inifap

INSTITUTO NACIONAL DE INVESTIGACIONES FORESTALES, AGRICOLAS Y PECUARIAS

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE CHIHUAHUA

LOGRAR PARA DAR

Micorrizas en nogal pecanero y pistachero

CENTRO DE INVESTIGACIÓN REGIONAL NORTE-CENTRO
CAMPO EXPERIMENTAL DELICIAS

Folleto técnico No. 16

Agosto 2004

Micorrizas en nogal pecanero y pistachero

Portada: Raíz de nogal pecanero con una micorriza tipo coraloide. Foto de: BCML

Micorrizas en nogal pecanero y pistachero

Socorro Héctor Tarango Rivero[1]
Bertha Catalina Macías López [2]
Alejandro Alarcón[3]
Jesús Pérez Moreno[4]

[1]M.C. investigador en fruticultura, Campo Experimental Delicias-INIFAP.

[2]Ing. Agr. profesora de microbiología; Facultad de Ciencias Agrícolas y Forestales-UACH.

[3]M.C. y [4]Dr. investigadores en microbiología; Instituto de Recursos Naturales-CP.

inifap

Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agricolas y Pecuarias

Folleto técnico No. 16 • 2004

SECRETARÍA DE AGRICULTURA, GANADERÍA, DESARROLLO RURAL,
PESCA Y ALIMENTACIÓN
Javier Bernardo Usabiaga Arroyo
Secretario
INSTITUTO NACIONAL DE INVESTIGACIONES FORESTALES, AGRÍCOLAS Y PECUARIAS
Dr. Jesús Moncada de la Fuente
Director General
Dr. Ramón Armando Martínez Parra
Coordinador General de Investigación y Desarrollo
Dr. Sebastián Acosta Núñez
Director General de Investigación Agrícola
Dr. Hugo Ramírez Maldonado
Director General de Investigación Forestal
Dr. Carlos A. Vega y Murguía
Director General de Investigación Pecuaria

CENTRO DE INVESTIGACIÓN REGIONAL NORTE-CENTRO
Dr. Homero Salinas González
Director Regional
Dr. Héctor Mario Quiroga Garza
Director de Investigación
M.C. Antonio Chávez Silva
Director de Coordinación y Vinculación Chihuahua

CAMPO EXPERIMENTAL DELICIAS
Ing. Gamaliel Orozco Hernández
Jefe de Campo

DERECHOS RESERVADOS

© Socorro Héctor Tarango Rivero, 2004
Km. 2 carretera Delicias-Rosales
Apartado postal 81
Cd. Delicias, Chihuahua, México, CP 33000
Tel. 01(639) 472-19-74
Fax 01(639) 472-21-51

© Campo Experimental Delicias, 2004

Contenido

1.Introducción..... 6

2. Qué son las micorrizas..... 6

3. La raíz del nogal.....10

4. La raíz del pistachero..... 12

5. Micorrizas y nutrición..... 15

6. Micorrizas y reguladores del crecimiento..... 16

7. Micorrizas y enfermedades radicales..... 16

8. Factores que favorecen la micorrización..... 17

9. Micorrización natural e inducida en nogal pecanero y pistachero..... 18

9.1. Hongos evaluados..... 18

9.2. Tratamientos..... 18

9.3. Inoculación.....19

10. Resultados..... 19

10.1. Colonización micorrízica..... 19

10.2. Crecimiento..... 27

10.3. Concentración foliar de nutrimentos..... 30

11. Conclusiones..... 32

12. Literatura citada..... 33

1. Introducción

El nogal pecanero *Carya illinoensis* es un frutal que se cultiva en más de 35,000 ha en el estado de Chihuahua y en más de 60,000 ha en el país, superficie que aumenta cada año con la plantación de nuevas huertas (Puente 2002). Por su parte, el pistachero *Pistacia vera* es un árbol que crece y fructifica bien en distintas áreas de la entidad (Figueroa 2001), donde produce frutos de alta calidad, comparable con la de países productores, como Irán y Estados Unidos (Ornelas y Anzaldúa 2001). Actualmente hay plantadas en el estado alrededor de 250 ha con pistachero y existe también interés por su cultivo.

Las huertas de nogal y de pistachero se establecen en México con árboles producidos en viveros. Para el nogal el vivero se establece en el suelo, con semilla proveniente de árboles criollos; permanece en estas condiciones alrededor de tres años, cuando se encuentra listo para ser trasplantado al campo. En el pistachero las plantas se producen en macetas, donde permanecen alrededor de dos años, tiempo después del cual son llevadas al campo. Esto es, la tecnología de viveros es muy tradicional, no obstante que actualmente hay disponibles métodos biotecnológicos como el uso de hongos micorrízicos, que producen múltiples beneficios en la propagación de plantas, tanto ecológica como económicamente (Campbell 1987, González et al. 1998).

El estudio del “sistema micorriza” es muy importante, dado que en las plantas angiospermas el 83% de las dicotiledoneas y el 79% de las monocotiledoneas revisadas forman micorrizas; dichas estructuras se encuentran en el 100% de las plantas gimnospermas (Wilcox 1991).

2. Qué son las micorrizas

Se denomina ‘micorriza’ a una raíz modificada por la infección y colonización de un hongo benéfico especializado, llamado ‘hongo micorrízico’. En esta asociación raíz-hongo ambas estructuras resultan beneficiadas: la raíz le da al hongo hábitat y nutrimentos; el hongo absorbe agua y sales minerales para la raíz, y además la

protege de ciertos patógenos (Castellano y Molina 1989). Dadas sus necesidades nutrimentales, el hongo micorrízico restringe su hábitat a la raíz y al suelo vecino a ella, y sólo se reproduce cuando está colonizando una raíz (Alexander 1980). El 95% de las plantas desarrollan micorrizas, las cuales se clasifican en dos tipos básicos: ectomicorrizas y endomicorrizas (Taber et al. 1982).

La *ectomicorriza* se forma en las raíces cortas y en las raicillas alimentadoras, modificando su forma, tamaño y a veces su color. El hongo micorrízico crece en la superficie de la raíz, formando un manto compacto de hifas; luego forma una vaina que penetra la epidermis y las hifas crecen entre las células corticales para formar la 'red de Hartig' (Campbell 1987, González 1993). Las hifas del manto fúngico se prolongan hacia el suelo, donde forman rizomorfos; ambas estructuras absorben y transportan agua y nutrimentos minerales (Ferrera 1993, Agerer 1994). En la zona de la raíz que abarca la red de Hartig (figura 1) ocurre el intercambio: el hongo trasloca a la raíz agua y nutrimentos, y la raíz pasa al hongo carbohidratos y otras sustancias nutritivas (Castellano y Molina 1989). Son diversas las formas que puede tener una ectomicorriza, siendo las más comunes las presentadas en la figura 2; sus colores también son muy variables (Ferrera 1993).

Los hongos ectomicorrízicos forman cuerpos fructíferos llamados 'carpóforos', los cuales pueden verse en el piso de las huertas en época de lluvias (foto 1 a y b); dichas estructuras producen y liberan las esporas con las cuales el hongo se propaga (Alarcón y Ferrera 2000). Estos hongos pertenecen principalmente a los basidiomicetos -que forman setas y bejines- y a los ascomicetos –que forman trufas - (Taber et al. 1982); aunque también hay algunos que son deuteromicetos o zigomicetos (Wilcox 1994).

Las ectomicorrizas se forman básicamente en las raíces de plantas leñosas (Wilcox 1991). La mayoría de las raicillas alimentadoras de los frutales de nuez están ectomicorrizadas. En ambientes edáficos naturales los árboles no desarrollan normalmente

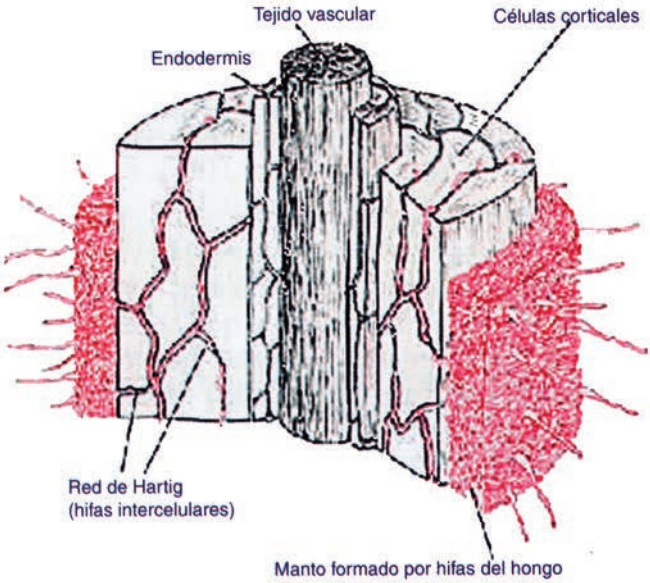

Figura 1. Dibujo de una raíz ectomicorrizada que muestra las hifas del manto fúngico y la red de Hartig. En: www.cdeea.com

