



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLÁN

**“ Efecto de la Inoculación con Hongos Micorrízicos Vesículo Arbusculares
(HMA) en Jitomate (*Lycopersicum esculentum* Mill) ”.**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

INGENIERO AGRÍCOLA

P R E S E N T A:

Luis Manuel Silva Martínez

ASESOR:

M.C. Edvino Josafat Vega Rojas



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN
UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

U. N. A. M.
FACULTAD DE ESTUDIOS
SUPERIORES-CUAUTITLAN

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS



DEPARTAMENTO DE
EXAMENES PROFESIONALES

DRA. SUEMI RODRIGUEZ ROMO
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLAN
P R E S E N T E

ATN: L. A. ARACELI HERRERA HERNANDEZ
Jefe del Departamento de Exámenes
Profesionales de la FES Cuautitlán

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la Tesis :

"Efecto de la Inoculación con Hongos Micorrízicos Vesículo Arbusculares

(HMA) en Jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill)"

que presenta el pasante: Luis Manuel Silva Martínez

con número de cuenta: 9460731-2 para obtener el título de :
Ingeniero Agrícola

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO.

ATENTAMENTE
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"

Cuautitlán Izcalli, Méx. a 06 de Junio de 2008.

PRESIDENTE

Ing. Miguel Angel Bayardo Parra

Miguel Bayardo Parra

VOCAL

M.C. Edvino Josafat Vega Rojas

Edvino Josafat Vega Rojas

SECRETARIO

M.C. Ma. Magdalena Ofelia Grajales Muñiz

Magdalena Ofelia Grajales Muñiz

PRIMER SUPLENTE

Ing. Raúl Espinoza Sánchez

Raúl Espinoza Sánchez

SEGUNDO SUPLENTE

M.C. Judith Hernández Alfonsina

Judith Hernández Alfonsina

DEDICATORIAS

Después de terminar un ciclo tan importante en mi vida, me es importante reconocer a todas aquellas y cada una de las personas que han estado involucradas de una u otra manera en el logro de esta meta. Es por ello que les doy las GRACIAS.

A Dios Nuestro señor:

Por concederme el don de la vida y mantenerse junto a mí, por guiar mis pasos e iluminar mis pensamientos, por los momentos de dicha y amor que me haz permitido compartir con mis seres queridos, y ahora por un motivo más, por el privilegio de llegar a este feliz momento y por darme la oportunidad que día a día ser mejor.

Por lo que respecta a la enseñanza académica, agradezco:

A la Universidad Nacional Autónoma de México, Por concederme el gran privilegio de ser “Universitario” y formar parte de una gran institución, como lo es, Nuestra Máxima Casa de Estudios.

A la Facultad de Estudios Superiores “Cuautitlán”, por haberme aceptado a formar parte de ella, y sobre todo, por permitirme adquirir una educación profesional.

A Mi Padre Israel Eliud Silva González:

Por haberme otorgado la vida, por haberme dado todo su amor, por el tiempo, la dedicación, atención, esfuerzo, paciencia que me sigue otorgando, por haberme apoyado siempre en cada una de las etapas de mi vida, por guiarme al buen camino de la honestidad y el trabajo, gracias Papá Te quiero mucho.

A Mi Madre María Del Carmen Martínez Márquez:

Por dedicar su vida a mí, por darme todo su amor, por todos aquellos momentos que hemos vivido juntos, por darme la educación y enseñanza que solo tú puedes dar, gracias a ti soy el ser humano que soy, por enseñarme el valor de la vida y de las cosas, por orientarme y apoyarme en los momentos que te he necesitado, por enseñarme que hay que esforzarse en la vida para lograr lo que uno se propone y por tener el trabajo mas difícil, el de ser madre, gracias Mamá Te quiero mucho.

A Mis Hermanos Gabriela y Alejandro Silva Martínez:

Por haberme apoyado en todo momento, por transmitirme sus enseñanzas de vida, por ser buenos hermanos, por haberme otorgado sus mejores deseos, por haber compartido juntos gran parte de mi vida y haber pasado mucho momentos felices. Gracias por ser mis hermanos. Los quiero mucho.

A Angelica Hernández Navarro:

Gracias por haberme apoyado en todo, durante la carrera y fuera de ella, gracias por haberme impulsado a terminar esta meta, gracias a tus consejos y enseñanzas, gracias por ser la persona que eres, gracias por todos los momentos tan bonitos que hemos pasado juntos, gracias por la comprensión y el apoyo que me otorgas, gracias por darme todo tu cariño y comprensión, gracias Angelica Te quiero mucho.

AGRADECIMIENTOS

A mi jurado, por la paciencia e interés que mostraron en la revisión de este trabajo.

Al M.C. Edvino Josafat Vega Rojas por su enorme apoyo, asesoría, sugerencias brindadas y colaboración en el desarrollo de mi vida profesional, por ofrecerme su confianza y libertad para experimentar y en quien he encontrado un gran ejemplo de integridad, trabajo y profesionalismo en el campo de la docencia y enseñanza, además por haberme brindado su amistad.

A la M.C. María Magdalena Ofelia Grajales Muñiz. Por ofrecerme toda su confianza y libertad, por su amable disposición, por su entusiasmo y porque en sus observaciones encuentre muchas enseñanzas.

Al Ing. Miguel Angel Bayardo Parra, por su gran apoyo durante el transcurso de mi investigación y quien me permitió conocer otras forma de trabajo durante mi estancia en la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, muchas gracias.

Al Ing. Raúl Espinoza Sánchez. Por su apoyo y conocimientos aportados durante mi formación académica.

A la M.C Judith Hernández Alfonsina. Por todo lo que me enseñó, su apoyo que permitio la finalización de este documento.

CONTENIDO PÁ	GINAS
INDICE DE CUADROS	1
INDICE DE FIGURAS	2
I. INTRODUCCIÓN	4
Objetivos	6
Hipótesis	6
II. REVISIÓN DE LITERATURA	7
	7
2.1 GENERALIDADES DEL CULTIVO	
2.1.2 Origen e historia	7
2.1.3 Importancia mundial	7
2.1.4 Importancia nacional	8
2.2 Características botánicas	9
Sistema radicular	9
Tallo principal	9
Hoja	9
Flor	9
Fruto	10
2. 3 CONDICIONES AMBIENTALES EN EL INVERNADERO	10
2.3.1 Luz	10
2.3.2 Temperatura	11
2.3.4 Humedad relativa	11
2.3.5 Ventilación	12
2.4 MANEJO DEL CULTIVO	13
2.4.1 Tutorado	13
2.4.2 Poda de brotes laterales	13
2.4. 3 Podas de hojas	14
2.4.4 Poda de frutos	14
2.4.5 Poda de brote apical (despunte)	15
2.5 Enfermedades fisiológicas	15
2.6 Principales plagas	17

2.7 Principales enfermedades	18
2.8 Cosecha	19
III. MICORRIZAS	20
3.1 Los hongos micorrízicos vesículo arbusculares en la germinación de semillas	21
3.2 Ventajas o beneficios que proporcionan los hongos micorrízicos vesículo arbusculares	22
3.3 Modo de acción de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares	23
3.4 Establecimiento de la colonización los hongos micorrízicos vesículo arbusculares	24
3.5 Papel de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares en la absorción de nutrimentos	27
3.6 Factores que afectan el desarrollo de los hongos vesículo arbuscular	36
3.7 Mecanismos de protección de los hongos vesículo arbuscular micorrízicos	38
3.8 Cambios en los componentes bioquímicas relacionados con la respuesta de resistencia de la planta por los hongos vesículo arbuscular micorrízicos	41
3.9 Importancia de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares en el control de patógenos	45
3.10 Aplicaciones de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares sobre algunos cultivos agrícolas	48
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	53
Caracterización de la zona	53
Diseño experimental	53
Análisis estadísticos	54
Producción de plántula	54
Preparación de semilleros	54

Establecimiento de semilleros de jitomate	55
Siembra	55
Riegos y solución nutritiva	55
Transplante	56
MANEJO DEL CULTIVO	57
Mezcla de sustratos	57
Poda	57
Colocación de tutorado	58
Defoliación	58
Despunte de planta y raleo de frutos	58
Cosecha	58
PARÁMETROS DE EVALUACIÓN	59
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	60
VI. CONCLUSIONES	69
VII. REVISIÓN DE LITERATURA	70
VIII. ANEXOS	81

INDICE DE CUADROS

CUADROS	TÍTULO	O	PÁGINAS
1	Algunas moléculas que promueven la resistencia, investigadas en la interacción hongo - raíz en los hongos (HMA).		44
2	Tratamientos en bolsas de polietileno		54
3	Tratamientos en semilleros de 200 cavidades		55
4	Solución nutritiva que se aplicó en el cultivo de jitomate		56
5	Análisis de varianza para la frecuencia de emergencia de plántulas de jitomate en invernadero		61
6	Análisis de varianza para la frecuencia de altura de planta de jitomate en invernadero		63
7	Análisis de varianza para la frecuencia de diámetro de fruto de plantas de jitomate en invernadero		64
8	Análisis de varianza para la frecuencia de peso fresco de fruto de plantas de jitomate en invernadero		66
9	Prueba de Tukey para los parámetros de evaluación y comparación de promedios del porcentaje de altura de planta, diámetro de fruto y peso fresco del fruto en los distintos tratamientos		68

INDICE DE FIGURAS

FIGURAS TÍ	TULO	PÁGINAS
1	Representación esquemática de la distribución de los hongos (HMA) en la raíz	24
2	Representación esquemática de la asociación raíz - hongo	26
3	Adquisición del fósforo del suelo por la planta	29
4	Diagrama que indica los posibles sitios de transporte de fósforo del hongo a la planta y de glucosa al hongo en la membrana de un hongo (HMA)	32
5	Modelo de componentes involucrados en la vía de transmisión de señales para aumentar la eficiencia de respuesta de defensa	39
6	Ejemplos de interacción simbiótica; el complejo haustorial de <i>Erysiphe graminis</i> dentro de una célula epidérmica foliar, derecha, el arbúsculo de <i>Glomus</i> sp. Dentro de una célula cortical de la raíz	41
7	Ruta de los fenilpropanoides en alfalfa	45

8	Efecto de la inoculación con hongos (HMA) y solución nutritiva en plántulas de Jitomate, con relación al % de emergencia	61
9	Efecto de la inoculación con hongos (HMA) y solución nutritiva en plantas de Jitomate, con relación a la altura	63
10	Efecto de la inoculación con hongos (HMA) y solución nutritiva en plantas de Jitomate, con relación al diámetro	65
11	Efecto de la inoculación con hongos (HMA) y solución nutritiva en plantas de Jitomate, con relación al peso fresco	66

I. INTRODUCCIÓN

El jitomate es una de las especies hortícolas más importantes para el consumo humano, misma que genera importantes ingresos, empleos y un alto valor nutritivo para la dieta humana. De acuerdo a (Pérez y Castro, 1999). En nuestro país como en otras partes del mundo, la preferencia por el consumo de jitomate en fresco, es predominante, además es utilizado como producto industrializado para la elaboración de pastas, salsas, purés, jugos, etc. (Claridades Agropecuarias, 1998). Por su contenido en vitaminas y minerales y su agradable sabor el jitomate tiene importantes aplicaciones en el cuerpo humano, estimula el aparato digestivo, es desinfectante y antiescorbútico y en la gastronomía mexicana es un producto muy importante ya que esta incluido en numerosos platillos de la cocina nacional (Valadez, 1994). El desarrollo óptimo del cultivo generalmente demanda una elevada aplicación de fertilizantes químicos y de pesticidas, el uso de dichos materiales implica no solo un costo y requerimientos energéticos elevados a través del tiempo sino que llegan a contaminar suelos, agua y atmósfera (Castaños, 1993 y Nuez, 1995). Los rendimientos del cultivo se pueden elevar mediante la aplicación de técnicas más modernas de cultivo (Rodríguez *et al.*, 1997). Algunos de los principales problemas que reducen la producción de jitomate en México y afectan al productor son los siguientes.

- Climáticos (sequías, granizadas, lluvias torrenciales, heladas y elevadas temperaturas).
- Daños ocasionados por factores bióticos (plagas y enfermedades).
- Poca utilización de tecnología, que no incluyen semilla mejorada, paquetes tecnológicos, costos de producción, el uso adecuado del suelo, el manejo de fertilizantes, el conocimiento de la biotecnología, etc (Perez *et al.*, 1999).

Estos factores solós o combinados, dependiendo de su magnitud pueden causar reducción en el rendimiento llegando a ocasionar pérdidas totales de la producción

(Muñoz, 1995). Los rendimientos del cultivo se pueden elevar mediante la aplicación de técnicas más modernas de cultivo, como la utilización de semillas mejoradas, sistemas de riego eficientes, acolchados plásticos para la erradicación de malezas, control biológico, elevación no sólo en los aspectos de volúmenes obtenidos, si no también en la calidad del producto final, la tecnología aplicada al desarrollo de nuevas variedades de semilla mejorada genéticamente tiene como resultado un volumen importante de frutos (Bautista *et al.*, 1995). Algunas de las alternativas para introducir nutrientes y materia orgánica al suelo es la incorporación de abonos verdes al suelo, la rotación de cultivos complementarios y fijadores de nitrógeno, la asociación de cultivos en tiempo y espacio, la labranza de conservación en sus diferentes intensidades, cultivo de lombrices en el suelo, sistemas para captar agua, etc (Rodríguez *et al.*, 1997). El desarrollo vegetal también puede incrementarse con la utilización de medios biológicos y tiene como finalidad intensificar el uso de recursos microbiológicos del suelo, para incrementar la productividad, reducir los costos de producción, la contaminación de los suelos y mantos freáticos, que generan el uso incorrecto y excesivo de los fertilizantes químicos, plaguicidas, etc. (Perez *et al.*, 1999). El uso hongos **micorrízicos** vesículo arbusculares (HMA) es una alternativa para los productores ya que pueden obtener un mejor rendimiento de su cultivo, con una mayor rentabilidad y además de no contaminar el medio ambiente, ya que estos microorganismos mejoran la absorción de Nitrógeno, Fósforo, Potasio, Calcio y micronutrientes, esto genera un mayor crecimiento de las plantas en suelos de baja fertilidad y ayudan a reducir los efectos causados por la interacción de agentes patógenos como son los nematodos y algunos hongos (Tello *et al.*, 1987). También los hongos (HMA) tienen la ventaja de incrementar la tolerancia a la sequía, altas temperaturas del suelo, a bajos contenidos de materia orgánica del suelo, tolerancia a pH extremos, reducen el estrés ocasionado por los cambios de humedad y temperatura además de que las plantas incrementan su sobrevivencia en el campo, también se logra un mejor crecimiento de la planta y aumenta el vigor de ésta (García - Garrido *et al.*, 1987). Esto da como resultado que el productor tenga una opción más para el incremento de sus cosechas y así obtener un mejor

aprovechamiento de su cultivo así como también reducir sus costos de producción a cambio de una buena cosecha sin afectar el ecosistema drásticamente.

OBJETIVOS

a) Evaluar el porcentaje de emergencia de semillas de jitomate (*Lycopersicum esculentum* Mill) en semilleros con sus distintos tratamientos. Sustrato peat moss (Testigo) Sustrato peat moss / solución nutritiva y Sustrato peat moss / suelo micorrizado.

b) Determinar el efecto de la inoculación de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares (HMA), en el desarrollo del cultivo de jitomate (*Lycopersicum esculentum* Mill), bajo condiciones de invernadero en Cuautla Morelos, México.

HIPÓTESIS

Se espera que al comenzar su germinación el efecto de los hongos **micorrízicos** vesículo arbusculares (HMA), se debe manifestar en el desarrollo de la raíz y plántulas de jitomate en el semillero y por consecuencia tendrán un mejor desarrollo y rendimiento.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Generalidades del cultivo

2.1.2 Origen e historia

El origen del género (*Lycopersicum esculentum* Mill) se localiza en la región andina que se extiende desde el sur de Colombia al norte de Chile, pero parece que fue en México donde se domesticó, quizá porque crecería como mala hierba entre los huertos. Durante el siglo XVI se consumían en México tomates de distintas formas y tamaños e incluso rojos y amarillos, pero por entonces ya habían sido llevados a España y servían como alimento en España e Italia. En otros países europeos solo se utilizaban en farmacia y así se mantuvieron en Alemania hasta comienzos del siglo XIX. Los españoles y portugueses difundieron el tomate a Oriente Medio y África, y de allí a otros países asiáticos, y de Europa también se difundió a Estados Unidos y Canadá (Rodríguez, 1997).

2.1.3 Importancia mundial

El jitomate es considerado el principal producto hortícola cultivado en el mundo, con una superficie cultivada de más de 3 millones de hectáreas, con una producción promedio de 103, 595, 940 millones de toneladas; Actualmente el jitomate se cultiva en más de 160 países siendo los principales productores, China, Estados Unidos, Turquía, India, Italia, Egipto, España, Brasil, Irán y México. Nuestro país ocupa el décimo lugar en cuanto a producción con una aportación de 2.54%. En el transcurso de 10 años hubo un aumento en la producción en México de un 18.25% en este cultivo. En 2004, México continuó siendo el exportador de jitomate fresco más grande del mundo, seguido por Turquía, Estados Unidos y Unión Europea - (UE - 25), según los datos del Atlas de Comercio Global (GTA, por sus siglas en Ingles), la organización de Alimento y Agricultura (FAO, por sus siglas) de los Naciones Unidas.

De acuerdo al GTA, China es el exportador más grande del mundo de pasta y puré, con exportaciones de 438,192 toneladas en 2004. China continúa haciendo incursiones en el mercado mundial. En los últimos años, China ha comprado los mayores procesadores de jitomate en la Unión Europea. Como resultado, las exportaciones europeas de pasta de tomate y puré han disminuido. De 2002 a 2004, las exportaciones de pasta y puré de la EU 25 disminuyeron 23%, mientras que las de China se incrementaron 34%.

2.1.4 Importancia nacional

En México el jitomate se cultiva prácticamente en todos los estados, destacando Sinaloa como el principal productor con más del 35% de la producción nacional, le sigue Baja California, San Luís Potosí, Baja California Sur, Zacatecas, Nayarit, Michoacán, Sonora, Veracruz, Morelos, Puebla, etc. La superficie dedicada a este cultivo creció en un 20% durante los diez últimos años y la producción en un 22%.

El volumen de importaciones durante 1992 a 1995 disminuyó en relación a años anteriores a 1992, debido a la llamada corriente del niño que afectó fuertemente la producción sinaloense y en los años siguientes la producción se vio afectada por la guerra de los tomates entre los productores de Florida y los productores mexicanos. El jitomate es un cultivo que sobresale por su importancia económica y social. Ocupa en nuestro país el primer lugar en exportación, con un promedio de más de 80,000 hectáreas cultivadas al año, desde hace más de 20 años, lo cual representa un 26% del total anual exportado de vegetales frescos, con más de 2,000,000 de toneladas de fruto fresco; además, se generan divisas por concepto de exportación de alrededor de los 500 millones de dólares y ocupa mano de obra de más o menos mil empleos, en actividades que van desde labores de cultivo y cosecha, hasta la selección, empaque y venta del producto. Las exportaciones de jitomate se llevan a cabo durante todo el año, pero los mayores volúmenes exportados se realizan de diciembre a abril, lo cual coincide con las exportaciones de Sinaloa. Las principales garitas por donde se exporta el jitomate son: Nogales, San Luis Río Colorado, Mexicali, Tijuana y Texas.

2. 2 Características botánicas

Familia: *Solanaceae*

Especie: *Lycopersicon esculentum* Mill.

Planta: perenne de porte arbustivo que se cultiva como anual. Puede desarrollarse de forma rastrera, semierecta o erecta. Existen variedades de crecimiento limitado (determinadas) y otras de crecimiento ilimitado (indeterminadas).

Sistema radicular: raíz principal (corta y débil), raíces secundarias (numerosas y potentes) y raíces adventicias. Seccionando transversalmente la raíz principal y de fuera hacia dentro encontramos: epidermis, donde se ubican los pelos absorbentes especializados en tomar agua y nutrientes, cortex y cilindro central, donde se sitúa el xilema un conjunto de vasos especializados en el transporte de los nutrientes (Anderini *et al.*, 1996).

Tallo principal: eje con un grosor que oscila entre 2 a 4 cm en su base, sobre el que se van desarrollando hojas, tallos secundarios (ramificación simpoidal) e inflorescencias. Su estructura, de fuera hacia dentro, consta de: epidermis, de la que parten hacia el exterior los pelos glandulares, corteza o cortex, cuyas células más externas son fotosintéticas y las más internas son colenquimáticas, cilindro vascular y tejido medular. En la parte distal se encuentra el meristemo apical, donde se inician los nuevos primordios foliares y florales (Nuez, 1995).

