



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

Establecimiento de cultivos monospóricos de hongos micorrízicos
arbusculares de matorrales semi-áridos del Valle del Mezquital,
Hidalgo, México

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
B I O L O G A
P R E S E N T A :
JUANA ANGÉLICA MORALES VÁZQUEZ

DIRECTORA DE TESIS:

DRA. MARÍA DEL PILAR ORTEGA LARROCEA

2005

DIVISION DE ESTUDIOS PROFESIONALES



FACULTAD DE CIENCIAS
SECCION ESCOLAR

m 341631



Universidad Nacional
Autónoma de México



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
AVENIDA DE
MEXICO

ACT. MAURICIO AGUILAR GONZÁLEZ
Jefe de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo escrito:
 "Establecimiento de cultivos monospóricos de hongos micorrízicos
 arbusculares de matorrales semi-áridos del Valle del Mezquital,
 Hidalgo, México."

realizado por Juana Angélica Morales Vázquez

con número de cuenta 09536723-3 , quien cubrió los créditos de la carrera de: Biología

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis
 Propietario

Dra. María del Pilar Ortega Larrocea

M. del Pilar Ortega Larrocea

Propietario

M. en C. Rosalva García Sánchez

Rosalva García Sánchez

Propietario

Dr. Javier Álvarez Sánchez

Javier Álvarez Sánchez

Suplente

M. en C. María Patricia Guadarrama Chávez

María Patricia Guadarrama Chávez

Suplente

M. en C. Guadalupe Vidal Gaona

Guadalupe Vidal Gaona

Consejo Departamental de Biología

~~M. en C. Juan Manuel Rodríguez Chávez~~

Juan Manuel Rodríguez Chávez



AGRADECIMIENTOS

Esta tesis fue financiada en el marco del proyecto PAPIIT IN-214501 *Generación de inóculos de hongos micorrizicos arbusculares (HMA) aislados de suelos provenientes de matorrales semiáridos del Valle del Mezquital, Hidalgo*. Durante la fase de multiplicación de los inóculos, se agradece a la Biól. P. Olgún por el mantenimiento de los cultivos y al Dr. A. Andrade por facilitarnos las instalaciones del Invernadero de la Facultad de Ciencias, UNAM. Se agradece al Biól. Alfredo Gamboa por apoyarnos con las fotografías tomadas en el Fotomicroscopio Olympus PROVIS AX70 en el Laboratorio de Microcine de la Facultad de Ciencias, UNAM. Los cultivos monospóricos se mantuvieron en las nuevas instalaciones del Invernadero del Instituto de Geología, UNAM. Se agradece al Dr. L. Solari por el acceso a sus equipos de fotografía estereomicroscópica y un especial agradecimiento a la Biól. Mónica Rangel por todo su apoyo en el laboratorio. Se reconoce la labor de los revisores de la tesis, el Dr. Javier Alvarez, las M. en C. Patricia Olgún y Guadalupe Vidal y en especial, a la M. en C. Rosalva García Sánchez por los valiosos comentarios al manuscrito y por la oportunidad que nos brindó de formar parte su proyecto. También agradezco infinitamente a mi familia por su apoyo, cariño y comprensión.

INDICE

Resumen	5
Introducción	7
Generalidades de la simbiosis micorrizica arbuscular.....	7
Propagación de los hongos micorrizicos arbusculares.....	9
Métodos utilizados en el desarrollo de los cultivos monospóricos.....	17
Antecedentes	20
Justificación	26
Objetivos	28
Objetivo general.....	28
Objetivos particulares.....	28
Hipótesis	28
Descripción de la localidad de origen de los HMA	29
Geología y Suelos.....	30
Hidrología.....	30
Clima.....	30
Orografía.....	31
Vegetación.....	31
Método	34
1. Cultivos trampa: propagación de esporas para el montaje de cultivos monoespecificos (monomorfoespecificos). Muestreo en campo.....	34
2. Caracterización micorrizica arbuscular de algunas plantas nativas de un matorral semi-árido del Valle del Mezquital. Extracción de esporas por tamizado en húmedo y decantación.....	34
Aclarado de raíces.....	35

Elaboración de preparaciones permanentes.....	35
3. Establecimiento de cultivos monospóricos.....	36
a. Propagación de cultivos monospóricos en maceta.....	36
Preparación de sustrato.....	37
Preparación de las unidades de propagación.....	37
Germinación aséptica de hospederos.....	38
Selección del material fúngico para inoculación.....	39
Desinfestación de esporas.....	39
Inoculación raíz-espora.....	39
Mantenimiento de los cultivos.....	40
b. Propagación de cultivos mono y multispóricos en cajas de Petri.....	40
Método de cultivos monospóricos mediante el uso de cajas Petri de plástico.....	40
Mantenimiento de los cultivos.....	41
4. Análisis de resultados.....	41
Control de la calidad del inóculo.....	42
Evaluación del porcentaje de colonización en raíces.....	42
Establecimiento de cultivos mono-específicos de 2a. generación.....	42
Resultados y Discusión.....	46
Caracterización micorrízica arbuscular de algunas plantas nativas de un matorral subterme del Valle del Mezquital, Hidalgo.....	46
Propagación de cultivos monospóricos en maceta y caja de Petri.....	48
Establecimiento de cultivos mono-específicos de 2ª. generación.....	55
Conclusiones.....	56
Anexo 1.....	59
Literatura citada.....	79

RESUMEN

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son uno de los componentes dominantes de las comunidades microbianas de la rizosfera en los ecosistemas tropicales. Estos hongos sostienen una relación simbiótica con la mayoría de las plantas vasculares, incluyendo las de importancia económica. Los matorrales xerófilos del Valle del Mezquital tienen una alta diversidad y endemismo vegetal. En este Valle se implementan día a día dos sistemas agrícolas importantes: (a) terrenos de temporal y (b) terrenos con riego de aguas residuales en los cuales, continuamente se quita la cubierta la cubierta vegetal original y los suelos son usados durante 3-5 años y luego quedan abandonados. En ambos casos, se pierde la diversidad de los microorganismos de los suelos, incluyendo la de los hongos micorrízicos. Las perturbaciones en las comunidades naturales y las prácticas agronómicas en los suelos agrícolas disminuyen la abundancia y diversidad de los propágulos de los HMA, por lo que es muy importante la propagación de consorcios autóctonos para su reintroducción en programas de restauración ecológica y en los cultivos agrícolas como una alternativa de fertilización biológica. Por otro lado, para llevar a cabo la identificación taxonómica de las especies de HMA, tanto como la masificación de aquellas de interés, se requiere el uso de técnicas de propagación a partir de esporas aisladas, con el fin de obtener cultivos puros y en cantidades suficientes que garanticen una sola especie. Diversas técnicas han sido empleadas con tales fines, entre ellas el uso de plantas de crecimiento rápido y ciclos cortos en cultivos monospóricos. Sin embargo, el bajo éxito en la obtención de cultivos exitosos

con este último método (menor al 10 % y usualmente entre 1 y 2 %), lo han hecho poco utilizado en la masificación de cultivos monoespecíficos.

En este trabajo se propone una metodología que incrementa las probabilidades de obtención de cultivos monospóricos de algunas especies de HMA (*Glomus* sp., *Gigaspora* sp. y *Scutellospora* sp). La primera se desarrolló usando macetas con los siguientes hospederos *Allium cepa* L., *Lycopersicon esculentum* L., *Plantago lanceolata* y dos variedades de pasto Rodes y Ryegrass. La segunda se montó en un sistema a manera de minirizotrófon consistente en cajas de Petri de plástico de 10 cm de diámetro donde el hospedero usado fue *Plantago lanceolata*. Todas las unidades utilizaron una mezcla del suelo del Mezquital-arena de Ottawa 1:3 v/v esterilizada a 10 KG; se mantuvieron a 80 % de la cc durante casi seis meses, regando mensualmente con la solución nutritiva L. Ashton. El primer método no permitió obtener algún cultivo exitoso aún a partir de 70 unidades experimentales montadas. En contraste, bajo el segundo método, se pudo obtener un 43 % de unidades colonizadas. Es posible que estos resultados se debieran a que en el segundo método, la colonización radical se promoviera al incrementarse la concentración de CO₂ de la atmósfera del sustrato, se restringiera el área de crecimiento de las raíces y con esto aumentara la probabilidad de que las hifas germinativas se ramificaran más y encontrarán más rápida y probablemente una raíz iniciando la colonización. Por otro lado, algunos procedimientos como la propagación previa de esporas en cultivos trampa para obtenerlas en un buen número y calidad, su almacenamiento en frío anterior a la inoculación para estimular la germinación, la calibración de las condiciones óptimas de textura de los sustratos y la selección de un hospedero adecuado para el crecimiento en cada unidad experimental, contribuyeron a incrementar, de manera considerable, las probabilidades de éxito en el establecimiento.

INTRODUCCION

Generalidades de la simbiosis micorrizica arbuscular.

Las micorrizas arbusculares forman parte del mutualismo denominado simbiótico, morfológicamente clasificadas como endomicorrizas y que se establecen entre hongos cenocíticos y las raíces de la mayoría de las plantas (Cuenca *et al.*, 2002). Los hongos micorrizicos arbusculares (HMA) son uno de los componentes dominantes de las comunidades microbianas de la rizosfera. Las micorrizas se encuentran ampliamente difundidas en las plantas, por lo tanto podemos encontrarlas en las Dicotiledóneas (estimándose en un 83 %), en las Monocotiledóneas (79 %), todas las Gimnospermas y también en las Pteridofitas, en las que se describe la simbiosis en gametofitos (Brundrett *et al.*, 1996). Sin lugar a dudas, es la asociación simbiótica con mayor distribución en los edafoeosistemas, ya que cerca del 90 % de las plantas denominadas superiores son susceptibles de formar la micorriza arbuscular considerada además como la más extendida entre las micorrizas. Esta simbiosis se encuentra en todos los climas que permiten el desarrollo vegetal sobre el planeta y se forman en la mayoría de las plantas de interés agrícola e industrial (Azcón y Barea, 1980). La planta suministra al hongo fuentes de carbono procedentes del producto de la fotosíntesis, además de una protección de los fenómenos de antagonismo microbiano en la rizósfera. Los HMA juegan un rol no sólo en la transferencia de nutrientes a las plantas (principalmente P), sino también en la resistencia a los patógenos del suelo (Hawkins *et al.*, 1997).

Las micorrizas arbusculares estimulan el crecimiento, desarrollo y nutrición de las plantas, mejorando sustancialmente la absorción de nutrientes con poca movilidad como el

fósforo y otros micronutrientes como el Cu y Zn; también intervienen en el mantenimiento del balance hídrico en condiciones de estrés, mejorando así la estructura del suelo (Brundrett *et al.*, 1996). Se sabe que la micorriza proporciona una superficie adicional de absorción ya que las hifas del hongo extienden el volumen y superficie de exploración del suelo más allá de la zona de agotamiento que rodea la raíz. Se ha estimado que un centímetro de raíz micorrizada puede tener hasta 80 centímetros de hifas externas (Cuenca *et al.*, 2002).

Las micorrizas se han clasificando con base en su estructura y morfología en dos grandes grupos: ectotróficas y endotróficas (Azcon y Barea, 1980). En las primeras se incluyen aquellas en las cuales el hongo, generalmente de micelio septado, forma un auténtico manto de hifas que rodea la raíz; el desarrollo del hongo en el interior de la corteza radical es intercelular, dando el aspecto de una red (llamada de Harting). En las endotróficas, las hifas penetran en el interior de las células de la corteza formando diversas estructuras que llevan a cabo el intercambio de nutrientes (Azcón y Barea, 1980).

La colonización se desarrolla a partir de las esporas de resistencia formadas por el hongo, o bien, a partir del micelio extraradical o del interior de una raíz previamente colonizada (Walker y Vetsberg, 1994). El tubo de germinación o la hifa colonizadora, durante la primera fase de la colonización forma un apresorio sobre la superficie de la raíz, entre dos células epidérmicas. Posteriormente, la hifa se ramifica intercelularmente de forma rápida en la corteza de la raíz, sin invadir endodermis, tejidos vasculares, ni meristemas. Poco tiempo después la hifa invagina la célula donde forma arbuscúlos, mediante ramificaciones dicotómicas repetidas de hifas intracelulares; cuando éstos se forman, el almidón de la célula invadida desaparece durado aproximadamente 7 días. Posterior a los arbuscúlos se forman las vesículas, que son estructuras ovoides que contienen reservas lipídicas, pueden

formarse intra o intercelularmente. Por su parte, las hifas que emergen de la raíz se extienden por el suelo varios centímetros, dando lugar al micelio externo que constituye el sistema de absorción de nutrimentos (Azcón y Barea, 1980).

Propagación de los hongos micorrízicos arbusculares.

El uso de los hongos micorrízicos arbusculares como alternativa en la biotecnología es muy promisorio ya que se ha demostrado que la planta colonizada obtiene un mejor desarrollo, adquiere mayor tolerancia a las condiciones de estrés del medio y le permite una reducción sustancial y mejor aprovechamiento de los fertilizantes agrícolas. Actualmente en los cultivos vegetales que cumplen una parte de su desarrollo en viveros o semilleros, la inoculación con hongos micorrízicos arbusculares es factible, a pesar de la imposibilidad que tienen estos organismos de ser cultivados en ausencia de una planta hospedera. Esta técnica ha dado excelentes resultados para los cultivos como café, el cacao y los cítricos (Cuenca *et al.*, 2002).

En comunidades naturales, el suelo contiene propágulos de estos hongos (esporas, micelio y raíces colonizadas); sin embargo, las perturbaciones y las prácticas de manejo en los suelos agrícolas, pueden disminuir su abundancia y diversidad (García y Monroy, enviado), por lo que es importante llevar a cabo la propagación de diversos aislados de HMA autóctonos para su reintroducción en los programas de restauración ecológica y en los cultivos agrícolas como una alternativa de fertilización biológica.

El mayor obstáculo para la propagación de estos microorganismos, es su condición de simbionte obligado, ya que los hongos sólo pueden crecer en presencia de plantas vivas y sólo cuando colonizan las raíces son capaces de generar propágulos (Walker y Vetsberg,

1994; Walker, 1997); por ello todavía no son cultivados axénicamente o en un medio definido; normalmente los propágulos se cultivan en macetas, en los llamados cultivos trampa. Estos pueden ser de diversos tipos: cultivos de plantas colonizadas, fragmentos de raíces, hifas, multispórico y monospórico (Cuadro 1). Para lograr el aislamiento y la masificación de los HMA más eficientes se requiere del conocimiento de los aspectos básicos relacionados con el hongo, el hospedante y el sistema de producción al cual se piensa dirigir, lo cual sólo se consigue mediante la investigación y el desarrollo de metodologías (protocolos) con estos fines. Como se observa en el Cuadro 1, los cultivos trampa son inevitablemente propensos a la contaminación por otros propágulos usualmente como esporas, fragmentos de hifas o partículas de raíces, que pueden ser transferidos por dispersores o medios contaminantes y pueden resultar en una contaminación cruzada de los cultivos de HMA. Una manera de evitar esto es llevando a cabo el cultivo de las plantas en cámaras o invernaderos, con una distancia de 10 a 15 cm entre cada cultivo, colocadas sobre una mesa (Walker, 1997). Otros factores físico-químicos inherentes a los sustratos como el pH, son primordiales en el establecimiento de cultivos exitosos de estos hongos (Walker *et al.*, 1994).

Por otro lado, los diversos métodos para realizar cultivos trampa, tienen distinta efectividad en la propagación de los HMA. De acuerdo a los fines de la propagación (masificación de inóculo, determinación taxonómica, etc.) y además considerando el material de partida, se deberá (n) seleccionar el mejor o los mejores métodos de masificación, lo cual depende también de la naturaleza biológica de los HMA, es decir, de la etapa del ciclo de vida de los hongos (Cuadro 2).

La determinación taxonómica de los HMA se ha basado tradicionalmente en la descripción morfológica de las esporas maduras, su tamaño, color, forma y características estructurales

de sus paredes. En muchas ocasiones, no se logran propagar algunas especies bajo los métodos mencionados anteriormente para contar con un número adecuado de ejemplares que permitan llevar a cabo una correcta determinación. En ocasiones sólo se cuenta con ejemplares de campo que pueden tener cierto grado de deterioro de la superficie de las paredes por parasitismo y/o cuyas características en color y grosor de las mismas han cambiado en ejemplares ya muy envejecidos, etc., siendo por ello la identificación de especies complicada. El género *Glomus* tiene una alta problemática de identificación (Morton, 1996; Walker, 1997) por numerosas razones: el número de especies descritas es el triple que en otros géneros debido a que la morfología celular es difícil de interpretar y separar; muchas características diagnósticas, tales como el arreglo de las paredes de la espora tienen un rango de variación desconcertante. Muchas descripciones en éste género se han realizado con información no detallada de sus características morfológicas; *v. gr.* puede haber cambio de apariencia en especies de campo después de ser recolectadas y preservadas. Walker (1997) ha documentado además el dimorfismo ocurrido en algunas especies que también es un factor de error en las determinaciones taxonómicas. Por lo tanto, actualmente se tiene la tendencia a describir morfoespecies o morfotipos de los HMA que requieren igualmente del apoyo en las técnicas de biología molecular como una herramienta más correcta para la identificación a nivel de especie (Morton *et al.*, 1997). En este sentido, es necesario también realizar cultivos monoespecíficos de HMA, con el objeto de obtener material biológico confiable y de alta calidad para estudios de biología molecular o fisiológicos y previos a la iniciación de cultivos monoxénicos *in vitro*.

Cuadro 1. Métodos de cultivo y aislamiento de morfoespecies hongos micorrizicos arbusculares.

TIPO DE CULTIVO	METODO	RESULTADOS / APLICACIONES	VENTAJAS	DESVENTAJAS	REFERENCIAS
Cultivo trampa usando suelo	El suelo del área de interés es recolectado y mezclado con sustrato estéril tal como arena o suelo. La mezcla se coloca en contenedores estériles (macetas), con una o varias plántulas hospederas.	Cultivo, detección y aislamiento de hongos micorrizicos arbusculares. Mezcla de especies de HMA.	Son usados como base para intentar una purificación, donde se obtenga una sola especie de micorriza arbuscular.	Mezcla de varias especies de HMA y otros microorganismos del lugar de recolecta.	Jarstfer <i>et al.</i> , 1993 Walker, 1997. Brundrett <i>et al.</i> , 1999.
Planta trampa	En este tipo de cultivo se usan las plántulas del área de interés; éstas se lavan perfectamente sobre todo la raíz, además de remover todas las trazas de suelo y el micelio externo. Las plantas se colocan en macetas con sustratos estériles.	Cultivo y aislamiento de hongos micorrizicos arbusculares. Mezcla de especies de HMA del lugar. Se usan para estudios ecológicos.	Se obtienen altos porcentajes de colonización.	Pueden llevarse ocasionalmente propágulos de alguna otra especie de hongo que quede adheridos en las raíces después del lavado, o se queden dentro de las raíces como parásitos radicales.	Walker, 1997. Brundrett <i>et al.</i> , 1999.
Fragmentos de raíces	Pequeños fragmentos de raíces son tomados de las especies de interés; éstos se ponen en contacto con nuevos hospederos no micorrizados en sustrato estéril, en contenedores de plástico (macetas).	Es posible la obtención de una sola especie de MA.	La obtención de una sola especie de HMA, es posible, si los pedazos de raíces son lo suficientemente pequeños.	Puede haber una mezcla de especies de HMA. Algunas especies aunque presentes en las raíces, no son factibles de que colonicen por este método; como los géneros <i>Gigaspora</i> y <i>Scutellospora</i> . Es un método efectivo para el cultivo de <i>Glomus</i> .	Walker, 1997. Brundrett <i>et al.</i> , 1999.