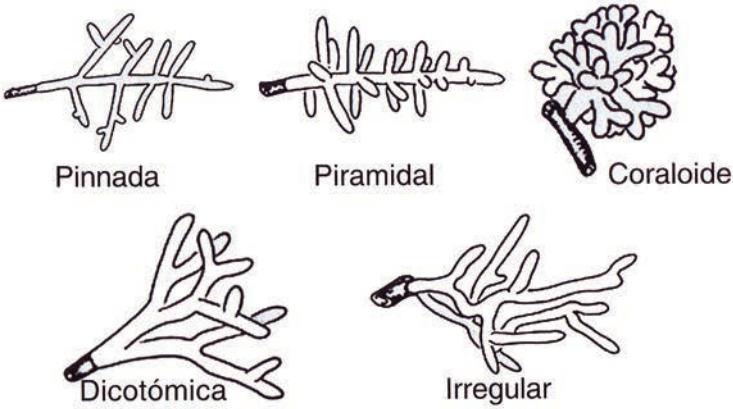

Figura 2. Dibujo de las formas macroscópicas más comunes de ectomicorrizas. De: Canadian Forest Service; www.pfc.cfs.nrcan.gc.ca

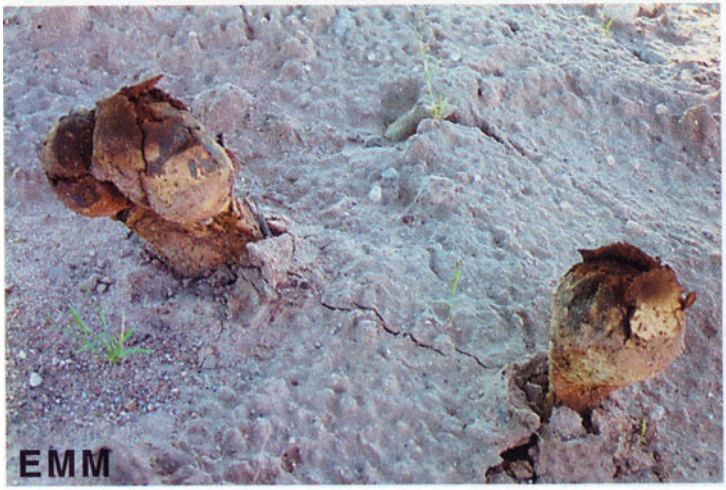

Foto 1 a. Carpóforos del hongo ectomicorrízico *Pisolithus tinctorius*, en el piso de una nogalera a principios de octubre y después de las lluvias. Su forma asemeja la de un “foco invertido”.

Foto 1 b. Carpóforos del hongo ectomicorrízico *Scleroderma bovista*. Su forma es globosa-aplanada e irregular, de color ocre amarillento o anaranjado, la “cáscara” del carpóforo es muy gruesa. De: N. Bougher; www. mycorrhiza.ag.utk.edu

sin micorrizas; en una huerta los arbolitos no micorrizados no sobreviven más de un año después del trasplante (Marx 1971).

La *endomicorriza*, también conocida como 'micorriza vesículo-arbuscular', no modifica la morfología de la raíz. La hifa no septada del hongo crece dentro de las células corticales de la raíz, donde se forman las vesículas y los arbúsculos –figura 3- (Peterson y Bonfante 1994). Las vesículas son estructuras de forma globosa, almacenan sustancias energéticas (lípidos) y funcionan como organelos reproductivos; crecen dentro y entre las células. Los arbúsculos son estructuras finamente ramificadas, crecen únicamente dentro de las células y son de vida corta; son los sitios donde se realiza el intercambio de nutrimentos entre el hongo y la raíz. Las hifas del hongo son abundantes en la corteza radical, desde donde se extienden varios centímetros hacia el suelo (Campbell 1987, Castellano y Molina 1989); dichas hifas externas absorben agua y nutrimentos, y en ellas se forman las esporas, que son las estructuras de conservación y reproducción del hongo. Los hongos endomicorrízicos son principalmente zigomicetos (Wilcox 1991, González et al. 1998).

Los hongos endomicorrízicos no forman cuerpos fructíferos del tipo sexual; son de lento crecimiento y compiten pobremente con otros microorganismos del suelo por los sitios de infección en la raíz; por ello, su uso en fruticultura se restringe a los viveros, con sustratos esterilizados (Alarcón y Ferrera 2000). Para aprovechar estos hongos debe determinarse la especie y cepa más eficaz para cada especie vegetal y definir la etapa de vivero más adecuada para aplicarlos (Krikun 1991).

3. La raíz del nogal

El nogal pecanero tiene raíz pivotante y la parte superior de su sistema radical es fibrosa. En dichas raíces fibrosas crecen las raicillas alimentadoras, que son pequeñas y delgadas, las cuales se forman y se secan de manera continua debido en gran parte al contenido de humedad del suelo (Stockton 1985, Hanna 1987). Como la raíz de este árbol no tiene pelos absorbentes (foto 2) son las raicillas

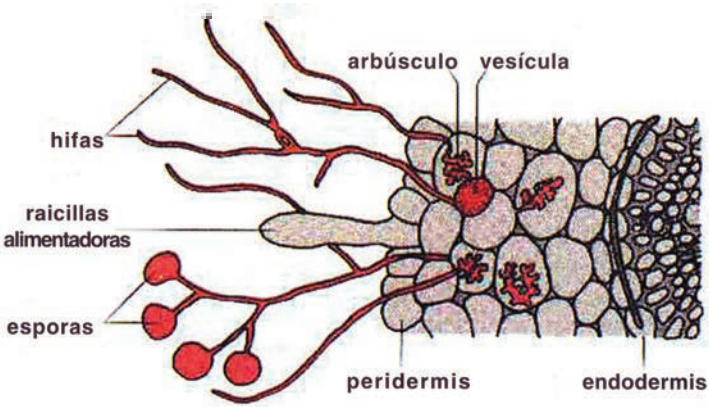

Figura 3. Dibujo de un corte transversal de una raíz que presenta las hifas, las vesículas, los arbúsculos y las esporas, estructuras distintivas de una endomicorriza. En: www.deemy.de

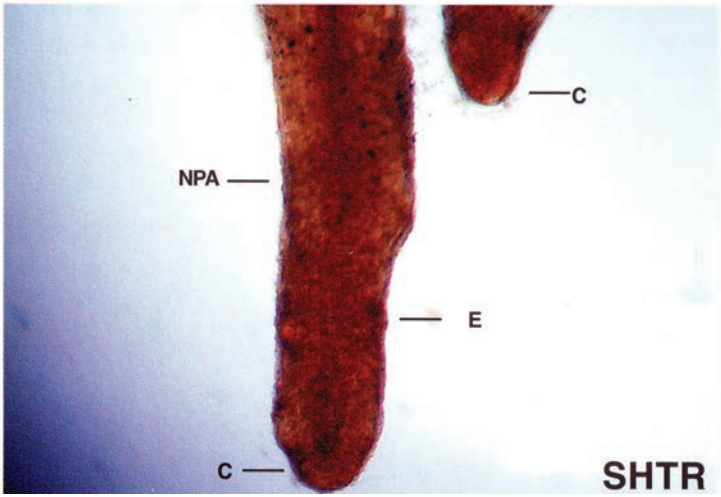

Foto 2. Raíz de nogal pecanero donde se observa la ausencia de pelos absorbentes. C= cofia, E= zona de elongación radical, NPA= no hay zona de pelos absorbentes.

alimentadoras las que absorben agua y nutrimentos, la mayoría de las cuales están micorrizadas, apareciendo sus cofias más redondeadas y cubiertas por micelio fungoso –foto 3- (Brison 1976). Los árboles del género *Carya* usualmente establecen en sus raíces simbiosis ectomicorrízicas típicas, con presencia de red de Hartig y manto fúngico. Específicamente, los hongos que han sido reportados asociados con el nogal pecanero pertenecen a los géneros *Astraeus, Gyrodon, Pisolithus, Russula, Scleroderma, Tuber* y *Tylopilus*. Adicionalmente, se ha reportado que algunos miembros del género *Carya* pueden establecer en sus raíces asociaciones con hongos endomicorrízicos de los géneros *Glomus, Gigaspora* y *Sclerocystis* (Taber et al. 1982, Brundrett et al. 1990). En viveros se ha observado que las raíces del nogal son micorrizadas por *Scleroderma bovista*, cuyas macroformas son de color blanco y multirramificadas (Marx y Bryan 1969). En viveros de regiones semiáridas son más comunes raíces ectomicorrizadas con macroformas de color café o café rojizo (Marx 1971).

