatura arriba de los 55 °C, debajo de un plástico transparente de 100 µm de espesor durante 5 días, para eliminar microorganismos patógenos (INIFAP, 2014; Vázquez *et al.*, 2010).

Asignación de tratamientos

La asignación de tratamientos a cada UE fue completamente al azar (14 plantas por tratamiento). El genotipo del jitomate fue de tipo indeterminado (crecimiento ilimitado) y se cultivó a un solo tallo, apoyado por rafia como tutor para sostener su crecimiento. Además, la distancia entre plantas fue de 25 cm para evitar obstrucción de luz entre ellas y para conseguir UEs independientes.

Extracción de semillas, inoculación micorrízica y fertilización

Las semillas del jitomate tipo riñón fueron extraídas de frutos sanos provenientes de un cultivo del estado de Oaxaca, tomadas de un mismo fruto para reducir la variabilidad genética; la

extracción fue de manera manual, las semillas se depositaron en papel absorbente para después ser secadas a temperatura ambiente durante un día. Un ensayo preliminar de germinación en condiciones de invernadero con temperatura entre 17 y 30 °C, y una humedad relativa entre 40 y 80 %, reveló un porcentaje de germinación del 87% a los 18 días.

Para el experimento, las semillas fueron desinfectadas con una solución de hipoclorito de sodio al 5% durante 10 min, se enjuagaron tres veces con agua esterilizada y posteriormente se secaron a temperatura ambiente. Una vez transcurridas 24 h se inició la germinación de las semillas en un sustrato comercial esterilizado (Mezcla Sunshine No. 3), compuesto por “peat moss” para permitir una adecuada retención de agua, y vermiculita fina para favorecer un mayor drenaje (Pérez y Castro, 2011); fue utilizada una charola de poliestireno expandido de 200 cavidades previamente desinfectada con hipoclorito de sodio al 5% durante 10 min y enjuagada con agua esterilizada para retirar el exceso de cloro. Se sembró una semilla por cavidad a 0.5 cm de profundidad con una pinza desinfectada y se cubrió con una ligera capa del sustrato. El riego se efectuó de manera manual a punto de saturación con agua común esterilizada cada tercer día desde la siembra hasta el momento del trasplante. El trasplante de todas las plantas, en todos los tratamientos, se llevó a cabo el 14 de junio de 2017, 46 días después de la siembra y entonces se efectuaron riegos con agua común a punto de saturación.

La aplicación del inoculante micorrízico se realizó en el momento del trasplante a una dosis de 5 g por maceta, es decir, con 200 esporas aproximadamente más raíces colonizadas por HMA y propágulos fúngicos desnudos. La inoculación micorrízica se hizo en el centro de la maceta donde se colocaron las plántulas (una plántula por maceta); en esta etapa se realizó una medición inicial de la altura de la planta desde la base del tallo hasta el ápice y otra del grosor del tallo. Durante la primera semana después del trasplante sólo se realizaron riegos sin fertilización para promover una adecuada colonización de los HMA. Debido a que el sustrato no provee nutrimentos se fertilizó mediante riego a partir de la segunda semana del trasplante, aplicando la solución nutritiva para producción intensiva de jitomate de acuerdo con Pérez y Castro (2011). Esta solución nutritiva se preparó con base en 1.36 g/10 l fosfato monopotásico (KH_2PO_4), 2.61 g/10 l sulfato de potasio (K_2SO_4), 4.92 g/10 l sulfato de magnesio (MgSO_4), 3.03 g/10 l nitrato de potasio (KNO_3), 10.62 g/10 l nitrato de calcio $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, 0.5 g/10 l sulfato ferroso (FeSO_4), 0.05 g/10 l sulfato de manganeso (MnSO_4), 0.02 g/10 l sulfato de zinc (ZnSO_4) y 0.02 g/10 l sulfato de

cobre (CuSO₄). La aplicación de la solución nutritiva se hizo de acuerdo con las dosis nitrogenadas y fosfatadas establecidas en cada tratamiento, como se especifica en el cuadro 3.

Cuadro 3. Tratamientos de acuerdo con las dosis nitrogenadas y fosforadas y la inoculación micorrízica.

TRATAMIENTOS	NITRÓGENO (%)	FÓSFORO (%)	INOCULANTE MICORRÍZICO
HMA 50/50	50	50	Presente
HMA 50/75	50	75	Presente
HMA 75/50	75	50	Presente
HMA 75/75	75	75	Presente
HMA 100/100	100	100	Presente
100/100	100	100	Ausente

Fertirrigación, control de plagas y enfermedades y condiciones del invernadero

Las fertirrigaciones de las plantas, realizadas a punto de saturación, se efectuaron todos los días, una vez al día aproximadamente al medio día. Para disminuir los riesgos de daños causados por hongos, bacterias y mosquita blanca en las UEs, se aplicaron extractos vegetales cada tercer día, alternando ajo (*Allium sativum* L.) e higuierilla (*Ricinus communis* L.). Ambos extractos ocasionan una hiperexcitación de la mosquita blanca, provocan un colapso de su sistema nervioso hasta llegar a la muerte, además de que el ajo posee propiedades fungicidas y bactericidas (Toledo, 2008). Las temperaturas mínima y máxima registradas con un higrotermómetro en el invernadero durante todo el experimento fueron 9 y 43 °C, mientras que la humedad relativa varió entre 20 y 95 %.

Determinación de la capacidad micotrófica arbuscular en raíces durante la floración

La capacidad micotrófica se evaluó mediante la colonización micorrízica, la cual se centra en la observación de las estructuras fúngicas dentro de la raíz (hifas aseptadas, vesículas y arbusculos). Se aplicó el método de Phillips y Hayman (1970), considerando el montaje de 30 segmentos de raíces clareadas con KOH al 10% durante 30 min a 120 °C, y teñidas con azul de tripano al 0.05 % en lactoglicerol durante 10 min a 120 °C. Las raíces teñidas se colocaron en portaobjetos, se cubrieron con lactoglicerol y con un cubreobjetos para enseguida evaluar la presencia o ausencia de estructuras micorrízicas (hifas, vesículas, arbusculos) por segmento (Thougnon *et al.*, 2014). Los cálculos de la micorrización se hicieron con base en la siguiente fórmula:

$$\text{Porcentaje de colonización total} = \frac{\text{Número de segmentos colonizados}}{\text{Número de segmentos totales}} \times 100$$

Evaluación de variables fisiológicas de crecimiento y productividad

Altura y diámetro de la planta

Se realizaron 5 lecturas de altura y diámetro de tallo cada 15 días después del trasplante (DDT) en 5 plantas por tratamiento. La altura de la planta fue estimada con un flexómetro desde la base del tallo hasta el ápice de la rama más alta; el diámetro del tallo se midió en la base del mismo mediante un vernier (López *et al.*, 2015; Juárez *et al.*, 2012).

Días a floración y a formación de fruto

Se cuantificaron los días a floración por planta, que es el tiempo cuando el 50 % de las flores del primer racimo presentaron apertura floral. Asimismo, fueron registrados los días a formación de fruto, que es el tiempo cuando el primer racimo presentó el 50 % de fructificación (Bonilla *et al.*, 2014).

Biomasa aérea (tallo y hojas)

Se consideraron 5 plantas por tratamiento, las cuales se cortaron de la base del tallo, se pesaron en fresco y se estimó la biomasa aérea por el método gravimétrico utilizado por Ávila *et al.*

(2015), mediante el secado de las muestras en un horno a 60 °C en bolsas de papel durante 48 h hasta obtener peso constante.

Preparación de las muestras para la extracción de nutrimentos

Las muestras (hojas y tallos) fueron lavadas con agua destilada. Después se secaron dentro de bolsas de papel en una estufa a 60° C, hasta obtener peso constante. Una vez secas, se molieron a un tamaño de partícula de 0.5 mm (Ávila *et al.*, 2015).

Extracción de nitrógeno total, carbono total y fósforo total

La extracción de nutrimentos se llevó a cabo en las hojas por ser el órgano con mayor acumulación (Betancourt y Pierre, 2013).

El contenido total de N y C foliar se cuantificó mediante el analizador elemental orgánico (Thermo Scientific, E.U.A.) en 4 plantas por tratamiento durante la etapa de floración al segundo racimo.

El P foliar se evaluó en 3 g por muestra ($n = 3$) mediante el método de colorimetría (Betancourt y Pierre, 2013) con molibdovanadato de amonio donde se realizaron lecturas en un espectrofotómetro (Milton Roy Spectronic 21 D, E.U.A) a una absorbancia de 400 nm. Se emplearon las siguientes fórmulas para extrapolar los valores de absorbancia con la curva patrón (pendiente: 75.3714 y constante de la recta: - 0.048), cuyas concentraciones fueron de 0.001 a 0.007 mg/ml.

$$\text{mg de fósforo /ml} = \frac{\text{Absorbancia} - b}{m}$$

b = Constante de la recta

m = Pendiente de la recta

$$\text{mg de fósforo /ml} = \frac{(\text{mg de fósforo /ml}) \times (\text{factor de dilución}) \times (100)}{\text{Peso de la muestra (mg)}}$$

(100 ml X 50 ml)

Factor de dilución = -----

1 ml

Reducción de contaminación nitrogenada

Para determinar esta variable, se cuantificó la extracción de N total expresado en mg/1 g de materia seca por tratamiento. Dicha acción permitió observar la facultad con la que cuentan los HMA para transferir N a la planta y reducir los volúmenes de fertilizantes nitrogenados utilizados, principalmente.

