



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**

---

---

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA**

**CARRERA DE BIÓLOGO**

**TOLERANCIA A LA SALINIDAD DE ASOCIACIONES  
PLANTA-HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EN UN  
SUELO SALINO DE TAXADHÓ Y MAGUEY BLANCO.**

**IXMIQUILPAN, HIDALGO**

**T E S I S**  
**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:**  
**B I Ó L O G O**  
**P R E S E N T A:**  
**EDUARDO DOMÍNGUEZ DE LA CRUZ**



**DIRECTOR DE TESIS: M. en C. RAMIRO RÍOS GÓMEZ**

**México D.F.**

**Marzo 2012**



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

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

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

**“Yo no soy quien soy únicamente por mis genes,  
si no porque tuve una madre y un padre que me educaron de  
cierta forma, y porque tuve una universidad que me brindó el  
privilegio de ser educado en ella”.**

## **Dedicatorias**

**A mis padres Enrique y Gregoria, por que gracias a que me dieron la vida he podido conocer lo maravilloso que es la vida. Quienes por medio de su educación, regaños, consejos, recompensas, cariño y por todo el apoyo brindado a lo largo de mi vida soy quien soy en este momento.**

**A mis hermanos Quique, Laya y Martín, con quienes he peleado, jugado, reído y madurado a lo largo del tiempo que hemos pasado juntos.**

**Con mucho cariño a mi familia.**

## **Agradecimientos**

**A la FES ZARAGOZA, UNAM, por aportarme los elementos necesarios para iniciar y concluir mi formación profesional.**

**Al M. en C. Ramiro Ríos Gómez, quién aceptó dirigir responsablemente mi trabajo de tesis, por todos el apoyo brindado académica y personalmente, por darme a conocer la importancia de la paciencia, así como de cometer errores y resolverlos para lograr mis objetivos; pero sobre todo, por ser un gran ejemplo de profesionalismo y compromiso. Por su amistad.**

**A todos los profesores que me educaron a lo largo de la carrera, quienes me aportaron algunas herramientas que me servirán en mi desarrollo profesional y que gracias a ellos descubrí las maravillas de la biología.**

**† A la M. en C. María de Jesús Sánchez Colín, quien antes de sufrir su lamentable pérdida, muy amable y profesionalmente me brindó una enriquecedora cátedra acerca de los hongos micorrízicos arbusculares. En paz descanse.**

**A la Biol. María de los Ángeles Galván Villanueva, que gracias a su valioso tiempo y sabias observaciones ayudó a enriquecer este trabajo y que me ha brindado su apoyo para resolver los problemas administrativos que se me han presentado.**

**A la Dra. María Socorro Orozco Almanza, por sus acertadas sugerencias y compartir conmigo su conocimiento, que me han servido para realizar los detalles finales de este escrito. Por todo el apoyo brindado.**

**A la Biol. María Eugenia Ibarra Hernández, quién ha sido pieza clave en mi formación, que gracias a su apoyo, sabios consejos, y enseñarme las bases fundamentales de la ciencia, he logrado recorrer sin problemas la carrera. Por sus aportaciones en este escrito y por su amistad.**

**A la Dra. Rosalva García Sánchez, por las facilidades prestadas en el laboratorio de zonas áridas para la determinación taxonómica de los hongos micorrízicos y toma de fotografías utilizadas en este trabajo, por el apoyo brindado en la etapa final de mi titulación.**

**Al Biol. Eduardo Chimal Sánchez y la Dra. Laura Hernández Cuevas, por su invaluable ayuda en la determinación taxonómica de los hongos micorrízicos arbusculares. Por compartir conmigo sus conocimientos que fueron indispensables para la realización de este trabajo.**

**A mis grandes amigos Tonancy, Rafael, Pedro y Aline, quienes a lo largo de la carrera me enseñaron el verdadero valor de la amistad, por sus sabios consejos, regaños y por estar conmigo en los buenos y malos momentos. Gracias a su compañía la estancia en la universidad fue una grata experiencia.**

**A mis compañeros Marina Maldonado y Francisco Guerra, por su apoyo en el trabajo de campo y laboratorio.**

## INDICE

<b>RESUMEN</b>	1
<b>I. INTRODUCCIÓN</b>	2
<b>II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA</b>	4
<b>III. HIPÓTESIS</b>	4
<b>IV. OBJETIVOS</b>	4
<b>V. MARCO TEÓRICO</b>	5
5.1 Zonas áridas y semiáridas	5
5.2 Origen de la salinidad	6
5.3 Formación de sales en zonas áridas	7
5.4 Evaluación de la salinidad	8
5.5 Clasificación de suelos salinos	9
5.6 Estrés salino en plantas	10
5.7 Mecanismos de tolerancia a la salinidad	11
5.8 Generalidades de la simbiosis micorrízica arbuscular	12
5.9 Hongos micorrízicos arbusculares en suelos salinos	13
5.10 Taxonomía de hongos micorrízicos arbusculares	14
<b>VI. MATERIALES Y MÉTODOS</b>	17
6.1 Descripción de la zona de estudio	17
6.2 Selección de los sitios de estudio	18
6.3 Selección de especies vegetales	20
6.4 Clasificación del suelo	20
6.5 Recolecta de suelo para evaluación de la salinidad	21
6.6 Recolecta de raíces y esporas	21
6.7 Preparación del suelo	21
6.8 Análisis micorrízico	23

6.8.1 Aislamiento de esporas	23
6.8.2 Montaje y determinación taxonómica	23
6.8.3 Determinación de la colonización micorrízica arbuscular	24
6.9 Índice de similitud de Sorensen cuantitativo de HMA	25
6.10 Análisis estadístico	25
<b>VII. RESULTADOS Y DISCUSION</b>	26
7.1 Descripción morfológica del perfil del suelo	26
7.2 Propiedades físicas del suelo	28
7.3 Propiedades químicas del suelo	30
7.3.1 Materia orgánica	30
7.3.2 Capacidad de intercambio catiónico	31
7.3.3 pH	31
7.3.4 Conductividad eléctrica	32
7.3.5 Potasio	33
7.3.6 Sodio	34
7.3.7 Calcio	35
7.3.8 Magnesio	36
7.3.9 Carbonatos	37
7.3.10 Bicarbonatos	37
7.3.11 Cloruros	38
7.3.12 Sulfatos	39
7.4 Propiedades químicas del suelo rizosférico	42
7.5 Valor de importancia de las especies vegetales	43
7.6 Cuantificación de esporas de hongos micorrízicos arbusculares	46
7.7 Riqueza de especies e identificación de hongos micorrízicos arbusculares	48
7.8 Índice de similitud de Sorensen cuantitativo de HMA	51
7.9 Colonización micorrízica arbuscular	54

7.10 Asociaciones planta-hongos micorrizicos	60
<b>VIII. CONCLUSIONES</b>	62
<b>IX. RECOMENDACIONES</b>	63
<b>X. REFERENCIAS</b>	64
<b>XI. ANEXO</b>	74
10.1 Protocolos para la determinación de parámetros físicos y químicos del suelo	74
10.1.1 Determinación del color	74
10.1.2 Determinación de la textura	75
10.1.3 Determinación de la densidad real	77
10.1.4 Determinación de la densidad aparente	79
10.1.5 Determinación de la materia orgánica	79
10.1.6 Obtención del extracto de saturación	81
10.1.7 Determinación de cationes solubles del extracto de saturación	82
10.1.8 Determinación de aniones solubles del extracto de saturación	85

## RESUMEN

Se determinó la tolerancia a la salinidad de las asociaciones que se establecen entre las herbáceas dominantes y los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en un suelo vertisol de las localidades de Taxadhó y Maguey Blanco, en el municipio de Ixmiquilpan, Hidalgo. Se seleccionaron cuatro sitios de estudio a lo largo de un gradiente de concentración salina, los cuales se evaluaron durante temporada seca (mes de abril) y temporada húmeda (mes de septiembre) del año 2011. En cada sitio se recolectaron muestras de suelo a lo largo de un perfil de 45 cm de profundidad para análisis físicos y químicos. Se calculó el índice de valor de importancia de las especies vegetales presentes y con base a esto se estudiaron las cinco con mayor valor de importancia: *Cynodon dactylon* (L.) Pers., *Hordeum jubatum* (L.), *Spergularia marina* (L.) Griseb, *Chenopodium berlandieri* Moq., y *Chenopodium fremontii* S. Watson. De cada una estas especies vegetales se tomaron muestras de raíces finas para la evaluación del porcentaje de colonización micorrízica, además de suelo rizosférico para la extracción, cuantificación y determinación taxonómica de esporas de HMA.

Los cuatro sitios se clasificaron como muy fuertemente salinos, con conductividades eléctricas de 16 dS m<sup>-1</sup> a 103 dS m<sup>-1</sup> y pH de 7.95 a 8.44. Bajo estas condiciones se registró una densidad máxima de esporas de 634 en 100 g de suelo seco y únicamente se detectó colonización micorrízica en las gramíneas *Cynodon dactylon* (7.64 % a 51.19 %) y *Hordeum jubatum* (12 % a 54.78 %). Se identificaron un total de seis especies de HMA: *Claroideoglopus* aff. *etunicatum* (W.N. Becker & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler, *Claroideoglopus claroideum* (N.C. Schenk & G.S. Sm.) C. Walker & A. Schüßler, *Funneliformis geosporum* (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler, *Glomus tortuosum* N.C. Schenk & G.S. Sm., *Funneliformis coronatum* (Giovann.) N.C. Schenk & G.S. Sm. y *Pacispora* sp. Por último, se determinó que solo se establecen asociaciones micorrízicas entre *C. dactylon*, *H. jubatum* y los distintos hongos micorrízicos. De esta forma, cuando la CE se encontró entre los 16 y 25 dS m<sup>-1</sup>, se desarrollaron doce asociaciones micorrízicas; cuando la CE tuvo un valor máximo de 76 dS m<sup>-1</sup> se encontraron diez relaciones, y en el momento en que la CE alcanzó los 103 dS m<sup>-1</sup> únicamente se identificaron ocho asociaciones. Con lo anterior se concluye que los HMA juegan un papel importante en el establecimiento y desarrollo de *C. dactylon* y *H. jubatum*, dado que al aumentar el grado de salinización del suelo también aumenta el porcentaje de colonización micorrízica para amortiguar los efectos estresantes, y que el establecimiento de asociaciones entre plantas y hongos micorrízicos arbusculares disminuyen cuando aumenta la concentración de sales en el suelo.

## I. INTRODUCCIÓN

La salinidad edáfica precede al origen de las civilizaciones humanas, y en la actualidad continúa siendo el mayor estrés abiótico que perjudica la productividad y rendimiento agrícola. Se estima que más de 400 millones de hectáreas del planeta están ocupadas por suelos salinos, cifra que tiende a incrementarse a una razón 1 a 2 X 10<sup>6</sup> ha/año como consecuencia de inadecuadas prácticas de riego (Rhoades, 1997; Ortega, 1993; Shani *et al.*, 2005)

Este problema se acentúa principalmente en las zonas áridas y semiáridas, donde el riego es indispensable para asegurar el rendimiento de los cultivos y satisfacer las necesidades alimentarias locales. A esto se le suma que en estas regiones, las lluvias anuales son insuficientes para lavar las sales solubles fuera de la zona radicular de las plantas, además de una elevada evapotranspiración como consecuencia de la intensa radiación solar. Estos factores provocan un acumulo de sales en la superficie del suelo principalmente (Shalhevet *et al.*, 1995). Los principales iones formadores de sales del suelo son calcio, magnesio, sodio y potasio como cationes predominantes; cloruros y sulfatos como aniones dominantes y en menor proporción se encuentran nitratos, boratos y yodo. (Adams, 1995; Shalhevet *et al.*, 1995).

Elevadas concentraciones salinas del suelo provocan efectos perjudiciales en las plantas, tales como disminución en la tasa de germinación de la semilla, crecimiento inadecuado de los cultivos, así como una clara pérdida de su capacidad productiva. La elevada concentración de electrolitos provoca una elevada presión osmótica, que limita la disponibilidad de agua para las plantas ocasionando una sequía fisiológica. Por otra parte, los elevados contenidos de sodio aparte de originar salinización sódica del suelo, también produce dispersión de los coloides, destruyendo los agregados estructurales. Esto trae como resultado una pérdida de permeabilidad, drenaje deficiente del suelo y un desequilibrio nutrimental (Serrano y Gaxiola, 1994).

En los ecosistemas salinos, la nutrición vegetal depende en gran medida de los componentes nutritivos liberados a partir de la materia orgánica, gracias a las interacciones establecidas entre los microorganismos transformadores y enriquecedores del suelo, los cuales generan procesos de mineralización, solubilización, descomposición y fijación mineral (Barea y Montoya, 1995).

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) forman parte de esta riqueza de microorganismos edáficos. Son organismos biotrofos obligados que para completar su ciclo de vida necesitan colonizar una planta susceptible y establecen una endosimbiosis. Dicha asociación torna a las plantas más tolerantes a las condiciones adversas tales como los cambios de pH, desbalance nutrimental, salinidad, sequía, algunos elementos tóxicos, relaciones hídricas, protección contra agentes patógenos y metales pesados del suelo. El éxito de la simbiosis depende de factores edáficos y las prácticas agronómicas, que son determinantes

en la distribución, desarrollo, actividad y supervivencia de dichos hongos (Salamanca y Cano, 2003; Smith y Read, 2008).

Existen pocas investigaciones sobre los efectos de la salinidad en la biología o ecología los HMA. Entre los pocos trabajos de hongos micorrízicos arbusculares en suelos salinos, se ha reportado colonización micorrízica en especies de pastos tolerantes a la salinidad, tales como *Festuca idhoenis* y *Distichlis stricta* (Ho, 1987). También existe evidencia que demuestra que la germinación de esporas y el subsecuente desarrollo de las hifas de algunos HMA, son reducidos por el incremento de sodio en el suelo, sin embargo, hace falta realizar estudios más amplios para evaluar los efectos del pH, conductividad eléctrica y otros iones formadores de sales sobre la biología y ecología de estos organismos (Hirrel, 1981, Juniper y Abbott, 1993).

En México, no se ha dado la suficiente importancia al estudio de la abundancia, riqueza y diversidad de HMA en suelos salinos y la mayoría de los estudios se han enfocado a evaluar la respuesta de especies vegetales cultivables inoculadas con HMA, esto aunado a una limitada investigación taxonómica, ocasiona que desconozcamos el rol que desempeñan estos organismos en el funcionamiento ecosistémico de áreas afectadas por este problema.

Por lo anterior, el presente trabajo de investigación, estuvo enfocado a estudiar la tolerancia a la salinidad, de las asociaciones que se establecen entre las herbáceas dominantes y los hongos micorrízicos arbusculares, a lo largo de un gradiente de concentración salina, en un suelo de Ixmiquilpan, Hidalgo. De esta forma, se pretende que en un futuro las asociaciones micorrízicas aquí reportadas, puedan ser evaluadas para forraje y fitoextracción de sales, ya que al propagar las especies vegetales junto con sus micobiontes en este tipo de suelos, se logrará gradualmente una remoción de la salinidad en cada ciclo forrajero. Ésta ecotecnia permitirá darle un uso a este tipo de suelos actualmente improductivos, al mismo tiempo que se rehabilitarán a mediano o largo plazo mediante la disminución progresiva de las sales.

## II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

¿Cuáles son las especies de HMA presentes en suelos salinos?

¿Qué efecto tiene la salinidad sobre la abundancia y capacidad infectiva de los HMA?

¿Cuál es el rango de tolerancia a la salinidad de las distintas asociaciones entre planta-HMA?

## III. HIPÓTESIS

La germinación de esporas y el desarrollo de hifas de algunos HMA están reducidas por la presencia de sales; por lo tanto, las asociaciones planta-hongos micorrízicos arbusculares disminuirán conforme aumente la concentración de sales del suelo.

## IV. OBJETIVOS

### General

Definir el intervalo de tolerancia a la salinidad, de las diferentes asociaciones planta-hongos micorrízicos arbusculares en un suelo afectado por sales en las comunidades Taxadhó y Maguey Blanco, Ixmiquilpan, Hidalgo, México.

### Particulares

Caracterizar física y químicamente los suelos salinos del área de estudio.

Conocer la diversidad de HMA presente en el suelo a lo largo del gradiente salino.

Evaluar el porcentaje de colonización micorrízica arbuscular de las raíces en las especies dominantes en el sitio.

Determinar las asociaciones planta-hongos micorrízicos arbusculares que se han establecido en el sitio de estudio a lo largo de un gradiente de concentración salina.

Explicar la influencia de los hongos micorrízicos arbusculares en el establecimiento y desarrollo de las especies de herbáceas dominantes de la zona.

## V. MARCO TEÓRICO

### 5.1 Zonas áridas y semiáridas

Un factor fundamental para la creación de las características del medio ambiente árido es el clima. La escases de agua es causada por la baja precipitación aunado a una alta tasa de evaporación por las elevadas temperaturas del ambiente (Walton, 2009).

La mayoría de las regiones áridas y semiáridas del mundo se localizan entre las latitudes 25° y 35°, donde la alta presión causa que el aire caliente descienda, dando como resultado masas de aire seco estable. La aridez orográfica es común en Norte y Sur de América, donde las cadenas montañosas se extienden perpendicularmente haciendo que prevalezca el movimiento de las masas de aire que a su vez son enfriadas por las montañas. Esto reduce su capacidad de retener agua, y la mayoría de la humedad es precipitada a las laderas del barlovento. Es por esto que las masas de aire relativamente seco se calientan al ir descendiendo en el sotavento de la cadena montañosa, incrementando su capacidad de retención de agua y reduciendo la oportunidad de que haya alguna precipitación. A este tipo de aridez se le conoce como efecto de sombra de lluvia (Skujins, 1991).

Las regiones áridas y semiáridas deben ser consideradas en función de sus interrelaciones complementarias con otras zonas ecológicas del planeta, pues presentan un potencial natural y cultural para el desarrollo sostenible (biodiversidad, biomasa, agua, suelo, entre otros). Sin embargo, se han visto sometidas a un acelerado proceso de degradación de sus ecosistemas, cuyas causas principales son: la creciente adopción de las tecnologías de la “Revolución Verde”, particularmente la agricultura de riego; construcción de grandes represas; rechazo de los emergentes poderes sociales y económicos a aceptar los sistemas tradicionales de producción; crecimiento demográfico, el cual está causando la explotación excesiva de algunas zonas áridas; falta de un adecuado mantenimiento de ecosistemas cultivados en otras zonas áridas, debido a la baja densidad de población; acceso desigual a los recursos naturales (tierra, agua y biomasa). Ésta rápida degradación de los recursos naturales y la alteración de los sistemas hídricos de estas regiones, han reducido la producción de alimentos. Estos problemas, vinculados al cambio climático atmosférico mundial, provocan alteraciones climáticas locales que se manifiestan mediante estaciones cálidas y sequías más intensas y frecuentes (Universidad para la Paz *et al.*, 2002).

En México las regiones áridas y semiáridas comprenden la más extensa zona ecológica del país, con una extensión que alcanza entre 50% y 60% aproximadamente. La zona árida, definida por una precipitación anual inferior a 250 mm con ocho a 12 meses secos, y la zona semiárida con precipitación media anual entre 250 y 450 mm y de seis a ocho meses secos (Nobel, 1998; Florescano, 2004). Se localizan principalmente en las partes bajas de Sonora, Baja California, Baja California Sur y en el centro-norte del país, en porciones de Chihuahua, Coahuila, Nuevo León, Zacatecas, San Luis Potosí, Durango y

Tamaulipas. Una región semiárida se localiza al norte de México, en partes de Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas. Al centro y sur del país se encuentran algunas áreas que tienen condiciones de semiaridez, en parte de los estados de Querétaro, Hidalgo, Puebla, Oaxaca e, inclusive Guerrero. Las comunidades vegetales que se desarrollan bajo estos climas varían desde pastizales, matorrales e inclusive, bosques bajos, principalmente espinosos como los mezquites (González, 2003).

En estas zonas se presentan varios factores que limitan su productividad, entre los cuales están: sequía, escaso desarrollo del suelo, altas temperaturas y excesiva evapotranspiración; otros de estos, son de origen antropogénico, como el sobrepastoreo, la deforestación, cambio de uso y últimamente la salinización, problema que día con día va en aumento al utilizar el suelo para la agricultura bajo riego con aguas freáticas que aportan alguna cantidad de sales a la superficie del suelo.

## 5.2 Origen de la salinidad

Las sales pueden encontrarse en el suelo de variables formas: precipitadas bajo la forma de cristales, disueltas en la solución, o bien retenidas, adsorbidas en el complejo de cambio. El contenido en sales en cualquiera de estas tres situaciones está cambiando continuamente al ir variando la humedad edáfica, pasando éstas de una posición a otra (Dorronsoro, 2010). De este modo, durante el periodo seco la cristalización aumenta, las sales en solución disminuyen aunque la solución se concentra y aumentan las adsorbidas, mientras que en el periodo húmedo, el comportamiento es inverso.

En la solución del suelo predominan los iones  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{Na}^+$ ,  $\text{Cl}^-$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ,  $\text{HCO}_3^-$  y  $\text{CO}_3^{2-}$  acompañados en cantidades menores por  $\text{K}^+$  que es retenido en el complejo de cambio. Las sales más frecuentes en suelos salinos son  $\text{NaCl}$ ,  $\text{Na}_2\text{SO}_4$ ,  $\text{MgSO}_4$ ,  $\text{Na}_2\text{HCO}_3$  y  $\text{Na}_2\text{CO}_3$  (Adams, 1995; Gómez, 2004).

Las sales en la naturaleza pueden presentar orígenes muy diversos y, pueden diferenciarse dos importantes grupos: sales de origen natural y sales de origen inducido o antropogénico (García, 2005):

- 1) Meteorización: la fuente de origen de los constituyentes salinos son los minerales primarios de los suelos y en las rocas expuestas en la corteza terrestre. Durante el proceso de intemperismo químico en el que participan las reacciones de hidrólisis, hidratación, solución, oxidación y carbonación estos componentes son removidos gradualmente y se hacen solubles (Blair, 1957).
- 2) Sales fósiles: son aquellas que se formaron por causa de la desecación de lagos y mares. Estas aportan un alto índice de salinidad a cantidades pequeñas de agua del suelo; también se disuelven cuando las estructuras

de almacenamiento o transporte de agua se asientan sobre depósitos salinos (Bohn, 1993).

- 3) Sales atmosféricas: Aunque la precipitación casi no contiene sales, las gotas de agua se forman, en realidad, alrededor de diminutos núcleos de condensación que consiste en sales o partículas de polvo. Las sales presentes en la lluvia que se produce cerca de la costa contiene cantidades elevadas de sodio, cloruros y magnesio. En la precipitación tierra adentro predominan los sulfatos y bicarbonatos de calcio y magnesio (Bohn, 1993).
- 4) Aguas superficiales: Las regiones áridas tienen un mal desarrollo del sistema de drenaje, que resulta insuficiente para evacuar las aguas de lluvia. Estas se estancan en partes bajas donde, al evaporarse, las sales procedentes de zonas más altas disueltas en ellas se acumulan. También son causas de salinización las inundaciones periódicas en valles aluviales (Cepeda, 1991).
- 5) Sales Oceánicas: El agua oceánica puede ser el origen inmediato de las sales en las áreas costeras y en los sedimentos marinos por aporte de capas freáticas salinas poco profundas (artesianas), inundaciones o transporte por el viento (maresía) (Black, 1975).
- 6) Ciclo deltaico: Son procesos de salinización complejos por la mezcla de aguas de múltiples orígenes (Alcaraz, 1999).
- 7) Origen antropogénico: Entre las causas inducidas se presenta la tala de vegetación arbórea, uso inadecuado de fertilizantes e irrigación de mala calidad (FAO, 1988; Goykovic *et al* 2007). Finalmente la actividad industrial, en ocasiones, puede acarrear situaciones serias de acumulación de determinadas sales en los suelos situados bajo su zona de influencia, por medio de la contaminación atmosférica o mediante las aguas que discurren por su cuenca hidrográfica (Dorronsoro, 2010)

### **5.3 Formación de sales en zonas áridas**

En zonas climáticas donde existen altas temperaturas y la precipitación es menor a la evapotranspiración, se produce en el suelo un acumulo de sales solubles y/o de sodio intercambiable en el suelo; esto se debe a que la lixiviación es incompleta y las sales no pueden ser llevadas a la profundidad; esto aunado a un nivel alto de la capa freática con concentración de sales elevada asociado a condiciones de drenaje imperfecto (FAO, 1988; Núñez, 2000; Gómez, 2004; Goykovic *et al.*, 2007).