Cultivos multispóricos	Las esporas son extraídas del suelo de cultivos trampa o de campo. Estas son separadas bajo el microscopio de disección, los especímenes similares son puestos sobre las raíces de plántulas hospederas no micorrizadas en macetas con sustrato estéril.	Es posible obtener el cultivo de varias especies de aspecto similar que se hayan considerado como un solo morfotipo.	Garantiza la obtención de esporas <i>de novo</i> teniéndose una mayor probabilidad de obtenerlas con la germinación de varias esporas al mismo tiempo.	No se puede asegurar que el cultivo sea de una sola especie de HMA aún cuando sean morfotipos muy similares. Fragmentos de hifas de otras especies pueden adherirse a las esporas y servir de propágulos. Las esporas pueden parecer vivas bajo el microscopio de disección, pero en su interior pueden contener esporas vivas de otras especies de HMA o estar vacías o infectadas por otros hongos.	Walker <i>et al.</i> , 1994. Walker, 1997.
Cultivos monospóricos	Las esporas son extraídas del suelo o de cultivos trampa. Estas son separadas bajo el microscopio de disección y las esporas de apariencia viable son colocadas una por raíz por cultivo, el cultivo se lleva a cabo en macetas con sustrato estéril.	Obtención de una sola especie de HMA. Cultivo puro que puede ser llamado aislado. Técnica usada en estudios taxonómicos en la re-descripción de especies por ejemplo: <i>Glomus caledonium</i> , <i>G. leptotichum</i> y <i>Acaulospora gerdemannii</i> . En estudios ontogenéticos v. gr. ontogenia de <i>Archaeospora trappet</i> .	Aumenta la posibilidad de obtener una sola especie en cada cultivo. Las esporas obtenidas pueden servir para estudios de variabilidad genética.	La proporción de éxito es baja, menor al 2 %, especialmente si las esporas son recolectadas en campo. Los cultivos con éxito también pueden ser el resultado de una contaminación cruzada. Fragmentos de hifas pueden adherirse a la espora y pueden actuar como propágulos. Por eso es bueno el establecimiento de una segunda generación de cultivos monospóricos de las muestras positivas.	MacDonald, 1981. Fang <i>et al.</i> , 1983. Walker <i>et al.</i> , 1994. Morton, 1996. Walker, 1997. Morton <i>et al.</i> , 1997. Hafeel, 2004.

Cultivo hidropónico	Las esporas son recolectadas de previos cultivos en un sustrato inerte como perlita y propagadas por tres semanas en el invernadero. En plantas no micorrizadas las que son inmediatamente puestas en contenedores de 5 litros con solución hidropónica.	Las hifas y las esporas se producen libres de sustrato y la colonización de los HMA no es destruida. Método exitoso en el cultivo de <i>Glomus mosseae</i> .	Las hifas y las esporas al producirse libres de sustrato, permiten una eficiente distribución del inóculo. La colonización externa de los HMA no es destruida.	El sustrato es caro y difícil de mantener libre de algas. Los porcentajes de colonización obtenidos por este método son bajos.	Jarstefer <i>et al.</i> , 1993. Hawkins y George, 1997.
Cultivo monoxénico Raíces transformadas	Las esporas son recolectadas y esterilizadas en Cloramina-T, lavadas en agua destilada y guardadas en contenedores con solución de antibiótico; éstas son almacenadas en un cuarto con temperatura de 4 °C. Las raíces transformadas son puestas en cajas Petri con 40 mL de medio modificado M con las esporas y se incuban en CO ₂ hasta obtener la germinación.	Las hifas y las esporas se producen libres de un sustrato. El patrón de colonización de los HMA tiene un crecimiento libre. Se puede conocer la dinámica de esporulación de las micorrizas arbusculares. En algunas especies se tiene muy poco crecimiento y esporulación. Se utiliza para incrementar la producción de esporas y caracterizar el ciclo de vida de los HMA.	Las hifas y las esporas se producen libres en el sustrato, con una eficiente distribución del inóculo. Es un verdadero cultivo monoxénico. Se pueden experimentar muy diversas condiciones controladas. Se puede garantizar un estudio de ontogenia y genética. Permite el desarrollo de diversos estudios en investigación básica que requieren condiciones experimentales muy controladas.	Requiere de condiciones experimentales muy específicas. No se ha podido hacer para todas las especies.	Bécard y Piché, 1989. Jarstefer <i>et al.</i> , 1993 Vimord <i>et al.</i> , 1999. Pawlowska <i>et al.</i> , 1999. Karandashov <i>et al.</i> , 2000. Declerck <i>et al.</i> , 2001. Douds, 2002.

Cuadro 2. Comparación entre los métodos de cultivo trampa de HMA según Brundrett *et al.* (1996).

Propágulo→	Esporas del suelo	Suelo diluido	Raíces del campo	Trasplante de plántulas
Tiempo de obtención de inóculo	Obtención lenta de inóculo.	Obtención rápida de inóculo.	Obtención rápida de inóculo.	Obtención lenta de inóculo.
Tipo de cultivos obtenidos	Cultivos usualmente puros.	Cultivos usualmente mezclados.	Cultivos mezclados.	Cultivos frecuentemente puros.
Éxito	Rango moderado de éxito.	Alto porcentaje de éxito.	Alto porcentaje de éxito.	Rango de éxito moderado.
Géneros recomendados	Mejor para cultivo de <i>Scutellospora</i> , <i>Acaulospora</i> y <i>Gigaspora</i> .	Mejor para cultivo de <i>Glomus</i> .	Mejor para cultivo de <i>Glomus</i> .	Mejor para cultivo de <i>Glomus</i> .

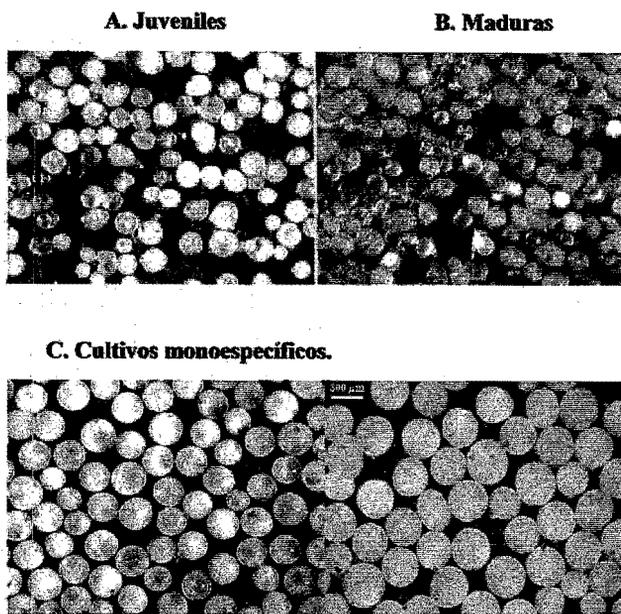


Figura 1. A. Esporas juveniles (A) y maduras (B) de *Gigaspora albida*. Diferentes especies de *Gigaspora* (C) de cultivos monoespecíficos. Tomado de <http://invam.caf.wvu.edu/methods/cultures/monospecific.htm>.

Otra de las aplicaciones de los cultivos obtenidos a partir de una sola espora, es en el estudio de los factores que regulan la distribución de los millones de núcleos contenidos en las mismas: la alta diversidad que han mantenido los HMA desde su temprana evolución en la tierra, ha sido mediante la preservación de un alto porcentaje de heterocariosis en las esporas (Hafeel, 2004). Es necesario conocer sus implicaciones fisiológicas y ecológicas, lo cual se logra únicamente con cultivos monospóricos.

Métodos utilizados en el desarrollo de los cultivos monospóricos.

El Cuadro 3 resume las diversas técnicas encontradas comúnmente en la literatura para obtener cultivos monospóricos de HMA. Pueden existir variaciones en cada método desarrolladas por el usuario pero que se basan en el mismo principio de cultivo. Algunos usan plantas de crecimiento rápido y ciclos cortos para asegurar el éxito en su obtención. Los cultivos en raíces transformadas (Ri T-DNA) son usados recientemente en el establecimiento de líneas monospóricas. Aún cuando un número cada vez mayor de HMA han podido ser cultivadas *in vitro*, estos métodos han sido exitosos en una minoría de especies, además de ser difíciles y costosos y de requerir infraestructura especializada, por lo que no constituyen una alternativa práctica para la mayoría de las personas que trabajan con este grupo de hongos.

Cuadro 3. Algunos métodos de cultivo monospórico de HMA.

Objetivo-tipo del cultivo	Descripción	Referencia
El aislamiento para conocer la diversidad de especies presentes en el suelo.	Los experimentos se llevaron a cabo en tubos plásticos de 50 mL (2.5 cm de diámetro X 10 cm de largo), probando las siguientes especies <i>Glomus macrocarpus</i> , <i>G. constrictus</i> , <i>G. etunicatus</i> y <i>G. microcarpus</i> recolectadas de muestras de suelo usado para la agricultura y almacenadas a 5 °C. Las esporas fueron puestas sobre la raíz en la parte media de ésta con la ayuda de una pipeta Pasteur. Todos estos cultivos se mantuvieron en el invernadero de 8 a 12 semanas en poco espacio, probando diferentes concentraciones de solución nutritiva Hoagland (0, 10 y 100 %), usando los siguientes hospederos <i>Nicotiana tabacum</i> , <i>Festuca arundinacea</i> , <i>Dactylis glomerata</i> , <i>Secale cereale</i> , <i>Triticum aestivum</i> <i>Sorghum bicolor</i> y <i>Trifolium praysense</i> . El resultado fue un alto porcentaje de colonización con la solución usada al 10 %; además se estudió la variabilidad genética de las especies presentes en el suelo.	Fang <i>et al.</i> , 1983.
Los cultivos se lleva a cabo en macetas con sustrato estéril.	<p>El experimento se realizó mediante el uso de cultivos trampa; las especies recolectadas para el establecimiento del cultivo fueron <i>Acaulospora longata</i>, <i>Gigaspora rosea</i> y <i>Glomus</i> sp. Todos los cultivos se llevaron a cabo en macetas plásticas de 9 cm de diámetro dentro de bolsas de polietileno (sunbags de Sigma), sujetadas y cerradas con clips plásticos. La inoculación se realizó directamente con la ayuda de unas delgadas pinzas sobre la raíz de <i>Plantago lanceolatum</i>, el cual es un buen hospedero pues crece poco en tamaño, requiere poco fertilizante y poca luz. Todos los cultivos se llevaron a cabo por 7 meses en invernadero. La mezcla de arena más sustrato facilitó la extracción de esporas, pues se encuentran casi libres de éste. Las bolsas reducen la contaminación externa, además se pueden lavar y reusar varias veces disminuyendo los costos del cultivo.</p> <p>Las esporas fueron extraídas de cultivos trampa que se realizaron en macetas de 9 cm de diámetro dentro de bolsas de polietileno (sunbags de Sigma) cerradas con clips plásticos. Las esporas fueron puestas sobre la raíz del hospedero con la ayuda de una pipeta. Se destaca que los cultivos con éxito pueden no resultar de la misma especie de espóra usada para el cultivo debido a que fragmentos de hifas pueden adherirse a la espóra y pueden actuar como propágulos. Por eso es bueno el establecimiento de una segunda generación de cultivos monospóricos de las muestras positivas. La proporción de éxito es bajo de 1 a 2 %, especialmente si las esporas son recolectadas de campo, dependiendo de las especies de HMA y las condiciones de la espóra.</p>	Walker <i>et al.</i> , 1994. Walker, 1997.

<p>Los aislados son particularmente usados para estudios de taxonomía.</p>	<p>Se masificaron cultivos de <i>Glomus caledonium</i> del INVAM mediante cultivos trampa; se extrajeron las esporas que se almacenaron a 4 °C. Todos los cultivos se realizaron de manera abierta en contenedores de 6-7 cm de profundidad preesterilizados con cloro al 10 %. Las esporas fueron colocadas a lo largo de la raíz del hospedero con la ayuda de una pipeta. La especie usada para este estudio fue <i>Sorghum sudanense</i> y los cultivos se colocaron en macetas plásticas de 15 cm de diámetro en invernadero durante 3 meses.</p>	<p>Morton, 1996.</p>
	<p>En este estudio se usaron cultivos trampa del INVAM, a éstos se les extrajeron las esporas y estas se almacenaron a 4 °C. Todos los cultivos se realizaron en contenedores de 6-7 cm de profundidad preesterilizados con cloro al 10 %, las esporas fueron puestas a lo largo de la raíz del hospedero <i>Sorghum vulgare</i> L., con la ayuda de una pipeta. Se mantuvieron en el invernadero durante 4 meses. Se usaron las especies <i>Acaulospora gerdermannii</i> y <i>Glomus leptotichum</i>, los cultivos de estas especies y para este estudio se mantuvieron en contenedores de 4X21 cm que se cultivaron en el invernadero durante 4 meses. El estudio sirvió para la reinterpretación y re-evaluación de las características morfológicas de las esporas de estas especies y las relaciones filogenéticas.</p>	<p>Morton <i>et al.</i>, 1997.</p>
<p>Cultivo en maceta en invernadero.</p>	<p>Se usaron cultivos trampa los cuales fueron puestos en macetas de 250 mL y cultivados durante 16 semanas. Se usaron esporas de <i>Archaeospora trappet</i>. Las esporas fueron extraídas, clasificadas, puestas en viales y almacenadas a 4 °C por 2 semanas; posteriormente éstas fueron puestas directamente sobre la raíz del hospedero <i>Sorghum sudanense</i> y los cultivos se mantuvieron en macetas plásticas de 15 cm de diámetro por 16 semanas. El estudio se realizó para determinar la ontogenia de las esporas mediante la observación de las paredes de la espóra en su desarrollo, añadiendo con esto una nueva dimensión en la sistemática e identificación de las especies correctamente ya que el uso de estos cultivos en análisis moleculares es indispensable en el reconocimiento de relaciones filogenéticas entre estos hongos.</p>	<p>Hafeel, 2004.</p>

ANTECEDENTES

En el Valle del Mezquital en el estado de Hidalgo, como en muchas regiones de nuestro país, los cultivos básicos como el maíz, trigo, frijol y arroz son importantes porque forman parte de la cultura del agricultor por contener altos niveles de proteína y son la base de la alimentación de la mayor parte de la población. Los cultivos básicos son además, el sostenimiento de la economía campesina, representando en algunas regiones la sobrevivencia de muchas familias puesto que son productos de autoconsumo. En este ecosistema existen dos sistemas agrícolas importantes (a) terrenos de temporal y (b) terrenos con riego de aguas residuales. En el primer caso el mayor problema es que es itinerante; con el fin de implementar la agricultura se quita la vegetación original y los suelos son usados durante 3-5 años y luego quedan abandonados. A diferencia de las especies silvestres, los cultivos no cubren el suelo eficientemente y la pérdida de la fertilidad ocurre rápidamente; es decir todos los nutrimentos presentes son usados por las plantas evitando tener una regeneración de los mismos. En el segundo, la agricultura es permanente, pero los problemas de contaminación química y biológica de los suelos y la consecuente contaminación de las cosechas repercuten en la salud. En ambos casos se pierde la diversidad de los microorganismos de los suelos, incluyendo la de los hongos micorrízicos arbusculares (Ortega *et al.*, 2001, Ortega-Larrocea 2002, Ortega-Larrocea y Siebe, en preparación).

El matorral del Valle del Mezquital en el Estado de Hidalgo, México, es una de las zonas áridas de nuestro país con una alta diversidad vegetal (González, 1968; Rzedowsky, 1968). En el matorral xerófilo predominan las especies de *Prosopis laevigata*, *Opuntia strptacantha*, *Mimosa depauperata*, *Flourenacia resinosa*, *Bouteloua gracilis* y *B.*

cutipendula. Otras especies bien representadas son *Agave salmiana*, *Echinocereus cinerascens*, *Ferocactus latispinus*, *Condalia mexicana*, *Jatropha dioica*, *Karwinskia humboldtiana*. La conservación de este ecosistema es importante no sólo desde el punto de vista biológico, sino también por que muchas de las especies de este lugar son aprovechadas por los lugareños como maderables o para forraje. Sin embargo, debido a los cambios de uso del suelo, existen zonas de matorral que han sido deforestadas y convertidas en agostadero sin ninguna planeación (García y Monroy, enviado). Esto produce que especies pioneras y malezas entren y colonicen zonas abandonadas, perdiéndose la estructura del paisaje y desplazando especies de alto interés ecológico como las cactáceas que son un grupo muy amenazado. La restauración de estos sitios, es una necesidad imperante para evitar la degradación del edafosistema. Existen dos alternativas importantes para llevar a cabo este proceso, el uso sustentable de especies vegetales y la conservación biológica del bioma (Rzedowsky, 1968). La primera es reintroduciendo en lugares adecuados especies perennes como *Prosopis laevigata* que, aún cuando es de crecimiento lento, permitiría ser explotada comercialmente, al mismo tiempo que es una especie nativa adaptada a las condiciones del lugar, por lo que permite el establecimiento de otras especies en su entorno. La segunda estrategia es reintroducir desde el estadio de plántula, especies vegetales de ciclos cortos y tolerantes a las condiciones de los sitios degradados, con el fin de bajar la presión de usos sobre las especies claves de estos edafosistemas.

Una de las problemáticas involucradas en la restauración ecológica, es la sobrevivencia de las plántulas reintroducidas. En este edafosistema semiárido, la limitante hídrica podría ser disminuida reintroduciendo plántulas en una época del año adecuada. La asociación con microorganismos benéficos del suelo es otra de las estrategias que permitirían a las plantas

disminuir el estrés hídrico y a su vez adecuarse más rápidamente a su entorno microbiano. Dentro de estas asociaciones destacan las simbiosis mutualistas con hongos micorrízicos arbusculares que se forman con más del 85 % de las plantas vasculares y les permiten tener una mejor nutrición mineral, resistencia al estrés hídrico y biocontrol contra patógenos radicales. Estudios previos en el matorral xerófilo del Mezquital realizados por Montaña (2000) y García y Monroy (enviado) han demostrado que existe una gran diversidad de HMA. Barragán (2003) reintrodujo plántulas de mezquite previamente micorrizadas y obtuvo una alta respuesta en su sobrevivencia después de dos años de transplante.

En los ecosistemas semiáridos degradados de México, la simbiosis con los hongos micorrízicos arbusculares es importante para las plantas ya que incrementa el establecimiento de plántulas en condiciones naturales de estrés hídrico y nutrimental, por lo que es una herramienta importante en la recuperación de zonas áridas (Aldon, 1975). Una de las características de los ambientes áridos es la escasez de agua y con ello la baja disponibilidad de los nutrimentos minerales. Esto se magnifica con los elementos relativamente inmóviles como el fósforo, que disminuye su disponibilidad cuando el potencial hídrico del suelo decrece, lo cual resulta en plantas deficientes en fósforo como resultado de la sequía, aún cuando exista concentración suficiente de este nutrimento (Mosse, 1973; Cui y Nobel, 1992; Roland, 1994). Bajo estas condiciones las hifas de los hongos aumentan considerablemente la extensión de la raíz y al ser fisiológicamente más efectivas para la absorción que la raíz misma, incrementan la tolerancia a la sequía y juegan un papel muy importante en el establecimiento de plantas en sitios que han sufrido perturbaciones para prevenir la erosión y aumentar la productividad (Mosse, 1973; Cui y Nobel, 1992; Roland, 1994). En muchas comunidades terrestres conservadas, la la distribución natural de los HMA parece estar influenciada por factores edáficos (Hayman,

1982; Gibson y Hetrick, 1988) y por la composición vegetal de la comunidad (Jonson *et al.*, 1991). Sin embargo, los disturbios en el ecosistema están usualmente acompañados por una reducción en la presencia de propágulos de estos hongos (Moorman y Reeves, 1979; Allen y Allen, 1980) como la erosión por cambio de uso de suelo (cultivos) que afecta el número de propágulos micorrízicos. La recuperación en estos ambientes puede depender de la abundancia de los HMA (Janos, 1980; Perry *et al.*, 1989) por lo que su tasa de colonización y desarrollo son factores importantes en la rehabilitación natural o inducida (Allen *et al.*, 1982).

Cuando se produce una perturbación severa en la que el suelo es removido parcialmente, ocurre una drástica disminución de los propágulos de HMA debido a que éstos se encuentran en los primeros centímetros del suelo. En consecuencia, las plantas que generalmente invaden estas áreas no forman micorrizas o son plantas no micótrofas. Si la comunidad que se establece en el sitio está constituida fundamentalmente por plantas no micótrofas y el reingreso de los propágulos de HMA es muy lento, el proceso sucesional puede estancarse y la recuperación del área dañada puede resultar seriamente obstaculizada. Por tanto, si la perturbación causa la pérdida de los propágulos, la recuperación de las áreas degradadas sólo será posible si se reintroducen los mismos (Cuenca *et al.*, 2002).

En cuanto a los estudios llevados a cabo con el objeto de la rehabilitación de los ecosistemas semiáridos, Reeves *et al.* (1979), al comparar la incidencia de las plantas micorrizadas en un matorral no perturbado con otro severamente perturbado, encontraron que en la comunidad natural, más del 99 % de las plantas formaban asociaciones micorrízicas, contrastando con el 1 % obtenido en el ecosistema severamente perturbado, ello implicaba la pérdida de inóculo y la importancia de mantener o restablecer el componente fúngico en los programas de rehabilitación de estos ambientes.