Hoja: compuesta e imparipinada, con foliolos peciolados, lobulados y con borde dentado, en número de 7 a 9 y recubiertos de pelos glandulares. Las hojas se disponen de forma alterna sobre el tallo. El mesófilo o tejido parenquimático está recubierto por una epidermis superior e inferior, ambas sin cloroplastos. La epidermis inferior presenta un alto número de estomas. Dentro del parénquima, la zona superior o zona en empalizada, es rica en cloroplastos. Los haces vasculares son prominentes, sobre todo en el envés, y constan de un nervio principal. Flor: es perfecta, regular e hipogina y consta de 5 o más sépalos, de igual número de pétalos de color amarillo y dispuestos de forma helicoidal a intervalos de 35 °C de igual número de estambres soldados que se alternan con los pétalos y forman un

cono estaminal que envuelve al gineceo, y de un ovario bi o plurilocular. Las flores se agrupan en inflorescencias de tipo racemoso (dicasio), generalmente en número de 3 a 10 en variedades comerciales de tomate calibre M y G; es frecuente que el eje principal de la inflorescencia se ramifique por debajo de la primera flor formada dando lugar a una inflorescencia compuesta, de forma que se han descrito algunas con más de 300 flores. La primera flor se forma en la yema apical y las demás se disponen lateralmente por debajo de la primera, alrededor del eje principal (Marrero, 1986). La flor se une al eje floral por medio de un pedicelo articulado que contiene la zona de abscisión, que se distingue por un engrosamiento con un pequeño surco originado por una reducción del espesor del cortex. Las inflorescencias se desarrollan cada 2 a 3 hojas en las axilas.

Fruto: baya bi o multiocular que puede alcanzar un peso que oscila entre 50 - 600 gramos. Está constituido por el pericarpo, el tejido placentario y las semillas. El fruto puede recolectarse separándolo por la zona de abscisión del pedicelo, como ocurre en las variedades industriales, en las que es indeseable la presencia de parte del pecíolo, o bien puede separarse por la zona peduncular de unión al fruto (Rodríguez *et al.*, 1997).

2. 3 Condiciones ambientales en el invernadero

2.3.1 Luz

Debido a que en la producción de jitomate en invernadero se utilizan altas densidades de población, adquiere mayor relevancia el factor luz porque se debe contar con la máxima disponibilidad de ésta, con adecuada distribución de las plantas en el terreno, y tener especial cuidado en los lugares de mucha nubosidad ya que normalmente proporcionan baja intensidad de luz (Guenkov, 1974). Por ello es importante emplear cubiertas transparentes, como cristal o polietileno, para cubrir los invernaderos; aunque el cristal permite mayor paso de luz (90%), su costo elevado lo hace poco atractivo para ser empleado en la producción comercial de jitomate. El polietileno transparente es más utilizado en México porque permite el paso de

aproximadamente 70 % de la luz incidente y tiene menor costo en relación con el cristal (Hurres, 1980). Con el fin de favorecer la disponibilidad de luz blanca dentro del invernadero y en consecuencia la actividad fotosintética de la planta, es aconsejable pintar de color blanco toda la estructura del invernadero, emplear sustratos de coloración blanquecina, como el granzón, e incluso, recurrir al acolchado con plástico plateado o blanco mate y cubiertas de agrivón que incrementan la cantidad de este factor. Los niveles óptimos de luz para el cultivo de jitomate, varían de acuerdo a la etapa de desarrollo de la planta (Bautista, *et al.*, 1995).

2.3.2 Temperatura

El jitomate es una planta termoperiódica, por lo cual requiere una oscilación de temperatura entre el día y la noche de al menos 8⁰C, lo que favorece su crecimiento y la formación de mayor número de flores. La temperatura óptima para el cultivo oscila entre 22 y 24⁰C y varía en función de cada una de sus etapas fenológicas. Por ejemplo, en germinación se requieren 25⁰C, en plántula 20⁰C y de transplante a inicio del primer racimo, 24⁰C. Posteriormente, la temperatura para crecimiento y maduración de fruto debe ser de 25 a 28⁰C, la cual es relativamente más alta que las anteriores, esta temperatura favorece tanto el proceso de fecundación como el rápido crecimiento, maduración y coloración del fruto (Castaños, 1993).

2.3.4 Humedad relativa

La humedad relativa óptima dentro del invernadero debe variar de 50 a 60 %, debido a que con alta humedad en el ambiente (mayor de 70%) el cultivo es más susceptible a enfermedades foliares como el tizón temprano (*Alternaria solana*) tizón tardío (*Phytophthora infestans*) y brotritis (*Botrytis cinerea*) principalmente (Nuez, 1995). También puede provocar una mala fecundación por la falta de polen debido a la nula dehiscencia de las anteras o por apelmasamiento de los granos de éste, además, de coadyuvar a posibles daños fisiológicos como la pudrición apical de los frutos por

deficiencia de calcio ya que este elemento se absorbe mejor cuando existe transpiración normal de la planta, que cuando ésta disminuye como consecuencia de una alta humedad ambiental (Muñoz, 1995).

Por lo contrario, la baja humedad relativa (menor de 40%) provoca mayor pérdida de agua por transpiración, requiriéndose de riego más frecuentes, de lo contrario la planta se sometería a periodos de estrés que repercuten en el tamaño del fruto. Además, la baja humedad relativa y altas temperaturas pueden provocar la deshidratación de los granos de polen y por consiguiente una deficiente fecundación que muchas veces es responsable de la deformación de los frutos y en casos extremos (cero fecundación) de que el fruto no crezca (Perez, 1997).

2.3.5 Ventilación

El aire fresco es más pesado que el aire caliente, por lo que el invernadero debe tener suficiente ventilación lateral que permita la entrada de aire fresco y una ventilación cenital proporcional que permita la salida del aire caliente, evitando de esta manera el sobrecalentamiento del invernadero (Resh,1992). Es decir, se requiere de una excelente circulación de aire que permita un flujo constante para renovarlo y también, enriquecer el ambiente con CO₂ el cual es un compuesto esencial para la actividad fotosintética de las hojas.

Para evitar el incremento excesivo de la humedad relativa en el micro ambiente que rodea a las hojas de las plantas, es necesario hacer una buena distribución de ellas en el invernadero. La circulación del aire dentro del invernadero también provoca ligeros movimientos de las plantas que favorecen la polinización, ya que ésta se lleva a cabo principalmente por vibración, no obstante es necesario contar con un sistema que asegure dicho proceso (Castaños, 1993).

2.4 Manejo del cultivo

2.4.1 Tutorado

Es una práctica que se realiza para mantener la planta erguida y evitar que las hojas y sobre todo los frutos toquen el suelo, mejorando así la aireación de la planta y favoreciendo el aprovechamiento de la radiación y la realización de labores culturales. La sujeción suele realizarse con hilo de polipropileno (rafia) sujeto de un extremo a la zona basal de la planta (liado, anudado o sujeto mediante anillos) y de otro a un alambre situado a determinada altura por encima de la planta (1.8 a 2.4m sobre el suelo). Conforme la planta va creciendo se va sujetando al hilo tutor mediante anillos, hasta que la planta alcance el alambre.

([www. abcagro.com/hortalizas/tomate2.asp](http://www.abcagro.com/hortalizas/tomate2.asp)).

2.4.2 Poda de brotes laterales

Para conducir las plantas a un solo tallo es necesario realizar la poda de brotes; éstos son ramas potenciales que salen de la axila de cada una de las hojas del tallo principal. Este tipo de poda consiste en eliminar los pequeños tallos o brotes conforme aparecen en el tallo principal deben eliminarse cuando alcanzan una longitud máxima de 5 cm, ya que si se hace cuando han alcanzado mayor tamaño se puede provocar a la planta mayor susceptibilidad al ataque de enfermedades y desequilibrio fisiológico que se manifiesta en enrollamiento de hojas. Para realizar esta práctica es necesario utilizar alcohol metílico o hipoclorito de sodio al 5% como desinfectante para el instrumental que se utilizará; en caso de usar hipoclorito de sodio, es conveniente usar guantes ya que la poda es manual. Si por alguna razón los brotes que se van a eliminar son de mayor longitud que lo recomendado, es conveniente realizar la poda con navaja desinfectada para evitar la transmisión de enfermedades causadas por virus y bacterias. La poda en jitomate es una práctica que favorece la propagación de enfermedades como cáncer bacteriano (*Clavibacter*

michiganensis) y virus del mosaico del tabaco, principalmente, por lo que se debe tener especial cuidado en desinfectarse las manos y los instrumentos usados después de podar cada planta. Por otra parte, para evitar el crecimiento excesivo de los brotes, se debe hacer una supervisión estricta del cultivo y la eliminación de ellos cada tercer día (Sánchez *et al.*,1988).

2.4.3 Podas de hojas

En este sistema de producción intensiva de jitomate, la poda de hojas es obligada. De no realizarse esta práctica se genera un micro ambiente de alta humedad relativa en la parte inferior de las plantas que por un lado es propicio para el desarrollo del tizón tardío (*Phytophthora infestans*), botritis (*Botrytis cinerea*) y por otro disminuye la penetración de luz que retarda la maduración de los frutos. La poda de las hojas consiste en eliminar hojas maduras y en caso de ser necesario, hojas que todavía son fuente de fotosintatos (Bautista *et al.*, 1995).

Esta práctica se inicia con la eliminación de las hojas más viejas y de preferencia deben ser de dos a tres las que se eliminarán, menos de éstas encarece la práctica de eliminación de hojas y más de éstas puede provocar enrollamiento de las mismas considerándosele como una poda severa. Esta práctica debe hacerse manualmente; sin embargo, cuando el vigor de la hoja es excesivo se puede emplear navaja perfectamente desinfectada. Otro criterio que puede ayudar a decir el momento en que deben eliminarse las hojas viejas, es que exista al menos una hoja activa en la parte inmediata superior fisiológica, que es el momento cuando aún no aparece una estrella rosa en su extremo pistilar. Esto quiere decir que las plantas son conducidas a un solo tallo y con 10 o más racimos, en el momento de cosechar los últimos frutos la planta queda prácticamente sin hojas (Sánchez *et al.*,1988).

2.4.4 Poda de frutos

La producción de frutos en este sistema intensivo debe ser de alta calidad; es decir, sin daños mecánicos, con coloración uniforme y si el mercado lo exige, deben ser de

tamaño mediano a grande. Para conseguir esta calidad de la producción se puede eliminar uno o dos de los últimos frutos que aparecen en el racimo. En el mercado local o nacional generalmente los frutos chicos también tienen aceptación aunque puede tener menor valor. La eliminación de los frutos chicos puede hacerse manualmente o con tijeras en el momento en que el primer fruto del racimo empieza a mostrar su coloración roja. Ocasionalmente, la poda de frutos chicos en los racimos también se justifica cuando existe manifestación de deficiencia de calcio en los frutos, lo que disminuirá la competencia entre ellos y por consecuencia, por este nutrimento (Castaños, 1993).

2.4.5 Poda de brote apical (despunte)

Los materiales de crecimiento indeterminado tiene una yema vegetativa en la parte apical del tallo principal que permite el crecimiento continuo de la planta, por lo que si el sistema de tutoreo no permite la conducción de la planta a más de diez racimos es necesario eliminar la yema apical dejando dos o tres hojas arriba del último racimo floral (Bautista *et al.*, 1995).

2.5 Enfermedades fisiológicas

Enrollamiento de hojas: Cuando existen bajas temperaturas en el invernadero, menos de 10⁰ C (entre las 7 y 10 hr) se presentan enrollamientos de las hojas como un acucharamiento que inicia en las hojas básales y avanza hacia el ápice de las plantas, va acompañado de una coloración púrpura de las nervaduras del envés de las hojas jóvenes y en las hojas apicales se observa una fuerte concentración de las mismas. Este desorden fisiológico es provocado por desbalances en el metabolismo de la planta como consecuencia de las bajas temperaturas, por lo tanto la solución de este problema consiste en incrementar la temperatura arriba de los 10 ⁰C. Otra causa del enrollamiento es la poda severa de las hojas y brotes que provoca un desbalance hormonal en las plantas y se manifiesta como deformación. Cara de gato: Consiste en la deformación del fruto como la apariencia de la cara de gato y

son frutos no comerciales. Esta enfermedad es causada por temperaturas menores a 10 °C. Como prevención es fundamental hacer una adecuada elección del material que se vaya a emplear en la estación invernal y evitar así, la presencia de esta enfermedad fisiológica (Castaños, 1993).

Necrosis apical: Consiste en una necrosis apical del fruto y en ocasiones también en los puntos de crecimiento de la planta. Es una enfermedad fisiológica, ocasionada por deficiencias de calcio, las causas más comunes de la deficiencia de calcio son: una alta humedad relativa que disminuye el proceso de transpiración de la planta, alta concentración de sales en la concentración nutritiva o en el sustrato. Lo que disminuye la entrada de agua y por ende de calcio, y baja intensidad de luz, que disminuye la actividad fotosintética y de transpiración el problema de necrosis se puede disminuir reduciendo la humedad relativa dentro del invernadero a través del incremento de la ventilación, realizando un monitoreo periódico de la conductividad eléctrica del sustrato y en caso de observar alta concentración de sales se requiere realizar lavados con agua simple y en el caso de baja intensidad de luz incrementar la concentración de la solución nutritiva para facilitar la entrada de calcio (Castaños, 1993).

Deformación del fruto: Una mala polinización puede causar deformación del fruto y bajo crecimiento, debido a que se evita la producción de semillas y a la vez la presencia de reguladores de crecimiento (ácido giberélico y auxinas) que promueven el crecimiento de tejido adyacente a la semilla, es decir del fruto. Por ello es necesario contar con un sistema eficiente de polinización, el cual puede lograrse a través del movimiento de las plantas con el uso de hilos atados al tutor o bien con una aspersora de motor que aplique aire. Esta práctica se debe de realizar al menos dos veces al día entre las 10:00 y las 12:00 hr que es cuando tiene la máxima dehiscencia de polen (20 °C). El problema de deformación de fruto se acentúa cuando existe condiciones de alta humedad relativa (mayor al 90%) ya que provoca formación de masas de polen que limitan su dispersión y al contrario, cuando se presenta baja humedad relativa (menor al 40%) se puede ocasionar la deshidratación de los granos de polen evitando la polinización y en consecuencia la fecundación. Una humedad relativa con un 60% es idónea para el proceso de polinización, por lo

que es necesario contar con un girómetro que permita conocer el estado actual de la humedad relativa dentro del invernadero y corregirla en caso que se presenten casos extremos (Castaños, 1993).

2.6 Principales plagas

Mosquita Blanca (*Bermisia tabaci*): Es la plaga más común de este cultivo del invernadero aunque se encuentra durante todo el ciclo del cultivo, se observa que las poblaciones más altas se presentan los primeros 50 días debido a que las estructuras de la planta están constituidas por tejido suave. Si las poblaciones son demasiado altas en las primeras fases del cultivo llegan a transmitir si hay una fuente de infección o inóculo el virus chino del tomate y el virus del mosaico del tabaco. En cambio cuando la planta esta totalmente desarrollada alrededor de 100 días después del transplante, la mayoría de los tejidos son de consistencia más rígida por lo que son menos atractivos a estos insectos.

El daño más importante que causa este insecto es la transmisión de virus, causando una reducción en el tamaño de la planta y en general plantas que no llegan a ser productivas. También puede llegar a disminuir la cantidad de savia disponible en la planta al alimentarse de ella.

Es importante que en el área donde entra el aire fresco hacia el interior del invernadero se emplean mallas antiáfidos para evitar con ello la entrada de los insectos. Si estos se encuentran en el interior del invernadero, pueden ser atrapados con el uso de plásticos de color amarillo o de cualquier otro material de color amarillo brillante, siempre y cuando se encuentre impregnado de algún pegamento como aceite comestible, grasas transparente o biotak que es un pegamento especial para este propósito, ya que puede durar hasta dos meses impregnado en los plásticos (Castaños, 1993).

2.7 Principales enfermedades

Cáncer Bacteriano (*Clavibacter michiganensis*): Esta enfermedad se transmite mediante la práctica de poda de hojas o brotes. Este patógeno se desarrolla en el sistema vascular de la planta, en la fase inicial los síntomas de marchitamiento no son claros pero en la medida que se desarrollan los frutos, los marchitamientos son muy notorios y más aún cuando existe alta transpiración (medio día). Cuando el daño de la bacteria es muy severo ataca a todo el sistema vascular, la planta entra en un estado de marchitez permanente el cual ya no se recupera y muere. Se transmite a través de herramientas utensilios, las medidas preventivas necesarias son desinfectar con alcohol los utensilios que se emplean en la poda, desinfección de sustratos con Benomil, Tiabendazol o Carbendazim, colocación de tapete sanitario con hipoclorito de sodio al 5% en las puertas de acceso a los invernaderos y la eliminación de plantas enfermas (Castaños, 1993).

Moho Gris *Botrytis cinerea* Pers

El moho gris y la mancha fantasma son causadas por *Botrytis cinerea* Pers. Esta enfermedad ataca a los tallos, hojas y frutos es encontrada en invernaderos, casas sombras y campo abierto cuando la humedad relativa es alta. Las plantas son más susceptibles en la medida que se aproximan a la madurez. Las plantas grandes que son podadas manualmente y tienen follaje abundante parecen ser más severamente infectadas. En cultivos de invernadero en donde la intensidad luminosa es baja y la humedad relativa alcanza de 95 a 100% de noche; *Botrytis* con frecuencia afecta todas las partes de la planta. Los daños empiezan en las hojas viejas y en las heridas producidas por la poda. En las hojas se observa manchas oscuras que se recubren de un crecimiento fungoso de color grisáceo. Estos daños se localizan principalmente, en el borde de las hojas. Las hojas acaban por marchitarse. En la medida que esto ocurre, el hongo progresa hacia el tallo y produce lesiones elípticas de color café con anillos concéntricos que a menudo lo rodean, y acaban por marchitar el brote en que se encuentra, por encima de la zona dañada. En los frutos produce pudriciones y lesiones grisáceas que puede llegar a afectar gran parte de los

mismos y algunas veces se desarrolla en frutos verdes de tomate en invernadero o durante períodos húmedos a campo abierto.

Tizón temprano *Alternaria solani*. Los primeros síntomas ocurren en las hojas más viejas; éstas presentan pequeñas lesiones irregulares de color café oscuro en cuyo interior se forman anillos concéntricos evidentes, debido a los esfuerzos que hace la planta para detener el avance de la infección; las lesiones pueden crecer hasta 1.5 cm de diámetro o más. Típicamente las lesiones se rodean de un color amarillo por la producción de toxinas, y cuando las lesiones son numerosas se pueden unir, destruir al tejido foliar, y afectar la producción, así como la calidad de la fruta ya formada, que sufre quemaduras de sol al quedar desprotegida. La enfermedad puede causar tizón en las flores y las lesiones en tallos, pecíolos y frutos normalmente muestran el patrón de anillos concéntricos; además, cuando envejecen, producen un polvillo negro que corresponde a fructificaciones del hongo causante de la enfermedad. El fungicida más utilizado en el control de esta enfermedad es Amistar 50 WG, que se aplica al follaje o a través del riego por goteo.

Tizón tardío o mancha negra (*Phytophthora infestans*). Se presenta en el follaje, aunque ataca a toda la planta. Se manifiesta cuando existe un gran desarrollo foliar a los 60 a los 70 días después del trasplante, ambiente con alta humedad relativa, temperaturas con 22⁰C y poco movimiento de aire. Las prácticas que se realizan para disminuir el problema de tizón dentro del invernadero son: contar con un buen sistema de circulación de aire, realizar poda de hojas y brotes de manera constante, que permita tener buena ventilación en los donceles inferiores de la planta (Castaños, 1993).

2.8 Cosecha

La cosecha empieza en los últimos días de agosto y termina en el mes de diciembre. Debe hacerse en tres grados de madurez del fruto: rojo, intermedio (color tres cuartos) y sazón (verde maduro).

El grado de madurez en que se cosecha depende del precio del mercado y de la distancia a los centros de consumo. El fruto sazón para los centros de consumo más lejanos y el rojo para los centros más cercanos a la ciudad de México (López, 2001).

III. Micorrizas

Se conoce con el nombre de **micorriza** a la asociación mutualista establecida entre las raíces de la mayoría de las plantas (tanto cultivadas como silvestres) y ciertos hongos del suelo. Se trata de una simbiosis prácticamente universal, no sólo porque casi todas las especies vegetales son susceptibles de ser **micorrizadas** sino también porque puede estar presente en la mayoría de los hábitats naturales. Las **micorrizas** son tan antiguas como las propias plantas y se conoce su existencia desde hace más de cien años; estimándose que aproximadamente el 95% de las especies vegetales conocidas establecen de forma natural y constante este tipo de simbiosis con hongos del suelo. El mutualismo supone una relación beneficiosa para los dos organismos implicados, y tanto el hongo como la planta se ven favorecidos por la asociación: el hongo coloniza la raíz de la planta y le proporciona nutrientes minerales y agua, que extrae del suelo por medio de su red externa de hifas, mientras que la planta suministra al hongo sustratos energéticos y carbohidratos que elabora a través de la fotosíntesis.