Los problemas de salinidad más graves se plantean en las zonas áridas y semiáridas de regadío a nivel mundial, puesto que ciertas aguas de riego presentan un alto contenido en sales y es en estas regiones que el riego es

fundamental para aumentar la producción agrícola y satisfacer las necesidades alimentarias (FAO, 1988; Thompson y Troeh, 2002). Una vez depositadas o liberadas en el suelo, las sales son traídas cerca de la superficie por movimiento ascendente del agua o capilaridad, la cual es evaporada, dejando las sales en la superficie. Desafortunadamente, niveles altos de esas sales no son tolerados por la mayoría de las plantas, este hecho limita severamente el uso de suelos afectados por salinidad (Brady, 1990), por lo que se hace necesario realizar periódicamente una evaluación de los niveles salinos en estas regiones.

#### 5.4 Evaluación de la salinidad

Investigaciones han demostrado que los efectos perjudiciales en tallos de plantas no solo son por altos contenidos de sales, sino también por niveles elevados de sodio en el suelo, especialmente en relación a los niveles de calcio y magnesio. Altas concentraciones de sodio intercambiables son perjudiciales física y químicamente. Esta situación ha dirigido al desarrollo de técnicas para medir tres propiedades primarias del suelo: conductividad eléctrica (CE), estatus de sodio y la relación de adsorción de sodio, estos parámetros junto con el pH pueden ser usados para la evaluación de ambientes afectados por sales. Cada técnica es discutida brevemente (Brady, 1990).

1.- Conductividad eléctrica (CE). La determinación de este parámetro se utiliza normalmente para indicar la concentración total de componentes ionizados en la solución.

Las sales solubles en el suelo determinan la presencia en solución de una serie de combinaciones de los cationes:  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{Na}^+$  y  $\text{K}^+$  y los aniones  $\text{CO}_3^{2-}$ ,  $\text{HCO}_3^-$ ,  $\text{Cl}^-$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ , entre otros. El agua que contiene sales disueltas del tipo que normalmente se encuentran en el suelo, conduce la corriente eléctrica, aproximadamente en proporción a la cantidad de sal disuelta. Por lo tanto, la medida de la conductividad permite conocer la concentración total de los constituyentes ionizados.

La determinación de la CE de una solución, se realiza midiendo la resistencia eléctrica entre dos electrodos paralelos sumergidos en la solución y debido a que la CE de soluciones acuosas aumenta con la temperatura, se deberá referir siempre a 25°C (Desamparados y Pons, 2001).

2.- Estatus de sodio. Dos medios son usados para caracterizar el estatus de sodio de esos suelos. El porcentaje de sodio intercambiable (PSI) identificando el grado al cual el complejo de intercambio es saturado con sodio (Brady, 1990).

Niveles de PSI de 15 dan valores de pH de 8.5 o mayores. Niveles superiores pueden dar pH de al menos 10. El PSI es complementado por una segunda medida, la relación de adsorción de sodio (RAS), el cual da información sobre las concentraciones comparativas de  $\text{Na}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$  y  $\text{Mg}^{2+}$  en soluciones de suelo.

3.- Relación de adsorción de sodio (RAS). Este índice es una relación entre el sodio (elemento perjudicial) y la combinación de calcio y magnesio (elementos benéficos) asociados con los efectos conocidos en la dispersión del suelo. Esta propiedad es mayormente usada en la caracterización de suelos afectados por sales (Brady, 1990).

Usando CE, PSI, RAS y pH, los suelos afectados por sales son clasificados como salinos, salino-sódicos y sódicos.

## 5.5 Clasificación de suelos salinos

1.- Suelos salinos: corresponden a los llamados suelos salino blancos, por presentar cristales blanquecinos de cloruros y sulfatos. Son llamados suelos de álcali blancos o Solonchaks (Díaz, 2006). Tradicionalmente han sido clasificados como aquellos en los cuales la CE del extracto de saturación es mayor a  $4 \text{ dS m}^{-1}$ , un PSI menor al 15%, una RAS menor de 13 y un pH menor a 8.5 (Donald, 2003). Estos contienen concentraciones de sales solubles neutras suficientes para limitar seriamente el crecimiento de muchas plantas; debido al dominio de estas sales sobre las otras, sólo existe un pequeño porcentaje de sodio intercambiable presente (Brady, 1990).

2.- Suelos sódicos: se caracterizan porque presentan altas concentraciones de sodio intercambiable y baja cantidad de sales solubles. La concentración de sodio causa la dispersión de la materia orgánica en la superficie del suelo originando colores oscuros. El extracto de saturación presenta un pH que varía de 8.5 a 11, un PSI que excede el 15%, CE menos a  $4 \text{ dS m}^{-1}$  y el límite inferior del extracto de saturación RAS es de 13 (Núñez, 2000; Donald, 2003). Este tipo de suelos se desarrollan como consecuencia de eliminación de sales de suelos salinos, dejando al sodio como catión dominante (Wild, 1992).

3.- Suelos salinos sódicos: contienen suficientes sodio intercambiable para interferir en el crecimiento adecuado de la mayoría de las plantas; también presentan cantidades perjudiciales de sales solubles neutras (Fassberder y Elemer, 1985). Donde el PSI regularmente es mayor a 15 y la CE del extracto de saturación es superior a  $4 \text{ dS m}^{-1}$ . El pH es comúnmente menor a 8.5, aunque en algunos casos puede ser mayor por la presencia de sodio. La RAS es de mínimo 13 en estos suelos (Brady, 1990).

## 5.6 Estrés salino en plantas

El estrés salino pudo haber sido el primer factor de estrés químico que se presentó durante la evolución de la vida en la tierra, pues los primeros organismos fueron formas marinas (Larcher, 2003).

En la actualidad, la salinidad del suelo se considera el principal estrés abiótico en la agricultura a lo largo del planeta (Zhu, 2001), donde se observa como efecto general la reducción de la tasa de crecimiento, tasa de elongación de raíz y hojas, tasa de emergencia de plántulas y germinación de la semilla, debido a una menor disponibilidad de energía y adquisición de nutrientes (Finck, 1988; Larcher, 1995; Shannon, 1999; Stewart y Howell, 2003).

Tres son los factores de estrés que principalmente se asocian con la disminución del crecimiento y desarrollo de las plantas en este tipo de suelos:

1.- Osmótico: el exceso de sales causa la disminución del potencial osmótico, lo que provoca la pérdida de turgencia. La pérdida de agua puede causar la reducción de presión hidrostática de las células, incrementando la concentración de macromoléculas y solutos de bajo peso molecular, alteración de las membranas celulares, así como reducción en la actividad del potencial químico del agua en la planta (Flores *et al*, 1996).

2.- Ión específico: además del bajo potencial hídrico, los efectos tóxicos específicos de los iones también se producen cuando éstos se acumulan en las células a concentraciones perjudiciales (sobre todo  $\text{Na}^+$ ,  $\text{Cl}^-$ , o  $\text{SO}_4^{2-}$ ), afectando el metabolismo y crecimiento de los vegetales (FAO, 2006; Taiz y Zeiger, 2006).

En condiciones no salinas, el citosol de las células de plantas superiores contiene entre 100 y 200 mM de  $\text{K}^+$  y de 1 a 10 mM de  $\text{Na}^+$ , un medio óptimo para muchas enzimas. Una relación normalmente alta de  $\text{Na}^+$  y  $\text{K}^+$  y altas concentraciones de sales totales inactiva las enzimas e inhibe la síntesis de proteínas. A altas concentraciones, el  $\text{Na}^+$  puede desplazar al  $\text{Ca}^{2+}$  en la membrana plasmática de los pelos radicales y provocan un cambio en la permeabilidad de la membrana plasmática que puede ser detectado por la pérdida de  $\text{K}^+$  de las células (Taiz, 2006). Así mismo, cuando se acumulan altas concentraciones de iones  $\text{Na}^+$  y/o  $\text{Cl}^-$  en los cloroplastos, se inhibe la fotosíntesis (Taiz, 2006).

3.- Desequilibrio nutrimental: por un lado; nutrientes como fósforo, hierro, zinc y manganeso, así como algunos oligoelementos dejan de estar disponibles para las plantas a altos valores de pH ocasionado por sales solubles presentes en el suelo (Finck, 1988; Wild, 1992), y por otro; se presentan interacciones ocasionadas por la presencia en exceso de determinados elementos provocando desbalances nutrimentales en las plantas. Siendo así que la dominancia de calcio provoca antagonismos, entre otros, sobre el potasio, magnesio, hierro, boro y zinc. Sin embargo, ocurren sinergismos entre potasio e hierro y entre magnesio y fósforo (Dorronsoro, 2010).

## 5.7 Mecanismos de tolerancia a la salinidad

El término resistencia o tolerancia a la salinidad, es generalmente aplicado a la habilidad de las plantas a soportar los efectos de altas concentraciones salinas en la zona radical o en las hojas, sin dejar secuelas adversas significativas (Shannon y Grieve, 1999).

La inhibición del crecimiento de las plantas por salinidad es el resultado de efectos iónicos, osmóticos y nutrimentales. Sin embargo, diferentes especies de plantas han desarrollado mecanismos tanto a nivel de individuo como celular para enfrentar estos efectos (Flores, 1996; Días de Acevedo *et al.*, 2004).

1.- Ajuste osmótico. Este proceso es realizado mediante la elevación de la concentración de los solutos orgánicos en el interior de la planta. Este mecanismo es reconocido como una precondition fundamental para competir con la salinidad del suelo. Las plantas estresadas por sal necesitan del ajuste osmótico para mantener la turgencia, lo que resulta vital para que el crecimiento continúe (Flores, 1996).

2.- Cambios en la vía fotosintética. El estrés salino inhibe la fotosíntesis por la reducción del estrés hídrico. Por lo que el medio principal para tolerar este tipo de estrés es incrementar el uso eficiente de agua. Con este fin, plantas halófitas facultativas como *Mesembryanthemum crystallinum* cambia su vía fotosintética de modo  $C_3$  a metabolismo ácido de crasuláceas (CAM). Este cambio reduce la pérdida de agua mediante la apertura estomatal por las noches, esto reduce la transpiración bajo prolongadas concentraciones salinas. También hay un cambio de  $C_3$  a  $C_4$  en especies tolerantes tales como *Atriplex lentiformis* (Parida y Das, 2005).

3.- Compartimentación de  $Na^+$ . Plantas halófitas y glicófitas encapsulan iones citotóxicos dentro de la vacuola para evitar efectos tóxicos en el citosol (Taiz y Zeiger, 2006). El transporte de  $Na^+$  dentro de las vacuolas es mediado por una enzima inductora salina  $Na^+/H^+$  antiportadora. Dos bombas electrogénicas  $H^+$ , la enzima vacuolar  $H^+$ -ATPasa (V-ATPasa) y la vacuolar pirofosfatasa (V-PPasa), coexisten en las membranas de la vía secretora de la planta (Parida y Das, 2005; Yamaguchi y Blumwald, 2005).

4.- Eliminación de sales. Una planta puede deshacerse por sí misma del exceso de sal, a través de exudados por tricomas contenidos en las hojas; excreción de sal en la superficie de los brotes, y por el desprendimiento de tejidos viejos portadores de sal (Cheeseman, 1988; Larcher, 2003).

5.- Exclusión de sales. Las raíces limitan la absorción de sodio, en particular, y cuando el sodio es absorbido no es translocado a los brotes. El aparato fotosintético, especialmente, tiende a ser protegido de la intrusión de sodio (Epstein y Bloom, 2005).

6.- Genético. La búsqueda para identificar genes involucrados en la tolerancia a la salinidad comenzó en 1998 por Liu y Zhu, donde; seleccionaron varias plantas mutantes y mediante un clonación posicional se identificaron los genes SOS (sal overly sensitive). Estos genes son los responsables de la regulación del exceso de iones  $\text{Na}^+$  por medio de las proteínas de la membrana plasmática  $\text{Na}/\text{H}^+$  antiportadoras que ayudan a restablecer la homeostasis celular iónica (Mahajan y Tuteja, 2005)

7.- Redistribución de sal.  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$  pueden ser translocados fácilmente por el floema, de manera que las altas concentraciones pueden ser diluidas por redistribución en toda la planta (Larcher, 2003).

8.- Suculencia. El factor estresante en la acción de sales sobre el protoplasma no es en sí su cantidad total, sino más bien su concentración. Si el volumen de almacenamiento de las células incrementa progresivamente con la absorción de sal, la concentración puede mantenerse constante razonablemente por extensos periodos (Larcher, 2003).

9.- Simbiosis. En adición a los sistemas de protección intrínsecos de las plantas ante el estrés, éstas crecen en asociación con un número de microorganismos del suelo que pueden aliviar los síntomas por condiciones desfavorables (Ruiz, 2003)

Entre los microorganismos antes mencionados, se encuentra el grupo de los hongos micorrízicos arbusculares (HMA).

### **5.8 Generalidades de la simbiosis micorrízica arbuscular**

Los HMA son microorganismos que forman parte de la rizósfera de los ecosistemas naturales (Franco, 2002), capaces de establecer generalmente una endosimbiosis con más del 90% de las raíces de las plantas terrestres, formando las llamadas Micorrizas Arbusculares (gr. *mykes*, hongo y *rhiza*, raíz) (Bago *et al.*, 1998), las cuales se reportan en más de 200 familias y más de 1000 géneros de plantas, distribuidas en el grupo de las Briofitas, Pteridofitas, Angiospermas y Gimnospermas (Daniell *et al.*, 2001). Generalmente la interacción que se establece es una simbiosis mutualista.

Se estima que las primeras evidencias de esporas e hifas fósiles se remontan al Ordovícico de Wisconsin, de aproximadamente 460 millones de años de antigüedad, las cuales representan una extraordinaria semejanza con las de los actuales *Glomales*, *Glomeromycota*, y constituyen las primeras evidencias de la existencia de los hongos formadores de las micorrizas arbusculares (Redecker, *et al.*, 2006), a las que se les consideran claves en el éxito de la colonización del ambiente terrestre por las plantas (Pirozynski y Malloch, 1975; Simon *et al.*, 1993).

En esta asociación, las esporas de los hongos germinan, dando origen a las hifas que al ramificarse forman el micelio que explora el suelo y coloniza el apoplasto y

las células corticales de la raíz de la planta en la que se forma un diminuto arbolillo en las células del parénquima radical, estructura llamada “arbúsculo”, que es el sitio de intercambio de agua y nutrimentos entre las plantas y el hongo. Dentro de las raíces se originan estructuras internas de forma globosa llamadas vesículas, que sirven para almacenar alimento para el hongo (Salamanca y Cano, 2003; Guzmán y Farías, 2005; Montaña *et al*, 2007).

Esta simbiosis mejora la habilidad de captación de nutrimentos y tolerancia a estrés biótico y abiótico (Ruiz, 2003), y su abundancia tiene una gran influencia en la nutrición y crecimiento de las plantas hospedadas y de gran trascendencia fisiológica y ecológica para el buen funcionamiento y estabilidad de las comunidades vegetales (Franco, 2002). La red hifal incrementa la superficie de captación de nutrimentos para la planta, principalmente de iones fosfato y amonio disponibles en el suelo. Se estima que las hifas externas proporcionan hasta un 80% del fósforo y 25% del nitrógeno, además de elementos poco disponibles en el suelo como Cu, Zn, Mn, Mg y Ca requeridos por la planta (Smith y Read, 2008). A cambio, el hongo además de contar con un hábitat, recibe azúcares simples derivados de la fotosíntesis efectuada por el hospedero. Se ha señalado que una gran cantidad de hongos micorrízicos asociados con especies vegetales reciben del 10 al 20% del carbono almacenado por la planta (Kling y Jacobsen, 1998).

La distribución, actividad y supervivencia de los HMA está relacionada a factores ambientales (físicos y químicos), entre los que se listan: baja fertilidad del suelo, humedad (donde un exceso de agua es nocivo para las micorrizas, cuyo desarrollo necesita una buena aireación del suelo), salinidad, pH, temperaturas extremas, presencia de tóxicos, metales pesados, compactación, profundidad, topografía, intensidad de luz, altitud, latitud, variaciones fenológicas de los HMA, movimientos físicos por agua, lombrices, y microfauna del suelo, etc. Por otro lado se ha demostrado que la distribución de los HMA cambia en el suelo debido a que el pH afecta la infección, esporulación y germinación de las esporas de los HMA. La materia orgánica puede contener sustancias estimulantes tanto del crecimiento del hongo como de la planta y facilitar el establecimiento de la simbiosis (Guerra, 2007; Hernández y Ordóñez, 2006). Su presencia también puede alterarse por la incidencia de factores antrópicos, como; fertilización excesiva principalmente con fosfatos, el uso no controlado de plaguicidas y herbicidas puede hacer disminuir o hasta desaparecer el potencial micorrízico del suelo (Barea *et al.*, 1991; Gianianazzi y Schüepp, 1994).

### **5.9 Hongos micorrízicos arbusculares en suelos salinos**

Los HMA pueden contribuir a disminuir el efecto del estrés y la pérdida de la productividad de las plantas en los suelos salinos. Esto quizá sea debido al incremento adecuado del fósforo, principalmente al aumentar el crecimiento, así como un efecto de mejoramiento en el soporte al estrés hídrico de las plantas, o por alguna combinación de estos (Tena, 2002).

En algunas especies se ha observado que la simbiosis micorrízica evita un elevado consumo de  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$ , así como su transferencia a los brotes de la planta (Giri y Mukerji, 2004), sin embargo, existe una clara evidencia de que la germinación de esporas y el desarrollo de las hifas de algunos HMA, están reducidas por la presencia de las sales, disminuyendo así la diversidad en estos suelos (del Val *et al.* 1999; Tapia, 2008).

Estudios han mostrado que elevadas concentraciones de NaCl disminuyen la colonización micorrízica arbuscular y número de esporas (Juniper y Abbott, 1993). Existe poca investigación sobre el desarrollo de los hongos micorrízicos arbusculares en suelos salinos y la información existente muchas veces es escasa y circunstancial (Abbott y Robson, 1991).

### 5.10 Taxonomía de hongos micorrízicos arbusculares

Los hongos formadores de micorrizas arbusculares tradicionalmente se han clasificado dentro de la División Eumicota y a 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).

Morton y Benny (1990) agruparon a estos hongos en el Orden de los Glomales y su clasificación se basaba en características morfológicas de la pared de las esporas (asexuales) producidas por estos hongos. Esta clasificación fue aceptada por algunos años, en la cual se conocían aproximadamente 150 especies, las que se clasificaron en dos subórdenes (Glominae y Gigasporinae), tres familias (Glomaceae, Acaulosporaceae y Gigasporaceae) y seis géneros (*Glomus*, *Sclerocystis*, *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Gigaspora* y *Scutellospora*). Sin embargo algunos investigadores como el propio Morton fueron cuestionando y modificando esta clasificación.

Actualmente el uso de nuevas técnicas que involucran secuenciación de ADN, determinaciones de perfiles de ácidos grasos, reacciones inmunológicas hacia anticuerpos monoclonales específicos, junto con la caracterización morfológica de las esporas y hábitos de colonización, permitió establecer cambios significativos en su taxonomía (Alarcón, 2001). Gracias a estos avances Morton y Redecker (2001) reclasificaron dos nuevas familias y dos nuevos géneros, quedando de la siguiente forma: dos subórdenes (Glomineae y Gigasporineae), cinco familias (Paraglomaceae, Archaesporaceae, 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). En donde se propuso una nueva clasificación y el grupo fúngico fue removido del

grupo polifilético *Zygomycota*, y se colocó en un nuevo phylum monofilético, el *Glomeromycota*. Se establecieron tres nuevos ordenes (Archaesporales, Paraglomales, y Diversisporales) (Walker y Schüßler, 2004).

Durante muchos años, la filogenia molecular de *Glomeromycota* (Schüßler *et al.*, 2001) ha sido publicada en algunas partes y se actualiza constantemente en la página web [www.amf-phylogeny.com](http://www.amf-phylogeny.com). Sin embargo, el Código Internacional de Nomenclatura Botánica (CINB) no permite únicamente publicaciones electrónicas de las novedades taxonómicas, así que los cambios formales no pueden aplicarse en esta fuente de información. Sin embargo, porque no era posible establecer una correcta colocación filogenética de *Glomus macrocarpum*, que es la especie tipo de *Glomus*, una taxonomía profundamente revisada para *Glomeromycota* era imposible. Recientemente la secuenciación del gen SSU rRNA ha permitido aclarar la posición de *G. macrocarpum* y por tanto establecer su posición filogenética natural en relación con los demás en este género. Ahora se ha podido reestructurar la sistemática del orden Glomerales (*Glomeromycota*) y también los otros tres órdenes en *Glomeromycota*. Con estos recientes análisis filogenéticos Schüßler y Walker (2010) han creado nuevas familias y géneros, han clasificado las especies para las que la identidad molecular es aún desconocida como “especies de posición incierta” en la jerarquía taxonómica y listados en su género original (Cuadro 1).

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

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

## VI. MATERIALES Y MÉTODOS

### 6.1 Descripción de la zona de estudio

En el suroeste del estado de Hidalgo se localiza la región geográfica conocida como el Valle del Mezquital, el cual posee los distritos de riego 03 Tula y 100 Alfajayucan, mismos que usan aguas residuales crudas provenientes del área metropolitana de la ciudad de México (Jiménez *et al.*, 2000). Dentro de este valle se encuentra el municipio de Ixmiquilpan, el cual se ubica geográficamente entre los paralelos 20° 42' al norte, al sur 20° 23' de latitud norte; al este 99° 05' y al oeste 99° 18' de longitud oeste. Su territorio comprende 559.87 km<sup>2</sup>, que corresponde a 2.59% del Estado. Cuenta con 127 comunidades y entre las más importantes se listan: Dios Padre, Maguey Blanco, Panales, El Tephe, Arenalito, El Mandho, Cerritos, Julián Villagrán, Bangandho, Taxadhó, San Pedro Capula, Cañada Chica, Cuesta Colorada, Defay, Dexthi, El Alberto, El Dextho, Orizabita, Remedios, El Tablón y El Espíritu (Ixmiqulpan, 2009).

Éste municipio pertenece a la región hidrológica 26 del Alto Pánuco, Cuenca del Río Moctezuma, que es la única corriente superficial de importancia en el área y que la cruza en su porción occidental, donde se utiliza para riego. De la cuenca del Río Moctezuma se derivan las subcuencas; el río Tula, río Actopan y el río Amajac, que cubren 2.90%, 55.25% y 12.42% respectivamente (Ixmiqulpan, 2009).

El clima que predomina en más del 50% de la superficie municipal, es el semiseco templado (BS1K); con presencia de los subtipos climáticos de seco semicálido (BSh) en un 23.67%; templado subhúmedo con lluvias en verano de mayor humedad (Cw) con 21.58%; templado subhúmedo con lluvias en verano con menor humedad (CwO) con 2.69% y semiseco semicálido (BS1h) en un 0.84%. La temperatura media anual es de 18.2 °C y una precipitación media de 362 mm (INEGI, 2005).

La agricultura ocupa un 53.23% de la superficie municipal, algunas de las especies que se cultivan y poseen mayor importancia son: maíz, alfalfa, frijol, brócoli, coliflor, col, lechuga, calabaza y maguey pulquero. La vegetación de matorral abarca un 22.67% en los que destaca el *Agave lechuguilla*, *Acasia sp.*, *Myrtillocactus geometrizans*; 13.12% está ocupado por bosques, en los que se presentan *Juniperus flaccida*, *Opuntia sp.*, *Quercus sp.* y *Baccharis conferta*; El pastizal comprende el 7.06% con *Yucca sp.* y *Distichlis spicata*; finalmente, el 3.92% restante no se encuentra identificado (INEGI, 2005).

La fauna que de manera natural se distribuye en el municipio está compuesta por: tejón, ardilla, tlacuache, armadillo, coyote, onza, conejo, zorra, murciélago, zorrillo, liebre, lechuga, lagartijas, víbora de cascabel, cenizote, zopilote, ratón de campo, tuza y una gran variedad de insectos (Ixmiqulpan, 2009).

En cuanto a la distribución de suelos se presentan como dominantes: Leptosol réndzico con un 41% de la superficie total; Phaeozem (calcárico) con 24.63 %; Phaeozem háplico con 0.21%; Leptosol lítico con 4.41%; Regosol (calcárico) con 0.85%; Regosol (éutrico) con 14.41%; Vertisol (pélico) con 9.86% y otros ocupan el 3.92% restante (INEGI, 2005).