Aldon (1975) en Wyoming utilizó HMA para la recuperación de dichas zonas mezclando la capa superficial del suelo con suelo que contenía poco o nada de inóculo micorrízico. Con este antecedente, Allen y Allen (1980) realizaron un estudio para determinar el efecto de dicha mezcla en la cantidad de esporas de HMA y el porcentaje de colonización radical en *Agropyron smithii* y *A. intermedium* en sitios perturbados. Los autores encontraron que las cantidad de esporas en los sitios recuperados no fueron diferentes de los sitios no perturbados pero la colonización fue significativamente más baja (menor al 50 %) en ambas especies. Michelsen y Rosendahl (1989) realizaron un estudio comparativo de densidad de propágulos en suelos provenientes de sitios con diversos niveles de degradación, sitios no perturbados y de área agrícola, usando *Cucumis sativum*, *Acacia nilotica* y *Leucaena leucocephala* como plantas hospederas, encontrando que la planta más receptiva a la colonización fue *C. sativum* y que las asociaciones de la vegetación con un alto grado de cobertura vegetal mostraron mayor densidad de propágulos que en las áreas degradadas y cultivadas.

En estudios realizados en el Valle de Mezquital, Hidalgo, García y Monroy (enviado) encontraron diferentes especies de HMA asociados a la rizosfera de las especies vegetales que crecen en este matorral (*Prosopis laevigata*, *Opuntia streptacantha*, *Mimosa depauperata*, *Flourensia resinosa*, *Bouteloua gracilis* y *B. curtipendula*) con diferentes porcentajes de colonización, siendo común el género *Glomus* con al menos 2 especies (*G. geosporum*, *G. aff. claroideo*). En condiciones de perturbación, la especie *Prosopis laevigata* (mezquite), presentó altos porcentajes de colonización y menor número de esporas que en los conservados. Como parte del mismo trabajo, Montaña *et al.* (2000) mostraron que en las condiciones de mayor deterioro, los HMA presentes pertenecen al género *Glomus*.

Aunque el uso de los HMA en la restauración ha resultado promisorio desde hace años, su aplicación se ha restringido a plantas que pasan por una fase de vivero debido a la dificultad que existe hasta el momento para lograr la producción masiva de estos inóculos y a la falta de conocimiento sobre los consorcios de especies específicos para cada ambiente. En este rubro, se realizó la masificación de un inóculo proveniente del Valle del Mezquital, con el fin de contar con un inóculo nativo para probarlo experimentalmente en plantas silvestres y en algunos cultivos criollos a nivel de invernadero (Montaño *et al.*, 2000) que fueron propagados y mantenidos de manera continua en uno o varios hospederos.

Sin embargo, una de las formas de lograr una masificación de los inoculantes de hongos para futuros programas de restauración, es mediante la generación de cultivos de muy alta calidad como los monoespecíficos, en donde se puede probar el efecto de una especie de hongo en una o varias especies vegetales y escoger la asociación más exitosa en la producción de biomasa vegetal. Para esto, es necesario mantener cultivos vivos propagados por ciclos semestrales como máximo, de manera que se cuente con material fisiológicamente en buen estado, libre de patógenos del suelo. Como se ha visto en la parte introductoria, los cultivos monoespecíficos requieren ciertas condiciones particulares de propagación como la utilización de una sola espora del hongo en una plántula para garantizar su pureza (Walker y Vetsberg, 1994) y elevada calidad que puede ser fácilmente mantenida a lo largo de sucesivos cultivos. Sin embargo, es muy baja la probabilidad de obtener colonización de la raíz con un sólo propágulo, dado que pueden ser diversas las condiciones desfavorables de la espora. Esta limitante, se supera cuando se establecen muchos ensayos a pesar de la gran cantidad de material que esto genera, puesto que la probabilidad de obtener un cultivo exitoso (menor del 10 %) aumenta a mayor número de ensayos.

JUSTIFICACIÓN

Como puede verse y a pesar de que se tienen grandes avances en el conocimiento sobre el funcionamiento de la simbiosis entre las plantas y los hongos micorrízicos, aún falta generar mayor conocimiento básico y aplicado acerca de la ecología de estos hongos y de los beneficios de esta asociación en el establecimiento y crecimiento de especies silvestres para los diferentes ambientes y regiones de México. Asimismo, falta conocer la diversidad de los HMA y generar los protocolos que permitan la masificación de los inóculos mono-específicos. El establecimiento de cultivos monospóricos de HMA tienen como finalidad la de obtener cultivos mono-específicos que puedan ser utilizados con fines taxonómicos descriptivos y en prácticas de restauración para la rehabilitación de los matorrales semiáridos perturbados.

En una sociedad cada vez más consciente de los problemas ambientales, los hongos micorrízicos arbusculares deberían recibir un mayor reconocimiento como componentes ineludibles del sistema planta-suelo. En la actualidad, ante la necesidad de implementar programas de restauración ecológica se reitera la importancia de considerar las bases funcionales de esta simbiosis con vista a su utilización en situaciones agro-ecológicas concretas. Las micorrizas desempeñan un papel fundamental no sólo en la nutrición vegetal; sino también en la estabilidad del suelo y en el reciclaje de nutrientes del ecosistema. Por lo tanto, la creación de bancos de germoplasma permitirá conservar la diversidad de estos hongos tanto como aumentar la sobrevivencia de las plantas en el ecosistema.

Los matorrales xerófilos del Valle del Mezquital cuentan con una alta diversidad y endemismo. Los procesos de degradación más importantes que afectan la conservación son

el cambio en el uso de suelo a zonas de cultivo agrícola de los distritos de riego con aguas residuales, la presión de las poblaciones urbanas con el consecuente aumento del sobrepastoreo (borregos y cabras) y conversión de tierras a zonas de agostadero y la sobreexplotación de algunas especies de interés como cáctaceas y mezquites sin prácticas de revegetación.

Conforme se ha avanzado en el conocimiento de la simbiosis micorrízica, se han logrado implementar técnicas que permiten la producción de inóculo de calidad, particularmente utilizadas en tres países con pocas especies de HMA (Fang *et al.*, 1983; Hayman, 1984; Brundrett y Juniper, 1994; Hawkins y George, 1997; Douds, 2002). En México los estudios ecológicos y taxonómicos de los HMA siguen siendo necesarios para la selección de consorcios eficientes en regiones ambientales específicas y más aún para las especies vegetales silvestres y cultivadas que ahí se desarrollan. Es necesario conocer la diversidad de los HMA asociada a las plantas del lugar para conocer la función de los hongos en el ecosistema y poder llegar a obtener inóculos autóctonos para fines de restauración.

OBJETIVOS

Objetivo general:

1. Obtener la propagación monospórica de algunos HMA provenientes de un matorral subinerme del Valle del Mezquital, Hidalgo.

Objetivos particulares:

1. Comparar el método monospórico de propagación tradicional en maceta con el cultivo en caja Petri.
2. Probar distintos hospederos fotobiontes en el método tradicional para aumentar las posibilidades de éxito, así como afinar los distintos procedimientos para este tipo de propagación desde la masificación de los inóculos a utilizar en ambos sistemas, hasta las condiciones de cultivo en invernadero.

HIPÓTESIS

Es posible incrementar el éxito en la obtención de cultivos monospóricos mediante la calibración de los procedimientos utilizados en el establecimiento de los mismos, tales como el sistema de propagación, el manejo del sustrato, la diversidad de los fotobiontes, la selección rigurosa del material para la colonización de las unidades experimentales, etc.

DESCRIPCION DE LA LOCALIDAD DE ORIGEN DE LOS HMA.

Los HMA utilizados en este estudio provinieron del estado de Hidalgo el cual cuenta con 2 081 300 hectáreas y aproximadamente el 94 % presenta algún nivel de perturbación o alteración debido a la explotación humana. Existen en este estado 14 tipos de vegetación natural, siendo el más abundante el matorral xerófilo. Para la entidad Hidalguense se ha intentado y propuesto dividir al estado en cinco regiones naturales que son: la Sierra, la Huasteca, el Valle del Mezquital, la región de los Llanos y el Valle de Tulancingo.

González-Quintero (1968) consideró como Valle del Mezquital a la región situada en la parte central del estado de Hidalgo, la cual forma un trapecoide de 56 km de altura y 47 km en su base mayor, se localiza entre los paralelos 20°11' y los 20°40' de latitud norte y entre los 98°50' y los 99°20' de longitud oeste. Forma parte de la provincia fisiográfica denominada Meseta Neovolcánica en su posición cercana a la vertiente occidental de la Sierra Madre Oriental. En la parte central, se eleva la Serranía de San Miguel de la Cal hasta alcanzar una altura de 2 800 m; con la trayectoria suroeste-noroeste divide el Valle en tres zonas y contribuye a pronunciar los desniveles de las planicies que separa, haciendo del Mezquital un valle escalonado (González-Quintero, 1968). Al norte del Valle del Mezquital está la Sierra de Juárez. Al este está la Serranía que va desde el Cerro del Águila y la Sierra de Actopan con 2 500 msnm.

El Valle del Mezquital tiene una superficie de 822 mil hectáreas, o sea el 39.4 % del total del estado. Comprende 29 municipios de los cuales 15 se encuentran en la zona desértica: Actopan, Alfajayucan, Cardonal, El Arenal, Chapantongo, Chilcuautla, Huichapan, Ixmiquilpan, Nicolás Flores, Nopala, El Salvador, Santiago de Anaya, Tecozautla, Tasquillo y Zimapán y 14 al área de riego: Ajacuba, Antitalaquia, Atotonilco,

Mixquihuala de Juárez, Tezontepec de Aldama, Tepeji de Ocampo, Tetepango, Tlaxcoapan, Tula de Allende, San Agustín de Tlaxiaca, Tepetitlán, Francisco I. Madero, Tlahuelilpan y Progreso (García y López, 2004) (Fig. 2).

Geología y Suelos

En la región predominan rocas ígneas extrusivas, vulcano-sedimentarias y sedimentarias. Los suelos caracterizados en estas zonas son frecuentemente pálidos, grisáceos (con poca materia orgánica), aunque también los hay rojizos y de color castaño. El pH varía por lo común de 6 a 8.5, en cambio los nutrientes en general se hallan en abundancia y el calcio casi siempre está en grandes cantidades. Los porcentajes de pedregosidad son elevados, a veces hasta de 40 % (Hiriart, 1983).

Hidrología.

La corriente de agua más importante de la región es el río Tula, el cual tiene una corriente permanente gracias a las aguas que provienen de la cuenca de México a través del Tajo de Nochistongo y del túnel perforado cerca de Tequixquiac. El río Tula atraviesa el Valle del Mezquital con la trayectoria de sur a norte en la parte oriental y recibe en su margen derecha los escurrimientos de la Sierra de Xinthé.

Clima.

El clima del Valle del Mezquital está determinado principalmente por el patrón general de circulación de los vientos, el cual es acentuado por la orografía. De acuerdo con la escala de Köpen modificada por García (1973), el tipo climático que corresponde es el templado seco, con lluvias en verano (BS), con una temperatura media anual de 18°C. La

precipitación anual oscila entre 217.6 mm en el año más seco y 773 mm en el año de mayor pluviosidad, por lo tanto la precipitación media anual es de 410.7 mm (González-Quintero, 1968).

Orografía.

El Valle del Mezquital cuenta con la Sierra de Juárez al norte en el cual destacan el Cerro Boludo con una altitud de 3 100, Juárez con 3 000, La Muñeca con 2 800 y San Juan con 2 800; al este la Serranía que va desde el Cerro de Águila y la Sierra de Actopan con 2 500; al sur por la Serranía del Mexe y al oeste la sierra del Xinthé en la cual son notables El Cerro Sombrerete con 2 700, Panales, Alberto Tlago y Xinthé todos con 2500. En la parte central del valle se eleva la Serranía de San Miguel de la Cal, que alcanza una altura de 2 800. Esta serranía tiene una trayectoria SO-NE, dividiendo al Valle en tres zonas y contribuye a pronunciar los desniveles de las planicies que separa, haciendo del Mezquital un valle escalonado. En el norte a una altura entre 1 700 y 1 850, se localiza la planicie de Ixmiquilpan, la cual es ligeramente ondulada y tiene un declive suave hacia el oeste (García y López, 2004).

Vegetación.

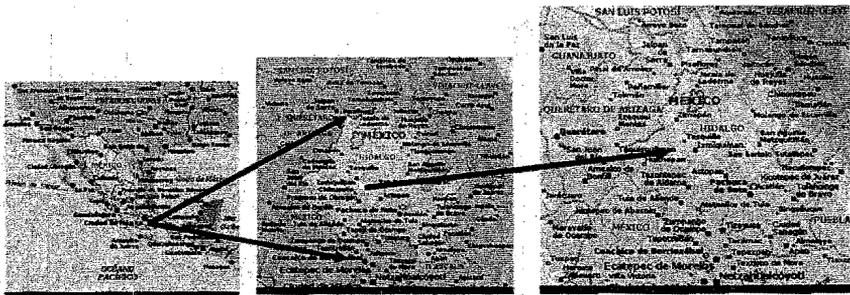
Entre los componentes de la flora se aprecian mezquites y algunos huizaches, especies que han ido desapareciendo paulatinamente; también hay sitios donde abundan las malezas y en otros las hierbas comestibles, como las malvas, los quelites y las verdolagas. En otros sitios el paisaje está dominado por las cactáceas como cardones, órganos, garambullos y biznagas. Otro componente de la flora es el maguey pulquero (*Agave atrovirens* o *Agave*

mexicano), la lechuguilla (*Agave lechuguilla*), la damiana (*Turnera difusa*), hierba de San Pedro (*Flourensia resinosa*), etc.

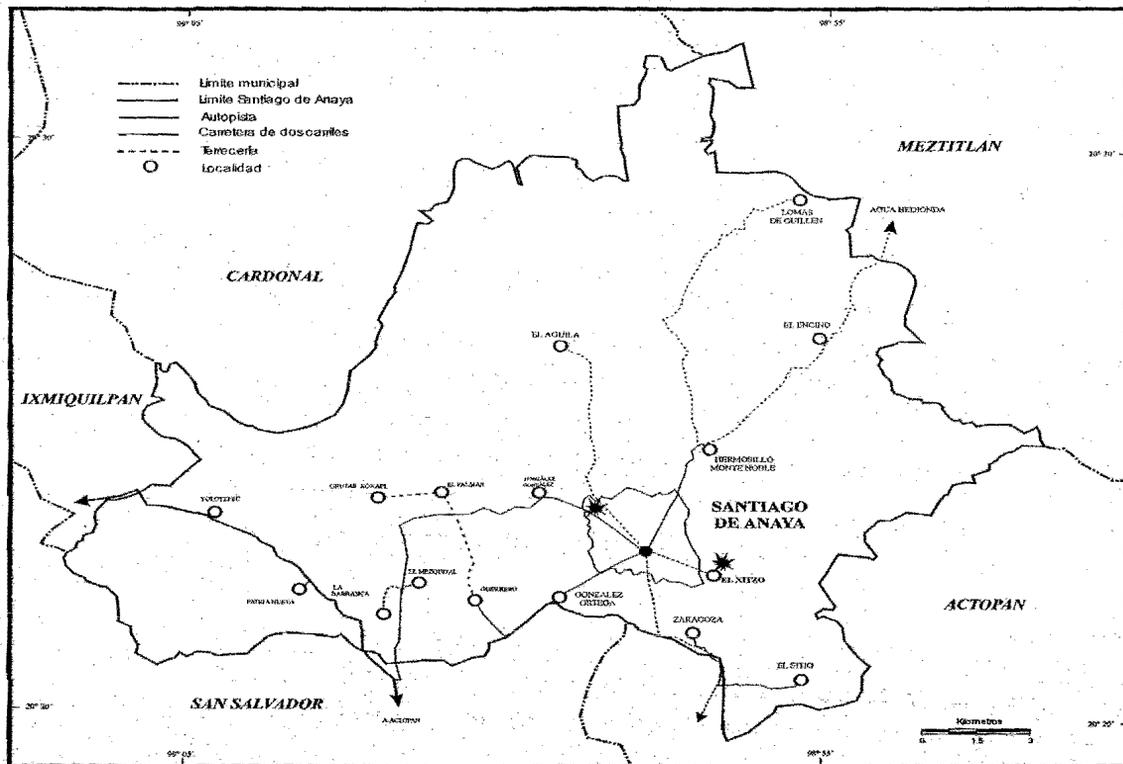
Según las asociaciones vegetales que lo forman, se presentan áreas fisonómicamente diferentes, independientemente del dominio de las especies, entre las que es posible destacar: matorrales crasicaules, matorrales subinermes y matorrales espinosos. Hiriart y González (1983) menciona siete tipos de vegetación para las zonas áridas y semiáridas de México: Matorral esclerófilo, Bosque bajo de *juniperus*, Matorral mediano inerme, matorral alto subinorme, selva baja caducifolia, vegetación riparia y matorral espinoso con casicaules.

Figura 2. Localización general (a) y detallada (b) de la zona de estudio (tomado de a) Atlas Mundial Encarta, 2002; b) proporcionado por R. García-Sánchez).

a)



b)



MATERIALES Y METODO

1. Cultivos trampa: Propagación de esporas para el montaje de cultivos monospóricos (mono-morfospecíficos).

Muestreo en campo.

Se hizo un estudio descriptivo de la diversidad de hongos micorrízicos arbusculares encontrados en un matorral xerófilo subinermes del Valle del Mezquital, Hidalgo. El estudio se llevó a cabo en suelo rizosférico de 14 especies nativas. Se hizo el muestreo en la época de lluvias en julio del 2003 y se tomaron muestras de suelo rizosférico que fueron analizadas en el laboratorio, además se propagaron los hongos por plantas trampa recolectadas *in situ* y a través del suelo de su rizósfera en el que se sembró pasto *var.* Rhodes. La finalidad de llevar a cabo una propagación de los hongos previa al montaje de los cultivos monospóricos fue la de obtener suficiente inóculo en un estado fisiológico propicio para la germinación y colonización. Después de cinco meses de propagación en invernadero con pasto *var.* Rhodes, las muestras se dejaron secar en las mismas condiciones y se almacenaron a 4 °C.

2. Caracterización micorrízica arbuscular de algunas plantas nativas de un matorral semi-árido del Valle del Mezquital.

Extracción de esporas por tamizado en húmedo y decantación.

Se llevó a cabo la extracción de esporas por el método modificado de Gerdemann y Nicolson (1963), para ello se elaboró una suspensión de suelo (la cantidad depende de la

procedencia de la muestra) en aproximadamente 1 L de agua. Se agitó mecánicamente durante 5 minutos con un gendarme y se dejó reposar unos segundos hasta observar que las partículas grandes sedimentaran. La suspensión se pasó a través de un tamiz de 0.032 mm, se repitió el proceso dos veces más y el material en el tamiz se lavó con abundante agua hasta limpiar partículas de limo y arcilla. Esta fracción se repartió en cajas de Petri de vidrio previamente cuadrículadas, las cuales fueron examinadas con la ayuda de un microscopio estereoscópico para la identificación y cuantificación de esporas presentes en la muestra de suelo. El resultado final se expresó como el número de esporas por 100 gramos de suelo seco.

Aclarado de raíces.

Todas las raíces (de campo o de macetas de propagación) se lavaron a chorro de agua en un tamiz de 0.032 mm y se aclararon con KOH al 10 % por 24 horas a temperatura ambiente. Cuando la aclaración fue la adecuada se decantaron las raíces y se les lavó el KOH sobre un tamiz, posteriormente se tñeron con azul de Tripán 0.05% en lactoglicerol durante 24 horas. Se retiró el colorante dejando las raíces escurrir en un tamiz y se eliminó el exceso con lactoglicerol. Se montaron preparaciones permanentes colocando veinte raicillas seleccionadas al azar de la muestra total y colocadas verticalmente, fijadas con alcohol polivinílico (PVLG).

Elaboración de preparaciones permanentes de esporas y raicillas.

La identificación de HMA puede ser difícil porque la taxonomía está basada en un número limitado de características morfológicas. El mantenimiento de una base de datos completa y de ejemplares de respaldo del micario (entiéndase herbario de hongos) es esencial para las

investigaciones sobre estos hongos. En la base de datos se debe registrar el tamaño (ancho por largo), color, características de las paredes de las esporas, de las hifas de sostén, etc. Para esto se deben mantener preparaciones con un solo individuo intacto montado en PVLG, en PVLG con la espora rota para poder observar sus paredes y una final con PVLG más reactivo de Melzer con una espora rota para observar reacción de tinción de las membranas de la pared de la espora al reactivo. Estas medidas deben ser acompañadas de preferencia de un registro fotográfico de la espora antes de montarse, junto con información detallada del origen y la historia del aislado, coordenadas geográficas, características de sustrato, ejemplares de herbario vegetales, fases de propagación, etc. (Jarstefer y Sylvia, 1993). Ver Anexo 1.