En las condiciones del presente estudio las raíces del nogal únicamente fueron ectomicorrizadas (foto 4), y desde el punto de vista estructural y funcional el micelio externo de los hongos ectomicorrízicos (foto 5) compensa la ausencia de pelos absorbentes (Kottke 1994). Asimismo, la respuesta de este frutal coincide con lo señalado por González et al. (1998), de que entre menor es la capacidad de una raíz de formar pelos radicales y de emitir raicillas laterales, mayor dependencia tiene de los hongos ectomicorrízicos.

4. La raíz del pistachero

Este frutal tiene una fuerte raíz pivotante y conforme el árbol crece desarrolla un abundante sistema de raíces laterales, que exploran el suelo en extensión y profundidad (Maggs 1988). En las especies del género *Pistacia* se ha reportado la colonización por hongos vesículo-arbusculares, particularmente del género *Glomus* (Ferguson et al. 1998, Caravaca et al. 2002). En este trabajo se encontró que las raicillas del pistachero presentan abundantes pelos absorbentes y son más delgadas en el ápice que en su parte proximal (foto 6), y

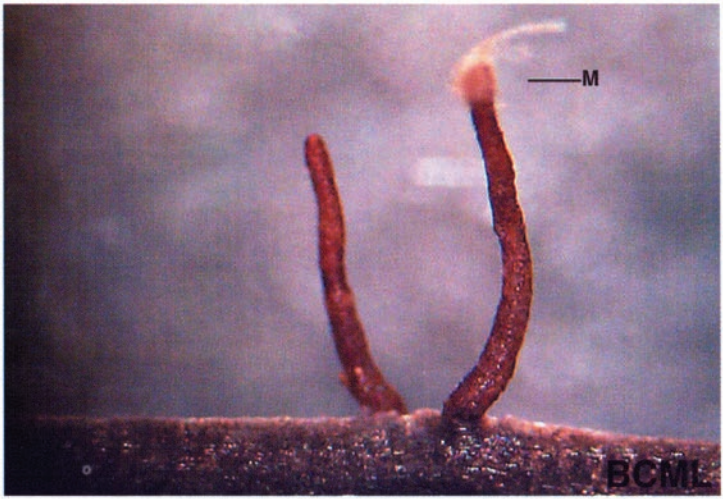

Foto 3. Punta de una raicilla alimentadora de nogal pecanero forrada por el micelio (M) de un hongo ectomicorrízico (manto fúngico). A la izquierda una raicilla sin micorrizar.

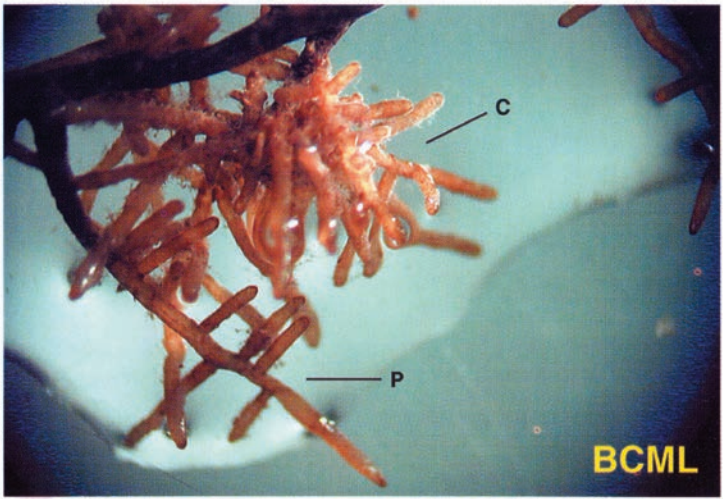

Foto 4. Raíz de nogal pecanero con abundante formación de ectomicorrizas tipo coraloide (C) y pinnada (P).

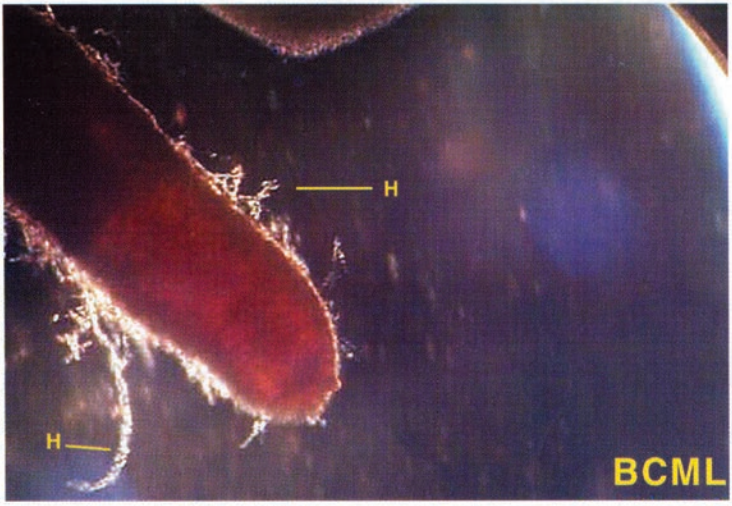

Foto 5. Punta de una raicilla alimentadora de nogal pecanero con el manto fúngico del hongo *Pisolithus tinctorius*, cuyas hifas (H) compensan la ausencia de pelos radicales.

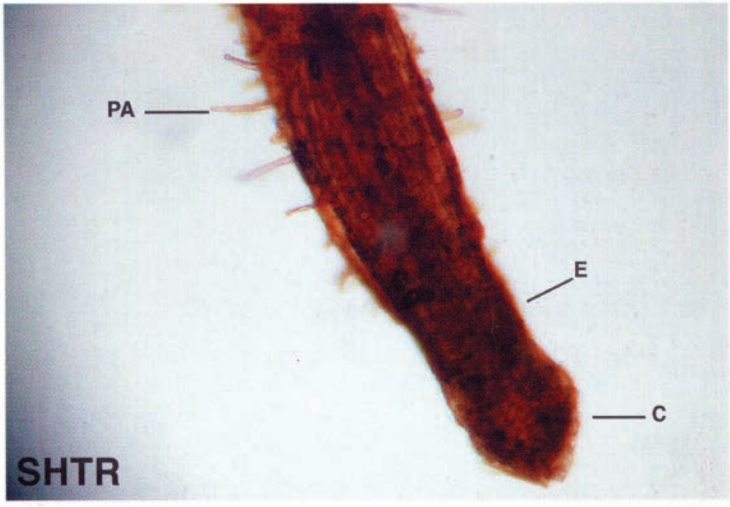

Foto 6. Raíz de pistachero *Pistacia atlantica* que muestra: C= cofia, E= zona de elongación radical y PA= zona de pelos absorbentes.

sólo fueron endomicorrizadas. Aparentemente, por tener la raíz de este árbol pelos radicales no requiere del manto fúngico que forma la ectomicorrización.

5. Micorrizas y nutrición

La micorrización es un proceso particularmente importante en la 'fertilización biológica' de las plantas, necesario en el contexto de la agricultura sostenible y de la producción orgánica (Bethlenfalvay 1991). El hongo micorrízico puede absorber con mayor eficacia que la raíz y al penetrar mayor volumen de suelo utiliza más de la reserva de elementos inmóviles, como el fósforo (Campbell 1987), zinc y molibdeno (González et al. 1998). De manera particular, en muchos cultivos las micorrizas son necesarias para una adecuada nutrición fosfórica (Alexander 1980).

La ramificación y engrosamiento de la ectomicorriza y el manto fúngico aumentan la superficie de exploración del sistema radical, por lo que la absorción de agua y de los nutrimentos nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio, zinc y cobre es mayor; también el hongo puede desdoblar complejos minerales y orgánicos del suelo a nutrimentos asimilables por las plantas (Marx 1971, Taber et al. 1982, Castellano y Molina 1989).

La endomicorriza no modifica la forma de la raíz, pero el micelio externo del hongo también explora grandes volúmenes de suelo, permitiendo que la absorción de agua y nutrimentos ocurra más allá de la zona de los pelos radicales (Castellano y Molina 1989). Las plantas endomicorrizadas absorben mejor el fósforo, zinc y cobre, y exhiben una ligera mejoría en la absorción de nitrógeno y potasio (Marschner y Dell 1994). Además, el hongo almacena nutrimentos en su biomasa (arbúsculos) y amortigua el efecto de algunas condiciones adversas del suelo, como la salinidad (Sylvia y Williams 1991), baja fertilidad (Kottke 1994) y metales pesados (Dehn y Scuepp 1989).

Algunas especies de hongos ectomicorrízicos retienen los metales pesados en sus hifas, por lo que reducen el paso de éstos a la raíz (Jentschke et al. 1994).

6. Micorrizas y reguladores del crecimiento

Los hongos micorrízicos también producen reguladores del crecimiento que estimulan la elongación y ramificación de las raicillas alimentadoras (Marx 1971). En plantas cuyas raíces están micorrizadas la síntesis de citocininas es mayor (Krikun 1991).