Existen siete tipos de **micorrizas** que se han clasificado, siguiendo criterios estructurales, funcionales y taxonómicos, en: Ectomicorrizas, Endomicorrizas o **Micorrizas** Arbusculares (HMA), Ectodomicorrizas, Arbstoides, Monotropoides, Ericoides y Orquidioides. En cuanto a las estructuras formadas, al tipo de colonización y a la cantidad de especies vegetales y fúngicas implicadas, se puede decir que las **micorrizas** arbusculares son las de mayor importancia y las que más ampliamente se encuentran distribuidas (tanto a nivel geográfico como dentro del Reino Vegetal). Este tipo de **micorriza** se encuentra en condiciones naturales en la mayoría de los cultivos tropicales y subtropicales de interés agronómico (Sieverding, 1991) y está presente en la mayoría de las Angiospermas; siendo las familias *Chenopodiaceae* y *Cruciferae*, las excepciones de mayor importancia. La asociación simbiótica de hongos (HMA) se forma en muchas especies perennes leñosas,

incluyendo muchas Gimnospermas aparte de las Pináceas (Harley y Smith, 1983). Los hongos formadores de (HMA) pertenecen a la clase Zigomicetes y se caracterizan porque producen, a lo largo de su ciclo de vida, unas estructuras conocidas como arbusculos (en todos los casos) y vesículas (en la mayoría de ellos). Las vesículas son estructuras globosas e irregulares que actúan como órganos de reserva de lípidos. Los arbusculos son las estructuras responsables de la transferencia bidireccional de nutrientes entre los simbioses, realizada en la interfase planta - hongo producido a este nivel.

3.1 Los hongos micorrízicos vesículo arbusculares en la germinación de semillas

Al germinar las semillas en sustratos **micorrizados**, se desencadena un proceso simbiótico que comienza cuando las esporas son atraídas por las sustancias que segregan las raicillas de la plántula.

La relación se establece de la siguiente manera:

- Las raicillas de la plántula segregan metabolitos secundarios, que son atractivos para los hongos (HMA).
- Las esporas de los hongos (HMA) maduran, se convierten en hifas e inician la aproximación a las raíces.
- Las hifas invaden el interior de las raíces, bordean a las células que la forman.
- Las hifas forman una cabellera adicional de absorción, en torno a las raíces, de varios kilómetros por hectárea.
- La redcilla, extrae el fósforo, el nitrógeno y otros minerales del suelo, y lo transporta junto con el agua hacia las células de las raíces.
- En el interior de las células, se forman las estructuras arbusculares que almacenan las sustancias que han extraído las hifas del suelo.
- La planta absorbe estos nutrientes por medio de su sistema vascular de conducción y lo distribuye por los tejidos de acuerdo a sus necesidades.

3.2 Ventajas o beneficios que proporcionan los hongos micorrízicos vesículo arbusculares

La planta con abundante **micorriza** tiene una mayor superficie de raíz para la absorción de nutrientes y de agua que aquellas plantas con poca **micorriza** o que carecen de ella. No solo aumenta la superficie de absorción de la raíz sino que las hifas del hongo al proyectarse en el suelo actúan como órganos de absorción adicional. Los hongos (HMA) tienen la capacidad de absorber y acumular varios elementos tales como nitrógeno, fósforo, potasio y calcio, y translocarlos a los tejidos de la raíz del huésped. Los hongos (HMA) actúan como barrera contra la implantación de ciertos microorganismos patógenos de raíces, es decir actúa como un obstáculo mecánico, o mediante la producción de potentes antibióticos los que localizados en la raíz, actúan frenando el desarrollo o bloqueando la actividad de los patógenos invasores. Los hongos (HMA) por su parte, actúan biológicamente sobre ciertos minerales y sustancias orgánicas del suelo haciéndolos utilizables por la raíz. Los hongos (HMA) son capaces de producir vitaminas, sustancias de crecimiento y hasta antibiótico (Diatretinanitillo) capaz de proteger a la planta contra el ataque de agentes pudridores de la raíz.

Estos hongos (HMA) producen gran cantidad de sustancias que juegan un papel importante en la diferenciación y multiplicación de las células vegetales y además responsables del cambio de la forma de la raíz; esto es importante en relación a la absorción de sustancias por la raíz.

El uso de hongos (HMA) puede ser una herramienta efectiva para incrementar los rendimientos en el cultivo de jitomate bajo condiciones de invernadero en el estado de Morelos. Lo anterior sugiere que los hongos (HMA) desempeñan un papel determinante en el crecimiento las plantas de jitomate.

3. 3 Modo de acción de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares

Las hifas penetran a las células corticales de la raíz y forman estructuras intrincadamente ramificadas de la raíz llamadas arbusculos. Estos viven pocos días, durante los cuáles el citoplasma de la célula hospedera aumenta a expensas de la vacuola; hay más mitocondrias, retículo endoplásmico y ribosomas y el núcleo se agranda, el hongo produce hifas externas que se prolongan de la raíz y se extienden varios centímetros en el suelo (Campbell, 1987). Los nutrimentos son transferidos a través de las finas ramificaciones del arbusculo y la membrana celular de las plantas, que están altamente envaginadas, el material citoplasmático de la planta se incrementa 20 veces por la presencia de esta estructura del hongo (Gianinazzi, 1983). Los hongos (HMA) penetran y colonizan las células de la planta hospedero y los agregados del suelo formando un sistema de transferencia vivo de dos vías, llevando nutrimentos minerales del suelo a la planta y compuestos orgánicos de la planta al suelo. En este proceso los hongos (HMA) mejoran el crecimiento y la salud de las plantas, incrementando la proliferación de organismos del suelo y la formación de la estructura del suelo (Bethlefalvay, 1993).

Alvarez y Ferrera Cerrato (1994) mencionan que el estudio de la interacción hongo micorrízico - planta ha sido de gran interés debido a que la **micorriza** promueve la nutrición de los cultivos, particularmente por su función de incrementar la absorción de agua y nutrientes que son relativamente inmóviles en el suelo tales como el fósforo, cobre y zinc. (figura.1). El mecanismo más importante en el incremento de la absorción de fósforo y de otros nutrimentos en las plantas **micorrizadas** es de naturaleza física, debido a que incrementa el área superficial de contacto de las raíces con el suelo, lo que confiere una mayor capacidad para explorar y aprovechar los recursos del sustrato.

El movimiento del fósforo mediado por los hongos (HMA), ocurre en tres etapas:

- 1.- Captación por el endófito en la solución del suelo.

2.- Traslocación hacia la raíz por los puntos de entrada que realizan las hifas.

3.- La posterior liberación en la planta.

El hongo toma fósforo del suelo, el mismo autor considera que la translocación posiblemente ocurre por el flujo citoplasmático de gránulos de polifosfato en las vacuolas del hongo (Reyes, 1993).

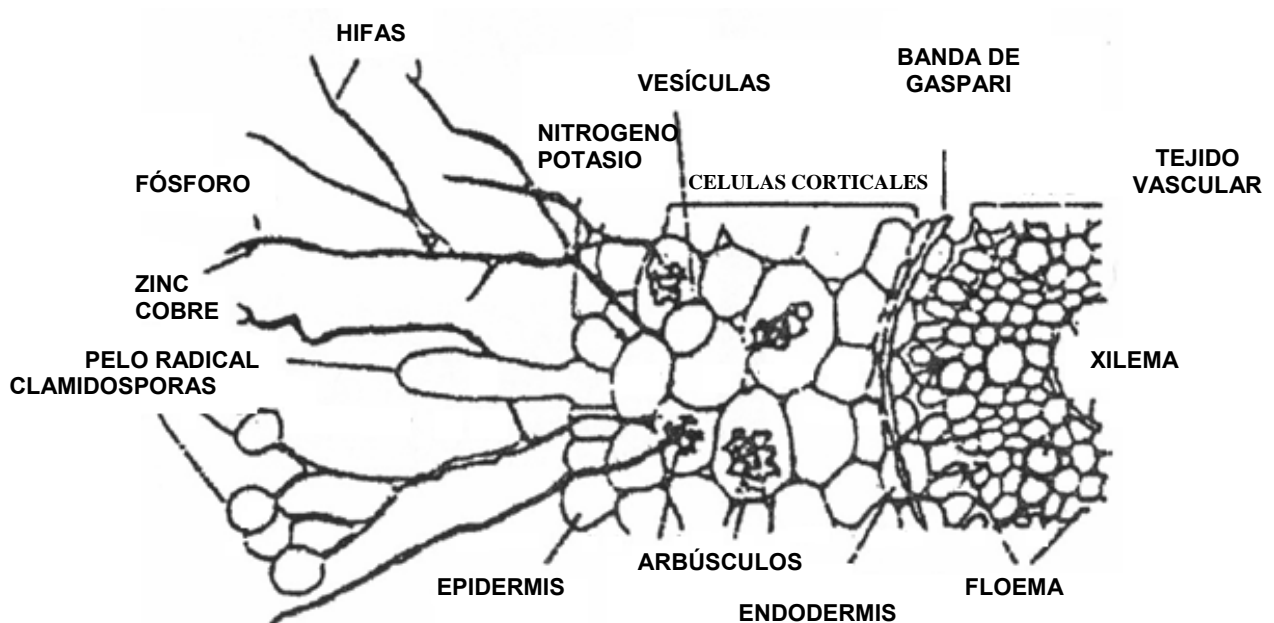


Figura 1. Representación esquemática de la distribución de los hongos (HMA) en la raíz. Fuente (Alvarez y Ferrera, Cerrato, 1994).

3.4 E stablecimiento de la c olonización los hongos mic orrízicos vesículo arbusculares

La verificación de la colonización de las raíces por estos hongos requiere de una observación microscópica que preferentemente se evidencia mediante tinción. La colonización se desarrolla a partir de la germinación de las clamidiosporas ó del micelio de la raíz previamente colonizada. Las clamidiosporas resisten el estrés por sequía y en otras condiciones desfavorables del suelo, germinando cuando éstas son

propicias los tubos de germinación penetran en la raíz huésped a través de los apresorios, constituyendo los puntos de colonización. Posteriormente se desarrollan las hifas que se ramifican intercelularmente sin invadir la endodermis, los tejidos vasculares y los meristemos y estableciéndose a cierta distancia del ápice ó zona meristemática (Holley and Peterson, 1979). Las regiones suberizadas no son susceptibles a la penetración, tan solo los tejidos con clorofila (Reyes, 1993). Los puntos de colonización también pueden establecerse mediante hifas de otros propágulos, constituyendo a lo largo de la raíz las unidades de colonización. Posteriormente, al contacto con las células epidérmicas de la raíz (o inclusive con los pelos absorbentes) se desarrollan los arbuscúlos que son estructuras que invaden el interior de las células corticales rodeando el haz vascular (Harley y Smith, 1983). Los arbuscúlos se ramifican dicotómicamente hasta la formación de hifas con diámetro menor de 2 micras, lo que aumenta enormemente el área de interfase entre los organismos (Harley y Smith, 1983). Los arbuscúlos tienen un alto contenido vacuolar y en el momento en que se forman, el núcleo de la célula vegetal se alarga y se divide, lo que indica un incremento en la actividad fisiológica del hospedero y en la cantidad de RNA y DNA sintetizados (Harley y Smith, 1983). Son las estructuras más importantes en la simbiosis, puesto que a través de ellas se realiza la transferencia de fosfatos y otros nutrimentos provenientes de las hifas. El tiempo de vida de los arbuscúlos varía entre los 4 y 15 días, en los que la transferencia de metabolitos es bidireccional. La translocación se hace por medio de los gránulos de glifosfato que se depositan en sus vacuolas y que son degradados por la célula vegetal al momento de digerir a los arbuscúlos con todo y su contenido, reflejando que la longevidad de las células vegetales no se ve afectada en la colonización por hongos (MVA) (Harley y Smith, 1983).

Simultáneamente al arbuscúlo, se presentan las vesículas que son estructuras que contienen lípidos. Estos se forman inter o intracelularmente en la raíz, en regiones de colonización madura. Al mismo tiempo el micelio externo crece y se extiende constituyendo un sistema de absorción de nutrimentos con clamidosporas y esporocarpos y se confirma que el crecimiento micelial fuera de la raíz procede de la formación de algunos arbuscúlos en las células, ya que el requerimiento de

nutrientes por el hospedero necesita del micelio para la transferencia de nutrientes a las células vegetales (Hepper, 1981). De ésta manera, los arbusculos y las vesículas constituyen las estructuras fisiológicas más conspicuas en éste tipo de **micorriza**, dándole origen a su nombre. Las colonizaciones micorrízicas secundarias se caracterizan por presentar apresorios típicos, hifas corticales y el desarrollo del micelio externo, aumentando las conexiones intraradical y extramicelial (Smith y Read, 1983). Las colonizaciones secundarias dependen de los compuestos de carbono translocados por el hospedero; mientras que las otras, los puntos iniciales de crecimiento se originan a expensas de las reservas de las esporas o propágulos (Sanders y Sheik, 1983). La simbiosis no siempre sucede cuando la raíz es senescente o muere, regiones sensibles de colonización fúngica activan cambios citogenéticos como la progresiva vacualización de las hifas y su seccionamiento (Smith y Read, 1983).

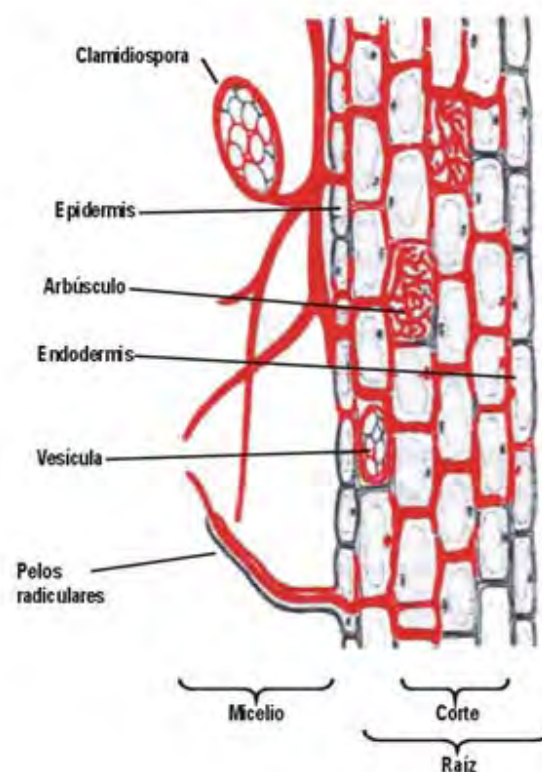


Figura 2. Representación esquemática de la asociación raíz – hongo. (Bonafante-Fasolo, 1984)

3.5 Papel de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares en la absorción de nutrimentos

La toma de nutrientes de la planta está determinada principalmente por la capacidad de absorción de las raíces y por la difusión de nutrientes y subsecuentes liberaciones de elementos en la solución del suelo. La tasa de absorción de iones con alta movilidad, tal como NO_3^- , de la solución del suelo es específica del cultivar y la especie. La capacidad de toma de iones con baja velocidad de difusión, por ejemplo el Zn y Mo y en menor grado K, S y NH_4^+ , depende de la densidad de la raíz por volumen de suelo. En estos casos, la morfología de la raíz y el micelio externo de los hongos (MVA) determina la tasa de toma de nutrientes para la planta (Sieverding, 1991).

a) El desarrollo y estructura planta - los hongos (HMA) en relación con el transporte de nutrientes

A nivel celular, la interfase en todos los tipos de **micorrizas** están compuestas de las membranas de ambos patrones, separados por una región del apoplasto (Smith & Smith, 1990). El desarrollo intracelular afecta la estructura de la pared de los hongos (HMA), el metabolismo y la fisiología, incluyendo la represión de la superficie y de enzimas extracelulares (Smith & Gianinazzi - Pearson 1988). La reacción de penetración y proliferación de los hongos (HMA) parece similar en diferentes endomicorrizas en la presencia del haustorio intracelular; pero las células del hospedante muestran modificaciones más específicas. En todos los casos, la interfase formada entre la célula de la planta y el hongo involucra una nueva formación de la membrana de la planta que se extiende desde la membrana plasmática de la periferia alrededor del haustorio del hongo (Smith *et al.*, 1994).

En orquídeas, el material de la pared celular persiste alrededor de la extensión intracelular. La presencia de pectinas y celulosa constituye la interfase arbuscular, simultáneamente con la actividad neutral fosfatasa indica que el protoplasto de la planta conserva la actividad de sintetizar la pared celular. La transferencia de carbohidratos de **micorrizas** en orquídeas es del hongo a la planta y sintetiza los

componentes de la pared, no contribuye a la nutrición del hongo. La modificación en términos de transporte de nutrientes es la actividad de ATPasa en la membrana de la planta formada alrededor de los arbusculos. En hongos (HMA) parte de esta actividad es atribuible a un ion H ATPasa presente en la membrana periarbuscular, pero citoquímicamente indetectable a lo largo de otras membranas de la planta adyacentes a la hifa. La distribución de la actividad alrededor del arbusculo sugiere que las células de las raíces infectadas tienen la capacidad de incrementar la absorción de nutrientes (Marx *et al.*, 1982; Smith, 1994).

Los hongos (HMA), los cambios estructurales en el tejido de la planta es pequeño, pero en algunos casos el crecimiento de la pared hacia dentro, parece ser inducida por la infección de los hongos (HMA). La actividad ATPasa está asociada con la membrana plasmática de ambos simbiosis cuando estos son activos y estrechamente asociados en la región "Harting", pero esta desaparece en células de plantas senescentes (Smith, 1994). La información para todos los tipos de **micorrizas** indica que la acumulación de material en la interfase es reducida, en términos de la permeabilidad del apoplasto. Sin embargo, el material extracelular está también acumulado alrededor de la hifa de los hongos (HMA) como punto de entrada a las células hospedantes y acumuladas en los espacios intercelulares de la cubierta de los hongos (HMA). (Smith, 1994).

b) Mecanismos de transferencia

Los azúcares son importantes en la transferencia de carbohidratos, con la hidrólisis de la sacarosa. Otro recurso potencial de carbono incluye precursores de la pared, el cual puede igualmente requerir hidrólisis, y aniones orgánicos o componentes orgánicos de N.

Los nutrientes derivados del suelo que son transferidos de los hongos (HMA) a la planta varían en importancia en los diferentes tipos de asociación. Los hongos (HMA) tienen mayor influencia sobre el nitrógeno (N) y un menor efecto sobre la nutrición en fósforo (P). El N orgánico como NH_4^+ , está probablemente involucrado. Tal transferencia puede resultar en el movimiento de carbono orgánico en contra del flujo

de carbohidratos y afectaría el flujo neto de carbono reducido, dando una posible ruta para el movimiento del carbono durante la transferencia entre la planta. En los hongos (HMA) se evidencia que el ortofosfato inorgánico es la mejor forma en la que el fósforo es transferido. En experimentos se ha demostrado la transferencia de otros nutrientes (S, Zn, Cu, Ca y Na) en varios tipos de **micorrizas** (Smith *et al.*, 1994). El movimiento de carbohidratos de la planta al hongo y el movimiento de nutrientes minerales a la planta ocurren al nivel de toda la planta. Asumiendo que la transferencia bidireccional ocurre en una simple interfase, ambos simbiosntes tienen membranas plasmáticas funcionales capaces de tomar nutrientes del apoplasto. En los hongos (HMA), la coexistencia de la actividad ATPasa en la membrana plasmática del hongo a la red sugiere que los dos sistemas trabajan cooperadamente en intercambio bidireccional (Smith, 1994).

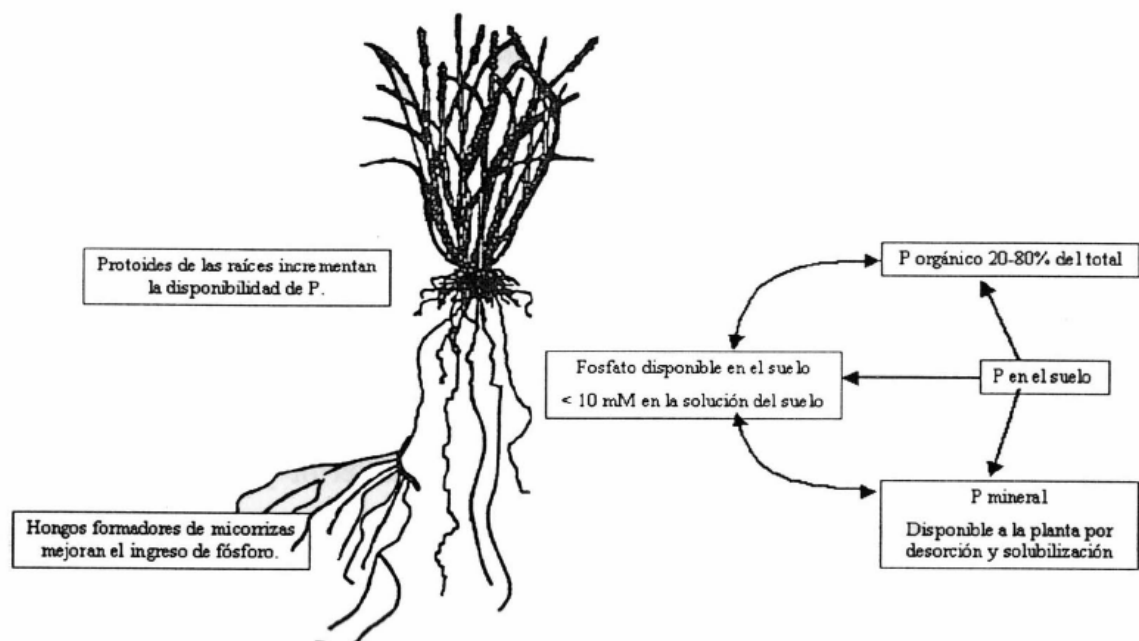


Figura 3. Adquisición del fósforo del suelo por la planta (Schachtman *et al.*, 1988)

c) Toma de Macro y micronutrientes

Fósforo (P)

Los hongos (HMA) pueden mejorar considerablemente el suministro de P para la planta hospedante mediante el uso de la capacidad absorbente de la extensa red de hifas externas asociadas a la raíz infectada. Las hifas de hongos (HMA), ligadas a la raíz, se extienden más allá de la zona de agotamiento de P que se desarrolla en los suelos deficientes en P, ya que la raíz absorbe iones fosfato más rápidamente de lo que se pueden difundir por el suelo para reabastecer el suministro a nivel de la superficie de la raíz. El movimiento de fosfatos que está mediado por los hongos (HMA) ocurre en tres etapas: la absorción por la hifa endofita en el suelo, la translocación a la hifa dentro de la corteza radical mediante los puntos de entrada y la liberación hacia la planta. Los hongos (HMA) probablemente toma el fosfato del suelo, principalmente en la forma de iones ortofosfato de las existencias inestables.

