



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

CARRERA DE BIOLOGÍA

AISLAMIENTO Y DETERMINACIÓN DE HONGOS
MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EN SUELOS
AGRÍCOLAS SALINOS DE SAN ANDRÉS MIXQUIC,
DELEGACIÓN TLÁHUAC.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

B I O L O G O

P R E S E N T A

CESAR NUÑEZ CORONADO

DIRECTOR DE TESIS: Dra. ROSALVA GARCÍA SANCHEZ



MÉXICO D.F

Febrero, 2013

“El guerrero invencible no es aquel que ha ganado mil batallas, sino el que se ha vencido a sí mismo”

Dedicatorias

A Dios:

Por darme la sabiduría y la oportunidad de estar aquí.

A mis padres, Alicia Coronado Jurado y Ricardo Cesar Núñez Pineda:

Cuando nací, mis padres eran quienes aplaudían mis logros. Cuando me iba haciendo mayor, eran una figura que me enseñaba la diferencia entre el mal y el bien. Durante mi adolescencia eran la autoridad que ponía límites a mis deseos. Ahora que soy adulto, son los mejores consejeros y amigos que tengo. Gracias por este regalo invaluable papá y mamá, los amo.

A mis hermanos, Gabriel, Sergio y Betsabel:

Con quienes he jugado, peleado y convivido a lo largo del tiempo que hemos pasado juntos.

A mis abuelos, Benjamín (†) , Florentino (†), Ofelia y Teresa:

Que siempre estuvieron para cuidarme y animarme en los momentos difíciles de mi vida.

A mi esposa, Jaqueline:

A quien amo y agradezco el apoyo, el amor infinito, sus consejos incondicionales en las buenas y malas.

Con mucho cariño a toda mi familia

Agradecimientos

A la Universidad Nacional Autónoma de México

Por la oportunidad de realizar mis estudios en esta gran institución.

A la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza

Por el espacio y el apoyo para mi formación académica.

A los profesores de la facultad:

Por haber colaborado con sus enseñanzas y consejos que fueron importantes para mi formación.

A la Dr. Rosalva García Sánchez:

Por el apoyo y el esfuerzo brindado para la realización de esta tesis.

Al Biol. Eduardo Chimal Sánchez:

Por su ayuda en la determinación taxonómica de los hongos micorrízicos arbusculares.

A los Biol. Carlos Romero y Luis Gerardo Pérez:

Por el apoyo brindado en los análisis físicoquímicos realizados en el laboratorio de la SEDEREC.

ÍNDICE

No.	Título	Página No.
I.	Resumen	1
II.	Introducción	2
III.	Marco teórico	4
3.1.	Esporas	4
3.2.	Germinación de esporas	6
3.3.	Clasificación de las micorrizas	6
3.4.	Las micorrizas arbusculares (MA)	8
3.5.	Taxonomía de los hongos micorrízicos arbusculares	9
3.6.	Ciclo de vida de los hongos formadores de micorriza arbusculares	11
3.7.	Fisiología del estrés abiótico en plantas	15
3.8.	Aplicación de las micorrizas arbusculares (MA) en la agricultura	17
3.9.	Concepto y criterio de suelo salino	17
3.10.	Factores que contribuyen a la formación del suelo salino	18
3.11.	Características químicas de los suelos salinos	18
3.12.	Clasificación de los suelos con problemas de sales	19
3.13.	Salinidad	20
3.14.	La presencia de hongos micorrízicos arbusculares en suelos salinos	23
IV.	Hipótesis	24
V.	Objetivo general y particulares	24
VI.	Descripción de la zona de estudio	24
6.1.	Orígenes de San Andrés Mixquic	24
6.2.	Origen geológico del valle de Chalco	25
6.3.	Ubicación y características de San Andrés Mixquic	25
6.4.	Clima	27
VII.	Métodos	27
7.1.	Toma de muestras	27
7.2.	Métodos de análisis de suelos	28
7.3.	Propagación de los hongos micorrízicos arbusculares	28
7.4.	Extracción y evaluación de la densidad de esporas de los HMA	29
7.5.	Elaboración de preparaciones permanentes para la determinación taxonómica de hongos micorrízicos arbusculares	29
7.6.	Porcentaje de colonización radical	30
7.7.	Análisis estadísticos	30
VIII.	Resultados	31
8.1.	Determinación de las propiedades, salinidad y/o sodicidad de los suelos en los sitios estudiados en el pueblo de San Andrés Mixquic.	31
8.2.	Análisis estadístico de las propiedades químicas del suelo	35
8.3.	Evaluación de la riqueza y densidad de esporas de HMA presentes en los sitios de estudio.	37
8.4.	Propagación de los HMA provenientes de los suelos agrícolas salinos y/o sódicos en condiciones de invernadero mediante cultivos trampa.	42
8.5.	Evaluación del porcentaje de colonización micorrízica en plantas herbáceas que crecen espontáneamente en suelos agrícolas salinos y/o sódicos.	43
IX.	Discusión de resultados	54
X.	Conclusiones	61
XI.	Referencias	63
XII.	Anexo I	75
XIII.	Anexo II	80

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro No.	Título	Página No.
1	Clasificación de los Hongos Micorrízicos Arbusculares.	11
2	Clasificación de suelo y las características que promueven la salinidad o sodicidad.	22
3	Métodos que se emplearán en el análisis físico y químico del suelo.	28
4	Propiedades físicas y químicas de los suelos del Ejido.	31
5	Propiedades físicas y químicas de los suelos del Barrio San Agustín.	32
6	Propiedades físicas y químicas de los suelos del Barrio San Miguel.	33
7	Propiedades físicas y químicas de los suelos del Barrio Los Reyes.	34
8	Análisis estadístico de las propiedades del suelo de los sitios de estudio.	37
9	Resumen de los HMA encontrados en los sitios de estudio.	38
10	Especies de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) por localidad, abundancia, abundancia relativa y diversidad en los sitios de estudio.	39
11	Listado y descripción de especies de hongos micorrízicos arbusculares.	40
12	Especies herbáceas recolectadas en los sitios de estudio.	43
13	Especies herbáceas más abundantes en estos sitios de estudio.	44

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura No.	Título	Página No.
1	Géneros de las familias Acaulosporaceae, Entrophospora y Gigasporaceae.	5
2	Tipos de micorrizas y simbiontes implicados es su formación.	7
3	Esquema de las diferentes etapas de la colonización de las raíces por un hongo micorriza arbuscular.	12
4	San Andrés Mixquic y sus barrios.	26
5	Análisis estadístico del número de esporas en los suelos de los sitios de estudio con una significancia de $p < 0.05$.	37
6	Asociaciones simbióticas que establecen las distintas especies herbáceas y las distintas especies de hongos micorrízicos del sitio Barrio Los Reyes.	50
7	Asociaciones simbióticas que establecen las distintas especies herbáceas y las distintas especies de hongos micorrízicos del sitio Barrio San Agustín.	51
8	Asociaciones simbióticas que establecen las distintas especies herbáceas y las distintas especies de hongos micorrízicos del sitio Barrio San Miguel.	52
9	Asociaciones simbióticas que establecen las distintas especies herbáceas y las distintas especies de hongos micorrízicos del sitio Ejido.	53

ÍNDICE DE FOTOGRAFÍAS

Fotografías No.	Título	Página No.
1	Residuos sólidos en los canales de Mixquic.	26
2	Sitios de la zona de estudio llamada Ejido.	31
3	Sitios de la zona de estudio llamado Barrio de San Agustín.	32
4	Sitios de la zona estudio llamado Barrio de San Miguel.	33
5	Sitios de la zona de estudio llamado Barrio de Los Reyes.	34

I. RESUMEN.

De origen prehispánico, la chinampa es un sistema artificial de tierras de cultivo que se caracteriza por ser de explotación agrícola intensiva en equilibrio con el ecosistema que lo soporta. En la actualidad estos sistemas de producción están desapareciendo rápidamente por la sobrepoblación humana y la mala planificación urbana, además de las prácticas agrícolas inadecuadas que dañan al suelo y los microorganismos que habitan en él, a esto hay que sumarle el continuo uso de agua tratada proveniente de plantas tratadoras de aguas residuales, lo que conlleva a la rápida salinización o sodificación de los suelos. El presente trabajos se desarrolló en el pueblo de San Andrés Mixquic el cual es uno de los últimos lugares junto con Xochimilco en donde quedan aun chinampas con suelos agrícolas. Mixquic esta conformado por 4 barrios y una zona Ejidal, en tres de los cuatro barrios y en la zona Ejidal se eligieron terrenos que no hubiesen sido cultivados en los dos años previos, uno de los barrios esta muy poblado y no quedan terrenos de cultivo por lo que no fue considerado en el estudio. El objetivo fue determinar la presencia de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en estos suelos los cuales presentan problemas de salinidad. Asimismo, se evaluaron las propiedades físicas y químicas del suelo, se determinó la riqueza taxonómica de HMA y el porcentaje de colonización radical de las especies herbáceas que crecen bajo estas condiciones. También se busco generar un inoculó para ser utilizado con fines agrícolas. Los géneros de hongos micorrízicos arbusculares encontrados son: *Glomus* y *Entrophospora* los cuales estuvieron presentes en todos los sitios estudiados. Todas las especies herbáceas recolectadas estuvieron colonizadas por HMA entre el 17% y 71%, la densidad de esporas fue de 75 a 168 en 100 g de suelo seco. Se identificaron las especies de HMA: *Entrophospora infrequens*, *Glomus aggregatum*, *Claroideoglomus claroideum*, *C. etunicatum*, *Funneliformis geosporus* y *F. mosseae*; no se logró producir un inoculó con fines agrícolas, los suelos fueron salinos-sódicos ya que tienen características de $\text{pH} < 8.5$ característico de suelos salinos, conductividad eléctrica menor a 4 dSm^{-1} y porcentaje de sodio intercambiable mayor al 15% característico de suelos sódicos, lo que sugiere que los HMA encontrados en estos sitios toleran estos contenidos de salinidad y sodicidad, y logran perpetuarse colonizando a las plantas herbáceas presentes, lo que dificultó su masificación en condiciones de invernadero de los HMA.

II. INTRODUCCIÓN

Los hongos juegan un papel importante en el establecimiento y mantenimiento de los ecosistemas a través de las múltiples relaciones que mantienen con las especies vegetales. Los hongos micorrízicos interactúan con otros microorganismos del suelo y son un enlace clave entre suelo y la raíz de las plantas (Hodge, 2000; Marx, 2004), de tal manera que su influencia ha sido demostrada en la conservación de los suelos y en el desarrollo eficiente de las plantas hospederas. Además, recientemente se ha propuesto que los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son capaces de determinar la biodiversidad de plantas y la productividad de los ecosistemas (van der Heijden *et al.*, 1998). Los HMA y las plantas forman una simbiosis micorrizica que es una interacción biotrófica que merece una investigación más profunda ya que puede mantener los ecosistemas de manera sostenible. Uno de los problemas de los hongos micorrízicos arbusculares, es la característica de ser un simbiote obligado y propagarse solo en simbiosis con las raíces de sus plantas hospederas, lo cual limita su manejo y aprovechamiento potencial por los beneficios que proporcionan a las plantas (Koide y Dickie, 2002).

Existen varias clases de micorrizas según el tipo de estructura que forman con la raíz de la planta. En las ectomicorrizas el hongo se desarrolla sobre la cubierta externa de la raíz, predominando en las especies forestales, y las endomicorrizas penetran hasta la estructura interna, frecuentes en las especies herbáceas, se puede decir que las micorrizas arbusculares son las de mayor importancia y las que están distribuidas en casi todos los ecosistemas terrestres, es difícil encontrar plantas que no estén colonizadas con estos hongos. Los propágulos (esporas, micelio y fragmentos de raíz colonizada) pueden colectarse en cualquier época del año en la rizosfera de las plantas hospederas anuales, perennes, herbáceas, leñosas y en todo tipo de suelos (González, 2004).

Los hongos micorrízicos generan modificaciones en la morfología del sistema radical durante el proceso de colonización, es de gran impacto en los mecanismos que mejoran la absorción de agua y adquisición de nutrimentos en las plantas que crecen en los sistemas naturales ó manejados. Esto pone de manifiesto el potencial que representa manipular los sistemas radicales en beneficio de las plantas (Hooker y Atkinson, 1992). En forma generalizada se considera que las micorrizas tienen posibilidades de mejorar el crecimiento de sus hospederos en suelos donde el estado nutrimental es deficiente (Gianinazzi-Pearson y Gianinazzi, 1981).

La diversidad de los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en México, ha sido poco estudiada, y es probable que sea una de las más grandes del mundo, principalmente por la gran variedad de biomas que se presentan en nuestro territorio (Varela y Trejo, 2001). Los HMA presentes en todos los ecosistemas agrícolas, pueden representar el segundo componente en biomasa, favoreciendo el desarrollo de las especies vegetales (Varela y Estrada-Torres, 1997), así mismo se ha mencionado la necesidad de realizar la identificación de las diferentes especies de los HMA aislados de los suelos salinos en los diferentes estados de la República Mexicana (Varela y Trejo, 2001).

La salinidad es uno de los principales factores abióticos que limitan la producción agrícola en muchas áreas del mundo afectando tanto a plantas como a los microorganismos de la rizósfera. Los hongos micorrízicos forman parte de los microorganismos del suelo afectados ya que influyen en su desarrollo, germinación de esporas, esporulación, desarrollo de hifas, composición, población y en la formación micorrízica en general. La salinidad en forma natural está ampliamente distribuida en los suelos del mundo y esta se incrementa a medida que se presentan cambios climáticos mayores y erosión (Fitzpatrick *et al.*, 1994). La colonización de la micorriza arbuscular es reportada como la responsable en el incremento del crecimiento de varias especies de plantas en suelos con acumulación de sales, pero este efecto puede ser comúnmente atribuido al beneficio que proporciona cuando existe una deficiencia de fósforo en los suelos (Azcón y El-Atrach, 1997). Uno de los atributos del fósforo en cuanto a la nutrición es que mejora el incremento de la producción en las plantas bajo condiciones salinas del suelo (Abbott y Robson, 1991).

Los suelos salinos y los sódicos son usualmente clasificados como “suelos afectados por las sales” (Fitzpatrick *et al.*, 1994). Estos suelos contienen suficientes niveles de sales solubles y/o sodio intercambiable que interfiere en el crecimiento de muchas plantas silvestres y cultivadas. Esta interferencia puede ser también atribuida a los efectos osmóticos, altos niveles de sales solubles, un desbalance nutricional, o causas tóxicas por iones específicos como son: cloruros, sodio, magnesio en altas concentraciones, raramente nitratos y potasio, afectando también la estructura y las características hidráulicas del suelo (Fitzpatrick *et al.*, 1994; Crecimanno *et al.*, 1995). Otra de las características de un suelo salino es que en la época de “secas” presentan dureza y costras blancas en la superficie del mismo (Churchman *et al.*, 1993), lo que trae como consecuencia un efecto negativo sobre la vegetación y por ende sobre las poblaciones microbianas en los suelos (Kimura *et al.*, 1992).

III. MARCO TEORICO

Etimológicamente, la palabra micorriza se ha formado del término griego “Mykos” (hongo) y del vocablo latino “Rhiza” (raíz). El término micorriza, cuyo significado literal es hongo - raíz, se aplicó por primera vez a las asociaciones que se establecen entre plantas terrestres y determinados hongos del suelo, fue descrito por el patólogo alemán Albert Bernard Frank en 1885 (Frank, 1885). Él estableció que es una asociación mutualista dados los beneficios que reportan para ambos participantes, y comprende la penetración radical por parte del hongo y la carencia de respuesta perjudicial hacia éste por parte de la planta hospedera.

Las micorrizas son tan antiguas como las propias plantas y se conoce su existencia desde hace más de 460 millones de años; estimándose que aproximadamente el 90% de las especies vegetales conocidas establecen de forma natural y constante este tipo de simbiosis (Hernández, 2001). Los hongos micorrízicos son los más estudiados y empleados en la actualidad, el hombre ha logrado aislar algunos de ellos y reproducirlos exitosamente convirtiéndolos en un gran aliado del productor agrícola y de personas que lo emplean con fines de restauración ecológica (Hernández, 2001).

3.1. Esporas

Los hongos formadores de micorrizas arbusculares no tienen fase de reproducción sexual conocida, pero sí son capaces de formar esporas de resistencia sobre hifas vegetativas. Dichas esporas son multinucleadas, el número de núcleos es muy variable dependiendo del hongo en cuestión, encontrando esporas con 72 núcleos por ejemplo en *Scutellospora castanea* (Hosny *et al.*, 1998), y otras con hasta 2600 como en el caso de especies de *Gigaspora* (Cooke *et al.*, 1987; Bécard y Pfeffer, 1993).

Las esporas son parte de los hongos que al no tener las condiciones óptimas para su desarrollo pueden entrar en una etapa de latencia, mediante el engrosamiento de su pared, hasta que las condiciones ambientales sean apropiadas para su desarrollo. Las esporas son los órganos de la reproducción asexual, su contenido es de lípidos y la taxonomía tradicional está basada en la descripción morfológica de las esporas (Figura 1).

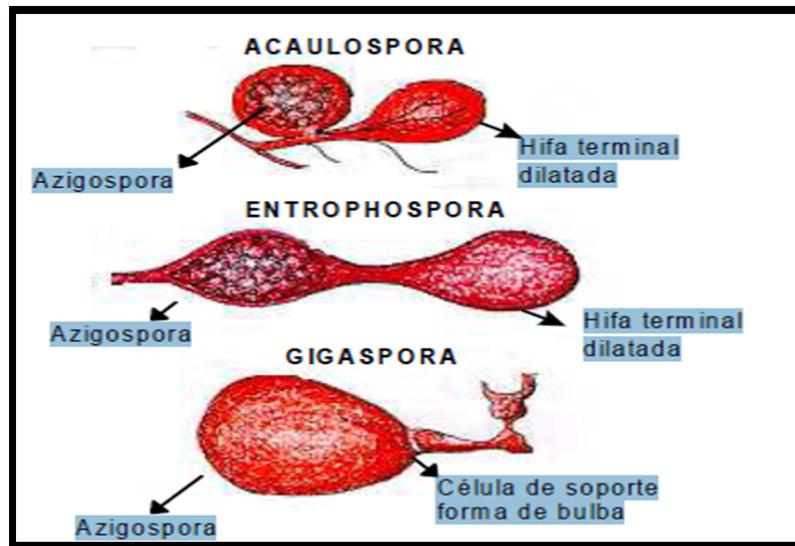


Figura 1. Géneros de las familias Acaulosporaceae, Entrophospora y Gigasporaceae (Tomado de Escobar *et al.*, 1998).

Las esporas son producidas rápidamente en presencia de una planta hospedera, de manera que a los 4 ó 6 meses son producidas miles de nuevas esporas del mismo tipo. Las esporas son formadas en el micelio extraradical o agregadas en estructuras más o menos bien definidas llamadas esporocarpos. Aunque, en algunas especies las características de los esporocarpos son importantes, es la morfología de las esporas la que se utiliza principalmente para la identificación taxonómica. Las esporas difieren en forma, estructura, contenido citoplasmático, color tamaño, pared, vía de germinación, morfología de esporas secundarias y presencia o ausencia de esporocarpos (Mosse *et al.*, 1981; Morton y Benny, 1990).

El fenotipo de la espora es el resultado de procesos de desarrollo completamente diferentes de aquellos del talo, por lo que la espora es considerada autónoma en forma y función por algunos investigadores. Sin embargo, el tubo germinal de la espora puede originarse a partir de una red hifal filamentosa, arbusculos, vesículas o células accesorias (Morton *et al.*, 1995b).

La función de la espora es llevar la información genética a nuevos hábitats e iniciar nuevos individuos espacialmente separados del organismo parental (Lloyd-MacGilp *et al.*, 1996; Rosendahi y Taylor, 1997; Zezé *et al.*, 1997). Las esporas de la endomicorriza son de tamaño grande su forma puede ser globosa, elíptica, ovoide, reniforme, claviforme o irregular, además de poseer una gran gama de colores que ayuda también a su identificación. Algunas especies forman esporocarpos mientras que otras forman esporas solas, ya sea en el interior o exterior de la raíz, las esporas extra-radicales son producidas por las hifas gruesas del micelio externo (Reddell *et al.*, 1997).

3.2. Germinación de las esporas

La germinación de la spora es una parte integral del ciclo de vida del hongo MA y las características de la germinación tienen gran importancia en la taxonomía, por ejemplo es usado para distinguir entre los géneros *Gigaspora*, *Scutellospora* y *Acaulospora*.

Recientemente se ha demostrado que los microorganismos del suelo contribuyen a la germinación de esporas de los hongos, la colonización de la raíz, la esporulación y el crecimiento de la planta colonizada. Se han realizado estudios sobre germinación de esporas y los resultados que se tienen mencionan que la salinidad reprime el crecimiento de las plantas esto es consecuencia de la inhibición de la germinación de esporas o la inhibición de la colonización de la raíz de la planta. Los hongos micorrízicos arbusculares contribuyen significativamente en la productividad de los cultivos, ya que intervienen en el ciclo de nutrientes, especialmente del fósforo (P). Su efecto benéfico se atribuye a que: 1) permiten mayor exploración del volumen del suelo porque sus hifas aumentan el área de superficie de absorción, 2) acelera el movimiento del fósforo hacia la raíz debido a que las hifas aumentan la afinidad por el P, 3) solubilizan el P del suelo al liberar ácidos orgánicos y enzimas fosfatasas y 4) incrementan el almacenamiento del P absorbido (Harrison, 1997).

En los sistemas agrícolas la presencia de la micorriza arbuscular puede estar limitada en las plantas por las prácticas de manejo, incluyendo la rotación de cultivos, la aplicación de plaguicidas y el uso de fertilizantes, con una consecuente reducción del crecimiento de las plantas. La micorriza arbuscular puede contribuir a disminuir el efecto del estrés y la pérdida de la producción de las plantas en los suelos salinos, debido al incremento en la absorción del fósforo, lo que aumenta el crecimiento, así como por el efecto benéfico en el soporte del estrés por agua en las plantas, o por la combinación de esos efectos (Juniper y Abbott, 1993).

3.3. Clasificación de las micorrizas

Se pueden distinguir tres grupos fundamentales según la estructura de la micorriza formada: Ectomicorrizas o formadoras de manto; Ectendomicorrizas, que incluye Arbutoides y Monotropoides; y las Endomicorrizas, caracterizadas por la colonización intracelular del hongo, y que a su vez se subdividen en Ericoides, Orquidoides y Arbusculares (Read, 1999). Figura 2.

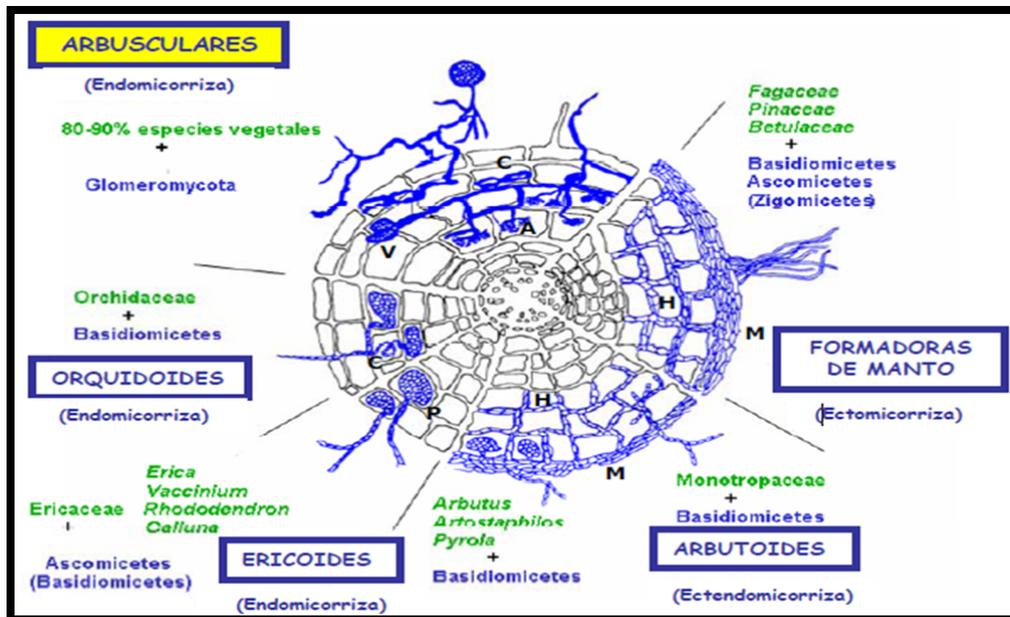


Figura 2. Tipos de micorrizas y simbiosis implicados en su formación. Se presenta en azul el desarrollo del micelio en cada tipo de micorriza. Leyenda: M= manto, H= red de Harting, P= agregados de hifas o “pelotones”, C= ovillos o “coils”, A= arbuscúlos, V= vesículas (Tomado de García, 2006).

Ectomicorrizas: apenas un 3% de las plantas conocidas forman este tipo de micorrizas, Este tipo de micorrización predomina entre los árboles de zonas templadas, se producen principalmente sobre especies forestales y leñosos, siendo especialmente característico en hayas, robles, eucaliptus y pinos. Se caracterizan porque desarrollan una espesa capa de micelio sobre la zona cortical de las raíces absorbentes de la planta las hifas del hongo no penetran en el interior de las células de la raíz, si no que se ubican sobre y entre las separaciones de éstas, formando una auténtica capa que las envuelve llamada manto, creciendo hacia el interior entre las células formando una zona llamada “red de Harting” Se pueden observar a simple vista.

Las ectomicorrizas en general son bastante específicas, lo que quiere decir que una especie de hongo solo puede vivir con una o unas pocas especies de plantas. Si bien un gran número de plantas pueden formar tanto endo como ectomicorrizas. Las ectomicorrizas en general sobreviven sólo durante cortos períodos de tiempo si no están sobre una raíz viva y además, aunque sus esporas pueden germinar sin contacto con una raíz, su crecimiento es muy limitado (2 a 10 días) y luego mueren; son además muy sensibles a factores ambientales.

Endomicorrizas: aproximadamente 96% de las plantas forman este tipo de micorrizas. Se han dividido en varios grupos, la más importante es la llamada micorrizas arbuscular, se ha encontrado en todos los continentes (excepto en la Antártica) y colonizan a una gran cantidad de especies vegetales. Son poco específicas, una especie puede infectar un gran número de plantas. Son mucho menos sensibles a las agresiones externas que las ectomicorrizas, sus esporas

germinan con facilidad aún alejadas de las raíces vivas. Estos hongos se caracterizan por colonizar intracelularmente el córtex radical, no forman manto externo que pueda verse a simple vista. Las hifas se introducen inicialmente entre las células de la raíz, pero luego penetran en el interior de éstas, formando vesículas alimenticias y arbusculos, dando origen al grupo de hongos micorrícicos más abundante que se conoce hoy en día. Existen también algunas familias de plantas que forman tanto endo como ectomicorrizas; por ejemplo Salicaceae, Junglandaceae, Tilicaceae, Mirtaceae, Caesalpinaceae.

A este grupo se las conoce también como micorrizas arbusculares (HMA) los cuales constituyen la simbiosis más extendida sobre el planeta. Los hongos que la forman pertenecen a la división Glomeromycota y se asocian a todo tipo de plantas, aunque predominan en herbáceas y gramíneas, abundan en suelos pobres como los de las praderas y estepas, la alta montaña y las selvas tropicales.

Orquidoideas o micorrizas de ovido: Son micorrizas de orquídeas, los cuales son imprescindibles para su desarrollo y vida juvenil. Una vez que la planta crece y fotosintetiza en la fase adulta generalmente se independiza del hongo.

Ericoides: Son del tipo más sencillo y simple, se forman con raíces muy simples e hifas que penetran en las células para formar ovidos.

Ectendomicorrizas: Presentan características intermedias entre las Ectomicorrizas y las Endomicorrizas, pues presentan manto externo, como las ectomicorrizas, pero también penetran en el interior de las células, como las endomicorrizas y no existen vesículas ni arbusculos. Este grupo se presenta tanto en Basidiomycota como Ascomycota y son más abundantes en angiospermas que en gimnospermas. Su distribución es restringida.

Arbutoides: Presenta un manto externo junto con hifas que penetran a las células para formar rulos, es característica en la familia vegetal Arbutioideae.

Monotropoides: La forma de penetración en las células es diferente, diferenciada apenas por la forma de penetración de las hifas a las células radicales, es característica en las plantas aclorofilas.

3.4. Las micorrizas arbusculares (MA)

La simbiosis micorrízica arbuscular, formada entre hongos del suelo y las plantas vasculares tiene una larga historia, con registros fósiles que ponen de manifiesto la existencia de los hongos micorrícicos arbusculares en las raíces de las primeras plantas terrestres de 400 millones

de años (Remy *et al.*, 1994). Sin embargo, estudios de secuencias y de fósiles de esporas, datan la existencia de las micorrizas arbusculares incluso a una fecha anterior a más de 460 millones de años, lo que sugiere un papel importante de estos hongos en la transición de la vida acuática a la terrestre de las plantas (Simon *et al.*, 1993; Redecker *et al.*, 2000). Hoy en día, la capacidad de formar este tipo de asociaciones esta ampliamente distribuida por todo el reino vegetal incluyendo angiospermas (al menos el 80% son capaces de formar simbiosis micorrízico arbuscular), gimnospermas, pteridofitos, y algunos briofitos (Newman y Reddell 1987; Smith y Read 1997). Solo algunas familias, entre ellas las Cruciferae, Fumariaceae, Chenopodiaceae, Urticaceae y Polygonaceae, poseen especies que normalmente no forman este tipo de simbiosis (Trappe, 1986).