Los hongos ectomicorrízicos sintetizan ácido indolacético a partir de triftofano exógeno; *P. tinctorius* lo hace de manera muy eficaz (Gay et al. 1994).

7. Micorrizas y enfermedades radicales

Las raíces micorrizadas viven por más tiempo y son menos sensibles a las enfermedades (Campbell 1987). El mecanismo básico por el cual el hongo micorrízico protege a una raíz de los patógenos es: a) al mejorar la nutrición de la planta, particularmente del P (González et al. 1998); b) al ocupar los sitios de infección en la superficie radical y al actuar el manto fúngico como barrera; y c) al producir antibióticos y otras sustancias de defensa (Marx 1971, Dehne 1982).

En algunas regiones el nogal pecanero sufre de una fungosis llamada ‘necrosis de las raicillas alimentadoras’, causada por varias especies de *Pythium*; sin embargo, cuando las raicillas son micorrizadas por *S. bovista* la enfermedad no se presenta, pues este hongo benéfico produce antibióticos (Marx y Bryan 1969). Cuando las raíces de la alfalfa y del algodón son previamente endomicorrizadas con *Glomus* sp. una colonización del 70% evita totalmente la mortalidad por el hongo *Phymatotrichum omnivorum*, cuyo daño en la superficie radical es mínimo (Quintos et al. 2001).

8. Factores que favorecen la micorrización

Las micorrizas se forman más eficazmente cuando la fertilidad del suelo es moderada a baja, particularmente en su contenido de fósforo (Campbell 1987).

La micorrización es mayor en árboles con una tasa fotosintética alta, lo que permite una acumulación de carbohidratos en la raíz, lo cual la hace más susceptible a la infección micorrízica (Marx 1971).

Suelos bien drenados, con adecuada humedad, con temperatura moderada, buena aireación y ricos en materia orgánica estimulan el crecimiento de la raíz y de los hongos micorrízicos (Marx 1971). El abonado orgánico ligero a moderado mejora la colonización micorrízica y el crecimiento (Caravaca et al. 2002).

La aplicación al suelo de plaguicidas no selectivos para los hongos micorrízicos obviamente reduce o elimina su actividad; en cambio, los agroquímicos que los respetan y que afectan a otros microorganismos favorecen la micorrización al minimizar la competencia en la rizosfera (Marx y Bryan 1969, Marx 1971).

La presencia en las huertas de una cobertera de zacates anuales nativos favorece la micorrización natural de la raíz de los árboles (Atkinson 1983). Mediante el segado de la cobertera y el no laboreo se incrementa la materia orgánica en la primera capa del suelo y la formación de raicillas laterales y superficiales micorrizadas, lo que mejora la absorción de nutrimentos, particularmente del fósforo y zinc (Smith et al. 1959, Sparks 2004).

De manera específica, el laboreo intensivo y las prácticas que incrementan la erosión y la compactación del suelo reducen sustancialmente la propagación de los hongos ecto y endomicorrízicos; en cambio, en un suelo con abundantes pastos la formación de propágulos (esporas y raíces micorrizadas) aumenta (Jasper et al. 1994, Amaranthus 1994).

No obstante, la acumulación abundante de materia orgánica en el suelo por muchos años puede reducir la diversidad de especies y la producción de carpóforos de los hongos ectomicorrízicos (Kuyper et al. 1994).

9. Micorrización natural e inducida en nogal pecanero y pistachero

Se hizo un estudio en Delicias, Chihuahua, durante 2000-2002, para determinar la influencia de las micorrizas en el crecimiento y la concentración foliar de nutrimentos en plantas de nogal y pistachero. Se evaluó el efecto de la inoculación con hongos ectomicorrízicos y endomicorrízicos en plántulas del patrón criollo de nogal conocido como 'El General' y en el portainjerto estándar de pistachero *Pistacia atlantica*.

9.1. Hongos evaluados

Se utilizaron las cepas experimentales Zac-19 (*Glomus* spp.) y AM-CP (*Glomus intraradix*), las cuales fueron proporcionadas por el Área de Microbiología de Suelos del Colegio de Postgraduados. También se evaluaron dos inoculantes comerciales[1]: BuRIZE® (*Glomus intraradix*) y Mycor-Tree® Ectoinyectable (*Pisolithus tinctorius* y *Scleroderma* sp.).

9.2. Tratamientos

Se realizaron dos experimentos. En el experimento 1 se evaluaron los siguientes tratamientos:

Pistachero: 1) testigo A (suelo sin esterilizar), 2) testigo B (suelo esterilizado), 3) inoculación con la cepa Zac-19, 4) inoculación con BuRIZE, 5) inoculación con Mycor-Tree, y 6) inoculación con Zac-19 + Mycor-Tree.

Nogal: 1) testigo (suelo esterilizado), 2) inoculación con la cepa Zac-19, 3) inoculación con BuRIZE, 4) inoculación con Mycor-Tree, y 5) inoculación con Zac-19 + Mycor-Tree.

[1]La mención del nombre comercial es sólo con fines ilustrativos y no implica su recomendación por parte del INIFAP, UACH o CP.

En el experimento 2 en ambos frutales se probaron los tratamientos: 1) testigo (con suelo esterilizado), 2) inoculación con la cepa Zac-19, 3) inoculación con la cepa AM-CP, y 4) inoculación con Mycor-Tree.

9.3. Inoculación

Para la inoculación de las plántulas se siguió el método propuesto por González (1993) y González et al. (1998): 1) en cada maceta se vertió suelo hasta 3/4 de su capacidad; 2) del inóculo micorrízico aplicado, el 50% se esparció como una capa sobre el suelo de la maceta y el otro 50% se aplicó sobre el cepellón húmedo de las plántulas; 3) se puso el cepellón sobre la capa de inóculo y luego la maceta se llenó con el azolve. De las cepas Zac-19 y AM-CP se aplicaron 25 g de suelo-inóculo por planta. De BuRIZE se hizo una suspensión de 21 g del preparado de esporas en 6 L del vehículo y de Mycor-Tree de 113.5 g del preparado de esporas en 6 L de agua; en ambos casos se aplicaron 300 mL de suspensión por planta. Una vez inoculadas las plantas, las macetas se colocaron en un sombreadero abierto (50% de sombra). El riego se efectuó periódicamente, cuidando de mantener el suelo siempre húmedo. No se aplicó fertilizante a ningún tratamiento. A los nueve meses de la inoculación, las plantas de nogal y pistachero del experimento 1 se trasplantaron al campo.

10. Resultados

Se presenta cada variable analizada y discutida para cada frutal. El término ectomicorriza se abrevia como ECM y endomicorriza (o micorriza vesículo-arbuscular) como MVA.

10.1. Colonización micorrízica

NOGAL

En el cuadro 1 se muestra el porcentaje de micorrización en nogal pecanero, del experimento 1. En las raíces muestreadas únicamente se encontraron ectomicorrizas, no se detectó indicio de colonización endomicorrízica, ni en aquellos tratamientos que recibieron altas dosis de inóculo de MVA (T2, T3 y T5). Al respecto, Marx (1971) y Brundrett

et al. (1990) señalan que las raíces del género *Carya* son básicamente colonizadas por hongos ECM, aunque en nogaleras de regiones semiáridas también pueden encontrarse raíces infectadas por *Glomus* (Taber et al. 1982).

Cuadro 1. Colonización micorrízica (CM) en plántulas de nogal ocho meses después de la inóculación. Experimento 1.

	CM (%)	
Tratamiento	Ectomicorriza [1]	Endomicorriza [2]
T1 (testigo, SE[3])	0	0
T2 (Zac-19)	50	0
T3 (BuRIZE)	66	0
T4 (Mycor-Tree)	83	0
T5 (T2 + T4)	50	0

[1]Presencia de formas macroscópicas.

[2]Presencia de vesículas y arbúsculos.

[3]SE= suelo esterilizado.

Se observó que fue suficiente un pequeño volumen de suelo sin esterilizar (500 mL del cepellón donde se sembró la nuez) para que ocurra la ectomicorrización natural (T2 y T3). En el testigo (cuyo suelo de la maceta sí se esterilizó) no se encontraron macroformas de hongos ECM, aunque sí se observaron hifas en el ápice de las raíces de algunas muestras. Cuando se agregó inóculo de *P. tinctorius* y de *Scleroderma* sp. (T4), la presencia de formas macroscópicas o de manto fúngico ocurrió en el 83% de las raíces muestreadas (cuadro 1). Al respecto, Marx (1977), Taber et al. (1982) y Smiley et al. (1997) señalan que en un alto porcentaje de huertas de nogal las micorrizas más comunes corresponden a hongos de los géneros *Scleroderma* y *Pisolithus*. El porcentaje de ectomicorrización encontrado coincide con lo observado por Marx y Bryan (1969), de que en nogales plantados en suelo la colonización puede variar de 30 a 80%.