## **6.2 Selección de los sitios de estudio**

El área de estudio se ubica entre las comunidades de Maguey Blanco y Taxadhó, en el municipio de Ixmiquilpan, Hidalgo. Se realizaron recorridos de campo en la zona con el fin de detectar gradientes de concentración salinas en el área. Para seleccionar los sitios específicos de muestreo se tomaron en cuenta los siguientes criterios visuales: presencia o ausencia de costras salinas; densidad y composición de la vegetación, y sintomatología de la planta causado por estrés salino. Con base en lo anterior, se seleccionaron cuatro sitios anteriormente utilizados para agricultura, y que en la actualidad se encuentran abandonados por problemas de salinidad causada por irrigación con aguas residuales, estos sitios presentan áreas heterogéneas y fueron numerados de mayor a menor grado de salinización. Dos parcelas se encuentran ubicadas en la localidad de Maguey Blanco (sitio 1: 20°25'32.01" N; 99°9'13.36" y sitio 2: 20°25'39.06"N; 99°9'26.58"O) y dos localizadas en Taxadhó (sitio 3: 20°25'47.67"N; 99°9'36.73"O y sitio 4: 20°25'57.64"N; 99°9'30.60"O) (Figura 1). Una vez ubicados éstos sitios, se procedió al muestreo de vegetación, suelo y raíces vegetales en época seca en el mes de abril del 2011 y otro en el periodo húmedo del mes de septiembre del mismo año, esto se hizo con la finalidad de estudiar las variaciones que se presentan al cambiar la concentración de sales entre ambas temporadas, debido al lavado de sales por lluvia o su concentración en época seca por la alta evapotranspiración.

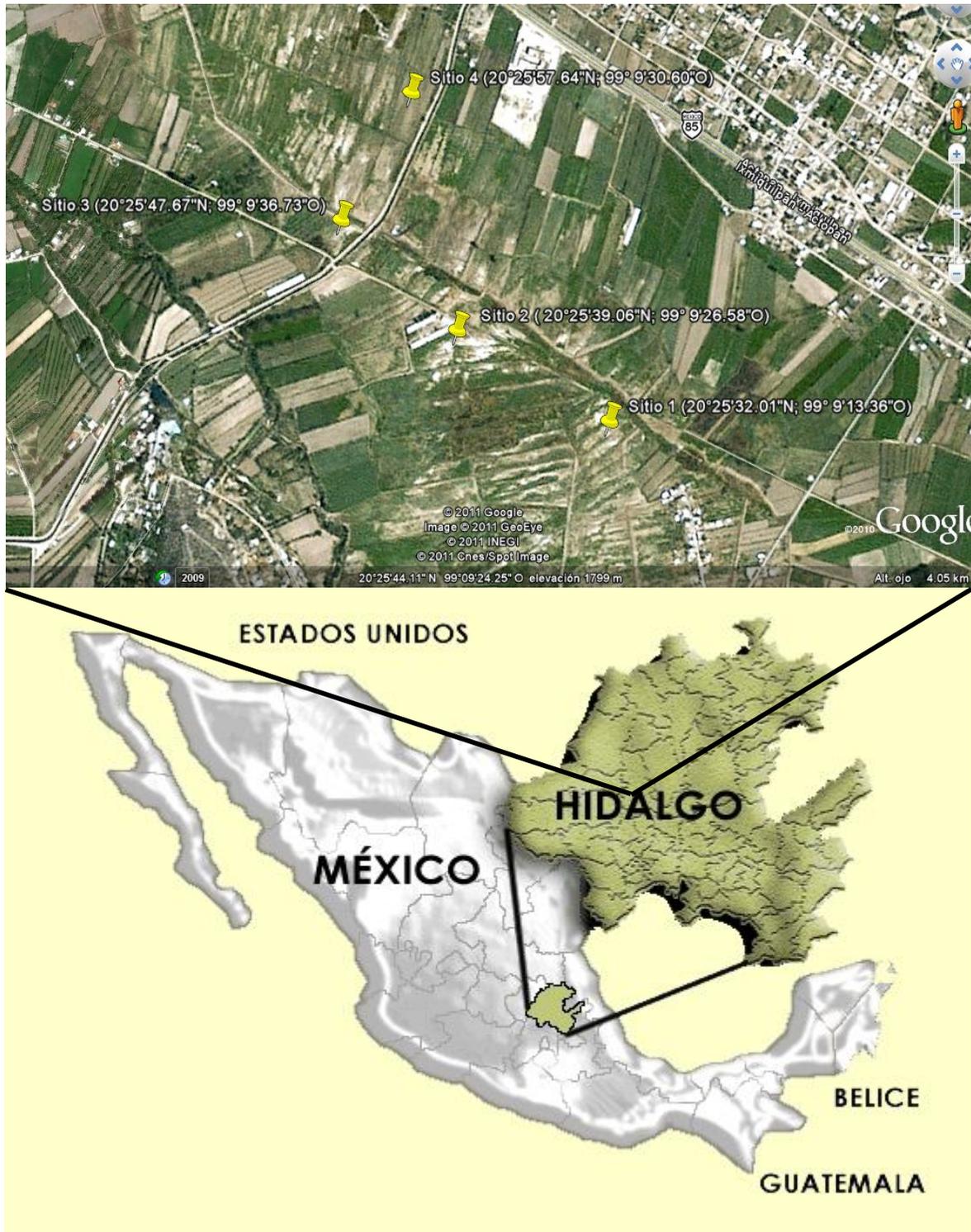


Figura 1. Zona de estudio y toma aérea de los sitios evaluados a una elevación de 4.05 km (Google Earth, 2011).

### 6.3 Selección de especies vegetales

Se trabajó con las cinco especies vegetales de mayor valor de importancia, mismas que fueron seleccionadas por el método de parcelas anidadas y graficado de la curva de especies-área (Cox, 2002). La intensidad de muestreo fue de cuatro sitios seleccionados con los criterios previamente establecidos.

El índice de valor de importancia (IVI) se calculó de la siguiente forma:

IVI= dominancia relativa + densidad relativa + frecuencia relativa

La dominancia relativa se obtuvo de la siguiente manera:

$$\text{Dominancia relativa} = \frac{\text{dominancia absoluta por especie}}{\text{dominancia absoluta de todas las especies}} * 100$$

Dónde:

$$\text{Dominancia absoluta} = \frac{\text{cobertura de una especie}}{\text{área muestreada}}$$

La densidad relativa se calculó de la siguiente manera:

$$\text{Densidad relativa} = \frac{\text{densidad absoluta por especie}}{\text{densidad absoluta de todas las especies}} * 100$$

Dónde:

$$\text{Densidad absoluta} = \frac{\text{número de individuos de una especie}}{\text{área muestreada}}$$

La frecuencia relativa se calculó de la siguiente forma:

$$\text{Frecuencia relativa} = \frac{\text{frecuencia relativa por especie}}{\text{frecuencia absoluta de todas las especies}} * 100$$

Dónde:

$$\text{Frecuencia absoluta} = \frac{\text{número de cuadros en los que se presenta cada especie}}{\text{número total de cuadros muestreados}}$$

### 6.4 Clasificación del suelo

Para la identificación del suelo, se hizo un perfil, se describió morfológicamente de acuerdo a los criterios establecidos en Guide lines for soil description de la FAO (2006). Posteriormente se extrajeron muestras simples de cada horizonte genético, se colocaron en bolsas de polietileno y etiquetadas para su posterior análisis físico y químico en laboratorio para finalmente darle el nombre con base en la WRB, versión 2007.

### **6.5 Recolecta de suelo para evaluación de la salinidad**

Se recolectaron muestras simples de suelo de aproximadamente 250 g en la zona activa de las raíces de las especies estudiadas en las cuatro parcelas seleccionadas. Las muestras fueron tomadas al azar en cinco puntos a través de la parcela a las siguientes profundidades: 0 a 5 cm (zona en la que se encuentra la mayor concentración salina) y, las subsecuentes se recolectaron de 10 en 10 cm de profundidad hasta alcanzar los 45 cm. El procedimiento se realizó del mismo modo para cada sitio. Las muestras fueron depositadas en bolsas de polietileno etiquetadas y bajo estas condiciones se transportaron al laboratorio para su análisis.

### **6.6 Recolecta de raíces y esporas**

En cada una de las parcelas se recolectaron al azar y por quintuplicado 250 g de suelo rizosférico con una pala de jardinero a una profundidad de 20 cm desde el nivel de suelo, por ser la zona en la que se encuentra el 75% de las esporas asociadas (Carter, 2008). Dichas muestra se colocaron en bolsas etiquetadas de polietileno, las cuales se transportaron al laboratorio, en donde, se refrigeraron a 4°C recomendado por Blaszkowski (2003) con el fin de preservar las esporas de los HMA para su posterior extracción, cuantificación y determinación taxonómica.

Para la obtención de las raíces se extrajeron cinco individuos de cada una de las especies seleccionadas en cada sitio, procurando obtener las raíces completas, las que se lavaron con agua hasta quedar completamente limpias, a las cuales se les seccionaron las raíces finas que fueron fijadas en una solución FAA (10 % de formaldehído, 50 % de ácido acético, 5 % de alcohol y 35 % de agua destilada), una vez conservadas se trasladaron al laboratorio, en donde se realizó su aclaramiento y tinción con el fin de evaluar el porcentaje de colonización micorrízica.

### **6.7 Preparación del suelo**

Los análisis se realizaron en el laboratorio de Restauración de suelos de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM.

De acuerdo a Anderson e Ingram (1993), las muestras se extendieron en una capa delgada sobre una superficie de plástico en un lugar ventilado a temperatura ambiente, los terrones se disgregaron presionando sobre ellos, posteriormente se hizo una separación manual de gravas, raíces, hojas y demás impurezas, una vez secas se tamizaron a través de una malla de 2 mm de diámetro con el fin de separar las impurezas aún existentes dejando solo el suelo mineral. Al final, las muestras simples de cada profundidad y por sitio se mezclaron para obtener muestras compuestas representativas de aproximadamente 250 g cada una, las

cuales se almacenaron en recipientes de plástico completamente cerrados para evitar cambios en sus propiedades y finalmente se realizaron los análisis químicos y físicos correspondientes (Cuadros 2 y 3).

**Cuadro 2. Parámetros físicos y químicos del suelo para caracterización del perfil (Anexo 1).**

<b>Variable.</b>	<b>Método.</b>
<b>Color</b>	Tablas Munsell AS-22(Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000).
<b>Textura</b>	Bouyoucos AS-09(Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000).
<b>Densidad real</b>	Picnómetro AS-04 (Norma Oficial Mexicana NOM-021RECNAT-2000).
<b>Densidad aparente</b>	Cilindro (Núñez, 2006).
<b>Capacidad de Intercambio Catiónico</b>	Titrimétrico (Reyes, 1996).
<b>pH</b>	Electrométrico AS-02 (Norma Oficial Mexicana NOM-021RECNAT-2000).
<b>Conductividad Eléctrica (dS m<sup>-1</sup>)</b>	AS-18 (Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000)
<b>Materia orgánica</b>	Walkey y Black AS-07 (Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000).

**Cuadro 3. Parámetros químicos del suelo para evaluación de la salinidad (Anexo 1).**

<b>Variable.</b>	<b>Método.</b>
<b>pH</b>	Electrométrico AS-02 (Norma Oficial Mexicana NOM-021RECNAT-2000).
<b>Conductividad Eléctrica (dS m<sup>-1</sup>)</b>	AS-18 (Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000)
<b>Cationes solubles (Ca<sup>+</sup>, Mg<sup>+</sup>, Na<sup>+</sup> y K<sup>+</sup>)</b>	Absorción atómica y espectrofotometría AS-19 (Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000).
<b>Aniones solubles (Cl<sup>-</sup>, CO<sub>3</sub><sup>2-</sup>, HCO<sub>3</sub><sup>-</sup>, SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>)</b>	Volumetría y turbimetría AS-20. (Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000).

## **6.8 Análisis Micorrízico**

### **6.8.1 Aislamiento de esporas**

Para cada muestra de suelo rizosférico colectada se extrajeron las esporas por la técnica de tamizado húmedo (Genderman y Nicholson, 1963), en combinación con la técnica de flotación de azúcar (Walker, 1997), las cuales se describen a continuación:

Se colocaron 100 g de suelo seco en un vaso metálico, se adicionó agua y mediante un agitador eléctrico se movió la mezcla durante 3 minutos para romper los agregados de suelo y liberar las esporas. Este procedimiento se repitió dos veces más. La suspensión se dejó reposar por 30 segundos y en seguida se pasó a una serie de tamices ordenados de mayor a menor diámetro (1000  $\mu\text{m}$  y 44  $\mu\text{m}$ ) evitando el sedimento; el contenido de cada tamiz se resuspendió en 10 mL de agua en tubos de centrifuga, la suspensión se centrifugó por 7min a 2000 rpm, posteriormente se retiró y desechó el sobrenadante de los tubos. El precipitado se resuspendió nuevamente con 10 mL de una solución de sacarosa al 50%, partiendo del fondo del tubo para poder generar un gradiente, que ayude a la separación de las esporas del resto del suelo y se volvió a centrifugar a 1500 rpm durante 5 minutos. De manera rápida el contenido de los tubos se vació en un tamiz de 44  $\mu\text{m}$  y se enjuagó con abundante agua destilada. Finalmente, el material concentrado en el tamiz se recuperó en una caja Petri cuadrada (1 cm X 1cm) para su posterior conteo bajo el estereoscopio óptico marca ZEISS modelo StemiDV4.

### **6.8.2 Montaje y determinación taxonómica**

La preparación de laminillas se realizó siguiendo la técnica de Schenck y Pérez (1990). La preparación requirió de una solución de montaje semipermanente de PVLG (alcohol polivinílico-ácido láctico-glycerol), que permite conservar las laminillas por años.

El método consiste en seleccionar esporas limpias con una pipeta Pasteur, las cuales son depositadas en un vidrio de reloj con agua destilada. En un portaobjetos se coloca una gota de la solución de montaje PVLG en uno de los extremos y en otro extremo una gota de PVLG+Melzer. En ambos lados se colocarán de 15 a 25 esporas del vidrio de reloj, procurando dejar espacio en un extremo para colocar una etiqueta.

Se mezclarán ligeramente las esporas con la solución de montaje para dispersarlas, se dejará reposar durante 3 o 5 minutos para permitir que este se torne más viscoso antes de colocar el cubre objetos. Una vez disperso el montaje se romperán las paredes de las esporas presionando ligeramente sobre el cubre objetos con un borrador de lápiz.

La determinación taxonómica de las esporas se realizó con base en su morfología, tomando en cuenta los siguientes caracteres: color, tamaño y forma de esporas; presencia o ausencia de hifa y estructura de la pared, por medio de un microscopio óptico (marca ZEISS modelo Primo Star HAL). Los datos obtenidos se compararon con descripciones especializadas ([www.invam.caf.wvu.edu/](http://www.invam.caf.wvu.edu/), [www.lrz-muenchen.de/schuessler/amphylo/](http://www.lrz-muenchen.de/schuessler/amphylo/)); para la denominación de las especies se siguió la clasificación propuesta por Schüßler y Walker (2010). Esta etapa del trabajo se realizó con el apoyo de expertos en el área: Dra. Laura Hernández Cuevas del Centro de investigación en Ciencias Biológicas, Laboratorio de Micorrizas, Universidad Autónoma de Tlaxcala y el Biólogo Eduardo Chimal Sánchez del Laboratorio de Zonas Áridas, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM.

### 6.8.3 Determinación de la colonización micorrízica arbuscular

La determinación se realizó de acuerdo a la técnica modificada de clareo y tinción descrita por Phillips y Hayman, (1970), en Carter (2008).

Las raíces previamente fijadas con la solución de FAA se lavaron con agua destilada y se colocaron en vasos de precipitados con una solución de peróxido de hidrógeno (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) al 10% en baño maría por 10 minutos hasta que su color se tornó blanquecino o transparente. En el caso de las raíces de *Cynodon dactylon*, el procedimiento anterior se tuvo que realizar dos veces más, pues se encontraban demasiado lignificadas. Pasado este tiempo se lavaron con agua destilada y se les adicionó peróxido de hidrógeno al 10% por 5 minutos con el fin de eliminar la materia orgánica y permitir una mejor observación. Las raíces se lavaron con agua corriente y se les adicionó ácido clorhídrico (HCl) al 10% por 30 minutos para acidificar y permitir una adecuada tinción. Se decantó el HCl y sin lavar se agregó una solución de azul de tripano al 0.05% hasta llegar a la tinción deseada. Posteriormente se trasladaron a una solución de ácido láctico-glicerina-agua (1:2:1, v:v), por 24 horas, con la finalidad de conservarlas y eliminar el exceso de tinción. Una vez pasado el tiempo se sacaron, escurrieron y, se colocaron diez segmentos de raíz de 1.5 cm de longitud seleccionadas al azar en un porta objetos limpio, agregándoles unas gotas de PVLG como fijador semipermanente. Bajo estas condiciones se determinó el porcentaje de colonización micorrízica:

Con el microscopio óptico a 40X se revisaron completamente las raíces de cada laminilla, anotando las estructuras fúngicas observadas dentro de la raíz (vesícula, arbusculo, espora, o hifa), registrando presencia (+) o ausencia (-) de las mismas así como el número de campos observados y finalmente se aplicó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de colonización} = \left( \frac{\# \text{ de campos colonizados}}{\# \text{ de campos observados}} \right) * 100$$

Para determinar las especies de hongos micorrízicos asociados a las raíces de cada especie vegetal, se realizó el mismo procedimiento de clareo con KOH, posteriormente se enjuagaron con agua destilada y se colocaron en portaobjetos con solución de PVLG + Melzer que permitió la posterior determinación de las esporas contenidas en raíz.

### 6.9 Índice de Similitud de Sorensen cuantitativo de HMA

Con los datos de riqueza y abundancia de esporas se obtuvo el índice de similitud.

A pesar de que la composición de especies de HMA es la misma en la mayoría de los sitios de muestreo, se registró una diferencia en la abundancia de esporas, por lo que se decidió aplicar el índice cuantitativo de Sorensen para evaluar la similitud entre los sitios considerando las variables composición y abundancia de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$I_{Scuant} = \frac{2pN}{aN + bN}$$

Dónde:

aN= número total de individuos en el sitio A

bN= número total de individuos en el sitio B

pN= sumatoria de la abundancia más baja de cada una de las especies compartidas entre ambos sitio (Moreno, 2001).

### 6.10 Análisis estadístico

A los resultados obtenidos de los análisis químicos del suelo rizosférico, abundancia de esporas de HMA y colonización micorrízica, se les realizó un análisis de correlación de Person entre: parámetros químicos del suelo-abundancia de esporas; parámetros químicos del suelo-colonización micorrízica. Este tratamiento se realizó con la finalidad de conocer cuál(es) y de qué manera los parámetros químicos influyen sobre las variables biológicas medidas.

También se realizó un análisis de varianza ANDEVA de un factor, para conocer las diferencias que presentaron los parámetros químicos, la abundancia de esporas, y colonización micorrízica en los distintos sitios de estudio, así como en las temporadas de muestreo. En todos los casos las diferencias se consideraron significativas con  $p \leq 0.05$ , y las medias se compararon con un análisis de Tukey. Estos análisis estadísticos se realizaron con el software Statgraphics Plus versión 5.0 y el manual de Cervantes *et al.* (2006).

## VII. RESULTADOS Y DISCUSION

### 7.1 Descripción morfológica del perfil de suelo

El perfil de suelo (Figura 2) se ubica entre las localidades de Maguey Blanco y Taxadhó, Ixmiquilpan, Hidalgo, con coordenadas 20° 25'43.7" N, 99° 09' 36.3" W, a una altitud de 1790 msnm y una pendiente de 1 % con exposición norte. La superficie del suelo está cubierta en un 90 % por vegetación herbácea invasoras como *Chenopodium sp.*, *Punica granatum L.*, *Juglans sp* y *Prosopis laevigata* (Figura 3) y el 10 % restante cubierta por costras de sales cristalinas.

A lo largo de todo el perfil se encontró una textura arcillosa, permeabilidad morada y un color grisáceo (Cuadro 4). El material geológico del suelo proviene de roca caliza. Los horizontes de diagnóstico fueron: epipedón mólico y endopedón árgico y de acuerdo a las propiedades medidas, el suelo fue clasificado como Vertisol de acuerdo a la WRB (2007). El INEGI (2005) reporta que este tipo de suelos solamente ocupa un 9.86 % de la superficie del municipio, y en un estudio realizado por López (2007), donde describió los suelos del Valle del Mezquital, Hidalgo, encontró que el suelo dominante en todo el valle es el Leptosol, seguido por orden de importancia de Phaeozem, Vertisol, Chernozem y Regosol, los cuales se clasificaron en base a la WRB.

Los suelos vertisoles son pesados arcillosos, con una consistencia dura a muy dura. Cuando están secos, los horizontes verticos muestran grietas de 1 cm o más de ancho. Se localizan en depresiones y áreas llanas a onduladas, principalmente en climas subtropicales, semiáridos a subhúmedos y húmedos, con una alternancia clara de estación seca y húmeda. La vegetación clímax es sabana, pastizal natural y/o bosque. La expansión y contracción de las arcillas expandibles da origen a grietas profundas en la estación seca (WRB, 2007).

Son suelos fértiles, con un pH alto, y elevados contenidos de Ca y Mg, sin embargo se considera que sus limitantes productivas son esencialmente físicas y no nutricionales. Las arcillas 2:1 presentan gran capacidad de retención de cationes en sus superficies externas e internas, especialmente de K y NH<sub>4</sub> que ocasiona desbalances nutrimentales (Enríquez *et al.*, 2012). En adición a estos factores limitantes para la productividad agrícola del suelo, en el presente trabajo, se le suma la acumulación de sales que provoca estrés fisiológico en las plantas.

Cuadro 4. Descripción morfológica del perfil tipo de la zona de estudio.

Horiz.	Prof. (cm)	Descripción.
A <sub>1</sub>	0-55	La superficie del suelo está cubierta por vegetación herbácea inducida, el resto del suelo libre de vegetación cubierta por capa de sales. Su color en seco es 2.5Y 5/2 café grisáceo y en húmedo 5YR 3/1 gris muy oscuro. Su textura es arcillosa; no existe pedregosidad. Su consistencia es friable; cuando muy húmedo es muy pegajoso y plástico. No hay estratos endurecidos, no hay nódulos, ni presencia de cutanes. Los poros son de tamaño macro y micro; sus diámetros van desde micro hasta finos 2mm, macroporos tubulares y continuos, oblicuos y verticales dentro y entre los agregados. La permeabilidad es moderada; hay pocas raíces y son finas. Suelo imperfectamente drenado. Reacciona intensamente con el HCl (calcáreo); con el H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> reacción moderada y a la fenolftaleína más NaF es débil.
A <sub>2</sub>	55-70	La transición a la siguiente capa es tenue y ondulada. El suelo húmedo su color es 5YR 3/1 gris muy oscuro y en seco su color es 10YR 6/2 gris café claro. Su textura es arcillosa; no existe pedregosidad, la estructura no fue visible por la humedad. Su consistencia es friable en húmedo y cuando muy húmedo es muy pegajoso y plástico. No hay estratos endurecidos, no hay cutanes, ni presencia de nódulos. Los poros son micro y macro, estos últimos son tubulares con diámetros de hasta 2mm oblicuos y hay verticales dentro y entre los agregados. La permeabilidad es lenta por la alta humedad; las raíces son raras y finas. El suelo esta imperfectamente drenado. Reacción fuerte con el HCl (calcáreo); mientras que con el H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> es moderada y con la fenolftaleína más NaF es moderadamente intensa.
B <sub>1</sub>	70-90	La transición a la siguiente capa es tenue y ondulada. El color del suelo húmedo es 10YR 6/2gris café claro y en seco su color es 10YR 3/2 café grisáceo muy oscuro. Su textura es arcillosa; no existe pedregosidad, la estructura no fue visible por la excesiva humedad. Su consistencia en húmedo es friable y cuando muy húmedo es muy pegajoso y plástico. No hay estratos endurecidos, no hay cutanes, ni presencia de nódulos. Los poros son de tamaño macro y micro; los diámetros van desde micros hasta finos 2mm continuos, oblicua y hay verticales dentro y entre los agregados los macroporos son tubulares. La permeabilidad es moderada; las raíces son raras y finas. Suelo imperfectamente drenado. Reacciona intensamente con el HCl (calcáreo); con el H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> su reacción es fuerte y con la fenolftaleína más NaF moderada.