Este tipo de micorrizas se encuentra en condiciones naturales en la mayoría de los cultivos tropicales y subtropicales de interés agronómico (Sieverding, 1991). Los vegetales asociados a los mismos se benefician por el incremento en la toma de nutrientes como, nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio, azufre, cobre, molibdeno, hierro y manganeso, pues el hongo funciona como una extensión del sistema radical de la planta, facilitando a través de su red de hifas una mayor absorción de éstos en el suelo (Read, 1999). En esta asociación el componente fúngico de la simbiosis se nutre de los carbohidratos almacenados en las células mesodérmicas en formas sencillas de fructosa, glucosa y sacarosa y de los exudados radicales de las plantas. Además la planta recibe otros beneficios de la asociación, las MA realizan las importantes acciones en los sistemas suelo-planta: (1) mejora el enraizamiento de las plantas (producción de fitohormona), (2) mejora la estructura del suelo (formación de agregados hidroestables), (3) protege a la planta frente a estreses bióticos (patógenos) y abióticos (salinidad, sequía, estado de deficiencia o exceso en nutrientes, exceso de metales pesados, degradación del suelo), y (4) favorece la diversidad de las comunidades de plantas y la sucesión vegetal (ya que cada planta muestra un nivel de compatibilidad mayor con determinados hongos micorrízicos, por lo que la conservación de la diversidad de estos hongos, beneficia la diversidad y sucesión de las plantas). (Jeffries *et al.*, 2003; Ruiz-Lozano, 2003; Lum y Hirsch, 2003; Rillig, 2004; Vander Heijden, 2004; Govindarajulu *et al.*, 2005; Barea *et al.*, 2005b y 2008; Pozo y Azcón-Aguilar, 2007; Smith y Read, 2008; González-Guerrero *et al.*, 2009).

3.5. Taxonomía de hongos micorrízicos arbusculares

Los estudios con HMA se han enfocado principalmente en determinar la respuesta de la planta a la micorriza sin considerar detenidamente al endófito, dando la impresión de que estos hongos son funcionalmente equivalentes (Abbot y Robson, 1991), ya que incluso una morfoespecie puede asociarse con un gran número de plantas. Sin embargo, se ha demostrado que estos hongos tienen una gran diversidad fisiológica y probablemente han desarrollado adaptaciones

específicas a las condiciones ambientales y edáficas en las que se desarrollan. Se ha observado que las plantas micorrizadas se benefician en diferente magnitud dependiendo de los HMA que las colonicen (Smith y Jakobsen, 2000, García-Sánchez 2011).

Los hongos formadores de micorrizas arbusculares fueron inicialmente clasificados dentro de la División Eumycota, en la clase de los Zygomycetos, que se caracterizan por formar filamentos llamados hifas, en cuyo interior viajan muchos núcleos por un citoplasma común, debido a que no hay paredes celulares, es decir son cenocíticos, sin septos y cuyo componente estructural de la pared celular es la quitina (Alarcón, 2001; Reyes, 2002). Actualmente el uso de nuevas técnicas que involucran secuenciación de ADN, determinaciones de perfiles de ácidos grasos, reacciones inmunológicas hacia anticuerpos monoclonales específicos han permitido que autores como Morton y Redecker (2001) los reclasificaran en dos nuevas familias y dos nuevos géneros, quedando de la siguiente forma: dos subórdenes Glomineae y Gigasporineae, cinco familias: Paraglomaceae, Archaeosporaceae, Glomaceae, Acaulosporaceae y Gigasporaceae y siete géneros: *Paraglomus*, *Archaeospora*, *Glomus*, *Entrophospora*, *Acaulospora*, *Gigaspora* y *Scutellospora*.

Para el mismo año Schüßler *et al.*, (2001) publicaron un análisis filogenético por secuenciación genética de la subunidad pequeña del ribosoma (SSU rRNA), donde se propuso una nueva clasificación y el grupo fúngico fue removido del grupo polifilético Zygomycota, y se colocó en un nuevo phylum monofilético: Glomeromycota. Se establecieron tres nuevos ordenes: Archaeosporales, Paraglomales y Diversisporales (Schüßler y Walker, 2004).

Con estudios más recientes de análisis filogenéticos Schüßler y Walker (2010) han propuesto nuevas familias y géneros, han ubicado a las especies para las que la identidad molecular es aún desconocida como “especies de posición incierta” en la jerarquía taxonómica y el listado de estas en su género original (Cuadro 1).

Cuadro 1. Clasificación de los Hongos Micorrízicos Arbusculares (Schüßler y Walker 2010).

Phyllum: Glomeromycota Clase: Glomeromycetes

Ordenes (4)	Familias (11)	Géneros (17)
Glomerales	Glomeraceae	<i>Glomus</i> <i>Funneliformis</i> (anteriormente <i>Glomus</i> Grupo Aa, 'Clado <i>Glomus mosseae</i> ') <i>Rhizophagus</i> (anteriormente <i>Glomus</i> Grupo Ab, 'Clado <i>Glomus intraradices</i> ') <i>Sclerocystis</i> (basal en anterior <i>Glomus</i> Grupo Ab)
	Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus</i> (anteriormente <i>Glomus</i> Grupo B, 'Clado <i>Glomus claroideum</i> ')
Diversisporales	Gigasporaceae	<i>Gigaspora</i> <i>Scutellospora</i> <i>Racocetra</i> (incluyendo <i>Racocetra weresubiae</i>)
	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i> (incluyendo el anterior <i>Kuklospora</i>)
	Entrophosporaceae	<i>Entrophospora</i> (Con clara afiliación filogenética)
	Pacisporaceae	<i>Pacispora</i>
	Diversisporaceae	<i>Diversispora</i> (incluyendo varias especies <i>Glomus</i> , eg. BEG47, recientemente tranferidos) <i>Otopora</i> (clara afiliación filogenética)
Paraglomerales	Paraglomeraceae	<i>Paraglomus</i>
Archaeosporales	Geosiphonaceae	<i>Geosiphon</i>
	Ambisporaceae	<i>Ambispora</i>
	Archaeosporaceae	<i>Archaeospora</i> (incluyendo la anterior <i>Intraspora</i>)

3.6. Ciclo de vida de los hongos formadores de micorrizas arbusculares

Se acepta que existen en el suelo tres formas de propágulos que se diferencian en su capacidad de supervivencia y potencial infectivo, las esporas son las formas de resistencia de estos hongos, los fragmentos de raíces micorrizadas de plantas preexistentes y por último, las redes de hifas que sobreviven en el suelo. Estos propagulos pueden mantener su capacidad infectiva incluso tras permanecer en el suelo seco durante varios meses (Tommerup y Abbot, 1981).

El ciclo de vida se inicia con la germinación de las esporas que los hongos micorrízicos producen de forma asexual, y que poseen un gran número de núcleos y de glóbulos lipídicos (Bécard y Pfeffer, 1993). Esta primera fase, es un proceso independiente de la presencia o no de la planta hospedera, requiriendo tan solo condiciones adecuadas de humedad y temperatura. El primer proceso que se da cuando germinan las esporas en condiciones favorables, es la formación de uno o varios tubos de germinación que pueden proliferar y formar un micelio que

se extiende de forma radical y errática a través del suelo en busca de una planta hospedera susceptible de ser colonizada (Giovannetti, 2000). La formación de los tubos de germinación van acompañados de una activación del metabolismo de la espora, provocando cambios en la estructura nuclear y la replicación del ADN (Sward, 1981; Bonfante-Falsolo, 1984). Como consecuencia de dicha replicación, durante la germinación el número de núcleos aumenta de los 800 a 2000 que hay en una espora en reposo, hasta casi 3000. En cuanto a aspectos metabólicos, en los primeros días de su desarrollo, el tubo de germinación consume trehalosa (Becárd *et al.*, 1991), pasando posteriormente a consumir triglicéridos (Beilby, 1980). También incrementa la actividad mitocondrial (Tamasloukht *et al.*, 2003) y la de sistemas enzimáticos como la H⁺ATPasa que es la principal responsable del transporte iónico, y cuya actividad esta localizada fundamentalmente en el ápice del tubo de germinación (Figura 3).

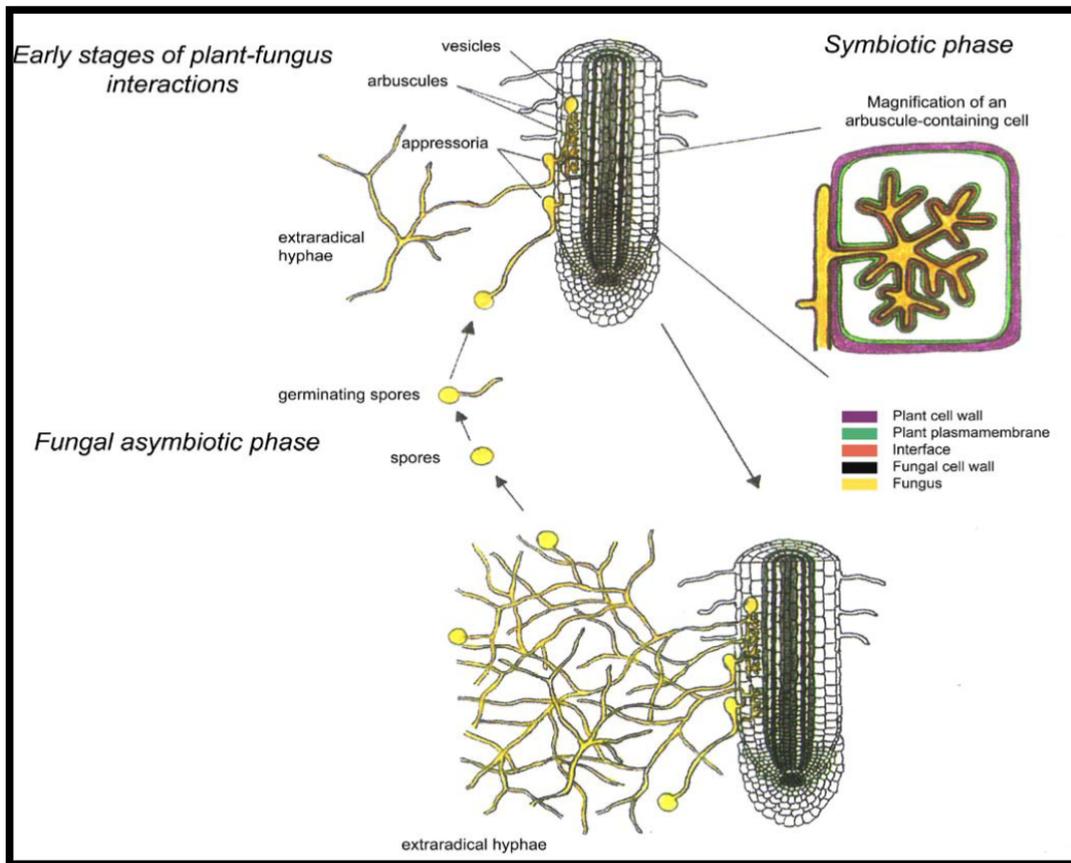


Figura 3. Esquema de las diferentes etapas de la colonización de las raíces por un hongo micorriza arbuscular (Tomado de Balestrini y Lanfranco, 2006).

Si las hifas del hongo tras la germinación no encuentran raíces de una planta susceptible de ser colonizada, se produce un micelio muy reducido, manteniendo el crecimiento tan sólo unos cuantos días tras la producción del tubo de germinación y, transcurrido este tiempo, el citoplasma de las nacientes hifas, se retrae hacia la espora entrando ésta de nuevo en reposo.

La espora tiene la capacidad para iniciar el proceso de germinación repetidas veces antes de degenerar definitivamente, por lo que iniciará nuevamente el proceso cuando las condiciones vuelvan a ser favorables (Azcón-Aguilar *et al.*, 1998; Bago *et al.*, 1999).

La presencia de raíces micotróficas, o de los exudados radicales que éstas producen, promueven un mayor desarrollo del micelio, aumentando especialmente su grado de ramificación (Gianinazzi-Pearson *et al.*, 1989; Becard, 2004). La estimulación antes mencionada, no se produce cuando en las inmediaciones del naciente micelio se encuentran raíces de plantas no hospederas, o cuando los exudados proceden de plantas no micotróficas en cuyo caso, algunas veces se han mostrado efectos inhibitorios (Giovannetti, 1994; Vierheilig *et al.*, 1996). Una vez que el hongo encuentra una raíz susceptible de ser colonizada, éste experimenta una notable estimulación que se manifiesta en una abundante proliferación del micelio, y sobre todo en un aumento de la ramificación, aumentando así sus posibilidades de contacto con la raíz (Giovannetti, 1993). Cuando ese contacto se produce, el hongo se adhiere a la raíz y forma un apresorio sobre la epidermis de la misma, formándose así la estructura de precolonización a partir de la cual, dos o tres días después, se iniciara la penetración del hongo en la raíz de la planta (Giovannetti, 1993; Jolicoeur, 1998). Se acepta, que los sitios más habituales de penetración coinciden con los lugares más activos de la raíz, posiblemente porque la exudación radical es más abundante en estas zonas. El hongo micorrízico no penetra por heridas ni coloniza raíces muertas. Los apresorios que forman los hongos micorrízicos arbusculares son simples, estructuras no melanizadas. Se ha sugerido, que la producción localizada de enzimas pectinolíticas y celulolíticas del hongo que degradan la pared celular de la planta lo justo para desorganizarla y no destruirla, junto al desarrollo de una presión física, podrían ser los mecanismos responsables de la entrada de las hifas en la raíz (García-Garrido, 2000; Bonfante-Fasolo, 1992).

Las señales que dirigen la formación de apresorios en la simbiosis micorrízico arbuscular son aún desconocidas. Dichas señales deben estar basadas en una activación del programa genético, tanto del hongo como la planta, existiendo un intercambio de señales entre ambos simbioses (Requena *et al.*, 2003).

Una vez que la hifa colonizada ha superado las primeras capas de células de la raíz, el hongo micorrízico coloniza el córtex de la misma constituyendo un micelio intrarradical que se ramifica intercelularmente, sin invadir endospermos ni meristemas. La colonización del córtex, puede desarrollarse siguiendo dos patrones distintos: tipo Arum o Paris, dependiendo de la estructura de la raíz. Las micorrizas de tipo Arum que son las más descritas en la bibliografía, se caracterizan porque las hifas del hongo se extienden por los espacio intercelulares del córtex, formando a intervalos regulares, pequeñas ramificaciones laterales que penetran las paredes celulares y se ramifican dicotómicamente de forma repetida en hifas con un diámetro cada vez menor, para dar lugar a las estructuras más características de la simbiosis, los arbusculos. Las

micorrizas tipo Paris, están presentes en especies vegetales como Ginkgo, Taxus y otras especies con una característica en común, que apenas si tienen espacios intercelulares, con lo que la formación de hifas entre las células están muy limitada, por lo que la colonización se extiende de célula a célula formando bucles, en los que se producen pequeñas ramificaciones a modo de arbusculos.

En cada célula sólo puede formarse un arbusculo, que recibe este nombre porque su estructura recuerda a la de un pequeño árbol con un tronco y ramificaciones. La formación de los arbusculos lleva consigo una alteración de la célula vegetal manifestada principalmente por la deformación y proliferación del plasmalema para acomodar el arbusculo (Alexander y Weber, 1988). Las hifas del hongo no penetran en el plasmalema de la célula hospedera, sino que se produce una invaginación de este que rodea las ramas del arbusculo. Así, la interfase entre los dos simbiontes queda en esencia constituida por el plasmalema de la célula hospedera o membrana periarbuscular, una matriz interfacial, la pared celular del hongo es muy precaria a nivel de las hifas más finas del arbusculo, y su membrana plasmática (Balestrini y Hahn 1996; Bonfante, 2001). La barrera que se supone entre las paredes de ambos simbiontes, queda por lo tanto reducida al mínimo (Gianinazzi-Pearson, 1991).

El propio hongo, también experimenta cambios en su estructura cuando se produce la colonización intraradical, el cambio más señalado es la progresiva reducción del grosor de la pared celular a medida que se producen las ramificaciones dicotómicas más finas, pasando de unos 500nm de grosor en las hifas intercelulares, a los 50nm descritos en los ápices de los arbusculos (Bonfante-Falsolo, 1992). Los arbusculos tienen una vida media muy breve, aproximadamente 7 días (Alexander y Weber, 1988), transcurridos los mismos, los arbusculos degeneran y la célula cortical recupera su morfología previa a la colonización, e incluso puede ser colonizada de nuevo.

Algunas especies de hongos pueden formar también otro tipo de estructuras durante su colonización intraradical, como las llamadas vesículas, estructuras globosas con un alto contenido en lípidos y que parecen constituir un órgano de reserva de nutrientes (Barea, 1991). Estas vesículas no son efímeras como los arbusculos, sino que desde que aparecen van madurando pudiendo en algunas ocasiones, llegar a convertirse en esporas del hongo. Esta transformación de vesículas en esporas, podría estar ligada a situaciones de estrés para la micorriza, o a la muerte inminente de la planta.

Simultáneamente, al desarrolló del hongo en el interior de la raíz en el suelo crece una red de micelio formando lo que se denomina micelio externo o extraradical, principal responsable de la absorción de nutrientes minerales del suelo, que translocará a la planta. Por lo tanto, éste micelio, funciona como un sistema radical complementario, con una función fundamental en la adquisición de nutrientes y agua para la planta. Se estima que por cada centímetro de raíz micorrizada, se puede producir hasta un metro de hifas. Este micelio externo, aporta una

ventaja muy importante a las plantas, y es la de explorar microhábitats del suelo inaccesibles para las raíces. Sobre las hifas extraradicales, se pueden formar esporas de resistencia, con lo que se cierra el ciclo del hongo (Barea *et al.*, 2008).

3.7. Fisiología del estrés abiótico en plantas

Para comprender porqué las micorrizas benefician a las plantas, primero se tiene que comprender los tipos de estrés más comunes que experimentan las plantas y su influencia en el crecimiento y desarrolló, además de que la eficacia biológica se ve limitada.

Estrés abiótico: se define como un factor externo que ejerce una influencia negativa sobre la planta. Para medir el grado de estrés al cual está sometida una planta, se hace con relación a la supervivencia de la misma, el rendimiento de cultivo, el crecimiento (acumulación de biomasa) o los procesos de asimilación primaria que están relacionados con el crecimiento (incorporación de CO₂ y minerales). Las plantas reaccionan a las condiciones desfavorables, a la capacidad de hacer frente al estrés es conocida como tolerancia al estrés (también se emplea el termino resistencia al estrés). Existen dos conceptos importantes relacionados con la tolerancia: la adaptación y la aclimatación. La aclimatación es el aumento de la tolerancia como resultado de una exposición previa al estrés (la expresión génica juega un papel importante), mientras que la adaptación es el nivel de tolerancia al estrés determinado genéticamente y adquirido por un proceso de evolución. Las respuestas celulares al estrés incluyen muchos cambios en la planta tanto a nivel celular como a nivel bioquímico y molecular (López *et al.*, 1992).

Factores de estrés abióticos.

- Agua (estrés hídrico)
- Sales (estrés salino)
- Temperatura (estrés térmico)
- Exceso de luz
- Hipoxia/anoxia
- Estrés oxidativo
- Contaminantes medioambientales
- Herbicidas
- Metales pesados
- Contaminantes atmosféricos

De los factores de estrés abióticos se abordará con más detalle el salino.

Estrés Salino: de acuerdo con la capacidad de las plantas de crecer en un medio salino estas se clasifican en Halófilas o Glicófilas. Las plantas halófilas son tolerantes a altas concentraciones de NaCl. En las plantas Glicófilas que son la mayoría de las plantas cultivadas, la salinidad impone un estrés osmótico, iónico y oxidativo. La salinidad afecta al metabolismo de la planta así como su fisiología. Las investigaciones genéticas han sido de gran importancia para esclarecer los mecanismos de tolerancia para el estrés abiótico (Frank *et al.*, 2000).

Respuesta adaptativa para tolerar la salinidad

Las plantas interconectan tres aspectos de su actividad para efectuar una respuesta adaptativa frente a un estrés salino:

- Detoxificación -realizan una prevención o reparación del daño.
- Control de la homeostasis - frente a las nuevas condiciones de estrés, se reestablecen la homeostasis iónica y la osmótica.
- Control del crecimiento - este se reanuda pero con una tasa reducida.

- ❖ Detoxificación: Las especies reactivas del oxígeno (ROS) son las que causan este tipo de estrés. Las especies reactivas disparan la respuesta de detoxificación, complejas respuestas moleculares como la expresión de proteínas y la producción de osmolitos removiendo las ROS o previniendo el daño de las estructuras celulares. Se han producido mejoras genéticas a través de la detoxificación de manera que las plantas transgénicas sobreexpresan estas enzimas ligadas a la protección oxidativa. Las proteínas Kinasas juegan un papel importante mediando estas respuestas al estrés oxidativo. Existen una serie de osmolitos, entre ellos el manitol y la prolina, que actúan a nivel de la detoxificación oxidativa (Frank *et al.*, 2000).
- ❖ Homeostasis: El estrés salino rompe la homeostasis iónica ya que provoca un exceso tóxico de sodio (Na) en el citoplasma y una deficiencia de iones como el potasio (K). La entrada de Na al citoplasma es importante evitarla por la planta ya que el Na inhibe muchas enzimas. La planta compartimentaliza el Na en el citosol para prevenir la toxicidad salina así el Na puede ser usado como osmolito en la vacuola para ayudar a conseguir la homeostasis iónica. Esta estrategia es utilizada por las plantas halófilas. El clonado y caracterización de varios genes y sus productos (en *Arabidopsis*) ha permitido establecer una vía de señalización que regula la homeostasis iónica y la tolerancia a la salinidad. Un importante avance en el estudio de la tolerancia a la salinidad fue determinar con qué transportadores el Na⁺ entra a la célula, para encontrar la vía para bloquearla y así aumentar la tolerancia a la salinidad (Azcón-Bieto y Talón, 2003).

- ❖ Regulación del crecimiento: El estrés salino como la mayoría de los estreses que afectan a la planta inhibe su crecimiento. Como respuesta adaptativa de las plantas para sobrevivir al estrés por salinidad disminuyen su crecimiento (Azcón-Bieto y Talón, 2003).

3.8. Aplicación de las micorrizas arbusculares en la agricultura

La labranza y todas aquellas actividades que manipulan los primeros centímetros del suelo cultivable, producen la ruptura y disgregación del micelio externo de las micorrizas arbusculares. Debido a que este micelio contribuye sustancialmente en la formación de la estructura del suelo, su destrucción trae consecuencias indeseables para la infiltración y demás propiedades físicas del suelo (Miller y Jastrow, 2000). Por otra parte, la aplicación de fertilizantes químicos en dosis elevadas, además de los problemas de contaminación que suele provocar, inhibe la actividad de las MA. De hecho, su aplicación prolongada (especialmente en monocultivos) disminuye notablemente la presencia de las MA en los sistemas agrícolas, conllevando la pérdida de la diversidad de hongos micorrízicos presentes en el suelo y la selección de especies de MA menos mutualistas (Johnson, 1993; Johnson *et al.*, 1992). La aplicación de fungicidas y de plaguicidas con fines fitosanitarios también tiene efectos en las MA, los cuales no son fácilmente predecibles debido a la complejidad de interacciones que se establecen en la comunidad de organismos del suelo (Sieverding, 1991).

3.9. Concepto y criterio de suelo salino

Los suelos salinos y los sódicos son usualmente clasificados como “suelos afectados por las sales” (Fitzpatrick *et al.*, 1994). Estos suelos contienen suficientes niveles de sales solubles y/o sodio intercambiable que interfiere en el crecimiento de muchas plantas silvestres y cultivadas. Esta interferencia puede ser también atribuida a los efectos osmóticos, altos niveles de sales solubles, un desbalance nutricional, o causas tóxicas por iones específicos como son: cloruros, sulfatos, carbonatos, bicarbonatos, sodio, calcio, magnesio y raramente nitratos y potasio (Fitzpatrick *et al.*, 1994; Crecimanno *et al.*, 1995), afectando también la estructura y las características hidráulicas del suelo (Crecimanno *et al.*, 1995). Otra de las características de un suelo salino es que en la época de “secas” presentan dureza y costras blancas en la superficie del mismo (Churchman *et al.*, 1993) lo que trae como consecuencia un efecto negativo sobre la vegetación y por ende sobre las poblaciones microbianas en los suelos (Kimura *et al.*, 1992).

El pH es otro factor indicativo de un suelo con problemas de salinidad el cual esta relacionado con la presencia de minerales de carbonato donde se ejerce una mayor influencia en la química de un suelo. Los suelos sódicos mantienen los valores de pH elevados (>8), los cual esta en

función de los carbonatos y bicarbonatos presentes (Chorom y Rengasamy, 1997). Se considera como “suelo salino” a aquellos en que la conductividad del extracto de saturación es superior a 4 dSm^{-1} a 25°C .

3.10. Factores que contribuyen a la formación del suelo salino

Los factores que tienen mayor influencia en la formación de suelos salinos son: topografía, actividad biológica, condiciones climáticas, procesos geomorfológicos de sedimentación, erosión, redistribución de materiales; así como cambios en la hidrología superficial y subterránea, además de los disturbios humanos tales como: la labranza, el riego con agua de mala calidad y la fertilización química (Chang *et al.*, 1987; Pessarakli, 1991b).

Clima: la salinidad de los suelos ocurre generalmente en los climas cálidos de temperaturas mayores a 25°C y elevada evaporación, por lo tanto este es un factor muy importante que contribuye a la salinización de los suelos. Las elevadas temperaturas del ambiente aumenta la evaporación, la cual, no es la única causa de la formación de los suelos salinos cuando la evaporación es igual a la precipitación, la sal no es acumulable. Los cultivos pueden tolerar un mayor estrés salino si el clima es húmedo y frío que cuando es caliente y seco, aunque depende también de la etapa de desarrollo de la planta (Thellier *et al.*, 1988; Pessarakli, 1991b).

Topografía: los relieves en un suelo son de gran importancia para la formación de los suelos salinos, ya que el agua llega a estancarse y con altas temperaturas y al ocurrir la evaporación del agua, las sales se quedan en la superficie de estas zonas a consecuencia de un mal drenaje (Lax *et al.*, 1994).

Riego y drenaje: el riego con agua que contiene sales tiene una causa inevitable en el incremento de la concentración de sales en la zona radicular de las plantas, lo anterior depende de varios factores que incluyen la cantidad y calidad del agua de riego aplicada, el método de riego y un drenaje adecuado (Pessarakli, 1991b; Lax *et al.*, 1994).

Natural: Existen suelos salinos que se derivan de ambientes marinos y hay ciclos naturales de formación de suelos salinos que son: ciclos artesianos, limítrofes con los mares, continentales y antropogénicos (Pessarakli, 1991b).

3.11. Características químicas de los suelos salinos

Los suelos alcalinos se caracterizan por tener valores elevados de pH (>8), sodio intercambiable superior al 15% y bajo contenido de materia orgánica; así como baja cantidad de nitrógeno y una excesiva cantidad de sodio, cloruros y sulfatos (Robbins, 1993). El cloruro de sodio es la sal más común en el suelo, otras sales comunes incluyen calcio y magnesio.

Los suelos estudiados pertenecen a la parte lacustre sur del valle de México son de tipo Feozem háplico (Hh) y gleyico (Hg). Estos suelos clasificados por la FAO-UNESCO como “antroposoles”, son predominantemente lacustres y palustres, son suelos orgánicos, ricos en nutrientes y afectados por el nivel freático que fluctúa en función de la época de lluvia o estiaje; de color oscuro, grises o muy negros, por los altos contenidos de materia orgánica y humus, han demostrado a través del tiempo y desde épocas prehispánicas, que son muy fértiles, aunque fácilmente pueden salinizarse y tener altos contenidos de sodio por un mal manejo, (Aguirre, 2005).

La adecuada información sobre el estado físico de un suelo es de gran valor para su diagnóstico, manejo y recuperación. Las fracciones coloidales, como es el contenido de la materia orgánica y la arcilla, determinan las propiedades físicas del suelo. Tales propiedades son también afectadas por la composición de los cationes intercambiables, concentración de las sales y minerales de arcilla, lo cual está conectado directamente o indirectamente con el crecimiento del sistema radicular de los cultivos (Lima y Grismer, 1992).

Dentro de las características afectadas por la salinidad se tienen, la reducción de la permeabilidad del agua, disminución del espacio poroso, disminución de la penetrabilidad de las raíces. En presencia de excesos de sales solubles neutras, la fracción arcilla es floculada y los suelos presentan una estructura estable; además la permeabilidad del suelo al aire, al agua y otras características, son generalmente comparables con la de los suelos normales (Fitzpatrick *et al.*, 1994).

3.12. Clasificación de los suelos con problemas de sales

Tomando en cuenta la cantidad y el tipo de sales; Pessarakli (1991b), clasifica a los suelos que presentan dicho problema de la siguiente manera:

Suelos salinos

Estos suelos contienen una cantidad suficiente de sales neutras que afectan a los cultivos, desde la germinación de la semilla hasta el desarrollo de la planta. La CE es mayor a 4 dSm^{-1} , medido en extracto de saturación, pH menor que 8.5 y por ciento de sodio intercambiable (PSI) menor que 15%. La mayoría de este tipo de suelos son los más fáciles de recuperar, su estructura es buena, su permeabilidad y características de labranza son parecidas a las de suelos no salinos.

Se reconocen la presencia de costras blancas de sal en la superficie llamadas “álcali blanco” o “solonchaks”.

El tipo y cantidad de sales es muy variable. Los cloruros y sulfatos son los principales aniones solubles, el contenido de bicarbonatos es relativamente bajo y no se encuentra carbonato. El

contenido de sodio soluble supera la suma de Ca + Mg pero las relaciones de adsorción de sodio no son elevadas. Pueden estar presentes sales de baja solubilidad como el sulfato de calcio (yeso) y carbonatos de calcio y magnesio (caliza).

Suelo salino-sódico.

Este tipo de suelo se forma como resultado de los procesos combinados de salinización y acumulación de sodio. Su C.E es menor de 4 dSm⁻¹ a 25⁰C y el PSI mayor de 15. El pH rara vez es mayor de 8.5 cuando hay exceso de sales y el suelo está floculando.