Indicadores de la calidad de los frutos en húmedo

Para los siguientes análisis se utilizaron jitomates del segundo racimo en estado de madurez organoléptica. Dicho estado representa los últimos estadios de crecimiento y desarrollo de los frutos y el inicio de la senescencia que se caracteriza por cambios de color, olor, textura y composición (Barret *et al.*, 2010). Se incluyó un tratamiento 7 consistente en un jitomate maduro comercial, tipo “saladette”, de la zona metropolitana de la Ciudad de México, como referencia.

Índice de acidez o pH

La acidez es medida por la actividad del ion hidrógeno y se indicó por el método del potenciómetro ($n = 3$); el potenciómetro se calibró con una solución amortiguadora a pH 7.

Los sólidos solubles totales (° Brix)

Estos fueron determinados en cada fruto ($n=3$) partiéndolo por la mitad, de la cual se extrajo una gota de jugo para después ser medido con un refractómetro digital (HANNA, HI 96801, E.U.A.) que marcó una lectura con su respectiva temperatura actual.

Azúcares reductores directos (Método de Lane – Eynon)

El método de Lane –Eynon se aplicó para la determinación de azúcares ($n = 3$) simples de bajo peso molecular. Se usó azul de metileno como indicador interno. El método consiste en una reducción del ion cúprico complejo con el ion tartrato en medio alcalino (color azul) a ion cuproso (rojo ladrillo) que se precipita.

Indicadores de la calidad de los frutos en seco

Materia seca

Este indicador se midió a través del método gravimétrico ($n = 6$), donde se sometieron los frutos a 60°C en una estufa durante 36 h hasta obtener peso constante. La materia seca se estimó a partir de los resultados de peso seco y fresco y se expresó en porcentajes según la siguiente fórmula: $P_m(\text{MS}) = (m(\text{MS})/m(\text{MH})) \times 100$

$P_m(\text{MS})$ = Porcentaje en masa de la muestra seca

$m(\text{MS})$ masa total de la muestra seca

$m(\text{MH})$ = masa total de la muestra húmeda

Determinación de cenizas totales

El fundamento de esta determinación se basa en someter la muestra ($n = 3$) a combustión entre los 550 y 600°C ; así la muestra orgánica es oxidada y las cenizas resultantes son consideradas como la parte mineral del fruto. Se determinó de acuerdo con la siguiente fórmula:

$\% \text{Cbs} = \text{PC} \times 100 / \text{PM}$

PM = Peso de muestra (g)

PC = Peso de las cenizas (g)

$\% \text{Cbs}$ = Porcentaje de cenizas en base seca

Determinación de fibra cruda

Esta es considerada como la porción indigerible de los alimentos y está constituida principalmente por celulosa, hemicelulosa y lignina. Los tres son polímeros estructurales que se encuentran en las paredes celulares de los vegetales.

El método consiste en someter la muestra seca y desengrasada ($n = 3$) a una primera digestión ácida y posteriormente a una segunda digestión alcalina. La materia orgánica del residuo se considera la fibra cruda.

Cálculos

$$PF = PCMAI - PCMDI$$

PF = Peso de la fibra

PCMAI = Peso de crisol con muestra antes de incinerar (g)

PCMDI = Peso de crisol después de incinerar (g)

$$\% \text{ FCsyd} = \frac{PF \times 100}{PM}$$

% FCsyd = Porcentaje de fibra cruda seca y desengrasada

PF = Peso de fibra (g)

PM = Peso de muestra (g)

Rendimiento del jitomate

Para cuantificar el rendimiento del jitomate tipo riñón se registró el peso fresco de frutos hasta el segundo racimo por planta ($n = 6$).

Valorización del jitomate con base en peso seco

Se realizó una comparación monetaria entre los diferentes niveles de fertilización utilizados por tratamientos. Además, el costo de fertilización/tratamiento fue comparado con el rendimiento en materia seca de fruto (g)/tratamiento ($n = 6$).

Análisis estadístico

Los datos fueron objeto de estadística descriptiva; asimismo, se verificaron en cuanto a su distribución normal y la homogeneidad de las varianzas. Después se analizaron estadísticamente a través de un análisis de varianza simple y a aquellas con diferencias significativas se les aplicó una prueba de Tukey ($p \leq 0.05$), con el programa estadístico IBM SPSS Statistics for Windows, Version 22.0.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Porcentaje de colonización micorrízica en las plantas de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) durante la floración

La capacidad micotrófica, evaluada a través de la colonización fúngica radicular, mostró un menor porcentaje con la dosis más elevada de fertilización nitrogenada y fosforada (HMA 100/100). En este caso, así como en todos los demás donde se apreció colonización, las únicas estructuras fúngicas presentes fueron hifas aseptadas y vesículas, con una ausencia de arbusculos. Los tratamientos HMA 50/50, HMA 50/75, HMA 75/50 y HMA 75/75 mostraron significativamente ($p \leq 0.05$) la colonización más alta, entre el 15 y el 17 % (Figura 4). Nelson y Nelson (2015) demostraron que la colonización micorrízica se ve beneficiada cuando existe una reducida cantidad de nutrimentos en el suelo. A pesar de que estos valores de colonización fueron inferiores al 30 %, se apreciaron diferencias estadísticas significativas en el rendimiento del jitomate, así como en el pH, en los sólidos solubles totales y en los azúcares reductores directos del fruto, como se verá más adelante. Lo anterior coincide con Njeru *et al.* (2017) y respalda lo reportado por Tapia *et al.* (2010) quienes mencionan que los conceptos de infección y efectividad no están relacionados directamente; existen hongos que colonizan en menor nivel (15-30 %) y reflejan beneficios nutricionales y de desarrollo vegetal sobresalientes. En investigaciones previas se observaron algunos porcentajes de colonización de HMA en raíces de jitomate híbrido que ocasionaron que variables fisiológicas de crecimiento en la planta y nutrimentales en el fruto se beneficiaran por la simbiosis (Cuadro 1).

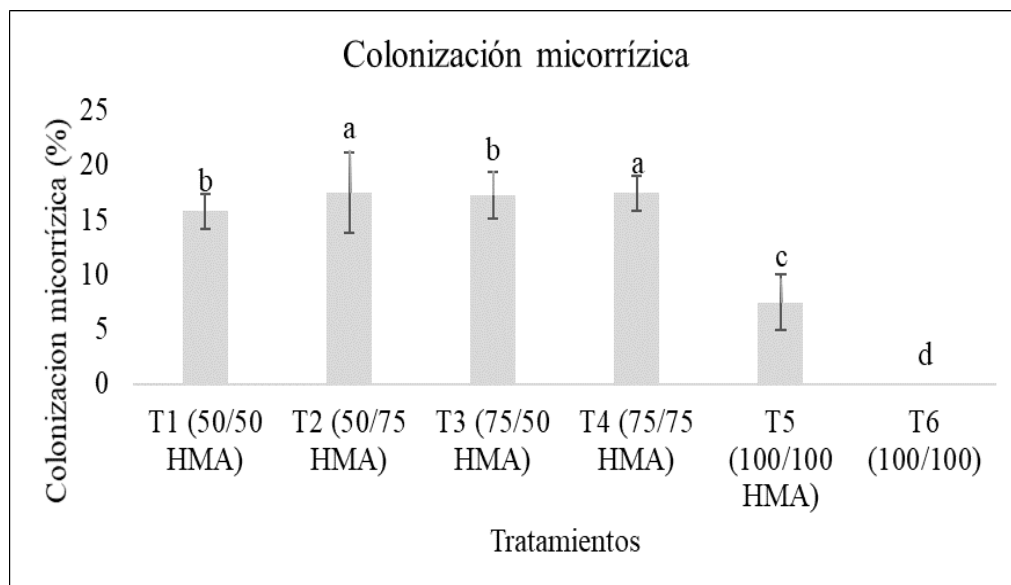


Figura 4. Porcentaje de colonización micorrízico arbuscular en jitomate tipo riñón con diferentes dosis de fertilización nitrogenada y fosforada durante la etapa de floración ($n=3$; las barras son el error estándar). Medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente, según la prueba de Tukey ($p<0.05$).

Variables fisiológicas de crecimiento y productividad durante la floración y la etapa de producción

Los efectos del inoculante a nivel fisiológico se hicieron presentes a partir del día 15 DDT. Como lo indican Ley *et al.* (2015), la interacción micorrízica requiere de un reconocimiento por parte de los simbiontes para que el HMA pueda establecerse e iniciar la colonización. A partir de los 30 DDT y durante los 45 DDT las plantas de los tratamientos HMA 75/50, HMA 75/75 y HMA 100/100 obtuvieron significativamente las mayores alturas (Figura 5). Con base en lo anterior, se puede señalar que cuando las plantas son inoculadas con HMA y disponen de suficientes nutrimentos, se favorece el crecimiento y la ramificación de las hifas que funcionan como una extensión de las raíces que permite aumentar considerablemente la superficie de captación de nutrimentos como lo reportan Balliu *et al.* (2015), Ávila *et al.* (2015) y Qiao *et al.* (2016). A los 60 días, en contraste, no se apreciaron diferencias significativas entre tratamientos en cuanto a la altura de las plantas y esto puede ser afectado por la gran exigencia de fotoasimilados durante la etapa de formación de racimos florales (Quesada y Bertsch, 2013).