3. Establecimiento de cultivos monospóricos.

a. Propagación de cultivos monospóricos en maceta.

La generación de cultivos monoespecíficos se llevó a cabo mediante la inoculación monospórica de varias morfoespecies en condiciones de invernadero en macetas y cajas de Petri. Se escogieron distintos hospederos con el fin de aumentar la probabilidad de éxito de la colonización (Liu y Wang, 2003). Las esporas fueron aisladas de suelos en los que se llevó a cabo una primera propagación multiespecífica o de material de campo (sección anterior) seleccionadas a través de una rigurosa observación bajo el microscopio estereoscópico.

Preparación del sustrato.

El sustrato de propagación consistió en suelo recolectado en uno de los matorrales de la zona (Cañón del Diablo), secado al aire libre a temperatura ambiente y tamizado por 2 mm. Se realizaron pruebas previas para determinar la proporción de arena de Ottawa (20-30 micras o 20 a 30 mallas) a mezclar con el suelo y dado su textura arcillosa se eligió una relación 3:1 (v:v). Esta mezcla se homogeneizó perfectamente y se repartió en bolsas de polietileno con un peso de 250 g c/u. Las bolsas fueron radiadas con emisión gama a 10 KGy, con la finalidad de esterilizar el sustrato.

Preparación de las unidades de propagación.

Las unidades experimentales consistieron en macetas de propagación de 250 g con la mezcla descrita anteriormente que constituyeron los microcosmos estériles mantenidos en condiciones de invernadero. Se colocaron 3 círculos de papel filtro (Watman no. 1) en el fondo de las macetas y se rellenaron con la mezcla. Previamente a la inoculación, las macetas se regaron a capacidad de campo según los procedimientos estandarizados (PRESOP) MET015 del Laboratorio de Edafología Ambiental (LEA) del Instituto de Geología, UNAM. Se seleccionaron distintos hospederos con el fin de aumentar la probabilidad de éxito los cuales fueron cebolla de cambray (*Allium cepa* L.), jitomate (*Lycopersicon esculentum* L.), plantago (*Plantago lanceolatum*) y pastos var. *Rhodes* y var. *Ryegrass*. Estos fotobionets se seleccionaron después de pruebas de viabilidad y tasa de germinación aséptica realizados previamente (ver siguiente sección).

Germinación aséptica de los hospederos.

Se llevaron a cabo pruebas de germinación de algunos hospederos en condiciones asépticas (cuadro 4) consistentes en la desinfección superficial de semillas con hipoclorito comercial al 10 % (v:v) durante 10 minutos y tres enjuagues con agua destilada estéril. En el caso de las semillas de los pastos, éstas se desinfestaron de acuerdo al procedimiento anterior y fueron sembradas en el momento. En el caso de la cebolla, se compraron bulbos con hojas de los que se eliminaron completamente las raíces, se podaron las hojas y se pusieron a enraizar en agua destilada. Cuando aparecieron los brotes, se desinfestaron los bulbos según el procedimiento anterior.

Cuadro 4. Tasa de germinación de semillas de distintos hospederos para la propagación de cultivos trampa de hongos micorrizicos arbusculares.

Hospedero Fotobionte	Porcentaje de germinación				
	Día 2	Día 3	Día 4	Día 7	Día 9
<i>Lycopersicum sculentum</i>	0	0	4	26.5	100
<i>Plantago lancelata</i>	3.6	17.9	33.9	35.7	100
Pasto var. <i>Ryegrass</i>	19.4	25.8	45.2	90	100
Pasto var. <i>Rhodes</i>	7.4	13.2	38.2	100	100

Selección del material fúngico para la inoculación.

La selección de las esporas aisladas por el método descrito fue a través de una rigurosa observación bajo el microscopio estereoscópico en donde se separaron por morfoespecies o especies de aspecto morfológico similar (Fig. 3-1 y 2). Cada una fue revisada en su contenido citoplasmático por iluminación transmitida y reflejada, seleccionando aquellas cuyo citoplasma presentara gotas lipídicas intactas (vacuolas intactas) o no tuviera aspecto de degradación (Fig. 3-3).

Desinfestación de esporas.

Las esporas ya recolectadas y seleccionadas fueron colocadas en tubos Eppendorf estériles con el mínimo de agua posible. Se les añadió 1 mL de Cloramina T al 2 % (p:v) por 10 minutos. Durante este proceso también se zonificó por 20 segundos. Se eliminó con una pipeta Pasteur estéril la mayor parte de esta solución y seguidamente se hicieron tres enjuagues con agua destilada estéril. Las esporas se refrigeraron en una solución de antibiótico de estreptomina y gentamicina al 2 % (p:v).

Inoculación espora-raíz.

Las esporas ya limpias se colocaron en la raíz de una plántula hospedera que se sembró en macetas previamente regadas al 100 % de la capacidad de campo. Una vez puesta la espora y verificando bajo el microscopio estereoscópico que ésta se encontraba en la raíz, se procedió a tapar con delicadeza el hueco conteniendo la raíz con el sustrato aledaño. Se registró el peso de las macetas y se dejó aclimatar a las plantas a temperatura ambiente por tres días antes de llevarlas al invernadero. Para evitar transferencia de materiales por

contaminación cruzada (Walker, 1997), se les colocó un capuchón de tela de organza fina en la maceta y en la mesa del invernadero (Fig. 4d-e).

Mantenimiento de los cultivos.

Los cultivos fueron mantenidos en condiciones de invernadero (25-32 °C, 60-80 % H. R. y un porcentaje de iluminación de 9587 luxes). El riego se disminuyó gradualmente hasta mantener a las macetas en el 80 % de la capacidad de campo durante un periodo mínimo de cuatro meses, máximo de seis meses y regados mensualmente con la solución nutritiva Long Ashton (Hawkins y George, 1997) (Figura 5).

a. Propagación de cultivos mono y multispóricos en cajas de Petri.

La generación de cultivos monoespecíficos se llevó a cabo mediante la inoculación monospórica de varias morfoespecies en condiciones de invernadero. A diferencia del cultivo en maceta, se seleccionó únicamente a *Plantago lanceolatum* como único hospedero, debido a que su biomasa es adecuada para mantenerse en el volumen de los dispositivos, además de que es una planta micótrofa e inespecífica, es resistente a parásitos radicales, tiene un rápido crecimiento alcanzando muy pronto la autotrofia.

Método de cultivos monospóricos mediante el uso de cajas Petri de plástico.

Este método se desarrolló en cajas Petri de plástico de 10 cm de diámetro y 2 cm de espesor, cada una de las cuales tenía una oradación lateral y fueron llenadas con el sustrato esterilizado y humedecido a capacidad de campo. En cada uno de los cultivos se colocó una plántula pregerminada, la cual fue introducida por el orificio de cada una de las cajas,

implantando primero la raíz y dejando en el exterior el tallo-hoja. El procedimiento de la inoculación consistió en colocar la espora bajo el microscopio estereoscópico en la zona de elongación radicular media de cada hospedero (Fig. 4a-c). Todos los cultivos se dejaron por dos días a temperatura ambiente y durante la aclimatación en invernadero, se les colocó encima una bolsa de plástico que fue retirada después de la primera semana (Fig. 4g y 6).

Mantenimiento de los cultivos.

Los cultivos se mantuvieron en propagación bajo condiciones de invernadero durante un período mínimo de cuatro meses. Se regaron semanalmente a 80 % de la c.c. y mensualmente con una solución nutritiva (Long Asthon).

4. Análisis de resultados.

Debido a la naturaleza cualitativa y descriptiva del trabajo en donde el número de unidades experimentales montadas dependió de los propágulos obtenidos en buen estado, no se hicieron inferencias estadísticas acerca de valores de abundancia por rizósfera de especies nativas o de esporulación en los métodos de propagación probados. Sin embargo, se llevó a cabo un estricto control de calidad del inóculo y de las muestras de campo que consistieron en el conteo de esporas en buen estado, su montaje de respaldo y el análisis de la micorrización en raíces.

Las cuantificaciones en ejemplares de campo fueron únicamente para caracterizar el estado micorrizico de algunas plantas; las inoculaciones multispóricas en el método de caja de Petri se realizaron como un control positivo. Debido a las bajas probabilidades de éxito de obtención de cultivos monospóricos, no se realizaron controles negativos, los cuales

aumentan el número de unidades a cuantificar y disminuyen el número de unidades inoculadas que son sujetas a su observación.

Control de calidad del inóculo.

La cuantificación del número de esporas en las muestras de campo se realizó a partir de un mínimo de 150 g de suelo. Se hicieron preparaciones de respaldo de cada una de las unidades positivas encontradas, que fueron depositadas en el micario y base de datos de la colección del Laboratorio de Microcosmos Bioedáfico en el Departamento de Edafología del Instituto de Geología de la UNAM.

Evaluación del porcentaje de colonización en raíces.

La evaluación de la colonización de las raíces se realizó contando bajo 200 aumentos, todas las raíces de la preparación y localizando los 100 puntos de intersección donde había colonización; así se logró verificar el número de estructuras de hongos micorrízicos en cada una de las raíces (10 raíces por laminilla), por lo que esto representó un porcentaje.

Establecimiento de cultivos mono-específicos de 2a. generación.

Con los cultivos exitosos de la primera propagación mono o multispórica, se realizaron nuevamente cultivos monospóricos o monoespecíficos a partir de raíces colonizadas en cajas de Petri. Estos cultivos fueron mantenidos en las mismas condiciones descritas de invernadero, en bolsas Sunbag de Sigma R (Walker y Vetsberg, 1994) (Fig. 4f).

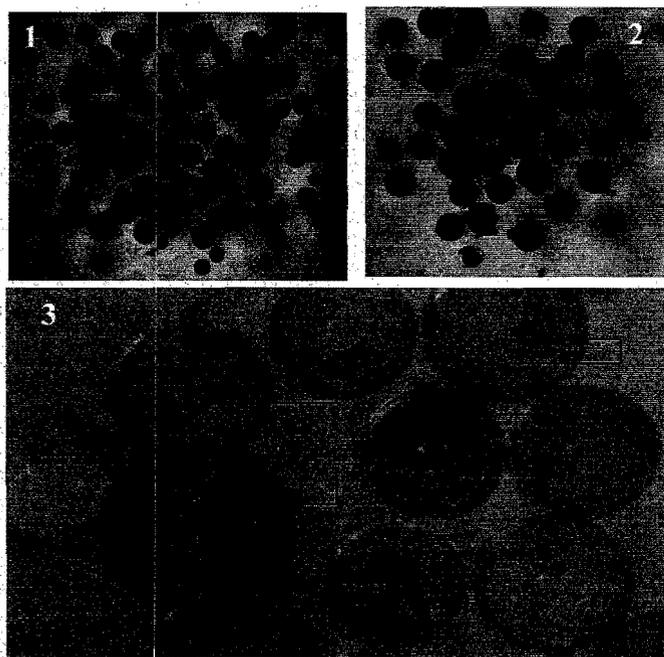


Figura 3. Aislamiento de distintos morfotipos (1) y su separación en morfoespecies (2). Observación del contenido citoplasmático de las esporas para seleccionarlas como inóculo (3); se observa la degradación del citoplasma de algunas de las esporas indicadas con la flecha.

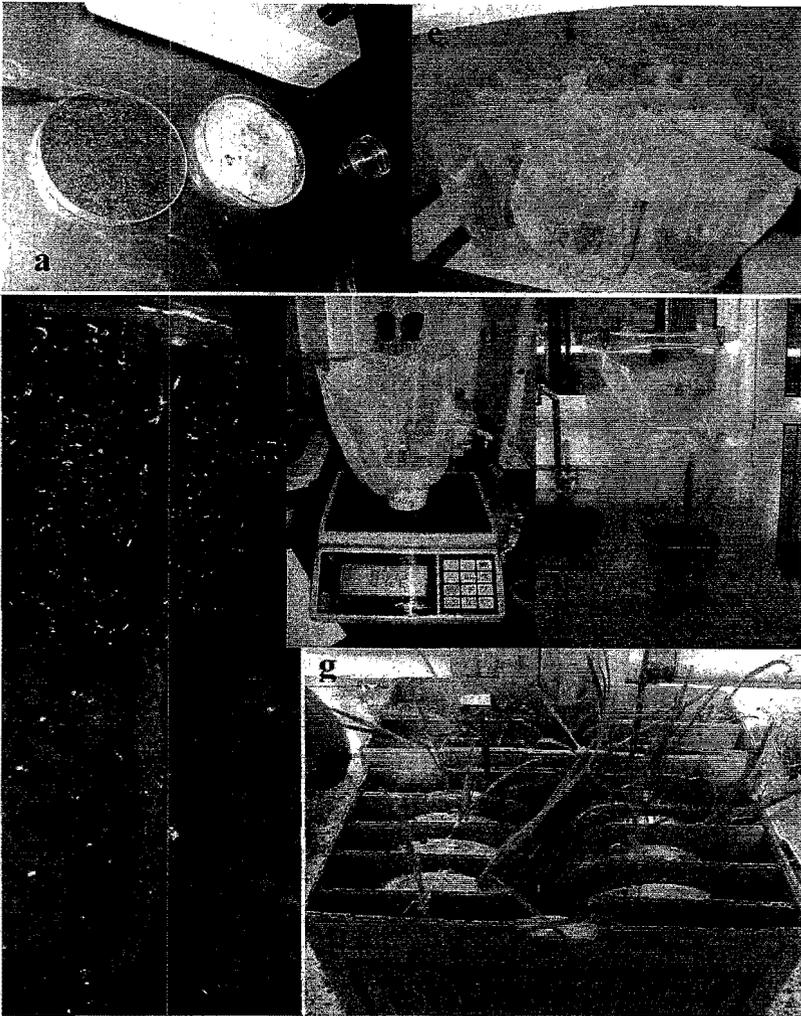


Figura 4. Inoculación de plántulas de *Plantago lanceolatum* para su cultivo en cajas de Petri y maceta. a) Siembra del hospédero pregerminado en la caja Petri. b) Colocación de la radícula para inocular. c) Inoculación de la espora en la radícula (círculo). d) Establecimiento del peso de la unidad experimental a capacidad de campo. e) Cultivo en invernadero en bolsas de doble gasa para evitar la contaminación cruzada por transporte de insectos. f) Cultivo en invernadero en bolsas de polietileno (Sunbags Sigma). g) Mantenimiento de los cultivos de *Plantago lanceolatum* en cajas Petri.

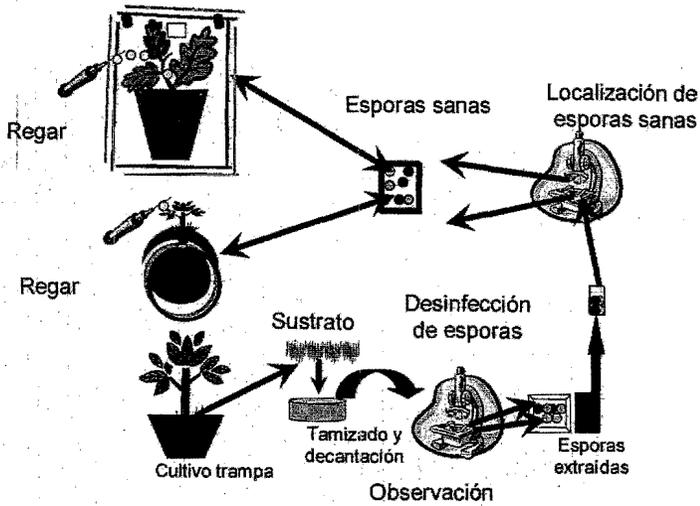


Figura 5. Esquema de inoculación monospórica en Cajas Petrí y Macetas de Propagación.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

1. Caracterización micorrízica arbuscular de algunas plantas nativas de un matorral subinerme del Valle del Mezquital, Hidalgo.

En el cuadro 5, se presentan los resultados de la abundancia de esporas del suelo rizosférico a partir de la propagación de plantas trampa de los ejemplares recolectados en el matorral subinerme del Valle del Mezquital. Se observa que la propagación con pasto favoreció la esporulación en comparación con las esporas obtenidas en la rizosfera de las plantas.

Se encontraron tres géneros de hongos micorrízicos arbusculares aunque no se tiene certeza del número de especies. Dentro del Género *Glomus*, fue muy baja la diversidad de morfotipos encontrados, siendo únicamente esporas de color café oscuro (Fig. 6a) a rojizo, además de muy pocos ejemplares de color amarillo. Se encontró una morfoespecie de *Scutellospora* de color blanco (Fig. 6b) y otra de color amarillento anaranjado (Fig. 6c). Las *Gigasporas* encontradas fueron de color amarillo intenso (Fig. 6d) con reacción de la pared externa al Meltzer. García y Monroy (enviado) caracterizaron para estos matorrales *Acaulospora* sp., *Scutellospora* sp. y *Glomus* sp. Ortega-Larrocea (2001) encontró una gran variedad de especies de *Glomus* en suelos agrícolas regados con aguas residuales en el Distrito de Riego 03, en el mismo Valle. En contraste, no encontró ninguna especie de *Scutellospora* en los suelos agrícolas y solamente pudo apreciar en una ocasión de un muestreo intenso, una especie de *Gigaspora* sp. (Ortega-Larrocea, com. pers.).

Algunas características más detalladas de algunas de las esporas encontradas se presentan en la figura 7. En el Anexo 1 se muestra la base de datos realizada para el micario de la colección de hongos micorrizicos arbusculares depositados en el Laboratorio de Microcosmos bioedáfico del Departamento de Edafología del Instituto de Geología de la UNAM.

Cuadro 5. Resultados de la caracterización micorrizica arbuscular después de la propagación rizosférica de algunas especies nativas de un matorral subinnerme del Valle del Mezquital, Hidalgo.

Especie vegetal: fotobionte	Esporas en 100 g/ss		Géneros encontrados	
	Planta trampa	Pasto trampa	Planta trampa	Pasto trampa
<i>Flourensia resinosa</i>	40	125	<i>Glomus</i> sp.1 café, <i>Scutellospora</i> sp., <i>Gigaspora</i> sp.	<i>Glomus</i> sp.1 café y <i>Gigaspora</i> sp.
<i>Turnera diffusa</i>	1	Nada	<i>Glomus</i> sp.1 café	Nada
<i>Crysantinia</i> sp.	2	19	<i>Glomus</i> sp.1 café	<i>Glomus</i> sp.1 café y <i>Gigaspora</i> sp.
<i>Euphorbia Antisiphylitica</i>	2	Nada	<i>Glomus</i> sp.1 café y <i>Glomus</i> sp.2 amarillo	Nada
<i>Thelocactus</i> sp.	4	20	<i>Glomus</i> sp.1 café	<i>Glomus</i> sp.1 café
<i>Bouteiouna Curtipendula</i>	8	10	<i>Glomus</i> sp.1 café y <i>Scutellospora</i> sp.	<i>Glomus</i> sp.1 café
Arbusto de flor morada	Nada	1	Nada	<i>Glomus</i> sp.1 café
<i>Nolidea conoidea</i>	2	51	<i>Glomus</i> sp.1 café	<i>Glomus</i> sp.1 café y <i>Glomus</i> sp.2 amarillo
<i>Croton erlembergi</i>	2	7	<i>Glomus</i> sp.1 café	<i>Glomus</i> sp.1 café y <i>Glomus</i> amarillos sp
<i>Agave lechugilla</i>	3	11	<i>Glomus</i> sp.1 café, <i>Glomus</i> sp.2 amarillo y <i>Scutellospora</i> sp.	<i>Glomus</i> sp.1 café, <i>Glomus</i> sp.2 amarillo y <i>Scutellospora</i> sp.
<i>Fouqueria splendens</i>	20	118	<i>Glomus</i> sp.1 café, <i>Glomus</i> sp.2 amarillo y <i>Scutellospora</i> sp.	<i>Scutellospora</i> sp., <i>Gigaspora</i> sp., <i>Glomus</i> sp.1 café y <i>Glomus</i> sp.2 amarillo
<i>Jathropa dipica</i>	10	59	<i>Glomus</i> sp.1 café y <i>Glomus</i> sp.2 amarillo	<i>Glomus</i> sp.1 café, <i>Glomus</i> sp.2 amarillo y <i>Scutellospora</i> sp.
<i>Hechtia pedanta</i>	8	23	<i>Glomus</i> sp.1 café y <i>Glomus</i> sp.2 amarillo	<i>Glomus</i> sp.1 café y <i>Glomus</i> sp.2 amarillo
<i>Mammillaria elongata</i>	9	Nada	<i>Glomus</i> sp.1 café	Nada

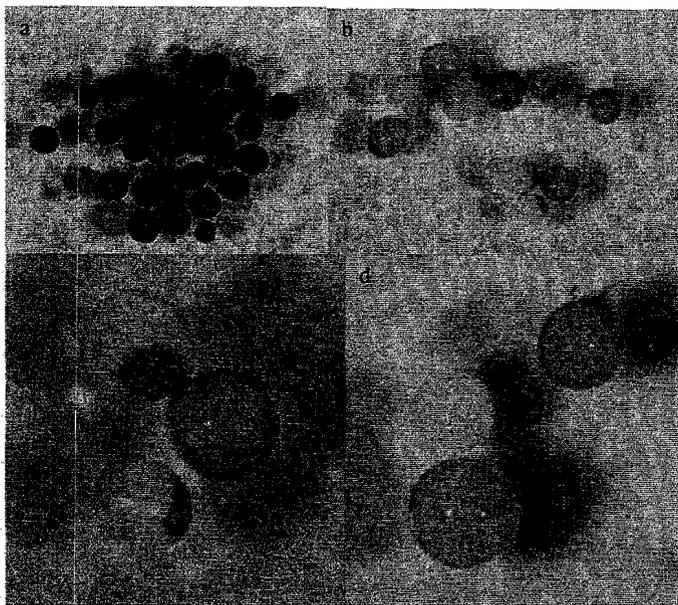


Figura 6. Morfotipos encontrados en muestras de suelo rizosférico *in situ* de distintas plantas nativas de un matorral subinerme y después de su propagación. a) *Glomus* sp. b) y c) *Scutellospora* sp. d) *Gigaspora* sp.