Suelos sódicos

Son aquellos que tienen una concentración de sales solubles relativamente baja, pero son altos en PSI. Estos suelos presentan poca agregación, la mayoría impermeables y son muy pobres para el desarrollo de la mayoría de las plantas. Las condiciones de sodicidad tienden a desarrollarse en suelos de textura fina principalmente cuando se riega con aguas con altos contenidos de sodio y bajas cantidades de calcio y magnesio. La conductividad eléctrica del extracto es menor a 4 dSm⁻¹ a 25⁰C, el PSI es mayor de 15 y el pH varía entre 8.5 a 10. Se llama “álcali negro” o “solonetz”. La materia orgánica se dispersa y disuelta se deposita en la superficie debido a la evaporación provocando un oscurecimiento. Aquí si hay carbonatos junto a cloruros y bicarbonatos. El sodio es mucho mayor que el Ca + Mg.

3.13. Salinidad

En determinadas situaciones se produce una acumulación de sales en las capas superficiales del suelo, concretamente Na⁺ y Cl⁻ suelen aparecer en niveles elevados. Consecuentemente, las plantas crecidas en tales condiciones salinas muestran síntomas de toxicidad, deficiencias y desequilibrios nutricionales, así como dificultades en la captación del agua. El exceso de Cl por ejemplo disminuye la capacidad de la planta para la captación de NO₃⁻ y PO₄⁻; el de Na⁺ provoca desbalances en la asimilación de Ca⁺⁺ y Mg⁺⁺, lo cual se traduce en un descenso acusado de la tasa fotosintética (Azcón y El-Atrash, 1997).

Las propiedades del suelo salino inhiben o reducen la supervivencia de las plantas y su desarrollo, donde se incluye un pH desfavorable, el desbalance de iones esenciales y como consecuencia la alteración de la estructura del suelo, estos factores reducen la aireación y la capacidad de almacenar agua. Las probables causas de la toxicidad de la sal en varias plantas involucran a los efectos fónicos y osmóticos. Los efectos fónicos incluyen interferencias con iones esenciales y baja sobre todo la fotosíntesis. Los efectos osmóticos son asociados con la inhibición de la extensión de la pared celular ocasionando una plasmólisis y principalmente reduciendo el crecimiento de las plantas (Ruiz-Lozano y Azcón, 1996).

Numerosos estudios consideran la importancia de la simbiosis MA en el crecimiento y nutrición de las plantas desarrolladas en hábitats salinizados. Así se ha observado que la micorriza confiere a las plantas cierta tolerancia al efecto salino, con el consiguiente incremento de la producción, además se ha encontrado que las cantidades de betaína acumuladas en las plantas micorrizadas son mas bajas que en las de controles, a todos los niveles de NaCl ensayados, lo que indica una producción del estrés salino, el mecanismo por el cual este beneficio se consigue podría ser una mejora en la nutrición fosforada. Sin embargo el hecho de que la MA mejora también las relaciones hídricas y capacidad fotosintética, son factores a considerar en el efecto de la MA en condiciones de salinidad (Azcón y El-Atrach, 1997). Se ha atribuido también el incremento en las concentraciones de K^+ en plantas micorrizadas la explicación del papel de las MA frente al estrés salino, concretamente, se ha destacado que la micorriza induce una relación K^+/Na^+ más alta que en plantas no inoculadas, lo que resulta en una protección frente a dicho estrés. Algunos estudios han demostrado la importancia que tiene la inoculación con hongos MA sobre el crecimiento de las plantas en los suelos salinos, pero se tiene el problema de la información por ser muy escasa para documentar los efectos de la salinidad sobre el crecimiento del hongo. No esta clara si elevadas concentraciones de sales en el suelo limitan las poblaciones y la diversidad de hongos MA o bien si los procesos de pre colonización son afectados (Juniper y Abbott, 1993).

El ejido y chinamperia de San Andrés Mixquic, Tláhuac, D.F está afectado por la salinidad y/o sodicidad, reduciendo el potencial productivo y calidad de los productos agrícolas, aunado a los cambios climáticos.

El manejo agrícola trae consigo varios problemas ambientales entre los que destacan la excesiva aplicación de fertilizantes químicos que terminan contaminando los cuerpos de agua y causando su eutroficación. La adición de fertilizantes sin el análisis previo de las condiciones del suelo, además, puede conducir a un desbalance iónico de los mismos, con los consiguientes problemas para las plantas que viven en dicho suelo y sus micorrizas asociadas (Herrera-Peraza *et al.*, 1984). En las últimas décadas se ha intentado cambiar en el ámbito global los paradigmas de la producción agrícola que implicaban el uso intensivo de energía, maquinaria y sustancias químicas (la llamada revolución verde) por un nuevo concepto, el de la agricultura sustentable. De tal definición puede deducirse que el uso de las micorrizas podría ser una herramienta útil para acercarnos a una agricultura sustentable (Infante *et al.*, 1979; González, 2004). El efecto perjudicial del sodio sobre los cultivos es, en la mayoría de los casos, indirecto, debido a la influencia negativa que tiene este catión sobre la estructura del suelo. El sodio desplaza al calcio y al magnesio del complejo arcillo-húmico, provocando así la dispersión de las partículas del suelo, lo que provoca el desmoronamiento de la estructura del suelo. El suelo pierde su

capacidad de aireación y de infiltración. Además se produce la alcalinización del suelo, elevándose el pH por encima de 8.5.

La importancia de medir la Relación de Adsorción de Sodio (RAS) y el Porcentaje de Sodio Intercambiable (PSI) radica en que el ion sodio tiene por característica una fuerte tendencia a desestabilizar la estructura del suelo, causando anorexia en las plantas. (www.gatfertilizados.com/salinidad_cultivos.pdf).

Relación de Adsorción de Sodio (RAS), que se calcula según la ecuación:

$$RAS = Na^+ [(Ca^{2+} + Mg^{2+}) / 2]^{1/2}$$

Porcentaje de Sodio Intercambiable (PSI), que se calcula según la ecuación:

$$[Na^+] / [Ca^{2+}] + [Mg^{2+}] + [Na^+] + [K^+] * 100$$

El PSI expresa el porcentaje de Na⁺ respecto a los demás cationes adsorbidos. Se considera que un suelo puede sufrir problemas de sodicidad y dispersión de la arcilla cuando el PSI > 15%. (Bohn, 1993, (www.gatfertilizados.com/salinidad_cultivos.pdf)).

Los suelos que presentan un elevado PSI y alto contenido de sales solubles son clasificados como suelos salino-sódicos. Los indicadores químicos de salinidad de carácter global utilizados para la caracterización y el diagnóstico de la afectación por la salinidad son la CE, PSI (% Na⁺ intercambiable) y pH (Kochba *et al.*, 2004; Mueller *et al.*, 2004), cuyos parámetros permiten separar a los suelos afectados por salinidad en 3 grupos (Cuadro2):

Cuadro 2. Clasificación de suelo con base en las características que promueven la salinidad o sodicidad (Kochba *et al.*, 2004; Mueller *et al.*, 2004).

Suelo	CE (dS m ⁻¹)	PSI (%)	pH	Proceso
Normal	< 4	< 15	< 8.5	
Salino	≥ 4	<15	< 8.5	Salinización
Sódico	< 4	> 15	≥10.0	Sodificación
Salino-Sódico	≥ 4	> 15	< 8.5	Salinización- Sodificación

Existen otros índices provenientes de los análisis físicos y químicos de las muestras de suelos, frecuentemente utilizados de acuerdo a la finalidad del estudio como la Relación de Adsorción de Sodio (RAS).

Si bien la salinidad es un factor negativo que impacta de manera importante al suelo, las plantas que se establecen sobre su superficie y cuyas raíces se insertan a diferentes profundidades son afectadas por las concentraciones de sales, principalmente en la capa arable (Cruz, 2006). En general el estrés salino restringe el crecimiento de las plantas, los niveles excesivamente elevados de salinidad causan la necrosis en la raíz y en el vástago. Los efectos de la sal sobre las plantas son consecuencia del proceso osmótico, mismo que resulta de las elevadas concentraciones de sales disueltas en la solución del suelo y que reducen el potencial de la solución del suelo disminuyendo la disponibilidad de agua para la planta (Bidwell, 1982).

Para la mayoría de las plantas cultivadas no se ha demostrado que el Na sea esencial, aunque se sabe que puede reemplazar al potasio en algunos casos. Muchas plantas cuentan con mecanismos que reducen la absorción y la translocación del sodio a las hojas, por lo que no es común que aparezcan síntomas de toxicidad en éstas, ya que se acumula en tallos y raíces. Los síntomas de toxicidad del sodio en las hojas son manchas necróticas intervenales. El exceso de sodio puede provocar deficiencias de otros cationes, como potasio, calcio y magnesio.

3.14. La presencia de los hongos micorrízicos arbusculares en suelos salinos

La discusión sobre la ecología de los hongos micorrízicos arbusculares en un medio ambiente salino puede ser confuso por la necesidad de distinguir entre los efectos bióticos y los abióticos en la distribución y la relativa abundancia del hongo.

En muchos suelos salinos, se establecen plantas con las raíces colonizadas y esporas de hongos micorrízicos arbusculares, estos habitats y niveles de suelos salinos con una CE arriba de 185 dSm^{-1} . Ningún hecho es tentativo para la correlación con la cantidad de la infección o número de esporas con el parámetro del suelo. Sin embargo, se han realizado trabajos y se ha demostrado que la inoculación de las plantas de jitomate con material colectado en campo genera una correlación negativa entre la infección y la concentración de sodio, la conductividad eléctrica y el potencial osmótico de esos suelos (Copeman *et al.*, 1996).

Por lo anterior, es importante interrogarse sobre si los HMA presentes en los suelos salinos conservan su capacidad para colonizar plantas, para propagarse y para formar redes hifales en el suelo, de modo que puedan considerarse como una herramienta importante para recuperar la fertilidad de estos suelos y con ello favorecer la restauración ambiental de estos sitios, por ello, las preguntas a responder con este trabajo son:

- 1) ¿Es posible que algunos de los HMA que toleran la salinidad presente en los suelos de la zona chinampera y ejido de Mixquic puedan masificarse en condiciones de invernadero?
- 2) ¿Los hongos micorrízicos arbusculares sobreviven en los suelos salinos colonizando las plantas que crecen espontáneamente en estos sitios?

IV. HIPÓTESIS

La salinidad de los suelos agrícolas de San Andrés Mixquic favorece selectivamente la presencia de los hongos micorrízicos arbusculares por lo que su riqueza es baja, aunque estos hongos conservan su potencialidad para colonizar raíces y propagarse, debido a la simbiosis que presentan con las plantas que espontáneamente crecen en estos suelos.

V. OBJETIVO GENERAL

Evaluar el contenido de salinidad en suelos de chinampa con dos años de descanso, así como la riqueza y capacidad de propagación de los hongos micorrízicos arbusculares asociados a ellos en el poblado de San Andrés Mixquic.

OBJETIVOS PARTICULARES

- Determinar la salinidad en los suelos de tres barrios y un ejido que conforman el pueblo de San Andrés Mixquic.
- Evaluar la riqueza y densidad de esporas de los hongos micorrízicos arbusculares presentes en los suelos salinos agrícolas de San Andrés Mixquic.
- Propagar los HMA provenientes de los suelos agrícolas salinos en condiciones de invernadero mediante cultivos trampa.
- Evaluar el porcentaje de colonización micorrízica de las plantas herbáceas que crecen espontáneamente en los suelos agrícolas salinos.

VI. DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO

6.1. Orígenes de San Andrés Mixquic

La cuenca del Valle de México contenía diversos lagos que eran, al norte, Xaltocan y Zumpango, de agua salada; al sur, Xochimilco y Chalco; al centro en su parte mas baja, el Lago de Texcoco, estos tres últimos de agua dulce; en su conjunto formaban un área lacustre de más

de 2000 km², la cual se alimentaba por catorce grandes ríos que bañaban los bosques de las montañas. En las riberas de los lagos del complejo acuático –unidos cuando llovía en abundancia-, existieron desde el siglo X doce grandes puertos: Chalco, Mixquic, Xochimilco, Iztapalapa, Chlimalhuacán, Texcoco, Zumpango, Cuatitlán, Tepeyac, Azcapotzalco, Tacuba y Coyoacán. (<http://www.juridicas.unam.mx>).

La región del valle de Chalco presenta características derivadas de fisiografía; por un lado el valle y por el otro la planicie ribereña, de lo que fuera el antiguo lago de Chalco. Se encuentra en la parte oriental del Estado de México y forma parte de la cuenca de Chalco, formada por subprovincias de lagos y volcanes el Anáhuac. Esta cuenca esta rodeada por las formaciones neo volcánicas de la sierra Nevada, Rio Frío al este y sur, la sierra Catarina al norte y al oeste y una pequeña parte de la sierra de Chichinauatzin, dos ríos que bajan de la sierra Nevada desembocan en esta cuenca: la Compañía y Amecameca (<http://www.gem.uamex.mx/tmp/mtx/0/m026.htmL>).

6.2. Origen geológico del Valle de Chalco

El origen geológico del valle de Chalco se explica porque forma parte de la provincia Fisiográfica del eje neo volcánico, enclavado dentro de la subprovincia lagos y volcanes del Anáhuac. Se encuentra asentado en una gran depresión que durante el plioceno de la ere terciaria estuvo ocupada por un ancho mar interior, que se extendía por el occidente hasta el valle de Toluca y que alcanzaba grandes profundidades especialmente en el área actualmente que ocupa el Distrito Federal. Lo que antes estuvo cubierto por lagos hoy presenta capas lacustres espesas de material arcilloso, calizo y de producto volcánico. Durante el plioceno, tuvieron lugar erupciones de andesita hornableda e hiperstena y erupciones basálticas, de las eras cuaternarias y recientes. El fondo del macizo de la cuenca esta constituido por andesitas que al desintegrarse y al ser transportadas por el agua formo aluviones y capas de arcilla y que quedaron en capas alternas de aluviones, arcillas y margas. La zona sur y este de la cuenca, esta rellena de turba de mala calidad, resultado de la descomposición de las plantas (<http://www.gem.uamex.mx/tmp/mtx/0/m026.htmL>).

6.3. Ubicación y características de San Andrés Mixquic

San Andrés Mixquic es uno de los siete pueblos originarios de la delegación [Tláhuac](#), en el [Distrito Federal](#). Se encuentra en el extremo sudoriental de esa demarcación, en una zona que antiguamente fue una isla rodeada por el [lago de Chalco](#), actualmente desecado y del que quedan únicamente algunos canales (19⁰13'28.98''N y 98⁰57'51.51''O), escala 1:2000 pies. Mixquic es un pueblo que forma parte del polígono de la zona [chinampera](#) declarada

como Patrimonio de la Humanidad por la UNESCO (Figura 4).
[http://www.es.wikipedia.org/wiki/San Andrés Mixquic](http://www.es.wikipedia.org/wiki/San_Andr%C3%A9s_Mixquic).



Figura 4. San Andrés Mixquic y sus barrios.

En la región chinampera de Xochimilco y Tláhuac, en las inmediaciones de la Ciudad de México se presenta un deterioro ambiental severo. Las chinampas son parcelas pequeñas (500 m²) de forma rectangular circundadas por canales; y están en peligro de desaparecer debido al crecimiento urbano de la Ciudad de México, a la sobreexplotación de los mantos acuíferos y a la contaminación por sales, sodio y metales pesados en las aguas que provienen de una planta tratadora en la Delegación Iztapalapa D.F. Ellos tienen pH alcalino y son ligeramente salino – sódicos en las capas superficiales, pero ácidos en las capas más profundas con altos contenidos de materia orgánica. El agua aun después del tratamiento secundario en la planta de agua residual Cerro de la Estrella, contiene en promedio (anual) 0.069 y 0.056 mg L⁻¹ de Pb y Cr totales; 75.72 de Na, 165.96 de HCO₃ y 57.16 mg L⁻¹ de Cl; en los 149.8 m³ d⁻¹ liberados a los canales que circundan a la zona chinampera. Durante su paso por los canales, el agua recibe contaminación adicional por descargas domésticas, desechos de ganado de traspatio y de actividades turísticas (Ramos *et al.*, 2001; Fotografía 1).



Fotografía 1. Residuos sólidos en los canales de Mixquic

6.4. Clima

El clima de Mixquic de acuerdo con la clasificación de Koeppen, modificada por García (1983), es de tipo C(wo)(w)b(i) esto es templado subhúmedo, con lluvias en verano; la temperatura del mes mas caliente es de 22°C, y del mes mas frío es de -3°C a 18°C con media anual de 12°C a 18°C. Las heladas comienzan normalmente en octubre y terminan en marzo. Las lluvias tienen lugar principalmente durante el verano y otoño.

En Mixquic existen dos zonas de cultivo, una chinampera y otra de campo: en la primera se siembran hortalizas de riego como acelga (*Beta Vulgaris*) romeritos (*Suaeda toreya*), apio (*Apium graveolens*), nabo (*Brassica napus*), coliflor (*Brassica spp.*), lechuga (*Lactuca sativa*), espinaca (*Spinacia oleracea*), alfalfa (*Medicago sativa*), avena (*Avena sativa*), calabazas (*Cucurbita pepo*), maíz (*Zea mays*) y plantas ornamentales como cempoaxóchitl (*Tagetes erecta*) y alhelí (*Matthiola incana*). En la zona de campo predominan siembras de temporal como maíz (*Zea mays*) y acelga (*Brassica oleracea*) y algunos arboles como ahuejote (*Salix bonplandina*). También hay plantas acuáticas como el lirio (*Eichornia crassipes*) y cichicastle (*Lemna gibba L*), herbáceas, como berro (*Bernula erecta*), arvenses, como lechugilla (*Ambrosia cumanensis*); diversos pastos: pata de gallo (*Cynodon dactylon*), grama morada (*Eichhornia grus galli*), lengua de vaca (*Rumex crispus*), malva (*Parviflora malva*) y quintonil (*Amaranthus hybridus*); plantas ornamentales : cempoaxóchil silvestre (*Tagetes spindula*), alcatraces (*Zantedeschia aethiopica*) y diversas hortalizas (Rzedowski, 2001).

VII. METODOS

7.1 Toma de muestras

En la estación de secas (Octubre-Enero del año 2011), se colectaron muestras de suelo en cuatro sitios: un ejido y tres barrios que conforman el pueblo de San Andrés Mixquic, los barrios son: San Agustín, San Miguel y Los Reyes, en cada sitio se eligieron tres terrenos. En cada terreno se hizo un muestreo en zig zag recolectando un total de 15 submuestras para formar una muestra compuesta de tres kg en cada terreno. Esto se hizo para todos los terrenos elegidos a una profundidad de 30 cm, que se considera la capa arable. El criterio para la elección de los terrenos fue que no hubiesen sido sembrados en al menos dos años previos, dando al final un total de 12 muestras compuestas. De cada muestra se tomaron 500 g que se mantuvieron a 4°C en refrigeración, este suelo se usó en la evaluación de la densidad de esporas y determinación taxonómica de los hongos micorrízicos arbusculares. Las muestras de suelo para los análisis físicos y químicos fueron secadas a temperatura ambiente y tamizadas en malla de 18 cm de diámetro y de 2 mm de apertura de malla.

7.2 Métodos de análisis de suelos

La parte experimental se llevo a cabo en el invernadero, en la Unidad de Ecología Vegetal de la FES Zaragoza y en el Laboratorio Móvil de Análisis de Suelos de la SEDEREC D.F. Se realizaron los análisis físicos y químicos del suelo que se listan en el cuadro 3, se analizaron las 12 muestras compuestas cada una con tres repeticiones, los métodos empleados fueron los recomendados en la NOM-021-SEMARNAT- 2000, por el Manual de Análisis de Agua (Hach Company 2000) y por el Manual de procedimientos analíticos de suelo y planta del Laboratorio de Química, Universidad Autónoma Chapingo (2011).

Cuadro 3. Métodos empleados en el análisis físico y químico del suelo.

DETERMINACIÓN	METODO
Textura	Método AS-09 NOM-021
pH	Método AS-018 NOM-021
CE	Método AS-018 NOM-021
Materia Orgánica	Método AS-07 NOM-021
Nitratos	Método 8039 Hach 2000
Fósforo	Método 8190 Hach 2000
K (Intercambiable)	Manual de suelos Chapingo
Ca (Intercambiable)	Manual de suelos Chapingo
Mg(Intercambiable)	Manual de suelos Chapingo
Na (Intercambiable)	Manual de suelos Chapingo
PSI	Por calculo (Bohn, 1993).
RAS	Por calculo (Bohn, 1993).

7.3. Propagación de los hongos micorrízicos arbusculares

Para la propagación de las esporas de los hongos micorrízicos arbusculares se colocaron macetas con plantas trampa. Para ello se utilizó un sustrato inerte mezclando suelo agrícola (recolectado en campo) y tamizado (tamiz 2mm) con arena sílica fina en proporción de 2:1 (arena-suelo), se esterilizó en autoclave (15 lbs de presión y 120°C), una vez estéril se colocó en macetas de 1.5 kg de sustrato, se agregó 100 g de suelo agrícola sin esterilizar (con esporas de HMA) de cada terreno, se colocaron cuatro macetas con suelo de cada sitio, las macetas se etiquetaron con el tratamiento correspondiente y se colocaron al azar en un bancal del invernadero de la FES Zaragoza; en cada maceta se sembraron dos semillas de maíz y 1 g de semillas de pasto rye grass (*Lolium multiflorum*). Las plantas se dejaron crecer en macetas

durante cuatro meses, se les aplico riegos con agua destilada según lo requerido para mantener 80 % de la capacidad de campo del sustrato.

7.4. Extracción y evaluación de la densidad de esporas de los HMA

La extracción de esporas del suelo natural se realizó por el método de tamizado y decantación en húmedo (Gerdemann y Nicolson, 1963) y centrifugación con gradiente de sacarosa (modificada de Daniels y Skipper, 1982 citado en Álvarez y Monroy, 2008), técnica que se describe a continuación:

Se mezcló perfectamente el suelo de cada muestra y se tomaron 100 g de suelo de la misma, se le adiciono 10 mL de hexametáfosfato de sodio al 5% y se dejó reposar por 24 h. Transcurrido este tiempo se colocaron las muestras en un agitador mecánico por 10 minutos y se decantó el sobrenadante en una serie de tamices en orden ascendente de apertura de malla (0.04, 0.074, 0.105, 0.177 y 0.59 mm). Se recolecto el suelo sobrante y se centrifugo a 2000 rpm adicionando agua corriente, esto para quitarle la materia orgánica, posteriormente se adiciono sacarosa al 70% y se volvió a centrifugar por 5 minutos, por último se decanto el sobrenadante en los tamices y se recolecto en cajas Petri para realizar el recuento de esporas. Otra muestra fue tratada de manera similar para extraer las esporas y elaborar preparaciones permanentes para la identificación taxonómica. Una vez identificadas las morfoespecies se estimaran los índices de diversidad de Shannon-Weiner y de Simpson con el programa de uso libre Past (<http://www.folk.uio.no/ohammer/past/>).

7.5. Elaboración de preparaciones permanentes para la determinación taxonómica de los hongos micorrízicos arbusculares.

Se elaboraron laminillas permanentes siguiendo la técnica propuesta por (Schenck y Pérez, 1990). Una vez que las esporas han sido extraídas con el método arriba citado, con una aguja de disección se tomaron las esporas y se colocaron directamente sobre una pequeña gota de alcohol polivinílico (PVLG) en un extremo del portaobjeto, donde se colocaron todas las esporas extraídas, se colocó el cubreobjetos evitando la formación de burbujas y se repitió la operación colocando las esporas con (PVLG + reactivo de Melzer), aplicar presión ligera con la aguja de disección sobre las esporas montadas en PVLG+Melzer y PVLG hasta abrirla, con esto se expondrán los estratos de pared y su posible reacción al Melzer. Se dejó espacio suficiente en un extremo de portaobjetos para colocar una etiqueta. Se dejaron secar la preparación de 24-48 horas a estufa entre 40 ° y 45 °C en posición horizontal, se sello con barniz de uñas transparente aquellas preparaciones completamente secas, posteriormente se observaron las preparaciones al microscopio. Con base en la observación de las características morfológicas y con el apoyo de las claves taxonómicas que aparecen la pagina web

<http://invam.caf.wvu.edu/> se determinaron las morfoespecies presentes en cada suelo, este procedimiento se realizó para todos los suelos de cada barrio y ejido con tres repeticiones cada uno.

7.6. Porcentaje de colonización de radical

La colecta de las plantas herbáceas que crecen en estos suelos se hizo a la par del muestreo de suelos en época de secas, en cada suelo muestreado se tomaron dos o tres ejemplares para su identificación, además se colectaron raíces de cinco ejemplares de cada especie, las cuales fueron colocadas en alcohol al 50 %.

La colonización de las raíces de las plantas herbáceas colectadas en cada terreno se realizó siguiendo el método propuesto por (Philips y Hayman, 1970). Este mismo método se aplicó a la revisión de las raíces obtenidas en los cultivos trampa, de manera general el método consiste en lavar con agua las raíces, después fueron sumergidas en KOH al 10 % en un vaso de precipitados de por 10 minutos a 15 lbs de presión y 120°C en autoclave. Se retiraron del KOH y se enjuagaron con agua corriente, posteriormente se colocaron en HCl al 10% para acidificar por 5 minutos. Después de acidificar se retiraron del ácido y se pasaron a una solución de Azul de Tripano al 0.05% y se dejaron reposar por 24 h. Transcurrido este tiempo, a las raíces ya teñidas se les escurrió el colorante y se guardaron las raíces en una solución de lactoglicerol hasta su revisión. Posteriormente se colocaron las raíces en una caja Petri con un poco de lactoglicerol y se dispersaron. Se tomaron de 15 a 20 segmentos de cada raíz de 2 cm de largo de diferentes porciones de la raíz, se colocaron a lo ancho del portaobjetos uno al lado del otro en forme paralela. Después se colocaron tres o cuatro gotas de PVLG sobre las raíces en los extremos y parte media, se dejaron reposar por dos minutos y se colocó el cubreobjeto evitando la producción de burbujas. Se dejaron secar las preparaciones por una semana a temperatura ambiente o por 24 h a 60 °C en la estufa.

7.7. Análisis estadísticos

A las variables del suelo evaluada, se les realizó un análisis de varianza de una vía, seguidas por un una prueba de Tukey, las diferencias se consideraron significativas con una $p < 0.05$. Para este análisis se uso el programa infostat versión estudiantil de uso libre (www.infostat.com.ar/).

VIII. RESULTADOS

8.1. Determinación de las propiedades físicas y químicas, de suelos en los sitios estudiados en el pueblo de San Andrés Mixquic.

Los terrenos estudiados en el sitio llamado Ejido, fueron tres parcelas de forma rectangular de aproximadamente de 500 m² cada una. La parcela 1 se ubicó a 2235 m de altura, 14Q 0503689 y 2126504 UTM, la parcela 2 se ubicó a 2236 m altura, 14Q 0503681 y 2126493 UTM, por último la parcela 3 se ubicó 2223 m de altura, 14Q 502345 y 2126807 UTM. Todos los terrenos fueron homogéneos con respecto al suelo, similares en cobertura vegetal y sin pendientes (Fotografía 2).



Fotografía 2. Sitios de la zona de estudio llamada Ejido

Los resultados del análisis de suelo se presentan en el cuadro 4.

Cuadro 4. Propiedades físicas y químicas de los suelos del sitio Ejido

Propiedad	Resultado	Interpretación
pH (1:2 en H ₂ O)	7.8	Medianamente alcalino
Textura (%)	arcilla 34.46 arena 29.08 limo 36.46	Suelo Franco-arcilloso
C.E (dSm ⁻¹)	3.6	Moderadamente Salino
M.O (%)	10.3	Alto
P. Total (mg L ⁻¹)	98	Alto
Nitratos (mg L ⁻¹)	107	Muy alto
Ca (cmol kg ⁻¹)	4.8	Bajo
K (cmol kg ⁻¹)	1.3	Alto
Na (cmol kg ⁻¹)	10.9	Alto
Mg (cmol kg ⁻¹)	7.3	Alto
PSI	44	Suelo con problemas de sodicidad
RAS	4	Clase C4-S1*

*Nota: para interpretación del RAS ver anexo II

Los terrenos estudiados en el sitio llamado Barrio de San Agustín fueron tres parcelas de forma rectangular de aproximadamente de 500 m² cada una. La parcela 1 se ubicó a 2231 m de altura, 14Q0503030 y 2126243UTM, la parcela 2 se ubicó a 2231 m de altura, 14Q0502915 y 2126215 UTM y por último la parcela 3 se ubicó a 2232m, 14Q0502971 y 2126134 UTM. Todos los terrenos fueron homogéneos con respecto al suelo, similares en cobertura vegetal y sin pendientes. Fotografía 3.



Fotografía 3. Sitios de la zona de estudio llamado Barrio de San Agustín

Los resultados del análisis de suelo se presentan en el cuadro 5.

Cuadro 5. Propiedades físicas y químicas de los suelos del sitio Barrio San Agustín

Propiedad	Resultado	Interpretación
pH (1:2 en H ₂ O)	7.7	Medianamente alcalino
Textura (%)	arcilla 38.09 arena 28.6 limo 33.31	Suelo Franco-arcilloso
C.E (dSm ⁻¹)	3.2	Moderadamente Salino
M.O (%)	8.7	Medio
P. Total (mg L ⁻¹)	148	Alto
Nitratos (mg L ⁻¹)	123	Muy alto
Ca (cmol kg ⁻¹)	3.5	Bajo
K (cmol kg ⁻¹)	1.4	Alto
Na (cmol kg ⁻¹)	4.9	Alto
Mg (cmol kg ⁻¹)	7.7	Alto
PSI	28	Suelo con problemas de sodicidad
RAS	2	Clase C4-S1*

*Nota: para interpretación del RAS ver anexo II

Los terrenos estudiados en el sitio llamado Barrio de San Miguel fueron tres parcelas de forma rectangular de aproximadamente de 500 m² cada una. La parcela 1 se ubicó a 2231 m de altura,

14Q0503809 y 2124843UTM, la parcela 2 se ubicó a 2239 m de altura, 14Q0503889 y 2124920 UTM y por último la parcela 3 se ubicó a 2240 m de altura, 14Q0503949 y 2124818 UTM. Todos los terrenos fueron homogéneos con respecto al suelo, similares en cobertura vegetal y sin pendientes. Fotografía 4.



Fotografía 4. Sitios de la zona estudio llamado Barrio de San Miguel

Los resultados del análisis de suelo se presentan en el cuadro 6.