Se cree que la translocación de este fosfato a la raíz ocurre principalmente mediante flujo citoplasmático de los gránulos polifosfatados en las vacuolas del hongo. Los hongos (HMA) mejoran sustancialmente el crecimiento de las plantas a las cuales se les ha suministrado fuentes de fósforo relativamente insolubles, tales como harina de hueso, fosfato tricálcico y fosfato de hierro y aluminio. El P adicional fue tomado de la fracción de P soluble asociada con dichas fuentes fosfatadas o liberados por ellas en el suelo. Por consiguiente, las **micorrizas** aseguran una mejor utilización del fosfato disponible, en lugar de la movilización de la fracción insoluble (Saif, 1984).

El fosfato está presente en el suelo en tres formas: (a) P inorgánico soluble en la solución del suelo, (b) P inorgánico insoluble encontrado en estructuras cristalinas, y (c) componentes orgánicos tales como Phytate.

El fósforo en el suelo es relativamente inmóvil y se difunde lentamente a las raíces de la planta. Como resultado, en suelos con baja disponibilidad de P, las zonas de depleción se desarrollan alrededor de las raíces. En los suelos la cantidad de P que es disponible es poca y la cantidad es cerca del 1 al 5% del total del contenido de P (Cooper, 1984).

En general, el mayor efecto en el desarrollo por la infección con **micorrizas** es causado por el incremento en la absorción de P. La efectividad para la toma de P por el hongo está relacionada por:

1.- Formación de polifosfatos en la hifa y, mantenimiento de concentraciones internas bajas de fosfato.

2.- El diámetro pequeño de la hifa proporciona un volumen relativamente grande en el suelo por unidad de superficie comparada con el área superficial de la raíz.

3.- Producción de ácido fosfatasa extracelular el cual cataliza el P liberado de los complejos orgánicos del suelo (Marschner & Dell, 1994). Se calcula que la concentración de P en la parte externa de la hifa es alrededor de 0.3% de la materia seca comparada con las concentraciones del suelo ~1 a 3 μM de ortofosfato. El P se absorbe como ortofosfato y es transferido a las hifas en forma de polifosfato, esta es la principal reserva de P en el hongo; los gránulos de polifosfatos se encuentran dentro de los arbusculos jóvenes y en las vacuolas de las hifas. El modelo de transferencia de P a través de la interfase, generalmente involucra el flujo pasivo de P del hongo y activo de la absorción en la membrana plasmática de la célula de la planta. Cuando el hongo no se encuentra en simbiosis, la pérdida neta de P es poca, de esta manera las condiciones que promueven el flujo probablemente son importantes en la interfase hongo/raíz. El arbusculo es un órgano del haustorio especializado capaz de gran actividad metabólica y particularmente está adaptada como un sitio de intercambio de nutrientes entre el hongo y la planta hospedante Figura 4. (Cooper, 1984).

La concentración intercelular de P en ambos, hongo y planta, afecta el transporte de P. Altas concentraciones de P en la interfase de la hifa pueden, con el tiempo, reducir la reabsorción, maximizando la pérdida del hongo. Contenidos bajos de fósforo en las raíces en relación al hongo (mantenidos por el metabolismo y/o translocación ente la planta) y el incremento en el activo transporte de P a la membrana plasmática de la planta, puede permitir el movimiento neto de P_i dentro de la planta. La transferencia de P al tejido hospedante en los hongos (HMA) es cerca de 10 - 20% del P absorbido por la hifa (Marschner & Dell, 1994; Smith, 1994).

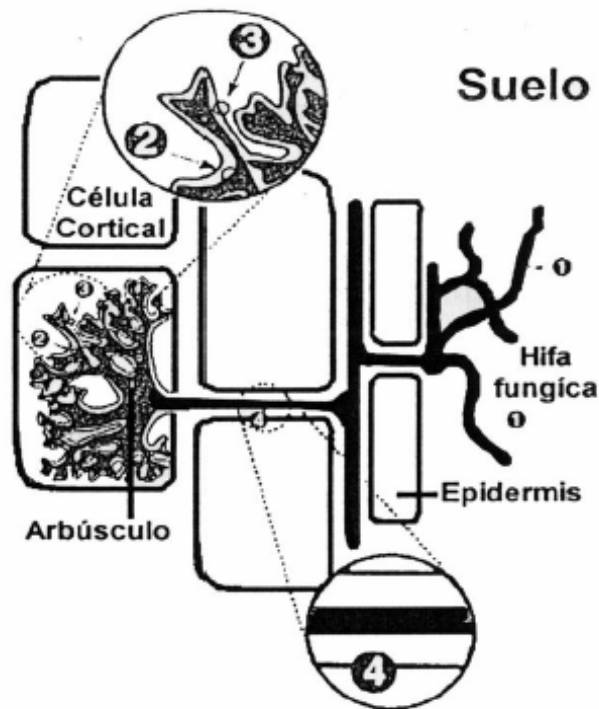


Figura 4. Diagrama que indica los posibles sitios de transporte de fósforo del hongo a la planta y de glucosa al hongo en la membrana de un hongo (HMA). Transporte de fósforo 1) Entrada de fósforo a través de la membrana de la hifa externa; 2) Flujo de fósforo a través de la membrana del arbúsculo; 3) entrada de fósforo a través de la membrana peri - arbuscular. Transporte de carbono: 2) y 4) posibles sitios de entrada de glucosa por el hongo (Harrison, 1999).

Nitrógeno

Las investigaciones en toma de nitrógeno en plantas con hongos (HMA) han sido en leguminosas. Cuando los hongos (HMA) mejoran la nutrición de P en la planta hospedante, esto puede corresponder a un incremento en la nodulación, fijación de N_2 y desarrollo. Los altos requerimientos de P para la nodulación, muchas especies de leguminosas que se desarrollan en suelos bajos de P son altamente dependientes de la infección hongos (HMA). Sin embargo, la simbiosis impone una gran competencia por los fotosintatos, usualmente a expensas del crecimiento de las

raíces. De acuerdo a los efectos benéficos en la fijación con N_2 son uno u otro confinados a suelos con bajo P (Marschner & Dell, 1994).

Estudios con radioisótopos revelan que el micelio externo del hongo puede utilizar el N inorgánico del suelo eficientemente y es transportado 10 a 30 cm a través del suelo. Así, las plantas **micorrizadas** tienen acceso a formas de N que no son disponibles para plantas sin esta asociación. Bago *et al.* (1996) mostraron que *Glomus intraradices* es capaz de tomar NO_3^- y translocarlo a la planta. En muchos suelos agrícolas el ión NO_3^- es la forma predominante de N; aunque este ión es altamente móvil, cuando los suelos están restringidos por el contenido de agua, su movilidad se reduce drásticamente. En estas condiciones, el papel de las **micorrizas** en el transporte de NO_3^- a las raíces puede ser significativo. Estudios realizados en maíz (*Zea mays*) infectados con *G. intraradices*, evidencia que el transporte de la hifa a la planta fue del 33%, aunque puede variar con la compatibilidad funcional del hongo. Johansen *et al.*, (1996), indican que ambas formas de nitrógeno NO_3^- y NH_4^+ son asimiladas en el micelio del hongo. Esta forma de incremento de toma de N puede estimular las enzimas involucradas en la asimilación de nitrógeno de la planta hospedante. Estos datos sugieren una relación positiva entre la contribución de N por la hifa y el estado metabólico/nutricional de la planta. Estos cambios pueden ayudar a la planta para resistir condiciones secas del suelo (Subramanian & Charest 1999).

Micronutrientes

La movilidad de Cu, Zn, Mn y Fe en suelos es baja. Como resultado, la toma de estos nutrientes por las raíces es limitada. Cuando no hay adición de estos micronutrientes al suelo, la disponibilidad es aún más baja y se forman zonas de depleción alrededor de las raíces. Las plantas **micorrizadas** pueden tomar más nutrientes metales vía hifa extraradical, la cual provee grandes áreas de superficie (Jakobsen *et al.*, 1992). La toma de Zn está influenciada por la distribución y longitud de la hifa de los hongos (HMA) en el suelo. La alta densidad de la hifa en el suelo, gran superficie de absorción, corta distancia de los metales para difundirse, y la

efectividad de plantas **micorrizadas** pueden absorber estos nutrientes metales poco móviles.

Liu *et al.*, (2000) encontro que la contribución en la toma de Zn, Cu, Mn y Fe en maíz está significativamente influenciada por los niveles de P y micronutrientes en el suelo. Su efecto es positivo o negativo dependiendo no sólo del P sino también de los niveles de los micronutrientes en mención. La hifa extraradical puede absorber y transportar Cu y Zn a su planta hospedante. El efecto benéfico de la inoculación con **micorriza** para la toma de Cu y Zn se elimina con la adición de estos micronutrientes al suelo. Bajo condiciones de Cu y Zn abundante, las raíces del maíz parecen depender menos de la **micorriza**. El efecto de P sobre la toma de Zn tiene dos componentes. Por un lado, las raíces de las plantas crecidas en bajo contenido de P poseen más hifas y, sin embargo, puede potencialmente absorber más Cu y Zn.

d) Importancia de la transferencia de nutrientes en la productividad de la planta

Los hongos (HMA) son abundantes y de suma importancia ecológica en el trópico. Extensas áreas de suelos tropicales tales como el Cerrado de Brasil y los Llanos Orientales de Colombia, son deficientes en P o inmovilizan fertilizantes de P. Estas tierras agrícolas marginales podrían ser productivas si se desarrollan y adicionaran al suelo hongos de **micorrizas** con la capacidad de utilizar cantidades extremadamente pequeñas de fertilizantes. Como fuentes de P se podrían adicionar las rocas fosfatadas de bajo costo.

Se ha demostrado que algunos hongos de **micorrizas** utilizan la roca fosfatada mucho mejor que otras fuentes y pueden mejorar considerablemente el crecimiento de las plantas que se desarrollan en suelos pobres fertilizados con este material. Una alternativa viable al uso de fertilizantes de alto costo en suelos agrícolas pobres que han sido talados y quemados, puede ser el uso de hongos (HMA) efectivos en el trópico.

La transferencia entre los simbioses está basada en el efecto potencial de la infección sobre la producción de la planta, o su supervivencia. Cuando el crecimiento

y reproducción de la planta es limitada por la tasa de adquisición de nutrientes y cuando la infección **micorrizica** incrementa esto (por procesos de toma y transferencia), es claro que la infección es de importancia y que el resultado neto de la transferencia bidireccional en un parámetro medible en la biomasa de la planta. Sin embargo, la infección por la **micorriza** no siempre incrementa el crecimiento de la planta o su reproducción (Smith, 1994).

La colonización de las raíces por los hongos (HMA) puede afectar la morfogénesis de la raíz (Gianinazzi *et al.*, 1990) e inducir en la planta el incremento en el nivel de giberelinas, citocininas y ácido abscísico. Se conoce que las giberelinas incrementan el área foliar y desarrollo de las raíces laterales y que las citocininas están involucradas en procesos básicos del crecimiento de las plantas y de la fotosíntesis. Además, las hormonas pueden jugar un papel importante en los mecanismos de interacción con la raíz de manera similar al establecido con *Rhizobium* y las leguminosas (Barea y Azcón-Aguilar, 1982).

Los mecanismos de protección están asociados con incrementos en la producción de arginina o fenoles promovidos por los hongos (HMA) y la severidad de la enfermedad se reduce al mejorar el estatus nutrimental del fósforo en las plantas hospedantes. Aún cuando se desconocen los mecanismos de acción para la protección, la actividad de los hongos (HMA) se relaciona con la producción de fitoalexinas e isoflavonoides que están asociadas con los mecanismos de resistencia de los hospedantes.

Efectos metabólicos y fisiológicos con los que la planta responde a la **micorrización**, por mencionar algunos de ellos:

Efectos metabólicos

- Mayor producción de isoflavonoides
- Mayor producción de arginina
- Mayor producción de sesquiterpenos
- Mayor actividad de varias enzimas

Efectos fisiológicos

- Mayores tasas fotosintéticas
- Incremento en la concentración de algunos reguladores (Barea & Azcon-Aguilar, 1982 y Morandi, 1984).

3.6 Factores que afectan el desarrollo de los hongos vesículo arbuscular

Fertilizantes

Prácticas culturales agrícolas, particularmente la aplicación de fertilizantes, aplicación de ciertos plaguicidas y rotación de cultivos (Gianinazzi- Pearson y Gianinazzi S., 1982). Hay evidencias que indican que la adición de materia orgánica a los suelos da un mejor desarrollo de la **micorriza**. Inversamente existe información considerable sobre los efectos negativos de los fertilizantes nitrogenados sobre la formación **micorrízica** (Hayman, 1980). Por ejemplo, en suelos arcillosos sembrados con trigo, se determinó la colonización **micorrízica** y el número de esporas, encontrándose que el nitrato de amonio había causado una baja en éstos.

Kruckelmann (1975) encontró resultados diferentes en dos suelos fertilizados con 40 kg / ha de nitrógeno, mezclados con abono orgánico y un nematicida. Los resultados muestran un incremento en el número de esporas y en el porcentaje de colonización. Estos efectos opuestos en suelos diferentes se deben a diferencias en la fertilidad del suelo (Hayman, 1980). La colonización tiende a ser más prevaleciente cuando la fertilidad es baja o moderada (Gerdemann y Trappe, 1974) y por lo general los fertilizantes completos nitrógeno, fósforo y potasio crean efectos negativos sobre la colonización **micorrízica** (Hayman, 1980).

Algunos cultivos son altamente dependientes a la **micorriza** aún en suelos muy fértiles; por ejemplo maíz y cebolla (Hayman, 1980).

Mediante numerosos experimentos se ha demostrado que la intensidad de la colonización siempre es reducida cuando la disponibilidad de nitrógeno y fósforo en el suelo aumenta.

Cuando la alimentación de la planta en estos dos elementos es excesiva, su rendimiento es muy elevado y la totalidad de los glúcidos fotosintetizados es empleada por la planta para producir compuestos proteicos y fosforados. De esta forma la cantidad de glúcidos en las raíces disminuye y los hongos **micorrízicos** no pueden alimentarse de estos compuestos carbonatados y desaparecen (Azcon *et al.*,1984). Los hongos (HMA) aparentemente no juegan un papel importante en la absorción directa de nitrógeno, pero se ha demostrado que incrementa la capacidad de fijación de nitrógeno en las leguminosas.

pH

Existen otros factores del suelo que sin duda desempeñan también un papel esencial en la fisiología del hongo, pero no siempre es fácil determinar: por ejemplo, el pH es difícil de adaptarlo. Existen hongos **micorrízicos** adaptados a suelos ácidos, otros a suelos alcalinos y otros son indiferentes al pH (Le Tacón, 1985).

Humedad

El efecto de la humedad sobre el establecimiento y función de los hongos (HMA) ha sido poco estudiado; sin embargo se han sugerido efectos de la humedad del suelo en la colonización **micorrízica** en observaciones de campo e invernadero.

Las esporas de los hongos micorrízicos son inhibidas en su germinación bajo condiciones hídricas adversas con la subsecuente colonización deficiente de las raíces. Sin embargo es conocido que algunos hongos pueden tolerar potenciales hídricos bastante (Lara, 1987).

El estado del agua en la planta puede también afectar la colonización del hongo por alteraciones de la corteza de la raíz, la cual inhibe la penetración de la hifa o por cambios en la producción de estímulos de agua, esto hace que las esporas de los hongos HMA se colapsen y no germinan, de este modo la colonización se reduce sensiblemente (Reid, 1984).

Temperatura

La reducción de la biomasa producida por las plantas hospederas, como resultado de la colonización **micorrízica** ha sido atribuido a los efectos de la temperatura del suelo puede afectar la actividad fisiológica de los hongos (HMA). (Ferrera - Cerrato, 1983).

Luz

Las altas intensidades de luz estimulan una mayor síntesis de arbusculos en comparación con las bajas intensidades, lo cual está íntimamente correlacionado con altos suministros de carbohidratos a las raíces (Hayman, 1984). Una reducción en el 50% de la intensidad luminosa en tabaco, disminuyó el porcentaje de colonización del 85 % al 31% (Mosse, 1973).

Bajas intensidades luminosas en los invernaderos durante el invierno reducen la colonización de los hongos (HMA) (Hayman, 1984).

En cultivos inoculados con **micorrizas** bajo condiciones de fuerte sombreado se reduce la formación de esporas en un 80 % (Mosse, 1973) inhiben la germinación cuando las esporas se exponen a la luz.

3.7 Mecanismos de protección de los hongos vesículo arbuscular micorrizicos

La resistencia a la infección contra patógenos es ampliamente distribuida entre las plantas, es bastante difícil probar la naturaleza de los mecanismos de defensa que confieren algunas de estas formas de resistencia, ya que pueden mantenerse desde una resistencia mecánica pasiva hasta la activación de diversos genes para crear una barrera química (Wyss *et al.*, 1992; Jackson y Taylor, 1996). Las plantas tienen la capacidad de reconocer a un patógeno potencial y de transmitir esta información dentro de las células y en la vecindad de las mismas (Vereeck *et al.*, 1997). Estudios basados en células de plantas de perejil y un elicitor de naturaleza proteica derivado del hongo *Phytophthora megasperma* han servido como un modelo de vía de

transmisión de señales intracelulares, la más rápida respuesta detectada en las células de esta planta, son los cambios en los flujos de protones, cloruros, potasio y calcio a través de la membrana plasmática y la formación de peróxido de hidrógeno, la cual ocurre en 2 y 5 min Figura 5 (Fernández *et al.*,1998)

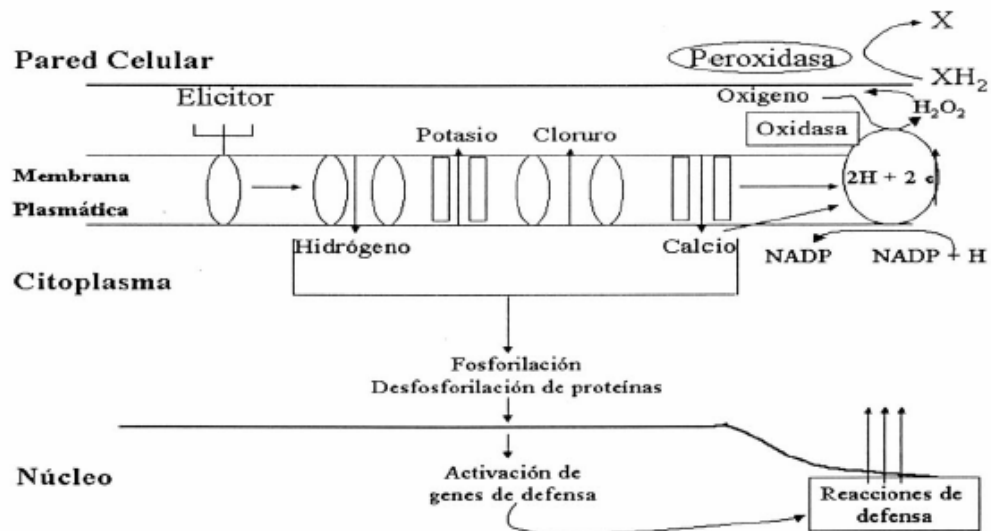


Figura 5 Modelo de componentes involucrados en la vía de transmisión de señales para aumentar la eficiencia de respuesta de defensa de las plantas de perejil (Numbenger *et al.*, 1994).