Propagación de cultivos monospóricos en maceta y caja de Petri.

En el Anexo 1 con sus diversos incisos se presenta la base de datos completa del origen y propagación del total de cultivos mono-morfoespecíficos montados en macetas y cajas de Petri. En el Cuadro 6 se presenta el resumen de resultados de estos cultivos.

Se observa que independientemente del hospedero, del número de repeticiones y/o de la especie de hongo micorrízico, la inoculación monospórica en macetas no arrojó algún resultado positivo.

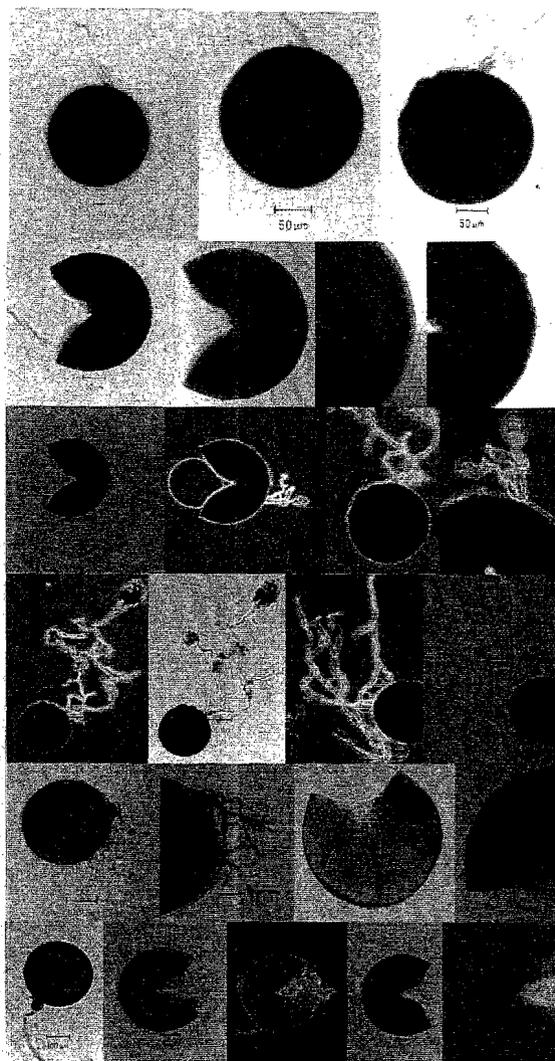


Figura 7. Microfotografías de algunas esporas aisladas de la rizosfera de plantas nativas de un matorral subterráneo del Valle del Mezquital. Líneas 1-4, aspecto de las esporas de *Glomus* sp. color café. Primer línea, imágenes de las esporas intactas en las que se logra apreciar contenidos citoplasmáticos y paredes gruesas. Línea 2, misma morfoespecie con paredes rotas, donde se evidencia lo grueso de las mismas. Línea 3, esporas rotas donde se aprecian los lípidos (gota transparente); las dos primeras imágenes corresponden a iluminación en campo claro y contraste de fases y las siguientes dos en contraste de fases donde se aprecia la espora germinando. Cuarta línea, aspecto de la germinación de la misma morfoespecie en contraste de fases (primera y tercera) y campo claro (segunda y cuarta). Línea quinta, aspecto de espora en germinación de *Scutellospora* sp. (dos primeras) y de su escudo de germinación (dos últimas) en campo claro. Aspecto de *Gigaspora* sp. con su hifa de sostén y pared unitaria en campo claro y contraste de fases (en medio).

Cuadro 6. Resultados de la inoculación monospórica de hongos micorrizicos arbusculares en dos unidades experimentales: macetas y cajas Petri.

Fotobionte	Micobionte	Método de cultivo	Repeticiones	No. de esporas producidas	Colonización (%)	
<i>Plantago lanceolatum</i>	<i>Glomus</i> sp. 1 café	Maceta 10 x 8 cm	6	0	0	
	<i>Scutellospora</i> sp.		1	0	0	
	<i>Gigaspora</i> sp. blanca		3	0	0	
<i>Lycopersicum sculentum</i> L.	<i>Glomus</i> sp. 1 café		28	0	0	
	<i>Glomus</i> sp. 2 amarillo		2	0	0	
	<i>Gigaspora</i> sp. blanca		2	0	0	
Pasto var. Ryegrass	<i>Gigaspora</i> sp. blanca		3	0	0	
	<i>Glomus</i> sp. 1 café		5	0	0	
Pasto var. Rhodes	<i>Glomus</i> sp. 1 café		7	0	0	
	<i>Scutellospora</i> sp.		1	0	0	
<i>Allium cepa</i> L.	<i>Glomus</i> sp. 1 café		7	0	0	
	<i>Scutellospora</i>		2	0	0	
	<i>Gigaspora</i> sp. blanca		3	0	0	
Total de intentos:				70		
<i>Plantago lanceolatum</i>	<i>Scutellospora</i> sp.		Caja de Petri 10 X 1.5 cm	1	5	90
	<i>Glomus</i> sp. 1 café			15	0	0
	<i>Gigaspora</i> sp. blanca			1	62	60
	<i>Glomus</i> sp. 1 café	7		0, 1, 2	18 al 33	
	<i>Glomus</i> sp. 1 café	10		0, 1, 3	10 al 80	
	<i>Gigaspora</i> sp. blanca	4		0	11 al 90	
	<i>Gigaspora</i> sp. blanca	4		0	0	
Total de intentos:			42		(52.40 % M+)	
<i>Plantago lanceolatum</i>	<i>Glomus</i> sp. 1 café	Caja de Petri 10 X 1.5 cm	4	0	0	
	<i>Glomus</i> sp. 1 café		13	0,1,2,3	10 al 90	
Intentos multispóricos:			17		(76.50 % M+)	

En contraste, la inoculación en cajas de Petri permitió obtener colonizaciones de las raíces en más de un 50 % de las plantas inoculadas con en el mismo hospedero, *Plantago lanceolatum*. Esto ocurrió también con algunos cultivos multispóricos monomorfoespecíficos en cajas de Petri que se pusieron al final con las esporas sobrantes (parte final del cuadro 6). Las diferencias encontradas con estos dos métodos de propagación vienen a confirmar la hipótesis planteada en este trabajo relativa a que, modificando las condiciones de cultivo, se puede del mismo modo, promover la colonización, lo cual está relacionado con el tamaño (volumen) de la unidad experimental. En una unidad experimental de menor tamaño aumenta la concentración del CO₂ producto principal de la respiración de las raíces de las plantas y de la actividad microbiana debido a que ambas unidades aunque estériles inicialmente, se mantuvieron en un invernadero. Este posible aumento de la concentración de CO₂, se ha visto que es una condición para promover la germinación de las esporas (Bécard y Fortin, 1988). Es posible que un mayor número de esporas hayan germinado en estas condiciones, además de hacerlo más rápidamente, lo cual incrementó de manera considerable la probabilidad de una pronta colonización.

Por otro lado, la disminución inicial del volumen de sustrato también pudo producir que las raicillas se concentraran en un menor espacio y que los puntos de colonización aumentaran una vez que la espora germinó, al crecer más cercanamente. Esto se ha visto *in vitro* en donde los micelios de *Glomus intraradices* crecen aleatoriamente al germinar y colonizan las diversas raíces que pasan indistintamente en su trayectoria (Ortega-Larrocea com. personal). También hay que considerar el espacio de la colonización, ya que los exudados radicales generados por las raíces, tienen un mayor efecto a menor distancia (Buée *et al.*, 2001) y éstos promueven la ramificación de las

hifas lo cual aumenta el número de hifas y, por tanto, de oportunidades de colonizar una raíz cercana. En suma, el efecto de concentración en los primeros días de contacto es un efecto en cadena, lo que se corrobora además con el mayor porcentaje de colonización encontrado en las unidades multispóricas en las que, más hifas colonizaron un mayor número de raíces del mismo hospedero.

Otro factor importante fue el hospedero utilizado en esta unidad, Walker y Vetsberg (1994) plantearon que *P. lanceolatum* es un hospedero ideal debido a que germina rápidamente, es altamente micótrofo e inespecífico, resistente a los parásitos radicales, pocas demandas nutricionales y de iluminación, además de crecer adecuadamente en sustratos pobres de nutrimentos. Por otro lado, su autotrofia se alcanza rápidamente, haciendo que el hospedero alcance rápidamente la autosuficiencia pudiendo retroalimentar por sí mismo la relación simbiótica. También está el hecho de que la parte aérea se puede cortar de su tallo basal a la planta y poner a enraizar rápidamente, teniendo de manera inmediata otro hospedero para la propagación (Morales-Vázquez *et al.*, sometido).

En el Cuadro 7 se presenta de manera global los cultivos que se pudieron propagar con el método de caja Petri (minirizotrófon) de esporas aisladas de las rizosferas de algunas especies nativas. Se pudieron obtener cultivos de un total de 7 especies de fotobiontes de los 14 muestreados en campo. De los tres géneros de HMA se produjeron aislados monospóricos y el resto compartió su número con multispóricos. No existe una total coincidencia con las determinaciones del control de calidad de la muestra de donde se extrajeron las esporas para inocular: en algunas muestras con abundantes esporas se obtuvieron pocos cultivos como los *Glomus* en *Flourensia resinosa*, cuando el material

Cuadro 7. Cultivos monomorfoespecíficos exitosos obtenidos a partir del método del minirizotrófon y aislados de algunas especies nativas de un matorral subinérmico del Valle del Mezquital, Hgo.

Rizosfera fotobionte	Origen micobionte	Control de calidad (esporas en 100 g de suelo)	Tipo de cultivo (número de cultivos)	Número de cultivos exitosos	Total de aislados obtenidos	Micobionte	Colonización radical (%)	Número de esporas
<i>Crysanthina mexicana</i>	Propagación (rizósfera más pasto)	19	Multispórico (3)	1 de 2	1	<i>Glomus</i> sp. 1 café	80	0
<i>Crysanthina mexicana</i>	Campo (planta trampa)	2	Monospórico (3)	1 de 3	1	<i>Glomus</i> sp. 1 café	23	0, 1
<i>Thelocactus</i> sp.	Propagación (rizósfera más pasto)	20	Multispórico (2)	2 de 2	2	<i>Glomus</i> sp. 1 café	40	0, 2
<i>Thelocactus</i> sp.	Campo (planta trampa)	4	Monospórico (4)	4 de 4	4	<i>Glomus</i> sp. 1 café	42-66	0, 1
<i>Bouteloua curtipendula</i>	Propagación (rizósfera más pasto)	10	Multispórico (2)	2 de 2	2	<i>Glomus</i> sp. 1 café	90-80	0
<i>Bouteloua curtipendula</i>	Campo (planta trampa)	8	Monospórico (4)	3 de 4	3	<i>Glomus</i> sp. 1 café	10-70	1, 2, 3
<i>Bouteloua curtipendula</i>	Campo (planta trampa)	8	Monospórico (1)	1 de 1	1	<i>Scutellospora</i> sp.	90	5
<i>Flourensia resinosa</i>	Campo (planta trampa)	40	Multispórico (9)	7 de 9	7	<i>Glomus</i> sp. 1 café	10-75	0, 1, 3
<i>Flourensia resinosa</i>	Propagación (rizósfera más pasto)	125	Monospórico (10)	5 de 10	5	<i>Glomus</i> sp. 1 café	18-33	0, 1, 2
<i>Flourensia resinosa</i>	Propagación (rizósfera más pasto)	125	Monospórico (1)	1 de 1	1	<i>Gigaspora</i> sp.	60	62
<i>Flourensia resinosa</i>	Campo (planta trampa)	40	Monospórico (5)	2 de 3	2	<i>Gigaspora</i> sp.	11-14	0
<i>Jatropha dioica</i>	Campo (planta trampa)	10	Monospórico (2)	2 de 2	2	<i>Gigaspora</i> sp.	11-88	0, 1
<i>Jatropha dioica</i>	Campo (planta trampa)	10	Monospórico (2)	1 de 2	1	<i>Glomus</i> sp. 1 café	80	0
<i>Fouquieria splendens</i>	Campo (planta trampa)	20	Monospórico (5)	4 de 5	4	<i>Glomus</i> sp. 1 café	10-15	0, 1

provino de pastos. Sin embargo, se destaca que cuando el cultivo fue de origen multispórico, el porcentaje de colonización radical aumentó considerablemente (lo que puede deberse a un mayor número de esporas colonizando raíces). Esto no se reflejó en la esporulación debido al tiempo de cultivo y de cosecha que se le dio a las unidades en las que se observó que las esporas estaban en muchas de ellas, en proceso de formación. Con este mismo resultado, se obtuvieron un total de 3 cultivos monospóricos de *Gigaspora* y 14 monospóricos y 13 multispóricos de *Glomus* sp. y 1 de *Scutellospora* sp. de un total de 3, 19, 15 y 1, intentos respectivamente. Se encontró una relación evidente entre el número de intentos y éxitos en ambos tipos de cultivo, lo que puede asegurar que el método de la caja Petri es muy efectivo independientemente de la densidad del inóculo.

Con todo y esto, se logró la propagación masiva de esporas únicamente de un cultivo de *Gigaspora* sp. Los demás cultivos positivos mencionados en los cuadros 6 y 7, aún cuando de origen monospórico, no alcanzaron a desarrollar una esporulación que los permitiera ser considerados como cultivos monospóricos totalmente exitosos. En el caso de *Scutellospora* sp., se obtuvieron únicamente 5 esporas idénticas en raíces casi totalmente colonizadas. Esto puede deberse a los tiempos de producción de las esporas aún en una misma unidad experimental, lo cual ha sido observado *in vitro* en especies de *Gigaspora* spp. en las que la producción de esporas va por eventos que pueden tardar varias semanas. Finalmente, es posible que las esporas de estos géneros pudieran ser más fácilmente propagables por cultivo monospórico que las del género *Glomus*; quizá a las de este último pudieran tomarles más tiempo el esporular masivamente o les tome más tiempo establecer una abundante colonización debido a los tamaños de la espóra.

Establecimiento de cultivos mono-específicos de 2ª. generación.

Se montaron únicamente 8 cultivos monospóricos como segunda generación a partir de las 63 esporas producidas por el cultivo monospórico original de *Gigaspora* sp. debido a que parte del material obtenido en el momento de la cosecha, se encontraba ya en algún estado de deterioro o degeneración del citoplasma y otra parte se preservó en laminillas de respaldo. El resto de los cultivos de origen monospórico de *Glomus* sp. que no llegaron a la esporulación, se utilizaron para montar unidades a partir de raíces que tuvieran elevados porcentajes de colonización. Un total de 25 cultivos de segunda generación se establecieron a partir de cinco especies nativas de fotobiontes del matorral subíerme, 11 de raíces de origen monospórico, 8 de esporas y 5 multispóricos. Estos cultivos fueron depositados en el Invernadero de la Facultad de Estudios Superiores unidad Zaragoza-UNAM a cargo de la M. en C. Rosalva García S. (ver base de datos del Anexo 1).

Cuadro 8. Cultivos de 2ª. generación obtenidos después de la propagación mono-morfoespecífica de hongos micorrizicos arbusculares de un matorral semiárido del Valle del Mezquital, Hgo.

Fotobionte original	Propágulo	Origen del cultivo	No. de unidades
<i>Flourensia resinosa</i>	Raíz de cultivo monospórico de <i>Gigaspora</i> sp.	Monospórico	2
	Raíz de cultivo multispórico	Multispórico	2
	Espora blanca de <i>Gigaspora</i> sp.	Monospórico	8
	15 Esporas blancas de cultivo monospórico de <i>Gigaspora</i> sp.	Multispórico	1
<i>Crysantinia mexicana</i>	Raíz de cultivo monospórico de <i>Glomus</i> sp.	Monospórico	1
	Raíz de cultivo multispórico	Multispórico	1
<i>Thelocactus</i> sp.	Raíz de cultivo monospórico de <i>Glomus</i> sp.	Monospórico	4
<i>Bouteloua curtipendula</i>	Raíz de cultivo monospórico de <i>Glomus</i> sp.	Monospórico	1
	Espora amarilla de cultivo monospórico de <i>Gigaspora</i> sp.	Monospórico	1
	Raíz de cultivo multispórico	Multispórico	2
<i>Jatropha dioica</i>	Raíz de cultivo monospórico de <i>Gigaspora</i> sp.	Monospórico	1
	Raíz de cultivo monospórico de <i>Glomus</i> sp.	Monospórico	1

CONCLUSIONES

1. El cultivo monospórico de hongos arbusculares es un método de propagación difícil y de poco éxito. Sin embargo, es actualmente una herramienta necesaria para poder llevar a cabo muchos estudios de diversas índoles en este grupo de organismos, mientras no se logren cultivar un gran número de especies de manera completamente axénica. En este trabajo se demostró que los procedimientos para establecer el método de cultivo son muy importantes para poder incrementar la probabilidad de éxito en la obtención de un cultivo monospórico. Se evidenció que el cultivo monospórico en maceta no es un buen procedimiento para iniciar un cultivo de esta naturaleza. En contraste, el minirizotrófon o microcosmos en caja de Petri, permite que se generen condiciones microambientales adecuadas para obtener un suceso exitoso durante el cultivo al: 1) reducir el volumen de crecimiento de la raíz, 2) estimular la germinación de las esporas y la ramificación de las hifas por efecto de concentración de exudados radicales e incremento del CO_2 de la atmósfera del suelo. Por otro lado, a continuación se enlistan los procedimientos en el cultivo que se consideran que permitieron incrementar a casi el 50 % de éxito, el número de cultivos monospóricos obtenidos:
 - a) La multiplicación de las esporas a partir de muestras rizosféricas o de suelo, permitió obtener un mayor número de esporas de reciente formación, lo que a su vez permitió tener más material en buen estado fisiológico para poder llevar a cabo la inoculación de las plantas.