Con respecto a las formas macroscópicas observadas la mayoría correspondió al tipo simple (foto 7), varias del tipo coraloide (foto 8) y sólo unas cuantas del tipo bifurcado (foto 9). En el ápice de

Foto 7. Forma macroscópica de la ectomicorriza tipo simple en raíz de nogal pecanero.

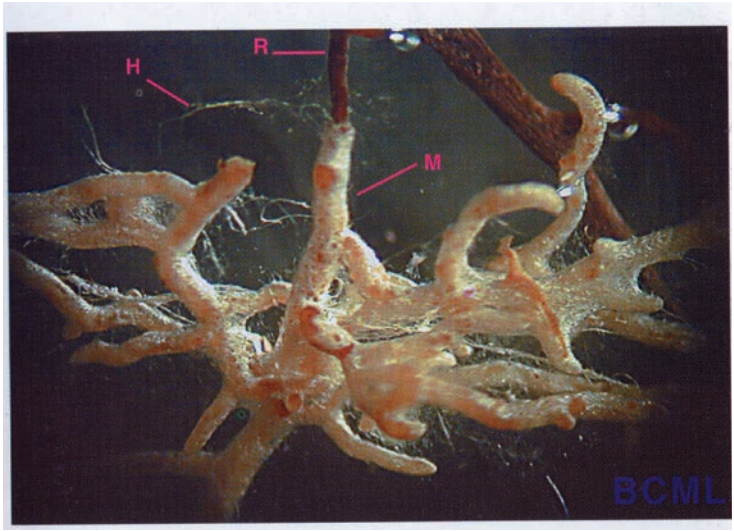

Foto 8. Forma macroscópica de la ectomicorriza tipo coraloide en raíz de nogal pecanero. R= raíz, M= micorriza y H= hifas.

Foto 9. Formación de ectomicorrizas tipo bifurcada (B) en raíz (R) de nogal pecanero.

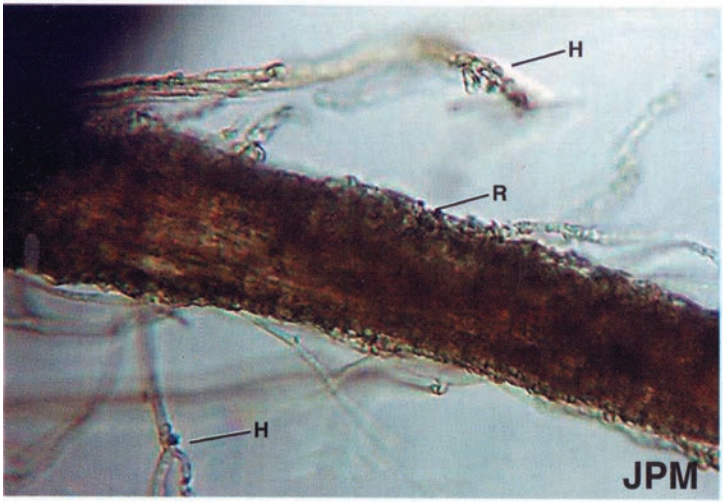

Foto 10. Raíz de nogal pecanero (R) que exhibe la prolongación de las hifas (H) del hongo ectomicorrízico *Pisolithus tinctorius*.

varias de las micorrizas muestreadas se encontró el manto fúngico formado por *P. tinctorius*, donde se observó la profusa formación de hifas sobre las raicillas (foto 10) y la ornamentación característica de dichas hifas (foto 11). Las del tipo simple eran similares a las reportadas como dominantes en nogaleras de Georgia (EUA) y que fueron identificadas como *S. bovista* (Marx y Bryan 1969), pero de color café como ocurre en suelos de regiones semiáridas (Marx 1971).

En el experimento 2 no se evaluó ectomicorrización, aunque se encontró nuevamente que no existió colonización por hongos MVA en el nogal, ni cuando se inoculó con las cepas de *Glomus* Zac-19 y AM-CP (cuadro 2).

Cuadro 2. Colonización endomicorrízica[1] (MVA) en plántulas de nogal y pistachero ocho meses después de la inóculación. Experimento 2.

	MVA (%)	
Tratamiento	Nogal	Pistachero
T1 (testigo, SE[2])	0	0 b[3]
T2 (Zac-19)	0	2.8 b
T3 (AM-CP)	0	78.0 a
T4 (Mycor-Tree)	0	0 b
Pr>F		0.0002

[1]Presencia de vesículas y arbúsculos.

[2]SE= suelo esterilizado.

[3]Medias con misma letra son iguales al 0.05 (Tukey).

PISTACHERO

En el experimento 1 en el pistachero se encontró únicamente colonización endomicorrízica (cuadro 3), básicamente vesículas (foto 12), en mucho menor proporción arbúsculos (foto 13). Cuando el suelo de la maceta no se esterilizó la micorrización natural fue de 29% (T1), en cambio cuando se esterilizó fue de 5% (T2), diferencia estadísticamente significativa. Cuando se inoculó con Zac-19 la micorrización varió de 29 a 34% (T3 y T6), igual a la micorrización natural. El producto comercial BuRIZE (esporas de *G. intraradix*) fue ineficiente para micorrizar la raíz del pistachero (T4). En el

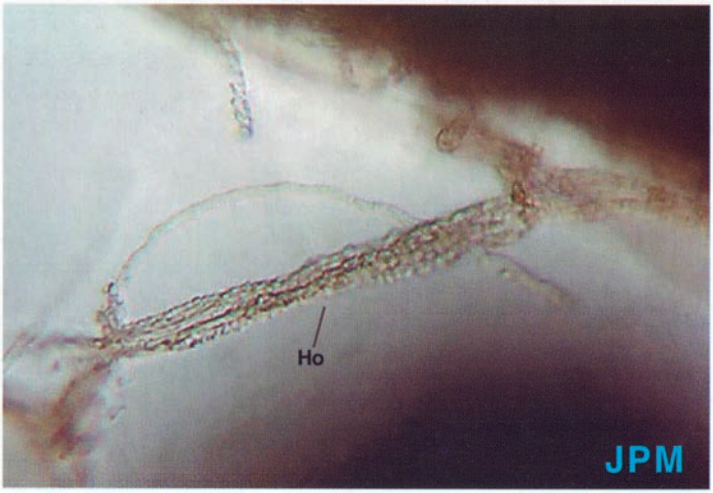

Foto 11. Hifa ornamentada (Ho) del hongo ectomicorrízico *Pisolithus tinctorius*, prolongada de una raíz de nogal pecanero.

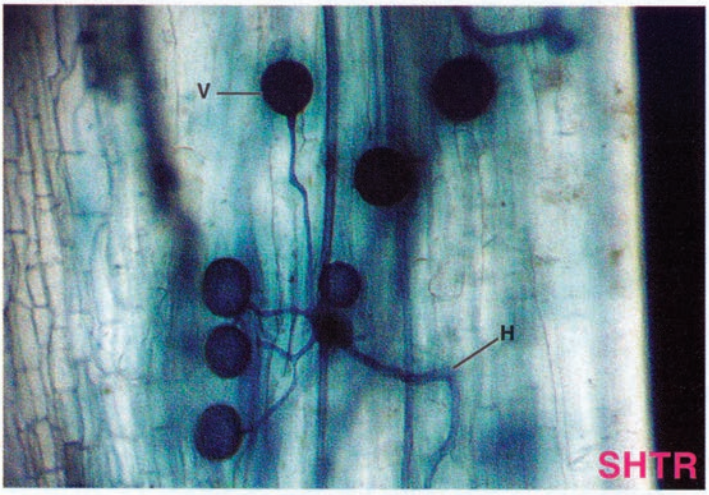

Foto 12. Hifas (H) y vesículas (V) del hongo endomicorrízico *Glomus* sp. en el interior de una raíz de pistachero *Pistacia atlantica*.