En muchos casos la resistencia de las plantas esta asociada con respuestas de defensa multiples, las cuales pueden incluir. 1) Una respuesta hipersensible (HR), la cual es caracterizada por una defensa quimica rápida y localizada y la muerte de las células vegetales alrededor del sitio de infección. 2) La acumulación de metabolitos secundarios, tales como fitoalexinas antimicrobianas; 3) Barreras estructurales de respuesta, tales como la lignina y proteínas de la pared celular ricas en hidroxiprolina; y 4) La producción de algunas enzimas nuevas con actividad antifungica (Kapulnik *et al.*,1996). Los hongos (HMA) es un tejido en el cual existe una armonia metabolica entre dos organismos, un hongo y la raíz de una planta, siendo una interacción dinámica en donde sus componentes están en un flujo continuo y manteniendo cada individuo sus caracteristicas intrinsecas, y de esta

manera la nueva colonización de hifas en las células huésped se extienden hacia la rizosfera (Bago, 1999). En el establecimiento de la simbiosis tanto las estructuras asociadas con esta, como la reacción de la planta a la colonización son en ocasiones reminiscencias de los primeros estadios de las interacciones compatibles tanto biotróficas como hemibiotróficas de la relación patógeno - raíz donde el patógeno invade exitosamente grandes áreas del huésped e inicialmente activa los mecanismos de defensa del huésped (Liberei y Feldman, 1999) muchos de estos mecanismos consisten en la fortificación de la pared celular, acumulación de proteínas relacionadas con la patogénesis (Berhamou *et al.*, 1996) incluyendo las enzimas quitinasa y β - 1, 3 - glucanasa y la acumulación de compuestos antimicrobianos como las fitoalexinas (ácido p- Cumarico, m- Cumarico, p- parda - Cumarico metil ester [p - CAME], ácido cafeico, ácido ferúlico, ácido sinámico (Daayf *et al.*, 1997).

Pozo *et al.*, (1996) en plantas de jitomate (*Lycopersicon esculentum*), que existe una inducción difrencial de las isoformas de quitinasas (enzimas que catalizan la hidrólisis de quitina) en las raíces después de la simbiosis o el ingreso del patógeno, permitiendo pensar que la actividad de estas isoformas de quitinasas inducidas por los hongos (HMA) pueden ayudar a las plantas a responder a la invasión de hongos fitopatógenos directamente por actividad hidrolítica o por la liberación de elicitores que pueden activar los mecanismos de defensa. La simbiosis de los hongos (HMA) permitiendo un incremento en la resistencia de las plantas a patógenos de la raíz, especialmente cuando las plantas son inoculadas antes de que afecte el patógeno Dugassa *et al.*, (1996) señala que la presencia de una efectiva simbiosis de los hongos (HMA) es una condición esencial para la sanidad de la planta, y aunque la penetración a la raíz por parte de los hongos (HMA) es similar a formación de los haustorios (estructuras de alimentación) formados por los hongos patógenos, su función es muy diferente (Figura 6) (Jackson., 1996; Parniske, 2000).

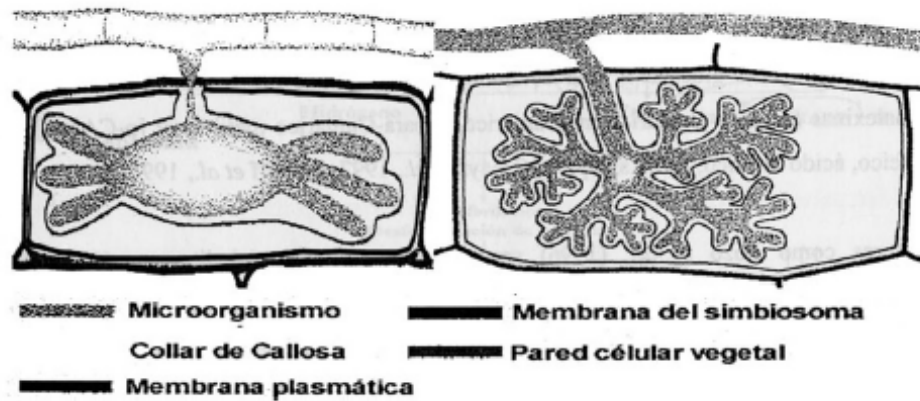


Figura 6. Ejemplos de interacción simbiótica; el complejo haustorial de *Erysiphe graminis* dentro de una célula epidermica foliar, derecha; el arbusculo de *Glomus* sp. Dentro de una célula cortical de la raíz (Parniske, 2000).

3.8 Cambios en los componentes bioquímicos relacionados con la respuesta de resistencia de la planta por los hongos vesículo arbuscular micorrízicos

Cuando se forman los hongos (HMA), la fisiología del huésped cambia significativamente en la respuesta a la presencia de los hongos (HMA) en la raíz. Los hongos (HMA) pueden inducir en la planta huésped la producción, o alterar los niveles, de sus constituyentes químicos incluyendo fitohormonas, isoflavonoides, etc, que influyen en el crecimiento y función de la planta. Un cambio significativo en plantas inoculadas es la alteración en los exudados de las raíces hacia la rizosfera del suelo que provoca la selección de un nuevo equilibrio microbiano en la micorrizosfera. Otros cambios en los tejidos de las raíces que involucran la producción de compuestos fenólicos que inhiben al patógeno; estos son de bajo peso molecular, tales como el ácido benzoico y los fenilpropanoides. Con los hongos (HMA), los cambios en los constituyentes del huésped se reflejan en un incremento en los niveles de sustancias isoflavonoides como las fitoalexinas, aminoácidos específicos como la arginina (Peipp *et al.*, 1997). También se pueden inducir cambios en el ámbito morfológico en los tejidos de la raíz, que bloquean el ingreso del patógeno o modifican su desarrollo en los tejidos del huésped reduciendo de manera

importante no únicamente las partes inoculadas, sino también las partes no colonizadas del sistema radical inoculado (Cordier *et al.*, 1998).

Dassi *et al.*, 1988 señala que algunos compuestos y enzimas involucrados en la defensa de la planta pueden ser fitoalexinas, callosa, glicoproteínas ricas en hidroxiprolina, fenoles, quitinasas β - 1,3 glucanasa, y proteínas relacionadas con la patogénesis por lo que dichos productos se han propuesto como potenciales compuestos antifúngicos en el control de enfermedades de las plantas. Con respecto a la simbiosis de los hongos (HMA). En plantas de poro colonizados con *Glomus mosseae*, han mostrado que la actividad de las quitinasas se incrementan durante los estadios iniciales de la interacción y luego se suprime en los estadios avanzados, esto probablemente se deba a que estas enzimas hidrolizan parcialmente la pared celular de algunos hongos fitopatógenos y consecuentemente inhiben su infección inicial (Davi *et al.*, 1988).

Grandmaison *et al.*, (1993), y colaboradores realizaron la caracterización fitoquímica de compuestos fenólicos y su localización en la ultraestructura de raíces de cebolla inoculadas con dos hongos (HMA) *Glomus intraradices* y *G. versiforme*). Siendo los ácidos ferúlico y P - cumárico así como la N - feruloyltiramina los principales compuestos, encontrándose en la pared celular de las raíces de plantas inoculadas, sugiriendo que existe un mecanismo para la condensación oxidativa de los fenoles. Algunos bioensayos realizados por los autores sugieren que la N – feruloyltiramina induce la ramificación de compuestos en raíces colonizadas esta directamente involucrada en el control del establecimiento y desarrollo de los hongos (HMA), así como la gradual reducción de su plasticidad y elasticidad de la matriz simbiótica. De esta manera, se asevera, que la acumulación de estos productos son formados por la planta en los sitios de penetración del hongo (Benhamou *et al.*, 1994).

Morandi (1996) menciona que una de las mejores formas para conocer si los compuestos fenólicos son los responsables de mejorar la resistencia o tolerancia de las plantas a patógenos es comparar su acumulación en plantas con y sin hongos (HMA), aunque señala que desafortunadamente son pocos los trabajos al respecto. Dehne (1982) estudio la influencia de *Glomus mosseae* en la resistencia hacia

Fusarium oxysporum, favorecida por la acumulación de fenoles, encontrando que la infección simultánea con los hongos (HMA) y el patógeno incremento los niveles de fenoles y la actividad de β - glucosidasa, disminuyendo así la severidad de la enfermedad. También observaron un incremento en la lignificación del endodermo en las plantas inoculadas, señalando que estos resultados son un buen argumento que favorecen la hipótesis de que la resistencia a *F. oxysporum* es debida a los hongos (HMA), ya que ella permite la acumulación de compuestos fenólicos en las raíces, estas observaciones sugieren que agentes bióticos y abióticos sensibilizan a la planta para responder más rápidamente al ataque microbiano externo, causando acumulación de productos de genes de defensa que pueden requerir menos energía (Benhamou *et al.*, 1994).

Gianinazzi - Pearson *et al.*, (1996) presentan una síntesis de los posibles mecanismos químicos involucrados en la resistencia de las plantas (Cuadro 1). Indicando que los hongos (HMA) pueden activar parte de las rutas metabólicas asociadas con los procesos de defensa pero no de manera coordinada, existiendo una activación espacio - temporal limitada y aún poco conocida.

Cuadro 1 Algunas moléculas que promueven la resistencia, investigadas en la interacción hongo - raíz en los hongos (HMA). Gianinazzi - Pearson *et al.*, 1996).

MOLECULA MOD	IFICACIÓN
Fitoalexinas	Incremento transitorio o tardío en algunos isoflavonoides y algunas enzimas: fenil alanil amonio – liasa (PAL*), calconacintasa (CHS*), calconacintasa isomerasa (CHI*), las cuáles son transcritas durante la colonización de la raíz. Localización de PAL y CHS son transcritas en las células que contienen los arbusculos. No se incrementa la isoflavona reductasa.
Calosa	β 1-3 glucanasa en la pared del huésped, es la base del arbusculo
Peroxidasa	Se incrementa su actividad en total y en la pared celular en los primeros estadios de la colonización de la raíz. No se localiza en células que contienen arbusculos
Quitinasa	Se incrementa inicialmente en actividad y transcripción generalmente seguida por la supresión de estados posteriores de la colonización. Nuevas isoformas
β 1, 3 Glucanasa	No se detectan cambios cuantitativos en proteínas y decremento en la transcripción en los estados posteriores
PR – 1 Proteínas ⁺	Incremento discreto en la transcripción Localizada alrededor de los arbusculos vivos

* Pos sus siglas en ingles + Proteínas relacionadas con la patogénesis

En este sentido, la alfalfa (*Medicago sativa*) se ha empleado como modelo, ya que es un huésped donde varios patógenos y la acumulación de medicarpina una fitoalexina isoflavonoide puede estar involucrada en la resistencia a ellos.

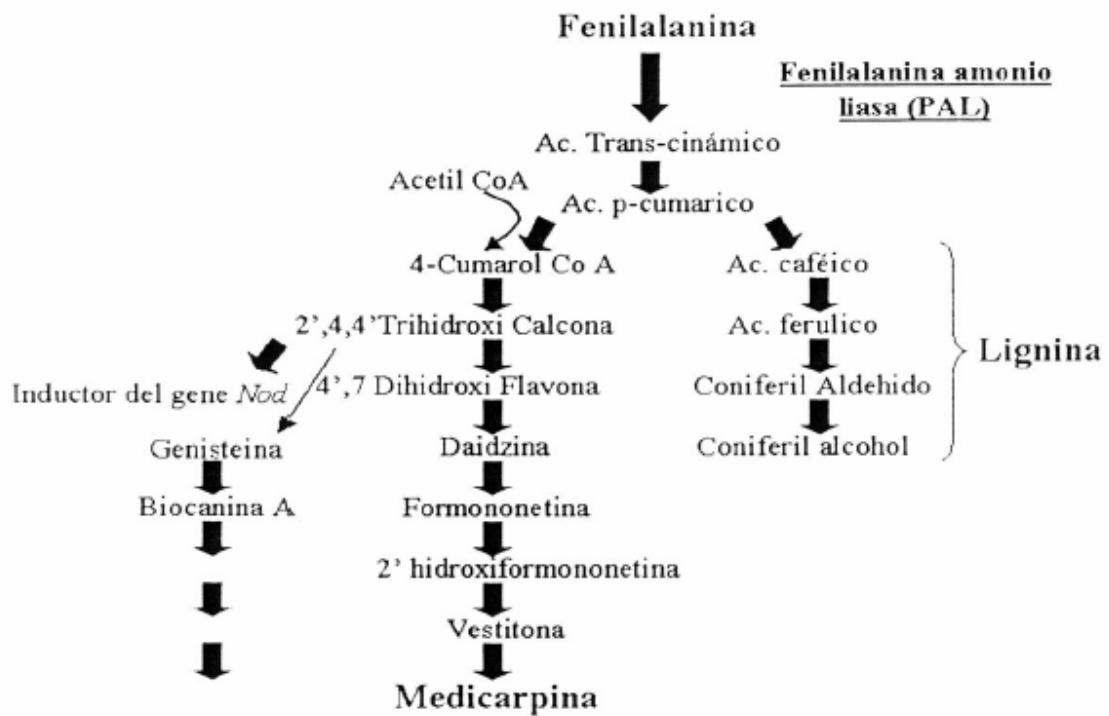


Figura 7 Ruta de los fenilpropanoides en alfalfa (Kapunik *et al.*, 1996).

Las células en suspensión de alfalfa responden a elicitores por la inducción de un pico de la actividad de quitinasa y glucanasa, y los productos de la ruta de los fenilpropanoides se acumulan; algunos de estos productos tienen actividad microbiana y algunos aparentemente funcionan como moléculas de reconocimiento en las interacciones simbióticas (Kapunik *et al.*, 1996)

3.9 Importancia de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares en el control de patógenos

El establecimiento de los hongos (HMA) en el sistema radical evita que los patógenos tengan espacio suficiente para penetrar las células corticales, genera competencia por espacio entre los hongos (HMA) y los patógenos. Numerosos estudios reportan el papel de los hongos (HMA), en el control de patógenos de enfermedades radicales

(Zac, 1964; Perrin, 1985; García Garrido y Ocampo, 1987; Tello Marquina *et al.*, 1987); sin embargo, en el caso de enfermedades sobre tallos y hojas hay pocos estudios al respecto.

1.- Hongos Fitopatógenos.

Dehne (1982) reportó que las interacciones parecen variar con el genotipo del hospedante y de los hongos (HMA), las condiciones ambientales y la agresividad del patógeno. Numerosos han sido los mecanismos establecidos por los cuales los hongos (HMA) protegen a las plantas de los patógenos de hábitos radicales. El efecto primario es a través de un mejoramiento en la nutrición de P, porque la sustitución de los hongos (HMA) por fertilizantes fosfatados produce la misma respuesta en los hospedantes (Smith, 1988). Hay también algunas evidencias de mecanismos de especificidad y localización involucrados en la influencia protectora de la **micorriza**. Aparentemente, los hongos (HMA) no han mostrado efecto directo contra patógenos a través de antagonismo, antibiosis o predación, pero pueden afectar indirectamente las relaciones hospedante - patógeno, por alteración fisiológica del hospedante, como una disminución de la permeabilidad de la membrana (Graham *et al.*, 1981) causada por incremento en la nutrición, interviniendo en la calidad y cantidad de los exudados radicales (Schwab *et al.*, 1983), lo que afecta la germinación de esporas fúngicas y la penetración de los microorganismos a las raíces (Smith, 1988).

Además, pueden estar relacionados, en la modificación de la resistencia del hospedante, algunas alteraciones fisiológicas, cambios bioquímicos y morfológicos en la planta (Dehne, 1982), ya que diversas sustancias orgánicas han sido encontradas en altas concentraciones en raíces micorrizadas, por ejemplo: ácido ascórbico, etileno, aminoácidos (arginina) y proteínas, polisacáridos insolubles acumulados en pared celular, ligninas y enzimas con actividad quitinolítica, así como también se ha observado la acumulación de fitoalexinas isoflavonoides (gliceolina). (Grandmaison *et al.*, 1990) reportaron incrementos en los niveles de cinnamoyl amidas, compuesto que puede conferir resistencia a las raíces **micorrizadas** contra patógenos del suelo. Se menciona que un mecanismo por el cual los hongos (HMA)

le confieren a las plantas, que ellos colonizan, resistencia contra patógenos, es por un mejoramiento en la nutrición fosforada.

2.- Nematodos fitopatógenos (endoparásitos).

El efecto de los nematodos endoparásitos sobre la formación de la HMA a menudo depende de cuál organismo infecte primero la raíz. Algunas evidencias indican que los nematodos pueden ocasionalmente infectar el tejido aledaño al colonizado por los hongos (HMA) pero los hongos (HMA) no colonizan el tejido habitado por nematodos (Ingham, 1988). La respuesta del nematodo a la presencia de la **micorriza** varía y depende tanto del hospedante como el parásito, nivel de nutrimentos en el suelo y el tiempo de observación de los experimentos, por lo que, en ocasiones, los resultados suelen ser contradictorios. Diversos aspectos de la interacción entre nematodos y los hongos (HMA) han sido propuestos para explicar la reducción de la densidad de nematodos por la presencia del hongo. Hussey y Roncadori (1978) mencionaron que el fenómeno puede ser debido simplemente a efecto de dilución dado por un sistema radical abundante en plantas **micorrizadas**; sin embargo, la mayoría de los nematodos son encontrados dentro de las raíces no colonizadas por hongos (HMA), pudiendo presentarse competencia por nutrimentos o fotosintatos útiles y afectar el desarrollo óptimo y reproducción del nematodo o por producción de componentes nematocidas, como ha sido reportado por Suresh y Bagyaraj (1984), quienes observaron un mejoramiento en el vigor de la planta, debido a un incremento en la concentración de fenilalanina y/o serina, las cuales son conocidas como nematocidas. Esta actividad nematocida es de mucho mayor importancia que la competencia por el espacio, ya que los nematodos son reducidos aún y cuando la mitad del sistema radical no está colonizado (Smith *et al.*, 1986). La reducción de la infección por nematodos en plantas **micorrizadas** también ha sido atribuida a complejos, cambios fisiológicos causados por la **micorriza**, lo cual hace más resistente a las plantas respecto del nematodo (Hussey y Roncadori, 1982).

Los cambios fisiológicos radicales pueden alterar la atracción de las raíces a los nematodos (Sikora y Yakovchenko, 1996) o presentan barreras físico - químicas la penetración. Algunos endófitos, biológicamente actuando, son capaces de disminuir el

daño que los patógenos causan a las plantas, aspecto de interés económico ya que muchos suelos están infestados por fitopatógenos capaces de disminuir el crecimiento de las plantas o matar tanto plántulas como plantas maduras y representan una amenaza para los cultivos.

3.10 Aplicaciones de los hongos micorrízicos vesículo arbusculares sobre algunos cultivos agrícolas

Soya - maíz

Reyes (1993) en un estudio sobre la asociación entre soya y maíz conectados entre sí por hongos (HMA) para confirmar si existe transferencia de nitrógeno y/o fósforo entre estos cultivos, realizaron dos experimentos. En el experimento 1 se probaron cuatro niveles de fósforo (0.10, 0.25, 0.50 y 1.0 Mm de fósforo) aplicados a soya ondulante en el experimento 2 el nitrógeno (15N y N no marcado) se aplicó foliarmente a las plantas de soya no ondulante. Se encontró que con los diferentes niveles de fósforo, la soya aumentó la producción de materia seca. El mejor tratamiento fue aquel al que se le aplicó mayor dosis de fósforo. Para el maíz no hubo diferencias estadísticamente significativas en las variables estudiadas. La colonización de **micorrizas** fue afectada por el nivel de fósforo aplicado. Los niveles altos de fósforo (1.0 y 0.5) fueron los que produjeron el mejor desarrollo de esta asociación, principalmente en la soya. El mejor tratamiento fue el 0.10 mM de fósforo sin barrera física (estos tratamientos permiten que el micelio del hongo (HMA) conectara las plantas entre sí y se estableciera una relación fuente - demanda). Para maíz el mejor tratamiento fue el unido a soya con la menor dosis de fósforo. En el Experimento 2 con nitrógeno aplicado foliarmente a las plantas de soya no ondulante, encontraron que no se pudo igualar el crecimiento de estas aun cuando se aplicó una cantidad muy similar. El control se mantuvo con valores inferiores a los presentados por los tratamientos con **micorrizas** y nitrógeno. Esto confirma la importancia del establecimiento de la asociación **micorrízica** ya sea en plantas creciendo solas o intercaladas. Concluyó (Reyes) que la asociación **micorrízica** en

plantas que crecieron intercaladas estuvo afectada por los niveles aplicados de nitrógeno y fósforo principalmente. El porcentaje de colonización **micorrízica** en maíz fue afectado por el nivel de nitrógeno aplicado. Cuando se aplicó este nutrimento se presentaron vesículas y arbusculos y cuando no se aplicó no se encontraron estas estructuras y la colonización fue menor. Lo contrario ocurrió con la soya.

En maíz se ha estudiado el efecto de la **micorrización** con relación a los fitopatógenos del suelo en sistemas de rotación con leguminosa. Se valuó el porcentaje de **micorrización** del maíz después del corte de leguminosas y el efecto de las rotaciones sobre la incidencia de fitopatógenos a la raíz del maíz, su muerte pre - emergente y la muerte post-emergente de plantas a los 20 y 40 días y los cambios físicos y químicos del suelo.