- b) La calibración de la humedad adecuada del sustrato, ensayando diversas mezclas texturales con arena inerte y el suelo original de donde provenían los hongos tanto como su control a un porcentaje determinado de la capacidad de campo, permitió que el agua en el sistema fuere la adecuada para el crecimiento del hospedero, sin llegara a la desecación pero también evitando condiciones de anaerobiosis por anegación en un sistema tan cerrado.
- c) La desinfestación superficial de las esporas, su almacenamiento en frío por quince días y la selección rigurosa de las mismas. Esto permitió que se eliminaran microorganismos de la esporosfera que pueden proliferar en los cultivos; que se estimulara la germinación de la esporas y la selección de esporas con un contenido citoplasmático de buena apariencia, con abundantes gránulos lipídicos y paredes de color homogéneo brillosas, etc. permitieron manejar individuos con un alto potencial para germinar (como se evidenció en algunas esporas de *Glomus*) y colonizar *de novo* una raíz cercana.
- d) Finalmente, la selección de un hospedero adecuado para este sistema como *Plantago lanceolatum*. Este es una planta de pocos requerimientos nutrimentales, rápido crecimiento y por tanto, rápido desarrollo de autotrofia para poder mantener la simbiosis, alta resistencia a patógenos radicales, gran micotrofia y baja especificidad, lo que favoreció para que el microcosmos funcionara adecuadamente en los primeros meses de colonización.
2. Se destaca que este sistema es adecuado para iniciar el proceso de colonización pero que no se recomienda para la esporulación masiva del hongo por lo que es necesario llevar a cabo un trasplante después de los primeros dos meses de cultivo, a macetas

más grandes en donde el hospedero pueda proliferar en biomasa radical y el hongo pueda del mismo modo, masificar la esporulación.

3. Este método permitió desarrollar una metodología confiable que disminuye espacio y sustrato, cuando se llevan a cabo cultivos monospóricos de manera tradicional. Estos resultados pueden servir para posteriores trabajos de masificación de inóculos que pueden ser aplicados para el control de calidad en estudios de restauración debido a que el cultivo monospórico ha sido un método considerados como muy poco efectivo, frustrante, tedioso y difícil de llevar a cabo y por lo tanto se deja de practicar.

Clave de Encargado	Planta de origen	Cultivo trampa por propagación en pastos o planta de campo.	Clave de A. Morales	No. esporas puestas	Color (Royal Botanic Garden, 1969)
Rosalva 20	<i>Fluorensia resinosa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-001.1	1	ladrillo obscuro
Rosalva 20	<i>Fluorensia resinosa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-001.2	1	ladrillo obscuro
Rosalva 20	<i>Fluorensia resinosa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-001.3	1	amarillo sulfuro
Rosalva 20	<i>Fluorensia resinosa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-001.4	1	amarillo sulfuro
Rosalva 20	<i>Fluorensia resinosa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-001.5	1	ladrillo obscuro
Rosalva 20	<i>Fluorensia resinosa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-001.6	1	amarillo sulfuro
Rosalva 20	<i>Fluorensia resinosa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-001.7	1	ladrillo obscuro
Rosalva 20	<i>Fluorensia resinosa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-001.8	1	ladrillo obscuro
Rosalva 20	<i>Fluorensia resinosa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-001.9	1	ladrillo obscuro
Rosalva 20	<i>Fluorensia resinosa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-001.10	1	ladrillo obscuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-003.1	1	romo limón
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-003.2	1	ladrillo obscuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-003.3	1	ladrillo obscuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-003.4	1	ladrillo obscuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-003.5	1	ladrillo obscuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-003.6	1	ladrillo obscuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-003.7	1	ladrillo obscuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-003.8	1	ladrillo obscuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-003.9	1	ladrillo obscuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-003.10	1	amarillo sulfuro
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-005.1	1	ladrillo obscuro
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-005.2	1	ladrillo obscuro
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-005.3	1	ladrillo obscuro
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-005.4	1	ladrillo obscuro
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-005.5	1	ladrillo obscuro
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-005.6	1	ladrillo obscuro
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-005.7	1	ladrillo obscuro
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-005.8	1	ladrillo obscuro
Rosalva 11	<i>Nolidea conoidea</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-008.1	1	ladrillo obscuro
Rosalva 11	<i>Nolidea conoidea</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-008.2	1	ladrillo obscuro
Rosalva 20	<i>Fluorensia resinosa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-001.1'	1	amarillo sulfuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-003.1"	2	ladrillo obscuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-003.2"	3	ladrillo obscuro
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-005.1"	4	ladrillo obscuro
Rosalva 20 y 19	<i>Fluorensia resinosa</i> y <i>Thelocactus</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-001 y 005	6	ladrillo obscuro
Rosalva 12	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-006.1"	4	ladrillo obscuro
Rosalva 12	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-006.2"	6	ladrillo obscuro
Rosalva 11	<i>Nolidea conoidea</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-008.1"	6	ladrillo obscuro
Rosalva 11	<i>Nolidea conoidea</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-008.2"	12	ladrillo obscuro
Rosalva 14	<i>Croton erlembergii</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-009.1	1	ladrillo obscuro
Rosalva 14	<i>Croton erlembergii</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i>	AMV-009.2	1	amarillo sulfuro

Clave de A. Morales	Propagación de esporas	Planta hospedera	Unidad experimental	Fecha de siembra	Fecha de cosecha	Tiempo de propagación	Fecha de observación	Esporas obtenidas
AMV-001.1	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	maceta 10 x 8 cm	13/06/2003	28/10/2003	4 meses 15 días	28/10/2003	ninguna
AMV-001.2	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	maceta 10 x 8 cm	13/06/2003	28/10/2003	4 meses 15 días	28/10/2003	ninguna
AMV-001.3	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	13/06/2003	28/10/2003	4 meses 15 días	28/10/2003	ninguna
AMV-001.4	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	13/06/2003	03/11/2003	4 meses 21 días	04/11/2003	ninguna
AMV-001.5	monospórico	pasto var. <i>Ryegrass</i>	maceta 10 x 8 cm	13/06/2003	03/11/2003	4 meses 21 días	04/11/2003	ninguna
AMV-001.6	monospórico	pasto var. <i>Ryegrass</i>	maceta 10 x 8 cm	13/06/2003	03/11/2003	4 meses 21 días	04/11/2003	ninguna
AMV-001.7	monospórico	pasto var. <i>Rhodes</i>	maceta 10 x 8 cm	13/06/2003	03/11/2003	4 meses 21 días	04/11/2003	ninguna
AMV-001.8	monospórico	pasto var. <i>Rhodes</i>	maceta 10 x 8 cm	13/06/2003	03/11/2003	4 meses 21 días	04/11/2003	ninguna
AMV-001.9	monospórico	<i>Allium cepa L</i>	maceta 10 x 8 cm	13/06/2003	11/11/2003	4 meses 29 días	11/11/2003	ninguna
AMV-001.10	monospórico	<i>Allium cepa L</i>	maceta 10 x 8 cm	13/06/2003	11/11/2003	4 meses 29 días	11/11/2003	ninguna
AMV-003.1	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	maceta 10 x 8 cm	20/06/2003	11/11/2003	4 meses 22 días	11/11/2003	ninguna
AMV-003.2	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	maceta 10 x 8 cm	20/06/2003	11/11/2003	4 meses 22 días	11/11/2003	ninguna
AMV-003.3	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	20/06/2003	11/11/2003	4 meses 22 días	11/11/2003	ninguna
AMV-003.4	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	20/06/2003	26/12/2003	5 meses 6 días	26/12/2003	ninguna
AMV-003.5	monospórico	pasto var. <i>Ryegrass</i>	maceta 10 x 8 cm	20/06/2003	26/12/2003	5 meses 6 días	26/12/2003	ninguna
AMV-003.6	monospórico	pasto var. <i>Ryegrass</i>	maceta 10 x 8 cm	20/06/2003	26/12/2003	5 meses 6 días	26/12/2003	ninguna
AMV-003.7	monospórico	pasto var. <i>Rhodes</i>	maceta 10 x 8 cm	20/06/2003	26/12/2003	5 meses 6 días	26/12/2003	ninguna
AMV-003.8	monospórico	pasto var. <i>Rhodes</i>	maceta 10 x 8 cm	20/06/2003	26/12/2003	5 meses 6 días	26/12/2003	ninguna
AMV-003.9	monospórico	<i>Allium cepa L</i>	maceta 10 x 8 cm	20/06/2003	26/12/2003	5 meses 6 días	26/12/2003	ninguna
AMV-003.10	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	maceta 10 x 8 cm	24/06/2003	13/01/2004	6 meses 24 días	13/01/2004	ninguna
AMV-005.1	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	maceta 10 x 8 cm	24/06/2003	02/12/2003	4 meses 9 días	02/12/2003	ninguna
AMV-005.2	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	24/06/2003	02/12/2003	4 meses 9 días	02/12/2003	ninguna
AMV-005.3	monospórico	pasto var. <i>Ryegrass</i>	maceta 10 x 8 cm	24/06/2003	02/12/2003	4 meses 9 días	02/12/2003	ninguna
AMV-005.4	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	24/06/2003	02/12/2003	4 meses 9 días	02/12/2003	ninguna
AMV-005.5	monospórico	pasto var. <i>Ryegrass</i>	maceta 10 x 8 cm	24/06/2003	02/12/2003	4 meses 9 días	02/12/2003	ninguna
AMV-005.6	monospórico	pasto var. <i>Rhodes</i>	maceta 10 x 8 cm	24/06/2003	02/12/2003	4 meses 9 días	02/12/2003	ninguna
AMV-005.7	monospórico	pasto var. <i>Rhodes</i>	maceta 10 x 8 cm	24/06/2003	02/12/2003	4 meses 9 días	02/12/2003	ninguna
AMV-005.8	monospórico	<i>Allium cepa L</i>	maceta 10 x 8 cm	24/06/2003	26/11/2003	5 meses 2 días	26/11/2003	ninguna
AMV-008.1	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	maceta 10 x 8 cm	07/07/2003	13/01/2004	6 meses 6 días	13/01/2004	ninguna
AMV-008.2	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	maceta 10 x 8 cm	07/07/2003	02/12/2003	6 meses 6 días	02/12/2003	ninguna
AMV-001.1'	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	08/07/2003	21/01/2004	6 meses 13 días	23/02/2004	62 esporas
AMV-003.1"	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	08/07/2003	22/01/2004	6 meses 14 días	02/03/2004	ninguna
AMV-003.2"	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	08/07/2003	22/01/2004	6 meses 14 días	04/03/2004	ninguna
AMV-005.1"	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	08/07/2003	22/01/2004	6 meses 14 días	04/03/2004	ninguna
AMV-001 y 005	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	08/07/2003	22/01/2004	6 meses 14 días	04/03/2004	2 esporas
AMV-006.1"	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	08/07/2003	22/01/2004	6 meses 14 días	02/03/2004	ninguna
AMV-006.2"	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	08/07/2003	22/01/2004	6 meses 14 días	04/03/2004	ninguna
AMV-008.1"	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	08/07/2003	22/01/2004	6 meses 14 días	02/03/2004	ninguna
AMV-008.2"	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	08/07/2003	22/01/2004	6 meses 14 días	02/03/2004	ninguna
AMV-009.1	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	02/12/2003	4 meses 2 días	02/12/2003	ninguna
AMV-009.2	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	02/12/2003	4 meses 2 días	02/12/2003	ninguna

Clave de A. Morales	Color	Propagación de novo	Tipo de cultivo	Fecha de resiembra	Ejemplares de respaldo	Material fotográfico
AMV-001.1						
AMV-001.2						
AMV-001.3						
AMV-001.4						
AMV-001.5						
AMV-001.6						
AMV-001.7						
AMV-001.8						
AMV-001.9						
AMV-001.10						
AMV-003.1						
AMV-003.2						
AMV-003.3						
AMV-003.4						
AMV-003.5						
AMV-003.6						
AMV-003.7						
AMV-003.8						
AMV-003.9						
AMV-003.10						
AMV-005.1						
AMV-005.2						
AMV-005.3						
AMV-005.4						
AMV-005.5						
AMV-005.6						
AMV-005.7						
AMV-005.8						
AMV-008.1						
AMV-008.2						
AMV-001.1'	amarillo sulfuro	esporas y raíz	mono y multispórico	06/03/2004	Esporas, raíces	esporas
AMV-003.1"						Raíces
AMV-003.2"						Micelio y raíces
AMV-005.1"						Micelio y raíces
AMV-001 y 005	ladrillo obscuro	ninguno				Micelio, raíces y esporas
AMV-006.1"						Micelio y raíces
AMV-006.2"						Micelio y raíces
AMV-008.1"						Micelio y raíces
AMV-008.2"						Raíces
AMV-009.1						
AMV-009.2						

AMV-010.2	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	09/12/2003	4 meses 9 días	09/12/2003	ninguna
AMV-011.1	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	13/01/2004	4 meses 13 días	13/01/2004	ninguna
AMV-011.2	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	09/12/2003	4 meses 9 días	09/12/2003	ninguna
AMV-011.3	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	09/12/2003	4 meses 9 días	09/12/2003	ninguna
AMV-011.4	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	09/12/2003	4 meses 9 días	09/12/2003	ninguna
AMV-011.5	monospórico	<i>Allium cepa L</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	07/01/2004	5 meses 7 días	07/01/2004	ninguna
AMV-011.6	monospórico	<i>Allium cepa L</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	07/01/2004	5 meses 7 días	07/01/2004	ninguna
AMV-011.7	monospórico	pasto var. Ryegrass	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	07/01/2004	5 meses 7 días	07/01/2004	ninguna
AMV-011.8	monospórico	pasto var. Ryegrass	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	07/01/2004	5 meses 7 días	07/01/2004	ninguna
AMV-011.9	monospórico	pasto var. Rhodes	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	07/01/2004	5 meses 7 días	07/01/2004	ninguna
AMV-011.10	monospórico	<i>Allium cepa L</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	13/01/2004	5 meses 13 días	14/01/2004	ninguna
AMV-011.11	monospórico	<i>Allium cepa L</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	13/01/2004	5 meses 13 días	14/01/2004	ninguna
AMV-011.12	monospórico	pasto var. Rhodes	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	13/01/2004	5 meses 13 días	13/01/2004	ninguna
AMV-012.1	monospórico	<i>Allium cepa L</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	13/01/2004	5 meses 13 días	14/01/2004	ninguna
AMV-012.2	monospórico	<i>Allium cepa L</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	13/01/2004	5 meses 13 días	14/01/2004	ninguna
AMV-013.1	monospórico	<i>Allium cepa L</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	13/01/2004	5 meses 13 días	14/01/2004	ninguna
AMV-013.2	monospórico	<i>Allium cepa L</i>	maceta 10 x 8 cm	30/07/2003	13/01/2004	5 meses 13 días	14/01/2004	ninguna
AMV-001.2	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	30/07/2003	22/01/2004	5 meses 23 días	22/01/2004	ninguna
AMV-001.3	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	30/07/2003	21/01/2004	5 meses 22 días	24/02/2004	ninguna
AMV-001.4	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	30/07/2003	22/01/2004	5 meses 23 días	22/01/2004	ninguna
AMV-001.5	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	30/07/2003	21/01/2004	5 meses 22 días	24/02/2004	ninguna
AMV-001.6	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	30/07/2003	21/01/2004	5 meses 22 días	25/02/2004	ninguna
AMV-001.7	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	30/07/2003	21/01/2004	5 meses 22 días	21/02/2004	ninguna
AMV-001.8	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	30/07/2003	21/01/2004	5 meses 22 días	17/02/2004	2 esporas
AMV-001.9	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	30/07/2003	21/01/2004	5 meses 22 días	17/02/2004	2 esporas
AMV-001.10	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	30/07/2003	22/01/2004	5 meses 23 días	27/01/2004	1 espora
AMV-001.11	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	30/07/2003	22/01/2004	5 meses 23 días	05/02/2004	ninguna
AMV-001.1M	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	26/01/2004	4 meses 4 días	26/01/2004	ninguna
AMV-001.2M	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	22/01/2004	4 meses	29/01/2004	ninguna
AMV-001.3M	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	26/01/2004	4 meses 4 días	27/01/2004	ninguna
AMV-001.4M	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	26/01/2004	4 meses 4 días	27/01/2004	ninguna
AMV-001.5M	monospórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	26/01/2004	4 meses 4 días	27/01/2004	1 espora
AMV-001.1M	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	22/01/2004	4 meses	02/03/2004	ninguna
AMV-001.2M	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	22/01/2004	4 meses	03/01/2004	1 espora
AMV-001.3M	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	22/01/2004	4 meses	03/03/2004	1 espora
AMV-001.4M	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	22/01/2004	4 meses	02/03/2004	ninguna
AMV-001.5M	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	22/01/2004	4 meses	03/03/2004	3 esporas
AMV-001.6M	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	26/01/2004	4 meses 4 días	26/01/2004	ninguna
AMV-001.7M	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	22/01/2004	4 meses	05/03/2004	ninguna
AMV-001.8M	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	26/01/2004	4 meses 4 días	02/03/2004	3 esporas
AMV-001.9M	multispórico	<i>Plantago lanceolatum</i>	caja Petri 70 mL	22/09/2003	26/01/2004	4 meses 4 días	05/03/2004	ninguna
AMV-003.1M	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	29/08/2003	12/04/2004	7 meses 14 días	13/04/2004	ninguna
AMV-005.1M	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	29/08/2003	12/04/2004	7 meses 14 días	13/04/2004	ninguna
AMV-005.2M	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	29/08/2003	12/04/2004	7 meses 14 días	13/04/2004	ninguna
AMV-006.1M	monospórico	<i>Lycopersicum esculentum L</i>	maceta 10 x 8 cm	29/08/2003	01/04/2004	7 meses 3 días	12/04/2004	ninguna

AMV-010.2					
AMV-011.1					
AMV-011.2					
AMV-011.3					
AMV-011.4					
AMV-011.5					
AMV-011.6					
AMV-011.7					
AMV-011.8					
AMV-011.9					
AMV-011.10					
AMV-011.11					
AMV-011.12					
AMV-012.1					
AMV-012.2					
AMV-013.1					
AMV-013.2					
AMV-001.2					
AMV-001.3					Raíces
AMV-001.4					
AMV-001.5					Raíces
AMV-001.6					Raíces
AMV-001.7					Micelio y raíces
AMV-001.8	ladrillo oscuro				Micelio y raíces
AMV-001.9					Micelio y raíces
AMV-001.10	ladrillo oscuro				Micelio, raíces y esporas
AMV-001.11					Micelio, cúmulo de esporas y raíces
AMV-001.1M					
AMV-001.2M					Raíces
AMV-001.3M		raíz	raíces de monospórico	29/01/2004	Micelio y raíces
AMV-001.4M					Micelio y raíces
AMV-001.5M	amarillo sulfuro				Micelio, raíces y esporas
AMV-001.1M					Micelio y raíces
AMV-001.2M	ladrillo oscuro				Micelio, raíces y esporas
AMV-001.3M	ladrillo oscuro				Micelio, raíces y esporas
AMV-001.4M					Raíces
AMV-001.5M	ladrillo oscuro				Micelio, raíces y esporas
AMV-001.6M					
AMV-001.7M					Micelio y raíces
AMV-001.8M	ladrillo oscuro				Micelio, raíces y esporas
AMV-001.9M					Micelio y raíces
AMV-003.1M					
AMV-005.1M		raíz	raíces de monospórico	16/02/2004	
AMV-005.2M		raíz	raíces de monospórico	16/02/2004	
AMV-006.1M					

Rosalva 12	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-006
Rosalva 23	<i>Arbusto de flor morada</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-007
Rosalva 11	<i>Nolida conoidea</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-008
Rosalva 14	<i>Croton ertembergii</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-009
Rosalva 13	<i>Agave lechuguilla</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-010
Rosalva 18	<i>Fouqueria splendens</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-011
Rosalva 15	<i>Jathropha dioica</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-012
Rosalva 17	<i>Hechtia podanta</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-013
Rosalva 20	<i>Flourensia resinosa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-001.M
Rosalva 21	<i>Turnera diffusa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-002.M
Rosalva 22	<i>Crysanthinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-003.M
Rosalva 24	<i>Euphorbia antisiphylitica</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-004.M
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-005.M
Rosalva 12	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-006.M
Rosalva 23	<i>Arbusto de flor morada</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-007.M
Rosalva 11	<i>Nolida conoidea</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-008.M
Rosalva 14	<i>Croton ertembergii</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-009.M
Rosalva 13	<i>Agave lechuguilla</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-010.M
Rosalva 18	<i>Fouqueria splendens</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-011.M
Rosalva 15	<i>Jathropha dioica</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-012.M
Rosalva 17	<i>Hechtia podanta</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-013.M
Rosalva 16	<i>Mammillaria elongata</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes (muestra original)</i>	AMV-014.M
Rosalva 25	<i>Sellaginella</i> sp.	Cultivo trampa por plántula	AMV-015
Rosalva 26	<i>Mammillaria sempervivi</i>	Cultivo trampa por plántula	AMV-016
Rosalva 27	<i>Agave lechuguilla</i>	Cultivo trampa por plántula	AMV-017
Rosalva 28	<i>Stipa</i> sp.	Cultivo trampa por plántula	AMV-018
Rosalva 29	<i>Dalea bicolor</i>	Cultivo trampa por plántula	AMV-019
Rosalva 30	Por identificar	Cultivo trampa por plántula	AMV-020
Rosalva 31	Por identificar	Cultivo trampa por plántula	AMV-021
Rosalva 32	<i>Leucophyllum ambiguum</i>	Cultivo trampa por plántula	AMV-022
Rosalva 33	<i>Pinguicola</i> sp.	Cultivo trampa por plántula	AMV-023
Rosalva 34	<i>Flourensia resinosa</i>	Cultivo trampa por plántula	AMV-024
Rosalva 35	<i>Talinum lineare</i>	Cultivo trampa por plántula	AMV-025
Rosalva 36	<i>Stipa tenuissima</i>	Cultivo trampa por plántula	AMV-26
Rosalva 37	<i>Tillandsia</i> sp.	Cultivo trampa por plántula	AMV-027
Rosalva 38	<i>Fouqueria splendens</i>	Cultivo trampa por plántula	AMV-028
Rosalva 39	<i>Mammillaria sempervivi</i>	Cultivo trampa por plántula	AMV-029
Rosalva 40	<i>Stenocactus</i> sp.	Cultivo trampa por plántula	AMV-030
Rosalva 41	<i>Dyssodia papposa</i>	Cultivo trampa por plántula	AMV-031
Rosalva 42	<i>Mammillaria</i> sp.	Cultivo trampa por plántula	AMV-032