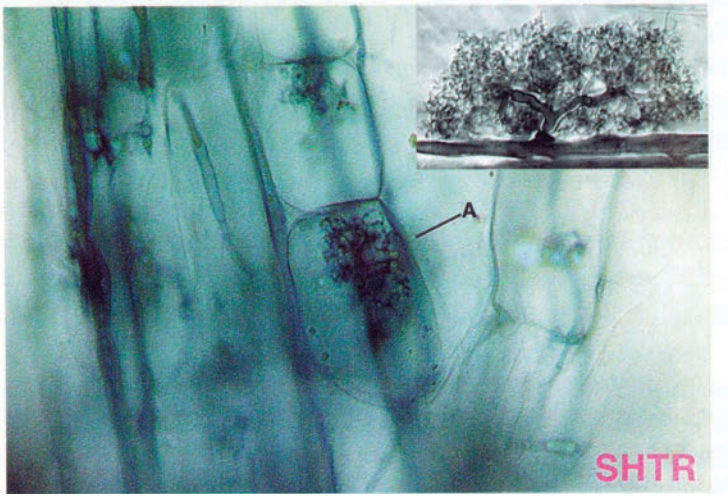

Foto 13. Arbúsculos (A) del hongo endomicorrízico *Glomus* sp. en el interior de una célula radical de pistachero *Pistacia atlantica*. En el recuadro se muestra con mucha claridad la forma de un arbúsculo. De: M. Brundrett; www.mycorrhiza.ag.utk.edu

Foto 14. Efecto en el crecimiento de plantas de pistachero *Pistacia atlantica* de diferentes tratamientos de micorrización. test= suelo esterilizado, Zac-19= *Glomus* spp., MT= Mycor Tree, Gi= cepa AM-CP de *G. intraradix*.

experimento 2 se observó que cuando el suelo y el cepellón de turba fueron esterilizados no hubo micorrización en el testigo, ni cuando se inoculó con Mycor-Tree (hongos ECM). Con Zac-19 la endomicorrización fue incipiente, pero con la cepa AM-CP de *G. intraradix* resultó muy efectiva (cuadro 2).

La colonización por hongos vesículo-arbusculares ha sido reportada previamente en diversas especies del género *Pistacia*, de 19 a 39% en *P. terebinthus* (Campubri et al. 1992) y de 35 a 49% en *P. lentiscus* (Caravaca et al. 2002).

Tanto en nogal como en pistachero ocurrió micorrización natural. En parte, ésta pudo deberse a: 1) el suelo (azolve de arroyo) sin esterilizar del cepellón (500 mL) donde se sembró la semilla contenía suficiente inóculo para causar una micorrización de ligera (4%, cuadro 3) a moderada (66%, cuadro 1); 2) las macetas pasaron los primeros ocho meses en un sombreadero abierto, en un vivero, por lo que pudieron recibir esporas de hongos micorrízicos a través del viento (Chen et al. 2000).

Cuadro 3. Colonización micorrízica (CM) en plántulas de pistachero ocho meses después de la inóculación. Experimento 1.

	CM (%)	
Tratamiento	Ectomicorriza[1]	Endomicorriza [2]
T1 (testigo A, SNE[3])	0	29.0 a[4]
T2 (testigo B, SE[5])	0	5.0 b
T3 (Zac-19)	0	29.0 a
T4 (BuRIZE)	0	0 b
T5 (Mycor-Tree)	0	4.0 b
T6 (T3 + T5)	0	34.0 a
Pr>F		0.038

[1]Presencia de formas macroscópicas.

[2]Presencia de vesículas y arbúsculos.

[3]SNE= suelo no esterilizado.

[4]Medias con misma letra son iguales al 0.05 (Tukey).

[5]SE= suelo esterilizado.

10.2. Crecimiento

NOGAL

Según Sharpe y Marx (1986), inocular con hongos ectomicorrízicos puede favorecer el crecimiento de plántulas de nogal. En el experimento 1 se encontró que a los seis meses de la inoculación la diferencia en altura del tallo fue estadísticamente significativa entre tratamientos; el diámetro mostró una tendencia similar. La diferencia en altura de plántula entre el tratamiento más micorrizado (T4) y el menos (T1) fue de 29.1%. A los 16 meses la diferencia fue altamente significativa en altura y diámetro del tallo, siendo la variación entre los tratamientos mencionados de 47.3% (cuadro 4). Esto sugiere que el efecto de la micorrización en el crecimiento de plantas de nogal requiere de tiempo para hacerse más evidente. Independientemente del tipo de inóculo que se haya utilizado, la mayor altura de planta corresponde al tratamiento más ectomicorrizado (T4) y la menor al menos (T1); una respuesta similar ocurrió con el diámetro del tallo (cuadro 4).

Cuadro 4. Altura (cm) y diámetro (mm) del tallo de plántulas de nogal con diferente tratamiento de micorrización. Experimento 1.

	6 meses DI[1]		16 meses[2] DI	
Tratamiento	Altura	Diámetro	Altura	Diámetro
T1 (testigo SE[3])	19.5 b[4]	5.0	74.5 b	15.4 b
T2 (Zac-19)	26.7 a	6.1	122.7 ab	24.6 a
T3 (BuRIZE)	26.6 a	5.6	144.1 a	26.7 a
T4 (Mycor-Tree)	27.5a	6.1	141.5 a	25.2 a
T5 (T2 + T5)	22.2 ab	5.8	104. 1 ab	20.9 ab
Pr>F	0.036	0.118	0.003	0.002

[1]DI= después de la inoculación.

[2]Los últimos seis meses creciendo en campo.

[3]SE= suelo esterilizado.

[4]Medias con misma letra son iguales al 0.05 (Tukey).

A los seis meses después de la inoculación se encontró una relación lineal, positiva y altamente significativa (Pr>F= 0.0118, r^2=

0.74) entre porcentaje de micorrización y altura de plántula. La ecuación que describe la relación es: Y= 18.63 + 0.1082X. A los 16 meses se obtuvo el mismo tipo de relación (Pr>F= 0.030, r^2= 0.64) y el modelo es: Y= 65.39 + 0.892X. Esto es, el crecimiento de plántulas de nogal en maceta y sin fertilizar se explica en un 74% por el grado de micorrización de su raíz, y el primer año en el campo en un 64%. En el experimento 2 existió también una tendencia a mayor crecimiento en la plantas inoculadas, independientemente del tipo de hongo (cuadro 5).

Cuadro 5. Altura[1] (cm) y diametro (mm) del tallo de plántulas de nogal y pistachero con diferente tratamiento de micorrización. Experimento 2.

	Nogal		Pistachero	
Tratamiento	Altura	Diámetro	Altura	Diámetro
T1 (testigo SE[2])	23.1	4.3	8.4 b[3]	2.3 b
T2 (Zac-19)	30.5	4.9	19.7 ab	5.0 ab
T3 (AM-CP)	29.1	5.0	31.1 a	5.6 a
T4 (Mycor-Tree)	28.1	5.3	13.5 b	3.4 ab
Pr>F	0.166	0.185	0.010	0.016

[1]Seis meses después de la inoculación.

[2]SE= suelo esterilizado.

[3]Medias con misma letra son iguales al 0.05 (Tukey).

PISTACHERO

En el experimento 1 a los seis meses después de la inoculación la diferencia en crecimiento fue altamente significativa, siendo los tratamientos con Zac-19 (T3 y T6) los que dieron mayor altura y diámetro del tallo (cuadro 6). El T2 cuyo suelo fue esterilizado tuvo el menor crecimiento total; el T4 (BuRIZE) exhibió la menor altura de plántula. A los 16 meses, con los últimos seis creciendo las plantas en campo (un ciclo completo de crecimiento), la diferencia en altura fue significativa, presentando los tratamientos una respuesta similar (cuadro 6).

Cuadro 6. Altura (cm) y diámetro (mm) del tallo de plántulas de pistachero con diferente tratamiento de micorrización. Experimento 1.

	6 meses DI[1]		16 meses[2] DI	
Tratamiento	Altura	Diámetro	Altura	Diámetro
T1 (testigo A, SNE[3])	77.7 abc[4]	7.5 a	148.6	18.2
T2 (testigo B, SE[5])	63.1 bc	6.2 b	125.4	17.0
T3 (Zac-19)	88.2 ab	7.7 a	159.2	17.0
T4 (BuRIZE)	54.3 c	7.2 ab	135.3	16.7
T5 (Mycor-Tree)	71.2 abc	7.6 a	140.0	16.8
T6 (T3 + T5)	93.0 a	8.2 a	147.5	18.8
Pr>F	0.002	0.001	0.232	0.411

[1]DI= después de la inoculación.
[2]Los últimos seis meses creciendo en campo.
[3]SNE= suelo no esterilizado.
[4]Medias con misma letra son iguales al 0.05 (Tukey).
[5]SE= suelo esterilizado.

Para este frutal también se encontró que el crecimiento del tallo en plantas sin fertilizar depende en buena medida del porcentaje de colonización micorrízica de la raíz. Para la variable altura de plántula los parámetros de la regresión a los seis meses fueron Pr>F= 0.009 y r^2= 0.77 y el modelo que describe la relación es Y= 61.68 + 0.848X; a los 16 meses después de la inoculación fueron Pr>F= 0.033 y r^2= 0.63 y el modelo es Y= 132.77 + 0.603X.

En el experimento 2 el crecimiento mostró una respuesta altamente significativa en relación a la endomicorrización (foto 14). Resultó sobresaliente el tratamiento con *G. intraradix* cepa AM-CP, cuya altura de plántula superó en un 36% a la dada por Zac-19, en un 56% a la de Mycor-Tree y en un 73% al testigo (cuadro 5). El crecimiento secundario exhibió la misma respuesta. En el pistachero *P. lentiscus* la micorrización inducida con *G. intraradix* aumenta en un 22% la altura de la planta y en un 7% el diámetro del tallo (Caravaca et al. 2002).