Como resultado de la rotación con leguminosas alcanzó un 40 % de **micorrización** a los 73 días y el nivel más bajo de **micorrización** del 8 %, correspondió al tratamiento de maíz sin fertilizante. Concluyó que al aumentar los niveles de **micorrización**, la infección de las raíces por patógenos disminuye. Con respecto a los cambios físicos y químicos del suelo en los sistemas de rotación, no encontrando diferencias en el cultivo maíz, en monocultivo después de 6 ciclos de rotación.

Por otra parte, el mismo autor no encontró diferencias significativas entre tratamientos con respecto a la muerte preemergente de plantas, pero sí respecto a la muerte post- emergente, siendo mayor en los monocultivos continuos. Los exudados radicales de *Macuna deringianum*, parecen favorecer el desarrollo micelial del patógeno, pero también contribuyeron a inhibir la formación de esporas en el hongo, por el efecto tóxico de las esporas de exudación.

Tomate de cáscara

Velazco, (1996) en un estudio del efecto de la vermicomposta y la inoculación con endomicorriza arbuscular (*Glomus intraradix*) y *Azospirillum brasilense* en la producción de tomate de cáscara, midiendo las variables; peso seco: de tallos, de hojas, de raíz, de frutos, peso seco total; volumen radical, área foliar, altura de

planta, tasa fotosintética, tasa de asimilación neta, tasa relativa de crecimiento, contenido de N y P en la planta; supervivencia de *Azospirillum brasilense* en rizosfera, en rizoplano, en endorrizosfera y colonización micorrízica. Encontró que la colonización **micorrízica** fue favorecida por la combinación entre *G. intraradix* + *Azospirillum brasilense*; esta combinación tuvo 72% de infección en endorrizosfera. Observó que la colonización **micorrízica** fue favorecida por la combinación de *G. intraradix* + vermicomposta, observó que ha mayor colonización **micorrízica** mayor contenido de fósforo en la planta. La inoculación por separado de *G. intraradix* + *A. brasilense* tuvieron efecto positivo sobre tasa fotosintética de las plantas inoculadas comparado con el tratamiento no inoculado. Así mismo observó incrementos en materia seca en los tratamientos con la combinación de *G. intraradix* y *A. brasilense* del 70 y 10% con respecto al testigo. Encontró también que la combinación de *G. intraradix* + vermicomposta tuvo una respuesta positiva que superó al testigo en un 120% en peso seco total y 26% en rendimiento al final del ciclo del cultivo.

Chile serrano

Gutiérrez, (1993) evaluó el efecto de la inoculación con los hongos (HMA) en plantas de chile serrano var. Tampiqueño 74 en dos suelos del Estado de México bajo condiciones de invernadero. Encontró que el porcentaje de infección bajó 43.6% para los tratamientos inoculados, para los tratamientos no inoculados oscila entre 0 y 46.3%, por lo que establece que la esterilización del suelo impide y/o elimina la acción de las **micorrizas**. Observó que las plantas inoculadas tuvieron mayor número de frutos; que las plantas inoculadas se desarrollan mejor que las no inoculadas, sobre todo en suelo no esterilizado. Las plantas inoculadas y fertilizadas observó que se desarrollan mejor, que las plantas no inoculadas y fertilizadas.

Chile y cebolla

Villalobos, (1993) en un estudio sobre el potencial de los hongos (HMA) en la producción de chile (*Capsicum annum* L.) y cebolla (*Allium cepa* L) encontró que el

cultivo de cebolla responde favorablemente a los hongos (HMA) y de mayor a menor respuesta en almácigo con suelo fumigado, después en invernadero enseguida en almácigo sin fumigar y finalmente en campo. Menciona que la inoculación los hongos (HMA) a la siembra, favorece el desarrollo pre y post-trasplante de la cebolla de manera que el incremento de bulbo en la cosecha fue atractivo. Se han realizado estudios sobre el efecto de la inoculación con los hongos (HMA) en los cultivos de cítricos como se menciona en el siguiente ejemplo:

Naranja agrio

González y Ferrera - Cerrato, (1993) estudiaron el efecto de la roca fosfórica y de la inoculación con *Glomus* sp Zaz-19 sobre el crecimiento del porta injerto naranja agrio Australiano. Encontraron que solamente las plantas inoculadas con los hongos (HMA) respondieron a la fertilización con roca fosfórica, las plantas no inoculadas no se beneficiaron de la aplicación con roca fosfórica en ninguno de los niveles que emplearon. Las plantas inoculadas crecieron significativamente más que las plantas testigo, después de los 135 días de la inoculación. Las plantas inoculadas tuvieron un 255% de incremento de altura, 133% en diámetro de tallo, 800% en el número de hojas, 716% en peso seco y 514 de área foliar. La fertilización no afectó drásticamente la colonización **micorrízica**, por lo anterior concluyen que el uso de los hongos HMA en los viveros en la propagación de cítricos y su combinación con roca fosfórica de bajo costo, podría ser una metodología atractiva con la cual se obtendrían plantas sanas y vigorosas en menos tiempo y menor costo.

Cafeto

En otros frutales como el cafeto, Hernández (1993) encontró que al inocular plantas de cafeto con *Glomus musseae* y *Gigaspora* sp. Proporcionaron un acortamiento en el tiempo de vivero, las plantas alcanzan una más rápida emisión de ramas plagiotrópicas. Encontró que la mejor cepa **micorrízica** fue *Glomus musseae*, en su efecto sobre el crecimiento aunque su porcentaje de colonización fue más bajo (50%)

en comparación con el 60 de *Gigaspora* sp. Confirma que no existe ninguna correlación entre el porcentaje de colonización y su efecto sobre el crecimiento. Por otro lado encontró que las **micorrizas** propiciaron una mayor acumulación de materia seca propiciando un mayor contenido total de nutrientes en las hojas principalmente fósforo. Por último observó que las **micorrizas** propiciaron un suministro más eficiente del agua ya que las tasas de transpiración fueron menores en los tratamientos **micorrizados**.

En Cuba han realizado estudios de inoculación con hongos (HMA) en varios frutales. En papaya han trabajado sobre la determinación de cepas de hongos **micorrizógenos** en diferentes tipos de suelos. Los resultados obtenidos indican que las mejores cepas han logrado duplicar los valores de las variables de crecimiento cuando se compara con el testigo. Con lo que logran adelantar considerablemente el tiempo en vivero disminuyendo el costo de producción.

También se han realizado trabajos sobre el efecto de los hongos (HMA) en el cultivo de mango, aguacate y guayaba; sus resultados han sido favorables sobre la determinación de las mejores cepas de hongos **micorrízicos**. En mango han podido observar que la simbiosis entre la planta y los hongos (HMA) se establece tardíamente. En guayaba han logrado obtener incrementos de crecimiento con las mejores cepas hasta en un 60% con respecto al testigo (Estación Nacional de Frutas, 1995).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

Caracterización de la zona

El presente trabajo se llevó a cabo en el municipio de Cuautla, Edo. de Morelos, se localiza en la zona oriente del Estado de Morelos bajo las coordenadas geográficas extremas: al norte 18° 49', al sur 18° 49' de latitud norte; al este 98° 57'; al oeste 99° 01' de longitud oeste (García, 1973).

Clima

El tipo de clima predominante es de tipo (AW) cálido subhúmedo con lluvias en verano, agrupando el subtipo más seco de los subhúmedos con régimen de lluvia invernal menor de 5% con oscilaciones comprendidas entre 5 y 7⁰ C, teniendo una temperatura promedio de 20.5⁰ C. La precipitación pluvial se ubica entre los 800 - 1,000 mm (INEGI, 1988).

La hidrografía se integra por el Río Cuautla, que es una de las subcuencas intermedias del Río Amacuzac, el cual es a la vez una de las dos principales cuencas de la región hidrológica del Río Balsas. Este Río nace en la zona de Protección ecológica de los Sabinos, Santa Rosa y San Cristóbal (INEGI, 1988).

Diseño experimental

El diseño se estableció el 28 de julio del 2007 con la siembra de semilleros bajo condiciones de invernadero. El transplante se realizó el 27 de Agosto de 2007. La cosecha se inicio el 7 de Diciembre de 2007.

El presente trabajo de investigación se realizó en un invernadero de 500 m², cubierto con plástico blanco lechoso del número seis, cuenta con malla antiafidos, cortineros, con una estructura semicircular tubo calibre 10. Se realizó un diseño experimental completamente al azar. Las unidades experimentales se conformaron por 3 tratamientos y 12 repeticiones. Colocándose un total de 36 bolsas en tres hileras.

Cuadro 2. Tratamientos en bolsas de polietileno

Tratamientos		Bolsas de polietileno
1	Tezontle fino, grueso / suelo desinfectado (Testigo)	12
2	Tezontle fino, grueso / solución nutritiva	12
3	Tezontle fino, grueso / suelo micorrizado	12

Análisis estadístico

Se realizó, análisis estadístico para la varianza y comparación de medias por el método de Tukey a 0.05 % de probabilidad, para cada una de las variables en estudio.

Producción de plántula

Preparación de semilleros

El proceso de producción de plántulas en invernadero comenzó con la desinfección de semilleros con el producto Mect 5 (desinfectante para tratamiento de semilleros), el cual se aplicó por inmersión de los semilleros en una solución de 50 ml de Mect 5 en 10 litros de agua. Los semilleros se sumergieron aproximadamente 10 seg y se reemplazó la solución producto /agua de los tanques de tratamiento cuando ésta presentaba turbidez y residuos. Se utilizaron semilleros secos al momento de la desinfección para que absorbieran mejor el producto. Los semilleros se secaron durante un lapso de 4 días al sol antes de usarse para la siembra y se estibarón con las cavidades hacia abajo.

Establecimiento de semilleros de jitomate

Se sembró en 3 semilleros de poliestireno de 200 cavidades, utilizando como sustrato peat moss, en 2 de ellos y en el otro semillero se realizó una mezcla de peat moss y suelo micorrizado (1: 2).

Cuadro 3. Tratamientos en semilleros de 200 cavidades

Tratamientos	Descripción	No. Semilleros (200 cavidades)
1	Sustrato peat moss (Testigo)	1
2	Sustrato peat moss / solución nutritiva	1
3	Sustrato peat moss / suelo micorrizado	1

Siembra

Posteriormente se efectuó el llenado de los semilleros para cada tratamiento. En cada cavidad se depositó 1 semilla a 0.5 cm de profundidad en el sustrato y se cubrió con el mismo, de la variedad Río grande. Antes de colocar el sustrato en los semilleros, éste se debe humedecer a tal grado que permita moldear figuras con el puño de la mano. Una vez realizada la siembra se aplicó un riego pesado sobre los semilleros hasta que incide el escurrimiento del agua en los orificios de la parte inferior de las mismas. Posteriormente, se cubrieron con polietileno negro en un sitio cerrado durante 4 días para favorecer la germinación. En donde la temperatura fue de 25 a 28 °C, la emergencia ocurrió al cuarto día, posteriormente los semilleros se colocaron en un invernadero en donde crecerán las plántulas.

Riegos y solución nutritiva

Para proporcionar la solución nutritiva y el agua a las plántulas establecidas en las bolsas con sustrato, se empleo un sistema de riego por goteo a través de cintas. Se

utilizó un depósito de 1,000 litros de capacidad para preparar la solución nutritiva y otro igual como depósito de agua para posibles casos de emergencia por falta de ésta. La solución nutritiva se preparó disolviendo los fertilizantes que se señalan en el Cuadro 1, en 1,000 litros de agua, siguiendo el mismo orden para disolverlos. Se debe tener especial cuidado con el pH de la solución, ya que éste debe ser de 5.5 si es mayor debe regularse a través de la aplicación de ácido sulfúrico medido con un pH - metro al inicio y al término de la preparación. Por ejemplo, si el pH del agua es de 7.3 se debe aplicar alrededor de 55 mililitros de ácido sulfúrico (98% grado industrial) por cada 1,000 litros de agua. Durante el desarrollo del cultivo se aplicó esta solución nutritiva en dos ocasiones al día uno a las 9 am y la segunda a las 15 pm, con una duración de 15 minutos.

Cuadro 4. Solución nutritiva que se aplicó en el cultivo de jitomate

Fuente	Cantidad (gr)	Elemento
Acido fosfórico	31 ml	Fósforo
Sulfato de potasio	1000	Potasio
Sulfato de magnesio	1230	Magnesio
Nitrato de potasio	750	Nitrógeno
Nitrato de calcio	2600	Calcio
Sulfato ferroso	50	Fierro
Sulfato de manganeso	5	Manganeso
Sulfato de zinc	2	Zinc
Sulfato de cobre	2	Cobre
Borax	10	Boro

Transplante

El transplante se realizó el 27 de agosto de 2007, cuando la planta tenía 4 hojas y una altura aproximada de 15 cm. Se realizó en bolsas de polietileno negro calibre

700 y sus dimensiones fueron de 40 por 40 cm. En la base de las bolsas se hicieron seis perforaciones de 0.5 cm de diámetro para que drene el exceso de agua y solución nutritiva del sustrato. Se realizaron unos orificios en el sustrato con la ayuda de un cincel a una profundidad de 10 cm previo riego para facilitar esta labor. Se colocaron en el centro de la bolsa con sustrato; una planta por orificio extraída del semillero con todo y cepellón presionándola contra el sustrato para dejar la menor cantidad de aire posible en el interior del orificio y para favorecer el anclaje de la misma, se lleva a cabo otro riego para que las plantas no resientan el cambio a su lugar definitivo.

MANEJO DEL CULTIVO

Mezcla de sustratos

La mezcla de sustrato que se utilizó fue la siguiente: una mezcla 25% de tezontle fino con 25% de suelo desinfectado. Todas estas mezclas fueron colocadas en la parte superior de la bolsa equivalente a 50% del total del sustrato y el otro 50% que va en la parte inferior fue tezontle grueso (1.0 a 1.5 cm de Φ) con el fin de que el drenaje sea eficiente. El llenado de los siguientes tratamientos fue la siguiente 80% de suelo micorrizado y 25% de tezontle fino y el ultimo tratamiento se utilizó 50% de tezontle grueso.

Poda

Se realizó a partir del 2 de Septiembre de 2007, y consistió en dejar únicamente el tallo principal de la planta e ir eliminando cualquier brote lateral que salía de las axilas de las hojas llamados chupones, cuando alcanzaban un tamaño de 2.5 cm de largo.

Colocación de tutorado

Para cultivo en invernadero de jitomate es recomendable esta labor que se empezó el siete y se concluyó el 14 de septiembre de 2007, que consistió en tender un alambre acerado en la parte superior de la planta de forma paralela tensada de los extremos de las bolsas de plástico negras a una altura de 2 metros de los cuales cuelga hilo de rafia con el cual se sujetaron las plantas (cuando estas tenían 30 cm de altura) a nivel de la última hoja sin llegar a ahorcarlas enredando la planta alrededor del hilo. Provocando con esto que la planta tenga mejor distribución de luz y soporte mecánico.

Defoliación

Esta labor se llevó a cabo a partir de 7 de septiembre de 2007, y se realizó solamente con la finalidad de remover todas las hojas viejas que ya habían cumplido su ciclo y que además pudieran en un momento dado ser causantes de la transmisión de enfermedades. Las hojas que se removieron fueron las de la parte basal de la planta.

Despunte de planta y raleo de frutos

Se despuntaron las yemas o brotes de los tallos con la ayuda de una navaja, previamente desinfectada, cuando la planta tuvo la altura y el número deseado de racimos, por arriba de dos hojas del tercer racimo, cuando los frutos tenían el tamaño de 1 cm de diámetro aproximadamente; estas labores se realizaron a partir del 9 de octubre de 2007.

Cosecha

Se inició el 7 de Diciembre del 2007, se realizó manualmente siendo el indicador para cosechar cuando el fruto en su parte superior había adquirido un tono rosado,

esto es que en un corto tiempo el total del fruto va a madurar. Esta labor se realiza escalonadamente ya que no todos los frutos de una misma planta maduran al mismo tiempo terminándose esta actividad el 21 de diciembre de 2007.

PARÁMETROS DE EVALUACIÓN

- Porcentaje de emergencia: se calculó durante 4 días después de la siembra, contando el número de plantulas emergidas por tratamiento.
- Altura de la planta: Esta medida se realizó con la ayuda de una cinta métrica (cm), tomando como referencia el nivel del sustrato hasta la altura máxima del tallo principal.
- Diámetro del fruto: Con la ayuda de un vernier se mido el diámetro del fruto.
- Peso fresco del fruto: Al momento de la cosecha se procedía a pesar con una balanza granataría.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El porcentaje promedio de emergencia a los 4 días de plántulas de jitomate para los tratamientos sustrato peat moss / solución nutritiva y sustrato peat moss / suelo micorrizado se observó que la emergencia plántulas presentaron incrementos notables durante los 4 días, lo que indica que posiblemente este tratamiento se ve beneficiado por los hongos (HMA) durante la emergencia, debido a que una de las ventajas de inoculación en semilleros al utilizar estos hongos (HMA) es la de aumentar la superficie de absorción de agua en el suelo, esto provocado por las hifas del hongo que actúan como órganos de absorción adicional. Esto trae como consecuencia que la semilla al germinar tenga una mejor absorción de agua y por lo tanto tiene un mejor desarrollo del sistema radical y comienza a tener una mejor absorción y captación de algunos nutrimentos.

Las plantas **micorrizadas** presentan menor daño para el transplante a los sitios definitivos, lo que representa en los invernaderos menores pérdidas por muerte.

El porcentaje de emergencia durante los 4 días de plantulas de jitomate para el tratamiento sustrato peat moss / suelo desinfectado (testigo) no hubo presencia de hongos (HMA), ni solución nutritiva y el porcentaje de emergencia para este tratamiento no se vio tan favorecida como los tratamientos sustrato peat moss / solución nutritiva y sustrato peat moss / suelo micorrizado.

El ANOVA que se muestra en el cuadro 5 y figura 8 muestra que los mejores tratamientos fueron sustrato peat moss / suelo micorrizado, sustrato peat moss / solución nutritiva, obtuvieron diferencias significativas entre ellos con respecto al tratamiento sustrato peat moss / suelo desinfectado (testigo).

Variables	GL	SC	CM	F	P > F
Tratamientos	5	12422.50	2484.50	49.66	<.001
Error	6	300.16	50.02		
Total	11	1722.66			

Cuadro 5. Análisis de varianza para la frecuencia de emergencia de plántulas de jitomate en invernadero, sustrato peat moss / suelo micorrizado, sustrato peat moss / solución nutritiva, obtuvieron diferencias significativas entre ellos con respecto al tratamiento sustrato peat moss / suelo desinfectado (testigo).

Efecto de la inoculación con hongos (HMA) y solución nutritiva en plántulas de jitomate

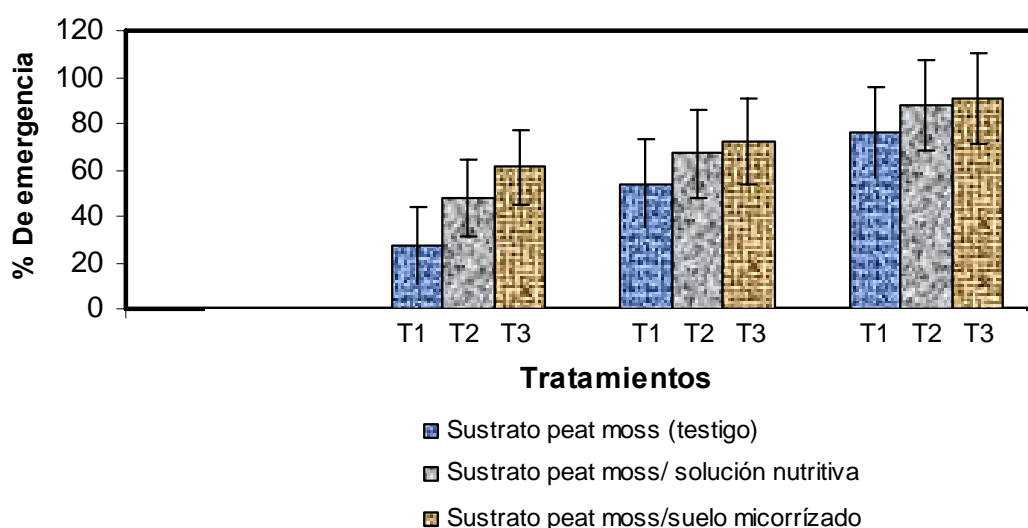


Figura 8. Efecto de la inoculación con hongos (HMA) y solución nutritiva en plántulas de Jitomate, con relación al porcentaje de emergencia.