AMV-006.4M					
AMV-006.5M					
AMV-008.1M					
AMV-010.1M					
AMV-010.2M					
AMV-011.1M					
AMV-011.2M					
AMV-011.3M					
AMV-011.4M					
AMV-011.5M					
AMV-014.1M					
AMV-014.2M					
AMV-014.3M					
AMV-014.4M					
AMV-003.1M					Micelio y raíces
AMV-003.2M					Raíces
AMV-003.3M	ladrillo obscuro				Micelio, raíces y esporas
AMV-004.1M					Raíces
AMV-005.1M	ladrillo obscuro				Micelio y raíces
AMV-005.2M	ladrillo obscuro				Micelio, raíces y esporas
AMV-005.3M	ladrillo obscuro				Micelio, raíces y esporas
AMV-005.4M					Micelio y raíces
AMV-006.1M	ladrillo obscuro				Micelio, raíces y esporas
AMV-006.2M	ladrillo obscuro				Micelio y raíces
AMV-006.3M	ladrillo obscuro				Micelio, raíces y esporas
AMV-006.4M					Raíces
AMV-006.5M	amarillo sulfuro	esporas	monospórico	06/03/2004	Micelio, raíces y esporas
AMV-008.1M					Raíces
AMV-008.2M					Raíces
AMV-009.1M					
AMV-009.2M					Raíces
AMV-011.1M	ladrillo obscuro				Micelio y raíces
AMV-011.2M	ladrillo obscuro				Micelio, raíces y esporas
AMV-011.3M	ladrillo obscuro				Micelio, raíces y esporas
AMV-011.4M					Raíces
AMV-011.5M					Micelio y raíces
AMV-012.1M					Micelio y raíces
AMV-012.2M	amarillo sulfuro				Micelio y raíces
AMV-012.3M		raíz	de raíces de monospóric	10/02/2004	Micelio y raíces
AMV-012.4M					
AMV-001	ladrillo obscuro y amarillo sulfuro	esporas	monospórico y multispór	13/06/2003	Esporas y espor
AMV-002					Esporas y espore
AMV-003	ladrillo obscuro y amarillo sulfuro	esporas	monospórico y multispór	20/06/2003	Esporas y esporocarpo
AMV-004					

AMV-000	Cultivo trampa	pasto var. Rhodes	maceta 10 x 8 cm	21/04/2003	24/06/2003	14
AMV-007	Cultivo trampa	pasto var. Rhodes	maceta 10 x 8 cm	21/04/2003	30/06/2003	1
AMV-008	Cultivo trampa	pasto var. Rhodes	maceta 10 x 8 cm	21/04/2003	01/07/2003	42
AMV-009	Cultivo trampa	pasto var. Rhodes	maceta 10 x 8 cm	21/04/2003	08/07/2003	6
AMV-010	Cultivo trampa	pasto var. Rhodes	maceta 10 x 8 cm	21/04/2003	14/07/2003	13
AMV-011	Cultivo trampa	pasto var. Rhodes	maceta 10 x 8 cm	21/04/2003	16/07/2003	173
AMV-012	Cultivo trampa	pasto var. Rhodes	maceta 10 x 8 cm	21/04/2003	21/07/2003	68
AMV-013	Cultivo trampa	pasto var. Rhodes	maceta 10 x 8 cm	21/04/2003	23/07/2003	25
AMV-004.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		31/07/2003	31/07/2003	170
AMV-002.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		12/08/2003	17/08/2003	2
AMV-003.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		18/08/2003	18/08/2003	3
AMV-004.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		20/08/2003	20/08/2003	4
AMV-005.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		19/08/2003	19/08/2003	10
AMV-006.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		19/08/2003	19/08/2003	21
AMV-007.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		18/08/2003	18/08/2003	0
AMV-008.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		20/08/2003	20/08/2003	8
AMV-009.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		12/08/2003	17/08/2003	6
AMV-010.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		22/08/2003	22/08/2003	7
AMV-011.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		19/08/2003	19/08/2003	78
AMV-012.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		22/08/2003	22/08/2003	25
AMV-013.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		22/08/2003	22/08/2003	15
AMV-014.M	Cultivo trampa	Plántula original de campo		20/08/2003	20/08/2003	13
AMV-015	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	30/03/2004 1
AMV-016	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	23/03/2004 ninguna
AMV-017	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	23/03/2004 ninguna
AMV-018	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	23/03/2004 ninguna
AMV-019	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	30/03/2004 ninguna
AMV-020	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	23/03/2004 ninguna
AMV-021	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	30/03/2004 ninguna
AMV-022	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	22/03/2004 ninguna
AMV-023	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	22/03/2004 ninguna
AMV-024	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	22/03/2004 ninguna
AMV-025	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	30/03/2004 ninguna
AMV-26	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	22/03/2004 ninguna
AMV-027	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	30/03/2004 ninguna
AMV-028	Cultivo trampa	Plántula original de campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	23/03/2004 ninguna
AMV-029	Cultivo trampa	Suelo de recolecta en campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	30/03/2004 ninguna
AMV-030	Cultivo trampa	Suelo de recolecta en campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	30/03/2004 ninguna
AMV-031	Cultivo trampa	Suelo de recolecta en campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	30/03/2004 ninguna
AMV-032	Cultivo trampa	Suelo de recolecta en campo		29/09/2003	16/03/2004 6 meses	30/03/2004 ninguna

Rosalva 12	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-006.3M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 12	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-006.4M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 12	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-006.5M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 11	<i>Nolida conoidea</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-008.1M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 13	<i>Agave lechuguilla</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-010.1M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 13	<i>Agave lechuguilla</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-010.2M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 18	<i>Fouqueria splendens</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-011.1M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 18	<i>Fouqueria splendens</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-011.2M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 18	<i>Fouqueria splendens</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-011.3M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 18	<i>Fouqueria splendens</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-011.4M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 18	<i>Fouqueria splendens</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-011.5M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 16	<i>Mammillaria elongata</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-014.1M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 16	<i>Mammillaria elongata</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-014.2M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 16	<i>Mammillaria elongata</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-014.3M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 16	<i>Mammillaria elongata</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-014.4M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-003.1M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-003.2M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-003.3M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 24	<i>Euphorbia antisiphylitica</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-004.1M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-005.1M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-005.2M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-005.3M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 19	<i>Thelocactus</i> sp.	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-005.4M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 12	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-006.1M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 12	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-006.2M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 12	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-006.3M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 12	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-006.4M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 12	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-006.5M	1 cromó limón
Rosalva 11	<i>Nolida conoidea</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-008.1M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 11	<i>Nolida conoidea</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-008.2M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 14	<i>Croton erlembergii</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-009.1M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 14	<i>Croton erlembergii</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-009.2M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 18	<i>Fouqueria splendens</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-011.1M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 18	<i>Fouqueria splendens</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-011.2M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 18	<i>Fouqueria splendens</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-011.3M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 18	<i>Fouqueria splendens</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-011.4M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 18	<i>Fouqueria splendens</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-011.5M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 15	<i>Jatropha dioica</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-012.1M	1 amarillo sulfuro
Rosalva 15	<i>Jatropha dioica</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-012.2M	1 amarillo sulfuro
Rosalva 15	<i>Jatropha dioica</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-012.3M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 15	<i>Jatropha dioica</i>	Cultivo trampa por transplante de plántulas	AMV-012.4M	1 ladrillo obscuro
Rosalva 20	<i>Flourensia resinosa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i> (muestra original)	AMV-001	
Rosalva 21	<i>Turnera diffusa</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i> (muestra original)	AMV-002	
Rosalva 22	<i>Crysantinia</i> sp.	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i> (muestra original)	AMV-003	
Rosalva 24	<i>Euphorbia antisiphylitica</i>	Suelo diluido con arena propagado en pasto var. <i>Rhodes</i> (muestra original)	AMV-004	

AMV-006	ladrillo oscuro	esporas	multispórico		Espora	
AMV-007	ladrillo oscuro	esporas				
AMV-008	ladrillo oscuro y amarillo limón	esporas	monospórico y multispór	07/07/2003		
AMV-009	ladrillo oscuro y amarillo limón	esporas	monospórico	29/07/2003		
AMV-010	ladrillo oscuro y cromo limón	esporas	monospórico	29/07/2003		
AMV-011	ladrillo oscuro, amarillo sulfuro, cromo limón y amarillo limón	esporas	monospórico	29/07/2003	Esporas	
AMV-012	ladrillo oscuro, amarillo limón y cromo limón	esporas	monospórico	29/07/2003		Esporas
AMV-013	ladrillo oscuro y amarillo limón	esporas	monospórico	29/07/2003	Espora	
AMV-001.M	amarillo sulfuro, cromo limón y ladrillo oscuro	esporas	monospórico y multispór	22/09/2003	Esporas	Esporas
AMV-002.M	ladrillo oscuro	esporas	monospórico	28/08/2003		
AMV-003.M	ladrillo oscuro	esporas	monospórico	28/08/2003		
AMV-004.M	ladrillo oscuro y amarillo limón	esporas	monospórico	28/08/2003		
AMV-005.M	ladrillo oscuro	esporas	monospórico	28/08/2003		
AMV-006.M	ladrillo oscuro y cromo limón	esporas	monospórico	28/08/2003		
AMV-007.M		esporas	monospórico	28/08/2003		
AMV-008.M	ladrillo oscuro	esporas	monospórico	28/08/2003		
AMV-009.M	ladrillo oscuro	esporas	monospórico	28/08/2003		
AMV-010.M	ladrillo oscuro, cromo limón y amarillo limón	esporas	monospórico	28/08/2003		
AMV-011.M	ladrillo oscuro, amarillo limón y cromo limón	esporas	monospórico	28/08/2003		
AMV-012.M	ladrillo oscuro y amarillo limón	esporas	monospórico	28/08/2003		
AMV-013.M	ladrillo oscuro y amarillo limón	esporas	monospórico	28/08/2003		
AMV-014.M	ladrillo oscuro	esporas	monospórico	28/08/2003		
AMV-015	amarillo sulfuro				Raíces	
AMV-016					Raíces	
AMV-017					Raíces	
AMV-018					Raíces	
AMV-019					Raíces	
AMV-020					Raíces	
AMV-021					Raíces	
AMV-022					Raíces	
AMV-023					Raíces	
AMV-024					Raíces	
AMV-025					Raíces	
AMV-26					Raíces	
AMV-027					Raíces	
AMV-028					Raíces	
AMV-029					Raíces	
AMV-030					Raíces	
AMV-031					Raíces	
AMV-032					Raíces	

CLAVE PREPARACION (MICARIO)	CLAVE PERSONAL	FECHA RECOLECTA MATERIAL	FECHA COSECHA O AISLADO DEL MATERIAL	FECHA DE AISLADO DEL MATERIAL	TRATAMIENTO DE LA MUESTRA DESPUES DE LA RECOLECTA O COSECHA	ORIGEN MATERIAL PROPAGACION
MCCMHA001	AMV001.1	27 julio 2002.	21/01/2004	23/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA002	AMV001.2M	27 julio 2002.	22/01/2004	31/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA003	AMV001.3	27 julio 2002.	21/01/2004	24/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA004	AMV001.3M	27 julio 2002.	26/01/2004	27/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA005	AMV001.4M	27 julio 2002.	26/01/2004	27/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA006	AMV001.8	27 julio 2002.	21/01/2004	17/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA007	AMV001.9	27 julio 2002.	21/01/2004	17/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA008	AMV003.1M	27 julio 2002.	21/01/2004	20/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA009	AMV003.2M	27 julio 2002.	21/01/2004	23/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA010	AMV003.3M	27 julio 2002.	21/01/2004	17/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA011	AMV004.1M	27 julio 2002.	21/01/2004	24/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA012	AMV005.1MA	27 julio 2002.	21/01/2004	11/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA013	AMV005.1MB	27 julio 2002.	21/01/2004	11/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA014	AMV005.3M	27 julio 2002.	21/01/2004	17/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA015	AMV005.4M	27 julio 2002.	21/01/2004	21/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA016	AMV006.1M	27 julio 2002.	21/01/2004	27/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA017	AMV006.2M	27 julio 2002.	21/01/2004	10/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA018	AMV006.3M	27 julio 2002.	21/01/2004	10/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA019	AMV006.5M	27 julio 2002.	20/01/2004	20/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA020	AMV008.2M	27 julio 2002.	21/01/2004	11/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA021	AMV011.3M	27 julio 2002.	21/01/2004	05/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA022	AMV011.4M	27 julio 2002.	22/01/2004	29/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA023	AMV012.2M	27 julio 2002.	20/01/2004	20/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA024	AMV012.4M	27 julio 2002.	22/01/2004	29/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo monospórico.
MCCMHA025	AMV001 y 005	27 julio 2002.	22/01/2004	04/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo multispórico.
MCCMHA026	AMV001.2M	27 julio 2002.	22/01/2004	03/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo multispórico.
MCCMHA027	AMV001.3M	27 julio 2002.	22/01/2004	03/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo multispórico.
MCCMHA028	AMV001.4M	27 julio 2002.	22/01/2004	02/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo multispórico.
MCCMHA029	AMV001.8M	27 julio 2002.	22/01/2004	02/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo multispórico.
MCCMHA030	AMV003.1	27 julio 2002.	22/01/2004	02/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo multispórico.
MCCMHA031	AMV006.1	27 julio 2002.	22/01/2004	03/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo multispórico.
MCCMHA032	AMV006.2	27 julio 2002.	22/01/2004	05/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo multispórico.
MCCMHA033	AMV008.2	27 julio 2002.	22/01/2004	03/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.	suelo de cultivo multispórico.

CLAVE PREPARACION (MICARIO)	CLAVE PERSONAL	PREPARACION DE:	ESPECIE	FECHA RECOLECCION MATERIAL	FECHA DE COSECHA	FECHA DE AISLADO	TRATAMIENTO DE LA MUESTRA DESPUES DE LA RECOLECCION O COSECHA
MCCMHAc001	AMV001A	espora germinando	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/04/2003	09/06/2003	secado al aire y almacenado a 4°C por aproximadamente 1 mes.
MCCMHAc002	AMV001B	espora germinando	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/04/2003	09/06/2003	secado al aire y almacenado a 4°C por aproximadamente 1 mes.
MCCMHAc003	AMV001C	espora germinando	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/04/2003	09/06/2003	Secado al aire y almacenado a 4°C por aproximadamente 1 mes.
MCCMHAc004	AMV001D	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/04/2003	09/06/2003	Secado al aire y almacenado a 4°C por aproximadamente 1 mes.
MCCMHAc005	AMV001E	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/04/2003	09/06/2003	Secado al aire y almacenado a 4°C por aproximadamente 1 mes.
MCCMHAc006	AMV001.1A	espora blanca entera	<i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	23/02/2004	Secado al aire y almacenado a 4°C por aproximadamente 1 mes.
MCCMHAc007	AMV001.1B	tres esporas blancas enteras	<i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	23/02/2004	Secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc008	AMV001.1C	espora blanca entera	<i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	23/02/2004	Secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc009	AMV001.1D	espora blanca entera	<i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	23/02/2004	Secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc010	AMV001.1E	espora blanca rota	<i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	23/02/2004	Secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc011	AMV001.1F	espora blanca rota	<i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	23/02/2004	Secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc012	AMV001.1I	cúmulos de esporas	<i>Acaulospora</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	05/02/2004	Secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc013	AMV005	espora blanca	<i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	21/04/2003	20/06/2003	secado al aire y almacenado a 4°C por aproximadamente 1 mes.
MCCMHAc014	AMV007A	espora blanca entera	<i>Scutellospora</i> sp.	27 julio 2002.	21/04/2003	30/06/2003	suelo rizosferico, aislamiento directo de plauta trampa.
MCCMHAc015	AMV007B	espora blanca rota	<i>Scutellospora</i> sp.	27 julio 2002.	21/04/2003	30/06/2003	suelo rizosferico aislamiento directo de planta trampa.
MCCMHAc016	AMV011A	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/04/2003	16/07/2003	secado al aire y almacenado a 4°C por aproximadamente 1 mes.
MCCMHAc017	AMV011B	espora blanca entera	<i>Scutellospora</i> sp.	27 julio 2002.	21/04/2003	16/07/2003	secado al aire y almacenado a 4°C por aproximadamente 1 mes.
MCCMHAc018	AMV013	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/04/2003	22/08/2003	secado al aire y almacenado a 4°C por aproximadamente 1 mes.
MCCMHAc019	AMV001M	espora blanca entera	<i>Scutellospora</i> sp.	27 julio 2002.	31/07/2004	31/07/2004	suelo rizosferico aislamiento directo de planta trampa.
MCCMHAc020	AMV001.5MA	espora blanca entera	<i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	26/01/2004	27/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc021	AMV001.5MB	espora blanca entera	<i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	26/01/2004	27/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc022	AMV003.3M	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	17/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc023	AMV005.2M	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	10/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc024	AMV006.1M	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	27/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc025	AMV006.3M	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	10/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc026	AMV006.5MA	espora blanca entera	<i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	20/01/2004	20/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc027	AMV006.5MB	espora blanca rota	<i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	20/01/2004	20/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc028	AMV011.2M	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	28/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc029	AMV011.3M	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	05/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc030	AMV001.2M	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	03/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc031	AMV001.5MA	espora café rota	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	03/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc032	AMV001.5MB	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	03/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc033	AMV001.5MC	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	03/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc034	AMV001.8MA	espora café rota	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	02/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc035	AMV001.8MB	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	02/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc036	AMV001 y 005A	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	04/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc037	AMV001 y 005B	espora café entera	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	04/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHAc038	AMV003.2	esporocarpo	<i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	04/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.