10.3. Concentración foliar de nutrimentos

NOGAL

En este estudio las plántulas de nogal crecieron en 11.4 L de suelo migajón arenoso, con un contenido de P muy bajo, de nitratos moderado, de K alto, de Zn moderado, de Cu bajo, de materia orgánica muy bajo y pH ligeramente alcalino, según su análisis y los criterios de interpretación de Cihacek (1985). Creciendo en este medio y sin fertilizar, no se encontraron diferencias en la concentración foliar de los nutrimentos N, P, K y Cu entre los distintos tratamientos inoculados con hongos micorrízicos (cuadro 7). No se observó alguna correlación entre porcentaje de micorrización (cuadro 1), crecimiento (cuadro 4) y estado nutrimental (cuadro 7). El tratamiento que exhibió mayor altura de plántula (T4) fue el que tuvo menos contenido de N en la hoja, lo que en parte puede deberse a un efecto de dilusión del nutrimento, como ocurre en nogales cuando se promueve su vigor (Tarango y Ojeda 1999).

Cuadro 7. Concentración foliar de nutrimentos en plántulas de nogal[1] con diferente tratamiento de micorrización. Experimento 1.

	%			ppm	
Tratamiento	N	P	K	Zn	Cu
T1 (testigo SE[2])	2.11	0.28	1.23	7.6 b[3]	2.0
T2 (Zac-19)	2.16	0.25	1.22	9.8 b	2.1
T3 (BuRIZE)	2.17	0.20	0.99	9.1 b	3.0
T4 (Mycor-Tree)	1.93	0.18	1.19	30.1 a	2.0
T5 (T2 + T4)	1.96	0.15	0.96	6.3 b	1.8
Pr>F	0.313	0.232	0.326	0.002	0.072

[1]Seis meses después de la inoculación.
[2]SE= suelo esterilizado.
[3]Medias con misma letra son iguales al 0.05 (Tukey).

Las plántulas del tratamiento con el mayor grado de ectomicorrización (T4) presentaron también la más alta concentración foliar de Zn, con una diferencia altamente significativa (cuadro 7). Esta es una respuesta interesante, dado que el zinc es el nutrimento más limitante para los nogales en los suelos de pH alcalino de las

regiones productoras de nuez de México. Esto sugiere que la dificultad del nogal para abastecerse de zinc no sólo es un problema de indisponibilidad química del nutrimento en el suelo (Smith y Storey 1979), sino que también es un problema de ineficiencia en la absorción del elemento por la raíz. Los datos del cuadro 7 indican que la micorrización es clave para mejorar el aprovechamiento del zinc edáfico.

Por su parte, Sharpe y Marx (1986) encontraron que en plántulas de nogal ectomicorrizadas con *P. tinctorius* y fertilizadas se incrementó la concentración en tallo y raíz de N, P, K, Ca, Mg, Cu y Mn; la de Zn sólo aumentó cuando su disponibilidad en el suelo era baja.

PISTACHERO

El contenido de nutrimentos en el follaje (cuadro 8) no mostró correlación con el porcentaje de colonización micorrízica (cuadro 3) ni con el crecimiento de la plántula (cuadro 6). Aunque sin diferencia estadística, el tratamiento con mayor crecimiento y mayor grado de endomicorrización (T6) fue el que tuvo menos N foliar, tal como ocurrió en las plantas de nogal, pudiendo tratarse de un efecto de dilusión nutrimental al promoverse el crecimiento (Tarango y Ojeda 1999).

La concentración de P, K y Zn en la hoja no resultó influenciada por el grado de colonización endomicorrízica en la raíz de las plántulas. En cambio, el contenido de cobre fue significativamente más alto cuando se inoculó con Zac-19, y la concentración más baja se encontró en el tratamiento con hongos ECM -T5- (cuadro 8). Esta respuesta es importante, porque algunos de los portainjertos de pistachero más utilizados son ineficientes en absorber el Cu (Tarango 1993). Caravaca et al. (2002) encontraron que plántulas de *P. lentiscus* incrementaron hasta en 50% su contenido de fósforo foliar como resultado de la inoculación con *G. intraradix*.

Cuadro 8. Concentración foliar de nutrimentos en plántulas de pistachero[1] con diferente tratamiento de micorrización. Experimento 1.

	%			ppm	
Tratamiento	N	P	K	Zn	Cu
T1 (testigo A, SNE[2])	2.39	0.16	0.82	11.0	4.1 b[3]
T2 (testigo B, SE[4])	2.15	0.36	0.94	12.6	4.3 b
T3 (Zac-19)	2.24	0.32	1.03	11.6	8.6 a
T4 (BuRIZE)	2.14	0.21	0.92	14.8	4.1 b
T5 (Mycor-Tree)	2.08	0.25	0.90	13.1	2.5 b
T6 (T3 + T5)	2.05	0.33	0.94	12.6	4.3 b
Pr>F	0.520	0.149	0.553	0.327	0.0001

[1]Seis meses después de la inoculación.
[2]SNE= suelo no esterilizado.
[3]Medias con misma letra son iguales al 0.05 (Tukey).
[4]SE= suelo esterilizado.

Debido a que la producción tanto de nogal pecanero como de pistachero requiere de una fase de vivero, la inoculación con hongos micorrízicos tiene un gran potencial de aplicación. Dichos hongos han demostrado dar múltiples beneficios en muchas especies de árboles frutales, los cuales incluyen: mayor vigor en las plantas, incremento de la supervivencia al trasplante, más sanidad y reducción en la utilización de agroquímicos, incluidos los fertilizantes (González et al. 1998, Caravaca et al. 2002).

11. Conclusiones

1. Las plántulas de nogal formaron ectomicorrizas y las de pistachero endomicorrizas.
2. La micorrización natural ocurre aun cuando la semilla se siembre en un volumen pequeño (500 mL) de suelo sin esterilizar.
3. La inoculación de raíces de plántulas de nogal con el producto Mycor-Tree favoreció la presencia de ectomicorrizas.

4. La inoculación de raíces de plántulas de pistachero con el producto BuRIZE no favoreció la colonización micorrízica ni el crecimiento.
5. El crecimiento de plántulas de nogal y pistachero fue mayor conforme aumentó el grado de colonización micorrízica.
6. La cepa AM-CP de *Glomus intraradix* colonizó muy bien la raíz del pistachero y favoreció su crecimiento.
7. La micorrización no mejoró la concentración foliar de N, P y K en ambas especies vegetales y en plantas sin fertilizar.
8. La ectomicorrización incrementó la concentración foliar de Zn en nogal y la endomicorrización la de Cu en pistachero.

12. Literatura citada

Agerer, R.J. 1994. Ectomycorrhizal rhizomorphs: organs of contact. In: D.J. Read et al. (eds.). Mycorrhizas in ecosystems. CAB International. P. 84-90.

Alarcón, A. y R. Ferrera C. 2000. Biofertilizantes: importancia y utilización en la agricultura. Agric. Téc. Méx. 26(2):191-203.

Alexander, M. 1980. Microbiología del suelo. AGT Editor. México. 491 p.

Amaranthus, M.P. 1994. Mycorrhizas, forest disturbance and regeneration in the pacific northwestern United States. In: D.J. Read et al. (eds.). Mycorrhizas in ecosystems. CAB International. P. 202-207.

Atkinson, D. 1983. The growth, activity and distribution of the fruit tree root system. Plant and Soil 71:23-35.

Bethlenfalvay, G.J. 1991. Mycorrhizae and crop productivity. In: G.J. Bethlenfalvay and R.G. Linderman (eds.). Mycorrhizae in sustainable agriculture. ASA special publication number 54. ASA-CSSA-SSSA. P.1-27.

Brison, F.R. 1976. Cultivo del nogal pecanero (tr. Federico Garza F.). México. Conafrut. 349 p.

Brundrett, M.; G. Murase and B. Kendrick. 1990. Comparative anatomy of roots and mycorrhizae of common Ontario trees. Can. J. Bot. 68:551-578.

Campubri, A.; V. Estaun and C. Calvet. 1992. Effect of aromatic plant-species on vesicular-arbuscular mycorrhizal establishment in *Pistacia terebinthus*. Plant and Soil 139:299-301.

Campbell, R. 1987. Ecología microbiana. 1a. ed. Limusa. México. 268 p.

Caravaca, F.; J.M. Barea and A. Roldán. 2002. Synergistic influence of an arbuscular mycorrhizal fungus and organic amendment on *Pistacia lentiscus* L. seedlings afforested in a degradated semiarid soil. Soil Biol. Biochem. 34:1139-1145.

Castellano, M.A. and R. Molina. 1989. Mycorrhizae. In: T.D. Landis, R.W. Tinus, S.E. McDonald and J.P. Barnett (eds.). The container tree nursery manual. Vol. 5. Agric. Handbook 674. USDA-FS. P.101-167.