Altura de la planta

De los resultados obtenidos, la altura de plantas de jitomate reveló diferencias significativas entre los tratamientos como se aprecia en el cuadro 6 y figura 9. En los tratamientos tezontle grueso, fino / solución nutritiva y el tratamiento, tezontle grueso, fino / suelo micorrizado, la altura de las plántulas de jitomate se observa que no existe diferencia significativa para la altura de plantas en relación con el tratamiento tezontle grueso, fino / suelo desinfectado (testigo), esto se debió a que el comportamiento de las **micorrizas** en las plantas de jitomate funcionó como una asociación simbiótica (raíz-hongo) la cual tuvo como beneficios el hecho de que las **micorrizas** son capaces de actuar biológicamente sobre ciertos minerales y sustancias orgánicas del suelo haciéndolos utilizables para la raíz además de que son capaces de producir vitaminas y sustancias de crecimiento que juega un papel importante en la diferenciación y multiplicación de las células vegetales y además responsables del cambio de la forma de la raíz, esto es importante en la relación absorción de sustancias por la raíz, esto va a reflejar un incremento en la altura de la planta, biomasa del tallo y un mejor desarrollo del sistema vascular como también una producción. En otros estudios (Botello *et al*, 1993) realizados con especies de cítricos y en donde se comparó el efecto de inoculantes de diversas especies de hongos (HMA) se encontraron, al igual que en el presente trabajo, mayores tasas de crecimiento en las plantas tratadas con los hongos (HMA) que en las plantas testigo. Este mayor crecimiento estuvo relacionado con un mayor índice de área foliar, una mayor absorción de nutrimentos y agua. En este sentido, aunque en el presente trabajo no se hicieron determinaciones de contenido de nutrientes ni de índice de área foliar, es de suponer que el mayor altura de la planta, diámetro de fruto y mayor peso fresco del fruto de las plantas **micorrizadas** se observó en el presente trabajo, que estuvo relacionado con un mejor aprovechamiento de los nutrientes del suelo, como el fósforo y el nitrógeno, así como algunos micronutrientes, lo cual indica que las plantas **micorrizadas** absorbieron mayor cantidad de agua, debido a una mayor masa radical.

El ANOVA que se muestra en el cuadro 6, demuestra que los mejores tratamientos tezontle grueso, fino / solución nutritiva y el tratamiento, tezontle grueso, fino / suelo micorrizado, obtuvieron diferencias significativas entre ellos con respecto al tratamiento tezontle grueso, fino / suelo desinfectado (testigo).

Variables	GL	SC	CM	F	P > F
Tratamientos	13	18.71	1.43949444	8.84	< 0.0001
Error	22	3.58	0.16290126		
Total	35	22.29			

Cuadro 6. Análisis de varianza para la frecuencia de altura de planta de jitomate en invernadero, tratado con tezontle grueso, fino / solución nutritiva y el tratamiento, tezontle grueso, fino / suelo micorrizado y tezontle fino, grueso / suelo desinfectado (Testigo).

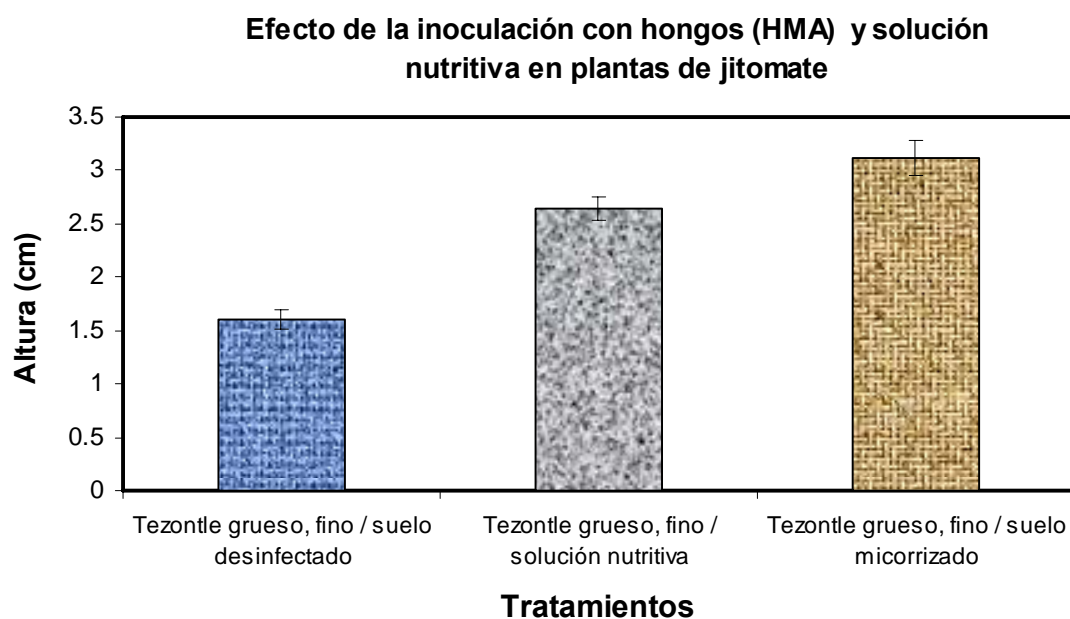


Figura 9. Efecto de la inoculación con hongos (HMA) y solución nutritiva en plantas de Jitomate, con relación a la altura.

Diámetro de fruto

Como se muestra en el cuadro 7 y figura 10 se encontró que los mejores resultados fueron los obtenidos en los tratamientos tezontle grueso, fino / solución nutritiva y el tratamiento, tezontle grueso, fino / suelo micorrizado y el menos efectivo fue el tratamiento tezontle grueso, fino / suelo desinfectado, en la figura 10 muestra que el tratamiento que obtuvo el mejor diámetro fue el tratamiento tezontle grueso, fino / suelo micorrizado.

El ANOVA que se muestra en el cuadro 7, muestra que los mejores tratamientos tezontle grueso, fino / solución nutritiva y el tratamiento, tezontle grueso, fino / suelo micorrizado, obtuvieron diferencias significativas entre ellos con respecto al tratamiento tezontle grueso, fino / suelo desinfectado (testigo).

Variables GL		SC	CM	F	P > F
Tratamientos	13	13.92	1.07	6.44	<.0001
Error	22	3.65	0.16		
Total	35	17.58			

Cuadro 7. Análisis de varianza para la frecuencia de diámetro de fruto de plantas jitomate en invernadero, tratado con tezontle grueso, fino / solución nutritiva y el tratamiento, tezontle grueso, fino / suelo micorrizado y tezontle fino, grueso / suelo desinfectado (Testigo).

Efecto de la inoculación con hongos (HMA) y solución nutritiva de plantas de jitomate

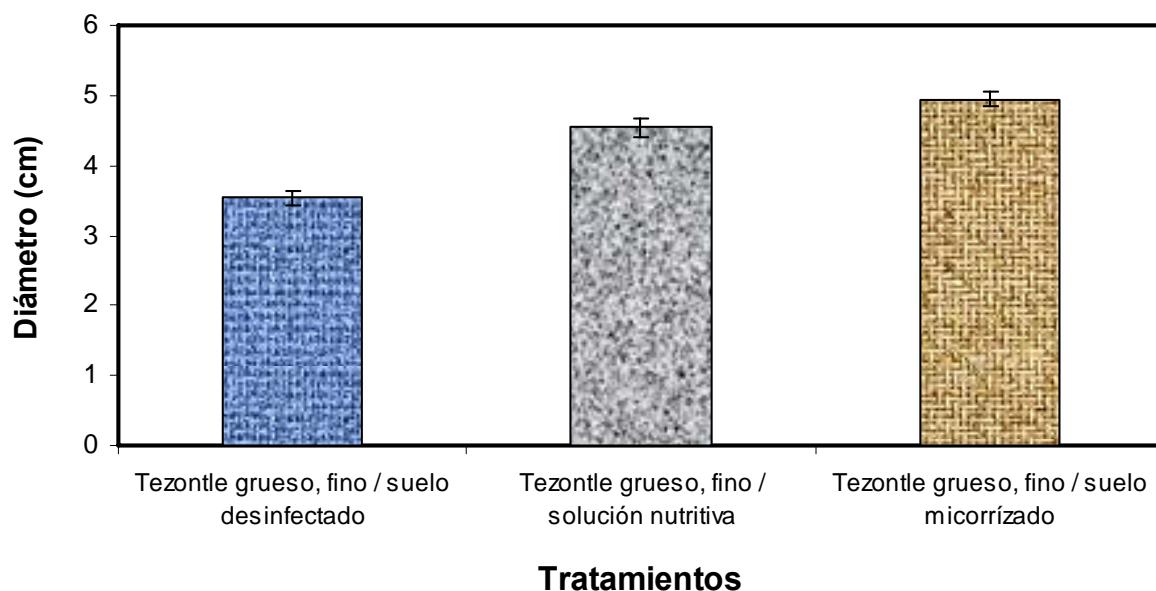


Figura 10. Resultados estadísticos de la inoculación de hongos HMA en Jitomate, con relación al diámetro.

Peso fresco

En el cuadro 8 y la figura 11 muestra los resultados de las mediciones de peso fresco de fruto, se puede observar que los tratamientos tezontle grueso, fino / solución nutritiva; y el tratamiento, tezontle grueso, fino / suelo micorrizado, presento diferencia significativa respecto al tratamiento tezontle fino, grueso / suelo desinfectado (Testigo). Botello *et al.*, (1993) encontró que plantas de naranjo dulce debido a la inoculación con hongos (HMA) presentaron las mejores respuestas de peso fresco que en las plantas no micorrizadas.

El ANOVA que se muestra en el cuadro 8, muestra que los mejores tratamientos tezontle grueso, fino / solución nutritiva y el tratamiento, tezontle grueso, fino / suelo micorrizado, obtuvieron diferencias significativas entre ellos con respecto al tratamiento tezontle grueso, fino / suelo desinfectado (testigo).

Variables GL	SC	CM	F	P >F	
Tratamientos	13	13072.39	1005.56	85.24	<.0001
Error	22	259.53	11.79		
Total	35	13331.92			

Cuadro 8. Análisis de varianza para la frecuencia de peso fresco de fruto de plantas de jitomate en invernadero.

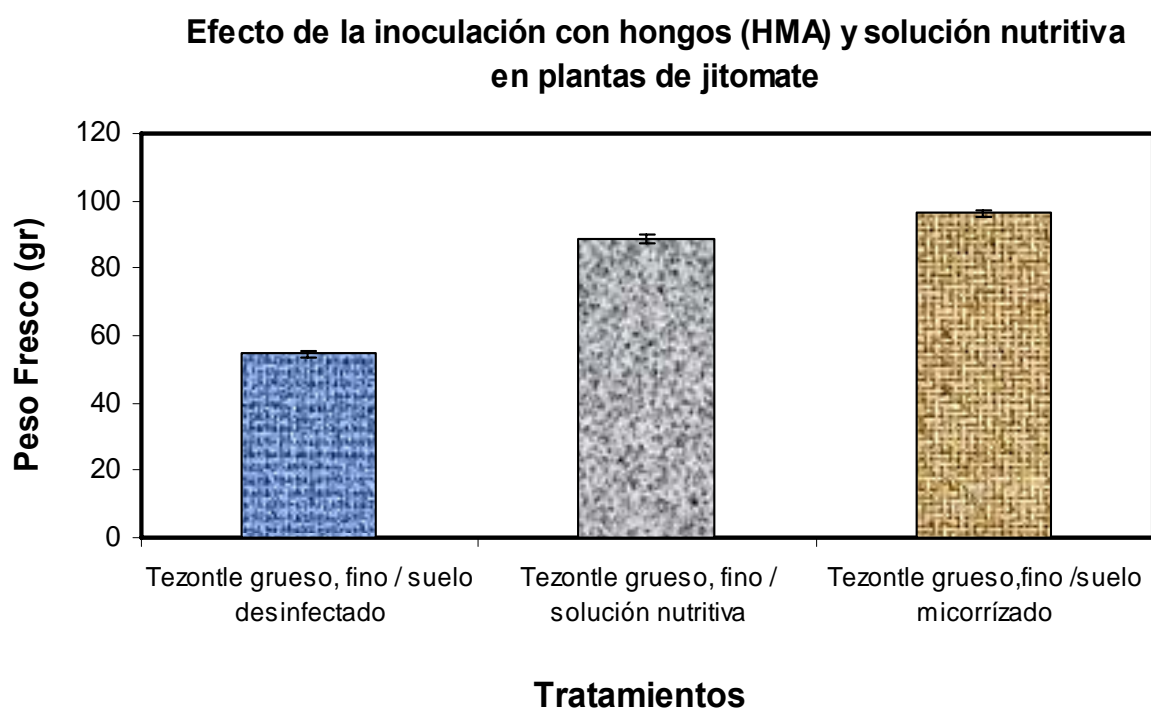


Figura 11. Resultados estadísticos de la inoculación de hongos HMA en Jitomate, con relación al peso fresco.

En el cuadro 9, se presenta la prueba de tukey y comparación de medias, para el parámetro referente al % de emergencia para el tratamiento sustrato peat moss / solución nutritiva 50.75% y para el tratamiento sustrato peat moss / suelo micorrizado fue de un 56.0 %, fue significativamente mayor en comparación con el tratamiento sustrato peat moss / suelo desinfectado (testigo) y el porcentaje de emergencia para este tratamiento fue de 39.25 %.

Nuestros resultados indican en el cuadro 9 donde se presenta la prueba de tukey y comparación de medias, para el parámetro referente a la altura de plantas de jitomates inoculados con hongos (HMA) y solución nutritiva, los tratamientos tezontle grueso, fino / suelo micorrizado (3.11) y tezontle grueso, fino / solución nutritivas (2.64) fue significativamente mayor cuando en relación con el tratamiento tezontle grueso, fino / suelo desinfectado testigo (1.60), lo cual fue consistente con los resultados de González y Ferrera - Cerrato, (1993). Las plantas inoculadas crecieron significativamente más que las plantas testigo, después de los 135 días de la inoculación. Las plantas inoculadas tuvieron un 255% de incremento de altura, 133% en diámetro de tallo, 800% en el número de hojas, 716% en peso seco y 514 de área foliar.

La inoculación de plantas de jitomate con hongos (HMA) y solución nutritiva en el cuadro 9 se presenta la prueba de tukey y comparación de medias, para el parámetro referente al diámetro de fruto, que los tratamientos tezontle grueso, fino / suelo micorrizado (4.94) y tezontle grueso, fino / solución nutritivas (4.53) fue significativamente mayor cuando en relación con el tratamiento tezontle grueso, fino / suelo desinfectado testigo (3.53). Al respecto, fue demostrado experimentalmente, Velazco, (1996) en la producción de tomate de cáscara, midiendo las variables; peso seco: de tallos, de hojas, de raíz, de frutos, peso seco total; volumen radical, área foliar, altura de planta, tasa fotosintética, tasa de asimilación neta, tasa relativa de crecimiento, tuvieron efecto positivo las plantas inoculadas con hongos (HMA) comparado con el tratamientos no inoculado.

Cuando se compararon plantas de jitomate con hongos (HMA) y solución nutritiva en el cuadro 9 se presenta la prueba de tukey y comparación de medias, para el

parámetro referente al peso fresco del fruto, los tratamientos tezontle grueso, fino / suelo micorrizado (96.3) y tezontle grueso, fino / solución nutritivas (88.7) fue significativamente mayor cuando en relación con el tratamiento tezontle grueso, fino / suelo desinfectado testigo (54.5).

CUADROS MEDIOS				
TRATAMIENTOS	% de emergencia	Altura de planta	Diámetro de fruto	Peso fresco del fruto
Tezontle grueso, fino / suelo desinfectado (Testigo)	39.25 b	1.60 b	3.53 b	54.56 b
Tezontle grueso, fino / solución nutritiva	50.75 a b	2.64 b	4.53 a	88.73 a
Tezontle grueso, fino / suelo micorrizado	56.00 a	3.11 a	4.94 a	96.33 a

Los promedios con la misma letra no mostraron diferencias significativas estadísticamente iguales. Promedios asignados por dos letras distintas (a y b) fueron estadísticamente diferentes con un nivel de significancia del 0.05 % de probabilidad.

Cuadro 9. Prueba de Tukey para los parámetros de evaluación y comparación de promedios del porcentaje de emergencia, altura de planta, diámetro de fruto y peso fresco del fruto en los distintos tratamientos.

VI. CONCLUSIONES

1.- El porcentaje de emergencia de semillas de jitomate con la inoculación con hongos (HMA) y solución nutritiva fue mayor en relación con el testigo.

2.- La mayor altura de plantas de jitomate así como el diámetro de fruto y peso fresco se obtuvo con la inoculación con hongos (MVA) y solución nutritiva.

3.- El uso de hongos (HMA) puede ser una herramienta efectiva para incrementar los rendimientos en el cultivo de jitomate en invernadero en el estado de Morelos.

VII. REVISIÓN DE LITERATURA

Alvarez, Solís, L.D., Ferrera - Cerrato, R. 1994. Los Microorganismos del suelo en la estructura función de los agroecosistemas. Instituto de Recursos Naturales. Programa de Edafología. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México.

Anderini, Roberto, 1996. El Cultivo Del Tomate, Segunda edición, CEAC S.A., España.

Azcón - Aguilar, C., Barrea J.M. y Roldan Fajardo, B.E. 1984. Avances recientes en el estudio de las micorrizas V.A. II Factores que afectan su formación y función y aplicaciones prácticas en la agricultura. Anales de Edafología y Agrobiología 43 (5 - 6) 943 - 958.

Bago B., Vierheilig H., Piché Y., Azcon - Aguilar C. 1996. Nitrate depletion and pH changes induced by the extraradical mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* grown in monoxenic culture. New Phytol 133:273-280.

Barea, J. M. y C. Azcón - Aguilar. 1982. Production of plant growth regulating substances by the vesicular - arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. Applied and Environmental Microbiology, 43, 810 - 813.

Bautista, M., N. Suárez, V., D. y Morales, G.,O. 1995. Temas selectos en fitosanidad y producción de hortalizas. Ed. Colegio de Postgraduados, México pp 151- 167.

Bethlefalvay, G.L. 1993. The Mycorrhizal Plant - System in sustainable agriculture in agroecology, Ed. Ronal Ferrera Cerrato y Roberto Quintero Lizoala. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México.

Benhamou, N., Fortin, J. A., Hame, Ch., St-AMAUD, m., AND Shatilla, a. 1994. Resistance responses of mycorrhizal Ri T – DNA – Transformed carrot roots to infection by *Fusarium oxysporum* f. sp. *Chrysanthemi*. *Phytopathology*. 84 (9). 58 - 968.

Botello, G. J., R. Ferrera - Cerrato y M.A. González - Chavez. 1993. Respuesta de *Citrus aurantium* L. a la inoculación con hongos endomicorrizicos arbusculares utilizando diferentes niveles de inóculo. *Terra*. 11: 178 - 184.

Bonafante - Fasolo, P. 1984. Anatomy and morphology of VA Mycorrhiza. En: VA mycorrhiza Fl. 6: 29 CRS Press, Boca Ratón.

Campbell, 1987. Ecología microbiana. Universidad de Bristol, Blackwell Scientific Publications, 2da edición.

Castaños, M., C. 1993. Horticultura, Manejo Simplificado. Ed. Universidad Autónoma Chapingo, México.

Claridades Agropecuarias. 1998. Apoyos y Servicios a la Comercialización Agropecuaria (ed). Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural Pesca y Alimentación (Consultado en febrero 2007). Número 56.

Cordier, C., Pozo. M.J., Barea, J.M., Gianinazzi, S., and Gianinazzi – Pearson, V. 1998. Cell defence responses associated with localized and systemic resistance to *Phytophthora parasitica* induced in tomato by arbuscular mycorrhizal fungus. *Molecular Plant – Microbe interactions*, 1 (10) 1017 - 1028.

Cooper k. M. 1984, Physiology of VA mycorrhizal associations. In: VA Mycorrhiza (Powell C LI, Bagyaraj DJ., eds.), CRC, Press, Boca Raton, FL, pp 155 - 186.

Dais, B., Dumas - Gaudot, E., and Gianinazzi, S. 1998. Do pathogenesis (PR) proteins play a role in bioprotection of mycorrhizal tomato roots towards *phytophthora*. *Physiological and Molecular Plant Pathology*. 52. 167 —183.

Davi, R. Itzhaki, H., Ginzberg, I., Gafni, Y. Galili. G., and Japulnik, Y. 1998. Supresión of tabacco Basic chitinase gene expresión in response to colonización by the arbuscula mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*. *Molecular Plant - Microte Interactions* 11 (6), 489 - 497.

Dehne, H. W. 1982. Interactions between vesicular arbuscular mycorrhizal fungi and plant pathogens. *Phytopathol.* 72: 1115 - 1119.

Estación Nacional de Frutas. 1995. Resultados Obtenidos en las investigaciones. Ministerio de Agricultura. La Habana, Cuba.

FAO. Anuario estadístico de producción. ONU para la agricultura y la alimentación. [http:// www.fao.org](http://www.fao.org).

Fernández, A., Peteira, B., Solórzano, E., Díaz, M., y Lepn, O. 1998. Mecanismos bioquímicas de defensa en la interacción hospedaje - patógeno. *Revista de protección vegetal*, 13 (1), 1 – 12.

Ferrera - Cerrato, D. 1983. La micorriza en los diferentes agroecosistemas del Plan Zacapoaxtla Puebla. In: XVI Congreso Nacional de Microbiología. 24 - 28 de abril, chihuahua, chihuahua. México.