Figura 2. Perfil del suelo estudiado



Figura 3. Vegetación herbácea invasora

## 7.2 Propiedades físicas del suelo.

De acuerdo con el análisis textural, los suelos se clasificaron como migajón-arcillosos y arcillosos, característica que concuerda con los Vertisoles de acuerdo a la WRB (2007), por otra parte presentan una densidad aparente entre 0.85 y 0.89 g/cm<sup>3</sup> y densidad real entre 2.22 y 2.4 g/cm<sup>3</sup>. El porcentaje de espacio poroso oscila entre 63 % y 64 % (Cuadro 5). Con estos valores de densidad y porcentaje de espacio poroso, el suelo debería de poseer buen drenaje, sin embargo, en la mayoría de los vertisoles, el tipo y cantidad de las arcilla ocasiona que al inicio de las lluvias, cuando el suelo está agrietado, el movimiento vertical del agua ocurre a través de las aperturas, con lo que las arcillas del subsuelo se expanden rápidamente sellando el sistema. Bajo estas condiciones los suelos resultan prácticamente impermeables y por lo tanto, se inundan, ocasionando el acumulo de sales en la superficie del suelo cuando el agua se evapora. Por último, la mayor parte de las muestras de suelo presentaron un color 10 YR 6/2 gris café claro en seco y, en húmedo 10YR 3/2 café grisáceo muy oscuro, el cual puede ser consecuencia de un ambiente anaeróbico, que ocurre cuando el suelo se satura con agua, siendo desplazado o agotado el oxígeno del espacio poroso del suelo. Bajo estas condiciones, las bacterias anaeróbicas utilizan el Fe<sup>3+</sup> presente en minerales como la goetita y la hematita como un aceptor de electrones en su metabolismo. En este proceso se genera la forma reducida del ión (Fe<sup>2+</sup>), que es soluble en agua e incoloro. Otras bacterias anaeróbicas utilizan Mn<sup>4+</sup> como aceptor de electrones reduciéndose a su forma incolora soluble en agua Mn<sup>2+</sup>. La pérdida de pigmentos deja un color gris en la superficie del mineral y si la saturación con agua se prolonga por largos periodos, la zona completa adquiere la coloración grisácea (Simonson, 1993).

Cuadro 5. Propiedades físicas del suelo en los sitios de estudio.

Sitio	Prof.	Color seco	Color húmedo	Textura			D.R. (g/cm <sup>3</sup> )	D.A. (g/cm <sup>3</sup> )	Espacio poroso (%)
				% arcilla	% limo	% arena			
1	0-5	10 YR 6/1	10 YR 3/2	30.72	26	43.28	2.29	0.85	63
				Migajón arcilloso					
	5-15	10 YR 6/2	10 YR 3/3	39.44	38	22.56			
				Migajón arcilloso					
	15-25	10 YR 7/1	10 YR 3/2	37.8	41.2	21			
			Migajón arcilloso						
	25-35	10 YR 7/2	10 YR 3/2	33.56	36	30.56			
				Migajón arcilloso					
	35-45	10 YR 7/2	10 YR 3/2	34.16	36	30.31			
				Migajón arcilloso					
2	0-5	10 YR 6/2	10 YR 3/3	36.72	28	35.28	2.4	0.89	63
				Migajón arcilloso					
	5-15	10 YR 6/1	10 YR 3/3	30.72	26.72	42.56			
				Migajón arcilloso					
	15-25	10 YR 6/2	10 YR 3/2	32.16	30.72	37.12			
			Migajón arcilloso						
	25-35	10 YR 6/2	10 YR 3/2	48.16	20	31.84			
				Arcilloso					
	35-45	10 YR 6/2	10 YR 3/2	33.44	22.72	43.84			
				Migajón arcilloso					
3	0-5	10 YR 6/2	10 YR 2/1	33.44	36	30.56	2.38	0.87	64
				Migajón arcilloso					
	5-15	10 YR 6/2	10 YR 2/1	43.44	28	28.56			
				Arcilloso					
	15-25	10 YR 6/2	10 YR 4/1	34.16	34...	...31.84			
			Migajón arcilloso						
	25-35	10 YR 6/2	10 YR 3/2	44.16	36.06	19.84			
				Arcilloso					
	35-45	10 YR 6/2	10 YR 3/2	45.44	34	20.56			
				Arcilloso					
4	0-5	10 YR 6/2	10 YR 3/2	48.16	36	15.84	2.22	0.84	61
				Arcilloso					
	5-15	10 YR 7/1	10 YR 3/2	51.44	34	14.56			
				Arcilloso					
	15-25	10 YR 6/2	10 YR 3/2	47.44	34	18.56			
			Arcilloso						
	25-35	10 YR 7/2	10 YR 3/2	40.16	35.28	24.56			
				Arcilloso					
	35-45	10 YR 6/2	10 YR 3/1	38.16	36	25.84			
				Migajón arcilloso					

## 7.3 Propiedades químicas del suelo

### 7.3.1 Materia orgánica (MO)

El porcentaje de MO mostró un comportamiento descendente a medida que aumenta la profundidad, los valores más elevados se presentan de 0-5 cm para todos los sitios, y no es superior a 8.26 %, y el menor fue de 1.48% a los 35-45 cm. Con respecto a la temporada húmeda se observó el mismo comportamiento decreciente, en este caso el contenido estuvo entre 1.18% y 6.19% (Figura 4).

Las cantidades de MO encontradas se consideran de bajas a medianas con respecto a la Norma Oficial Mexicana (NOM-021-RECNAT-2000). Estos niveles son particulares de zonas con climas secos y cálidos; en el sitio en estudios se explican también por la extracción de biomasa por parte del ganado local, además a la ausencia de vegetación arbórea.

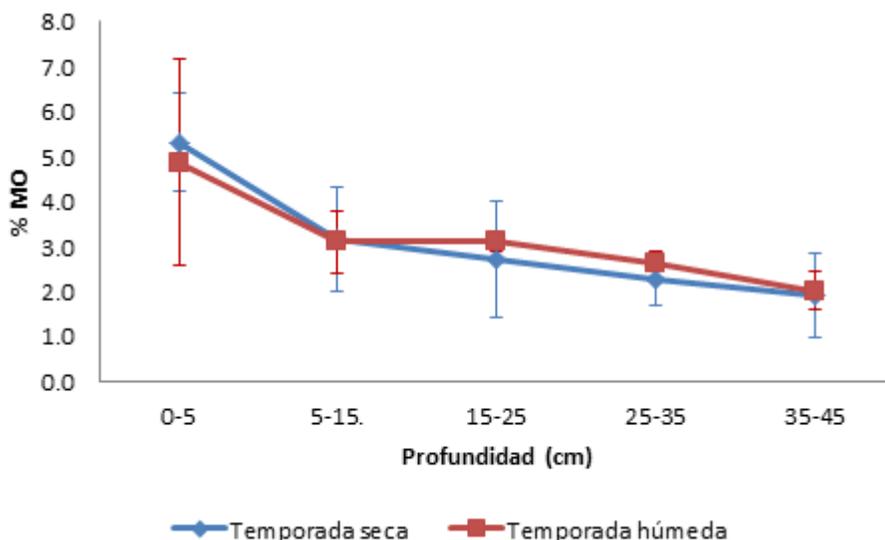


Figura 4. Comportamiento de materia orgánica en ambos periodos de estudio.

### 7.3.2 Capacidad de intercambio catiónico (CIC)

La capacidad de intercambio catiónico promedio de los cuatro sitios de muestreo tiene un comportamiento muy similar tanto en época húmeda como en seca. Esta propiedad tiene su máximo valor en los primeros 5 cm superficiales, profundidad después de la cual se torna muy constante, oscilando entre 30 y 40 meq/100 g. En la época húmeda la CIC del suelo se incrementa alrededor de 10 meq/100 g con respecto a época húmeda (Figura 5). De acuerdo a la Norma Oficial Mexicana (NOM-021-RECNAT-2000), estos valores clasifican al suelo en la categoría de muy alta fertilidad; sin embargo, las elevadas concentraciones salinas limitan su productividad.

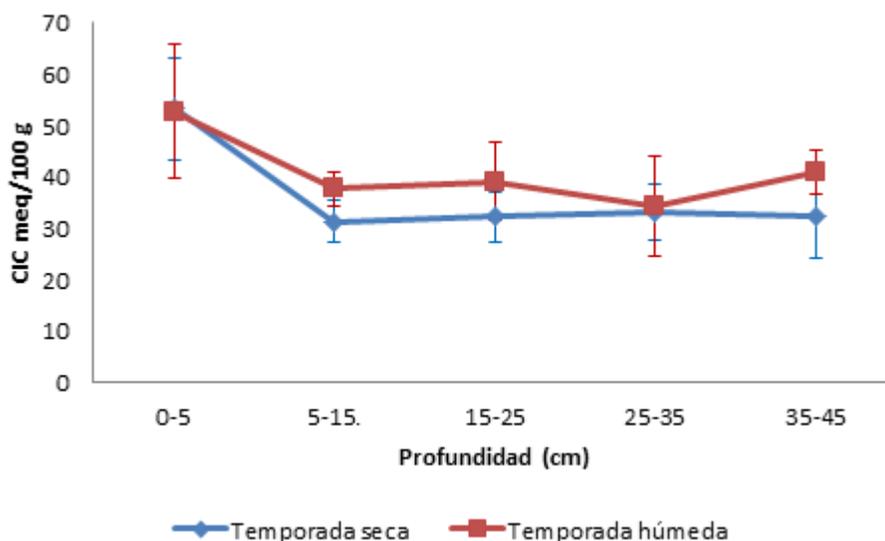


Figura 5. Comportamiento general de la capacidad de intercambio catiónico.

### 7.3.3 pH

Se encontró que el pH es constante a lo largo del perfil del suelo durante la época seca. Los valores en promedio no son superiores a 8.4 para el suelo salino de la localidad (Figura 6). Una condición distinta, se presenta en la época húmeda, el pH en este periodo del año, desciende con respecto a la época seca considerándose diferentemente significativo ( $p < 0.05$ ). Estas son condiciones más favorables para el establecimiento y desarrollo de otras especies vegetales menos tolerantes a la salinidad. Esta variación de pH, a lo largo del perfil puede ser explicada a la dilución que ocurre de las sales por el aporte de agua de lluvia por un lado y al ascenso del manto freático por otro.

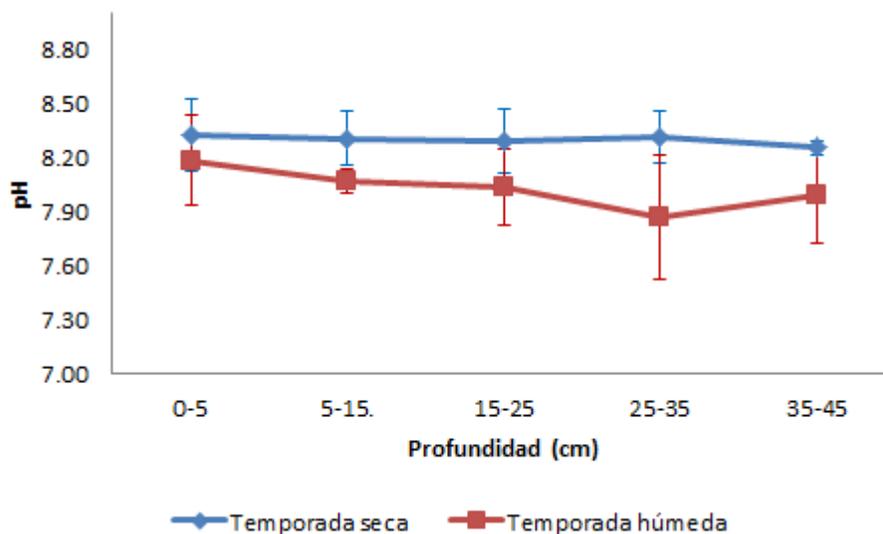


Figura 6. Variación del pH en época seca y época húmeda.

### 7.3.4 Conductividad eléctrica (CE)

Los valores de CE fueron superiores a 21.39 en los cuatro perfiles (Figura 7), los cuales nos indican una gran cantidad de iones componentes de sales. El máximo valor se encontró en la superficie con una media de 115.8 dS/m. Esto es debido a que las sales son traídas por movimiento capilar del agua freática, o bien por ascenso del manto freático, acarreado las sales en la superficie (Brady, 1990). Después de los primeros 5 cm de profundidad, se observó un decremento considerable llegando a los 30 dS/m en promedio. En época húmeda se observó un decremento con respecto a la época seca, principalmente en la capa superficial, el valor promedio fue de 27.5 dS/m, después de esta, el comportamiento se tornó más o menos constante. La disminución es ocasionada por el lavado de las sales solubles que el agua de lluvia ocasiona en este periodo. El resultado final es una redistribución de las sales en todo el perfil. No se encontró diferencia significativa para este parámetro, cuando la profundidad es mayor a los 20 cm.

Estos niveles de salinidad tan elevados, restringen severamente la gama de plantas utilizadas para la producción agrícola, permitiendo únicamente el establecimiento de especies adaptadas a la salinidad (Shannon y Grieve, 1999; Katerji, *et al.*, 2000).

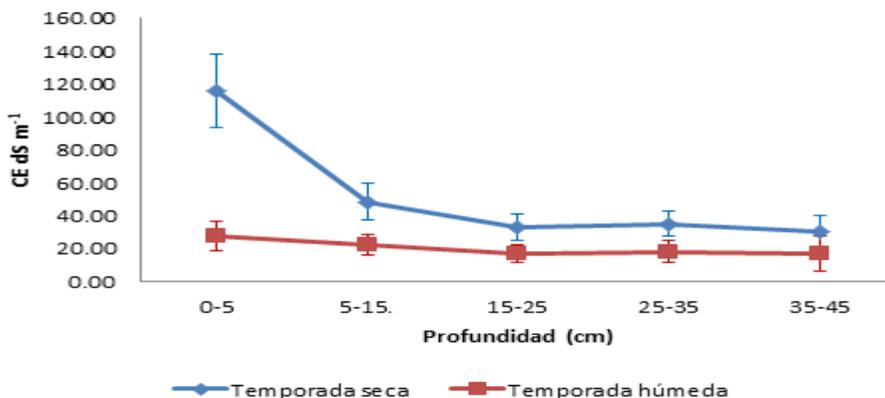


Figura 7. Comportamiento de la CE durante ambos periodos de estudio.

### 7.3.5 Potasio (K<sup>+</sup>)

La cantidad de K<sup>+</sup> encontrada es mayor a 0.22 meq/100 g, el máximo valor se reportó en los primeros 5 cm durante la época seca (4.4 meq/100 g en promedio) y en el resto de las profundidades se observó una disminución manteniendo valores bajos y medianos de acuerdo con los criterios propuestos por el Ministerio de Agricultura de Holanda (ILACO, 1981) (Figura 8). La baja cantidad puede deberse a que parte del K<sup>+</sup> se encuentra inmovilizado en el suelo, bien en las estructuras de las arcillas de tipo illita o bien en la biomasa debido a su carácter de macronutriente. El potasio es de suma importancia para las planta, porque el ion entra al sistema metabólico de las células, formando sales con los ácidos orgánicos del interior de las mismas, regulando así el potencial osmótico y por tanto el contenido de agua interna; por otra parte juega un papel importante en la dinámica estomatal, la síntesis y traslado de azúcares, almidones y proteínas; además de la estimulación enzimática (Rodríguez, 1992; Katerji, 2000).

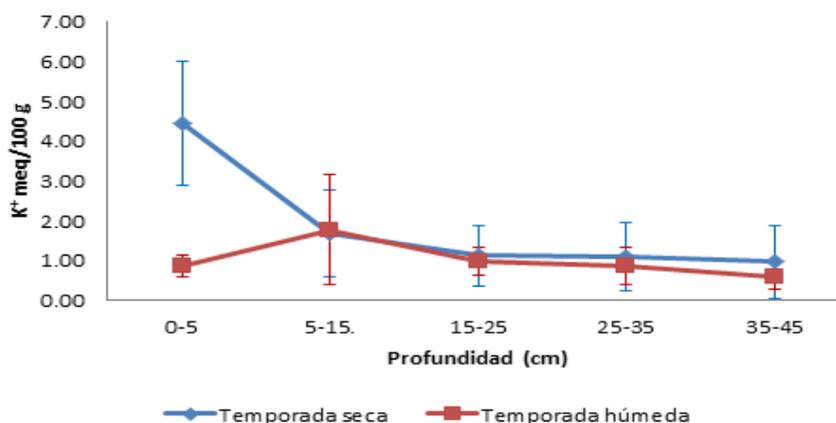


Figura 8. Variación del K<sup>+</sup> en época seca y húmeda.

### 7.3.6 Sodio ( $\text{Na}^+$ )

En regiones templadas la concentración de sodio en la solución del suelo es en promedio 0.1 a 1 meq/100 g, por otra parte, en zonas áridas y semiáridas de regadío estos niveles pueden elevarse considerablemente y alcanzar valores superiores a los 50 meq/100 g (Marschner, 1995). En el presente trabajo se encontraron altas concentraciones de  $\text{Na}^+$  en las dos estaciones de estudio. El máximo valor se reportó para la superficie en época seca con una media de 39.7 meq/100 g y en época húmeda la lluvia provocó una disminución de 27 meq/100 g (Figura 9). Después de los primeros 5 cm de profundidad no se encontraron diferencias entre los periodos estudiados, lo cual es resultado del mal drenaje del suelo que impide la lixiviación del sodio, mismo que es liberado y adsorbido nuevamente por el complejo de cambio sin mostrar cambios significativos con respecto al tiempo.

Altas concentraciones de sodio causan distintos tipos de estrés provocando un déficit de agua como resultado de altas concentraciones del ion en el suelo; estrés por ion específico como resultado de una alteración en la relación  $\text{Na}^+/\text{K}^+$  ocasionando problemas en la síntesis de proteínas; ajuste osmótico de las células para absorción de agua, el cual requiere un consumo de energía que ocasiona una pérdida de crecimiento; además de toxicidad (Bernstein, 1961; Blumwald, *et al.*, 2000). A nivel del suelo, causa una pérdida en la estructura del mismo.

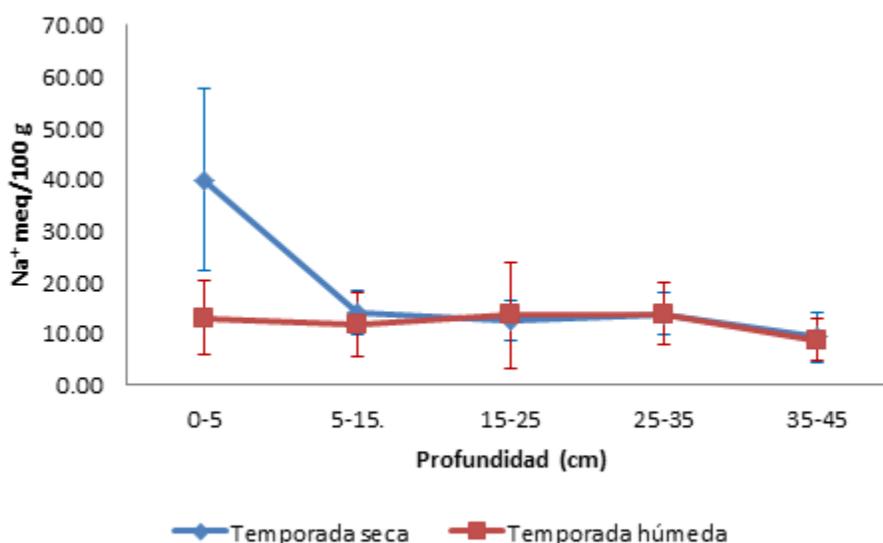


Figura 9. Comportamiento de  $\text{Na}^+$  durante el periodo seco y húmedo.

### 7.3.7 Calcio ( $\text{Ca}^{2+}$ )

Los valores determinados de calcio fueron bajos para todos los sitios en época de estiaje, con una media máxima de 2.13 meq/100 g en los primeros 5 cm y un valor más o menos constante en el resto de las profundidades. En periodo húmedo se mostró un incremento de 2 meq/100 g para algunas profundidades (Figura 10).

En el interior de la planta es nutrimento es un ion importante, porque está involucrado en la formación de los pectatos de calcio de la laminilla media de las células que intervienen en el proceso de absorción de nutrimentos. Por otra parte, al igual que el  $\text{K}^+$  forma sales con ácidos orgánicos e inorgánicos del interior de las células regulando la presión osmótica; interviene en la formación de la lecitina, que es un fosfolípido importante en las membranas celulares, siendo un factor importante en la permeabilidad de las mismas. Igualmente actúa en la división mitótica de las células, en el crecimiento de los meristemos y en la absorción de nitratos (Rodríguez, 1992; Mahajan, 2005). La toxicidad de este ion se da solo en combinación con el cloruro formando  $\text{CaCl}_2$ .

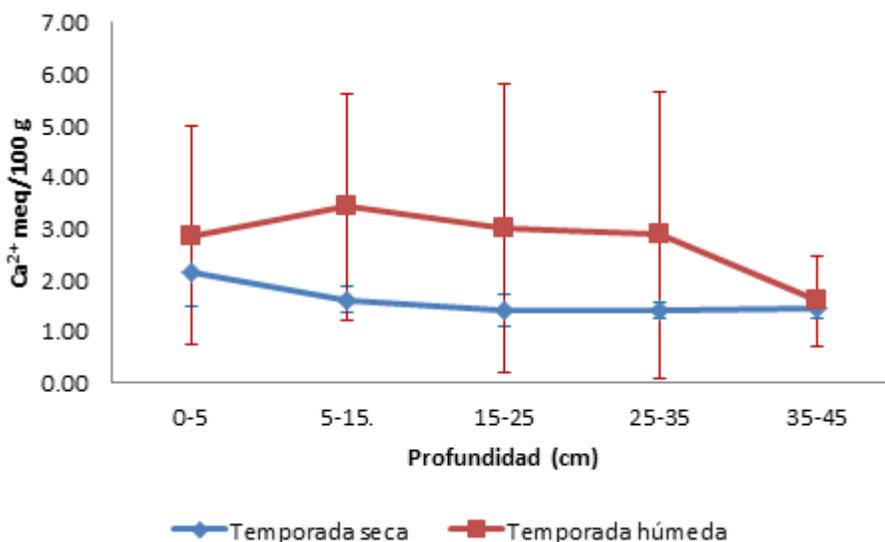


Figura 10. Comportamiento del  $\text{Ca}^{2+}$  en temporada seca y húmeda.

### 7.3.8 Magnesio ( $Mg^{2+}$ )

Este nutriente se encontró en concentraciones máximas de 21 meq/100 en promedio para los primeros 5 cm de profundidad durante la época seca. En las profundidades mayores su concentración disminuye considerablemente con valores próximos a los 5 meq/100 g. Por otra parte, en periodo húmedo en todos los perfiles se encontraron niveles inferiores a los de la temporada seca, el mayor decremento se observó en los primeros 5 cm como consecuencia de la lixiviación (Figura 11).

El magnesio forma parte estructural de la clorofila y de algunas enzimas. Interviene en procesos de absorción iónica; fotosíntesis; respiración; almacenamiento y transferencia de energía; balance electrolítico; estabilidad ribosomal y en suelos salinos es importante porque ayuda a la regulación del pH celular. Por otra parte, las altas concentraciones de este ión son más tóxicas para las plantas que las concentraciones isosmóticas de sales naturales (Díaz, 1991).

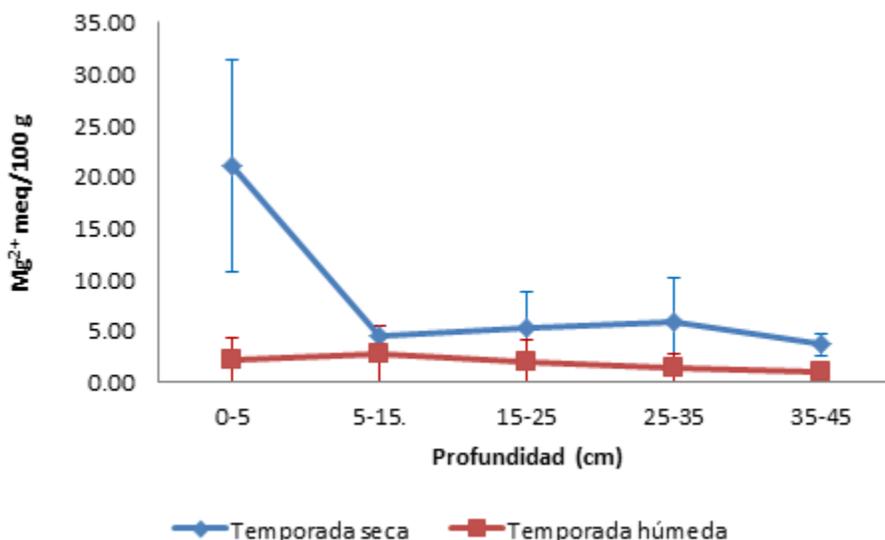


Figura 11. Comportamiento del  $Mg^{2+}$  durante los periodos estudiados.

### 7.3.9 Carbonatos ( $\text{CO}_3^{2-}$ )

El contenido de carbonatos en suelo fue muy bajo para todos los sitios durante los dos periodos de estudio que van de los 0 a los 0.30 meq/100 g (Figura 12).