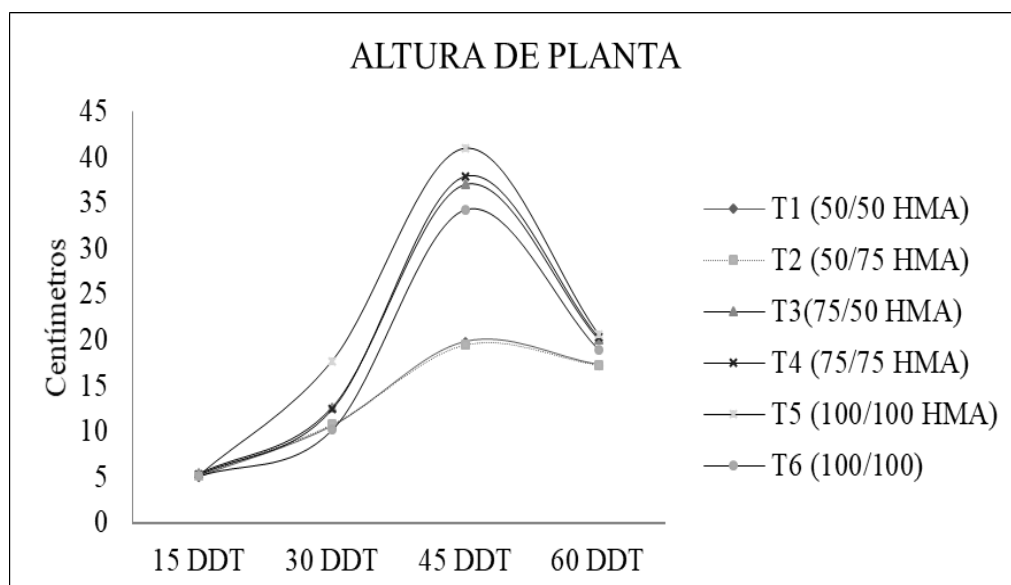


Figura 5. Tasa de crecimiento de altura de la planta en jitomate tipo riñón después del trasplante ($n=5$). Medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente, según la prueba de Tukey ($p<0.05$).

Al igual que en la altura de las plantas, en cuanto al diámetro del tallo hubo diferencias significativas a partir de los 30 DDT donde los tratamientos HMA 75/75, HMA 100/100 y HMA 75/50 obtuvieron la mayor ganancia con 3.6, 3.6 y 2.8 mm, respectivamente (Figura 6), mientras que en los tratamientos restantes la media fluctuó entre 1.2 y 1.6 mm. Este comportamiento prevaleció hasta los 45 DDT y refleja lo mencionado por Nelson y Nelson (2015) acerca de que el mayor desarrollo vegetativo de las plantas de jitomate bajo sistema protegido se ubica entre los 41 y los 55 días. Estos resultados se asemejan a lo reportado por Diaz *et al.* (2015) quienes utilizaron un inoculante (*Rhizophagus intraradices*) con fertilización química reducida al 50 % que indujo un aumento del diámetro de tallo en sorgo. Esta variable resulta ser un buen indicador de crecimiento debido a que, a mayor tamaño de diámetro de tallo se almacenan más fotoasimilados (Fraile *et al.*, 2012). A los 60 DDT no hubo diferencias significativas entre tratamientos en cuanto al diámetro de tallo en las plantas.

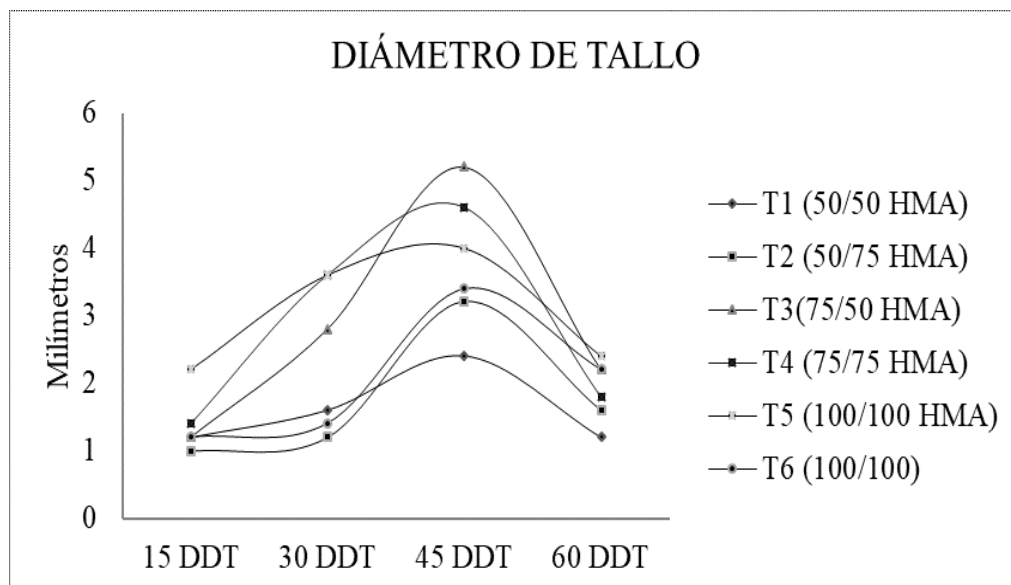


Figura 6. Tasa de crecimiento de diámetro de tallo después del trasplante ($n=5$). Medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente, según la prueba de Tukey ($p<0.05$).

La aplicación del inoculante micorrízico arbuscular constituido por *C. claroideum* y *F. mosseae* en jitomate nativo tipo riñón influyó positivamente en la efectividad, que es definida por Pentón *et al.* (2013) como una mejoría en las variables fisiológicas de crecimiento vegetal como biomasa, altura, grosor de tallo y rendimiento (Cuadro 4). Los resultados de porcentaje de humedad en el tejido aéreo no registraron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre los tratamientos; a pesar de que Yonegama *et al.* (2007) señalan que los niveles bajos de N y P aumentan la liberación de estrigolactonas y estimulan la morfogénesis de hifas que pueden lograr una mayor captación, ésta puede verse afectada por la inadecuada distribución de las hifas sin poder absorber de manera significativa algunos recursos como agua y nutrientes (Wang *et al.*, 2017; Santander *et al.*, 2017). La producción de biomasa aérea fue más elevada en los tratamientos HMA 100/100 y HMA 75/50, con 18.6 y 16 g, respectivamente, mientras que los valores más bajos se apreciaron en el tratamiento HMA 50/50, así como en el tratamiento en ausencia de inoculación micorrízica (Cuadro 4). Un alto contenido de materia seca aérea se atribuye a una mayor disponibilidad y captación de N, nutriente que está fuertemente correlacionado con un mayor desarrollo del follaje (Parra *et al.*, 2012; Kohl y van der Heijden, 2016).

Con respecto a los días a floración y a fructificación, los tratamientos HMA 75/50, HMA 75/75 y HMA 100/100 llegaron en un menor tiempo, mientras que el tratamiento sin inoculación micorrízica fue el más tardado. Los HMA en función de una fertilización adecuada propician un incremento en la actividad fotosintética, favoreciendo la fijación de dióxido de carbono en carbono orgánico, lo cual provoca que los cultivos sean más precoces en su desarrollo (Geel *et al.*, 2016; Nelson y Nelson, 2015). Para respaldar lo anterior, una raíz micorrizada transporta cuatro veces más P, nutrimento con gran demanda en etapa de floración, que una no micorrizada (Yonegama *et al.*, 2007).

Por otra parte, el rendimiento en jitomate fue más alto en las plantas inoculadas de los tratamientos HMA 75/50 y HMA 75/75 (334-341 g/racimo); en el tratamiento HMA 100/100 y en el de sin inoculación microbiana hubo 230-275 g/racimo, mientras que los tratamientos HMA 50/50 y HMA 50/75 exhibieron el rendimiento más bajo. Lo anterior se relaciona con uno de los tantos efectos de los HMA, que influyen positivamente en el aumento de la concentración de las hormonas de crecimiento, como el ácido indol 3-acético y el ácido giberélico, en la planta de jitomate (Geel *et al.*, 2016; Njeru *et al.*, (2017). Asimismo, las fertilizaciones excesivas ocasionan salinidad, la cual afecta el tamaño de los frutos como se puede apreciar en los tratamientos HMA 100/100 y 100/100 (Santander *et al.*, 2017)

Cuadro 4. Días a floración y a fructificación; biomasa aérea y porcentaje de humedad del tejido aéreo, y rendimiento de plantas de jitomate tipo riñón inoculadas con hongos micorrízico arbusculares con diferentes dosis de fertilización nitrogenada y fosforada (*, $n=10$; **, $n=5$). Medias seguidas por la misma letra en cada variable, no difieren significativamente según la prueba de Tukey ($p<0.05$).

		T1 (50/50 HMA)	T2 (50/75 HMA)	T3 (75/50 HMA)	T4 (75/75 HMA)	T5 (100/100 HMA)	T6 (100/100)
Días a floración*	a	52 ^b	52.75 ^b	44.60 ^c	39.40 ^c	40 ^c	68.50 ^a
Días a fructificación**	a	96.66 ^a	85.66 ^b	74.66 ^c	64.33 ^d	65.33 ^d	100 ^a
Biomasa aérea (g)**		11.74 ^d	12.8 ^c	16.08 ^b	13.4 ^c	18.64 ^a	11.78 ^d
Humedad del tejido aéreo (%)**		89.38 ^a	89.03 ^a	91.02 ^a	91.41 ^a	90.13 ^a	89.67 ^a
Rendimiento (g/racimo)**		161.56 ^d	167.42 ^d	341.02 ^a	334.16 ^a	274.56 ^b	230.08 ^c

El contenido de N foliar fue significativamente más alto ($p \leq 0.05$) en los tratamientos HMA 100/100 y HMA 75/75 (Figura 7); Kohl y van der Heijden (2016) señalan que *Claroideoglomus claroideum* permite que la planta adquiera una cantidad significativa de fertilizantes fácilmente lixiviables, que se encuentran fuera del alcance de la propia raíz, como lo es el NO_3 . También se

observó que el comportamiento del N no está correlacionado linealmente con la biomasa como mencionan Betancourt y Pierre (2013); el tratamiento HMA 75/50 a pesar de obtener la biomasa más alta no mostró el mayor contenido en N en las plantas (Cuadro 4).