se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo rizosférico campo (<i>in situ</i>) más pasto.	MCCMHAe001
se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo rizosférico campo (<i>in situ</i>) más pasto.	MCCMHAe002
se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo rizosférico campo (<i>in situ</i>) más pasto.	MCCMHAe003
se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo rizosférico campo (<i>in situ</i>) más pasto.	MCCMHAe004
se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo rizosférico campo (<i>in situ</i>) más pasto.	MCCMHAe005
Propagándose en invernadero por raíz y esporas en el invernadero de la FES-Zaragoza (250 g).	<i>Plantago lanceolata</i> .	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe006
Propagándose en invernadero por raíz y esporas en el invernadero de la FES-Zaragoza(250 g).	<i>Plantago lanceolata</i> .	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe007
Propagándose en invernadero por raíz y esporas en el invernadero de la FES-Zaragoza (250 g).	<i>Plantago lanceolata</i> .	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe008
Propagándose en invernadero por raíz y esporas en el invernadero de la FES-Zaragoza (250 g).	<i>Plantago lanceolata</i> .	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe009
Propagándose en invernadero por raíz y esporas en el invernadero de la FES-Zaragoza(250 g).	<i>Plantago lanceolata</i> .	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe010
Propagándose en invernadero por raíz y esporas en el invernadero de la FES-Zaragoza(250 g).	<i>Plantago lanceolata</i> .	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe011
se acabó la muestra.	<i>Plantago lanceolata</i> .	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe012
se acabó la muestra.	<i>Thelocactus</i> sp. (Hiriart y González, 1983).	suelo rizosférico campo (<i>in situ</i>) más pasto.	MCCMHAe013
se acabó la muestra.	Arbusto de flor morada por identificar.	suelo rizosférico campo (<i>in situ</i>) más pasto.	MCCMHAe014
se acabó la muestra.	Arbusto de flor morada por identificar.	suelo rizosférico campo (<i>in situ</i>) más pasto.	MCCMHAe015
se acabó la muestra.	<i>Fouquieria splendens</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo rizosférico campo (<i>in situ</i>) más pasto.	MCCMHAe016
se acabó la muestra.	<i>Fouquieria splendens</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo rizosférico campo (<i>in situ</i>) más pasto.	MCCMHAe017
se acabó la muestra.	<i>Heckia podantha</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo rizosférico campo (<i>in situ</i>) más pasto.	MCCMHAe018
Propagándose en el invernadero de la FES-Zaragoza (430 g).	<i>Flourensia resinosa</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo rizosférico de planta trampa.	MCCMHAe019
se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe020
se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe021
Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	<i>Chrysactinia</i> sp. (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe022
Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	<i>Thelocactus</i> sp. (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe023
se acabó la muestra.	<i>Bouteloua curtipendula</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe024
Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	<i>Bouteloua curtipendula</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe025
se acabó la muestra.	<i>Bouteloua curtipendula</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe026
se acabó la muestra.	<i>Bouteloua curtipendula</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe027
se acabó la muestra.	<i>Bouteloua curtipendula</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe028
se acabó la muestra.	<i>Fouquieria splendens</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe029
se acabó la muestra.	<i>Fouquieria splendens</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo monospórico.	MCCMHAe030
se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo multispórico.	MCCMHAe031
se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo multispórico.	MCCMHAe032
se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo multispórico.	MCCMHAe033
se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo multispórico.	MCCMHAe034
se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo multispórico.	MCCMHAe035
se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> y <i>Thelocactus</i> sp. (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo multispórico.	MCCMHAe036
se acabó la muestra.	<i>Flourensia resinosa</i> y <i>Thelocactus</i> sp. (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo multispórico.	MCCMHAe037
se acabó la muestra.	<i>Chrysactinia</i> sp. (Hiriart y González, 1983).	suelo de cultivo multispórico.	MCCMHAe038

LABOR Y CONDICIONES DE CULTIVO	METODO DE AISLAMIENTO	FECHA DE ELABORACIÓN	MEDIO DE MONTAJE	MEDIDAS DEL EJEMPLAR
nueve meses de propagación en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 123 g.	08/07/2003	PVLG	4.5 X 4.3 (20X) microscopio Zeiss 1963.
nueve meses de propagación en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 123 g.	08/07/2003	PVLG	4.3 X 4.3 (20X) microscopio Zeiss 1963.
nueve meses de propagación en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 123 g.	08/07/2003	PVLG	4.1 X 4.1 (20X) microscopio Zeiss 1963.
nueve meses de propagación en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 123 g.	09/06/2003	PVLG	
nueve meses de propagación en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 123 g.	09/06/2003	PVLG	4.2 X 4.2 (20X) microscopio Zeiss 1963.
seis meses en invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 145 g.	23/02/2004	PVLG	2 X 2 (10X) microscopio Zeiss 1963.
seis meses en invernadero en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 145 g.	23/02/2004	PVLG	
seis meses en invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 145 g.	23/02/2004	PVLG	1.5 X 1.5 (10X) microscopio Zeiss 1963.
seis meses en invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 145 g.	23/02/2004	PVLG	2.1 x 2.1 (10X) microscopio Zeiss 1963.
seis meses en invernadero en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 145 g.	23/02/2004	PVLG+Melzer	2 X 2 (10X) microscopio Zeiss 1963.
seis meses en invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 145 g.	23/02/2004	PVLG+Melzer	1.9 X 1.9 (10X) microscopio Zeiss 1963.
seis meses en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 145 g.	05/02/2004	PVLG	
nueve meses de propagación en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 116 g.	20/06/2003	PVLG	
nueve meses de propagación en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 130 g.	30/06/2003	PVLG	
nueve meses de propagación en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 130 g.	30/06/2003	PVLG+Melzer	
nueve meses de propagación en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 146 g.	16/07/2003	PVLG	
nueve meses de propagación en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 146 g.	16/07/2003	PVLG	
nueve meses de propagación en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 108 g.	22/08/2003	PVLG	
doce meses de propagación en el invernadero de la Facultad de Ciencias.	Tamizado húmedo y decantación de 430 g.	31/07/2003	PVLG	
cuatro meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 140 g.	27/01/2004	PVLG	1.7 X 1.7 (10X) microscopio Zeiss 1963.
cuatro meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 140 g.	27/01/2004	PVLG	
cinco meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 142 g.	17/02/2004	PVLG	4.4 X 4.4 (20X) microscopio Zeiss 1963.
cinco meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 146 g.	10/02/2004	PVLG	4.4 X 4.4 (20X) microscopio Zeiss 1963.
cinco meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 138 g.	28/01/2004	PVLG	
cinco meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 158 g.	10/02/2004	PVLG	
cinco meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 146 g.	20/01/2004	PVLG	
cinco meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 146 g.	20/01/2004	PVLG+Melzer	
cinco meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 156 g.	28/01/2004	PVLG	
cinco meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 142 g.	05/02/2004	PVLG	
cuatro meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 160 g.	03/03/2004	PVLG	
cuatro meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 144 g.	03/03/2004	PVLG+Melzer	
cuatro meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 144 g.	03/03/2004	PVLG	
cuatro meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 144 g.	03/03/2004	PVLG	
cuatro meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 148 g.	02/03/2004	PVLG+Melzer	4 X 4 (20X) microscopio Zeiss 1963.
cuatro meses de propagación en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 148 g.	02/03/2004	PVLG	4 X 4 (20X) microscopio Zeiss 1963.
seis meses en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 148 g.	04/03/2004	PVLG	
seis meses en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 148 g.	04/03/2004	PVLG	
seis meses en invernadero del Instituto de Geología.	Tamizado húmedo y decantación de 139 g.	04/03/2004	PVLG	

CLAVE PREPARACION (MICARIO)	CLAVE PERSONAL	ESPECIE	FECHA RECOLECTA	FECHA COSECHA	FECHA DE AISLADO	TRATAMIENTO DE LA MUESTRA DESPUES DE LA RECOLECTA O COSECHA
MCCMHA001	AMV001.1	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	23/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA002	AMV001.6	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	25/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA003	AMV001.7	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	21/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA004	AMV001.3M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	26/01/2004	27/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA005	AMV001.4M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	26/01/2004	27/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA006	AMV001.5M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	26/01/2004	27/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA007	AMV003.1M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	20/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA008	AMV003.3M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	17/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA009	AMV004.1MA	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	24/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA010	AMV004.1MB	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	24/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA011	AMV005.1M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	11/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA012	AMV005.2M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	10/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA013	AMV005.3M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	17/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA014	AMV005.4M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	21/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA015	AMV006.1M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	28/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA016	AMV006.3M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	10/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA017	AMV011.2M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	28/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA018	AMV011.5M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	21/01/2004	19/02/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA019	AMV012.1M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	20/01/2004	20/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA020	AMV012.2M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Gigaspora</i> sp.	27 julio 2002.	20/01/2004	20/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA021	AMV012.4M	<i>Plantago lanceolata</i> con <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	31/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA022	AMV001.1M	<i>Plantago lanceolata</i> con cuatro esporas de <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	02/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA023	AMV001.2M	<i>Plantago lanceolata</i> con cuatro esporas café de <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	22/01/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA024	AMV001.5M	<i>Plantago lanceolata</i> con cinco esporas café de <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	03/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA025	AMV001.7M	<i>Plantago lanceolata</i> con cinco esporas café de <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	05/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA026	AMV001.8M	<i>Plantago lanceolata</i> con nueve esporas café de <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	02/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA027	AMV003.1	<i>Plantago lanceolata</i> con dos esporas café de <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	02/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA028	AMV003.2	<i>Plantago lanceolata</i> con tres esporas café de <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	04/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA029	AMV006.1	<i>Plantago lanceolata</i> con cuatro esporas de <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	03/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA030	AMV006.2	<i>Plantago lanceolata</i> con seis esporas café de <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	05/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.
MCCMHA031	AMV001 y 005	<i>Plantago lanceolata</i> con seis esporas café de <i>Glomus</i> sp.	27 julio 2002.	22/01/2004	04/03/2004	secado al aire y almacenado en bolsas plásticas.

FECHA DE ELABORACIÓN	COLOR EN EL MOMENTO DEL AISLADO	PORCENTAJE DE COLONIZACIÓN	UBICACION DE LA MUESTRA	MEDIO DE MONTAJE	TINCIÓN O REACCIÓN
01/03/2004	Blanco	60	Propagándose en invernadero FES-Zaragoza (250 g) por espora y raíz.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
03/03/2004	Blanco	10	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
28/02/2004	Blanco	18	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
02/02/2004	Blanco	14	Propagándose por raíz en el invernadero de la FES-Zaragoza (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
02/02/2004	Blanco	11	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
02/02/2004	Blanco	6	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
27/02/2004	Blanco	5	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
24/02/2004	Blanco	23	Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
02/03/2004	Blanco	0	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
02/03/2004	Blanco	0	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
18/02/2004	Blanco	60	Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
17/02/2004	Blanco	42	Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
24/02/2004	Blanco	60	Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
24/02/2004	Blanco	66	Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
04/02/2004	Blanco	30	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
17/02/2004	Blanco	70	Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
04/02/2004	Blanco	15	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
26/02/2004	Blanco	12	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
27/01/2004	Blanco	88	Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
27/01/2004	Blanco	11	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
06/02/2004	Blanco	80	Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
09/03/2004	Blanco	70	Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
03/03/2004	Blanco	20	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
10/03/2004	Blanco	54	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
12/03/2004	Blanco	75	Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
09/03/2004	Blanco	40	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
09/03/2004	Blanco	0	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
11/03/2004	Blanco	80	Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
10/03/2004	Blanco	90	Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
12/03/2004	Blanco	80	Propagándose en invernadero de la FES-Zaragoza por raíz (250 g).	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.
11/03/2004	Blanco	40	se acabó la muestra.	PVLG	Azul Tripán 0.05% en lactoglicerol.

LITERATURA CITADA

Aldon, E. 1975. Endomycorrhizae survival of four-win saltbush on coal mine spoils. *Journal of Applied Ecology* 17: 139-147.

Allen, M. 1982. Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae on water movement though *Bouteloa gracilis*. *New Phytologist* 91: 191-196.

Allen, B. y M. Allen. 1980. Natural re-establishment of vesicular-arbuscular mycorrhizae following stripmine reclamation in Wyoming. *Journal of Applied Ecology* 17: 139-147.

Azcón, A.C. y J. M. Barça. 1980. Micorrizas. *Investigación y Ciencia* 47: 8-16.

Bécard, G. y Y. Piché. 1989. Fungal growth stimulation by CO₂ and root exudates in vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Applied and Environmental Microbiology* 9(55): 2320-2325.

Barragán, V.E.A., G.O. Pérez y R. García. 2000. Hongos micorrizogenos asociados a *Prosopis laevigata* (mezquite) en dos matorrales semiáridos del Edo. De Hidalgo. I Reunión Iberoamericana y III Simposio Nacional sobre simbiosis micorrizica.

Bécard, G. y J.A. Fortin. 1989. Early events of vesicular-arbuscular mycorrhizal formation on Ri-T-DNA transformed roots. *New Phytologist* 108: 211-218.

Brundrett, M.C., L.K. Abbott y D.A. Jasper. 1999. Glomalean mycorrhizal fungi from tropical Australia. *Mycorrhiza* 8: 305-314.

Brundrett, M.C., N. Bougher, B. Dell, T. Grove y N. Malajczuk. 1996. *Working with mycorrhizas in forestry and agriculture*. Ed. Peter Lynch, Camberra, Australia, 347 pp.

Brundrett, M. y S. Juniper. 1994. Non-Destructive assessment of spore germination of VAM fungi and production of pot cultures from single spore. *Soil Biol. Biochem* 22(1): 85-91.

Buée, M., M. Rossignol, A. Jauneau, R. Ranjeva y G. Bécard. 2000. The presymbiotic growth of arbuscular micorrhizal fungi is induced by a branching factor partially purified from plant root exudates. *Molecular Plant and Microbiology Interaction* 13(6): 693-698.

Cui, M. y P. Nobel. 1992. Nutrient status, water uptake and exchange for three desert succulents infected with mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 122: 643-649.

Cuenca, G., M. Lovera, L. Fajardo, E. Meneses, M. Márquez y R. Machuca. 2002. El uso de arbustos nativos micorrizados para la rehabilitación de áreas degradadas de la Gran Sabana, estado Bolívar, Venezuela. *Interciencia* 27:165-172.

Declerck, S., D. D'OR y S. Cranenbrouk. 2001. Modeling the sporulation dynamics of arbuscular mycorrhizal fungi in monoxenic culture. *Mycorrhiza* 11: 225-230.

Douds, D.D. 2002. Increased spore production by *Glomus intraradices* in the split-plate monoxenic culture system by repeated harvest, gel replacement, and resupply of glucose to the mycorrhiza. *Mycorrhiza* 12: 163-167.

Fang, Y.C., A.C. McGraw, H. Modjo y J.W. Hendrix. 1983. A procedure for isolation of single spore cultures of certain endomycorrhizal fungi. *New Phytologist* 97:107-114.

García, A.E. 1973. *Modificación al sistema de clasificación climática de Köppen*. Instituto de Geografía. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 173 pp.

García, C.E. y S. López. 2004. Distribución geográfica y diversidad de la familia Cactaceae en el Valle del Mezquital, Hidalgo. Tesis de Licenciatura. FES-Zaragoza. UNAM. México. 68 pp.

García, S.R. y Monroy, A.A. Las micorrizas asociadas a los diferentes matorrales del Valle del Mezquital, Hidalgo. Enviado a Ed. Mundiprensa, febrero 2005.

Gerdemann, J.W. y T.H. Nicolson. 1963. Spores of mycorrhizal Endogone species extracted by wet sieving and decanting. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 46: 235-234.

Gibson, D. y B. Hetrick. 1988. Topographic and fire effects on the composition and abundance of VA-mycorrhizal fungi tallgrass prairie. *New Phytologist* 127:115-121.

González, Q.L. 1968. *Tipos de vegetación del Valle del Mezquital, Hgo.* Instituto Nacional de Antropología e Historia. Departamento de Prehistoria. México. 52 pp.

Haffel, K. M. 2004. Spore ontogeny of the arbuscular mycorrhizal fungus *Archaeospora trappei* (Ames & Linderman) Morton & Redecker (*Archaeosporaceae*). *Mycorrhiza*. Short Note.

Hawkins, H.J. y E. George. 1997. Hydroponic culture of mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* with *Linum usitatissimum* L., *Sorghum bicolor* L. and *Triticum aestivum* L. *Plant and Soil* 196: 143-149.

Hayman, D. 1982. Influence of soils and fertility on activity and survival of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 127:115-121.

Hiriart, V.P. y M.F. González. 1983. Vegetación y fitogeografía de la Barranca de Tolantongo, Hidalgo. México. *Anales del Instituto de Biología* 54:29-96.

<http://invam.caf.wvu.edu/methods/cultures/monospecific.htm>. Última revisión el 15 de febrero del 2005.

Janos, D. 1980. Mycorrhizae influence tropical sucesión. *New Phytologist* 127:115-121.

Jarstfer, G.A. y M.D. Sylvia. 1993. Isolation, Culture and Detection of Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Florida Agricultural Experiment Station Journal* 44: 406-411.

Johnson, N., F.R. Pflieger, S. Simmons y P. Copeland. 1991. Vesicular-arbuscular mycorrhizal responds to corn and soybean cropping history. *New Phytologist* 127: 115-121.

Karandashov, V., I. Kusovkina, H.J. Hawkins y E. George. 2000. Growth and sporulation of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus caledonium* in dual culture with transformed carrot roots. *Mycorrhiza* 10: 23-28.

Liu, R. y F. Wang. 2003. Selection of appropriate host plants used in trap culture of arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza* 13: 123-127.

LEA (Laboratorio de Edafología Ambiental, Departamento de Edafología, Instituto de Geología, UNAM). 2003. Procedimientos Estandarizados de Operación (PRESOP) MET 015. Determinación de Capacidad de Campo. Autor: A. Herre.

Macdonald, R.M. 1981. A procedure for isolation of single-spore cultures of certain endomycorrhizal fungi. *New Phytologist* 93: 107-114.

Michelsen, A. y S. Rosendahl. 1989. Propagule density of VA-mycorrhizal fungi in semi-arid bushland in Somalia. *Agriculture Ecosystems Environment* 29: 295-301.

Montaño, A.N.M., R.G. Ochoa, F.L., Varela y R. S., García. 2000. Hongos micorrizógenos arbusculares bajo mezquite de dos agostaderos semiáridos con diferente grado de perturbación. Hidalgo. Memorias in extenso de la I Reunión Iberoamericana y III Simposio Nacional sobre simbiosis micorrízica.

Moorman, T y B. Reeves. 1979. The role of endomycorrhizae in revegetation practices in the semi-arid west. II. A bioassay to determine the effect of land disturbance on endomycorrhizal populations. *American Journal of Botany* 66(1): 14-18.

Morales, V.J.A., P. Ortega-Larrocea y R. García. Cultivo monospórico de hongos micorrizicos arbusculares. En: J. Alvarez-Sánchez y M. Ata. *Técnicas de estudio de las asociaciones micorrízicas y sus implicaciones en la restauración*. Enviado junio del 2004.

Morton, J.B. 1996. Redescription of *Glomus caledonium* based on correspondence of spore morphological characters in type specimens and living reference culture. *Mycorrhizal* 6: 161-166.

Morton, J.B., J.D. Bever y F.L. Pflieger. 1997. Taxonomy of *Acaulospora gerdemannii* and *Glomus leptotichum*, synanamorphs of an arbuscular mycorrhizal fungus in Glomales. *Mycological Research* 101(5): 625-631.

Mosse, B. 1973. Advances in the study of vesicular-arbuscular mycorrhiza. En: Roland, B. 1994. Effect of indigenous arbuscular mycorrhizal endophytes on the development of six wild plants colonizing a semi-arid area in south-east Spain. *New Phytologist* 127: 115-121.

Ortega, L.M.P. 2001. Efectos del agua residual en la micorrización arbuscular. Tesis de Doctorado. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 150 pp.

Ortega, L.M.P., C. Siebe, G. Bécard, I. Méndez y R. Webster. 2001. Impact of a century of wastewater irrigation on the abundance of arbuscular mycorrhizal spore in the soil of the Mezquital Valley of Mexico. *Applied Soil Ecology* 16: 149-157.

Ortega, L.M.P. 2002. Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) spore abundance is affected by wastewater pollution in soils of Mezquital Valley in Central México. 676-681 pgs. In: D.E. Stott, R.H. Mohtar and G.C. Steinhardt (eds). Sustaining the Global Farm-Selected papers from the 10th International Soil Conservation Organization Meeting. International Soil Conservation Organization in cooperation with the USDA and Purdue University, West Lafayette, IN. CD-ROM available from the USDA-ARS National Soil Erosion Laboratory, West Lafayette, IN.

Pawlowska, T., D. Douds y I. Charvat. 1999. *In vitro* propagation and life cycle of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus etunicatum*. *Mycological Research* 103(12): 1549-1556.

Perry, D., M. Amaranthus, J. Borchers y R. Brainerd. 1989. Bootstrapping in ecosystem. *New Phytologist* 127:115-121.

Reeves, B., D. Wagner, T. Moorman y J. Kiel. 1979. The role of endomycorrhizae in revegetation practices in the semi-arid west. *American Journal of Botany* 66:6-13.

Roland, B. 1994. Effect of indigenous arbuscular mycorrhizal endophytes on the development of six wild plants colonizing a semi-arid area in south-east Spain. *New Phytologist* 127: 115-121.

Rzedowsky, J. 1978. *Vegetación de México*. Limusa. México. 237-261 pp.

Vinord, B., M. Arnaud, V. Furlan y J.A. Fortin. 1999. Colonization potential of *in vitro*-produced arbuscular mycorrhizal fungus spores compared with a root-segment inoculum from open pot culture. *Mycorrhiza* 8: 335-338.

Walker, C. 1997. Methods for culturing and isolating arbuscular mycorrhizal fungi. Personal Notes, Biological Research and Imaging Laboratory.

Walker, C., M. Vestberg. 1994. A simple and inexpensive methods for producing and maintaining closed pot cultures of arbuscular mycorrhizal fungi. *Agricultural Science in Finland* 3: 233-240.