Cuadro 6. Propiedades físicas y químicas de los suelos del sitio Barrio San Miguel

Propiedad	Resultado	Interpretación
pH (1:2 en H ₂ O)	7.3	Medianamente alcalino
Textura (%)	arcilla 39.8 arena 32.68 limo 27.52	Suelo Franco-arcilloso
C.E (dSm ⁻¹)	2.3	Moderadamente Salino
M.O (%)	9.2	Medio
P. Total (mg L ⁻¹)	187	Alto
Nitratos (mg L ⁻¹)	187	Muy alto
Ca (cmol kg ⁻¹)	3	Bajo
K (cmol kg ⁻¹)	1.2	Alto
Na (cmol kg ⁻¹)	12.4	Alto
Mg (cmol kg ⁻¹)	7.6	Alto
PSI	41	Suelo con problemas de sodicidad
RAS	5	Clase C4-S1*

*Nota: para interpretación del RAS ver anexo II

Los terrenos estudiado en el sitio llamado Barrio de Los Reyes, fueron tres parcelas de forma rectangular de aproximadamente de 500 m² cada una. La parcela 1 se ubicó a 2232 m de altura, 14Q0502946 y 2126391UTM, la parcela 2 se ubicó a 2231 m de altura, 14Q0503113 y 2126401 UTM y por último la parcela 3 se ubicó a 2233 m, 14Q0503101 y 2126406 UTM. Todos los

terrenos fueron homogéneos con respecto al suelo, similares en cobertura vegetal y sin pendientes. Fotografía 5.



Fotografía 5. Sitios de la zona de estudio llamado Barrio de Los reyes

Los resultados del análisis de suelo se presentan en el cuadro 7.

Cuadro 7. Propiedades físicas y químicas de los suelos del sitio Barrio Los Reyes

Propiedad	Resultado	Interpretación
pH (1:2 en H ₂ O)	8.1	Medianamente alcalino
Textura (%)	arcilla 41.08 arena 29.4 limo 29.52	Suelo Arcilloso
C.E (dSm ⁻¹)	3.1	Moderadamente Salino
M.O (%)	11.4	Alto
P. Total (mg L ⁻¹)	305	Muy alto
Nitratos (mg L ⁻¹)	128	Muy alto
Ca (cmol kg ⁻¹)	6.8	Medio
K (cmol kg ⁻¹)	1.1	Alto
Na (cmol kg ⁻¹)	25.6	Muy alto
Mg (cmol kg ⁻¹)	7.2	Alto
PSI	56	Suelo con problemas de sodicidad
RAS	6	Clase C4-S1*

*Nota: para interpretación del RAS ver anexo II

Los resultados obtenidos en el análisis de las propiedades físicas y químicas de los suelos de los cuatro sitios de estudio (Ejido, Barrio de San Agustín, Barrio de San Miguel y Barrio de los Reyes), se presentan en los cuadros 4, 5, 6, 7. Muestran textura franco-arcillosa para tres de los cuatro los sitios y textura arcillosa para Barrio de los Reyes, el pH fue medianamente alcalino para todos los sitios, todos los suelos presentaron conductividad eléctrica entre 0.64 dSm⁻¹ y 4.01 dSm⁻¹ por lo que se considera moderadamente salinos, el fósforo total en los sitios Ejido, Barrio de San Agustín, Barrio de San Miguel es alto y en Barrio de los Reyes es muy alto, esto

debido a que en los compuestos orgánicos el fósforo se retiene por enlaces covalentes de manera que no puede ionizarse. Generalmente, el fósforo se halla rodeado de oxígeno y unido al resto de la molécula por una secuencia de enlaces carbono-oxígeno-fósforo. La descomposición de la materia orgánica rompe el enlace carbono-oxígeno y mineraliza el fósforo en formas utilizables para las plantas. Por alguna razón, el fósforo orgánico se retiene con mayor firmeza en condiciones ácidas que alcalinas. Una solución alcalina es capaz de extraer la mayor parte del fósforo de la materia orgánica del suelo. La concentración de los varios iones fosfato en las solución están íntimamente relacionados con el pH del medio. El ion H_2PO_4^- se favorece en un medio ácido, en tanto que el ion HPO_4^{2-} se favorece por encima del pH 7.

En el contenido de materia orgánica los resultados mostraron valores altos en Ejido y Barrio de los Reyes mientras que en Barrio de San Agustín y el Barrio de San Miguel sus valores fueron medios. El contenido de nitratos es muy alto en todos los sitios de acuerdo a la NOM-021-SEMARNAT-2000 y al Manual de Análisis de Agua Hach Company 2000.

La concentración de los cationes intercambiables potasio (K) y magnesio (Mg) son altos en todos los sitios, mientras que el sodio (Na) es alto en Ejido, Barrio de San Agustín, Barrio de San Miguel y muy alto en Barrio de los Reyes. El calcio (Ca) es bajo en Ejido, Barrio de San Agustín, Barrio de San Miguel, y medio en Barrio de los Reyes.

El porcentaje de sodio intercambiable (PSI) es alto cayendo en el rango de suelos con problemas de sodicidad para todos los sitios, mientras que la relación de adsorción de sodio (RAS) sugiere que es de Clase C4-S1 en todos los sitios.

8.2. Análisis estadístico de las propiedades químicas del suelo

En el cuadro 8 se muestra el análisis estadístico realizado a las propiedades de los suelos. Se encontró que los valores de pH están en un rango de 7.50 el más bajo y 8.8 el más alto. La diferencia de pH fue estadísticamente diferente ($p \leq 0.5$) entre los suelos de San Miguel y los Reyes, mientras que San Agustín y el Ejido tienen pH similares (ver anexo 1).

La conductividad eléctrica se encuentra en el rango de 2.32 dSm^{-1} y 3.58 dSm^{-1} , estadísticamente los suelos del Barrio de San Agustín y el Barrio de Los Reyes son iguales, mientras que el Barrio de San Miguel y el Ejido son diferentes.

La materia orgánica se encuentran en un rango de 8.79% el más bajo y 11.42% el más alto, estadísticamente todos los suelos de los sitios son iguales con una probabilidad de $p < 0.05$.

El fósforo total se encuentran en concentraciones de 97.78 mg L^{-1} el más bajo y 304.78 mg L^{-1} el más alto, estadísticamente los suelos del Barrio de San Agustín y de San Miguel son iguales, mientras que los sitios Barrio de Los Reyes y el Ejido son diferentes ($p < 0.05$).

La absorción de nitratos (NO_3^-) en las plantas superiores ya se ha estudiado, se menciona que la presencia de NO_3^- en el medio induce el mecanismo de absorción de NO_3^- en las raíces. El flujo de NO_3^- en la planta se reduce a concentraciones bajas de NO_3^- , mientras que a concentraciones altas el flujo del ion no se ve afectado (Glass *et al.*, 1990). La concentración de nitrógeno en el medio afecta también la tasa de absorción del nitrato por la planta, cuando la fuente de nitrógeno es NO_3^- la absorción se satura a 120 ppm. En el presente trabajo se encontró que los nitratos en todos los suelos son muy altos. En el ejido están a una concentración de 107 mg L^{-1} , en el barrio de San Agustín 123 mg L^{-1} , en el barrio San Miguel 187 mg L^{-1} y en el barrio de los Reyes 128 mg L^{-1} . Los contenidos de nitratos fueron estadísticamente diferentes entre San Miguel y Ejido ($p < 0.05$), mientras que los barrios de San Agustín y Los Reyes fueron iguales estadísticamente.

El calcio (Ca) se encuentra en una concentración de $3.04 \text{ cmol kg}^{-1}$ el más bajo y $6.80 \text{ cmol kg}^{-1}$ el más alto, estadísticamente ($p < 0.05$), el Barrio de San Agustín y el Barrio de San Miguel son iguales, mientras que los sitios Barrio de Los Reyes y Ejido difieren estadísticamente.

El potasio (K) se encuentra en una concentración de $1.07 \text{ cmol kg}^{-1}$ el más bajo y $1.42 \text{ cmol kg}^{-1}$ el más alto, estadísticamente todos los sitios son iguales ($p < 0.05$). El sodio (Na) se encuentra en una concentración de $4.94 \text{ cmol kg}^{-1}$ el más bajo y $25.62 \text{ cmol kg}^{-1}$ el más alto, estadísticamente ($p < 0.05$), el Barrio de San Agustín, el Barrio de San Miguel y el Ejido son iguales, mientras que el Barrio de Los Reyes difiere estadísticamente.

El magnesio (Mg) se encuentra en un rango de $7.22 \text{ cmol kg}^{-1}$ el más bajo y $7.74 \text{ cmol kg}^{-1}$ el más alto, estadísticamente todos los sitios son iguales ($p < 0.05$).

El Porcentaje de Sodio Intercambiable se encuentra en un rango de 27.73 el más bajo y 60.69 el más alto, estadísticamente el Ejido y el Barrio de San Miguel son iguales, mientras que el Barrio de Los Reyes y el Barrio de San Agustín son diferentes estadísticamente ($p < 0.05$).

La Relación de Adsorción de sodio se encuentra en un rango de 1.85 el más bajo y 7.67 el más alto, el Barrio de San Agustín y el Ejido son iguales, mientras que el Barrio de Los Reyes y el Barrio de San Miguel difieren estadísticamente ($p < 0.05$).

Con respecto al número de esporas en 100 g de suelo se encuentra en un rango de 74 el más bajo y 168 el más alto, el Barrio de San Agustín y el Barrio de Los Reyes son iguales, siendo el Ejido y el Barrio de San Miguel los que difieren estadísticamente ($p < 0.05$).

Cuadro 8. Análisis estadístico de las propiedades del suelo de los sitios de estudio*

Propiedad	Ejido	B. Los Reyes	B. San Agustín	B. San Miguel
pH (1:2 en H ₂ O)	7.84 (AB)	8.13 (B)	7.71 (AB)	7.31 (A)
C.E (dSm ⁻¹)	3.58 (B)	3.12 (AB)	3.25 (AB)	2.32 (A)
M.O (%)	10.26 (A)	11.42 (A)	8.79 (A)	9.2(A)
Fósforo (mg L ⁻¹)	97.78 (A)	304.78(B)	148.33(AB)	186.67(AB)
Nitratos (mg L ⁻¹)	106.78 (A)	128.44(AB)	123.33A)	186.56(B)
Ca (cmol kg ⁻¹)	4.76 (AB)	6.8(B)	3.46(A)	3.04(A)
K (cmol kg ⁻¹)	1.29(A)	1.07(A)	1.42(A)	1.24(A)
Na (cmol kg ⁻¹)	10.88(A)	25.62(B)	4.94A)	12.42A)
Mg (cmol kg ⁻¹)	7.32(A)	7.22(A)	7.74(A)	7.57(A)
Esporas	120 (AB)	97(AB)	75(A)	146(B)
PSI	44.22 (AB)	60.69(B)	27.73(A)	41.41(AB)
RAS	3.9(A)	7.67(B)	1.85(A)	4.86(AB)

*Prueba de Tukey, $p < 0.05$

*Nota: Medias con letras diferentes son significativamente diferentes.

8.3. Evaluación de la riqueza y densidad de esporas de los hongos micorrízicos arbusculares presentes en los sitios estudiados

En la Figura 5, se muestra la gráfica del promedio del número de esporas de HMA para los suelos de cada uno de los sitios de estudio. El suelo del Barrio de San Miguel fue el que presentó mayor número de esporas con 168 en 100 g de suelo, le siguió el Ejido con 119 esporas en 100 g de suelo, el Barrio Los Reyes con 97 esporas en 100 g de suelo y finalmente el Barrio de San Agustín con el menor número de esporas (74 en 100 g de suelo). Estadísticamente los Barrios de San Agustín y los Reyes no presentaron diferencias para esta variable. Las diferencias estadísticas se presentaron entre el Barrio de San Miguel y los de San Agustín y Los Reyes ($p \leq 0.05$).

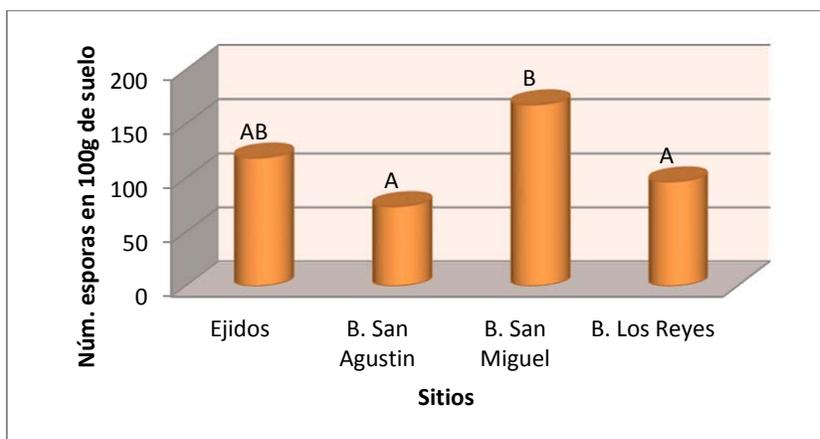


Figura 5. Número de esporas en los suelos de los sitios de estudio. Letras diferentes son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

En el Cuadro 9, se presenta el número de géneros y especies de HMA encontradas en cada sitio. Los Barrios de San Miguel, San Agustín y el Ejido presentaron dos géneros de HMA mientras que el Barrio de los Reyes sólo un género. En base al número de especies los sitios más ricos fueron: el Barrio de San Agustín y el Ejido con siete especies de HMA mientras que el Barrio de San Miguel tuvo solo cinco especies HMA seguido del Barrio de Los Reyes con solo cuatro especies de HMA. En lo que respecta al número de especies compartidas el Barrio de San Miguel se encontró las especies *Funneliformis mosseae*, *Funneliformis geosporum*, *Funneliformis etunicatum* y en el Ejido se encontraron las especies *F. mosseae*, *Claroideoglomus claroideum*, *Glomus etunicatum* siendo estos los más altos con tres especies HMA compartidas, seguido del Barrio de San Agustín en donde se encontró *F. mosseae*, *F. geosporum* con dos especies HMA compartidas y por último el Barrio de Los Reyes donde se encontró *G. etunicatum* con sólo una especie de HMA compartida. Tres de los cuatro sitios (Barrio de los Reyes, San Agustín y Ejido) comparten la especie *F. mosseae*. A su vez los Barrios de San Miguel, Los Reyes y Ejido comparten la especie *G. etunicatum*. Dos de los cuatro sitios (Barrio de San Miguel y San Agustín) comparten la especie *F. geosporum* y solo dos sitios presentan la especie *C. claroideum* (Ejido y San Agustín). *E. infrequens* la comparten tres de los cuatro sitios (Ejido, San Agustín y San Miguel).

Cuadro 9. Resumen de los HMA encontrados en los sitios de estudio.

Número	Ejido	San Miguel	San Agustín	Los Reyes
Esporas	119	168	74	97
Géneros	2	2	2	1
Especies	7	5	7	4
Especies compartidas	3	3	2	1

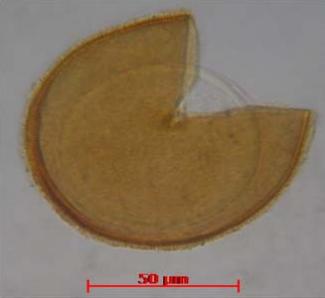
En el cuadro 10, se presentan los índices de diversidad estimados los cuales fueron tres, el primer índice de Simpson (IS) mostró que la localidad Ejido fué el más diverso con $IS = 0.716$, seguido del Barrio de Los Reyes con $IS = 0.588$, el Barrio de San Agustín y Barrio de San Miguel presentaron índices de $IS = 0.453$ y 0.502 respectivamente. El índice de Shannon-Wiener (H) sitio que el sitio más diverso fué el Ejido con $H = 1.459$, seguido del Barrio de Los Reyes con $H = 1.053$, el Barrio de San Miguel con $H = 0.965$ y por último el Barrio de San Agustín con $H = 0.853$. Por último el índice de Margalef (IM) mostró que el sitio con mayor diversidad fué el Ejido con $IM = 1.253$, seguido del Barrio de San Miguel con $IM = 0.779$, el Barrio de San Agustín con $IM = 0.699$ y el Barrio de Los Reyes con $IM = 0.656$.

Cuadro 10. Especies de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) por localidad, abundancia, abundancia relativa y diversidad en los sitios de estudio.

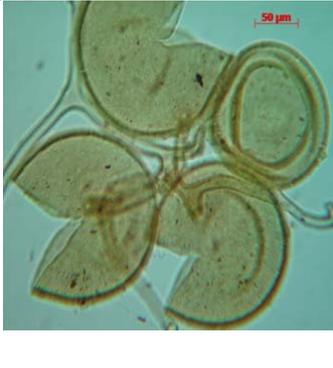
Localidad	Especie	Riqueza	Abundancia relativa	Índice de Simpson	Índice de Shannon-Wiener	Índice de Margalef	Equitabilidad
Barrio de San Agustín	<i>Funneliformis mosseae</i> (Walker y Schüßler)	7	49	0.453	0.856	0.699	0.615
	<i>F. geosporum</i> (Nicol & Gerd.) Walker		12				
	<i>C. claroideum</i> (Walker y Schüßler)		20				
	<i>Glomus etunicatum</i> (Becker & Gerdemann)		12				
	<i>Glomus aggregatum</i> (Schenck & Smith)		2				
	<i>Entrophospora. infrequens</i> Ames & Schneider		1				
	<i>Glomus</i> sp 3.		1				
Barrio de San Miguel	<i>F. mosseae</i> (Walker y Schüßler)	5	113	0.502	0.965	0.779	0.599
	<i>F. geosporum</i> (Nicol & Gerd.) Walker		27				
	<i>G. etunicatum</i> (Becker & Gerdemann)		19				
	<i>E. infrequens</i> (Hall) Ames & Schneider		2				
	<i>Glomus</i> sp 2.		9				
Barrio de Los Reyes	<i>F. mosseae</i> (Walker y Schüßler)	4	80	0.588	1.053	0.656	0.759
	<i>F. geosporum</i> (Nicol & Gerd.) Walker		15				
	<i>G. etunicatum</i> (Becker & Gerdemann)		29				
	<i>Glomus</i> sp 4.		13				
Ejido	<i>F. mosseae</i> (Walker y Schüßler)	7	52	0.716	1.459	1.25	0.749
	<i>F. geosporum</i> (Nicol & Gerd.) Walker		11				
	<i>C. claroideum</i> (Walker y Schüßler)		27				
	<i>Glomus</i> sp1.		4				
	<i>G. etunicatum</i> (Becker & Gerdemann)		20				
	<i>G. aggregatum</i> (Schenck & Smith)		18				
	<i>E. infrequens</i> (Hall) Ames & Schneider		6				

En el cuadro 11, se muestra la descripción de las esporas de los HMA encontrados en cada sitio con base en las observaciones realizadas y con apoyo de las descripciones taxonómicas de la página electrónica <http://invam.caf.wvu.edu/>

Cuadro 11. Listado y descripción de las especies de hongos micorrízicos arbusculares

LISTADO DE HMA	FOTO	DESCRIPCIÓN
<i>Entrophospora infrequens</i>		<p>El color fue naranja oscuro. De forma globosa a subglobosas. Su tamaño fue de 100-160 micras. Durante la formación de esporas se forman espinas apretadas alrededor de una depresión 15-30 micras de ancho en la cicatriz proximal al sáculo y 12 - 15 micras de ancho en la cicatriz distal al sáculo.</p>
<i>Glomus aggregatum</i>		<p>Los esporocarpos, cuando se forman, son grupos sueltos sin peridio, que se forman tanto dentro como fuera de las raíces, 200-1800 x 200-1400 micras, de color amarillo pálido. Las esporas son globosas, obovadas y de forma irregular, miden 40-120µm de diámetro. Se forman por separado o en esporocarpos, y libremente en el suelo o en raíces colonizadas.</p>
<i>Claroideoglo- mus claroideum</i>		<p>El color fue crema de forma globosa a subglobosa, su tamaño fue de 80 a 160 micras. La pared de la espora se desarrolla tanto en la hifa y esporas, gradualmente sufre un engrosamiento para finalmente formar la mayor parte del espesor de la pared y pasa a formar parte de las hifas, pero sólo en la región de la base de esporas.</p>

<i>Glomus etunicatum</i>		<p>El color fue naranja de forma globosa a subglobosas, con un tamaño de 60-160 micras. La pared de la espora consta de dos capas que diferencian consecutivamente como esporas en desarrolló. Inicialmente está presente una capa en la espora y subtendiendo la pared de la hifa. La segunda pared comienza como una sola capa y luego se espesa con la formación de sub-capas adicionales.</p>
<i>Funneliformis geosporum</i>		<p>El color fue amarillo-marrón. De forma globosas a subglobosas, algunas irregulares, con un tamaño de 120-240 micras. La pared de la espora consta de tres capas que se forman consecutivamente con la pared de la espora con sus diferencias. La hifa contiene un tabique de forma recurvado de 0-30 micras en el punto de unión con la espora.</p>
<i>Funneliformis mosseae</i>		<p>El color fue amarillo-marrón. Son de forma globosas a subglobosas, algunas son irregulares. Su tamaño es de 100-260 micras. La pared de la espora consta de tres capas. La primera es hialina, evanescente, la segunda es hialina unitaria, difícil de distinguir y la tercera es laminada y de color café amarillento.</p>
<i>Glomus</i> sp1.		<p>El color fue rojizo. Es de forma globosa. Su tamaño es de 183 micras. Al parecer la pared de la espora consta de una capa y tiene una hifa.</p>

<i>Glomus</i> sp 2.		<p>El color fue naranja oscuro-marrón. Son de forma globosas a subglobosas. Su tamaño es de 254 micras, al parecer consta de 2 capas y una de las capas parece estar ornamentada. Tiene una hifa.</p>
<i>Glomus</i> sp 3.		<p>Al parecer son esporocarpos de color amarillo pálido. Las esporas son globosas y de forma irregular, miden 150 micras de diámetro. Constan de una capa. Tiene hifas largas (laxo).</p>
<i>Glomus</i> sp 4.		<p>El color oscuro-marrón. Son de forma globosas a subglobosa. Su tamaño es de 186 micras, su pared al parecer consta de una capa y presenta dos hifas.</p>

8.4. Propagación de los HMA provenientes de los suelos agrícolas salinos y/o sódicos en condiciones de invernadero mediante cultivos trampa.

Con la finalidad de obtener un inoculó adecuado para uso agrícola se pusieron 36 macetas de propagación en el invernadero de la FES Zaragoza. Después de transcurridos 30 días a partir de la siembra de las unidades experimentales, en 16 unidades murieron las plantas trampa, esto pudo deberse al contenido de salinidad, y a las condiciones de alta temperatura alcanzadas en el invernadero. Al final del experimento (16 semanas) quedaron 20 macetas con las plantas trampa (pasto) vivas, se tomaron las muestras de raíz a fin de evaluar la colonización, después se dejaron secar 30 días más a fin de inducir la esporulación de los HMA. Posteriormente se revisaron buscando esporas de reciente formación, sin embargo, no se encontró colonización en las raíces de las plantas trampa en ninguna unidad experimental; tampoco se encontraron esporas de reciente formación de hongos MA en las macetas. Esto pudo deberse a que la planta

trampa no fue la adecuada para estos hongos, a las altas temperaturas registradas en el invernadero, o a que las esporas presentes en los suelos colectados no fueran viables.

8.5. Evaluación del porcentaje de colonización micorrízica en plantas herbáceas que crecen espontáneamente en los suelos agrícolas salinos y/o sódicos.

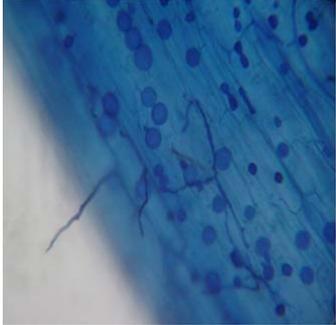
En el cuadro 12 se presentan las especies herbáceas más frecuentes encontradas en los sitios de estudio, el Ejido fue el sitio con mayor número de especies presentes con 10, seguido de los sitios Barrio de San Miguel y San Agustín con ocho especies cada uno y por último el Barrio de Los Reyes con siete especies en total. Por otra parte las especies que comparten todos los sitios son seis: *Ambrosia psilostachya*, *Bidens aurea*, *Cynodon dactylon*, *Hordeum jubatum*, *Malva parviflora* y *Urtica dioica* y solo hay una especie única: *Sisymbrium irio* que se encontró en un sitio el cual fue el Ejido.

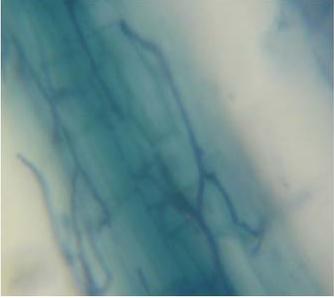
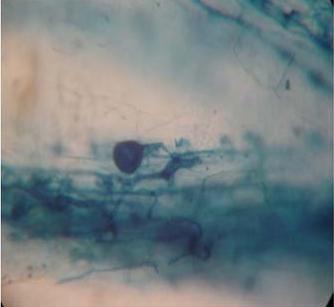
Cuadro 12. Especies herbáceas recolectadas en los sitios de estudio

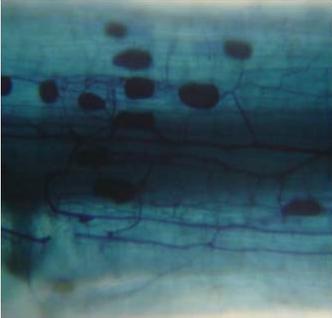
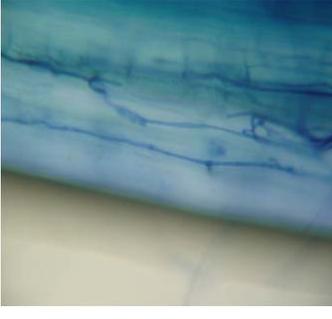
ESPECIES	SITIOS			
Nombre	Ejidos	San Agustín	San Miguel	Los Reyes
<i>Amarantus hybridus</i> L.	*	*		
<i>Ambrosia psilostachya</i> D.C	*	*	*	*
<i>Bidens aurea</i> (Ait.) Sheff	*	*	*	*
<i>Cynodon dactylon</i> L. Pers.	*	*	*	*
<i>Eragrostis pectinacea</i> (Michx. Nees)	*			
<i>Hordeum jubatum</i> L.	*	*	*	*
<i>Malva parviflora</i> L.	*	*	*	*
<i>Chenopodium berlandieri</i> Moq			*	*
<i>Sisymbrium irio</i> Linn	*			
<i>Sonchus oleraceus</i> L	*	*	*	
<i>Urtica dioica</i> L	*	*	*	*
Total	10	8	8	7

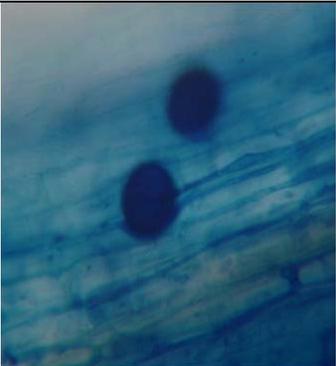
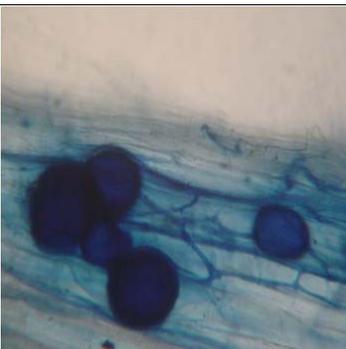
En el cuadro 13, se presenta el listado de las especies herbáceas más abundantes en los sitios de estudio y que por ser las más abundantes fueron colectadas y evaluado porcentaje de colonización micorrízica, se presenta además una breve descripción de ellas. Las especies *Hordeum jubatum* y *Cynodon dactylon* fueron las que mayor porcentaje de colonización presentaron con un 71% y 70% respectivamente. La especie *Amarantus hybridus* fue la que menor porcentaje de colonización tuvo con 17%, mientras que *Urtica dioica* no presentó colonización. En 5 de las 11 especies revisadas se encontraron arbusculos en porcentajes altos.

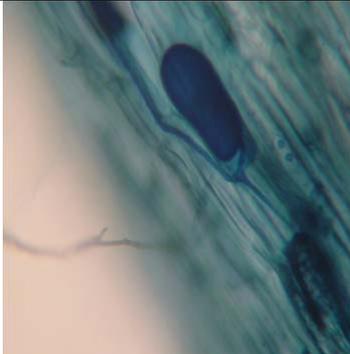
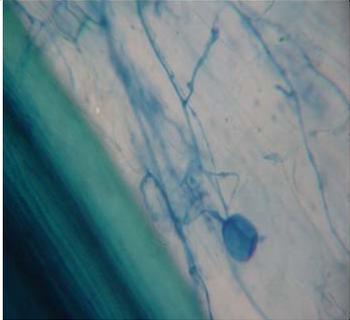
Cuadro 13. Especies herbáceas más abundantes en estos sitios de estudio.