Por otro lado, el contenido de P foliar mostrado por el tratamiento HMA 75/75 no es significativamente diferente de la adquisición de P en los tratamientos HMA 100/100 y 100/100 a pesar de contar con una mayor dosis de P (Figura 8). esto reafirma lo demostrado por Balliu *et al.* (2015), Ávila *et al.* (2015) y Qiao *et al.* (2016) quienes demostraron que el desarrollo de la micorriza tiene un mayor funcionamiento en sustratos con baja disponibilidad de P, lo que facilita la adquisición de fósforo soluble más allá de la zona de agotamiento gracias al micelio micorrízico extrarradical. La adquisición de P foliar de los tratamientos HMA 50/50, HMA 50/75 y HMA 75/50 estuvo correlacionada con el nivel de fertilización fosforada y mostraron diferencias significativas con respecto a los tratamientos HMA 75/75, HMA 100/100 y 100/100. Cabe señalar que los fertilizantes aplicados en fertirriego tienden a lixiviarse y no se aprovechan de manera óptima. En cuanto al contenido de N y P foliar y el uso de HMA, Balliu *et al.* (2015), Ávila *et al.* (2015), Qiao *et al.* (2016) y Blanke *et al.* (2005) señalan que la efectividad de los HMA se ve favorecida a concentraciones bajas de P y reducidas de N, lo cual coincide con los resultados de este estudio.

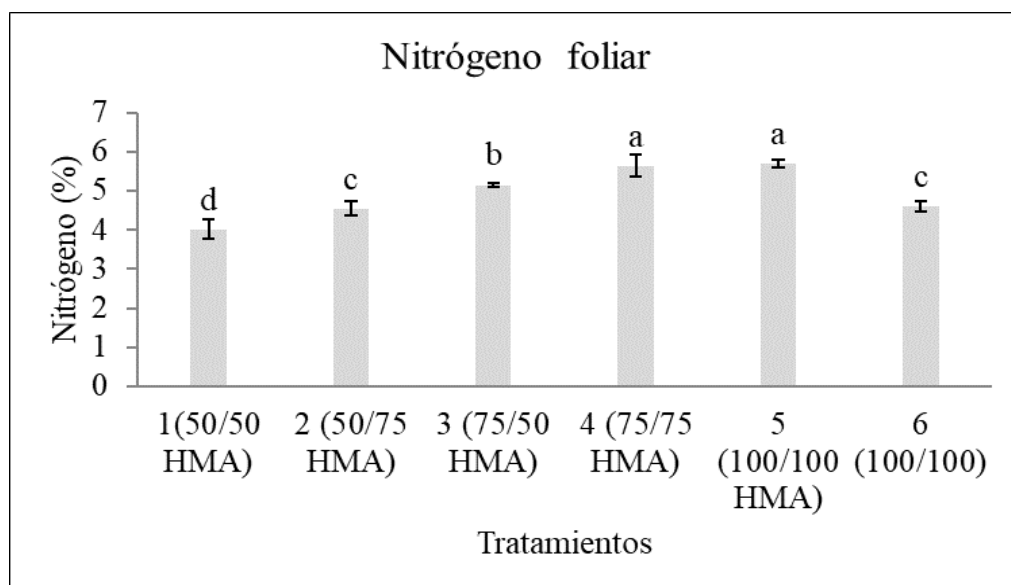


Figura 7. Contenido de nitrógeno foliar en jitomate tipo riñón durante la floración ($n=4$; las barras son el error estándar). Medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente según la prueba de Tukey ($p<0.05$).

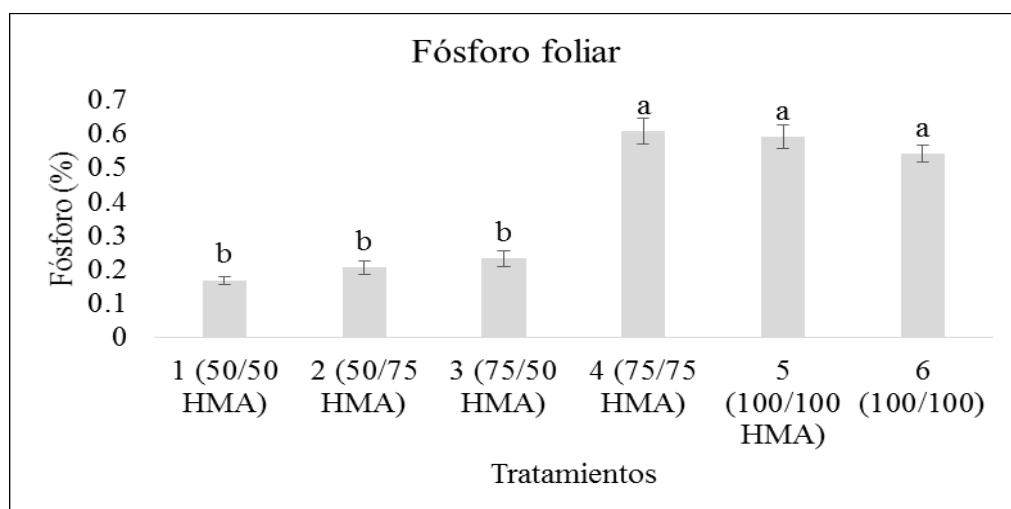


Figura 8. Contenido de fósforo foliar en jitomate tipo riñón durante la floración ($n=3$; las barras son el error estándar). Medias seguidas de la misma letra no difieren significativamente según la prueba de Tukey ($p<0.05$).

El C foliar se correlacionó positivamente con la cantidad de N foliar debido a que los HMA estimulan las tasas netas fotosintéticas y aumentan la disponibilidad de C en la planta desencadenando la absorción y el transporte de nitrógeno en la simbiosis (Samara *et al.*, 2009; Lin *et al.*, 2017; Wang *et al.*, 2017).

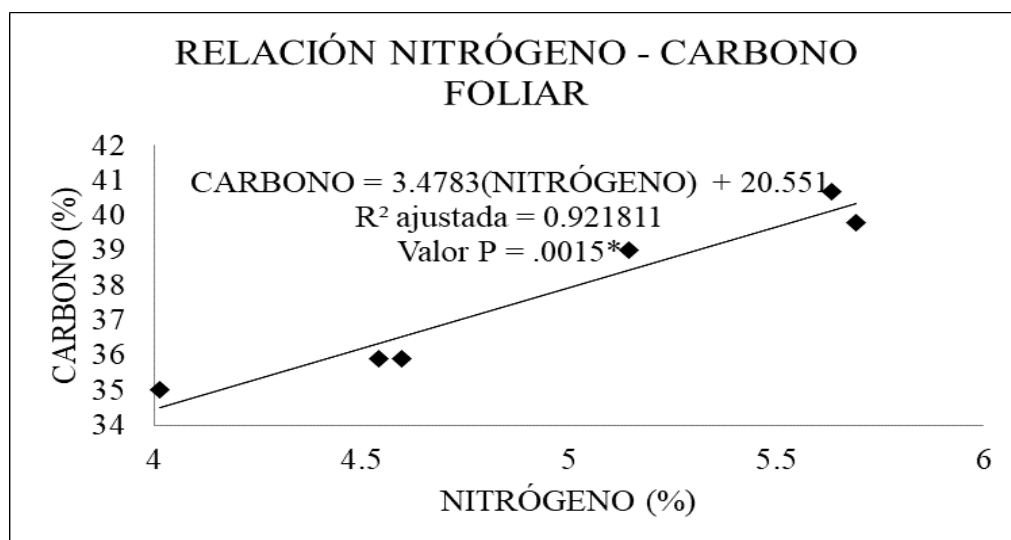


Figura 9. Correlación entre el nitrógeno y el carbono foliar en las plantas de jitomate riñón.

Variables físico-químicas de calidad bromatológica de los frutos del jitomate en seco y húmedo

El indicador pH presentó diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre tratamientos. La combinación de un inoculante micorrízico con fertilizaciones reducidas en los tratamientos HMA 50/50, HMA 50/75 y HMA 75/50 fue óptima en cuanto al pH del fruto de acuerdo con Njeru *et al.* (2017), quienes observaron un pH entre 4 y 4.5 en jitomate Río Grande inoculado con HMA. Anthon *et al.* (2011) consideran que el valor de acidez ideal para la inocuidad alimentaria es de 4.5; valores menos ácidos significarían susceptibilidad del fruto a microorganismos patógenos; quienes afectarían las cualidades organolépticas del fruto (Habiba *et al.*, 2017). Los tratamientos HMA 75/75, HMA 100/100 y 100/100 resultaron con un pH mayor a 4.6 (Cuadro 6), que va de 4.62 a 4.74; San Martin *et al.* (2012) mencionan que las fertilizaciones tienden a disminuir la acidez y perjudican la vida de anaquel del fruto.