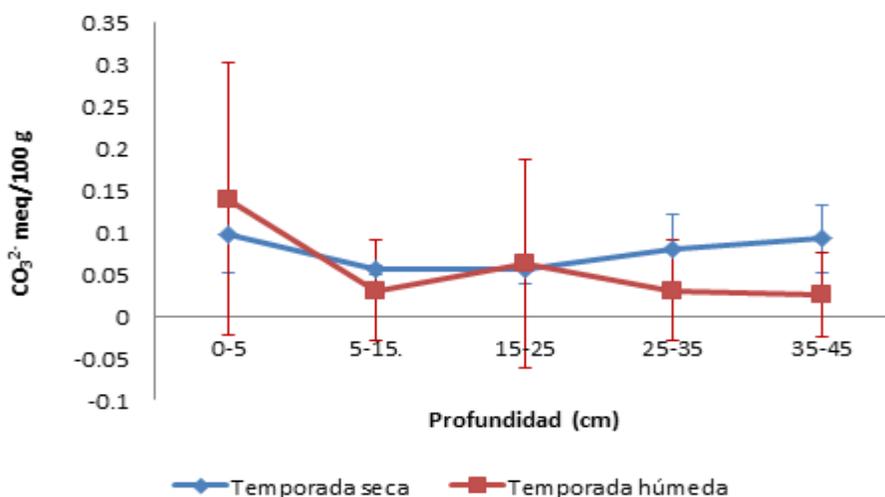


Figura 12. Comportamiento general del  $\text{CO}_3^{2-}$  en época seca y húmeda.

### 7.3.10 Bicarbonatos ( $\text{HCO}_3^-$ )

La determinación de bicarbonatos presentó valores bastante bajos tanto en época seca como en época húmeda donde la máxima fue de 0.64 meq/100 g, incluso en algunas profundidades la presencia fue nula (Figura 13).

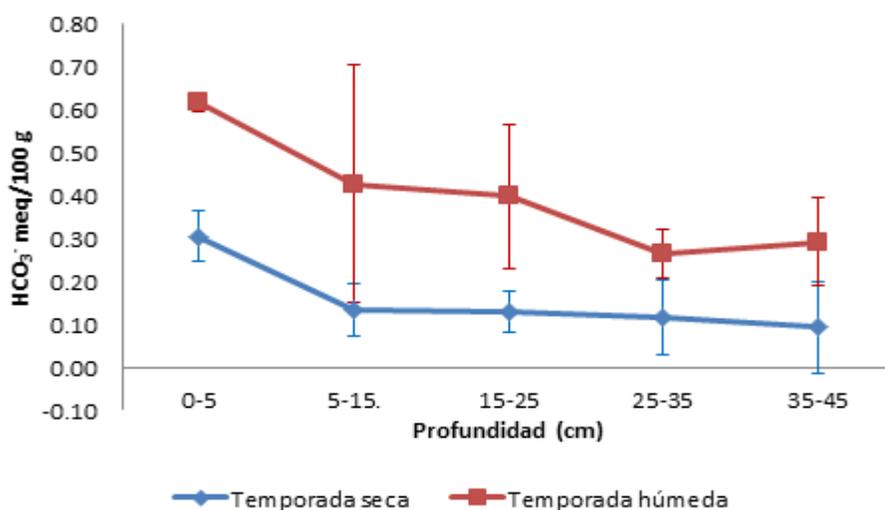
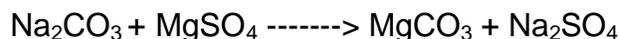
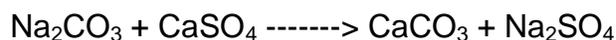


Figura 13. Variación general del  $\text{HCO}_3^-$  durante el periodo seco y húmedo.

Los carbonatos y bicarbonatos sódicos presentan una solubilidad elevada y su presencia en cantidades elevadas implica condiciones de alcalinidad ocasionando un  $\text{pH} \geq 9$  debido a la formación de  $\text{OH}^-$ , lo cual no es aplicable en el presente trabajo.

La baja concentración en este suelo puede deberse a la presencia de otras sales, ya que se producen las siguientes reacciones:



en las que  $\text{CaCO}_3$  y el  $\text{MgCO}_3$  son poco solubles y precipitan, con lo que las reacciones se desplazan hacia la derecha acumulándose el  $\text{Na}_2\text{SO}_4$  que es una sal neutra manteniendo un  $\text{pH}$  en suelo inferior a 8.5. Por otra parte, en presencia de  $\text{NaCl}$ , la solubilidad del carbonato y bicarbonato disminuye igualmente por efecto del ion común (Dorronsoro, 2011).

### 7.3.11 Cloruros ( $\text{Cl}^-$ )

Las concentraciones de cloruros fueron elevadas durante la época seca (29.2 meq/100g) y época húmeda (14.3 meq/100 g) a los primeros 5 cm. Después de esta profundidad la concentración disminuyó de forma similar para las dos épocas con valores entre 5 y 8 meq/100 g (Figura 14).

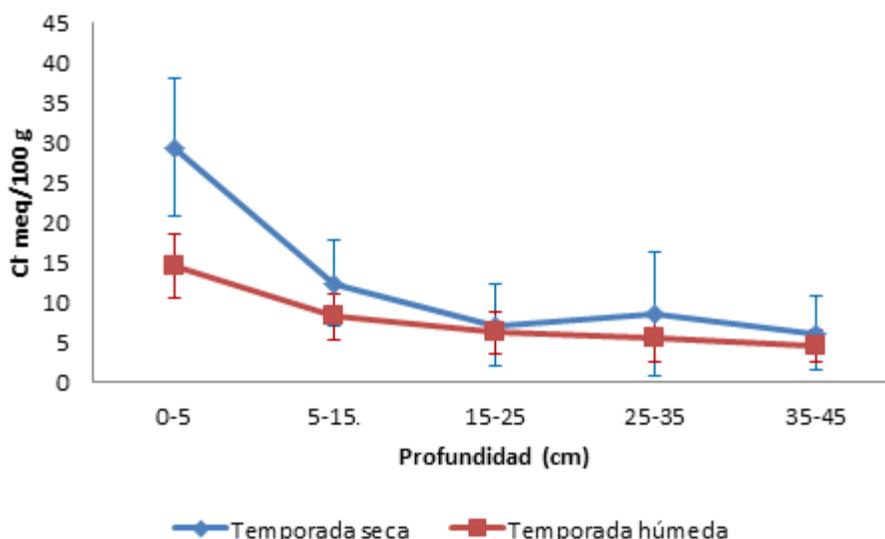


Figura 14. Comportamiento general de  $\text{Cl}^-$  en periodo seco y periodo húmedo.

### 7.3.12 Sulfatos ( $\text{SO}_4^{2-}$ )

Los sulfatos también mostraron su valor máximo en los primeros 5 cm del suelo (23 meq/100 g), después de este espesor se presentó un decremento gradual llegando a la media mínima de 6.8 meq/100 g (Figura 15). En época húmeda se detectó un aumento significativo con respecto a la temporada seca ocasionado al periodo de lluvias ( $F= 9.14$ ;  $p= 0.0165$ ).

Se ha observado que hay una sensibilidad específica de las plantas a concentraciones altas de sulfatos y que parece ser que dicha sensibilidad se encuentra relacionada con la tendencia de las altas concentraciones del ion a limitar la absorción de calcio para las plantas. Precisamente con la disminución en calcio, se encuentran asociados los aumentos en la absorción de sodio y potasio, de tal manera que los efectos de la alta concentración de sulfatos en suelo, puede estar relacionado con una alteración del balance catiónico óptimo dentro de la planta (Díaz, 1991; Dorronsoro, 2011).

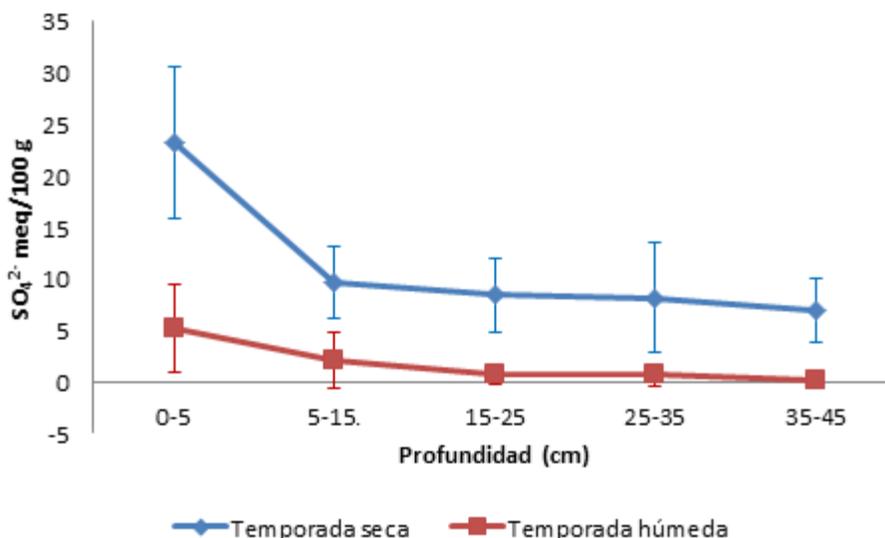


Figura 15. Comportamiento general de  $\text{SO}_4^{2-}$  durante el periodo seco y húmedo.

En los cuadros 6 y 7 se muestran detalladamente los valores de los parámetros químicos de cada sitio y profundidad muestreada en temporada seca y temporada húmeda respectivamente, donde se muestra que no existieron diferencias estadísticamente significativas entre los perfiles estudiados para  $p \leq 5$ .

Cuadro 6. Parámetros químicos del suelo en temporada seca.

Sitio	Prof. (cm)	pH	C.E (dS/m)	M.O (%)	(meq/100g)								
					C.I.C	K <sup>+</sup>	Na <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	CO <sub>3</sub> <sup>2-</sup>	HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	Cl <sup>-</sup>	SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup>
1	0-5	8.39	146.53	8.26	53.17	4.65	60.22	3.12	15.65	0.12	0.34	41.46	28.82
	5-15	8.28	61.13	2.66	34.67	1.40	20.03	1.71	5.94	0.05	0.13	13.72	8.62
	15-25	8.15	43.45	2.55	35.83	0.66	17.48	1.36	1.81	0.04	0.17	14.67	7.99
	25-35	8.23	43.21	2.33	36.67	0.62	19.73	1.44	2.87	0.07	0.21	19.95	15.14
	35-45	8.24	36.01	1.88	31.33	0.54	15.22	1.44	2.08	0.15	0.17	12.78	10.58
		a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a
2	0-5	8.45	96.78	2.80	42.5	6.41	23.60	1.87	10.74	0.06	0.24	21.12	14.09
	5-15	8.43	51.62	2.80	26.0	3.29	11.11	1.46	3.67	0.05	0.05	6.32	6.85
	15-25	8.13	24.14	2.80	26.0	2.25	8.50	0.99	2.64	0.04	0.08	3.37	3.66
	25-35	8.16	36.09	1.97	25.5	2.34	11.87	1.24	2.09	0.04	0.02	3.61	3.14
	35-45	8.31	41.26	1.48	21	2.33	10.19	1.70	3.55	0.09	0.00	5.19	3.14
		a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a
3	0-5	8.42	117.66	5.66	66.5	4.06	48.94	1.71	34.58	0.15	0.37	29.64	29.48
	5-15	8.10	35.14	2.99	34.5	1.04	11.07	1.35	3.86	0.06	0.16	18.97	14.67
	15-25	8.40	33.62	2.49	36	0.87	13.37	1.70	9.19	0.07	0.17	4.77	12.09
	25-35	8.38	34.22	2.16	32.5	0.77	13.13	1,79	11.01	0.14	0.07	5.61	9.38
	35-45	8.22	21.39	1.83	39	0.48	7.80	1.32	4.68	0.07	0.20	2.98	7.61
		a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a
4	0-5	8.02	102.38	4.49	50.5	2.65	26.26	1.82	22.87	0.06	0.27	25.37	20.23
	5-15	8.41	44.31	4.16	30	0.96	13.33	1.89	4.28	0.06	0.19	10.29	8.50
	15-25	8.49	29.03	2.99	30.5	0.69	10.39	1.55	7.26	0.07	0.10	5.18	9.89
	25-35	8.48	24.75	2.66	37.5	0.59	10.16	1.52	7.42	0.07	0.17	4.66	5.06
	35-45	8.25	22.92	2.49	37	0.43	3.08	1.26	3.92	0.06	0.00	2.98	6.02
		a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a

pH= potencial de hidrógeno, CIC= capacidad de intercambio catiónico, CE= conductividad eléctrica, MO= materia orgánica, K<sup>+</sup>= potasio, Na<sup>+</sup>= sodio, Mg<sup>2+</sup>, magnesio, Ca<sup>2+</sup>= calcio, CO<sub>3</sub><sup>2-</sup>= carbonatos, HCO<sub>3</sub><sup>2-</sup>= bicarbonatos, Cl<sup>-</sup>= cloruros y SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>= sulfatos. Letras diferentes entre filas indican diferencias estadísticamente significativas para p≤0.05.

Cuadro 7. Parámetros químicos del suelo en temporada húmeda.

Sitio	Prof. (cm)	pH	C.E (dS/m)	M.O (%)	C.I.C	K <sup>+</sup>	Na <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	CO <sub>3</sub> <sup>2-</sup>	HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	Cl <sup>-</sup>	SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup>
1	0-5	8.40	37.25	5.21	40.5	0.79	14.18	6.00	7.25	0.26	0.64	13.82	8.57
	5-15	8.04	18.70	2.40	33.1	0.52	9.45	0.87	0.73	0.00	0.30	3.82	1.73
	15-25	8.21	17.00	2.52	37	0.74	4.66	1.26	2.79	0.00	0.31	3.61	1.88
	25-35	8.29	19.80	2.19	27.5	1.16	18.54	7.01	3.39	0.00	0.35	3.35	2.30
	35-45	8.27	11.45	1.51	41.8	0.22	9.37	0.24	0.53	0.00	0.21	3.15	0.20
	a	ad	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a
2	0-5	8.39	25.40	6.19	56.7	1.08	9.56	1.89	2.97	0.30	0.59	11.45	8.86
	5-15	8.04	30.55	4.84	40.4	0.74	11.80	6.09	5.38	0.12	0.12	9.09	6.08
	15-25	8.20	23.85	4.98	50.2	0.97	21.23	7.17	6.29	0.25	0.25	9.28	0.19
	25-35	8.00	25.80	3.36	48.7	0.57	16.14	1.15	0.72	0.12	0.24	9.35	0.15
	35-45	8.00	31.85	3.31	45.2	0.96	3.75	2.11	2.88	0.10	0.20	5.85	0.17
	ab	ab	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a
3	0-5	7.89	30.60	3.68	44.1	1.00	5.86	2.25	2.72	0.00	0.63	20.19	2.95
	5-15	8.01	21.25	2.52	40	2.33	5.21	2.66	2.69	0.00	0.53	10.36	0.22
	15-25	7.76	10.55	2.18	34.2	0.71	4.45	2.03	2.54	0.00	0.40	4.13	0.14
	25-35	7.68	9.55	2.01	32.5	0.35	5.06	1.25	1.11	0.00	0.23	2.70	0.10
	35-45	8.05	7.45	1.85	42	0.72	7.57	2.07	2.12	0.00	0.35	2.44	0.06
	bd	d	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a
4	0-5	8.05	16.80	4.36	69.2	0.48	22.21	1.27	3.41	0.00	0.61	12.10	0.27
	5-15	8.16	16.70	2.69	37	3.44	19.86	4.00	6.79	0.00	0.76	9.06	0.29
	15-25	7.98	16.40	2.69	34.5	1.46	23.19	1.48	1.84	0.00	0.63	7.33	0.26
	25-35	7.50	16.15	2.68	28.4	1.33	15.00	2.03	3.01	0.00	0.24	6.58	0.18
	35-45	7.63	16.10	1.18	34.8	0.47	13.55	1.86	2.12	0.00	0.41	6.55	0.18
	d	d	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a

pH= potencial de hidrógeno, CIC= capacidad de intercambio catiónico, CE= conductividad eléctrica, MO= materia orgánica, K<sup>+</sup>= potasio, Na<sup>+</sup>= sodio, Mg<sup>2+</sup>, magnesio, Ca<sup>2+</sup>= calcio, CO<sub>3</sub><sup>2-</sup>= carbonatos, HCO<sub>3</sub><sup>2-</sup>= bicarbonatos, Cl<sup>-</sup>= cloruros y SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>= sulfatos. Letras diferentes entre filas indican diferencias estadísticamente significativas para p≤0.05.

En virtud de que la concentración de cationes presentó el orden Na<sup>+</sup>>Mg<sup>2+</sup>>Ca<sup>2+</sup>>K<sup>+</sup> y los aniones Cl<sup>-</sup>>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>>CO<sub>3</sub><sup>2-</sup>>CO<sub>3</sub><sup>3-</sup> se hace evidente que las sales más dominantes son NaCl > Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>>MgCl<sub>2</sub>>MgSO<sub>4</sub>. El cloruro de sodio es la sal más frecuente en los suelos salinos y suele formar parte de las eflorescencias blancas que aparecen en la superficie en la estación seca, provocando una alta toxicidad en las semillas reduciendo su germinación. Por otra parte también existe una cantidad importante de Mg<sup>2+</sup> y si este sigue acumulándose en el suelo, el MgCl<sub>2</sub> pasaría a ser la dominante, porque se produce un intercambio del Na<sup>+</sup> por Mg<sup>2+</sup> adsorbido en el complejo de intercambio:



Esta es una sal con una toxicidad muy elevada que ocasiona más efectos perjudiciales que el NaCl. El sulfato sódico, es escaso en general en los suelos en condiciones naturales; sin embargo la presencia en el presente trabajo se debe a la irrigación con aguas residuales. Su solubilidad se ve afectada fuertemente por la temperatura, lo que hace que tienda a concentrarse en la superficie del suelo, ya que durante el periodo cálido asciende a la superficie formando parte de la eflorescencia la cual tiene un sabor amargo y se lava menos que otras sales.

Los resultados obtenidos para la composición iónica de estos suelos indican una elevada y rápida degradación de la región, debido a la irrigación de los cultivos con aguas residuales que provienen principalmente de la zona metropolitana de la ciudad de México con elevados contenidos en sales. Lo anterior aunado a factores naturales como el clima semiseco cálido y una precipitación de 362 mm de acuerdo a INEGI (2005), que ocasionan que la evapotranspiración sea mayor a la precipitación, esto conduce a que en la zona radical del suelo se acumulen sales en concentraciones mayores a las que la mayoría de las plantas puedan tolerar.

#### 7.4 Propiedades químicas del suelo rizosférico.

El análisis de los parámetros químicos del suelo rizosférico (primeros 20 cm) indican que la existencia de diferencias estadísticamente significativas entre sitios y temporadas de muestreo para  $p \leq 0.05$  y se observa que el sitio 1 presenta el mayor grado de salinización y el sitio 4 el menor (Cuadro 8).

Cuadro 8. Propiedades químicas de la zona rizosférica del suelo en ambos periodos de estudio.

Temporada	Sitio	pH	CE (dS/m)	MO (%)	K <sup>+</sup>	Na <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	CO <sub>3</sub> <sup>2-</sup>	HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	Cl <sup>-</sup>	SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup>
					(meq/100 g)							
Seca	1	8.32a	103.8a	5.4a	3.03a	40.13a	2.42a	10.8a	0.09a	0.24a	27.59a	18.72a
	2	8.44b	74.2b	2.8b	4.85b	17.36b	1.67b	7.21b	0.06a	0.15a	13.72b	12.47b
	3	8.24c	76.4c	4.3c	2.55c	30.01c	1.53b	19.22c	0.11b	0.27a	24.31c	22.08c
	4	8.21d	73.3b	4.3c	1.81d	19.8d	1.86b	13.58d	0.06a	0.23a	17.83d	14.37d
Húmeda	1	8.20a	27.98d	3.8d	0.66e	11.82e	3.44c	3.99e	0.13c	0.47b	8.82e	5.15e
	2	8.21a	27.91d	5.5e	0.91f	10.68f	3.99d	4.18f	0.21c	0.36c	10.27f	7.47f
	3	7.95b	25.93e	3.1f	1.67g	5.54g	2.46e	2.71g	0c	0.58d	15.28g	1.59g
	4	8.10d	16.75f	3.5g	1.96d	21.1d	2.64f	5.10h	0c	0.69e	10.58h	0.28h

pH= potencial de hidrógeno, CE= conductividad eléctrica, MO= materia orgánica, K<sup>+</sup>= potasio, Na<sup>+</sup>= sodio, Mg<sup>2+</sup>, magnesio, Ca<sup>2+</sup>= calcio, CO<sub>3</sub><sup>2-</sup>= carbonatos, HCO<sub>3</sub><sup>2-</sup>= bicarbonatos, Cl<sup>-</sup>= cloruros y SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>= sulfatos. Letras diferentes entre filas indican diferencias estadísticamente significativas para  $p \leq 0.05$ .

## 7.5 Valor de importancia de las especies vegetales

El índice de valor de importancia fue desarrollado por Curtis y McIntosh (1951) y aplicado por Cox (1981). Es un índice sintético estructural, empleado principalmente para jerarquizar la dominancia de cada especie (Zarco *et al.*, 2010).

En la zona de estudio, se encontraron un total de ocho especies vegetales distribuidas en seis familias y seis géneros. Las cinco con mayor valor de importancia fueron *Cynodon dactylon* (L.) Pers., *Hordeum jubatum* (L.), *Chenopodium berlandieri* Moq., *Chenopodium fremontii* S. Watson y *Spergularia marina* (L.) Griseb (Figura 16) para los sitios 1, 2 y 3, en el sitio 4 se encontró únicamente la gramínea *Cynodon dactylon*.

La composición vegetal no varía a lo largo del año (Cuadro 9 y 10), sin embargo los valores de importancia variaron debido a una disminución de la conductividad eléctrica del suelo en el periodo de lluvias, incrementando la dominancia de especies menos tolerantes como *C. dactylon*, ésta misma especie es la única que se establece en el sitio 4, esto puede deberse a que es una planta con un rango de tolerancia al estrés salino limitado, y solo puede establecerse abundantemente en el sitio con menor salinidad a diferencia del resto de las especies que son plantas halófitas facultativas que toleran una CE elevada y logran desarrollarse en el resto de los sitios, disminuyendo así la presencia de *C. dactylon*.

El exitoso establecimiento y desarrollo de estas especies vegetales se debe a que han desarrollado diversos mecanismos que les permiten tolerar altas concentraciones salinas en la solución del suelo, tales como compartimentación de  $\text{Na}^+$  en raíz en el caso de *Spergularia marina* como lo describen Lazof y Cheeseman (1986). Otras estrategias pueden ser el ajuste osmótico; exclusión, eliminación, redistribución de sales, succulencia, entre otras (Cheeseman, 1988; Flores, 1996; Larcher, 2003; Epstein y Bloom, 2005).

Las cinco herbáceas estudiadas son consideradas como hierbas invasivas además de no presentar alguna importancia económica en la zona; sin embargo, mediante una buena planeación se pueden obtener beneficios con estas plantas y darle un uso a los suelos salinos. Por ejemplo, aunque en el presente trabajo no se evaluó la extracción de sales del suelo, Ruiz *et al* (2007) concluye que las gramíneas *Cynodon dactylon* y *Hordeum jubatum* son de importancia forrajera al mismo tiempo que extraen sales del suelo logrando una rehabilitación del mismo a mediano plazo.

El resto de las plantas no son aceptadas como alimento por el ganado de acuerdo con los pobladores de las localidades, sin embargo, se podría evaluar su uso como abonos verdes, biogás, medicinal o melífera como *Solanum rostratum* (Heike, 2011) o como alimento humano en el caso de los pseudocereales del género *Chenopodium*, ya que poseen un alto contenido de minerales, aminoácidos y elevado valor proteico.

Cuadro 9. Valor de importancia de las especies presentes en los sitios de estudio en época seca.