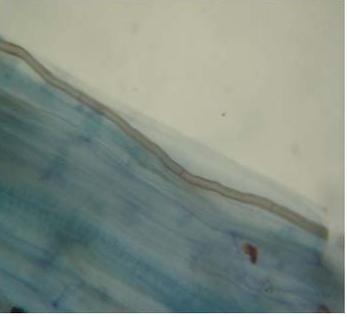
Especie de planta	Colonización radical	Porcentaje de Colonización radical	Descripción de la especie
 <p><i>Ambrosia psilostachya</i></p>		<p>Total 63</p> <p>Vesículas 21</p> <p>Arbúsculos 17</p>	<p><i>Ambrosia psilostachya</i> D.C. (Asteraceae)</p> <p>Hierba perenne, rizomatosa, raíz fibrosa con un tallo en la base del rizoma, ramificado arriba con ascendentes brotes axilares a menudo que termina en inflorescencia, erecta, 50-140cm de altura; monoica; brotes verde-grisáceo las vellosidades, con pelos dispersos, incoloros, glandulares cortos, aromático; rizoma profundo. Los tallos cilíndrico <7 mm de diámetro. Hojas opuestas helicoidalmente profundamente lobuladas pinnadas con 7 o más lóbulos, sésiles, pecioladas, sin estípulas; ausentes o indistintos de la hoja. Las Inflorescencias son cabezas unisexuales terminales en matrices, los brotes cortos en la base que tiene 3 o más cabezas pistilada. Florece de julio a mediados de noviembre. Se encuentra especialmente en suelos con trastornos, forma colonias de distintas alturas a partir de rizomas profundos, y es una de las pocas especies que florece cada año durante los meses secos del verano, cuando las demás especies están estresadas por déficit hídrico. Esta especie contiene sólo una semilla. (Maximino, 1979)</p>

 <p><i>Amaranthus hybridus</i></p>		<p>Total 17</p> <p>Vesículas observados no</p> <p>Arbúsculos observados no</p>	<p><i>Amaranthus hybridus</i> L. (Amarantaceae)</p> <p>Hierbas anuales, erectas, rojizas que miden 60-70 cm de altura. Hojas alternas, pecioladas, de forma aovada, ápice y base agudos, borde liso; el peciolo mide 3-5cm y el limbo 6-8 cm de largo por 2-4 cm de ancho, liso en ambas caras. Inflorescencias axilares o terminales estas últimas de 7-9 cm de largo. Las flores pequeñas y verdosas con un ovario de estigma trifido. Fruto casi globoso, dehiscente en forma transversal. Florece de agosto a septiembre. Es una maleza que crece a la orilla de los caminos y solares abandonados. Crece en casi todo el país. Además tiene la capacidad de fitoextracción de metales pesados (Ortiz, 2009).</p>
 <p><i>Bidens aurea</i></p>		<p>Total 52</p> <p>Vesículas 20</p> <p>Arbúsculos observados no</p>	<p><i>Bidens aurea</i> (Ait.) Sheff (Asteraceae)</p> <p>Planta herbácea, ruderal de hojas opuestas, elípticas, flores axilares en cabezuelas amarillas. Se encuentra en el valle der México, Michoacán etc. Hierba anual, erecta, con los tallos prismáticos-cuadrangulares, verdosos o algo purpúreos, mide de 50 cm a un metro de altura. Hojas pecioladas, membranosas, con lo peciolos de 2 mm a 4 cm de longitud subulados. Cabezuelas radiadas, situadas en el extremo de los tallos. Septiembre y octubre: lugares asoleados; borde de las zanjas y terrenos modificado (Maximino, 1979; Rzedowski, 2001).</p>

		<p>Total 70</p> <p>Vesículas 28</p> <p>Arbúsculos 27</p>	<p><i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers. (Poaceae)</p> <p>Maleza de origen extranjero. Es un zacate muy común, perenne de ramas ascendentes, de 10-14 cm. Hojas lineales de 6.5-7 cm, lampiñas, excepto la parte del cuello que es velludo. Inflorescencia saliente formada por unas 5 espigas ascendentes, digitadas, plumizas, que llegan a medir hasta 4cm de largo, provistas de numerosas espiguillas imbricadas. Es muy abundante y crece en todas partes. Colectada en la Sierra de Guadalupe, los Remedios, Cañada de Contreras, Xochimilco, Chapingo, etc. (Maximino, 1979; Rzedowski, 2001) Es tolerante en condiciones ácidas, alcalinas o salinas (Departamento de Alimentos y Agricultura (FAO), 2002); tolerando suelos salinos con hasta 18 milimhos de conductividad eléctrica en la solución del suelo. Soporta intervalos de pH desde aproximadamente 5.0-8 (USDA NRCS Plant Programa de Materiales 2000). A pesar de su amplia rango de tolerancia, tolera mejor los suelos alcalinos que los ácidos (Newman, 1992). También es capaz de soportar suelos sódicos, sin reducción del rendimiento de hasta un aproximado ESP (Porcentaje de sodio intercambiable) de 50, y un rendimiento del 40% de reducción con un ESP de 80 (Kumar y Abrol 1982).</p>
		<p>Total 19</p> <p>Vesículas observados no</p> <p>Arbúsculos observados no</p>	<p><i>Chenopodium berlandieri</i> Moq (Chenopodiaceae)</p> <p>Planta Anual varia de tallo en la base, erecto, con la ramas laterales ascendente de 55-150 cm de altura; con sólo hojas caulinares, pelos no perfumado (ligeramente maloliente, aplastados). Tallos son cilíndricos de 15 mm de diámetro, con 3 líneas descendente de cada hoja, resistente, con rayas de color amarillo pálido normalmente o rosado a violáceo hilos rojos separados por verde. La planta prefiere la luz y crece en suelos de arenosos, francos y arcillosos. Prefiere suelos ácidos, neutros y básicos (alcalino). No puede crecer a la sombra. Requiere suelo húmedo (Maximino, 1979).</p>

 <p><i>Eragrostis pectinacea</i></p>		<p>Total 40</p> <p>Vesículas 13</p> <p>Arbúsculos observados no</p>	<p><i>Eragrostis pectinacea</i> Michx. Nees (Poaceae)</p> <p>Plantas anuales, cespitosas, cañas de 10-60 cm de altura, nudos oscuros, raro con anillo glandular en uno o dos de ellos. Vainas glabras, con mechón de pelos a ambos lados del cuello. Lígulas de 0,2-0,5 mm. Láminas planas o involutas, de 1-7 mm de lat., escabrosas. Panojas ovoides o piramidales, de 5-30 cm, abiertas a la madurez; ramas delgadas, solitarias o apareadas, simples, ocasionalmente ramificadas. Pedicelo divergente hasta 20° con respecto al eje. Espiguillas lineares, de 4-11 mm, 6-22- floras. Glumas caedizas. Lemma ovada, de 1,7-2,2 mm de longitud, caediza. Pálea biaquillada, persistente o tardíamente caediza. Anteras 3, de 0,3 mm. Vive desde EE.UU. hasta Panamá y las Antillas (Maximino, 1979).</p>
 <p><i>Hordeum jubatum</i></p>		<p>Total 71</p> <p>Vesículas 32</p> <p>Arbúsculos 27</p>	<p><i>Hordeum jubatum</i> L. (Poaceae)</p> <p>Hierba perenne, con las cañas de color verde pálido delgadas, erectas, que miden 40 cm de altura; hojas angostas planas, que miden 10-15 cm de largo. Inflorescencias en forma de espigas de unos 8 cm de largo. Aristas de 2-5 cm de largo; espiguillas laterales reducidas a aristas delgadas; glumas de 3-6 cm. Es inútil como forraje, pues las largas aristas han causado la muerte del ganado. Es maleza frecuente en los alfalfares. Julio y agosto. Terrenos húmedos; Xochimilco y Mixquic. Carretera México-Toluca (Km. 13-14). Habita en suelos húmedos, alrededor de ríos o lagos y a menudo en hábitats salinos (Maximino, 1979; Rzedowski, 2001).</p>

 <p><i>Malva parviflora</i></p>		<p>Total 53</p> <p>Vesículas 24</p> <p>Arbúsculos 18</p>	<p><i>Malva parviflora L (Málvaceae)</i></p> <p>Hierba anual, glabra, erecta, que mide 30-40 cm. Hojas suborbiculares, reniformes, con lóbulos apenas perceptibles, miden 3-8 cm. Flores de 8-12 mm de diámetro, a veces menores; sépalos ovado- triangulares, ciliados; corola morado- pálida; carpelos glabros, con la superficie estriada. Fruto de 5 mm con las semillas de superficie reticulada, de 2 mm. (Maximino, 1979; Rzedowski, 2001). Es común en los suelos franco húmedos (Parker 1972), pero se informa crecer en una variedad de suelos, se encuentra en áreas de vegetación que tiene una conductividad del suelo por encima de 4 ms (umbral de comunidades de tipo halófitas) en el que las especies halófilas estaban presentes (Abbas y El Oqlah1992), indicando la planta tiene cierta tolerancia a la sal.</p>
 <p><i>Sonchus oleraceus</i></p>		<p>Total 61</p> <p>Vesículas 25</p> <p>Arbúsculos 20</p>	<p><i>Sonchus oleraceus L (Asteraceae)</i></p> <p>Hierba anual, erguida que mide 50-80 cm de altura. Las hojas basales con lóbulos dentados de 10-20 cm de largo, por 5-8 de ancho. Cabezuelas cimoso paniculadas, en el extremo de los tallos. Tallos huecos con jugo lechoso. Invólucro de 10-12 mm de altura. Flores numerosas, amarillas. Aquenios alargados, comprimidos, con varias costillas; vilano de pelos blancos, blandos, de 8 mm de largo. Es una maleza originaria de Europa, abundante en toda América en lugares húmedo común en tierras bajas, los lugares de desechos, terrenos sin cultivar y campos de cultivo. En Arizona se encuentra en un rango de elevación de 46 a 2,134 m (Parker 1972; Hutchinson et al, 1984) reporta que en Europa, cumple su ciclo anual en un amplia variedad de tipos de suelo, prefiriendo suelos con buen drenaje, ligeramente ácidos a los suelos alcalinos, y, que son tolerantes a los suelos salinos (Lewin, 1948 en Hutchinson et al., 1984).</p>

		<p>Total 47</p> <p>Vesículas observadas no</p> <p>Arbúsculos observados no</p>	<p><i>Sisymbrium irio Linn (Brassicaceae)</i></p> <p>Hierba de tallos escasamente pilosos, que mide 40-60 cm de altura. Hojas partidas, con los segmentos aserrados miden 4-6 cm de largo. Flores de corolas amarillas, pequeñas, en racimos terminales. Silicuas de 3-3.2 cm de largo, con los espacios que quedan entre las semillas hundidos. Es una maleza que crece a lo largo de las banquetas. Florece desde el mes de mayo. Ampliamente extendida (Maximino, 1979).</p>
		<p>Total 0</p> <p>Vesículas observadas no</p> <p>Arbúsculos observados no</p>	<p><i>Urtica dioica L (Urticaceae)</i></p> <p>Hierba poco ramosa, perenne, dioica, que mide 60-70 cm de altura, con toda la superficie cubierta de abundantes pelos urticantes. Hojas opuesto-cruzadas, que miden 9-12 cm de largo, con el pecíolo corto y el limbo oblongo-lanceolado o elíptico-lanceolado, el ápice agudo, la base redondeada y los bordes aserrados. Inflorescencias más largas que los pecíolos en glomérulos. Es una maleza de origen extranjero muy extendida; florece de julio a septiembre y abunda en la orilla de zanjas de Xochimilco y Mixquic. (Maximino, 1979; Rzedowski, 2001).</p>

Los suelos fueron moderadamente salinos, debido a esto tal vez las asociaciones que presentaron estos HMA con diferentes herbáceas fue muy variada pues ya que en todas las plantas herbáceas recolectadas estuvieron micorrizadas, a excepción de *Urtica dioica* que no presentó colonización. En las figuras 6, 7, 8, 9 se muestran las diferentes asociaciones micorrízicas de los géneros *Glomus* y *Entropospora* encontrados en los sitios de estudio y su posible asociación con diversas especies herbáceas presentes en los sitios de estudio. Así como la C.E, pH y número de esporas presentes en los sitios.

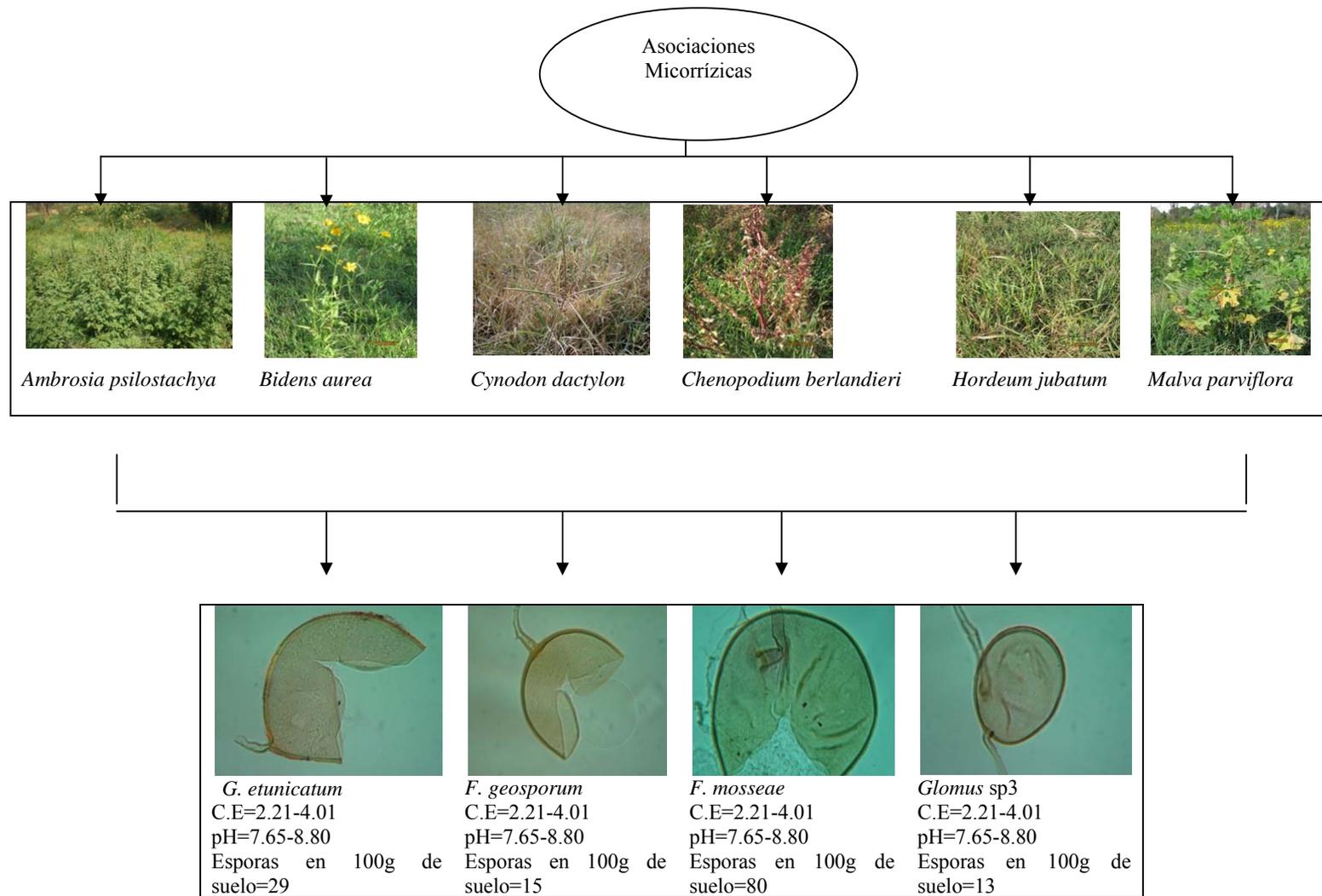


Figura 6. Asociaciones simbióticas que pueden establecer herbáceas con las distintas especies de hongos micorrízicos del sitio Barrio Los Reyes, se incluyen las propiedades del suelo relacionadas con la salinidad y/o sodicidad y la abundancia de los hongos.

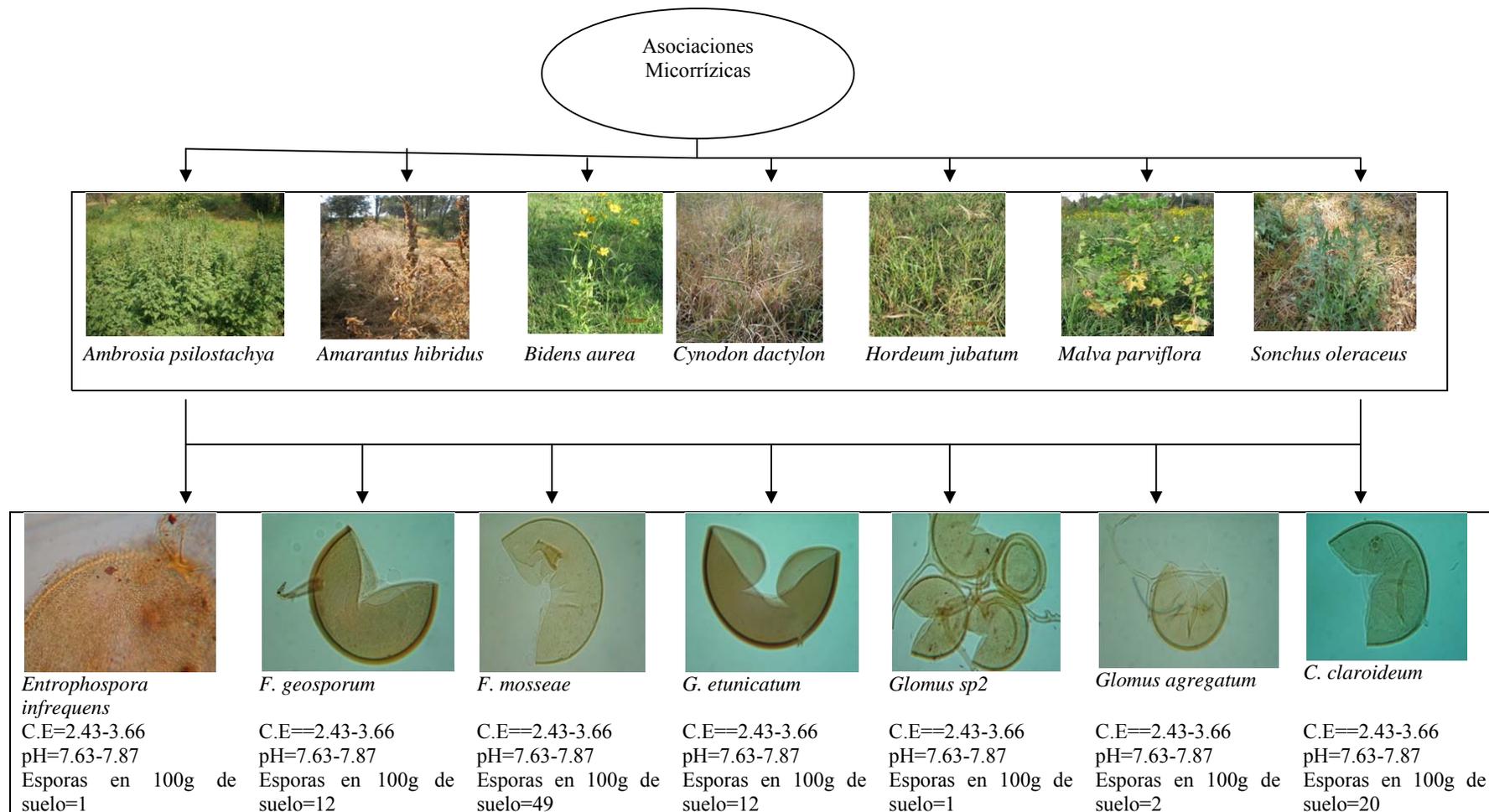


Figura 7. Asociaciones simbióticas que pueden establecer herbáceas con las distintas especies de hongos micorrízicos del sitio Barrio San Agustín, se incluyen las propiedades del suelo relacionadas con la salinidad y/o sodicidad y la abundancia de los hongos.

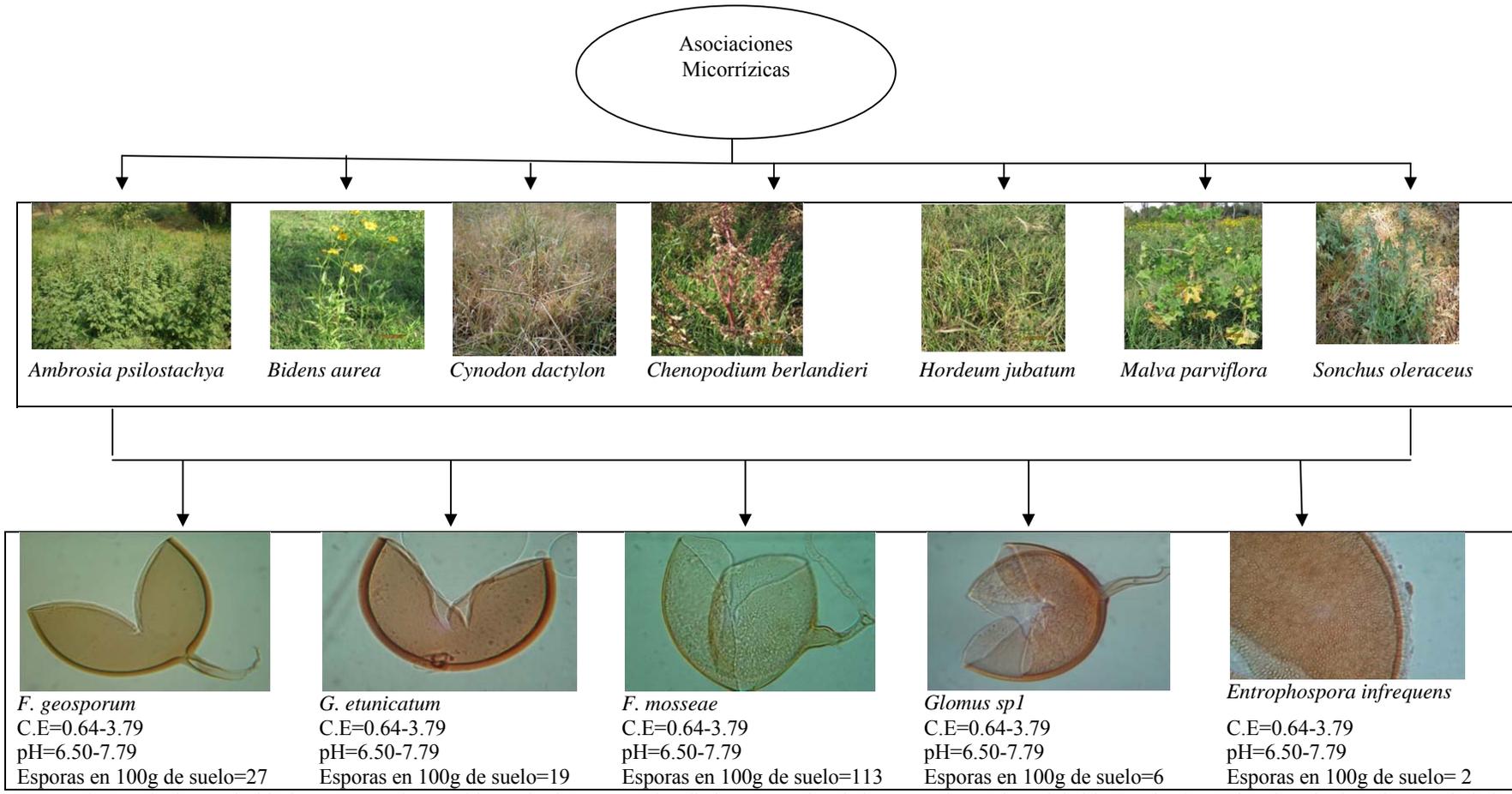


Figura 8. Asociaciones simbióticas que pueden establecer herbáceas con las distintas especies de hongos micorrízicos del sitio Barrio San Miguel, se incluye las propiedades del suelo relacionadas con la salinidad y/o sodicidad y la abundancia de los hongos.

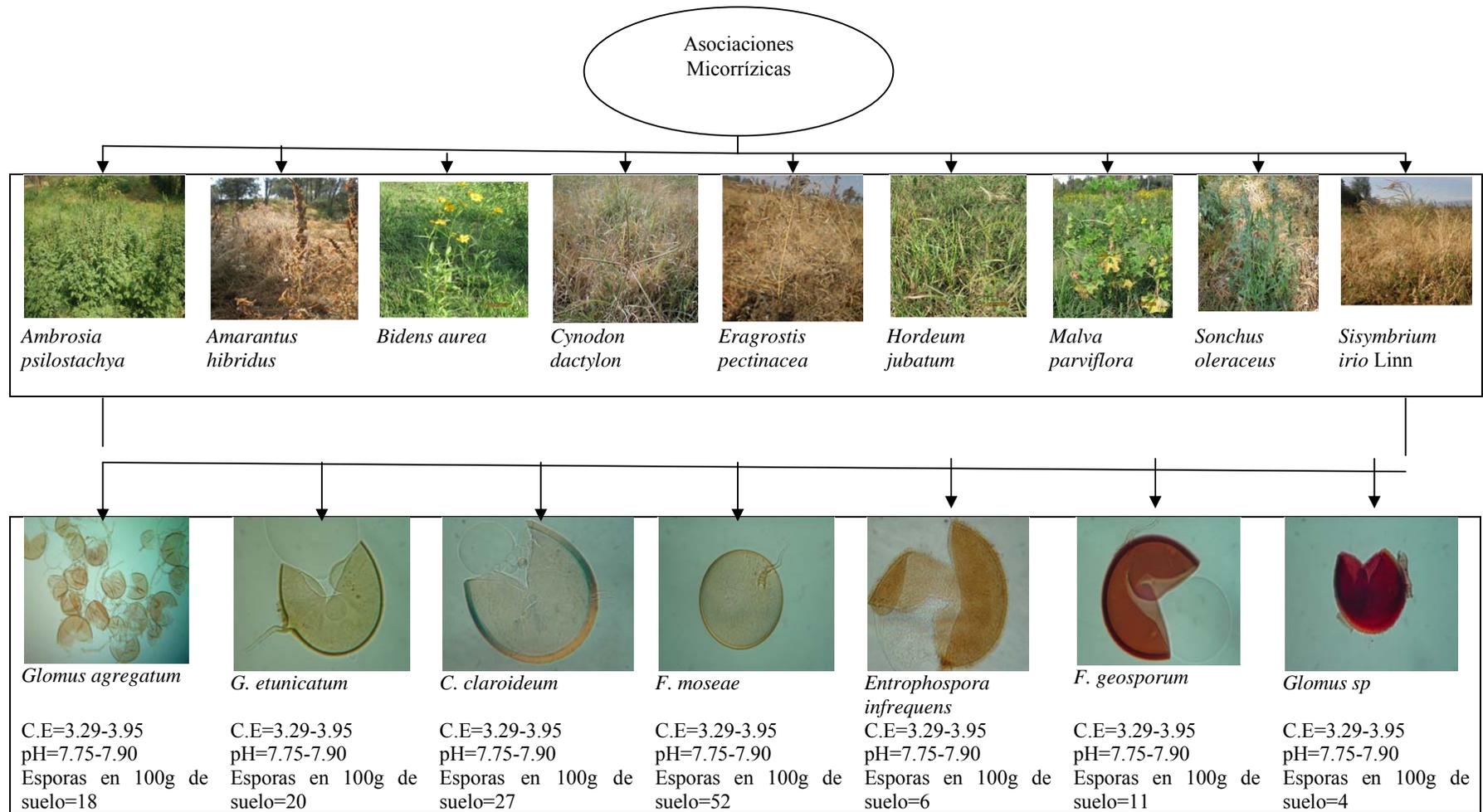


Figura 9. Asociaciones simbióticas que pueden establecer herbáceas con las distintas especies de hongos micorrizicos del sitio Ejido, se incluyen las propiedades del suelo relacionadas con la salinidad y/o sodicidad y la abundancia de los hongos.

X. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Las continuas practicas agrícolas y las aguas residuales y tratadas que son vertidas a los canales son una de las probables causas por las cuales las chinampas de Mixquic se han comenzado a salinizar mencionaba Aceves en 1985, 25 años después en los terrenos estudiados se observó la presencia de costras blancas a marrones, principalmente en la época de secas puesto que las sales tienden a subir a la superficie, lo que indica un grado de salinización.

Los terrenos estudiados varían según la ubicación y régimen de tendencia, ya que algunos son pequeña propiedad y otros son zona ejidal, todos estos terrenos tienen un canal de agua próximo por lo menos por uno de sus lados, lo cual le brinda buen aporte de humedad a los terrenos; el manto freático varia según la ubicación del terreno, en algunas zonas esta a 30cm, en otras 75 cm, por debajo del nivel del suelo en su parte menos profunda y a 1.80 m en la más profunda. Los relieves son homogéneos y sin pendiente.

En los sitios de estudio pertenecientes a San Andrés Mixquic (Tláhuac) se encontró que la textura fue franco-arcillosa para los Barrios de San Agustín, San Miguel y el Ejido. Solo un sitio presentó textura arcillosa que fue el Barrio de los Reyes, de manera similar Guevara (2009) reporta para suelos de Xochimilco una textura migajón-arcilloso a arcillosa, Domínguez (2012) encontró una textura migajón-arcilloso a arcillosa en suelos salinos de Hidalgo, Tena (2002) encontró para suelos salinos de Colima una textura migajón-limoso a franca. Tapia *et al.* (2008), reporta para suelos salinos de San Luis Potosí el predominio de arcillas confiriéndoles una textura franco- arcilloso a arcillosa, esta textura fue similar a la encontrada en las chinampas y causa una permeabilidad lenta y capacidad elevada de retención de agua disponible para las plantas.

Con respecto al pH para la zona Xochimilco y Tláhuac Ramos *et al.*, (2001) reportan pH's de 6.2 a 8.8, debido al alto contenido de materia orgánica. Para suelos salinos de San Luis Potosí se determinó un pH de 8.0 a 8.5 (Tapia *et al.*, 2008). Tena (2002) encontró en los suelos salinos de Colima un pH medido que va de 6.78-7.29. Domínguez (2012) encontró un pH que va de 8.02-8.49 en suelos salinos de Hidalgo. Guevara (2009) reporta un pH de 8.13-8.79 para suelos de Xochimilco. En los sitios de estudio en San Andrés Mixquic se encontró un intervalo de pH de 7.31 a 8.13, que son más bajos que los reportados por Guevara (2009). Sin embargo, en la clasificación de salinidad el pH de los suelos estudiados indica la presencia de sales clasificándolos como suelos salinos. Las respuestas de los hongos MA al pH del suelo son variables, encontrándose respuestas positivas de algunas especies de hongos MA en pH ácidos y de otras especies en pH's alcalinos, sin embargo, en suelos salinos la presencia de los hongos es minoritaria, ya que se encuentran solo los que resisten la condición salina (Clark *et al.*, 1999 b). En este estudio se observó que sólo los géneros de HMA *Glomus* y *Entrophospora* son funcionales en las condiciones de pH alcalinos que predominan en los sitios de estudio.