El contenido de azúcares reductores directos (monosacáridos) fue significativamente más alto en el tratamiento HMA 75/50. Las dosis reducidas en un 25 % de N y en un 50 % de P, además de la inoculación micorrízica, aumentan las tasas netas fotosintéticas y la disponibilidad de C en forma de algunos monosacáridos (glucosa, manosa, galactosa o fructosa) en la planta (Lin *et al.*, 2017; Wang *et al.*, 2017; Camarena, 2012; Parniske, 2008). Bago *et al.* (2000) mencionan que el proceso de translocación de carbohidratos puede ser reversible; parte de los carbohidratos son absorbidos por el HMA y otra fracción es reintegrada a la planta para ser aprovechada por aquellos órganos de gran demanda como los frutos.

Los sólidos solubles totales (SST) fueron mayores en los tratamientos HMA 75/50 y HMA 75/75 lo que aumenta las cualidades organolépticas (Bonilla *et al.*, 2014). Lo anterior es similar a lo observado por Rivera *et al.* (2012) y Nelson y Nelson (2015), quienes mencionan que los HMA tienen un efecto biorregulador sobre los procesos fotosintéticos, absorción, translocación y asimilación de carbohidratos (sacarosa) en el interior de la planta (Bago *et al.*, 2000). El contenido de SST en jitomate “saladette” fue el más bajo, lo que puede deberse a un estado menor de madurez en el fruto; a este respecto, Teka (2013) señala que los azúcares en fruto aumentan conforme avanza el estado de madurez.

El contenido de minerales fue más elevado en el tratamiento HMA 100/100; esto puede ser el resultado de una mayor adquisición de fertilizantes lixiviados por las hifas de los HMA, los cuales influyen en el desarrollo de frutos y la distribución de sus fotoasimilados como lo reportan Smith y Read (2008), Parniske (2008), Kohl y van der Heijden (2016) y Balliu *et al.* (2015). El tratamiento HMA 100/100 presentó valores altos en N y P foliar lo cual podría influir en el contenido de minerales del fruto, según Quesada y Bertsch (2013). Estos resultados se asemejan a lo reportado por Balliu *et al.* (2015) y Ávila *et al.* (2015) quienes apreciaron un mayor aumento del estado nutrimental del fruto y desarrollo de la planta debido al incremento en la absorción de N y P en cultivos inoculados con HMA. El jitomate saladette obtuvo la menor concentración de minerales. Diversos autores indican que las fertilizaciones pueden afectar el contenido de minerales del fruto; el exceso de algunos de ellos como el fósforo y el potasio reducen la absorción de zinc y calcio, respectivamente, aunque en la presente investigación se desconoce el

sistema de producción del jitomate saladette debido a que fue adquirido directamente en el mercado (Sánchez *et al.*, 2014).

En cuanto al contenido de fibra cruda no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos ni con respecto al saladette. Rivera *et al.* (2012) aplicaron un consorcio de HMA en fresa y tampoco observaron diferencias significativas.

Cuadro 6. pH, azúcares reductores directos, sólidos solubles totales (SST), minerales y fibra cruda base seca de frutos de plantas de jitomate tipo riñón inoculadas con hongos micorrízico arbusculares con diferentes dosis de fertilización nitrogenada y fosforada ($n=3$). Medias seguidas por la misma letra en cada variable no difieren significativamente según la prueba de Tukey ($p<0.05$).

Variable	T1 (50/50 HMA)	T2 (50/75 HMA)	T3 (75/50 HMA)	T4 (75/75 HMA)	T5 (100/100 c/HMA)	T6 (100/100 s/HMA)	T7 comercial
pH	4.35 ^e	4.36 ^e	4.53 ^d	4.51 ^d	4.62 ^c	4.67 ^b	4.74 ^a
Azúcares reductores (%)	0.99 ^d	1.02 ^c	1.26 ^a	1.23 ^b	1.03 ^c	0.98 ^d	0.90 ^e
SST (° Brix)	6.27 ^c	6.4 ^c	7.37 ^a	7.5 ^a	6.6 ^b	6.33 ^c	4.47 ^d
Minerales (%)	10.15 ^b	8.76 ^b	10.05 ^b	9.63 ^b	11.06 ^a	9.33 ^b	7.25 ^c
Fibra cruda (%)	11.30 ^a	12.34 ^a	11.31 ^a	9.35 ^a	9.58 ^a	9.69 ^a	9.83 ^a

Valoración ecológica

La utilización de biofertilizantes con base en HMA puede contribuir en reducir la pérdida de fertilizantes químicos nitrogenados en el ambiente, especialmente nitratos, los cuales se lixivian y alteran los ciclos biogeoquímicos del suelo de acuerdo con Kohl y van der Heijden (2016). Además de la contaminación edáfica y acuática que ocasionan los fertilizantes químicos nitrogenados, se encuentran las emisiones de gases como el caso del dióxido de nitrógeno (N₂O) que propician el calentamiento global 298 veces más que el CO₂; el 50 % de las emisiones provienen de las actividades realizadas en los suelos agrícolas (fertilizaciones). Los resultados indican que el uso combinado de HMA con fertilización al 100 % y al reducir las dosis en un 25 % de N y P contribuye en atenuar el impacto agrícola en el ambiente, lo cual disminuye las cantidades de N₂O liberadas hacia la atmósfera y favorece una mayor nutrición por parte de la planta al disponer de N mineral (López *et al.*, 2018; Bender *et al.*, 2014).

Cuadro 5. Reducción de contaminación nitrogenada al disminuir los niveles de fertilización química en jitomate riñón en combinación con la inoculación con hongos micorrízico arbusculares.

TRATAMIENTO	N TOTAL (mg)/1 G DE MATERIA SECA
1) HMA 50/50	40.13
2) HMA 50/75	45.42
3) HMA 75/50	51.45
4) HMA 75/75	56.33
5) HMA 100/100	56.93
6) 100/100	45.97

Valorización económica de fertilización y rendimiento en peso seco

El costo de la fertilización se expresó de acuerdo con el porcentaje de los productos químicos empleados en los tratamientos HMA 100/100 y 100/100 los cuales requirieron de fertilizantes con una presentación de 1 kg. Además, se hicieron fertilizaciones extras de sulfato de calcio y sulfato de potasio para cubrir el potasio y calcio faltante en los tratamientos HMA 50/50, HMA 50/75, HMA 75/50 y HMA 75/75.

Después de observar que el costo de fertilización de los tratamientos micorrizados fueron superiores al testigo (Tratamiento 100/100, sin inoculación micorrízica), se extrapolo la presentación de los fertilizantes de 1 a 25 kg y se observó una reducción de los costos de fertilización en los tratamientos HMA 50/50, HMA 50/75 y HMA 75/50 con respecto a los tratamientos HMA 100/100 y 100/100 (fertilización 100%). El tratamiento HMA 75/50 mostró un contenido de 2.2 g de materia seca/fruto, similar al de los tratamientos HMA 100/100 y 100/100 con 2.27 y 2.28 g de materia seca/fruto, respectivamente (Cuadro 7). Sin embargo, los tratamientos HMA 100/100 y 100/100 incrementaron su costo de fertilización química al utilizar un mayor porcentaje de productos nitrogenados y fosfatados. El rendimiento basado en el peso seco de fruto de jitomate posee gran relevancia ya que cuenta con una gran cantidad de agua; la materia seca de los frutos por planta refleja la capacidad que tiene una planta para utilizar, aprovechar y concentrar los nutrimentos en los frutos (Barret *et al.*, 2010; Fraile *et al* 2012; Ramírez y Nienhuis, 2012).

Cuadro 7. Costo de fertilización y rendimiento en peso seco (g)/fruto ($n = 6$).

Precios de fertilizantes/1 kg (pesos)	T1	T2	T3	T4	T5	T6
	HMA 50/50	HMA 50/75	HMA 75/50	HMA 75/75	HMA 100/100	100/100
Fosfato monopotásico	22	33	22	33	44	44
Sulfato de potasio	31.09	29.47	26.44	24.82	18.4	18.4
Sulfato de magnesio	18	18	18	18	18	18
Nitrato de potasio	13.9	13.9	20.85	20.85	27.8	27.8
Nitrato de calcio	7.6	7.6	11.4	11.4	15.2	15.2
Sulfato ferroso	12	12	12	12	12	12
Sulfato de manganeso	27.2	27.2	27.2	27.2	27.2	27.2
Sulfato de zinc	34.6	34.6	34.6	34.6	34.6	34.6
Sulfato de cobre	75	75	75	75	75	75
Sulfato de calcio	4.6	4.6	6.9	6.9	n.a.	n.a.
HMA glumix/kg	260	260	260	260	260	n.a.
Precio total/tratamiento (1 kg fertilizante)	505.99	515.37	514.39	523.77	532.2	272
Peso seco/fruto (g) (media, $n = 6$)	0.42	0.45	2.2	1.83	2.27	2.28
Precio total/tratamiento (25 kg fertilizante)	6,409.74	6,644.20	6,619.7	6,854.15	7,065	6,805

n.a.: no aplica, HMA glumix/kg: marca comercial de hongos micorrízicos arbusculares en una presentación de 1 kg.

CONCLUSIONES

Con respecto a la capacidad micotrófica, las plantas de jitomate tipo “riñón” de los tratamientos con fertilización reducida T1(50/50 HMA), T2(50/50 HMA), T3 (75/50 HMA) y T4 (75/75 HMA) mostraron entre el 15 y el 17 % de colonización micorrízica y obtuvieron una mayor efectividad en contraste con los tratamientos T5 (100/100 HMA) y T6 (100/100).