Sitio	Especie vegetal	Dominancia		Densidad		Frecuencia		IVI	CE dS/m	Familia	Crecimiento
		ABS	REL	ABS	REL	ABS	REL				
1	<i>Cynodon dactylon</i>	0.47	11.74	4.78	5.75	0.2	7.14	24.62	66.06	Poaceae	Herbácea anual
	<i>Hordeum jubatum</i>	0.50	12.48	19.32	23.22	0.4	14.29	49.99	66.06	Poaceae	Herbácea anual o perene
	<i>Spergularia marina</i>	0.97	24.22	21.00	25.24	0.8	28.57	78.03	66.06	Cariofilaceae	Herbácea anual
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	0.8	19.98	23.00	27.64	0.4	14.29	61.90	66.06	Chenopodiaceae	Herbácea anua
	<i>Chenopodium fremontii</i>	0.92	22.97	6.46	7.76	0.6	21.43	52.16	66.06	Chenopodiaceae	Herbácea anual
	<i>Chenopodium dessoratum</i>	0.22	5.49	4.56	5.48	0.2	7.14	18.12	66.06	Chenopodiaceae	Herbácea anual
	<i>Heliotropum curassavicum</i>	0.13	3.12	4.08	4.90	0.2	7.14	15.17	66.06	Boraginaceae	Herbácea anual o perene
	<b>Total</b>	<b>4.01</b>	<b>100</b>	<b>83.2</b>	<b>100</b>	<b>2.8</b>	<b>100</b>	<b>300</b>			
2	<i>Cynodon dactylon</i>	0.24	2.64	1.85	3.29	0.4	16.67	22.60	50.35	Poaceae	Herbácea anual
	<i>Hordeum jubatum</i>	0.96	31.68	20.57	36.60	0.8	33.33	101.6	50.35	Poaceae	Herbácea anual o perene
	<i>Spergularia marina</i>	0.39	12.87	4.67	8.31	0.2	8.33	29.51	50.35	Cariofilaceae	Herbácea anual
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	0.41	13.53	2.12	3.77	0.2	8.33	25.64	50.35	Chenopodiaceae	Herbácea anua
	<i>Chenopodium fremontii</i>	0.93	30.69	23.45	41.73	0.4	16.67	89.09	50.35	Chenopodiaceae	Herbácea anual
	<i>Chenopodium dessoratum</i>	0.08	7.92	2.58	4.59	0.2	8.33	20.84	50.35	Chenopodiaceae	Herbácea anual
	<i>Solanum rostratum</i>	0.02	0.66	0.96	1.71	0.2	8.33	10.70	50.35	Solanaceae	Herbácea anual
	<b>Total</b>	<b>3.03</b>	<b>100</b>	<b>56.2</b>	<b>100</b>	<b>2.4</b>	<b>100</b>	<b>300</b>			
3	<i>Cynodon dactylon</i>	0.48	13.85	21.84	17.69	0.8	21.05	52.59	48.40	Poaceae	Herbácea anual
	<i>Hordeum jubatum</i>	0.98	28.57	19.00	15.39	1	26.32	70.28	48.40	Poaceae	Herbácea anual o perene
	<i>Spergularia marina</i>	0.63	18.22	17.00	13.77	0.6	15.79	47.78	48.40	Cariofilaceae	Herbácea anual
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	0.68	19.68	24.79	20.08	0.4	10.53	50.29	48.40	Chenopodiaceae	Herbácea anua
	<i>Chenopodium fremontii</i>	0.38	10.93	16.05	13.00	0.4	10.53	34.46	48.40	Chenopodiaceae	Herbácea anual
	<i>Chenopodium dessoratum</i>	0.10	2.92	5.08	4.11	0.2	5.26	12.29	48.40	Chenopodiaceae	Herbácea anual
	<i>Heliotropum curassavicum</i>	0.20	5.83	19.69	15.95	0.4	10.53	32.31	48.40	Boraginaceae	Herbácea anual o perene
	<b>Total</b>	<b>3.78</b>	<b>100</b>	<b>178.4</b>	<b>100</b>	<b>3.8</b>	<b>100</b>	<b>300</b>			
4	<i>Cynodon dactylon</i>	1.00	100	25	100	1.00	100	300	44.67	Poaceae	Herbácea anual
	<b>Total</b>	<b>1.00</b>	<b>100</b>	<b>25</b>	<b>100</b>	<b>1.00</b>	<b>100</b>	<b>300</b>			

\*ABS= absoluta, REL= relativa, IVI= Índice de Valor de importancia, CE= conductividad eléctrica promedio de las parcelas

Cuadro 10. Valor de importancia de las especies presentes en los sitios de estudio en época

Sitio	Especie vegetal	Dominancia		Densidad		Frecuencia		IVI	CE dS/m	Familia
		ABS	REL	ABS	REL	ABS	REL			
1	<i>Cynodon dactylon</i>	0.03	6.45	0.75	7.69	0.4	15.38	29.52	20.84	Poaceae
	<i>Hordeum jubatum</i>	0.03	6.45	0.78	8.01	0.2	15.38	29.84	20.84	Poaceae
	<i>Spergularia marina</i>	0.04	8.21	0.96	9.80	0.4	15.38	33.39	20.84	Cariofilaceae
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	0.15	31.15	1.71	17.53	0.8	30.77	79.46	20.84	Chenopodiaceae
	<i>Chenopodium fremontii</i>	0.19	41.57	4.84	49.60	0.4	15.38	106.5	20.84	Chenopodiaceae
	<i>Heliotropum curassavicum</i>	0.03	6.18	0.72	7.36	0.4	7.69	21.23	20.84	Boraginaceae
	<b>Total</b>	<b>0.47</b>	<b>100</b>	<b>9.75</b>	<b>100</b>	<b>2.6</b>	<b>100</b>	<b>300</b>		
2	<i>Cynodon dactylon</i>	0.04	5.38	2.56	9.87	0.4	12.5	27.74	27.49	Poaceae
	<i>Hordeum jubatum</i>	0.53	71.24	17.45	67.24	1	31.25	169.7	27.49	Poaceae
	<i>Spergularia marina</i>	0.06	8.06	2.45	9.44	0.2	6.25	23.76	27.49	Cariofilaceae
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	0.03	4.57	0.93	3.58	0.6	18.75	26.90	27.49	Chenopodiaceae
	<i>Chenopodium. fremontii</i>	0.05	6.72	1.67	6.44	0.8	25	38.16	27.49	Chenopodiaceae
	<i>Chenopodium dessicatum</i>	0.03	4.03	0.89	3.43	0.2	6.25	13.71	27.49	Chenopodiaceae
	<b>Total</b>	<b>0.74</b>	<b>100</b>	<b>25.95</b>	<b>100</b>	<b>3.2</b>	<b>100</b>	<b>300</b>		
3	<i>Cynodon dactylon</i>	0.44	55.22	13.61	64.41	0.8	22.22	141.8	15.88	Poaceae
	<i>Hordeum jubatum</i>	0.14	17.66	3.45	16.32	0.4	11.11	45.10	15.88	Poaceae
	<i>Spergularia marina</i>	0.05	6.22	1.25	5.91	1	27.77	39.91	15.88	Cariofilaceae
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	0.09	12.19	1.08	5.11	0.8	22.22	39.52	15.88	Chenopodiaceae
	<i>Chenopodium fremontii</i>	0.04	4.98	0.96	4.54	0.4	11.11	20.63	15.88	Chenopodiaceae
	<i>Solanum rostratum</i>	0.03	3.73	0.78	3.70	0.2	5.55	12.98	15.88	Solanaceae
	<b>Total</b>	<b>0.80</b>	<b>100</b>	<b>21.13</b>	<b>100</b>	<b>3.6</b>	<b>100</b>	<b>300</b>		
4	<i>Cynodon dactylon</i>	1.00	100	25	100	1.00	100	300	16.46	
	<b>Total</b>	<b>1.00</b>	<b>100</b>	<b>25</b>	<b>100</b>	<b>1.00</b>	<b>100</b>	<b>300</b>		

\*ABS= absoluta, REL= relativa, IVI= Índice de Valor de importancia, CE= conductividad eléctrica prom



Figura 16. Especies vegetales con mayor índice de valor de importancia en el suelo estudiado. a) *Hordeum jubatum*, b) *Spergularia marina*, c) *Cynodon dactylon*, d) *Chenopodium berlandieri* y e) *Chenopodium fremontii*.

### 7.6 Cuantificación de esporas de hongos micorrízicos arbusculares

Se observaron considerables variaciones en la densidad de esporas de HMA en entre los sitios y temporadas de estudio (Cuadro 11). En época seca, se distingue que los sitios 2, 3 y 4 forman un grupo homogéneo con una densidad media superior a las 200 esporas en 100 g de suelo seco y que son significativamente diferentes del sitio 1; en época húmeda, los sitios 3, 4 y 5 poseen una densidad media mayor a 500 esporas, a diferencia del sitio 1, el cual presentó una media de 324; sin embargo solo se detectó diferencia estadística entre los sitios 1-3 y 1-4. Por último, en el análisis por temporadas se encontraron diferencias entre los dos periodos de muestreo (Figura 17).

Las diferencias entre sitios y temporadas se explican mediante el análisis de correlación, el cual indica la existencia de una relación inversamente proporcional y altamente significativa entre la abundancia y los parámetros: conductividad eléctrica ( $r = -0.9248$ ;  $p = 0.0010$ ), pH ( $r = -0.7476$ ;  $p = 0.0330$ ),  $\text{Na}^+$  ( $r = -0.8188$ ;  $p = 0.0129$ ),  $\text{Cl}^-$  ( $r = -0.7139$ ;  $p = 0.0467$ ) y  $\text{SO}_4^{2-}$  ( $r = -0.8455$ ;  $p = 0.0082$ ); es decir, que al aumentar los valores de estas variables durante la época seca donde las sales de la solución del suelo se concentran, la densidad de esporas disminuye con respecto a la estación húmeda, en la cual las lluvias lavan el suelo disminuyendo dichos parámetros. Esta variación en la humedad edáfica mejora las condiciones del suelo para la supervivencia de esporas, puesto que se disminuyen los efectos de estrés osmóticos que ejercen las sales, dando como resultado que la densidad de esporas aumente significativamente. Estos resultados concuerdan con los reportados en otras especies halófitas, donde el número de esporas fluctúa de acuerdo con las condiciones ambientales impuestas por las temporadas de muestreo (García y Mendoza, 2008)

Cuadro 11. Número de esporas por sitio y especie vegetal en 100 g de suelo seco.

Sitio	Especie vegetal	No. de esporas en temporada seca (100 g suelo)	No. de esporas en temporada húmeda (100 g suelo)
1	<i>Cynodon dactylon</i>	84	401
	<i>Hordeum jubatum</i>	103	404
	<i>Spergularia marina</i>	65	296
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	40	304
	<i>Chenopodium fremontii</i>	63	215
	<b>Promedio</b>	<b>71*±23.74**</b>	<b>324*±79.68**</b>
2	<i>Cynodon dactylon</i>	250	475
	<i>Hordeum jubatum</i>	262	469
	<i>Spergularia marina</i>	245	574
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	227	538
	<i>Chenopodium fremontii</i>	216	476
	<b>Promedio</b>	<b>240*±18.40**</b>	<b>506*±47.11**</b>
3	<i>Cynodon dactylon</i>	163	844
	<i>Hordeum jubatum</i>	232	494
	<i>Spergularia marina</i>	232	370
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	236	570
	<i>Chenopodium fremontii</i>	198	416
	<b>Promedio</b>	<b>212*±31.52**</b>	<b>539*±186.88**</b>
4	<i>Cynodon dactylon</i>	<b>260*±32.74**</b>	<b>634*±59.1**</b>

\*Valores promedio de cinco observaciones

\*\*Desviación estándar

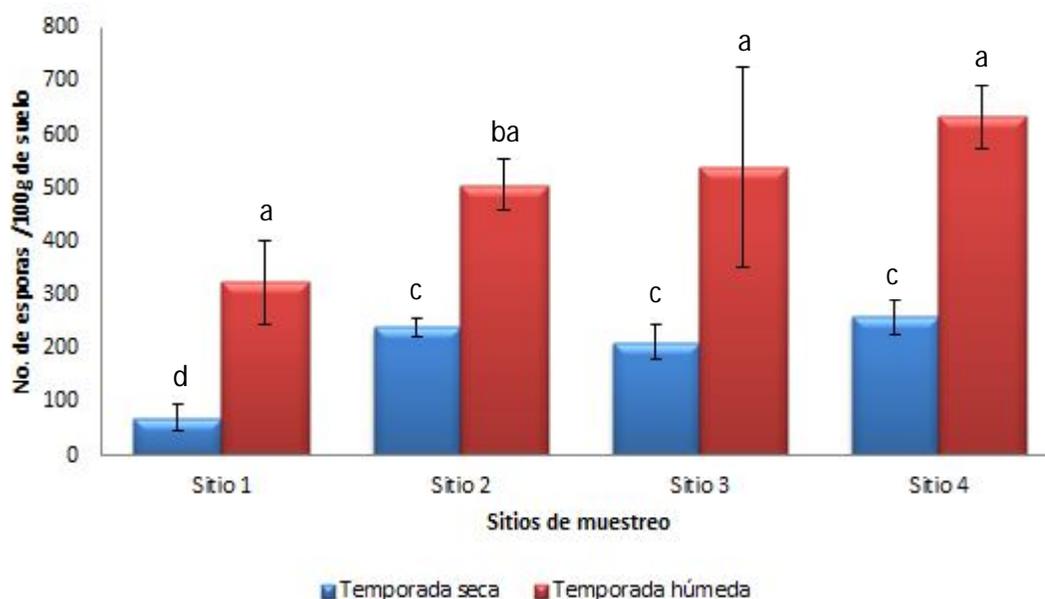


Figura 17. Abundancia de esporas en los sitios de estudio durante ambas temporadas de muestreo. Letras diferentes entre barras indican diferencias estadísticamente significativas para  $p \leq 0.05$ .

Cabe mencionar que la cantidad de esporas encontradas en el presente trabajo son superiores a las reportadas por Tena (2002) quien reporta densidades entre 71 y 94 esporas en 100 g de suelo con conductividades eléctricas que alcanzan los 55 dS/m en suelos salinos del estado de Colima. En otro estudio realizado en suelos del estado de San Luis Potosí por Tapia (2003), se registraron densidades de esporas que van de las 160 a las 460 en 100 g de suelo y conductividades eléctricas de 10.8 dS/m como máxima. Por otra parte Guevara (2009) contabilizó densidades variables entre las 4 y 114 esporas en parcelas de Xochimilco con conductividades que alcanzan los 30 dS/m.

### 7.7 Riqueza de especies e identificación de hongos micorrízicos arbusculares

Se determinaron un total de seis especies de HMA distribuidas en cuatro géneros, de las cuales, cinco se encontraron en época seca: *Claroideoglossum* aff. *etunicatum* (W.N. Becker & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler; *Claroideoglossum claroideum* (N.C. Schenk & G.S. Sm.) C. Walker & A. Schüßler; *Funneliformis geosporum* (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler; *Glomus tortuosum* N.C. Schenk & G.S. Sm. (forma libre y forma esporocárpica con un promedio de 6 esporas por esporocarpo); y *Pacispora* sp (Figura 18). En época húmeda se detectó la aparición de *C. aff etunicatum* en el sitio 1, misma que solo se encontró en los sitios 2, 3 y 4 durante el periodo seco, mediante un análisis de correlación se determinó una relación negativa entre CE y esta especie ( $r = -0.7790$ ;  $p < 0.05$ ),

por lo que se explica su ausencia en época seca donde la CE es de 103.83 dS/m; el sitio 2 se mantuvo con las mismas especies; en los sitios 3 y 4 se registró una nueva especie (*Funneliformis coronatum* (Giovann.) N.C. Schenk & G.S. Sm.), el análisis de correlación explica que su presencia se ve influenciada por la CE ( $r = -0.7852$ ;  $p < 0.05$ ). Estos análisis indican que ambas especies son sensibles a altas concentraciones salinas.

Por otra parte, durante el periodo húmedo *G. tortuosum* solo se encontró en forma libre, esto se debe a que las condiciones edáficas son menos estresantes a diferencia del periodo seco, en el cual la forma esporocárpica sirve como protección contra los elevados niveles de salinidad y ayudan a la supervivencia de dicha especie. Las especies más abundantes en todos los sitios fueron *F. geosporum* y *Pacispora sp.* y las que presentaron menor densidad fueron *F. coronatum* y *G. tortuosum* (Cuadro 12).

Es importante mencionar que en algunos sitios se encontraron esporas que no pudieron ser determinadas, debido a que únicamente estaban presentes una ó dos y se encontraban parasitadas o sin las características suficientes para ser identificadas como esporas de HMA, por lo que no fueron consideradas en este listado de especies.

Cuadro 12. Especies de hongos micorrízicos arbusculares presentes en cada sitio y temporada de muestreo.

Especie de HMA	Temporada seca (esporas en 100 g suelo seco)				Temporada húmeda (esporas en 100 g suelo seco)			
	Sitio 1	Sitio 2	Sitio 3	Sitio 4	Sitio 1	Sitio 2	Sitio 3	Sitio 4
<i>Claroideoglossum aff etunicatum</i>	0	6	8	10	61	14	14	19
<i>Claroideoglossum claroideum</i>	18	32	9	9	25	66	17	35
<i>Funneliformis coronatum</i>	0	0	0	0	0	0	12	12
<i>Funneliformis geosporum</i>	39	92	74	107	90	156	186	236
<i>Glomus tortuosum</i>	1	2	9	11	12	10	7	20
<i>Esporocarpo de Glomus tortuosum</i>	2	1	2	3	0	0	0	0
<i>Pacispora sp.</i>	12	105	110	120	185	261	303	312

La riqueza de especies es baja en comparación con las 32 especies reportada por Ochoa *et al* (2009) en un suelo medianamente alcalino con conductividades eléctricas que no pasan los 1.6 dS/m en el estado de Sonora. Por otra parte Peña *et a*, (2007) registraron 18 especies en un suelo ácido del sur de la amazonia colombiana; sin embargo, las pocas especies registradas en el presente trabajo poseen una elevada abundancia, la cual puede deberse a una estrategia de alta esporulación de los hongos para asegurar su supervivencia bajo condiciones salinas.

Aun no se tiene un gran avance en el estudio de la homeostasis de iones salinos en hongos micorrízicos; no obstante, la tolerancia a la salinidad de estas especies puede deberse a distintos factores; por ejemplo, la pared celular sirve como una barrera protectora al estar dotada de cargas negativas que adsorberían y evitarían el paso en exceso de iones  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$  y  $\text{Mg}^{2+}$  como lo sugiere Joner (2000) para metales pesados, pero si la cantidad de sales es muy elevada, el paso de estos iones es inevitable, lo que obliga un cambio en la estructura y composición de membrana plasmática haciéndola más gruesa y rígida para evitar el paso de electrolitos como lo hacen las plantas, aunque esto provoca problemas el proceso fotosintético y por tanto una disminución en el crecimiento (Simon, 1974); sin embargo, en los hongos micorrízicos este proceso no causaría efectos perjudiciales debido a que obtiene los azúcares necesarios a través de las simbiosis con la planta.

Otro mecanismo puede ser el uso de transportadores químicos que se encargarían de retirar los iones del citoplasma, extrayéndolos al exterior de la espora o translocándolos a vacuolas como lo hacen la mayoría de los seres vivos independientemente de su posición en la escala filogenética (Gonzales, 2005).

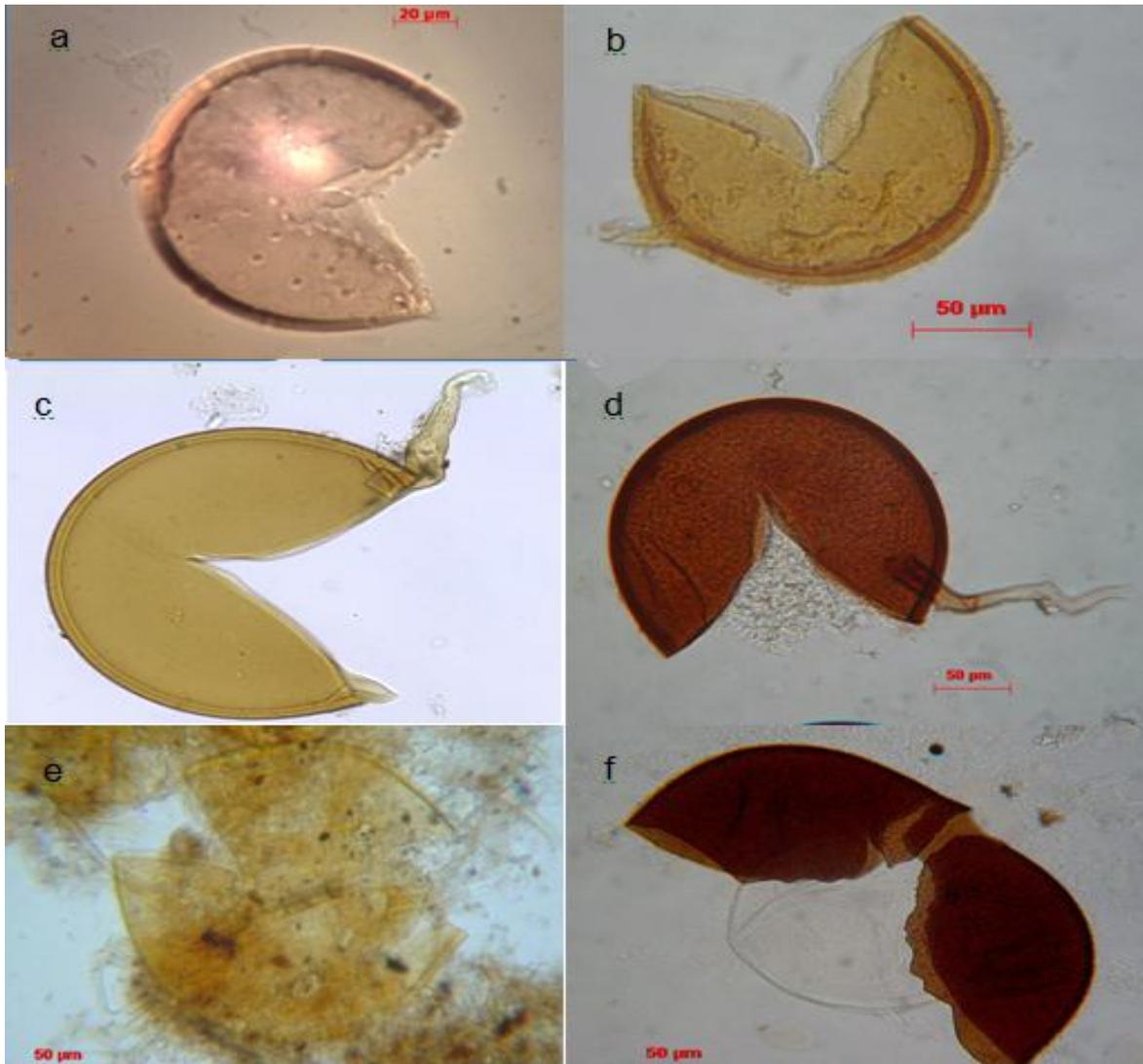


Figura 18. Esporas de HMA encontradas en suelos salinos de Taxadhó y Maguey Blanco. a) *Claroideoglomus* aff. *etunicatum* (40 X), b) *Claroideoglomus* *claroideum* (16 X), c) *Funneliformis* *coronatum* (40 X), d) *Funneliformis* *geosporum* (16 X), e) *Glomus* *tortuosum* y f) *Pacispora* sp. (16 X).

### 7.8 Índice de similitud de Sorensen cuantitativo de HMA

El grado de recambio de especies (diversidad beta), ha sido evaluado principalmente teniendo en cuenta proporciones o diferencias. Las proporciones pueden evaluarse con ayuda de índices, así como de coeficientes que nos indican que tan similares o disímiles son dos muestras. Estas similitudes o diferencias pueden ser tanto de índole cualitativo (utilizando datos de presencia/ausencia) como de carácter cuantitativo (utilizando datos de abundancia proporcional de cada especie o grupo de estudio) (Moreno, 2001; Villareal *et al.* 2006).

En cuanto al índice de similitud en los distintos puntos de muestreo, se encontró que durante la temporada seca el sitio 1, presentó una similitud menor al 50 % con el resto de las parcelas (Figura 19). Esto se debe a que el sitio posee una menor riqueza y densidad de esporas con respecto a los demás, a causa de una mayor concentración de sales en suelo. Por otra parte, los sitios 2, 3 y 4 poseen una gran similitud entre sí, la cual es explicada por que tienen la misma riqueza y muy semejante abundancia de esporas entre ellos, esto se atribuye a que las propiedades químicas del suelo son similares.

En temporada húmeda, los sitios 2, 3 y 4 mantuvieron una alta similitud entre sí, mientras que el sitio 1 siguió siendo el más disímil (Figura 20), aunque el valor del índice de similitud aumentó en comparación de la temporada seca. Este aumento lo ocasionan las lluvias de la temporada, las cuales homogenizan las sales del suelo en los diversos sitios por el lavado de las mismas. Al aplicar el índice para los sitios entre los dos periodos de muestreo, se observa que la similitud cambia considerablemente de temporada seca a temporada húmeda, donde los sitios 2, 3 y 4 conservan un valor ligeramente superior al 50%, mientras que el sitio 1 solo mantiene el 32 % de semejanza (Figura 21), esto es debido al cambio significativo en la concentración salina de la solución del suelo.