García - Garrido, J.M. y J.A. Ocampo. 1987. Interacción entre micorrizas VA y organismos patógenos de plantas. *Anuales de Edafología y Agrobiología*.

García, Enriqueta. 1978. Apuntes de climatología. UNAM, D.F. 153 P.

Gianinazzi - Pearson and S. Gianinazzi, 1983. The physiology of vesicular-arbuscular mycorrhizal roots. Plant and Soil. U.S.A.

Gianinazzi - Pearson, V. y Gianinazzi, S. 1982. The physiology of vesicular mycorrhizal roots. Plant Soil 71: 197-209.

Gianinazzi - Pearson, V. 1996. Plant cell responses to arbuscular mycorrhizal fungi: getting to the roots of the symbiosis. The plant Cell. 8, 1871 - 1883.

Graham, J. H., D.M. Eissenstat y D.L. Drovillard. "On the relationship between plants mycorrhizae dependency and rate of vesicular - arbuscular mycorrhizal colonization", Functional Ecology, 1991.

Grandmaison, J., V. Furlan, H.G. Oñate and Ibrahim R.K. 1990. Qualitative and quantitative characterization of phenolic derivatives likely involved in the pathogen resistance of endomycorrhized roots. Eighth North American Conference on Mycorrhizae. Jackson, Wyoming.

Grandmaison J., Oñate, G.M., Calsteren, M.R. Furlan, V., and Van – Calsteren, M.R. 1993. Characterization and localization of plant phenolics likely involved in the pathogen resistance expressed by endomycorrhizal roots. Mycorrhiza. 3 (4) 155 - 164.

Guenkov, G. 1974. Fundamentos De La Horticultura, Cuba. Instituto Cubano Del libro. La Habana.

Gutiérrez, R. E. 1993. La micorriza vesículo arbuscular *fasciculatum* como una alternativa de fertilización en el cultivo del chile serrano, (*Capsicum annum*) en diferentes suelos de México. Tesis de licenciatura UNAM, Cuautitlán Izcalli, Estado de México.

Harley, L. L. Smith S.E. 1983, Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press, London.

Harrison, M.J. 1999. Molecular and cellular aspects of the arbuscular mycorrhizal symbiosis. Annual Review Plant Physiology Plant Molecular Biology. 50. 361 – 389.

Hayman, D. S. 1980. Influence of soils and fertility on activity of vesicular- arbuscular mycorrhizal fungi: Phytopathology. 72: 1119 - 1125.

Hepper, C. 1981. Regulación on spore germinación of the vesicular arbuscular mycorrhizal fungus *Acaulospora laevis* by soil pH. Trans. Br. Mycol. Soc. 83 (1): 154 - 156.

Hernández, E., D. Trejo, R. Ferrera - Cerrato, M.C. Gonzalez-Chavez and A. Rivera. 1993. Inoculation effect of endomycorrhizal fungus on four nursery coffee varieties. XV World Congress of Soil Science, Acapulco, Gro.

Holley, J. y Peterson, D.R.D. 1979, Development of vesicular - arbuscular mycorrhiza in bean roots, Can. J, Bot. 57: 1960 - 1978.

Hurres, P.C. 1980. Hortalizas. Editorial Pueblo y Educación. La Habana.

Hussey, R.S. and R.W. Roncadori. 1978. Interactions of *Pratylenchus brachyurus* and *Gigaspora margarita* on cotton. J. Nemat. 78, 1201 - 1523.

Hussey, R.S. and R.W. Roncadori. 1982. Vesicular - arbuscular mycorrhizae may limit nematode activity and improve plant growth. Plant.

Ingham, R.E. 1988. Interactions between nematodes and vesicular-arbuscular mycorrhizae. Agr. Ecosystems Environ. 60, 1401 - 1404.

Instituto Nacional de Estadística. Geografía e informática. 1998. INEGI, GEM, H. Ayuntamiento Constitucional de Cuautla, Morelos México. pp 3 - 13

Jackson, A., and Taylor, C. B. 1996. Plant – microbe interactions; Life and death at the interface. *The Plant Cell*. 8, 1651-1668.

Jakobsen I., Abbott L. K., Robson A. D. 1992. External hyphae of vesicular - arbuscular mycorrhizal fungi associated with *trifolium subterraneum* L. 1. Spread of hyphae and phosphorus inflow into roots. *New Phytol*. 120:371-380.

Johansen A., Finlay R. D., Olsson P. A. 1996. Nitrogen metabolism of external hyphae of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*. *New Phytol* 133:705 - 712.

Kapulnik, Y., Volpin, H, Itzhaki, H., Ganon, D., Gralili, S., David, R., Shaul, O., Elad, Y., Chet, and Okon, Y. 1996. Suppression of defense responses in mycorrhizal alfalfa and tobacco roots. *New Phytologist*, 133, 59 - 64.

Kruckelmann, H, W. 1975. Diss. Naturwiss. Fakultät Tech Universität. Caroto- Wilhelmshemlines. Braunschweig (Ph.D.Thesis, Braunschweig).

Lara, F.V. 1987. Estudio de la endomicorriza VA en los agroecosistemas de las zonas áridas y semiáridas del Altiplano Potosino-Zacatecano, Tesis Biólogo. Escuela Nacional Estudios Profesionales Zaragoza, Universidad Nacional Autónoma de México.

Le Tacon. 1985. Las micorrizas una cooperación entre plantas y hongos. *Mundo Científico* 49:5: 776-784.

Liu A., Hamel R. I., Manilton B. L., Smith D. L. 2000. Acquisition of Cu, Zn, Mn and Fe by mycorrhizal maize (*Zea mays* L.) grown in soil at different P and micronutrient levels. *Mycorrhiza*. Springer Verlag. 9:331-336

López, T. M. 2001 *Horticultura* Ed. Trillas, México D.F., 386 P.

Marrero, L.P. 1986. Influencia De Algunos Factores Ecológicos Sobre El Crecimiento Y Desarrollo Del Tomate, Editado por Dirección de Información Científico -Técnica. Instituto Superior De Ciencias Agropecuarias De La Habana, Cuba.

Marschner H., Dell B. 1994. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant and Soil* 159:89-102.

Marx c., Desheimer, J., Gianinazzi-Pearson, V., Gianinazi S. 1982. Enzymatic studies on the metabolism of vesicular arbuscular mycorrhizas. IV. Ultrastructural evidence (ATPase) for active transfer processes in the host arbuscular interface. *New Phytol.* 90, 37- 43.

Mosse, B. 1973. Advances in the study of vesicular- arbuscular mycorrhizae. *Rev. Phytopathol.* 11: 171 - 196.

Morandi. D. 1996. Occurrence of phytoalexins and phenolic compounds in endomycorrhizal interactions, and their potencial role in biological control. *Plant and soil.* 185, 241 -251.
Munyaziza, E., Kehri, H.K. and Bgayajaj. D. J. 1997. Agricultural intensification, soil biodiversity and agro - ecosystem function in the tropics: The role of mycorrhiza in crops and trees. *Applied Soil Ecology.* 6. 77 - 85.

Muñoz. R.M. 1995. Desarrollo De Ventajas Competitivas En La Agricultura. UACH. Chapingo, México.

Nuez, F. 1995. El Cultivo Del Tomate, Ediciones Mundi-Prensa. España.

Numbenger. T., Nennstiel, D., Jabs, T., Sacks, W.R., Hahbrock, K., and Scheel, D. 1994. High affinity binding of a fungal oligopeptide elicitor to parsley plasma membranes triggers multiple defense response. *Cell,* 78, 449 - 460.

Perez G., M y R Castro B. 1999. Guía para la producción intensiva de jitomate en invernadero. Boletín de divulgación # 3. Programa Universitario de Investigación y Servicio en Horticultura. Departamento de fitotecnia Universidad Autónoma de Chapingo, México. p. 58.

Peipp. H., Maier, J., Schmidt, J., Wray. V., Strack D. 1997. Arbuscular mycorrhizal fungus – induced Changes in the accumulation of secondary compounds in barley roots *Phytochemistry* 44 (4) 581 – 587.

Pérez, G. M., Márquez, F. 1997. Mejoramiento Genético De Hortalizas. UACH. Chapingo, México.

Reid, C. P. 1984. Mycorrhizae: a root- soil interface in plant nutrition. En: *Microbial - Plant Interactions*. Soil society of America. Madison. WI. Pp. 29-50.

Resh, H.M. 1992, *Cultivos Hidropónicos, Nuevas Técnicas De Producción*. Ed. Mundi-Prensa, España, Tercera edición.

Reyes, S.M.G. 1993. La micorriza vesículo arbuscular en la asociación soya - maíz con énfasis en la transferencia de fósforo y nitrógeno. Tesis de Maestría en ciencias. Colegio de posgraduados, Montecillo, México.

Rodriguez, R. R., Tabares, R.J., Medina, L.A. 1997. *El Tomate*. Ediciones Mundi-Prensa, España.

Saif, 1984 S. R. Interacción de rhizobium - micorrizas VA en leguminosas tropicales. CIAT.

Sánchez C. F. y Escalante, R. E. 1988. *Hidroponía, Un Sistema de producción de plantas*. Ed, Universidad Autónoma Chapingo. México.

Sanders y Sheik, F.E.N. A. 1983. The development of vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in plant root systems. *Plant and soil* 71: Pp. 223 - 246.

Schachtman, D.P., Reid, J.R., and Ayling, S.M. 1988. Phosphorus uptake by plants; from soil to cell. *Plant Physiology*. 116. 447 – 453.

Schwab, S.M., J.A. Menge and R.T. Leonard. 1983. Quantitative and qualitative effects of phosphorus on extracts and exudates of sudangrass roots in relation to vesicular arbuscular mycorrhiza formation. *Plant Physiol*.

Sieverding, E. 1991. Vesicular arbuscular mycorrhiza management in Tropical Agrosystems. GTZ. Federal Republic of Germany.

Sikora L.J. y Yakovchenko. 1996. Soil organic matter mineralization after compost amendment. *Soil Science Society of American Journal*, 60,1401 - 1404.

Smith s. E., Gianinazzi-Pearson V. 1998. Physiological interactions between symbionts in vesicular-arbuscular mycorrhizal plants. *Ann. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 39:221- 44.

Smith S. E., Gianinazzi-Pearson V., Koide R., Cairney J. W. G. 1994. *Plant and Soil*. 159:103-113.

Smith s. E., Smith f. A. 1990. Structure and function of the interfaces in biotrophic symbioses as they relate to nutriende transport. *New Phytol.* 114, 1-38.

Smith, G.S. y D.T. Kaplan. "Influence of mycorrhizal fungus, phosphorus, and burrowing nematode interactions on growth of rough lemon citrus seedlings", *Journal of Nematology*. 1988.

Smith, G.S., R.S. Hussey and R.W. Roncadori. 1986. Penetration and postinfection development of *Meloidogyne incognita* on cotton as affected by *Glomus intraradices* and phosphorus. *J. Nemat.*

Smith, S. E. y Read, D. J. 1983. *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press, San Diego.

Subramanian K. S., Charest C. 1999. Acquisition of N by external hyphae of an arbuscular mycorrhizal fungus and its impact on physiological responses in maize under drought-stressed and well-watered conditions. *Mycorrhiza*. Springer -Verlag. 9:69-75.

Suresh, C.L. and D.J. Bagyaraj. 1984. Interactions of vesicular-arbuscular mycorrhizae and a root knot nematode and its effect on growth and chemical composition of tomato. *Nemat. Mediterr.*

Tello Marquina, V.J.C., F.A. Notario y A. Lacasa. 1987. Las micorrizas: un potencial a explotar en la lucha contra las enfermedades de las plantas. *Información Técnica Económica Agraria*.

Valadez, L. A. 1994. *Producción De Hortalizas*. Editorial Limusa - Noriega, México.

Velasco, V.L. 1996. Efecto de vermicomposta e inoculación con endomicorriza arbuscular (*Glomus intraradix*) y *Azospirillum brasilense* en la producción de tomate de cáscara (*Phisalis ixocarpa* Brot). Tesis de Licenciatura, Universidad Autónoma de Chapingo, Chapingo, México.

Vereecke, D., Messens, E. Klarskov., De Bruyn, A., Van Montagu, M., and Goethals. K. 1997. Patterns of phenolic compounds in leafy galls of tobacco. *Palnta*, 201, 342 - 348.

Villalobos, S.R.L. 1993. Potencial micorriza vesiculo arbuscular en la producción de chile (*Capsicum annum* L.) y cebolla (*Allium cepa* L.). Tesis de maestría en ciencias. Colegio de postgraduados, Montecillo, México.

Wyss, P., Boller, T.H. and Wiemjen, A.1992. Testing the effect of biological agents on the formation of vesicular arbuscular mycorrhiza. *Plant and Soil*. 147, 159 - 162.

Zak, B. 1964. Role of mycorrhizae in root disease. *Ann. Rev. Phytopathol*.

([www. abcagro.com/hortalizas/tomate2.asp](http://www.abcagro.com/hortalizas/tomate2.asp)).

VIII. ANEXOS

The SAS System 15:41 Friday, January 6, 1995 1

The GLM Procedure

Class Level Information

Class	Levels	Values
trat	3	1 2 3
rep	4	1 2 3 4

Number of observations 12

The SAS System 15:41 Friday, January 6, 1995 2

The GLM Procedure

Dependent Variable: em

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	5	12422.50000	2484.50000	49.66	<.0001
Error	6	300.16667	50.02778		
Corrected Total	11	12722.66667			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	em Mean
0.976407	14.53363	7.073032	48.66667

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
trat	2	587.16667	293.58333	5.87	0.0387
rep	3	11835.33333	3945.11111	78.86	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
trat	2	587.16667	293.58333	5.87	0.0387
rep	3	11835.33333	3945.11111	78.86	<.0001

The GLM Procedure

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for em

NOTE: This test controls the Type I experimentwise error rate, but it generally has a higher Type II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	6
Error Mean Square	50.02778
Critical Value of Studentized Range	4.33902
Minimum Significant Difference	15.345

Means with the same letter are not significantly different.

Tukey Grouping	Mean	N	trat
A	56.000	4	3
A			
B A	50.750	4	2
B			
B	39.250	4	1

data Jitomate;

	rep	altura	diâmetro	pesof;
cards;				
1	1	1.45	3.51	52.74
1	2	1.04	3.56	50.64
1	3	1.72	3.73	57.02
1	4	1.78	3.47	59.26
1	5	1.42	3.32	56.04
1	6	1.97	3.01	59.08
1	7	1.21	4.46	51.23
1	8	1.91	3.21	50.25
1	9	1.87	3.64	50.13
1	10	1.45	3.45	57.52
1	11	1.56	3.72	57.36

1	12	1.84	3.34	53.56
2	1	2.91	4.94	93.06
2	2	2.54	4.21	87.31
2	3	2.88	4.11	82.96
2	4	2.92	4.37	87.87
2	5	2.76	4.99	88.03
2	6	1.98	3.71	99.91
2	7	1.87	4.97	84.02
2	8	2.45	4.94	95.07
2	9	2.92	4.78	90.35
2	10	2.68	4.54	82.89
2	11	2.89	3.98	89.08
2	12	2.99	4.91	84.26
3	1	3.31	4.67	94.41
3	2	3.35	4.82	98.64
3	3	3.42	4.35	104.78
3	4	3.72	4.92	92.36
3	5	2.17	5.26	94.37
3	6	3.92	5.39	93.22
3	7	3.51	4.66	93.97
3	8	2.61	4.93	93.37
3	9	2.24	5.16	100.79
3	10	2.47	5.57	100.24
3	11	3.17	4.92	95.72
3	12	3.52	4.65	94.12

;

proc print;

proc glm; class trat rep; model altura diametro peso = trat rep /ss3; means trat / tukey lines;

run;

Obs	trat	rep	altura	diametro	pesof
1	1	1	1.45	3.51	52.74
2	1	2	1.04	3.56	50.64
3	1	3	1.72	3.73	57.02
4	1	4	1.78	3.47	59.26
5	1	5	1.42	3.32	56.04
6	1	6	1.97	3.01	59.08
7	1	7	1.21	4.46	51.23
8	1	8	1.91	3.21	50.25
9	1	9	1.87	3.64	50.13
10	1	10	1.45	3.45	57.52
11	1	11	1.56	3.72	57.36
12	1	12	1.84	3.34	53.56
13	2	1	2.91	4.94	93.06
14	2	2	2.54	4.21	87.31
15	2	3	2.88	4.11	82.96
16	2	4	2.92	4.37	87.87
17	2	5	2.76	4.99	88.03
18	2	6	1.98	3.71	99.91
19	2	7	1.87	4.97	84.02
20	2	8	2.45	4.94	95.07
21	2	9	2.92	4.78	90.35
22	2	10	2.68	4.54	82.89
23	2	11	2.89	3.98	89.08
24	2	12	2.99	4.91	84.26
25	3	1	3.31	4.67	94.41
26	3	2	3.35	4.82	98.64

Obs	trat	rep	altura	diametro	pesof
27	3	3	3.42	4.35	104.78
28	3	4	3.72	4.92	92.36
29	3	5	2.17	5.26	94.37
30	3	6	3.92	5.39	93.22
31	3	7	3.51	4.66	93.97
32	3	8	2.61	4.93	93.37
33	3	9	2.24	5.16	100.79
34	3	10	2.47	5.57	100.24
35	3	11	3.17	4.92	95.72
36	3	12	3.52	4.65	94.12

The SAS System 12
22:53 Tuesday, March 11, 2008

The GLM Procedure

Class Level Information

Class	Levels	Values
trat	3	1 2 3
rep	12	1 2 3 4 5 6 7 8 9 10 11 12

Number of Observations Read 36
Number of Observations Used 36

The SAS System 13
22:53 Tuesday, March 11, 2008

The GLM Procedure

Dependent Variable: altura

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	13	16.32362778	1.25566368	6.13
Error	22	4.50362778	0.20471035	
Corrected Total	35	20.82725556		

Source	Pr > F
Model	0.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	altura Mean
0.783763	18.42137	0.452449	2.456111

The SAS System 14
22:53 Tuesday, March 11, 2008

The GLM Procedure

Dependent Variable: altura

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
trat	2	14.45737222	7.22868611	35.31
rep	11	1.86625556	0.16965960	0.83

Source	Pr > F
trat	<.0001
rep	0.6147

The SAS System 15
22:53 Tuesday, March 11, 2008

The GLM Procedure

Dependent Variable: diametro

Source	DF	Sum of		F Value
		Squares	Mean Square	
Model	13	13.92483611	1.07114124	6.44
Error	22	3.65652778	0.16620581	
Corrected Total	35	17.58136389		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	

Corrected Total

R-Square	Coeff Var	Root MSE	diametro Mean
0.792023	9.397839	0.407683	4.338056

The SAS System 16
 22:53 Tuesday, March 11, 2008

The GLM Procedure

Dependent Variable: diametro

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
trat	2	12.58827222	6.29413611	37.87
rep	11	1.33656389	0.12150581	0.73

Source	Pr > F
trat	<.0001
rep	0.6988

The SAS System 17
 22:53 Tuesday, March 11, 2008

The GLM Procedure

Dependent Variable: pesof

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	13	12001.33339	923.17949	42.70
Error	22	475.58964	21.61771	
Corrected Total	35	12476.92303		

Source	Pr > F

Model <.0001

Error

Corrected Total

R-Square	Coeff Var	Root MSE	pesof Mean
0.961882	5.820688	4.649485	79.87861

The SAS System 18
22:53 Tuesday, March 11, 2008

The GLM Procedure

Dependent Variable: pesof

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
trat	2	11876.63162	5938.31581	274.70
rep	11	124.70176	11.33652	0.52

Source	Pr > F
trat	<.0001
rep	0.8661

The SAS System 19
22:53 Tuesday, March 11, 2008

The GLM Procedure

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for altura

NOTE: This test controls the Type I experimentwise error rate, but it

generally has a higher Type II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	22
Error Mean Square	0.20471
Critical Value of Studentized Range	3.55259
Minimum Significant Difference	0.464

Means with the same letter are not significantly different.

Tukey Grouping	Mean	N	trat
A	3.1175	12	3
B	2.6492	12	2
C	1.6017	12	1

The SAS System 20
22:53 Tuesday, March 11, 2008

The GLM Procedure

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for diametro

NOTE: This test controls the Type I experimentwise error rate, but it generally has a higher Type II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	22
Error Mean Square	0.166206
Critical Value of Studentized Range	3.55259
Minimum Significant Difference	0.4181

Means with the same letter are not significantly different.

Tukey Grouping	Mean	N	trat
A	4.9417	12	3
A			
A	4.5375	12	2
B	3.5350	12	1

The SAS System 21
22:53 Tuesday, March 11, 2008

The GLM Procedure

Tukey's Studentized Range (HSD) Test for pesof

NOTE: This test controls the Type I experimentwise error rate, but it generally has a higher Type II error rate than REGWQ.

Alpha	0.05
Error Degrees of Freedom	22
Error Mean Square	21.61771
Critical Value of Studentized Range	3.55259
Minimum Significant Difference	4.7683

Means with the same letter are not significantly different.

Tukey Grouping	Mean	N	trat
A	96.333	12	3
B	88.734	12	2
C	54.569	12	1