La efectividad de la inoculación de plantas de jitomate tipo riñón con HMA fue demostrada a través de algunas características de desarrollo vegetal y de producción. Se acortaron los días a floración en T3 (75/50 HMA), T4 (75/75 HMA) y T5 (100/100 HMA) y los días a fructificación en T4 (75/75 HMA) y T5 (100/100 HMA). El tratamiento 5 (100/100 HMA) registró los valores más altos en altura, diámetro de tallo y biomasa del tejido aéreo de la planta, aunque mostró un

menor rendimiento de fruto fresco (119.33 g) hasta el segundo racimo, en contraste con el T3 (75/50 HMA) y T4 (75/75 HMA) con un rendimiento de 148.21 g y 145.23 g, respectivamente. El contenido de N foliar aumentó cuando se inoculó con los HMA y se mantuvieron dosis de fertilización de N y P al 75 y 100 %. No obstante, se obtuvo una mayor concentración de P foliar cuando las dosis fueron dosificadas al 75 y 100 % con inoculante micorrízico al igual que en las plantas fertilizadas de manera convencional (T 6 100/100).

El efecto de los hongos micorrízico arbusculares sobre algunas variables físico-químicas de calidad bromatológica de los frutos en seco y húmedo del jitomate se vio reflejado en los T3 (75/50 HMA) y T4 (75/75 HMA) que mostraron valores ideales en el pH, SST y azúcares reductores directos. Estas variables fueron incluso más apreciables en la calidad del fruto de jitomate riñón que en el saladette.

El tratamiento combinado de HMA con fertilización al 100 % y al reducir las dosis en un 25 % de N y P permite reducir el impacto ambiental que conlleva el uso de fertilizantes nitrogenados en cultivo de gran demanda como el jitomate bajo condiciones de invernadero.

De acuerdo con el costo de fertilización por tratamiento y el rendimiento en peso seco/fruto se recomienda utilizar el tratamiento 3 (75/50) para obtener un balance aceptable entre costo /producción.

Se recomienda la reducción de fertilización nitrogenada y fosfatada en un 25 %, o en un 25 % y 50 % de fertilización nitrogenada y fosfatada (T4:T3), respectivamente, en conjunto con la inoculación micorrízico arbuscular en el cultivo de jitomate tipo riñón bajo condiciones de invernadero, para reducir los días a floración y favorecer la fructificación, elrendimiento, un pH ácido, así como un contenido adecuado de sólidos solubles totales y de azúcares reductores directos, variables de interés para el productor y el consumidor.

LITERATURA CITADA

- Aguado, G. (2012). *Introducción al uso y manejo de los biofertilizantes en la agricultura*. INIFAP-SAGARPA, Celaya, Guanajuato.
- Alarcón, A. (2007). Micorriza arbuscular. En: Ferrera, R. y Alarcón, A. (Eds.) *Microbiología agrícola hongos, bacterias, micro y macrofauna, control biológico y planta-microorganismo*. Trillas. México. pp. 90-119.
- Anjanappa, M., Jayaramana, G. y Suresh, B. (2013). Shelf life and quality of tomato (*Solanum Lycopersicum* L.) as influenced by 1- methylcyclopropene (MCP) under cold storage conditions. *Mysore Journal of Agricultural Sciences*. 47 (1): 58-65.
- Anthon, G.E., LeStrange, M. y Barrett, D.M. (2011). Changes in pH, acids, sugars and other quality parameters during extended vine holding of ripe processing tomatoes. *Journal Sciences Food Agriculture*. 91: 1175–1181.
- Aristizábal, F. y Cerón, L. (2012). Dinámica del ciclo del nitrógeno y fosforo en suelos. *Revista Colombiana de Biotecnología*. 14 (1), 285-295.
- Armenta, A., García, C., Camacho, J., Apodaca, M., L. y Nava, E. (2010). Biofertilizantes en el desarrollo agrícola de México. *Revista de Sociedad, Cultura y Desarrollo Sustentable*. 6 (1), 51-56.
- Ávila, O., Mendoza, R., Valdez, L., Rodríguez, E., Hernández, A. y Cárdenas, A. (2015). Crecimiento y estado nutricional de tomate en respuesta a sustratos orgánicos y hongos micorrízicos. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. Núm. 12, 2409-2422.
- Bago, B., Azcón, A., Shachar, H. y Philip, E. (2000). El micelio externo de la micorriza arbuscular como puente simbiótico entre la raíz y su entorno. En: Alarcón, A. y Ferrera, R. (Eds.) *Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular: IRENAT*. Colegio de Postgraduados. Montecillos. Mundi Prensa. México. pp. 78 - 92.
- Bago, B., Pfeffer, P. y Shachar, H. Y. (2000). Carbon Metabolism and Transport in Arbuscular Mycorrhizas. *Plant Physiology*. 124 (3), 949-958.

- Baldwin, E., Goodner, K. y Plotto, A. (2008). Interaction of volatiles, sugar, and acids on perception of tomato aroma and flavor descriptors. *Journal of Food Science*. 73, 294-307.
- Balliu, A., Sallaku, G. y Rewald, B. (2015). AMF inoculation enhances growth and improves the nutrient uptake rates of transplanted, salt-stressed tomato seedlings. *Sustainability*. 7, 15967-15981.
- Barrera, S. (2009). El uso de hongos micorrízicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. *Facultad de Ciencias Agropecuarias*. 7 (1), 123-132.
- Barret, D., Beaulieu, J. y Shewfelt, R. (2010). Color, flavor. Texture, and nutritional quality of fresh – cut fruits and vegetables: Desirable levels, instrumental and sensory measurement, and the effects of processing. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*. 50 (5), 369-389.
- Bender, S., Plantenga F, Neftel, A. Jocher, M. Oberholzer, H., Köhl, L., Giles, M., Daniell, T. y van der Heijden M. (2014). Symbiotic relationships between soil fungi and plants reduce N₂O emissions from soil. *International Society for Microbial Ecology*. 8, 1336–1345.
- Betancourt, P. y Pierre, F. (2013). Extracción de macronutrientes por el cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum* Mill. Var. Alba) en casas de cultivo en Quíbor, estado lara. *Biogro*. 25, (3), 181-188.
- Blanke, V., Renker, C., Wagner, M., Fullner, K., Held, M., Kuhn, A. y Buscot, F. (2005). Nitrogen supply affects arbuscular mycorrhizal colonization of *Artemisia vulgaris* in a phosphate-polluted field site. *New Phytologist*. 166 (3), 981-992.
- Bona. E., Cantamessa, S., Massa, N., Manassero, P., Marsano, F., Copetta, A., Lingua, G., Agostino, G., Gamaler, E. y Berta, G. (2017). Arbuscular mycorrhizal fungi and plant growth-promoting pseudomonads improve yield, quality and nutritional value of tomato: a field study. *Mycorrhiza*. 27 (1), 1-11.

- Bonilla, O., Lobato, R., García, J., Cruz, S., Reyes, D., Hernández, E. y Hernández, A. (2014). Diversidad agronómica y morfológica de tomates arriñonados y tipo pimienta de uso local en Puebla y Oaxaca, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 37 (2), 129-139.
- Brundrett, M. y Abbott, L. (2002). Arbuscular mycorrhizas in plants communities. In: Sivasithamparan, K., Dixon, K. and Barret, R. (eds.). *Microorganisms in plant conservation and biodiversity*. Kluwer Academic Publishers. pp. 151-193.
- Bucher, M.; Hause, B.; Krajinski, F. y Kuster, H. (2014). Through the doors of perception to function in Arbuscular mycorrhizal symbioses. *New Phytologist*. 204(4), 833-840.
- Camarena, G. (2012). Interacción planta-hongos micorrízicos arbusculares. *Revista Chapingo. Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 18 (3), 409-421.
- Cantú, I. y Yáñez, M. (2018). Efecto del cambio de uso de suelo en el contenido del carbono orgánico y nitrógeno del suelo. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*. 9 (45), 122-151.
- Carballar, S., Hernández, L., Montaña, N., Larsen, J., Ferrera, R., Taboada, O., Montiel, A. y Alarcón, A. (2017). Native communities of arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Capsicum annum* L. respond to soil properties and agronomic management under field conditions. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 245, 43-51.
- Caro, F. (2011). Trabajan en la preservación del jitomate criollo. Dirección prensa de la UAN (Universidad Autónoma de Nayarit) consultado el 25 de junio 2016 en: <http://www.uan.edu.mx/es/comunicados/trabajan-en-la-preservacion-del-jitomate-criollo>.
- Castillo, C., Oehl, F. y Sieverding. (2016). Arbuscular mycorrhizal fungal diversity in wheat agro-ecosystems in Southern Chile and effects of sedes treatment with natural products. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*. 16 (4), 967-978.
- Centro Agronómico y Tropical de investigación y enseñanza. (1979). *Recursos Genéticos Plantas Cultivadas América Central*. Bib. Orton IICA / CATIE. Turrialba, Costa Rica.

Congreves, K. y Van, L. (2015). Nitrogen cycling and management in intensive horticultural systems. *Nutrient Cycling in Agroecosystems*. 102 (3), 299-318.

Díaz, A., Gálvez, D. y Ortiz, F. (2015). Bioinoculación y fertilización química reducida asociadas con el crecimiento de planta y productividad de sorgo. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*. 31 (3), 245-252.