La conductividad eléctrica evaluada en los suelos salinos de San Luis Potosí fue de 8.0 a 10.8 dSm^{-1} (Tapia *et al.*, 2008). Domínguez (2012) reporta una C.E de 21.39 a 146.53 dSm^{-1} en suelos salinos de Hidalgo. Guevara (2009) encontró una C.E de 4.04 a 30.3 en suelos de Xochimilco. En los suelos estudiados se encontró una C.E de 0.64 a 4.01 dSm^{-1} . Estos valores son menores a los encontrados en los estudios mencionados anteriormente, lo que sugiere que los suelos de San Andrés Mixquic son suelos con menor contenido de sales, aunque entran en la clasificación de suelo salino con tendencias a problemas de sodicidad. Entre las plantas halofitas, la resistencia esta en función de la especie, edad, la duración de las condiciones extremas del factor de estrés y el tipo de iones presentes. En estas condiciones de C.E en los sitios de estudio se vio favorecida la micorrización pues ya que todas las especies descritas estuvieron micorrizadas en diferentes porcentajes con excepción de *Urtica dioica* la cual es una Chenopodiaceae.

En la zona chinampera hay suelos oscuros que se caracterizan por un elevado porcentaje de materia orgánica (MO). La acumulación de MO se puede atribuir a la anaerobiosis y a la hidromorfia del medio edáfico, provocando que la actividad de los microorganismos del suelo disminuya, Ramos *et al.*, (2001) encontraron que los valores de MO van de medios a muy altos (5.59- 24.86%). Guevara (2009) reporta un intervalo de 5.57- 12.89 % de MO para suelos de Xochimilco. Domínguez (2012) encontró un intervalo de 1.18-6.19 de MO en suelos salinos de Hidalgo. En suelos salinos de San Luis Potosí se determinó valores de MO que van de 2.0 a 4.8 (Tapia *et al.*, 2008), que caen dentro de la clasificación de bajo a medio. Tena (2002) encontró para suelos salinos de Colima valores que van de 1.35 a 2.09%. En San Andrés Mixquic se encontró valores en un amplio intervalo de 6.5 a 18.2% que van de medios a altos contenidos de materia orgánica. Según Allen (1999), los niveles moderados y altos de materia orgánica parecen promover el establecimiento de HMA y su persistencia. El hongo por su parte, aporta nutrimentos minerales especialmente los poco móviles como fósforo, absorbidos de la solución del suelo por medio de las hifas, estas estructuras de absorción favorecen la formación de coloides con la materia orgánica del suelo donde la mineralización ocurre. La aplicación de estiércol y otras fuentes de materia orgánica influye sobre la estructura, pH, la cantidad de nutrientes y la retención de humedad del suelo, todo esto influye directa o indirectamente sobre la eficiencia y el desarrollo de las micorrizas. El alto contenido de MO no favorece la cantidad de micelios ni la esporulación de las micorrizas arbusculares en el suelo, ya que las plantas no tienen limitantes, pero cuando el pH o la salinidad en la solución del suelo es alta, entonces los nutrimentos de la MO no están disponibles (Jeffries y Barea, 1999). En los sitios de estudio se tiene un alto contenido de materia orgánica, posiblemente como resultado de la acumulación por la baja actividad de los microorganismos descomponedores de los compuestos orgánicos, la M.O del suelo pudiera tener altos contenidos de lignina, que puede acumular altas cantidades de ácidos fenólicos, que al acumularse inhiben el crecimiento de las raíces, tal vez esta sea la causa

por la cual la simbiosis micorrizica en las platas silvestres sea tan alta pues le sirve de estrategia para su supervivencia.

Ramos *et al.*, (2001), determinaron que en la zona Xochimilco -Tláhuac el porcentaje de sodio intercambiable (PSI) fue mayor a 15%, en rangos que van de 19.01 a 94.59. Para suelos salinos de San Luis Potosí se determinó un PSI de 4.45 a 7.51 (Tapia *et al.*, 2008). En los sitios de estudio de San Andrés Mixquic se encontraron valores que van de 28 a 61 %, lo que indica que estos sitios ya presentan problemas de sodicidad.

Cuando los electrolitos se acumulan en los suelos, el equilibrio entre los cationes de la solución del suelo y aquellos adsorbidos por los coloides, maniobran continuamente para acomodar cambios en la composición y concentración de los cationes disueltos e intercambiables. Cuando el sodio se incrementa en la solución del suelo, la proporción de sodio adsorbido sobre los coloides, también se incrementa, ya que el sodio tiene mas baja afinidad por la arcilla que los otros cationes en el suelo (Otero *et al.*, 2003). En los sitios de estudio se encontró que el contenido de cationes intercambiables mantienen el siguiente orden: el mas alto fue el Na obteniendo un intervalo que va de 4.9- 25.6, el segundo es el K estuvo en un intervalo de 1.1- 1.4, el tercero es el Mg con valores de 7.2-7.7, y el último es el Ca que va de 3.0-6.8, en suelos salinos de Hidalgo, Domínguez (2012) reporta contenidos de Na que van de 27.0 a 39.7, el K encontró una media de 4.4, para el Mg encontró una media de 21 , y por último el Ca obtuvo una media de 2.13.

Para suelos salinos de San Luis Potosí se reporta que el fósforo aprovechable estuvo en un intervalo de 11 a 17 ppm (Tapia *et al.*, 2008), en este trabajo se encontraron contenidos de fósforo alto para los sitios Ejido, Barrio de San Agustín, Barrio de San Miguel, a muy alto para Barrio de Los Reyes (97- 304 mgL⁻¹). Mejorar la absorción de fosfato es el principal beneficio de la simbiosis micorrízica y la extensa red de hifas influye en las propiedades físicas y químicas del suelo directamente o indirectamente contribuye a la liberación de fosfato a partir de complejos inorgánicos de baja solubilidad. Altos niveles de fósforo en el suelo suelen inhibir la formación de la micorriza, aunque la disponibilidad del fósforo en el suelo puede deberse a factores como: tipo de suelo, pH y niveles de nitrógeno (Azcón y Barea 1992). El fosforo en los sitios de estudio fue muy alto seguramente resultado del elevado contenido de materia organica, a esto hay que sumarle la aplicación de fertilizantes químicos, y aunque se encontró una elevada cantidad de fosforo, este no necesariamente esta disponible en forma asimilable para las plantas, además, la disponibilidad de agua en el suelo influye sobre la disponibilidad de fósforo y en estos suelos se tienen temporadas de saturación de agua (estación de lluvias) y temporadas de secas en donde aparecen sales de sodio principalmente, modificando las formas químicas de

fosforo en el suelo y la cantidad de formas asimilables por la planta, en cuyo caso la planta necesita de las micorrizas y otros microorganismos edáficos para poder asimilar el fosforo disponible en estos suelos, posiblemente esta sea la causa de que haya simbiosis micorrízica con las plantas silvestres de estos sitios.

Con respecto a los nitratos, las sales del ácido nítrico HNO_3 son muy solubles en agua debido a la polaridad del ion. Esta es la forma del nitrógeno más estable termodinámicamente en presencia de oxígeno, por lo que, en los sistemas acuáticos y terrestres en suelos bien aireados, los materiales nitrogenados tienden a transformarse en nitratos ya que el ion nitrito es menos estable y muy reactivo, el nitrito puede actuar como oxidante y reductor causando que los nitritos se transformen rápidamente en nitratos y que estos últimos predominen en el agua, lo que puede estar ocurriendo en la solución del suelo. El contenido de nitratos fue muy alto para todos los sitios, lo que puede deberse al alto contenido de materia orgánica, uso de abonos de animales, uso de fertilizantes químicos y a la presencia y acción de los microorganismos para descomponer los desechos que contienen nitrógeno orgánico se en el suelo o el agua, para formar iones nitrito y ser origen de los nitratos. Numerosos autores señalan que el fertilizante nitrogenado puede suprimir la colonización micorrízica (Buwalda y Goh, 1982; Johnson *et al.*, 1984) o favorecerla (Aziz y Habte, 1989), mientras que Azcón y Barea (1992) plantean que la actividad micorrízica puede favorecer la absorción del nitrógeno.

El nitrógeno en el suelo puede estar en forma mineral u orgánica, aunque las plantas sólo pueden absorberlo como compuestos minerales, mientras que las formas orgánicas necesitan sufrir transformaciones para ser utilizadas por estas. Las hifas son capaces de absorber tanto fuentes nítricas como amoniacales (Fernández, 1997). Según Barea *et al.* (1991) los mayores efectos de los HMA están enmarcados en la absorción del NH_4^+ ya que el NO_3^- se difunde más rápidamente en la rizosfera; sin embargo, en suelos con altos niveles de nitrificación se crea la expectativa de que las plantas micorrizadas hagan mejor utilización del NO_3^- . La carencia de buena aireación por sobresaturación de agua en el suelo (temporada de lluvias) y la concentración de iones Na^+ en temporada de sequía como es el caso de los sitios de estudio, limita la translocación de nitrógeno, tal vez esta sea una de las razones por las cuales las plantas de los sitios de estudio estaban altamente micorrizadas.

Por último, un estudio realizado en suelos salinos y/o sódicos de la zona lacustre de Xochimilco-Tlahuac (Miramontes *et al.*, 1999), clasifico el RAS de algunos lugares de San Andrés Mixquic como clase C3-S1, este autor considero las evaluaciones en la solución de suelo como C3: "Agua altamente salina" y S1: "Agua baja en sodio" (ver anexo II). Con este criterio todos los sitios estudiados entran en la clasificación de C4-S1, C4: "Agua muy altamente

salina” y S1:”Agua baja en sodio” (ver anexo II). Esto genera duda sobre la sodicidad de los suelos y tal vez se requiera un estudio más específico para entender la dinámica de sales en estos los suelos de estos sitios.

Evaluación de la riqueza y densidad de esporas de los HMA presentes en suelos agrícolas salinos de San Andrés Mixquic.

Juniper y Abbott (1993) mencionan que las especies de hongos micorrizicos más comunes en los suelos salinos pertenecen al género *Glomus*, pero mencionan que las especies se ven afectadas por las características químicas del suelo. En general, la cantidad de esporas en la rizósfera de las plantas de un suelo salino es limitada, se han reportado valores que fluctúan en un intervalo entre 0 y 40 esporas en 50 g suelo de los dos géneros: *Glomus* y *Gigaspora* en suelos salinos de Colima (Tena, 2002). En suelos salinos del estado de San Luis Potosí se reportan densidades de 160-460 en 100g de suelo y se identificaron tres diferentes géneros: *Acaulospora*, *Gigaspora* y *Glomus* (Tapia *et al.*, 2008). Guevara (2009) contabilizó densidades de esporas entre las 4 y 114 en 100g de suelo en parcelas de Xochimilco e identificó sólo el género *Glomus*. Domínguez (2012) reporta para suelos salinos de Hidalgo a los géneros: *Glomus* y *Pacispora* sp, con una densidad de esporas de 71 a 634 en 100g de suelo. En las muestras de suelos recolectadas en los sitios San Agustín, San Miguel, Los Reyes y el Ejido, se identificaron dos géneros de HMA, *Glomus* y *Entrophospora*, con una densidad de esporas que va de 75 a 168 esporas por 100g de suelo. Cabe mencionar que se encontraron muchas esporas de HMA parasitadas debido a que están en contacto con otros muchos y muy diversos microorganismos del suelo que pueden utilizar a estas esporas como recursos alimenticios. Por otra parte en los suelos perturbados debido a la labranza disminuye la abundancia y diversidad de los HMA, sin embargo hay una clara evidencia que indica que la diversidad de las comunidades de los HMA, en los suelos agrícolas, tiende a disminuir con la aplicación de insumos y el manejo tecnificado (Jonson y Pflieger, 1992). En lo que respecta a la diversidad se determinaron los índices Margalef, Shannon-Wiener y Simpson en cada sitio, encontrando valores de 0.656 a 1.25 Margalef, de 0.856 a 1.459 con el índice Shannon-Wiener, y de 0.453 a 0.716 con el índice de Simpson. Guevara (2009) determinó el índice de diversidad de Simpson en suelos de Xochimilco y obtuvo un intervalo de 2.66 a 6.29, valores que contrastan con los resultados obtenidos en suelos de San Andrés Mixquic pues los valores son menores a los reportados por Guevara, lo que indica que hay una menor diversidad de HMA. Sin embargo, si consideramos que el índice de Simpson toma valores de 0 a 1 entonces, los valores de Guevara resultan muy altos.

En lo que respecta a la propagación los HMA provenientes de estos suelos agrícolas salinos en el invernadero empleando cultivos trampa, se debe mencionar que no se logró este objetivo pues

no se propagaron estos hongos, esto pudo deberse a que la especie de pasto elegida como planta trampa (*Lolium multiflorum*) no crece de forma natural en la zona y eso pudo haber afectado el resultado así como el nivel de salinidad del suelo utilizado en el sustrato, a la baja densidad de esporas encontradas en el suelo rizosférico, o a las altas temperaturas que se presentaron en el invernadero, condiciones que van en contra de lo que propone Vázquez (2007), quién menciona que para producir un inoculante de buena calidad y funcional de HMA, la fuente de inoculante debe provenir del conjunto de hongos que están asociados a las raíces o que se encuentran en el suelo rizosférico de las plantas que crecen espontáneamente, ya sea en ecosistemas naturales o en agroecosistemas.

Evaluación del porcentaje de colonización micorrízica de las plantas herbáceas que crecen espontáneamente en los suelos agrícolas salinos.

Con relación a las herbáceas recolectadas que crecen espontáneamente en los sitios estudiados, se observó que los pastos *Hordeum jubatum* y *Cynodon dactylon* presentaron el 71% y 70% de micorrización radical, estos porcentajes fueron los más altos registrados para las especies colectadas en todos los sitios. Domínguez (2012) reporta un porcentaje de colonización de 7.7 a 5.1 % para *C. dactylon* y para *H. jubatum* un porcentaje de colonización de 12 a 55% en suelos salinos en Ixmiquilpan, Hidalgo. Posiblemente estos pastos pueden estar colonizados por varias especies de HMA, no teniendo afinidad por una en especial. Otros autores señalan que especies vegetales que normalmente no micorrizan lo hacen a altas concentraciones salinas y esta se mantiene aunque en menor proporción cuando los valores de C.E disminuyen hasta un límite de concentración 3dSm^{-1} (Carvalho *et al.*, 2004; Hildebrandt *et al.*, 2001), esto es un dato nuevo para estas especies, ya que la literatura cita otras estrategias de tolerancia a la salinidad afines a la familia Poaceae como excreción, secreción o extrusión, la cual se realiza a través de glándulas secretoras (Waisel, 1972) o a través de mecanismos de extrusión activa en los cuales las glándulas presentan una aparente selectividad entre los iones Na^+ y K^+ (Levitt, 1980).

Este trabajo mostró que en condiciones de sodicidad y/o salinidad las especies de la familia Chenopodiaceae son susceptibles de ser colonizadas. Sin embargo, esta habilidad no es atribuible a la capacidad fisiológica de la Chenopodiaceae para necesitar de la asociación micorrízica, sino a la alta esporulación que desarrollan dichos hongos, en tal caso, se infiere que la relación hongo-herbácea podría favorecer más al hongo que a la planta atribuyéndole una relación más cercana a la parasitación que a la simbiosis. Domínguez (2012) reporta un porcentaje de colonización de 0 en suelos salinos de Hidalgo. Guevara (2009) reporta un porcentaje de colonización de 0 a 15 en suelos de Xochimilco. En el presente estudio se

encontró que *Chenopodium berlandieri* presentó colonización de un 19% y únicamente estuvo presente en los sitios Barrio de San Miguel y Barrio de los Reyes.

En cuanto a *Urtica dioica*, el estudio demostró que el HMA no coloniza a esta especie, sin embargo, esta especie está colonizada por otro hongo endófito. Aunque Guevara (2009) menciona que a altas concentraciones de salinidad se pueden establecer la simbiosis micorrizica con algunas especies de HMA como *C. claroideum* y *F. mosseae*.

Guevara (2009), menciona que *Bidens aurea* y *Ambrosia psilostachya* consideradas como glicófitas, aparecieron durante la época de lluvias, en este trabajo se les encontró en la estación de secas lo que demuestra su tolerancia a salinidad elevada o sodicidad. Sin embargo, la presencia de la micorrización en estas herbáceas fue baja. *Ambrosia psilostachya* presentó micorrización menor al 40%, aún en suelos donde la CE fue mayor a 6 dSm^{-1} , los resultados obtenidos por Guevara en *Ambrosia psilostachya* fue de un 63%, esta diferencia puede estar relacionada a las condiciones de los sitios estudiados, los sitios reportados por Guevara presentaron una C.E cercana a 4.01 dSm^{-1} .

La especie *Malva parviflora* se encontró en todos los sitios de estudio y tuvo una colonización de 53%. La especie *Sonchus oleraceus* se encontró presente en el Ejido, Barrio de San Agustín y Barrio de San Miguel tuvo una colonización del 61%, Xiong (1997) reportó la tolerancia al plomo de *Sonchus oleraceus* y la propone como especie fitoremediadora de ambientes contaminados con este metal.

Amaranthus hybridus se encontró presente en Ejido y Barrio de San Agustín, aunque la literatura dice que esta especie no es susceptible a ser colonizada por HMA, en estas condiciones se le encontró colonizada en un 17%, este valor es relativamente bajo en comparación con las demás especies encontradas. Ortiz (2009) en un estudio sobre fitoremediación de suelos contaminados con plomo y cadmio usando *A. hybridus* combinada con micorrizas, demostró la inducción de la colonización de esta especie, aunque el suelo no era salino o sódico, presentó un pH de 8.2, conductividad eléctrica de 2.0 dSm^{-1} y porcentaje de sodio intercambiable de 5.36, lo que muestra que es una especie tolerante.

Por último para las especies *Eragrostis pectinacea* y *Sisymbrium irio* sólo estuvieron presentes en el sitio el Ejido, ambas especies presentaron colonización micorrizica, la primera del 40% y la segunda de 47%. De estas especies no hay información disponible en sitios de estudio similares, este estudio podría ser uno de los primeros para estas especies. Lasat (2002), menciona que las primeras plantas hiperacumuladoras de metales pesados en suelos son miembros de las familias *Brassicaceae* y por ello son de gran interés, especialmente para

destoxificar un ambiente contaminado con metales pesados, *Sisymbrium irio* pertenece a esta familia, se le encontró en el sitio el Ejido.

Las características químicas de un suelo determinan la vegetación que se establecen en él (Al-Homaid *et al*, 1990). Sin embargo, en el caso de los HMA aún no se conoce que tan determinantes son las propiedades del suelo como la salinidad sobre su abundancia o diversidad, en este trabajo se encontraron algunas morfoespecies especies de los géneros *Glomus* y *Entrophospora* lo que sugiere que pueden ser tolerantes a las características de salinidad de estos suelos, además la colonización encontrada en las diversas plantas herbáceas recolectadas en los sitios generan un abanico de posibilidades de establecimiento de la simbiosis micorrizica arbuscular, esta diversidad de interacciones fitobionte-micobionte conforman las primeras comunidades vegetales que se establecen en los suelos de chinampa cuando estos son abandonados por el efecto de la salinidad, además las plantas silvestres que toleran la salinidad del suelo pueden ser la única posibilidad de que los HMA permanezcan en el sistema dado que los HMA son organismos biotrofos obligados y para completar su ciclo de vida necesitan colonizar una planta susceptible de ser colonizada y establecer la simbiosis. Al parecer la C.E presente en estos suelos no es una limitante para que la simbiosis micorrizica se establezca.

XI. CONCLUSIONES

Se determinó que los suelos tiene características como pH menor a 8.5 característico de suelos salinos, una conductividad eléctrica menor a 4 dSm⁻¹ y PSI mayor a 15% característico de suelos sódicos.

La densidad de esporas en los diferentes sitios fue de 75 a 168 en 100g de suelo seco, semejante a los valores que se han encontrado en otros trabajos sobre suelos salinos.

Las especies de HMA que se encontraron son: *Entrophospora infrequens*, *Glomus aggregatum*, *Claroideoglomus claroideum*, *Glomus etunicatum*, *Funneliformis geosporum* y *Funneliformis mosseae*.

Las gramíneas *Cynodon dactylon* y *Hordeum jubatum*, son las especies silvestres más importantes como colonizadoras de los suelos de chinampa salinizados, además están en simbiosis micorrizica en todos los sitios de estudio con altos porcentajes de colonización.

Chenopodium berlandieri y *Amaranthus hybridus*, son especies que se consideran no micófilas pero en estas condiciones presentaron colonización, posiblemente como estrategia de tolerancia para establecerse en estos suelos de las chinampas de San Andrés Mixquic.

Las especies *Bidens aurea* y *Ambrosia psilostachya* consideradas como glicófitas, aparecieron en la estación seca lo que sugiere mayor tolerancia a condiciones estresantes de salinidad o sodicidad.

Malva parviflora, *Sonchus oleraceus*, *Eragrostis pectinacea* y *Sisymbrium irio* se encontraron en las chinampas estudiadas esto sugiere tienen una tolerancia a la salinidad.

Las combinaciones de las especies herbáceas con los diferentes HMA mostraron mayor diversidad en el sitio Ejido y el Barrio de San Agustín y menor número de combinaciones en las chinampas del Barrio de San Miguel y del Barrio de los Reyes.

XII. REFERENCIAS

1. Abbas J.A. y A.A. El-Oqlah. 1992. Distribution and communities of halophytic plants in Bahrain. *Journal of Arid Environments* 22:205-218.
2. Abbott K.L. y Robson A.D. 1991. Factors influencing the occurrence of vesicular arbuscular mycorrhiza. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 35: 121- 150.
3. Aceves N. E. 1985. Salinity Problems in Food Production of the Mexican Irrigation Districts. From Water Policy in World Food Supplies: Proceedings of the conference. Texas. University. P.123-133.
4. Aguirre J. M. de L. 2005. Los suelos de las chinampas de Xochimilco ¿antropicos o naturales?. 1er. Coloquio franco-mexicano sobre Chinampas y “hortillonnages. Territorios intraurbanos frágiles entre tierra y agua. 34 pp.
5. Alarcón A. 2001. Comentario: Actualización de la taxonomía de los Glomales. *Terra Latinoamericana* 19:103-104.
6. Alexander T. Weber H. C. 1988. Dynamics of arbuscule development and degeneration in mycorrhizas of *Triticum aestivum* L, and *Avena sativa* L, with reference to *Zea mays* L. *New Phytologist* 110:363-370.
7. Al-Homaid N. Sadiq M. y Khan M.H. 1990. Soile desert of Saudi Arabia and their relation to soil characteristics. *Journal of Arid Environments* 18:43-49.
8. Allen F. 1999. La micorriza y la rehabilitación de suelos áridos perturbados: procesos y prácticas. Págs. 151-165. En: *Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos*. R. Orellana, J. A. Escamilla y A. Larqué-Saavedra. Eds. Centro de Investigación Científica de Yucatán. México.
9. Álvarez S. J. y Monroy A. A. 2008. Técnicas de estudio de las asociaciones micorrízicas y sus implicaciones en la restauración. UNAM. Ed. Las prensas de Ciencias. México.
10. Álvarez-Sánchez M. E. Marín-Campos A. 2011. Manual de procedimientos analíticos de suelo y planta, laboratorio de química. Departamento de Suelos. Universidad Autónoma Chapingo. México.
11. Aziz T. y Habte M. 1989. Interaction of *Glomus* species and *Vigna inguiculata* in an Oxisol sub jected to simulated erosion. *New Phytologist*. 113:353-357.
12. Azcón-Aguilar C. Bago B. Barea J.M. 1998. Saprophytic growth of arbuscular-mycorrhizal fungi. In A Varma, B Hock, Eds. *Mycorrhiza: Structure, function, molecular biology and biotechnology*. Springer, Heidelberg. p. 391-408.
13. Azcón, R. y Barea, M. J.1992. Nodulation, N₂ fixation (15N) y N nutritional relationship in mycorrhizal or phosphate-amended alfalfa plants. *Symbiosis*.12: 33-41.
14. Azcón-Bieto, J, y Talón M. 2003. Fundamentos de fisiología vegetal. McGraw-Hill-Interamericana. p. 34-40.

15. Azcón R. y El-Atrach F. 1997. Influence of arbuscular mycorrhizae and fertilization on growth, nodulation and N₂ fixation (15N) in *Medicago sativa* at four salinity levels *Biology Fertility Soils* 24:81-86.
16. Bago B. Zipfel W. Williams R. M. Piché, Y. 1999. Nuclei of symbiotic arbuscular mycorrhizal fungi as revealed by in vivo two-photon microscopy. *Protoplasma* 209:77-89.
17. Balestrini R. y Hahn M. G. 1996. Differential localization of carbohydrate epitopes in plant cell walls in the presence and absence of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant Physiologist* 111:203-213.
18. Balestrini R. y Lanfranco. L. 2006. Fungal and plant gene expression in arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*. Springer-Verlag 16:509–524.
19. Barea, J.M. 1991. *Advances soil Science*. Springer Verlag. p. 1-10.
20. Barea, J. M. Azcón-Aguilar, C. Ocampo, A. J y Azcón, R. 1991. Morfología, Anatomía y Citología de los MVA. *Fijación Biológica de Nutrientes*. Madrid. p. 159-173.
21. Barea J. M. Ferrol N. Azcón-Aguilar C. y Azcón R. 2008. Mycorrhizal symbioses. Págs. 143-163. In *The Ecophysiology of Plant-Phosphorus Interactions*. Series: *Plant Ecophysiology*, Vol. 7. Eds. P.J. White y J.P. Hammond. Dordrecht. Springer.
22. Barea J. M. Pozo M.J. Azcón R y Azcón-Aguilar C. 2005b. Microbial co-operation in the rhizosphere. *Journal Exposition Botany* 56: 1761-1778.
23. Bécard G. Doner L.W. Rolin D.B. Douds D.D. Pfeffer P.E. 1991. Identification and quantification of trehalose in vesicular- arbuscular mycorrhizal fungi in vivo ¹³C NMR and HPLC analyses. *New Phytologist* 118:547-552.
24. Bécard G. Kosuta S. 2004. Partner communication in the arbuscular mycorrhizal interaction. *Journal Botany* 82: 1186-1197.
25. Bécard G. y Pfeffer P. E. 1993. Status of nuclear division in arbuscular mycorrhizal fungi during in vitro development. *Protoplasma* 174:62-68.
26. Beilby J.P. 1980. Fatty acids and composition of ungerminate spores of the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Acaulospora laevis*. *Lipids* 15: 949-952.
27. Bidwell R.G.S. 1982. *Fisiología Vegetal*. Ed. AGT Editor. México.
28. Bohn, H. L. 1993. *Química del Suelo*. Editorial Limusa. México.
29. Bonfante-Falsolo P. 1984. Anatomy and morphology of VA mycorrhizae. Págs. 35-46. In Powell C.L, Bagyaraj D.J. Eds. *VA Mycorrhiza*. CRC Press. Boca Raton. Florida.
30. Bonfante-Fasolo P. Peretto R. Peretto S. 1992. Cell surface interaction in endomycorrhizal symbiosis. Págs. 239-255. In *Journal Arid Callow*. JR Green. Eds. *Perspectives in plant cell recognition*. Cambridge University Press, Cambridge, UK.

31. Bonfante P. 2001. At the interface between mycorrhizal fungi and plants the structural organization of cell wall, plasma membrane and cytoskeleton. *The mycota IX. Fungal Associations* Hock. Ed. Springer-Verlag Berlín Heidelberg.
32. Buwualda J. y Goh K. 1982. Host-fungus competition for carbon as a cause of growth depression in vesicular arbuscular mycorrhizal ryegrass. *Soil Biology. And Biochemistry* 14:103-106.
33. Carvalho L. M., Correia P. M. y Martins-Loução M. A. 2004. Arbuscular mycorrhizal fungal propagules in a salt marsh. *Mycorrhiza* 14:165–170.
34. Centro de excelencia en el análisis del medio ambiente de Quebec. Determinación de ortofosfato en agua: método colorimétrico de ácido ascórbico. Edición: 1999-02-10 Revisión: 2008-04-04.
35. Clark C. A, Zobel R. W. Zeto S.K. 1999b. Effects of mycorrhizal fungus isolates on mineral acquisition by of *Panicum virgatum* in acidic soil. *Biology Fertility Soil* 9:167-196.
36. Cooke J. C. Gemma J. N. Koske R.E. 1987. Observations of nuclei in vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycologia* 79:331-333.
37. Copeman H. R. Martin Ch. A. y Stutz J. C. 1996. Tomato growth response to salinity and mycorrhizal fungi from saline or nonsaline soils. *HortScience* 31:341-344.
38. Crecimanno, G. Iovono. y Provenzano, G. 1995. Influence of salinity and sodicity on soil structural and hydraulic characteristics. *Soils Science Society American Journal*.59:1701-1708.
39. Cruz F. G. 2006. Ecología de suelo un enfoque hacia la nutrición mineral de plantas superiores. FES Zaragoza UNAM.
40. Chang, C., Sommerfeldt T.G. y Sentz T. 1987. Soil salinity and sand content variability determined by two statistical methods in an irrigated saline soil. *Canadian Journal Soil Science* 68:209-221.
41. Chorom, M. y Regasamy P. 1997. Carbonate chemistry, pH, physical proprieties of an alkaline sodic soil as affected verius amendments. *Australian Journal of Soil Research* 35: 149-161.
42. Churchman, G. J. Skjemstad, J.O. y Oades, J.M. 1993. Influence of clay mineral and organic matter on effects of sodicity on soils. *Australian Journal of Soil Research* 31:779-800.
43. Domínguez de la C. E. 2012. Tolerencia a la salinidad de asociaciones plana-hongos micorrízicos arbusculares en un suelo salino de Taxadhó y Maguey Blanco Ixmiquilpan, Hidalgo. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. UNAM.