Chen, Y.L.; M.C. Brundrett and B. Dell. 2000. Effects of ectomycorrhizas and vesicular-arbuscular mycorrhizas, alone or in competition, on root colonization and growth of *Eucalyptus globulus* and *E. urophylla*. New Phytol. 146:545-556.

Cihacek, L.J. 1985. Interpreting soil analysis. Guide A-126. New Mexico State University.

Dehn, B. and H.I. Scuepp. 1989. Influence of VA mycorrhizae on the uptake and distribution of heavy metals in plants. Agric. Ecosystem Environ. 29:79-84.

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

Ferguson, L.; S. Kaur and L. Epstein. 1998. Arbuscular mycorrhizal fungi on pistachio rootstocks in California. Acta Horticulturae 470:211-218.

Ferrera C., R. 1993. Ectomicorriza. En: R. Ferrera C., M.C.A. González C. y M.N. Rodríguez M. (eds.). 1ª. ed. México. Editorial Trillas. P.93-120.

Figueroa V., U. 2001. Evaluación de las variedades de pistachero *Pistacia vera* L. Kerman y Peters en el Valle de Juárez, Chihuahua, cultivadas en condiciones de salinidad. En: La investigación en pistachero en Chihuahua. México. INIFAP-UACH-CONACYT-FPCH. P.11-15.

Gay, G.; J. Bernillon and J.C. Debaud. 1994 Comparative analysis of IAA in ectomycorrhizal, ericoid and saprophytic fungi in pure culture. In: D.J. Read et al. (eds.). Mycorrhizas in ecosystems. CAB International. P.356-366.

González C., M.C. 1993. La endomicorriza vesiculo-arbuscular. En: R. Ferrera C., M.C.A. González C. y M.N. Rodríguez M. (eds.). 1ª. ed. México. Editorial Trillas. P.53-91.

González C., C.; R. Ferrera C. y J. Pérez M. 1998. Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura. Universidad Autónoma de Tlaxcala y Colegio de Postgraduados. México. 131 p.

Hanna, J.D. 1987. Pecan rootstocks. In: R.C. Rom and R.F. Carlson (eds.). Rootstocks for fruit crops. John Wiley and Sons. P.401-410.

Jasper, D.A.; L.K. Abbott and A.D. Robson. 1994. Soil disturbance in native ecosystems- The decline and recovery of infectivity of VA mycorrhizas in ecosystems. CAB International. P. 151-155.

Jentschke, G.; H. Schlegel and D.L. Godbold. 1994. Do ectomaffect uptake and toxicity of metals in roots of norway spruce? In: D.J. Read et al. (eds.) Mycorrhizas in ecosystems. CAB International. P. 384-385.

Kottke, I. 1994. Ectomycorrhizas-organs for uptake and filtering cations. In: D.J. Read et al. (eds.). Mycorrhizas in ecosystems. CAB International. P. 316-322.

Krikun, J. 1991. Mycorrhizae in agricultural crops. In: Y. Waisel et al. (eds.). Plant roots. Dekker Inc. USA. P. 767-786.

Kuyper, T.W.; B.W.L. de Vries and J. Baar. 1994. Effects of organic matter removal on fruitbody production of ectomycorrhizal fungi in stands of *Pinus silvestris*. In: D.J. Read et al. (eds.). Mycorrhizas in ecosystems. CAB International. P. 388.

Maggs, D.H. 1988. An introduction to pistachio growing in Australia. CSIRO. 36 p.

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

Marx, D.H. 1971. Root inhabiting mycorrhizal fungi benefit growth of trees. 5ht Ann. West. Irri. Pecan Grow. Ass. Conf. New Mexico State University. P.14-18.

Marx, D.H. 1977. Tree host range and world distribution of the ectomycorrhizal fungus *Pisolithus tinctorius*. Canadian Journal of Microbiology 23: 217-223.

Marx, D.H. and W.C. Bryan. 1969. *Scleroderma bovista*, an ectotrophic mycorrhizal fungus of pecan. Phytopathology 59(8):1128-1132.

Ornelas T., M. y A. Anzaldúa M. 2001. Evaluación de la calidad de pistachos producidos en el Valle de Juárez. En: La

investigación en pistachero en Chihuahua. México. INIFAP-UACH-CONACYT-FPCH. P.59-64.

Peterson, R.L. and P. Bonfante. 1994. Comparative structure of vesicular-arbuscular mycorrhizas and ectomycorrhizas. In: A.D. Robson, L.K. Abbot and N. Malajczuk (eds.). Management of mycorrhizas in agriculture, horticulture and forestry. Kluwer Academic Publishers. P.79-88.

Puente G., A. 2002. Nuez, análisis de su rentabilidad. Sagarpa-Aserca. México. Claridades Agropecuarias 107:3-30.

Quintos E., M.; R. García E.; B. Tlapal B.; R. Ferrera C. y M.P. González P. 2001. Control biológico de algunos patógenos en el suelo con micorriza arbuscular. En: XXIV Congreso Nacional de Control Biológico. Sociedad Mexicana de Control Biológico. P.21-25.

Sharpe, R.R. and D.H. Marx. 1986. Influence of soil pH and *Pisolithus tinctorius* ectomycorrhizae on growth and nutrient uptake of pecan seedlings. HortScience 21(6):1388-1390.

Smiley, E.T.; D.H. Marx and B.R. Fraedrich. 1997. Ectomycorrhizal fungus inoculations of established residential trees. Journal of Arboriculture 23:113-115.

Smith, C.L.; O.W. Harris and H.E. Hammar. 1959. Comparative effects of clean cultivation and sod on tree growth, yield, nut quality, and leaf composition of pecan. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 75:313-321.

Smith, M.W. and J.B. Storey. 1979. Zinc concentration of pecan leaflets and yield as influenced by zinc source and adjuvants. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 104(4):474-477.

Sparks, D. 2004. A letter from L.D. Romberg. Pecan South 36(12):14-20.

Stockton, A. 1985. Interpreting pecan tree nutritional levels through leaf analysis. Proc. Nineteenth West. Pecan Conf. CES-New Mexico State University. P.99-100.

Sylvia, D.W. and S.E. Williams. 1991. Vesicular-arbuscular mycorrhizae and environmental stress. In: G.J. Bethlenfalvay and R.G. Linderman (eds.). Mycorrhizae in sustainable agriculture. ASA special publication number 54. ASA-CSSA-SSSA. P.101-124.

Taber, R.A.; J.W. Worthington; J.M. Trappe and W.A. Taber. 1982. Mycorrhyzal fungi associated with native and improved varieties of pecan in Texas (Abstract). Phytopathology 72:951.

Tarango R., S.H. 1993. El cultivo del pistachero. Colección Agropecuaria. México. UACH. 183 p.

Tarango R., S.H. y D.L. Ojeda Barrios. 1999. Efecto de la poda de renovación en el crecimiento, nutrición y producción de nogales de bajo vigor y alternancia completa. Agric. Téc. Méx. 25(2):123-133.

Wilcox, H.E. 1991. Mycorrhizae. In: Y. Waisel et al. (eds.). Plant roots. Dekker Inc. USA. P. 731-735.

Agradecimientos

Al Dr. Ronald Ferrera Cerrato, profesor-investigador del Área de Microbiología del IRENAT-CP, por su autorización para utilizar cepas de hongos micorrízicos del IRENAT-CP y hacer parte del trabajo en su laboratorio. A Gildardo Ronquillo A. por permitirnos establecer el trabajo en el vivero de la SDR-GECH y su ayuda en la propagación de las plantas. A Luis Carlos Pérez F. y Juan Manuel Martínez F., del Campo Experimental Delicias-INIFAP, por su asistencia en los trabajos de campo. Al M.C. Cristian Nava D., Ing. Alicia Franco R., M.C. Fernando Almicar Solís D., M.C. Claudia Katia Reyes Q. e Ismael Cervantes R., del Área de Microbiología del IRENAT-CP, por su apoyo en el trabajo de laboratorio. Al M.C. Servando Quiñones L., de Dow AgroSciences, por su asesoría en la toma de fotografías. Al Ing. Ezequiel Muñoz M. por permitirnos usar material fotográfico de su propiedad.

Comité editorial del Cedel

M.C. Francisco Javier Quiñones Pando
M.C. Gerardo Francisco Acosta Rodríguez
M.C. Raúl Rodríguez Martínez
M.C. Guadalupe Terrazas Prieto
Ing. Gamaliel Orozco Hernández

Micorrizas en nogal pecanero y pistachero
se terminó de imprimir en agosto de 2004,
en Delicias, Chihuahua, México, en los talleres
de Impresos PAyCAR (Tel. 474-70-76), con un tiraje de
1,000 ejemplares más sobrantes para su reposición.

Edición y formación: M.C. Francisco Báez Iracheta