Dickson, S. (2004). The Arum-Paris continuum of mycorrhizal symbioses. *New Phytologist*. 163, 187-200.

Escalona, V., Alvarado, P., Monardes, H., Urbina, C. y Martin, A. (2009). Manual de cultivo de tomate (*lycopersicon esculentum* Mill.) Facultad de ciencias agronómicas universidad de chile. Consultado el 14 de noviembre de 2016 en: http://www.cepoc.uchile.cl/pdf/Manua_Cultivo_tomate.pdf.

Espinosa, A., Martínez, L., Rivera, R. y Espinosa, E. (2015). Efecto del nitrógeno y hongos micorrízicos arbusculares en dos clones comerciales de boniato sobre un suelo Pardo mullido carbonatado. *Centro Agrícola*. 42 (2), 39-46.

Fernández, F. (2003). La Simbiosis micorrízica arbuscular. En: Rivera, R. y Fernández, K. (Eds.). El Manejo eficiente de la simbiosis micorrízica, una vía hacia la agricultura sostenible. Estudio de caso: El Caribe. La Habana: Ediciones INCA. pp. 13-48.

Ferrera, R. y Alarcón, A. (2001). La microbiología del suelo en la agricultura sostenible. *CIENCIA ergo-sum, Revista Científica Multidisciplinaria de Prospectiva*, 8 (2), 175-183.

Fraile, A., Álvarez, J. y Deaquiz, Y. (2012). Efecto de las giberelinas en la propagación de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) bajo diferentes sustratos enriquecidos con fertilizante. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*. 6 (1), 41-54.

Furrazola, E., Ojeda, L. y Hernández, C. (2016). Mycorrhizal colonization and species of arbuscular mycorrhizal fungi in grasses from the Cuenca Pecuaria “El Tablón”, Cienfuegos, Cuba. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*. 50 (2), 321-331.

- Gao, W., Yang, H., Kou, L. y Li, S. (2015). Effects of nitrogen deposition and fertilization on N transformations in forest soils: a review. *Journal Soils Sediments*. 15, 863-879.
- Geel, M., Beenhouwer, M., Lievens, B., y Honnay, O. (2016). Crop-specific and single-species mycorrhizal inoculation is the best approach to improve crop growth in controlled environments. *Agronomy for Sustainable Development*. 36(2), 1-10.
- Gerdemann, J. y Nicolson, H. (1963). Spores of mycorrhizal endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society*. 46(2), 235-244.
- Gil, F. (1995). Elementos de fisiología vegetal: relaciones hídricas. Nutrición mineral. Transporte. Metabolismo. Mundi Prensa. España.
- Gómez, G. y Corlay, L. (2007). Microbiota edáfica y su importancia en la agricultura. En: Ferrera, R. y Alarcón, A. (Eds.) Microbiología agrícola hongos, bacterias, micro y macrofauna, control biológico y planta-microorganismo. Trillas. México. pp. 39-53.
- Guan, G., Tu, S., Li, H., Yang, J., Zhang, J., Wen, S. y Yang, L. (2011). Phosphorus Fertilization Modes Effect Crop Yield, Nutrient Uptake, and Soil Biological Properties in the Rice-Wheat Cropping System. *Soil Science Society of America Journal*. 77, 166-172.
- Habiba, S., Noreen, R., Abid, S., Ali, K., Ara, J., Sultana, V. y Ehteshamul, S. (2017). Protective role of epiphytic fluorescent *Pseudomonas* on natural postharvest decay of tomato at room temperatura. *Journal of Applied Botany and Food Quality*. 90, 288-297.
- Hajiboland, R. (2013). Role of arbuscular mycorrhiza in amelioration of salinity. Salt Stress in Plants. Ahmad, M.M. Azooz, M.N.V. Prased (eds). Springer N.Y., USA. pp. 301-354.
- Harris, C., Esqueda, M. Valenzuela, E. y Castellanos A. (2009). Tolerancia al estrés hídrico en la interacción planta-hongo micorrízico arbuscular: metabolismo energético y fisiología. *Revista Fitotecnica Mexicana*. 32 (4), 265-271.

Hart, M., Ehret, D., Krumbein, A., Leung, C., Murch, S., Turi, C. y Franken, P. (2015). Inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi improves the nutritional value of tomatoes. *Mycorrhiza*. 25, 359 – 376.

Hunziker, A. (1979). South American Solanaceae: a synoptic survey. In: Hawkes, J., Lester, R. y Skelding, A. (Eds.). The biology and taxonomy of the Solanaceae. Academic Press, New York & London. pp. 49-85.

Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias. INIFAP. (2014). Producción hidropónica de chile habanero en invernadero. México.

International Business Machines Corporation (IBM). (2013). IBM SPSS Statistics for Windows, Version 22.0. Armonk, NY: IBM Corp.

International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM). Disponible en: <http://invam.wvu.edu/>. (Consultado: 4/10/2016).

Javot, H., Pumplin, N. y Harrison, M. (2007). Phosphate in the arbuscular mycorrhizal symbiosis: transport properties and regulatory roles. *Plant, cell and environment*. 30, 310-322.

Juárez, P., Castro, R., Colinas, T., Sandoval, M., Ramírez, P., Wm, D., Cisneros, L. y King, S. (2012). Evaluación de características de interés agronómico de siete genotipos nativos de jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cultivados en hidroponía. *Chapingo serie Hortícola*. 18 (2), 207-216.

Karandashov, V. y Bucher, M. (2005). Symbiotic phosphate transport in arbuscular mycorrhizas. *Trends Plant Sciences*. 10 (1), 22-29.

Khalvati, M., Hu, Y., Mozafar, A. y Schmidhalter, U. (2005). Quantification of water uptake by arbuscular mycorrhizal hyphae and its significance for leaf growth, water relations, and gas exchange of barley subjected to drought stress. *Plant Biology*. 7 (6), 706-712.

Kleiber, T. (2012). Pollution of the natural environment in intensive cultures under greenhouses. *Archives of Environmental Protection*. 38 (2), 45-53.

- Kohl, L. y M. van der Heijden. (2016). Arbuscular mycorrhizal fungal species differ in their effect on nutrient leaching. *Soil Biology and Biochemistry*. 94, 191-199.
- Ley, J., Sánchez, J., Ricardo, N. y Collazo, E. (2015). Efecto de cuatro especies de hongos micorrizógenos arbusculares en la producción de frutos de tomate. *Agronomía Costarricense*. 39 (1), 47-59.
- Lin, J., Wang, Y., Sun, S., Mu, C. y Yan, X. (2017). Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on the growth, photosynthesis and photosynthetic pigments of *leymys chinensis* seedlings under salt-alkali stress and nitrogen deposition. *Science of the Total Environment*. 576, 234-241.
- Liu, S., Guo, X., Feng, G., Maimaitiaili, B., Fan, J. y He, X. (2016). Indigenous arbuscular mycorrhizal fungi can alleviate salt stress and promote growth of cotton and maize in saline fields. *Plant and Soil*. 398 (1), 195-206.
- López, B., Alarcón, A., Quintero, R. y Lara, A. (2015). Selección de cepas de hongos micorrízicos arbusculares en dos sistemas de producción de chile. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 6 (6), 1203-1214.
- Lovera, M. y Cuenca, G. (2007). Diversidad de hongos micorrízicos arbusculares (hma) y potencial micorrízico del suelo de una sabana natural y una sabana perturbada de la gran sabana Venezuela. *Interciencia*. 32 (2), 108-114.
- McKean, S. 1993. Manual de análisis de suelos y tejido vegetal. Centro Internacional de Agricultura Tropical. CIAT.
- Nelson, C. y Nelson, M. (2015). Uso y manejo de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) y humus de lombriz en tomate (*Solanum lycopersicum* L.), bajo sistema protegido. *Cultivos Tropicales*. 36 (1), 55-64.
- Njeru, E., Bocci, G., Avio, L., Sbrana, C., Turrini, A., Giovannetti, M. y Barberi, P. (2017). Functional identity has a stronger effect than diversity on mycorrhizal symbiosis and productivity of field grown organic tomato. *European Journal of Agronomy*. 86, 1-11.

NORMA OFICIAL MEXICANA NOM-127-SSA1-1994, "salud ambiental, agua para uso y consumo humano-límites permisibles de calidad y tratamientos a que debe someterse el agua para su potabilización".

Ortiz, J., Masera, O. y Fuentes, A. (2014). La ecotecnología en México. Unidad de Ecotecnologías del Centro de Investigaciones en Ecosistemas de la Universidad Nacional Autónoma de México, campus Morelia. Imagia.

Parniske, M. (2008). Arbuscular mycorrhiza: the mother of plant root endosymbiosis. *Nature Reviews Microbiology*. 6 (10): 763-775.

Parra, J., Velázquez, T., Quero, E., Partida, L., Días, T., Galván, B. y Ayala, F. (2014). Uso de composta, minerales primarios amorfos y microorganismos para la producción y calidad del tomate. *Revista intropica*. Vol. 9, 102-110.

Pentón, G., Oropesa, K. y Peñalver, P. (2013). Multiplicación de propágulos infectivos HMA en una plantación de morera (*Morus alba* L.). *Pastos y forrajes*. 36 (1), 22-27.

Pérez, M. y Castro, R. (2011). Jitomate en invernadero. Universidad Autónoma de Chapingo. Chapingo, México.

Peterson R., Massicotte, H. y Melville, L. (2004). Arbuscular mycorrhizas. In: *Mycorrhizas: Anatomy and Cell Biology*. NRC-CNRC. Research Press. Ottawa. Canada. Chap.3: 57-79.