44. Escobar, A.C.J., Colorado, G.G., Paez, D. y Zuluaga P.J.J. 1998. Micorriza (MVA) recurso microbiológico para desarrollar una agricultura sostenible. Ed. Promedius. Colombia.
45. Fernández, F.1997. Uso, manejo y comercialización de los hongos micorrízicos VA. Conferencias impartidas en la maestría de Biofertilizantes y nutrición de las plantas. Instituto Nacional Cubano de Agricultura (INCA).
46. Fitzpatrick, W.R. Boucher, S.C. Naidu, R. y Fritsch, E. 1994. Environmental consequences of soil sodicity. *Australian Journal Soil Research* 32:1069-1093.
47. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). 2002. *Cynodon dactylon* (L.) Pers. Grassland Index. Website: <http://www.fao.org/waicent/faoinfo/agricult/agp/agpc/doc/gbase/mainmenu>.
48. Frank, A.B. 1885. Ueber die auf Wurzelsymbiose beruhende Ernährung gewisser Baume durch unterirdische Pilze. *Berichte der Deutsch Botanische Gesellschaft* 3: 128-145.
49. Frank, B. Salesbury, Cleon, W. Ross. 2000. Fisiología de las plantas. *Paraninfo Thomson Learning* 32: 130-155.
50. García-Garrido, J.M. García-Romera I. 2000. Hydrolitic enzymes and ability of arbuscular mycorrhizal fungi to colonize roots. *Journal Exposition Botany* 51:1443-1448.
51. García R.1983. Instituto de Geografía, UNAM, México D.F, *Anales del Instituto de Biología*, 2000.
52. García R. S, 2006. Efecto de las micorrizas arbusculares sobre la regulación de genes implicados en el metabolismo carbonado en plantas de tomate (*Solanum esculentum*). Tesis Doctoral. Universidad de Granada. España. 179 pp.
53. García-Sánchez, R. 2011. Diversidad funcional de los hongos micorrizógenos arbusculares de islas de recursos del Valle del mezquital, Hidalgo. Tesis Doctoral. Colegio de Posgraduados, Montecillos, México.
54. Gerdemann J. W y Nicolson T. H. 1963. Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society* 46: 235-244.
55. Gianinazzi-Pearson, V. 1991. Protein expression in vesicular-arbuscular endomycorrhizas. IV Reuniao Brasileira sobre micorrizas.
56. Gianinazzi-Pearson, V. Branzanti B. Gianinazzi, S. 1989. In vitro enhancement of spore germination and early hyphal growth of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus by host root exudates and plant flavonoids. *Symbiosis* 7: 243-255.
57. Gianinazzi-Pearson, V. y Gianinazzi, S. 1981. Role of endomycorrhizal fungi in phosphorus cycling in the ecosystem. Pags. 637-652. In: Wieklow, D. and G.C. Carroll. Eds. *The Fungal community, its organization and role in the ecosystem*.

58. Giovannetti, M. 2000. Spore germination and pre-symbiotic mycelial growth. Pags. 47-68. In Kapulnik Y, Douds D. Eds. Arbuscular mycorrhizas: physiology and function. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht.
59. Giovannetti, M. Avio, L. 1993. Factors affecting appressorium development in the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. Gerd and Trappe. New Phytologist 123:115-22.
60. Giovannetti, M. Sbrana, C. 1994. Early processes involved in host recognition by arbuscular mycorrhizal fungi. New Phytologist 127: 703-709.
61. Glass A. D. M. Siddiqi M. Y. Ruth T. J y Rufty T. W. 1990. Studies of the uptake of nitrate in barley. II. Energetics. Plant Physiology 93:1585-1589.
62. González E. J. 2004. Lemna en el Lago de Maracaibo (Venezuela). Red de Eutrofización de Lagos y Embalses. <http://rele.fcien.edu.uy/publicaciones/>
63. Gónzales-Guerrero, M., Benabdellah, K., Ferrol, N. y Azcón-Aguilar, C. 2009. Mechanisms underlying heavy metal tolerance in arbuscular mycorrhiza. Pags. 107-121. In C. Azcón-Aguilar, J. M. Barea, S. Gianinazzi y V. Gianinazzi-Pearson. Eds. Mycorrhizas: Functional Processes and Ecological Impact. Heidelberg Springer- Verlag.
64. Govindarajulu, M., Pfeffer, P.E., Jin, H.R., Abubaker, J., Douds, D.D., Allen, J. W., Bucking, H., Lammers, P.J. y Shachar-Hill, Y. 2005. Nitrogen transfer in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. Nature 435:819-823.
65. Guevara, O. M. 2009. Especies de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) y su influencia en la tolerancia y bioacumulación de sales en *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. Cicla. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. UNAM.
66. Harrison, M.J. 1997. The arbuscular mycorrhizal symbiosis: an underground association. Trends Plant Science 2:54-60.
67. Hernández, M. I. 2001. Las micorrizas arbusculares y las bacterias rizosféricas como complemento de la nutrición mineral de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) Tesis de Maestría. Instituto Nacional Cubano de Agricultura.
68. Herrera-Peraza RA, Ferrer RL, Orozco MO, Hernández G, Vancura V .1984. Fertilización y micorrizas VA. II. Análisis del balance de macroelementos en varios experimentos. Acta Botanica Cubana 20: 111-142.
69. Hildebrandt U. Janetta K. Ouziad F. Renne B. Nawrath K. y Bothe H. 2001. Arbuscular mycorrhizal colonization of halophytes in Central European salt marshes. Mycorrhiza 10:175–183.
70. Hodge. A. 2000. Microbial ecology of the arbuscular mycorrhiza. FEMS Microbiology Ecology 32:91 96.

71. Hooker, J.E. y D. Atkinson. 1992. Application of computer-aided image analysis to studies of arbuscular endomycorrhizal fungi effects on plant root system morphology and dynamics. *Agronomic* 21: 821-824.
72. Hosny, M. Gianninnazzi-Pearson, V. Dulieu, H. 1998. Nuclear DNA content of 11 fungal species in Glomales. *Genome* 41:422-428.
73. [http://www.es.wikipedia.org/wiki/San Andrés Mixquic](http://www.es.wikipedia.org/wiki/San_Andr s_Mixquic). Consultada el 20 mayo de 2011.
74. <http://invam.caf.wvu.edu/>. Consultada el 23 de abril del 2012.
75. http://www.gatfertilizantes.com/salinidad_cultivos.pdf. Departamento agronómico. Consultada el 1 de abril de 2011.
76. <http://www.gem.uamex.mx/tmp/mtx/0/m026.html>. El Valle de Chalco. Consultada el 1 de Junio de 2011.
77. <http://www.juridicas.unam.mx>. Sistema Hidráulico del valle de México. Biblioteca jurídica virtual de la UNAM. Consultada el 17 abril del 2011.
78. [http://www.folk.uio.no/ohammer/past/En caché - Similares](http://www.folk.uio.no/ohammer/past/En_cach _Similares) . Consultada el 20 Junio del 2012.
79. Hutchinson I. J. Colosi, y R.A. Lewin. 1984. The biology of Canadian weeds. *Sonchus asper* (L.) Hill and *S. oleraceus* L. *Canadian Journal of Plant Science* 64:731-744.
80. Infante A. Infante O. Márquez M. Lewis W. M. Weibezahn F. 1979. Conditions leading to mass mortality of fish and zooplankton in Lake Valencia, Venezuela. *Acta Cientifica. Venezuela* 30: 67-73.
81. Jackson M. L. 1982. Análisis químicos de suelos. Ed. Omega. Barcelona España.
82. Jeffries, P y Barea, J. 1999. Arbuscular Mycorrhiza a key component of sustainable plant – soil ecosystems. In: *The mycota IX, fungal associations*. Edition Hock.
83. Jeffries P. Gianinazzi S. Perotto S. Turnau K. y Barea J. M. 2003. The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable maintenance of plant health and soil fertility. *Biological Fertility Soils* 37: 1-6.
84. Johnson, N. C. 1993. Can fertilization of soil select less mutualistic mycorrhizas? *Ecological Applications* 3: 749-757.
85. Johnson N. C. Tilman D. y Wedin D. 1992. Plant and soil controls on mycorrhizal fungal communities. *Ecology* 73: 2034-2042.
86. Johnson, C. Harrell, W y Menge, A. 1984. Influence of ammonium nitrate ratio and solution pH on mycorrhizal infection, growth and nutrient composition of *Chrysanthemum moriflorum* var. Circus. *Plant and Soil* 7: 151-157.
87. Jolicoeur, M. Germette, S. 1998. Intracellular pH in an arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant Physiology* 116:1279-1288.

88. Jonson. N. C y F. L Pflger. 1992. Vesicular- arbuscular mycorrhizae and cultural stresses. Pags.71-97. In G.J. Bethlenfalvay y R.G. Linderman. Eds. Mycorrhizae in sustaintable agriculture. ASA Special Publisher No. 54 Madison, Winconsin USA.
89. Juniper S. y Abbott L. 1993. Vesicular-arbuscular mycorrhizal and soil salinity. *Mycorrhizal* 4:45-57.
90. Kimura, M. Murase, J. Topark-Ngarm, B. Adachi, T. y Kuwatsuka, S. 1992. Studies on saline soils in khom kaen region, Northeast Thailand. IV. Effect of chemical and physical properties of saline soils on microorganisms. *Soil Science and Plant Nutrition* 38:245-252.
91. Kochba M., Ritvo G. y Avnimelech Y. 2004. The effect of municipal solid waste compost (msw) on the replacement of sodium in sodic soil models. *Soil Science*. 169:567-572.
92. Koide R.T. y Dickie I.A. 2002. Effects of mycorrhizal fungi on plant populations. *Plant and Soil* 244:307- 317.
93. Kumar A. y I.P. Abrol. 1982. Relative tolerance of grasses to sodic soils. *Indian Farming* 32:41-43.
94. Lasat, M. M. 2002. Phytoextraction of Toxic Metals: A Review of Biological Mechanisms. *Journal of Environmental Quality* 31: 109-120.
95. Lax A. Díaz E. Castillo V. y Albaladejo J. 1994. Reclamation of physical and chemical properties of a salinized soil by organic amendment. *Arid Soil Research and Rehabilitation* 8:9-17.
96. Levitt J. 1980. Responses of plants to environmental stresses. Vol II. Water, Radiation, Salt, and other stresses. 2^a ed. Academic Press. Inc. USA.
97. Lewin R.A. 1948. Biological flora of the British Isles. *Sonchus* L. (*Sonchus oleraceus* L. and *Sonchus asper* (L.) Hill). *Journal of Ecology* 36:203-223.
98. Lima A. L. y Grismer M. E. 1992. Soil crack morphology and soil salinity. *Soil Science* 153: 149-153.
99. Lloyd-MacGilp S.A. Chambers S. M. Dodd J. C. Fitter A.H. Walker C. Yound J.P.W. 1996. Diversity of the ribosomal internal transcribed spacers within and among isolates of *Glomus mosseae* and related mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 133: 103-11.
100. López. S. M. Díaz E. G. Honrubia M. 1992. Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizal infection and P addition on growth and P nutrition of *Anthyllis cytisoides* L. and *Brachypodium retusum* .Pers. Beauv. *Mycorrhiza* 2:41–45.
101. Lum, M.R y Hirsch, A. M. 2003. Roots and their symbiotic microbes: strategies to obtain nitrogen and phosphorus in a nutrient-limiting environment. *Jounal Plant Growth Regulation* 21:368-382.

102. Manual de Análisis de Agua, 2000. Segunda edición en español, Hach Company (1970) 669-3050, Loveland, Colorado. EE. UU.
103. Marx, J. 2004. The roots of plant-microbe collaborations. *Science* 304:234-236.
104. Maximino M. 1979. Catalogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas. Fondo de Cultura Económica. México.
105. Miller R. M, y Jastrow J. D. 2000. Mycorrhizal fungi influence soil structure. Pags. 3-18. In Kapulnik Y, Douds D.D. Eds. *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function*. Kluwer. Dordrecht, Holanda.
106. Miramontes F. B. Arroyo V. L. Alva R. M. Pérez S. D. García S. R. I. 1999. Parcelas demostrativas y de capacitación técnica sobre la rehabilitación de suelos salinos y/o sódicos de la zona lacustre Xochimilco-Tláhuac. UAM. Xochimilco. México.
107. Morton J. B. y Benny G. L. 1990. Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): a new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporineae and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae. *Mycotaxon* 37:471-491.
108. Morton J. Franke M. y Bentivenga S. 1995. Developmental foundations for morphological diversity among endomycorrhizal fungi in Glomales (Zygomycetes). Pags. 669-683. In *Structure Function, Molecular Biology and Biotechnology*. Springer-Verlag Berlin.
109. Morton J. B. y Redecker D. 2001. Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two genera *Archaeospora* and *Paraglomus*, based on concordant molecular and morphological characters. *Mycologia* 93:181-195.
110. Mosse B. Stribley D. P. y Le Tacon F. 1981. Ecology of mycorrhizae and mycorrhizal fungi. *Advances in Microbial Ecology* 5: 137-210.
111. Mueller T. G. Mijatovic B. Sears B. G. Pusuluri N. y Stombaugh T. S. 2004. Soil electrical conductivity map quality. *Soil Science* 169:841-851.
112. Newman D. 1992. Element Stewardship Abstract for *Cynodon dactylon* – Bermuda grass. The Nature Conservancy. 1815 North Lynn St., Arlington, Virginia. Website: <http://tncweeds.ucdavis.edu/esadocs/documnts/cynodac.html>
113. Newman E.I. y Redell P. 1987. The distribution of mycorrhizas among families of vascular plants. *New Phytologist* 107:125-130.
114. Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT-2000 que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudio, muestreo y análisis.
115. Ortiz C. H. G. Trejo C. R. Valdez C. R. D. Arreola A. J. G. Flores H. A. López A. B. 2009. Fitoextracción de plomo y cadmio en suelos contaminados usando quelite

- (*Amaranthus hybridus* L.) y micorrizas. Revista Chapingo Serie Horticultura 15: 161-168.
116. Otero L. Valdés M. Cúvelo R. Gálvez V. Navarro N. Francisco A. y La guardia T. 2003. Manual para evaluar los resultados de la concentración de iones en el extracto 1:5 de suelos afectados por sales con vistas a su caracterización y mejoramiento. Certificación de Depósito Legal Facultativo de obras protegidas. Registro 1256 – 2003. CENDA.
117. Parker K.F. 1972. An Illustrated Guide to Arizona Weeds. The University of Arizona Press, Tucson, AZ. 338 pp. this publication and its illustrations are available at: <http://www.uapress.arizona.edu/online.bks/weeds/>
118. Pessarakli M. 1991b. Formation of saline and sodic soils and their reclamation. Review. Journal Environment Science Health. 26:1303-1320.
119. Philips J. M. y Hayman D. S. 1970. Improved procedures for clearing and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection, Transactions of the British Mycological Society 55: 158-161.
120. Pozo M.J y Azcón-Aguilar C. 2007. Unraveling mycorrhiza-induced resistance. Current Opinion in Plant Biology 10: 393-398.
121. Ramos B. R. Cajuste L. J. Flores R. D., García C. N. E. 2001. Metales pesados, sales y sodio en suelos de chinampa en México. Agrociencia 35:385-395.
122. Read D.J. 1999. The state of the art. Pags. 3-34. In: Mycorrhiza 2nd. A. Varma y B. Hock. Eds. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg.
123. Redecker D. Kodner R. Graham L.E. 2000. Glomalean fungi from the Ordovician. Science 289: 1920-1921.
124. Reddell P. Spain A.v. y Hopkins M. 1997. Dispersal of spores of mycorrhizal fungi incats of native mammals in tropical forest of northeastern Australian. Biotropica 29:184-192.
125. Remy W. Taylor T.N. Hass H. Kerp H. 1994. Four hundred-million-year-old vesicular arbuscular mycorrhizae. Proceeding of the National Academy of Sciences, USA
126. Requena N. Breuninger M. Franken P. y Ocon A. 2003. Symbiotic status, phosphate, and sucrose regulate the expression of two plasma membrane H⁺-ATPase genes from the mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. Plant Physiology 132:1540-1549.
127. Reyes I. 2002. Asociaciones biológicas en el suelo: la micorriza arbuscular (MA). Contactos 44: 5-10.
128. Rillig M. C. 2004. Arbuscular mycorrhizae and terrestrial ecosystem processes. Ecology Letters 7: 740-754.

129. Robbins W. C. 1993. Coefficients for estimating SAR from soil pH and EC data and calculating pH from SAR and EC values in salinity models. *Arid Soil Research and Rehabilitation* 7:29-38.
130. Rosendahl S. y Taylor J.W. 1997. Development of multiple genetic markers for studies of genetic variation in arbuscular mycorrhizal fungi using AFLP. *Ecology* 6:821-29.
131. Ruíz-Lozano J. M. 2003. Arbuscular mycorrhizal symbiosis and alleviation of osmotic stress. New perspectives for molecular studies. *Mycorrhiza* 13: 309-317.
132. Ruiz-Lozano M. J. y Azcón R. 1996. Effect of calcium application on the tolerance of mycorrhizal lettuce plants to polyethylene glycol-induced water stress. *Symbiosis* 23:9-22.
133. Rzedowski G. C. de, J. Rzedowski. 2001. *Flora fanerogámica del Valle de México*. Ed Limusa, México.
134. Schenck, N. C. y Pérez, Y. 1990. *Manual of identification of VA mycorrhizal fungi*. 3a ed. Sinergistic Publications. Gainesville.
135. Schüßler A. D. Schwarzott y C. Walker. 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycology Research* 105: 1413-1421.
136. Schüßler A. y C. Walker. 2004. Nomenclatural clarification and new taxa in the Glomeromycota. *Mycological Research* 108: 979-982.
137. Schüßler A. y C. Walker. 2010. *The Glomeromycota. A species list with new families and new genera*. The Royal Botanical Garden Kew, Botanische. Lung Munich and Oregon State University.
138. Sieverding E. 1991. *Vesicular Arbuscular Mycorrhiza in Tropical Agrosystem*. Deutsche Gesellschaft für technische Zusammenarbeit (GTZ) GMBH, Federal Republic of Germany.
139. Simon L. Bousquet J. Lévesque R.C. Lalonde M. 1993. Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. *Nature* 363:67-69.
140. Smith S.E. y Jakobsen I. 2000. Spatial differences in acquisition of soil phosphate between two arbuscular mycorrhizal fungi in symbiosis with *Medicago truncatula*. *New Phytologist* 147:357-366.
141. Smith, S. E. y Read, D. J. 2008. *Mycorrhizal symbiosis*. New York: Elsevier. Academic Press.
142. Smith S. E. y Read D.J. 1997. Mutualism and Parasitism: biodiversity in function and structure in the arbuscular (VA) mycorrhizal symbiosis. *Advances of Botany* 22:1-43.
143. Sward R. J. 1981. The structure of the spores of *Gigaspora margarita*. II. Changes accompanying germination. *New Phytologist* 88:661-666.
144. Tamasloukht M. Sejalón-Delmas N. Kluever A. Jauneau A. 2003. Root factors induce mitochondrial-related gene expression and fungal respiration during the developmental

- switch from asymbiosis to presymbiosis in the arbuscular mycorrhizal fungus *Gigaspora rosea*. *Plant Physiology* 131:1468-1478.
145. Tapia G.J. Ferrera. C. R. Varela F. L. Rodríguez O. J. C. Mireles L.J. 2008. Caracterización e identificación morfológica de hongos formadores de micorriza arbuscular en cinco suelos del estado de San Luis Potosi, Mexico. *Revista Mexicana de Micología* 26: 1-7.
 146. Tena S. A. 2002. Presencia de hongos micorrízicos arbusculares en plantas silvestres de suelos salinos en el estado de San Luis Potosi. Tesis de maestría. Universidad de Colima.
 147. Thellier C. Fritz B. Paquet H. Gac J.Y y Clauer N. 1988. Chemical and mineralogical effects of saline water movement through a soil during evaporation. *Soil Science*. 146:22-29.
 148. Tommerup I. C. Abbott L. K. 1981. Prolonged survival and viability of VA-mycorrhizal hyphae after root death. *Soil Biology. Biochemistry* 13:431-433.
 149. Trappe J. M. 1986. Phylogenetic y ecologic aspects of mycotrophy in angiosperms from an evolutionary standpoint. Pags. 5-25. In Safir G.R. Ed. *Ecophysiology of AV Mycorrhizal Plants*. CRC Press. Boca Raton, Florida.
 150. USDA NRCS Plant Materials Program. 2000. Plant Fact Sheet: Bermudagrass. U.S. Department of Agriculture, National Resources Conservation Service. Website: <http://plant-materials.nrcs.usda.gov/> and then click on 'Plant Fact Sheets', then desired species.
 151. Van der Heijden M. G. A. 2004. Arbuscular mycorrhizal fungi as support systems for seedling establishment in grassland. *Ecology Letters* 7: 293-303.
 152. Van der Heijden M.G.A., Klironomos J.N., Ursic M., Moutoglis P., Streinwolf-Engel R. Boller T., Wiemken A. and Sanders I.R. 1998. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature* 396: 69-72
 153. Varela L. y Estrada-Torres A. 1997. El papel de los microorganismos de la rizosfera y de la micorriza en la absorción de nutrientes minerales y agua. Págs. 137-150. En. Orellana, R., Escamilla, J.A., Larque-Saavedra, A. Eds. *Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos*. Centro de Investigación Científica de Yucatán. México.
 154. Varela L. y Trejo D. 2001. Los Hongos micorrizógenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. *Acta Zoológica Mexicana* 1: 39-51.
 155. Vázquez D. Ll. B. 2007. Control de calidad de inoculantes micorrizogenos (Micorrizas arbusculares). Instituto Nacional Cubano de Agricultura. La Habana.

156. Vierheilig H. Boller, T. 1996. Resistance of *Urtica dioica* to mycorrhizal colonization: a possible involvement of *Urtica dioica* agglutinin. *Plant Soil* 183:131-36.
157. Waisel Y. 1972. *Biology of the halophytes*. Academic Press, Nueva York.
158. Xiong Z. T. 1997. Bioaccumulation and physiological effects of excess lead in a roadside pioneer species *Sonchus oleraceus* L. *Environmental Pollution* 97: 275-279.
159. Zeze A. Sulistyowati E. Ophelkeller K. Barker S. y Smith S. 1997. Intersporal genetic variation of *Gigaspora margarita*, a vesicular arbuscular mycorrhizal fungus, revealed by M13 minisatellite-primed PCR. *Applied and Environmental Microbiology* 63: 676-678.

XIII. ANEXO I

Análisis estadístico con el programa Infostat versión estudiantil uso libre.

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
pH	36	0.33	0.26	5.76

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	3.11	3	1.04	5.20	0.0049
Sitios	3.11	3	1.04	5.20	0.0049
Error	6.38	32	0.20		
Total	9.49	35			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.57012

Error: 0.1993 gl: 32

Sitios	Medias	n	E.E.		
B.San Miguel	7.31	9	0.15	A	
B.San Agustín	7.71	9	0.15	A	B
Ejido	7.84	9	0.15	A	B
B.Los Reyes	8.13	9	0.15		B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
C.E dms-1	36	0.24	0.17	28.51

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	7.75	3	2.58	3.38	0.0302
Sitios	7.75	3	2.58	3.38	0.0302
Error	24.49	32	0.77		
Total	32.24	35			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=1.11740

Error: 0.7654 gl: 32

Sitios	Medias	n	E.E.		
B.San Miguel	2.32	9	0.29	A	
B.Los Reyes	3.12	9	0.29	A	B
B.San Agustín	3.25	9	0.29	A	B
Ejido	3.58	9	0.29		B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
M.O %	36	0.12	0.04	29.83

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	37.50	3	12.50	1.43	0.2525
Sitios	37.50	3	12.50	1.43	0.2525
Error	279.99	32	8.75		
Total	317.49	35			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=3.77793

Error: 8.7496 gl: 32

Sitios	Medias	n	E.E.	
B.San Agustin	8.79	9	0.99	A
B.San Miguel	9.20	9	0.99	A
Ejido	10.26	9	0.99	A
B.Los Reyes	11.42	9	0.99	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Fósforo cmol/kg-1	36	0.23	0.16	80.55

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	209701.44	3	69900.48	3.17	0.0376
Sitios	209701.44	3	69900.48	3.17	0.0376
Error	705985.11	32	22062.03		
Total	915686.56	35			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=189.70707

Error: 22062.0347 gl: 32

Sitios	Medias	n	E.E.	
Ejido	97.78	9	49.51	A
B.San Agustin	148.33	9	49.51	A B
B.San Miguel	186.67	9	49.51	A B
B.Los Reyes	304.78	9	49.51	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Nitratos cmol/kg-1	36	0.30	0.23	35.88

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	32643.22	3	10881.07	4.55	0.0091
Sitios	32643.22	3	10881.07	4.55	0.0091
Error	76500.00	32	2390.63		
Total	109143.22	35			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=62.44770

Error: 2390.6250 gl: 32

Sitios	Medias	n	E.E.	
Ejido	106.78	9	16.30	A
B.San Agustin	123.33	9	16.30	A
B.Los Reyes	128.44	9	16.30	A B
B.San Miguel	186.56	9	16.30	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Ca cmol/kg-1	36	0.35	0.29	47.09

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	77.21	3	25.74	5.69	0.0031
Sitios	77.21	3	25.74	5.69	0.0031
Error	144.68	32	4.52		
Total	221.89	35			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=2.71573

Error: 4.5212 gl: 32

Sitios	Medias	n	E.E.	
B.San Miguel	3.04	9	0.71	A
B.San Agustin	3.46	9	0.71	A
Ejido	4.76	9	0.71	A B
B.Los Reyes	6.80	9	0.71	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Kcmol/kg-1	36	0.10	0.01	32.03

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.55	3	0.18	1.15	0.3449
Sitios	0.55	3	0.18	1.15	0.3449
Error	5.16	32	0.16		
Total	5.71	35			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.51265

Error: 0.1611 gl: 32

Sitios	Medias	n	E.E.	
B.Los Reyes	1.07	9	0.13	A
B.San Miguel	1.24	9	0.13	A
Ejido	1.29	9	0.13	A
B.San Agustin	1.42	9	0.13	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Na cmol/kg-1	36	0.49	0.44	60.58

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	2054.38	3	684.79	10.29	0.0001
Sitios	2054.38	3	684.79	10.29	0.0001
Error	2130.22	32	66.57		
Total	4184.60	35			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=10.42072

Error: 66.5693 gl: 32

Sitios	Medias	n	E.E.	
B.San Agustin	4.94	9	2.72	A
Ejido	10.88	9	2.72	A
B.San Miguel	12.42	9	2.72	A
B.Los Reyes	25.62	9	2.72	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Mg cmol/kg-1	36	0.12	0.04	7.93

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1.55	3	0.52	1.47	0.2401
Sitios	1.55	3	0.52	1.47	0.2401
Error	11.21	32	0.35		
Total	12.76	35			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.75591

Error: 0.3503 gl: 32

Sitios	Medias	n	E.E.	
B.Los Reyes	7.22	9	0.20	A
Ejido	7.32	9	0.20	A
B.San Miguel	7.57	9	0.20	A
B.San Agustin	7.74	9	0.20	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
PSI	36	0.35	0.29	38.93

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	4940.67	3	1646.89	5.74	0.0029
Sitios	4940.67	3	1646.89	5.74	0.0029
Error	9182.65	32	286.96		
Total	14123.31	35			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=21.63564

Error: 286.9578 gl: 32

Sitios	Medias	n	E.E.	
B.San Agustin	27.73	9	5.65	A
B.San Miguel	41.41	9	5.65	A
Ejido	44.22	9	5.65	A
B.Los Reyes	60.69	9	5.65	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
RAS	36	0.46	0.41	52.46

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	158.05	3	52.68	9.16	0.0002
Sitios	158.05	3	52.68	9.16	0.0002

Error	183.98	32	5.75
Total	342.03	35	

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=3.06247

Error: 5.7494 gl: 32

Sitios	Medias	n	E.E.		
B.San Agustin	1.85	9	0.80	A	
Ejido	3.90	9	0.80	A	
B.San Miguel	4.86	9	0.80	A	B
B.Los Reyes	7.67	9	0.80		B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Esporas	36	0.42	0.37	37.18

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	43094.97	3	14364.99	7.86	0.0005
Sitios	43094.97	3	14364.99	7.86	0.0005
Error	58486.00	32	1827.69		
Total	101580.97	35			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=54.60240

Error: 1827.6875 gl: 32

Sitios	Medias	n	E.E.		
B.San Agustin	74.67	9	14.25	A	
B.Los Reyes	97.44	9	14.25	A	
Ejido	119.56	9	14.25	A	B
B.San Miguel	168.22	9	14.25		B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0.05$)

ANEXO II

Protocolo para la determinación de parámetros físicos-químicos del suelo de acuerdo a NOM-021-RECNAT-2002.

pH (AS-02)

Reactivos:

Agua Destilada

Soluciones reguladoras de referencia, pH 4, 7 y 10

Material y Equipo:

Potenciómetro

Varilla de vidrio

Balanza

Frascos de vidrio o plástico

Piceta

Cronómetro

Procedimiento

1. Pesar 10 g de suelo en un frasco de vidrio.
2. Adicionar 20 mL. de agua destilada al frasco conteniendo el suelo.
3. Con una varilla de vidrio, agitar manualmente la mezcla de suelo: agua a intervalos de 5 minutos, durante 30 minutos.
4. Dejar reposar durante 15 minutos.
5. Calibrar el medidor de pH con las soluciones reguladoras pH
6. Agite nuevamente la suspensión e introduzca el electrodo en la suspensión.
7. Registrar el pH al momento en que la lectura se haya estabilizado.
8. Dejar reposar la suspensión por 24 horas para medir conductividad eléctrica

Conductividad eléctrica medida en agua

Reactivos:

Suspensión utilizada para medir pH

Agua destilada

Material y Equipo:

Potenciómetro

Varilla de vidrio

Piceta

Procedimiento:

1. Dejar Reposar la suspensión empleada para medir pH por 24 horas
2. Lavar y llenar la celda de conductividad con la suspensión
3. Leer la conductividad eléctrica de la suspensión

Cálculos:

$$CE = \frac{C \times K \times ft}{1000}$$

C= conductividad eléctrica tomada con el potenciómetro
K= 1.4118
ft= factor de corrección de temperatura

Textura procedimiento de Bouyoucos (AS-09)

Reactivos:

1. Agua oxigenada al 30%.
2. Oxalato de sodio saturado.
3. Metasilicato de sodio

Material y Equipo:

Probetas de 1000mL

Cilindro de Bouyoucos

Agitador con motor para dispersión con el hidrómetro

Termómetro de -10 a 110 °C

Hidrómetro de Bouyoucos 0-60 con 36 g L⁻¹ de lectura

Procedimiento:

1. Pesar 60 g de suelo de textura fino o 120 g de suelo de textura gruesa en un vaso de precipitados.
2. Agregar 40 mL de agua oxigenada y poner a evaporar hasta sequedad, agregar otros 40 mL a sequedad. Repetir hasta que no haya efervescencia al agua oxigenada.
3. Después pesar 50 g de suelo de textura arcillosa o 100 g de suelo de textura arenosa y ponerlos en un vaso de precipitados de 250 mL.
4. Adicionar agua hasta cubrir la superficie con una lámina de 2 cm. Agregar 5 mL de oxalato de sodio y 5 mL de metasilicato de sodio y dejar reposar durante 15 minutos. Si el suelo tiene mucha arcilla puede prolongarse el tiempo hasta media hora.
5. Pasar las muestras de los vasos de precipitado a las copas del agitador mecánico, pasando todo el material con la ayuda de una piceta. Activar los agitadores y proceder a dispersar cinco minutos. Al finalizar el tiempo de agitación, pasar el contenido a una probeta de 1000 mL o al cilindro de Bouyoucos.
6. Agregar agua destilada hasta completar un litro con el hidrómetro dentro de la suspensión en el caso de la probeta y si utiliza el cilindro de Bouyoucos llevar a la marca inferior (1113 mL) con el hidrómetro dentro de la suspensión. Sacar el hidrómetro y suspender el suelo con un agitador de mano operando durante un minuto.
7. Tomar las lecturas del hidrómetro a los 40 segundos y después de 2 horas de terminada la dispersión con el agitador de mano.
8. Para hacer una lectura, colocar el hidrómetro dentro de la probeta 20 segundos antes del momento de la determinación, cuidando de alterar lo menos posible la suspensión.
9. Después de hacer la lectura se seca el hidrómetro, se lava, se seca y se toma la temperatura.