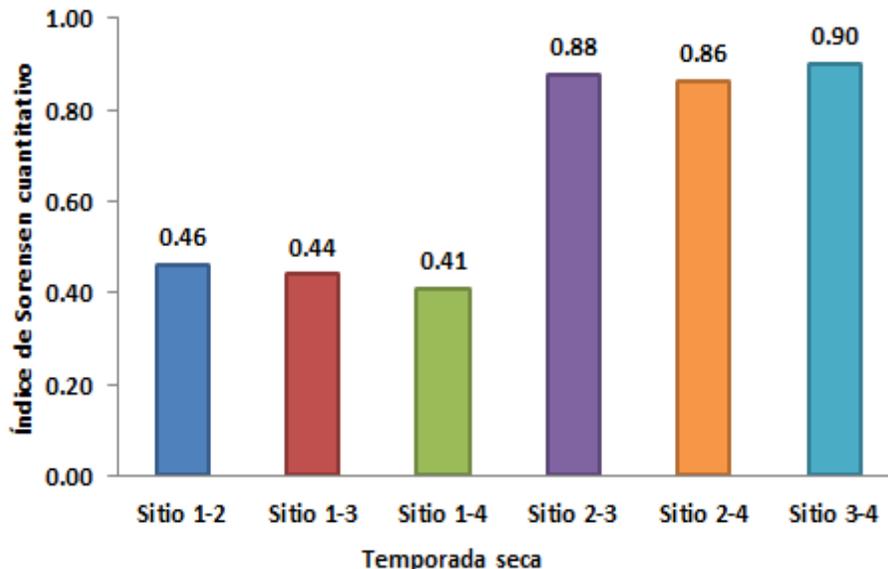


Figura 19. Índice de similitud entre los diversos sitios de muestreo en temporada seca.

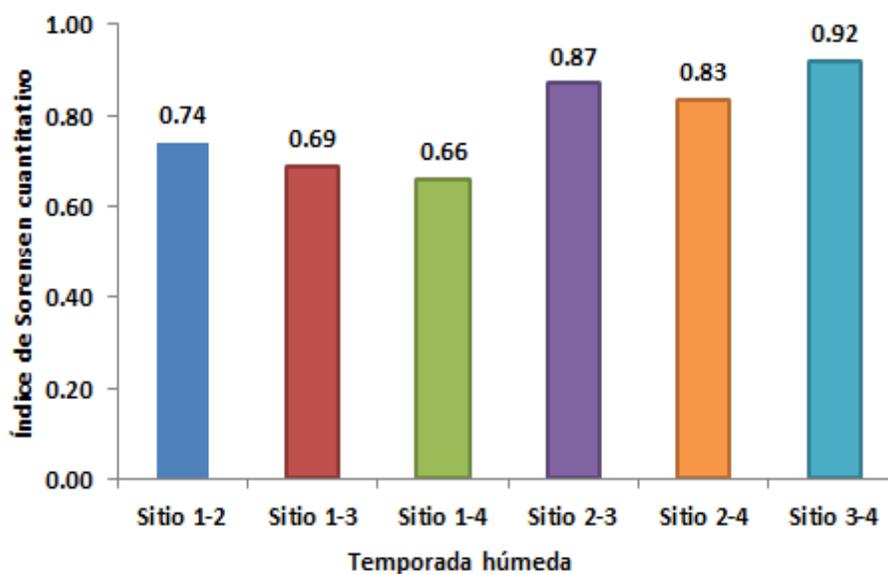


Figura 20. Índice de similitud entre los diversos sitios de muestreo en temporada húmeda.

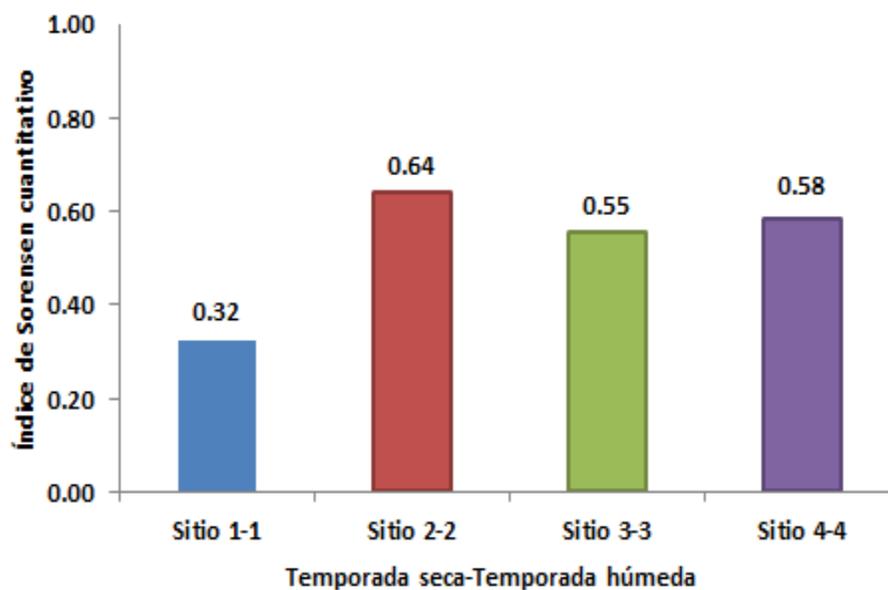


Figura 21. Índice de similitud entre los dos periodos de muestreo.

## 7.9 Colonización micorrízica arbuscular.

En temporada seca únicamente las gramíneas *Cynodon dactylon* y *Hordeum jubatum* presentaron colonización micorrízica (Figura 24 y 25). La colonización total varió entre 35.63 % para *C. dactylon* y 54.78 % en *H. jubatum*. Por otra parte, las especies *Spergularia marina*, *Chenopodium berlandieri* y *Chenopodium fremontii* mostraron una nula colonización en todos los sitios de estudio (Cuadros 13 y 14), esto puede ser atribuido a que estas herbáceas son halófitas facultativas, por lo tanto utilizan otros mecanismos de tolerancia como los que ya han sido mencionados, evitando así el establecimiento de la simbiosis micorrízica, puesto que esto conduciría a otorgar carbohidratos a los hongos sin recibir beneficios significativos; Otra explicación puede ser que no existe una compatibilidad bioquímica como la producción de factores enzimáticos del hongo micorrízico para activar genes como el ENOD11 en la raíz de la planta que permita el establecimiento de la asociación (Kosuta *et al.*, 2003). Por otra parte, existen datos que indican que *Spergularia marina* y algunas especies de *Chenopodium* son micorrízicas facultativas, ya que sus raíces pueden presentar o no colonización (Wang y Qiu, 2006), por lo tanto, si la concentración de sales del suelo sigue aumentando, estas plantas podrían desarrollar la simbiosis para amortiguar los efectos estresantes.

De acuerdo al análisis de varianza que se realizó para comparar el porcentaje de colonización en *C. dactylon* entre los distintos sitios, se determinó la existencia de diferencias estadísticamente significativas en colonización por micelio entre los sitios 1-3 y 1-4. El mayor porcentaje se observó en el sitio de mayor salinidad, esto significa que las plantas hacen mayor uso de micelio bajo altas concentraciones salinas para explorar el suelo en busca de agua y reducir el estrés hídrico que ocasionan las sales al retener la humedad edáfica.

En cuanto a la colonización por arbusculo, el sitio 1 presentó diferencias significativas con el resto de los sitios. El porcentaje de arbusculos es bajo, posiblemente porque la vida media de estas estructuras es de aproximadamente 7 días, tiempo después del cual degeneran (Alexander *et al.*, 1988). Para el presente trabajo fue muy importante haber encontrado esta estructura, porque nos indica que la simbiosis se encuentra activa principalmente en el sitio de mayor salinidad, lo que implica un mayor intercambio de beneficios entre planta y hongos.

Por otra parte la colonización vesicular mostro diferencias entre los sitios 1-4 y 3-4. En este caso el porcentaje de infección es superior al 13%, lo que indica que los HMA utilizaron estas estructuras para el almacenamiento de lípidos y poder soportar las condiciones de alto estrés salino. Como resultado de la combinación de estas estructuras micorrízicas, se obtuvo una colonización total que alcanza el 51.19 % en el sitio más salino (Figura 22).

Para *Hordeum jubatum*, se aplicó el mismo análisis, donde, se encontró que la colonización por micelio mostró diferencia estadística entre los sitios 1-3 y 2-3 (F=

17.04;  $p= 0.0003$ ); el porcentaje de arbusculos entre los sitios 1-2 y 1-3 y en contenido vesicular se encontró entre los sitios 1-2 y 1-3. Con base en lo anterior, se alcanzó una colonización total de 46.86 % también para el sitio con mayor grado de salinidad (Figura 23). En temporada húmeda, el porcentaje de colonización micorrízica registró una considerable disminución y por tanto diferencia significativa en las estructura micorrízicas con respecto a la temporada seca. Es importante mencionar que no existen diferencias en la colonización micorrízica entre *C. dactylon* y *H. jubatum*; es decir que presentan la misma especificidad y grado de micorrización, que concuerda con lo reportado por Urcelay y Battistella (2007), quienes concluyen que especies de la familia Poaceae presentan una micorrización homogénea bajo las mismas condiciones edáficas.

Por último, mediante el análisis de correlación se explicó el comportamiento en el porcentaje de colonización, en el cual se determinó que existe una relación positiva y altamente significativa con CE ( $r= 0.8700$ ;  $p= 0.0050$ ), pH ( $r= 0.8766$ ;  $p= 0.0043$ ),  $K^+$  ( $r= 0.8519$ ;  $p= 0.0072$ ) y  $SO_4^{2-}$  ( $r= 0.8453$ ;  $p= 0.0082$ ); es decir, que al aumentar los valores de estos parámetros químicos en el suelo, se eleva el estrés salino para estas dos gramíneas, y en respuesta, se produce un aumento en la colonización micorrízica para amortiguar los efectos adversos y asegurar su supervivencia.

Cuadro 13. Presencia de estructuras micorrízicas arbusculares en las especies vegetales y sitios de estudio en temporada seca.

Sitio	Especie vegetal	Micelio (%)	Arbúsculo (%)	Espora (%)	Vesícula (%)	Total (%)
1	<i>Cynodon dactylon</i>	25.34*±2.07**	3.67*±1.1**	2.6*±1.3**	19.58*±4.1**	51.1
	<i>Hordeum jubatum</i>	26.49*±3.61**	4.92*±1.5**	1.7*±1.2**	13.75*±2.8**	46.8
	<i>Spergularia marina</i>	0	0	0	0	0
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	0	0	0	0	0
	<i>Chenopodium fremontii</i>	0	0	0	0	0
		<b>51.83</b>	<b>8.59</b>	<b>4.3</b>	<b>33.33</b>	<b>97.9</b>
2	<i>Cynodon dactylon</i>	20.07*±5.1**	1.39*±0.8**	0	17.16*±3.1**	38.6
	<i>Hordeum jubatum</i>	28.69*±5.04**	0.97*±0.4**	4.64*±1.3**	20.48*±3.9**	54.7
	<i>Spergularia marina</i>	0	0	0	0	0
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	0	0	0	0	0
	<i>Chenopodium fremontii</i>	0	0	0	0	0
		<b>48.76</b>	<b>2.36</b>	<b>4.64</b>	<b>37.64</b>	<b>93.3</b>
3	<i>Cynodon dactylon</i>	17.14*±4.13**	0.78*±0.4**	0	22.08*±3.9**	40
	<i>Hordeum jubatum</i>	15.54*±3.44**	0.64*±0.5**	0.87*±0.5**	20.84*±2.6**	37.8
	<i>Spergularia marina</i>	0	0	0	0	0
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	0	0	0	0	0
	<i>Chenopodium fremontii</i>	0	0	0	0	0
		<b>32.68</b>	<b>1.42</b>	<b>0.87</b>	<b>42.92</b>	<b>77.8</b>
4	<i>C. dactylon</i>	19.15*±3.89**	2.11*±0.9**	1.23*±0.7**	13.14*±3.7**	35.63

\*Valores promedio de cinco observaciones

\*\*Desviación estándar

Cuadro 14. Presencia de estructuras micorrízicas arbusculares en las especies vegetales y sitios de estudio en temporada húmeda.

Sitio	Especie vegetal	Micelio (%)	Arbúsculo (%)	Espora (%)	Vesícula (%)	Total (%)
1	<i>Cynodon dactylon</i>	7.32*±2.77**	3.12*±1.63**	0	2.89*±1.75**	13.33
	<i>Hordeum jubatum</i>	10.75*±2.64**	2.44*±1.66**	0	4.37*±1.49**	17.57
	<i>Spergularia marina</i>	0	0	0	0	0
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	0	0	0	0	0
	<i>Chenopodium fremontii</i>	0	0	0	0	0
		<b>18.07</b>	<b>5.56</b>	<b>0</b>	<b>7.26</b>	<b>30.9</b>
2	<i>Cynodon dactylon</i>	12.06*±2.69**	3.18*±1.39**	0	1.48*±1.05**	16.72
	<i>Hordeum jubatum</i>	7.65*±1.81**	5.09*±1.67**	0	5.34*±1.14**	18.08
	<i>Spergularia marina</i>	0	0	0	0	0
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	0	0	0	0	0
	<i>Chenopodium fremontii</i>	0	0	0	0	0
		<b>19.71</b>	<b>8.27</b>	<b>0</b>	<b>6.82</b>	<b>34.8</b>
3	<i>Cynodon dactylon</i>	6.07*±2.1**	0.76*±0.59**	0	2.28*±0.64**	9.11
	<i>Hordeum jubatum</i>	7.56*±1.93**	1.46*±0.75**	0	3.09*±0.77**	12
	<i>Spergularia marina</i>	0	0	0	0	0
	<i>Chenopodium berlandieri</i>	0	0	0	0	0
	<i>Chenopodium fremontii</i>	0	0	0	0	0
		<b>13.63</b>	<b>2.22</b>	<b>0</b>	<b>5.37</b>	<b>21.11</b>
4	<i>Cynodon dactylon</i>	4.4*±1.65**	0.94*±0.65**	0	1.74*±0.83**	7.64

\*Valores promedio de cinco observaciones

\*\*Desviación estándar

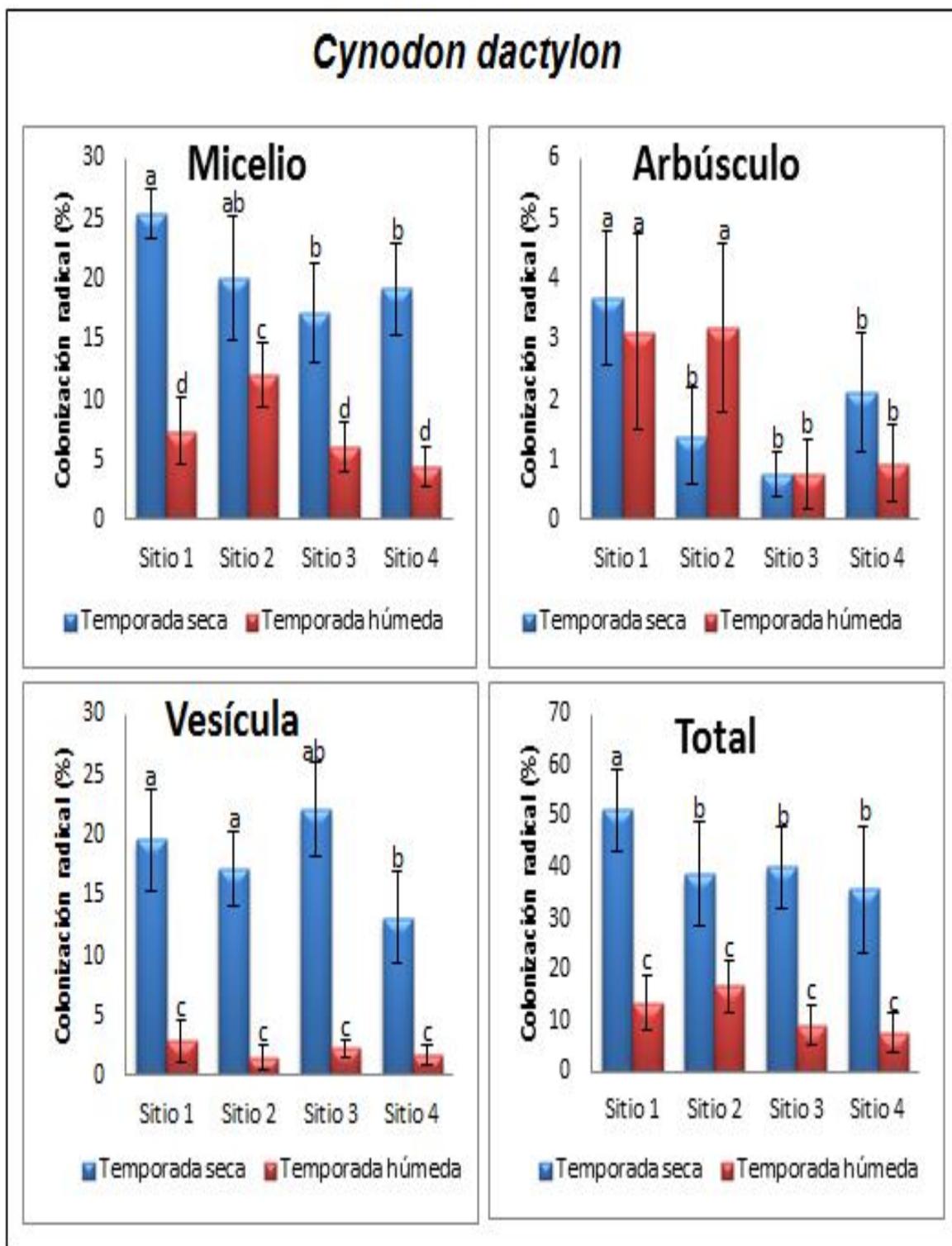


Figura 22. Colonización micorrízica en *Cynodon dactylon* en los diversos sitios y temporadas de estudio. Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas para  $p \leq 0.05$ .

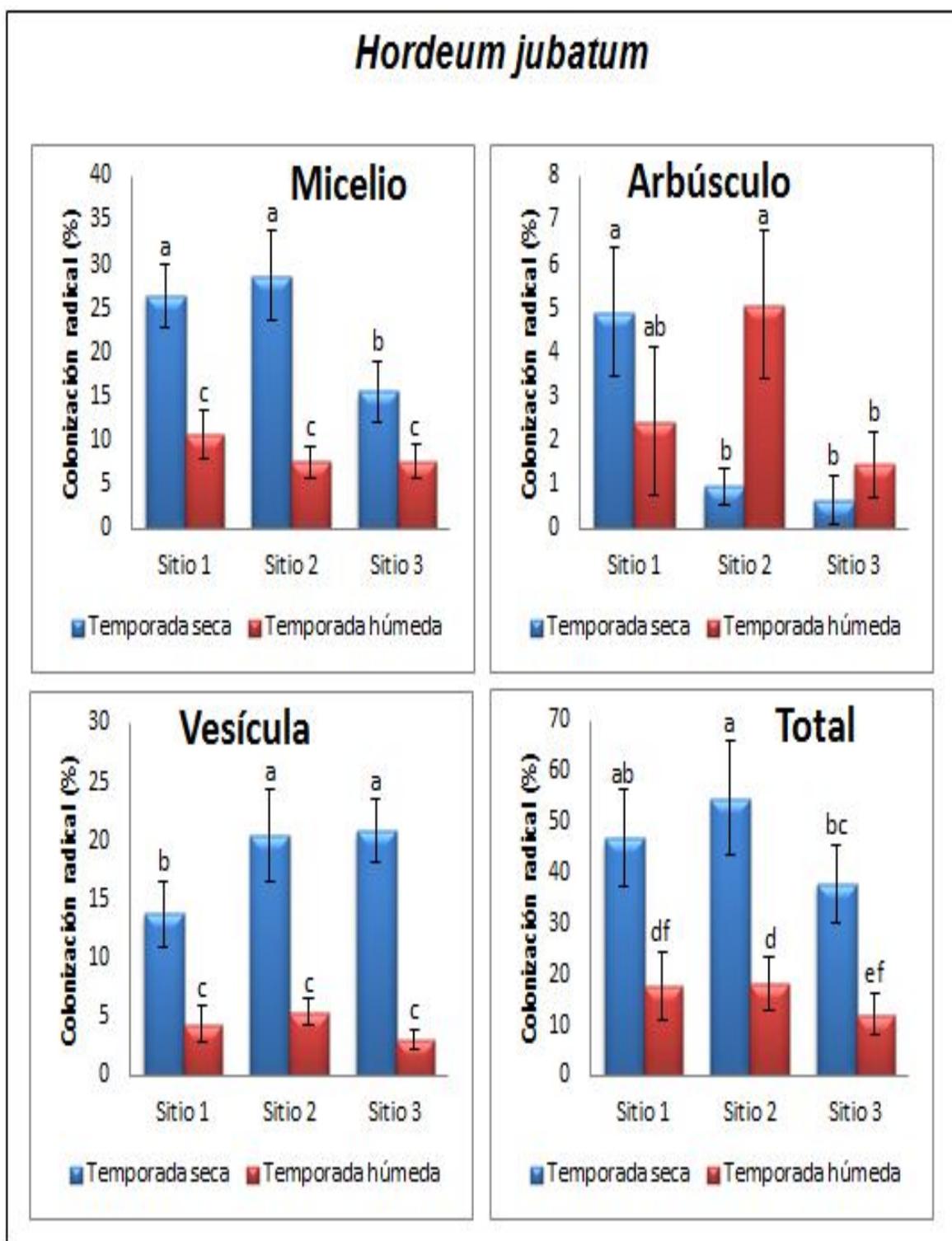


Figura 23. Colonización micorrízica en *Hordeum jubatum* en los distintos sitios y temporadas de estudio. Letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas para  $p \leq 0.05$ .

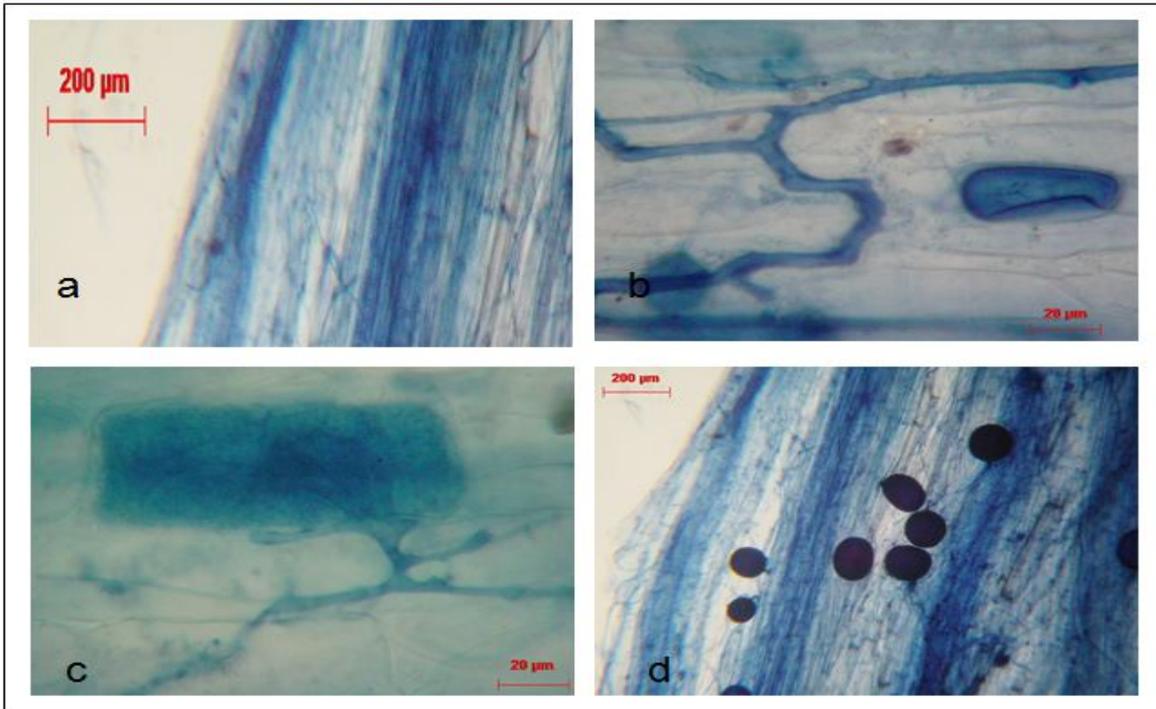


Figura 24. a) hifas dentro de la raíz, b) hifa y vesícula, c) arbúsculo en células corticales y d) esporas dentro de la raíz de *Cynodon dactylon*.