Phillips, J. M. y Hayman, D. S. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*. 55,158-161.

Pozo, M., López, J., Azcón, C. y García J. (2015). Phytohormones as integrators of environmental signals in the regulation of mycorrhizal symbioses. *New Phytologist*. 205 (4), 1431-1436.

Qiao, X., Bei, S., Li, H., Christie, P., Zhang, F. y Zhang, J. (2016). Arbuscular mycorrhizal fungi contribute to overyielding by enhancing crop biomass while suppressing weed biomass in intercropping system. *Plant and Soil*. 406 (1), 173-185.

Quesada, G. y Bertsch, F. (2013). Obtención de la curva de extracción nutrimental del híbrido de tomate FB-17. *Terra Latinoamericana*. 31 (1), 1-7.

Ramírez, C y Nienhuis, J. (2012). Evaluación del crecimiento y productividad del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) bajo cultivo protegido en tres localidades de Costa Rica. *Tecnología en Marcha*. 25, (1), 3-15.

Rausch, C., Daram, P., Brunner, S., Jansa, J., Laloi, M., Leggewie, G., Amrhein, N. y Bucher, M. (2001). A phosphate transporter expressed in arbuscule-containing cells in potato. *Nature*. 414, 462-466.

Reyes, I. (2011). La micorriza arbuscular (MA) centro de la rizosfera: comunidad microbiana dinámica del suelo. *ContactoS*. 81, 17-23.

Ríos, O., Chávez, J. y Carillo, J. (2014). Producción tradicional y diversidad de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) nativo: un estudio de caso en Tehuantepec-Juchitán, México. *Agricultura, Sociedad y Desarrollo*. 2 (1), 35-51.

Rivera, F., Vázquez, G., Castillejo, L., Angoa, M., Oyoque, G. y Mena, H. (2012). Efecto de hongos micorrízicos arbusculares y extracto acuoso de vermicompost sobre calidad de fresa. *Ra Ximhai*. 8 (3), 119-130.

Robles, M., Robles, C., Rivera, F., Ortega, M. y Pliego, L. (2013). Inoculación con consorcios nativos de hongos de micorriza arbuscular en *Agave angustifolia* Haw. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. Pub. Esp. Núm. 6, 1231-1240.

Rouphael, Y., Franken, P., Schneider, C., Schwarz, D., Giovannetti, M., Agnolucci, M., De, S., Bonini, P. y Colla, G. (2015). Arbuscular mycorrhizal act as biostimulants in horticultural crops. *Scientia Horticulture*. 196, 91-108.

Ruiz, S., Muñoz, Y., Dell, J., Simó, G. y Cabrera, J. (2016). Evaluación de diferentes cepas de micorrizas arbusculares en el desarrollo de plantas de arroz (*Oriza sativa* L.) en condiciones inundadas del suelo. *Cultivos Tropicales*. 37 (4), 67-75.

Saavedra, T., Figueroa, G. y Cauih, J. (2017). Origin and evolution of tomato production *Lycopersicon esculentum* in México. *Ciencia Rural*. 47 (3), 1-8.

Samarah, N., Alqudah, A., Amayreh, J. y McAndrews, G. 2009. The effect of late-terminal drought stress on yield components of four barley cultivars. *Journal of Agronomy and Crop Science*. 195, 427-441.

San Martin, C., Ordaz, V., Sánchez, P., Beryl, M. y Borges, L. (2012). Calidad de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) producido en hidroponia con diferentes granulometrías de tezontle. *Agrociencia*. 46, 243-254.

Sánchez, F., González, L., Moreno, E., Pineda, J. y Reyes, E. (2014). Dinámica nutrimental y rendimiento de pepino cultivado en hidroponía con y sin recirculación de la solución nutritiva. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 37 (3), 261-269.

Sánchez, F., Bastida, O., Moreno, E., Contreras, E. y Sahagún, J. (2014). Rendimiento de jitomate con diferentes métodos de cultivo hidropónico basados en doseles escaleriformes. *Revista Chapingo. Serie horticultura*, 20 (3), 239-251.

Santander, C., Aroca, R., Ruiz, J., Olave, J., Cartes, P., Borie, F. y Cornejo, P. 2017. Arbuscular mycorrhiza effects on plant performance under osmotic stress. *Mycorrhiza*. 27 (7), 639-657.

Sañudo, R. (2013). El cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) y el potencial endofítico de diferentes aislados de *Beauveria bassiana*. Tesis de maestría. Universidad Autónoma Indígena de México.

Sarabia, I., Cisneros, R. Aceves, J., Duran, H. y Castro, J. (2011). Calidad del agua de riego en suelos agrícolas y cultivos del valle de San Luis Potosí, México. *Revista Intercontinental de Contaminación Ambiental*. 27 (2), 103-113.

Schüßler, A., Martin, H., Cohen, D., Fitz, M. y Wipf, D. (2006). Characterization of a carbohydrate transporter from symbiotic glomeromycotan fungi. *Nature*. 444, 933-936.

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. (2015). Se consolida México como primer exportador de tomate. Consultado el 27 de junio 2016 en: <http://www.sagarpa.gob.mx/saladeprensa/2012/Paginas/2015B466.aspx>.

Shrivastava, G., Ownley, B., Auge, R., Toler, H., Dee, M., Vu, A., Kollner, T. y Chen, F. (2015). Colonization by arbuscular mycorrhizal and endophytic fungi enhanced terpene production in tomato plants and their defense against a herbivorous insect. *Symbiosis*. 65, 65-74.

SIAP-Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Produce México 39.5 Toneladas de jitomate por cada hectárea. (2013). [Siap.gob.mx](http://www.siap.gob.mx). Consultado el 28 de junio de 2016, de: <http://www.siap.gob.mx/produce-39-toneladas-jitomate>.

Smith, S. y Read, D. (2008). *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press, London. pp. 117-145.

Sociedad Química y Minera de Chile (SQM). (2006). Guía de manejo, nutrición vegetal de tomate. Consultado el 9 de julio 2016 en: <http://www.sqm.com/Portals/0/pdf/cropKits/SQM-Crop Kit Tomato L-ES.pdf>.

Teka, T. (2013). Analysis of the effect of maturity stage on the postharvest biochemical quality characteristics of tomato (*Lycopersicon esculentum* MILL.) fruit. *International Research Journal of Pharmaceutical and Applied Sciences*. 3 (5), 180-186.

Toledo, J. e Infante, F. (2008). Manejo Integrado de Plagas. México. Trillas. 327 p.

Trejo, D., Ferrera, R., García, R., Varela, L., Lara, L. y Alarcón, L. (2011) Efectividad de siete consorcios nativos de hongos micorrízicos arbusculares en plantas de café en condiciones de invernadero y campo. *Revista Chilena de Historia Natural*. 84 (1), 23-31.

Trouvelot, A., Kough, J.L. y Gianinazzi-Pearson, V. 1986. Mesure du taux de mycorrhization VA d' un système racinaire. Recherche de méthodes d' estimation ayant une signification

fonctionnelle. In: Gianinazzi-Pearson V, Gianinazzi S, eds. *Physiological and Genetical Aspects of Mycorrhizae*. Paris, INRA Press, pp. 217-221.

Urbano, P. (2001). *Tratado de fitotecnica general*. Bilbao, España: GRAFO, S.A.

Vályi, K., Mardhiah, U., Rillig, M. y Hempel, S. (2016). Community assembly and coexistence in communities of arbuscular mycorrhizal fungi. *International Society for Microbial Ecology*. 10 (10), 2341-2351.

Varela, L. y Trejo, D. (2001). Los hongos micorrizógenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)*. Núm. Esp. 1, 39-51.

Vásquez, R., Carrillo, J. y Ramírez, P. (2010). Evaluación morfo-agronómica de una muestra del jitomate nativo del centro y sureste de México. *Naturaleza y Desarrollo*. 8 (2), 49-64.

Vázquez, C., Salazar, E., Fortis, M., Reyes, M., Zúñiga, R. y Gonzales, J. (2010). Uso de cubiertas plásticas para solarización de estiércol bovino. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 1 (4), 619-625.

Vázquez, P., Morales, M. y Navarro, M. (2016). Tomato (*Solanum lycopersicum*) hybrid Hermosa indeterminate study of yield and fruit quality under greenhouse conditions responding at organic manure application. *African Journal of Agricultural Research*. 11(3), 166-170.

Wang, W., Shi, J., Xie, Q., Jiang, Y., Yu, N. y Wang, E. (2017). Nutrient exchange and regulation in arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Molecular Plant*. 10, 1147-1158.

WenXi, L., JianWei, L., FangBai, L., Yan. W., JunMing, L. y XiaoKun, L. (2011). Fertilizations regimes affect the soil biological characteristics of a sudangrass and ryegrass rotation system. *Science China Life Sciences*. 54 (6), 572-579.

Yonegama, K., Xie, X., Kusamoto, D., Sekimoto, H., Sugimoto, Y., Takeuchi, Y. y Yoneyama, K. (2007). Nitrogen deficiency as well as phosphorus deficiency in sorghum promotes the production and exudation of 5-deoxystigol, the host recognition signal for arbuscular mycorrhizal fungi and root parasites. *Planta*. 227, 125-132.

Zhao, J., He, X. y Wang, K. (2015). A hypothetical model that explain differing net effects of inorganic fertilization on biomass and/or abundance of soil biota. *Theoretical Ecology*. 8,505-512.