Cálculos:

$$\% \text{limo} + \% \text{arcilla} = \frac{\rho_1 + (T_1 - T_0) 0.36 \times 100}{\text{g de muestra}}$$

$$\% \text{ arcilla} = \frac{\rho_1 + (T_1 - T_0) 0.36 \times 100}{\text{g de muestra}}$$

$$\% \text{limo} = x - a = b$$

$$\% \text{arena} = 100\% - x = c$$

Materia Orgánica procedimiento de Walkley y Black (AS-07)

Reactivos:

1. Dicromato de potasio 0.166 M o 1N.
2. Acido sulfúrico concentrado (H₂SO₄).
3. Acido fosfórico concentrado (H₃PO₄).
4. Indicador de difenilamina.
5. Sulfato ferroso 1.0 M.

Material:

- 2 Buretas de 50mL
- Pipeta volumétrica de 10 mil
- Probeta de vidrio de 25mL
- Matraces Erlenmeyer de 500mL

Procedimiento:

1. Pesar 0.5 g de suelo seco y pasado por un tamiz de 0.5 mm y colocarlo en un matraz Erlenmeyer. Procesar un blanco con reactivos por triplicado.
2. Adicionar 10 mL de dicromato de potasio (K₂Cr₂O₇) 1N girando el matraz cuidadosamente para que entre en contacto con todo el suelo.
3. Agregar 20 mL de ácido sulfúrico (H₂SO₄) concentrado a la suspensión, girar nuevamente el matraz y agitar de esa forma durante un minuto.
4. Dejar reposar durante 30 minutos sobre una lámina de asbesto o sobre una mesa de madera.
5. Añadir 200 mL de agua destilada.
6. Añadir 5 mL de ácido fosforico (H₃PO₄) concentrado.
7. Adicionar de 5 a 10 gotas del indicador de difenilamina.
8. Titular con la disolución de sulfato ferroso gota a gota hasta un punto final verde claro.

Cálculos:

$$\% \text{ C Orgánico} = \left(\frac{B - T}{g} \right) (N) (0.39) \text{ m c f}$$

Donde:

B = Volumen de sulfato ferroso gastado para valorar el blanco de reactivos (mL).

T = Volumen de sulfato ferroso gastado para valorar la muestra (mL).

N = Normalidad exacta del sulfato

g = Peso de la muestra empleada (g).

mcf = factor de corrección de humedad.

$$\% \text{ Materia orgánica} = \% \text{ C Orgánico} \times 1.724$$

Medición de la relación de adsorción de sodio (RAS) y porcentaje de sodio intercambiable (PSI), se cuantifican con el método **AS-21**.

Cálculos:

$$\text{Relación de Adsorción de Sodio} = \frac{\text{Na}}{\sqrt{\frac{\text{Ca} + \text{Mg}}{2}}}$$

$$\text{Porcentaje de Sodio Intercambiable} = \frac{\text{Nai}}{\text{CIC}} \times 100$$

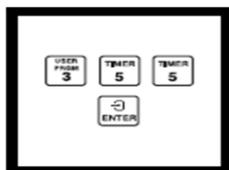
Procedimiento con DR/2010 Nitrato (Manual Hach Company, 2000)

Resumen del método 8039

El cadmio metálico reduce a nitritos los nitratos de la muestra. El ion de nitrito reacciona en un medio ácido con el ácido sulfanílico para formar una sal intermedia de diazonio. Esta sal se une al ácido géntísico para formar un producto de color ámbar

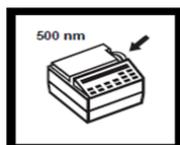
Método de reducción de cadmio (0 a 30 mg.L⁻¹ NO₃-N)

1. Ingresar el número de programa almacenado para el nitrógeno de nitrato de alto rango (NO₃-N). Presionar: **3,5,5 ENTER**, Figura (1).



Nota: Se puede utilizar la celda de flujo continuo si se le enjuaga bien con agua desionizada después de su utilización. Evitar verter partículas de cadmio en la celda.

2. Girar el cuadrante de longitud de onda hasta que la pantalla pequeña muestre : **500 nm**. Cuando el cuadrante de longitud de onda se ubique correctamente, la pantalla mostrará rápidamente: **Muestra cero** luego: **mgL⁻¹ NO₃-N HR**, Figura (2).



3. Llenar una celda de muestra con 25 mL de muestra, Figura (3).

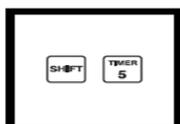


Nota: Se debe determinar un blanco reactivo en cada lote nuevo de NitraVer 5. Realizar el paso 3 a 11 utilizando agua desionizada como muestra. Restar este valor de cada resultado obtenido con este lote de reactivo.

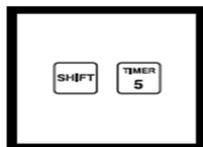
4. Agregar el contenido de una bolsa de polvo de reactivo de nitrato NitraVer 5 a la celda (la muestra preparada). Tapar, Figura (4).



5. Presionar **SHIFT TIMER** Agitar la celda enérgicamente hasta que el cronometro suene en un minuto. Nota: El tiempo y la técnica de agitado influye en el desarrollo del color. Para obtener resultados más exactos realizar pruebas sucesivas en una solución patrón, ajustar el tiempo de agitado para corregir el resultado, Figura (5).

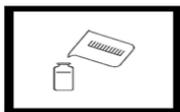


6. Cuando suene el cronometro presionar **SHIFT TIMER** comienza un periodo de reacción de 5 minutos.

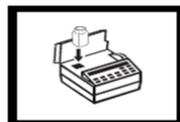


Nota: Si hay Nitrato se desarrollara un color ámbar, Figura (6).

7. Llenar otra celda de muestra con 25 mL de muestra (el blanco), Figura (7).



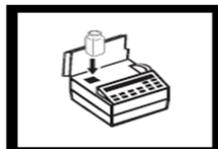
8. Cuando suene el cronometro la pantalla mostrara **mg.L⁻¹ NO₃-N HR**, colocar el blanco en el soporte de la celda. Cerrar el escudo para la luz, Figura (8).



9. Presionar **ZERO** La pantalla mostrará: **Puesta a cero** luego: **0.0 mg.L⁻¹ NO₃-N HR**, Figura (9).



10. Quitar el tapón. Colocar la muestra preparada en el soporte de la celda. Cerrar el escudo para la luz. Figura (10).



Nota: Quedará un depósito de cadmio después de disolver el polvo de reactivo NitraVer 5 y no afectará el resultado.

11. Presionar: **READ** La pantalla mostrará: **Leyendo...** luego se visualizará el resultado en **mg.L⁻¹** de nitrógeno de nitrato (NO₃-N). Figura (11)



Nota: enjuagar la celda de muestra inmediatamente después de usarla para extraer todas las partículas de cadmio.

CALCULOS Y EXPRESIÓN DE RESULTADOS

Para las mezclas liquidas, los resultados son expresados en **mg.L⁻¹ N**. Como se muestra a continuación:

$$C = A \times F$$

Donde:

C: concentración de nitratos + nitritos de la mezcla (**mg.L⁻¹ N**);

A: concentración de nitratos + nitritos lectura (**mg.L⁻¹ N**);

F: factor de dilución si es necesario.

(Centro de Excelencia en el análisis del medio ambiente de Quebec, 2008)

Procedimiento con DR/2010 Fósforo Total (Manual Hach Company, 2000)

Resumen del método 8190

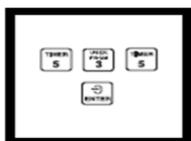
La presencia de fosfatos en forma orgánica e inorgánica condensada (meta-, piro- u otros polifosfatos) debe convertirse a ortofosfato reactivo antes del análisis. El pretratamiento de la muestra con ácido y calor proporcionan las condiciones para hidrólisis de las formas inorgánicas condensadas. Los fosfatos orgánicos se convierten a ortofosfatos calentándolos con ácido y persulfato. El ortofosfato reacciona con molibdato en un medio ácido para producir un compuesto de fosfomolibdato. El ácido luego reduce el compuesto, produciendo un color azul intenso de molibdeno.

Método de PhosVer 3; digestión con persulfato ácido (0.00 a 3.50 mg.L⁻¹ de PO₄⁻³)

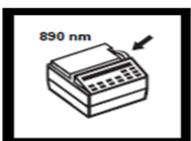
1. Encender el reactor de DQO(demanda química de oxígeno). Calentar a 150°C. Colocar el escudo plástico adelante del reactor. Nota: Asegurarse de que los dispositivos de seguridad se encuentren en posición para proteger al analista de posibles salpicaduras en caso de que se produjeran pérdidas. Nota: Vea el Manual del reactor DQO para obtener información sobre instrucciones de ajuste de temperatura, Figura (1).



2. Ingresar el número de programa almacenado por el usuario para fósforo reactivo, Test N Tube. Presionar **5, 3, 5 ENTER**. En la pantalla se leerá: **Fijar nm par 890**. Figura (2).



3. Girar el cuadrante de la longitud de onda hasta que la pantalla pequeña muestre: **890 nm**. Cuando se ajuste la longitud de onda correcta, en la pantalla aparecerá rápidamente: **Muestra cero**, luego: mg.L⁻¹ **PO₄⁻³ TNT**. Figura (3).



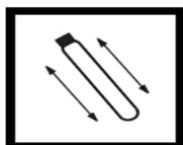
4. Utilizar una pipeta TenSette para agregar 5.0 mL de muestra a un tubo para fósforo total e hidrolizable con ácido. Nota: Realizar un blanco reactivo para esta prueba. Utilizar agua desionizada en lugar de la muestra. Sustraer este resultado de todos los resultados de las pruebas realizadas con esta cantidad de reactivo PhosVer 3. Figura (4).



5. Con un embudo, agregar los contenidos de una bolsa de polvo de persulfato de potasio para fosfanato al tubo Figura (5).



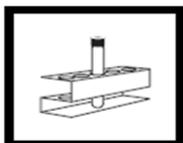
6. Tapar herméticamente y agitar para disolver. Figura (6).



7. Calentar el tubo durante 30 minutos a 150°C. Figura (7)



8. Retirar cuidadosamente el tubo del reactor. Colocarlo en un soporte para tubos de ensayo y dejarlo enfriar a temperatura ambiente. Figura (8). **Nota:** Los tubos estarán calientes.



9. Utilizar una pipeta TenSette para agregar 2 mL de hidróxido de sodio 1.54N al tubo. Tapar y mezclar. Figura (9).



10. Colocar el adaptador de DQO en el soporte de la celda con el indicador a la derecha. Figura (10).



11. Limpiar el exterior del tubo con una toalla. **Nota:** Para eliminar huellas u otras marcas, limpiar con un pañuelo húmedo y luego secar con una toalla. Figura (11).



12. Colocar el tubo de muestra en el adaptador con el logotipo de Hach de cara al frente del instrumento. Colocar la tapa en el adaptador. Figura (12).



13. Presionar: ZERO, en la pantalla se leerá Puesta a cero... luego **0.00 mg.L⁻¹ PO₄⁻³ TNT**. Figura (13)

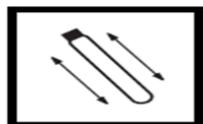


Nota: En el caso de muestras múltiples de la misma fuente, calibrar a cero únicamente la primera muestra. Leer las muestras restantes después de agregar reactivo PhosVer 3. Restar el valor de blanco reactivo PhosVer 3 de cada lectura.

14. Con un embudo agregar los contenidos de una bolsa de polvo de reactivo de fosfato PhosVer 3 en el tubo. Figura (14).



15. Tapar herméticamente y agitar durante 10 a 15 segundos. Nota: El polvo no se disolverá del todo. Figura (15).



16. Presionar SHIFT TIMER, comenzara un periodo de espera de 2 minutos. Nota leer las muestras entre 2 y 8 minutos. Figura (16)



17. Cuando suene el cronómetro, limpiar el exterior del tubo de muestreo con una toalla. Figura (17).



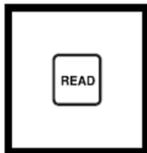
Nota: Para eliminar huellas u otras marcas, limpiar con un pañuelo húmedo y luego secar con una toalla.

18. Colocar el tubo de muestreo preparado en el adaptador con el logo de Hach de cara al frente del instrumento. Tapar el adaptador. Figura (18).



19. Presionar: **READ**, en la pantalla se leerá: **Leyendo...** luego en la pantalla aparecerán los

resultados en mg/L PO_4^{-3} , $\begin{matrix} \text{P} \\ \blacktriangle \\ \text{PO}_4^{-3} \\ \blacktriangledown \\ \text{P}_2\text{O}_5 \end{matrix}$ Formas Figura (19).



NOTA IMPORTANTE: El rango de la prueba para el fosfato total está limitado a 0-3.5 mg/l PO_4^{-3} , los valores mayores a 3.5 mg.L^{-1} pueden utilizarse para estimar las proporciones de dilución pero NO deben utilizarse como fines informativos. Si la prueba excede el rango diluir la muestra y repetir la prueba colorimétrica y de digestión para obtener los resultados exactos.

CALCULOS Y EXPRESIÓN DE RESULTADOS

Para las mezclas líquidas, los resultados son expresados en mg.L^{-1} N. Como se muestra a continuación:

$$C = A \times F$$

Donde:

C: concentración de fósforo de la mezcla (mg.L^{-1} N);
A: concentración de fósforo lectura (mg.L^{-1} N);
F: factor de dilución si es necesario.

(Centro de Excelencia en el análisis del medio ambiente de Quebec, 2008).

CATIONES INTERCAMBIABLES

Extracción con $\text{CH}_3\text{COONH}_4$ 1 N pH 7 y cuantificación por absorción atómica y fotometría de llama.

Reactivos

Acetato de amonio ($\text{CH}_3\text{COONH}_4$) 1 N, pH 7.0. Se diluyen 57 mL de ácido acético glacial (CH_3COOH) en 800 mL de agua. Se añaden 69 mL de amoníaco concentrado (NH_3). Se agita. Se ajusta el pH a 7.0, con NH_3 o CH_3COOH según corresponda. Se afora a 1 L con agua.

Estándar de calcio de 1000 ppm. Se disuelven 2.4973 g de CaCO_3 (secado a 285°C por 2 h) en 5 mL de HCl 6 N y se diluye con agua a 1 L y se guarda en botella de polietileno y en refrigeración.

Estándar de magnesio de 1000 ppm. Se disuelve 1.0000 g de Mg metálico puro en HCl diluido y se afora a 1 L con agua y se guarda en botella de polietileno y en refrigeración.

Estándar de potasio de 1000 ppm. Se disuelven 1.9067 g de KCl (secado a 110°C por 2 h), en agua se diluye a 1 L y se guarda en botella de polietileno y en refrigeración.

Estándar de sodio de 1000 ppm. Se disuelven 2.5421 g de NaCl en agua (secado a 110°C por 2 h), se diluye a 1 L y se guarda en botella de polietileno y en refrigeración.

Estándar de Ca, Mg, K y Na de 100 ppm. Se diluyen por separado 50 mL de la solución de 1000 ppm de Ca, Mg, K y Na y se afora a 500 mL con $\text{CH}_3\text{COONH}_4$.

Cloruro de lantano al 5 %. Se pesan 5.864 g de La_2O_3 , se disuelven en 25 mL de HCl concentrado y se afora a 100 mL con agua destilada.

Material y equipo

Tubos de centrifuga de 100 mL

Tapones de hule y cuadros de film o película de plástico

Probeta de 50 mL o dosificador automático

Matraces aforados de 100 mL

Papel whatman 2, 4 o similar

Agitador de acción recíproca

Pipetas volumétricas clase A de 1, 2, 3, 4 y 5 mL

Centrífuga

Flamómetro

Lámparas de cátodo hueco de Ca y Mg

Espectrofotómetro de absorción atómica provisto de quemador de óxido nítrico.

Procedimiento

Se pesan 5 g de suelo y se colocan en tubo de centrifuga. Se adicionan 33 mL de $\text{CH}_3\text{COONH}_4$ 1 N, se tapan los tubos (se cubre el tapón con la película de plástico para evitar contaminación), se colocan en posición horizontal y se agitan por 10 minutos a 180 rpm en agitador de acción recíproca.

Se centrifuga la suspensión hasta que el sobrenadante esté claro (10 minutos a 1800 rpm). El sobrenadante se filtra en un matraz aforado de 100 mL con papel whatman 2, 4 o similar. Se repite el proceso dos veces más. Se enrasa a 100 mL con $\text{CH}_3\text{COONH}_4$ se guarda para determinar K, Ca, Mg y Na intercambiables. Simultáneamente se corren blancos de reactivos.

Determinación de Ca y Mg.

Para la determinación de Ca, en general, se toma una alícuota de 2 mL y se afora con agua a 50 mL (dilución de volumen 50/2), se realiza otra dilución con alícuota de 3 mL y se afora a 25 mL, deben realizarse las diluciones que convengan, dependiendo de la concentración del analito. Se lee Ca en absorción atómica en llama de N_2O y C_2H_2 y con curvas de calibración diluidas en agua. La preparación de la curva de calibración para Ca se indica en la tabla siguiente (podrían tenerse otras concentraciones, recordar que el intervalo de trabajo depende de la sensibilidad del instrumento).

Solución de Ca (100 ppm) ^a	Aforo con agua	Conc. de Calcio
mL	mL	ppm
0	100	0
1	100	1
2	100	2
3	100	3
4	100	4
5	100	5

^amatraz aforado de 100 mL

Es recomendable agregarle a las soluciones cloruro de lantano; tomar de la segunda solución y de cada punto de la curva de calibración 10 mL y adicionarle 2.5 mL de la solución de cloruro de lantano al 5% con lo cual se tendrá una concentración final de lantano de 1% e igual concentración de los puntos de la curva de calibración.

Para la determinación de Mg, se lee en la dilución que corresponda. Se cuantifica con el equipo de absorción atómica en llama de aire y C_2H_2 y con curvas de calibración diluidas en agua. La preparación de la curva de calibración para Mg se indica en la tabla siguiente (podrían tenerse otras concentraciones, recordar que el intervalo de trabajo depende de la sensibilidad del instrumento).

Solución de Mg (100ppm) ^a	Aforo con agua	Conc. de Magnesio
mL	mL	ppm
0	100	0
1	100	1
2	100	2
3	100	3
4	100	4
5	100	5

^amatraz aforado de 100 mL

Es recomendable agregarle a las soluciones cloruro de lantano; tomar de la primera solución y de cada punto de la curva de calibración 10 mL y adicionarle 2.5 mL de la solución de cloruro de lantano al 5% con lo cual se tendrá una concentración final de lantano de 1 % e igual concentración de los puntos de la curva de calibración.

Determinación de K y Na por flamometría.

La cuantificación de K y Na puede realizarse con el equipo de absorción atómica en modo de emisión, utilizando llama de aire y C₂H₂. Sin embargo, es más económico determinarlos en un flamómetro. A continuación se describe el procedimiento con el flamómetro. Para la determinación de K y Na, se lee en los extractos concentrados y la curva se prepara aforando con la solución extractora para mantener la matriz. Si las concentraciones de Na y K son altas, deberá hacerse la dilución correspondiente, puede hacerse una dilución de 10/3, lo cual depende de la concentración. Lo más adecuado es leer el extracto directo en el flamómetro y en función de la lectura será la dilución a realizar. Es conveniente realizar las lecturas de las muestras problemas en la zona central de las curvas. Cuando se realizan diluciones, los puntos de las curvas de calibración se aforan con agua. La preparación de las curvas de calibración para K y Na se indican en las tablas siguientes (podrían tenerse otras concentraciones, recordar que el intervalo de trabajo depende de la sensibilidad del instrumento).

Solución de K (100 ppm) ^a	Aforo con NH ₄ OAc ^b	Conc. De K
mL	mL	ppm
0	100	0
5	100	5
10	100	10
20	100	20
30	100	30
40	100	40

^a matraz aforado de 100 mL

^b en diluciones, aforar con agua

Solución de Na (100 ppm) ^a	Aforo con NH ₄ OAc ^b	Conc. De Na
mL	mL	ppm
0	100	0
5	100	5
10	100	10
20	100	20
30	100	30
40	100	40

^a matraz aforado de 100 mL

^b en diluciones, aforar con agua

Se calibra el instrumento a 100 con la solución de 40 ppm (podrían tenerse otras concentraciones, recordar que el intervalo de trabajo depende de la sensibilidad del instrumento) y a cero con la solución de CH₃COONH₄ en caso de leer las muestras en el extracto concentrado o con agua si se han realizado diluciones. Para corregir parcialmente la variación instrumental, es conveniente volver a calibrar el instrumento a 100 antes de hacer las lecturas de cada una de las soluciones patrones. La serie de patrones y muestras se leen como mínimo dos veces y se promedia para obtener una lectura constante. La experiencia indica que las lecturas deben realizarse entre 10 a 15 segundos de iniciada la aspiración, para evitar así desviaciones debido a incrustaciones. Por otra parte, después de leer cada muestra debe aspirarse suficiente agua para limpiar el quemador.

Cálculos

$$\text{Ca (cmol/kg)} = \frac{\text{ppm CC} \times D_m \times D_v \times 100}{20.04 \times 1000}$$

$$\text{Mg (cmol / kg)} = \frac{\text{ppm CC} \times D_m \times D_v \times 100}{12.15 \times 1000}$$

$$\text{K (cmol/kg)} = \frac{\text{ppm CC} \times D_m \times D_v \times 100}{39.1 \times 1000}$$

$$\text{Na (cmol/kg)} = \frac{\text{ppm CC} \times D_m \times D_v \times 100}{23.0 \times 1000}$$

Donde:

ppm CC = partes por millón en la curva de calibración

D_m = dilución de masa (volumen de extractante/g de muestra)

D_v = dilución de volumen (aforo/alícuota)

20.04, 12.15, 39.1, y 23.0 = factor para convertir a miliequivalentes para Ca, Mg, K y Na.

100/1000 = factor para expresar resultados en función de 100 g de muestra. Los cationes anteriormente se expresaban en meq/100 g, y es igual a cmol/kg-1 o cmol kg-1.

Nota: Diluciones Recomendadas K: 50/2; Ca: 50/1; Mg: 50/1.

Se recomienda usar reactivos marca Baker o Merck.

Conteo de esporas (Gerdemann y Nicolson, 1963)

1. Se pesan 100 g de suelo y se llevan a una suspensión en 2000 mL de agua + 10mL de hexametáfosfato de sodio al 5% y dejar reposar por 24h.
2. Se agita manual y vigorosamente durante un período de 5 minutos y se deja decantar por 3 minutos
3. La suspensión se pasa a través de un tamiz de 105 y uno de 44 micras. Reteniendo así, en el primero, materia orgánica y a las esporas de mayor tamaño, mientras que en el segundo a las de menor tamaño.
4. Este procedimiento se repite dos veces más de ser necesario.
5. La fracción orgánica obtenida tanto en el tamiz de 105 micras como en el de 44 micras, se pasa a un tubo para centrifugar 5 min en agua a 2500 rpm, se decanta y desecha el sobrenadante.
6. Se agrega a cada fracción una solución de sacarosa al 65%, se centrifuga a 2500 rpm durante 1 min. Después las dos fracciones se vierten a través del tamiz de 44 micras, donde ya se forma una sola muestra, ésta se enjuaga con abundante agua.
7. El contenido del tamiz se vuelve a centrifugar con agua, para eliminar los restos de sacarosa, a 2500 rpm (de ser necesario).

8. La muestra se contiene en una caja petri la cual es examinada bajo el microscopio estereoscópico para realizar el recuento.
9. Se harán preparaciones fijas de esporas con el fin de determinar, los géneros y la especie.

**Concentración total de sales (Jackson, 1982-
http://www.gaffertilizados.com/salinidad_cultivos.pdf.)**

La conductividad eléctrica (CE) nos sirve para medir la concentración total de sales en una solución, pero no indica qué sales están presentes. La CE se expresa en dSm^{-1} (anteriormente denominada mmho/cm). Cuando se habla de la CE, debemos siempre especificar si es la CE del agua de riego, la CE del agua de drenaje o la CE de la solución del suelo. En el caso de la CE de la solución del suelo, hay que especificar en qué estado de humedad del suelo. En laboratorios de suelo se determina la CE del extracto de suelo saturado o una relación determinada de suelo:agua. La siguiente tabla relaciona la medición de la CE en extracto de suelo saturado con la medición en distintas relaciones de suelo:agua:

conductividad de extracto de suelo saturado	conductividad de extracto de suelo 1:2	conductividad de extracto de suelo 1:5
0.00 a 0.75	0.00 a 0.25	0.00 a 0.12
0.75 a 2.00	0.25 a 0.75	0.12 a 0.35
2.00 a 3.50	0.75 a 1.25	0.35 a 0.65
3.50 a 5.00	1.25 a 1.75	0.65 a 0.90
5.00 a 6.00	1.75 a 2.25	0.90 a 1.10
> 6.00	> 2.25	> 1.10

A medida que el suelo se seca, la CE de la solución del suelo va en aumento. A una misma cantidad de sales aplicada al suelo, la concentración de las sales en la solución de suelo en capacidad de campo será menor, cuanto más agua sea capaz de retener el suelo.

Conociendo la CE podemos evaluar, aproximadamente, otros parámetros: Contenido de sales en la solución (en gramos/litro) = $\text{CE} (\text{dSm}^{-1}) \text{ a } 25^{\circ}\text{C} \times 0.64$

Presión osmótica de la solución (en atmósferas) = $\text{CE} (\text{dSm}^{-1}) \times 0.36$

Contenido de sales en el agua (en meq/L) = $\text{CE} (\text{dSm}^{-1}) \times 10$

En relación con la CE, el Laboratorio de Salinidad de Riverside (USA) clasifica el agua en los siguientes seis grupos:

GRUPO C1: CE entre 0.10 y 0.25 dSm^{-1} . Agua de “Baja Salinidad”, apta para el riego de cualquier cultivo, en cualquier tipo de suelo, con baja o nula probabilidad de generar salinidad en los suelos.

GRUPO C2: CE entre 0.25 y 0.75 dSm^{-1} . Este tipo de aguas se consideran como de “Salinidad Media”; pueden usarse para el riego de cultivos, a condición de que exista cuando menos, un lavado moderado de los suelos. La mayoría de cultivos, resisten esta agua, sin prácticas especiales de control. GRUPO C3: CE entre 0.75 y 2.25 dSm^{-1} . Este tipo de aguas se consideran como de “Salinidad Alta” y solamente deben usarse en suelos con buen drenaje y en cultivos resistentes a las sales.

GRUPO C4: CE entre 2.25 y 4.00 dSm^{-1} . Este tipo de aguas se consideran como de “Salinidad Muy Alta” y en muchos casos no son recomendables para riego. Sólo deben usarse en suelos muy permeables y con buen drenaje, empleando volúmenes en exceso. Sólo para cultivos muy tolerantes a la salinidad.

GRUPO C5: CE entre 4.00 y 6.00 dSm^{-1} . Agua de “Salinidad Excesiva”. Sólo debe usarse en casos muy especiales, extremando las precauciones. GRUPO C6: : CE entre 6.00 y 10.00. Agua no aconsejable para el riego en ningún caso.

La importancia de medir el RAS radica en que el ion sodio tiene por característica una fuerte tendencia a desestabilizar la estructura del suelo, causando anorexia en las plantas. En relación con el valor RAS, el Laboratorio de Salinidad de Riverside clasifica el agua en los siguientes cuatro grupos:

GRUPO S1: Valor RAS entre 0 y 10. Son aguas de bajo contenido en sodio, útiles para el riego de la mayoría de suelos y cultivos.

GRUPO S2: Valor RAS entre 10 y 18. Son aguas de mediano contenido en sodio, útiles para el riego de suelos de textura gruesa o de suelos orgánicos con buena permeabilidad.

GRUPO S3: Valor RAS entre 18 y 26. Son aguas de alto contenido en sodio, solo aplicables a suelos yesíferos o a suelos con prácticas especiales de manejo. No son útiles para el riego de cultivos altamente sensibles al sodio, como lo son la mayoría de frutales.

GRUPO S4: Valor RAS mayor de 26. Son aguas de muy alto contenido en sodio, prácticamente inadecuadas para el riego de la mayoría de suelos y cultivo.