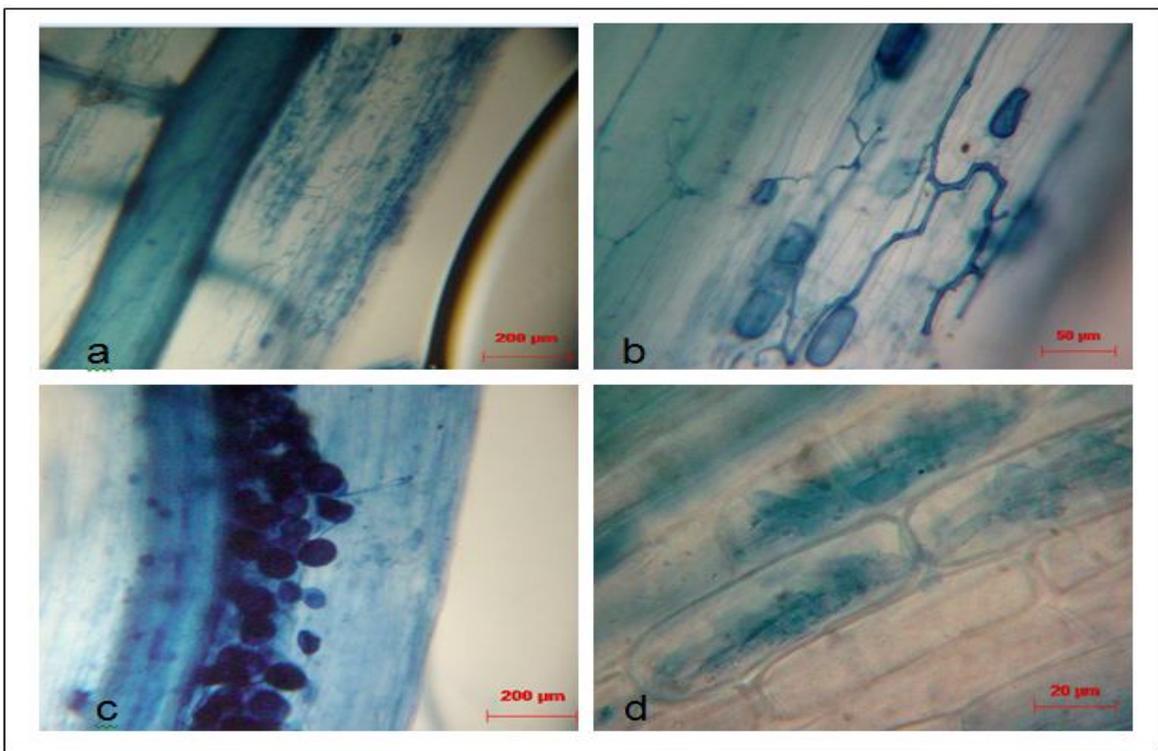


Figura 25. a) hifas dentro de la raíz, b) hifas y vesículas, c) esporas y d) arbúsculo en células corticales de la raíz de *Hordeum jubatum*.

### 7.10 Asociaciones planta-hongos micorrízicos arbusculares

Mediante la técnica de clareo de raíz y fijación con PVLG + Melzer, se pudo determinar que la única especie de espora que se encuentra colonizando las raíces de *C. dactylon* y *H. jubatum* pertenecen a *Claroideoglomus claroideum* (Figuras 26 y 27).



Figura 26. Espora de *C. claroideum* en raíz de *H. jubatum*.

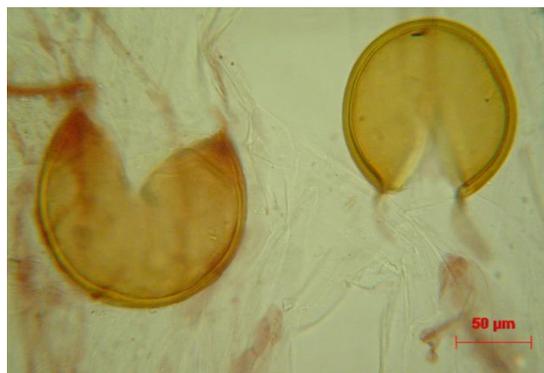


Figura 27. Espora de *C. claroideum* en raíz de *C. dactylon*.

Los hongos micorrízicos arbusculares son organismos biotrofos obligados que para completar su ciclo de vida necesita colonizar una planta susceptible y establecer la simbiosis. Esto sugiere que todas las especies de HMA tienen que asociarse con *C. dactylon* y *H. jubatum* para completar su ciclo de vida y establecerse en este suelo. Por otra parte estas gramíneas pertenecen a la familia Poaceae, y estudios como el de Urcelay y Battistella (2007) indican que especies de esta familia presentan una micorrización homogénea bajo las mismas condiciones, lo que se confirmó en el presente estudio, en el que se encontraron las mismas especies de HMA en el suelo rizosférico de *C. dactylon* y *H. jubatum* con densidades de esporas bastante similares, además de una colonización micorrízica total que no mostró diferencias significativas, con lo que se concluye que las asociaciones que se establecen entre ambas gramíneas y las especies de HMA son las mismas.

De esta forma, cuando la CE presentó valores entre los 16 y 25 dS m<sup>-1</sup>, se desarrollaron 12 asociaciones micorrízicas; cuando la CE se eleva a 76 dS m<sup>-1</sup> como máximo, las relaciones se restringen a diez, y en el momento en que la CE alcanzó los 103 dS m<sup>-1</sup> únicamente se identificaron ocho asociaciones (Figura 28).

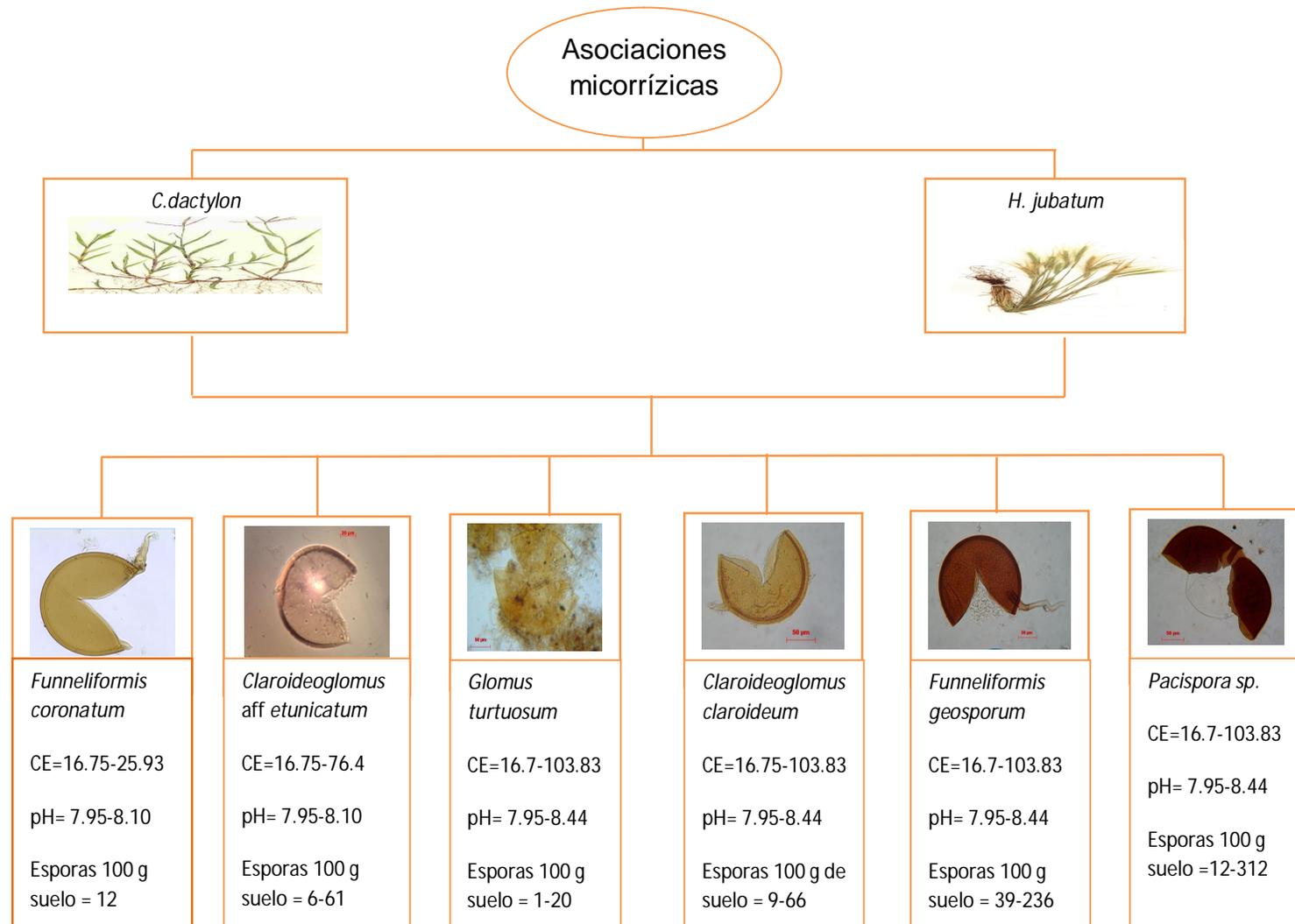


Figura 28. Asociaciones simbióticas que se establecen entre *C. dactylon*, *H. jubatum* y las distintas especies de hongos micorrízicos del sitio de acuerdo a la conductividad eléctrica de la solución del suelo.

## VIII. CONCLUSIONES

Los suelos de estudio están severamente degradados por la elevada concentración salina y mal drenaje, que concomitantemente ocasiona alcalinidad. Estas condiciones permiten únicamente el establecimiento de especies vegetales tolerantes o halófitas.

Los valores de capacidad de intercambio catiónico son muy buenos para la fertilidad del suelo; sin embargo, las elevadas concentraciones salinas limitan su productividad.

En el área de estudio la degradación del suelo está ocasionada por las sales  $\text{NaCl} > \text{Na}_2\text{SO}_4 > \text{MgCl}_2 > \text{MgSO}_4$ .

Las herbáceas *Spergularia marina*, *Chenopodium berlandieri* y *Chenopodium fremontii* utilizan otros mecanismos de tolerancia salina para establecerse en estos suelos; no obstante, si la concentración de sales sigue aumentando, su carácter de plantas micorrízicas facultativas les permitirá desarrollar simbiosis para amortiguar los efectos estresantes.

Las gramíneas *Cynodon dactylon* y *Hordeum jubatum* hacen uso de la simbiosis micorrízica para asegurar su supervivencia, principalmente en los sitios de mayor salinidad; presentando la misma especificidad y grado de micorrización bajo las mismas condiciones de salinidad y humedad.

La riqueza de HMA en el suelo salino de la zona es baja; sin embargo, estas especies presentan una elevada densidad como estrategia para sobrevivir a estas condiciones.

La densidad de esporas de HMA tiene una relación inversamente proporcional con la CE, pH,  $\text{Na}^+$ ,  $\text{Cl}^-$  y  $\text{SO}_4^{2-}$ .

*Funneliformis geosporum* y *Pacispora sp* son las especies de HMA que presentan mayor densidad de esporas y tolerancia a la concentración salina.

*Funneliformis coronatum* presenta la mayor susceptibilidad al estrés salino.

El porcentaje de colonización micorrízica presenta una relación directamente proporcional con CE, pH,  $\text{K}^+$  y  $\text{SO}_4^{2-}$ .

## IX. RECOMENDACIONES

Realizar estudios con las herbáceas reportadas en el presente trabajo, con la finalidad cuantificar la concentración de sales que bioacumulan en los distintos órganos vegetales y así poder proponer estrategias de mejoramiento de suelos más eficientes.

Es importante realizar una masificación de esporas de HMA en plantas trampa, para aislar y purificar los morfotipos presentes en el suelo y facilitar la determinación taxonómica de las especies.

Es necesario realizar un estudio taxonómico detallado de *Pacispora sp.*, dado que esta morfoespecie no se encuentra registrada a nivel mundial y presenta una gran abundancia e importancia en los suelos salinos estudiados.

La combinación de lavado con aplicación de mejoradores y plantas fitoextractoras, puede ser la mejor alternativa para la rehabilitación de estos suelos.

## X. REFERENCIAS

- Abbott, L. K. y A. D. Robson. 1991. Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscular-mycorrhizal. *Agriculture, Ecosystems and Environment* **35**:121-150
- Adams M. 1995. Fundamentos de Química de suelos. Universidad Central de Venezuela. Caracas Venezuela. 393 pp.
- Aiazzi M., P. Carpane y C. Deza. 2005. Efecto de la salinidad sobre el crecimiento de plantas de *Atriplex cordobensis* gandoger et stuckert originadas de semillas de distintas procedencias. *Multequina* **14**: 39-46.
- Alarcón A. 2001. Comentario: Actualización de la taxonomía de los Glomales. *TERRA Latinoamericana* **19**(001):103-104.
- Alcaraz, F. 1999. Manual de teoría y práctica de Geobotánica. ICE Universidad de Murcia y Diego Marín. Murcia. 199 pp.
- Alexander T., R Meier, E. Toth y H.C. Weber. 1988. Dynamics of arbuscule development and degeneration in mycorrizas of *Triticum aestivum* L. and *Avena sativa* L. with reference to *Zea mays* L. *New Phytologist* **110**: 363-370
- Anderson J.M, J. S. I. Ingram. 1993. Tropical soil biology and fertility. A handbook of methods. 2a edition. C. A. B. Internacional. UK. 240 pp.
- Bago B., C. Azcon., A. Goulet y Y. Piché. 1998. Branched absorbing structures (BAS): a feature of the extraradical mycelium of symbiotic arbuscular micorrhizal fungi. *New Phytologis.* **139**:375-388.
- Barea J. M., R. Azcón y C. Azcón. 1991. Vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in nitrogen fixing systems. *Methods microbial.* **24**: 391-396.
- Barea J. M. y E. Montoya. 1995. Producción de hormonas vegetales por microorganismos. *Annales de Edafología y Agrobiología.* **34**: 1075-1096.
- Bernstain L. 1961. Osmotic adjustment of plants to saline media I. Steady state. *American Journal of Botany* **48**: 909-918.
- Black C. 1975. Relaciones suelo-planta. Hemisferio Sur. Buenos Aires. Argentina. 444 pp.
- Blair, E. 1957. Manual de riego y avenamiento. IICA. Costa Rica. 964 pp.
- Blaszkowski. 2003. Arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota), Endogene and Complexipes species deposited in the Department of planta Pathology, Universidad of Agriculture in Szczecin, Poland.  
(<http://www.agro.ar.szczecin.pl/~jblaszkowski/index.html>). Fecha de consulta Noviembre de 2010.

- Blumwald E., S. A. Gilad y P. A. Maris. 2000. Sodium transport in plant cells. *Biochimica et Biophysica Acta*. **1465**: 140-151.
- Bohn, H. 1993. Química del suelo. Limusa. México, D.F. 370 pp.
- Brady N. 1990. The Nature and Properties of soils. 10<sup>a</sup> ed. Macmillan Publishing Company. New York, U.S.A. 881 pp.
- Carter M. R., E. Gregorich. 2008. Soil sampling and Methods of analysis. 2a edición. Canadian Society of Soil Science. U.S.A. 1264 pp.
- Cepeda J. 1991. Química de suelos. Trillas. México, D.F. 167 pp.
- Cervantes S. A., M. J Marques, y P. Rivera. 2006. Análisis estadístico. Un enfoque práctico con Statgraphics. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. México D.F. 113 pp.
- Cheeseman J. M., 1988. Mechanism of salinity tolerance in plants. *Plant physiol* **87**: 547-550.
- Cox W.G., 2002. Laboratory manual of general ecology. Eighth edition. McGraw Hill. New York, USA. 312 pp.
- Cruz G. 2006. Ecología del suelo. Un enfoque hacia la nutrición mineral de plantas superiores. UNAM. FES Zaragoza. México. 106 pp.
- Curtis J. T y R. P. McIntosh. 1951. Na upland forest continuom in the pariré-forest border region of Wisconsin. *Ecology*. **32**: 63-81
- Daniell, T.J.; R. Husband; A. H. Fitter, y J. P.W. Young. 2001. Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi colonizing arable crops. *Microbial. Ecology* **36**: 203-209.
- del Val C., J. M. Barea, A. C. Azcon. 1999. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungus populations in heavy-metal-contaminated soils. *Applied and Environmental Microbiology*. **3**: 413-421.
- Desamparados M. y V. Pons. 2001. Prácticas de edafología y climatología. Universidad Politécnica de Valencia. 140 pp.
- Días de Acevedo, A., J. Tarquinio., J. Enéas., C Feitosa., J. Vieira., P. Henrique y E. Gomes. 2004. Effects of salt stress on plant growth, stomatal response and solute accumulation of maize genotypes. *Brazilian Journal Plant Physiology* **16**(1): 31-38
- Díaz M. E. 1991. Agricultura y suelos salinos. Folleto de Agroeconómico Fundación Chile. 6 pp.
- Díaz O. J. E. 2006. Riego por gravedad. Programa Editorial Universidad del Valle. Cali, Colombia. 196 pp.

Donald L. 2003. Environmental Soil Chemistry. Second Edition. Elsevier Science. USA. 353 pp.

Dorronsoró. 2010. Contaminación del suelo. Departamento de edafología y química agrícola. Universidad de Granada. España.

(<http://edafologia.ugr.es/index.htm>) Fecha de consulta. Diciembre de 2010.

Dregne H. 1976. Soils of arid regions. Developments in soil science 6. Elsevier Publishing Company, Inc. Amsterdam. 237 pp.

Enríquez C., G. Cabalceta, F. Bertsch y A. Alvarado. Principales suelos de Costa Rica. Asociación Costarricense de la Ciencia del Suelos. Ministerio de Agricultura y Ganadería Costa Rica.

[http://www.mag.go.cr/biblioteca\\_virtual\\_ciencia/suelos-cr.html](http://www.mag.go.cr/biblioteca_virtual_ciencia/suelos-cr.html) Fecha de consulta. Febrero de 2012.

Epstein E., y A. J. Bloom. 2005. Mineral nutrition of plants: principles and perspectives. 2da edición. Sinauer Associates, Inc. Massachusetts. 400 pp.

FAO. 1988. Salt affected soils and their management. FAO soils bulletin 39. Rome, Italy. 131 pp.

FAO. 2006. Guide lines for soil description. Fourth edition. FAO Rome, Italy. 110 pp.

FAO, 2006. Evapotranspiración del cultivo. Guía para la determinación de agua de los cultivos. Estudio FAO Riego y Drenaje 59. Roma. 298 pp.

Fassberder H. W y B. Elemer. 1985. Química de suelos con énfasis en suelos de América Latina. 2ª ed. Servicio Editorial IICA. San José, Costa Rica. 420 pp.

Finck, A. 1988. Fertilizantes y fertilización. Reverté, Barcelona, España. 454 pp.

Flores D. A., V. Gálvez., O. Hernández., J. López., A. Obregón., R. Orellana., L. Otero y M. Valdés. 1996. Salinidad. Un nuevo concepto. Universidad de Colima. Colima, México. 137 pp.

Florescano E. 2004. El patrimonio nacional de México. Primera reimpresión. FCE, CONACULTA. México. 336 pp.

Franco. R. A. 2002. Estudio taxonómico de Hongos Micorrízicos Arbusculares en dos localidades productoras de *Annona muricata* L. (guanábana de México). Tesis de Licenciatura en Biología. UNAM. FES Zaragoza, México. 65 pp.

García A. 2005. Gestión y conservación del suelo. Degradación del suelo. Degradación química. Salinización. Origen de la salinidad., Universidad de Extremadura. Departamento de Biología y Producción de los Vegetales. Área de Edafología y Química Agrícola., Extremadura, España.

(<http://www.unex.es/edafo/GCSP/GCSL3DQSaliOrigen.htm>) Fecha de consulta Noviembre de 2010.

García I. V., Mendoza R. E. 2008. Relationships among soil properties, plant nutrition and arbuscular mycorrhizal fungi-plant symbioses in a temperate grassland along hydrologic, saline and sodic gradient. *FEMS Microbiology Ecology*. **63**: 359-371.

Genderman J. W. y T. H. Nicolson. 1963. Spores of Mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. Transactions of the British Mycological Society. **46**: 235-244.

Gianianazzi S y H. Schüepp. 1994. Impact of arbuscular mycorrhizal on sustainable agriculture and natural ecosystems. Birkhäuser Verlag. Berlin. 226 pp.

Giri B. y K. G. Mukerji. 2004. Mycorrhizal inoculant alleviates salt stress in *Sesbania aegyptiaca* and *Sesbania grandiflora* under field condition: evidences for reduced sodium and improved magnesium uptake. *Mycorrhiza* **14**: 307-312.

Gómez D. 2004. Recuperación de espacios degradados. Mundi-Prensa. Madrid España. 583 pp.

González F. 2003. Las comunidades vegetales de México. INE-SEMARNAT. México. 77 pp.

Gonzales G. M. 2005. Estudio de los mecanismos implicados en la homeostasis de metales pesados en hongos formadores de micorrizas arbusculares *Glomus intraradices*. Tesis doctoral. Universidad de Granada. Consejo Superior de Investigaciones Científicas. Granada. 179 pp.

Goykovic V., G. Saavedra. 2007. Algunos efectos de la salinidad en el cultivo del tomate y prácticas agronómicas de su manejo. *Idesia* **25**(3): 47-58.

Guerra S. 2007. Micorriza arbuscular: Recurso microbiológico en la agricultura sostenible. *Tecnología en marcha* **21**(1): 191-201.

Guevara O. O. 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* L. Tesis de Licenciatura en Biología. UNAM. FES Zaragoza, México.

Guzmán S. y J. Farías. 2005. Biología y regulación molecular de la micorriza arbuscular. *AIA*. **9**(2): 17-31.

Hernández. O. H. y Ordóñez V. C. 2006, Hongos Micorrízicos Arbusculares de ocho localidades del Valle del Mezquital, Hidalgo. Tesis de Licenciatura en Biología. UNAM. FES Zaragoza. México. 76 pp.

Heike. 2011. Malezas de México. Conabio. México.

(<http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/solanaceae/solanum-rostratum/fichas/ficha.htm>). Fecha de consulta Diciembre 2011.

Hirrel M. C. 1981. The effects of sodium and chloride salt on the germination of *Gigaspora margarita*. *Mycologia*. **74**: 610- 617.

Ho I. 1987. Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi of liad physic grasses in the Alverd deserto f Oregon. *Northwest*. **61**: 148-151.

Honrubia, M. 2009. Las micorrizas: una relación planta-hongo que dura más de 400 millones de años. *Anales del Jardín Botánico de Madrid* **66**(1): 133-144.

ILACO. 1981. Agricultural compendium for rural development, in the tropics and subtropics. Ministerio de Agricultura y Pesca. Elsevier, La Haya, Holanda. 739 pp.

INEGI. 2005. Cuaderno estadístico municipal Ixmiquilpan, Hidalgo, México.

([http://www.inegi.org.mx/prod\\_serv/contenidos/espanol/biblioteca/default.asp?accion=2&upc=702825001125&seccionB=bd](http://www.inegi.org.mx/prod_serv/contenidos/espanol/biblioteca/default.asp?accion=2&upc=702825001125&seccionB=bd)) Fecha de consulta Enero 2011

Ixmiquilpan, 2009. H. Ayuntamiento del Municipio de Ixmiquilpan, Hidalgo 2009-2012.

([http://ixmiquilpan.hidalgo.gob.mx/index.php?option=com\\_content&task=view&id=19&Itemid=31](http://ixmiquilpan.hidalgo.gob.mx/index.php?option=com_content&task=view&id=19&Itemid=31)) Fecha de consulta Enero de 2011.

Jiménez B., A. Chávez, E. Barrios, y R. Pérez. 2000. Impact and potential of reused water in the Mezquital Valley. *Water* **21**(6): 34-36.

Joner E. J., R. Briones y C. Leyval. 2000. Metal-binding capacity of arbuscular mycorrhizal mycelium. *Plant and soil* **226**: 227-234

Junniper, S. y L. K. Abbott. 1993. Vesicular-arbuscular mycorrhizal and soil salinity. *Mycorrhiza* **8**:305-314.

Katerji N., J. W. van Hoorn., A. Hamdy y M. Mastrorilli. 2000. Salt tolerance classification of crops according to soil salinity and the water stress day index. *Agricultural Water Management* **43**: 99-109.

Kling, M. y I. Jacobsen. 1998. Arbuscular mycorrhiza in soil quality assessment. *Ambio* **27**(1): 29-34.

Kosuta S., M. Chabaud, G. Loughon, C Gough, J Denarie, D.G. Barker y G. Becard. 2003. A diffusible factor from arbuscular micorrhizal fungi induces symbiosis-specific MtENOD11 expression in roots of *Medicago truncatula*. *Plant Physiology* **131**: 952-962

Lara C. L. 2003. Diversidad y actividad de Hongos Micorrízicos-Arbusculares, en agroecosistemas cafetaleros perturbados por la erosión. Tesis de Maestría en Ciencias. Universidad de Colima. México. 128 pp.

- Larcher, W. 1995. *Physiological Plant Ecology*. Springer. Berlin. 506 pp.
- Larcher W. 2003. *Physiological Plant Ecology*. 4ª Edición. Springer. Germany. 513 pp.
- Lazof D. y J. M Cheeseman. 1986. Sodium transport and compartmentation in *Spergularia marina*. *Plant Physiology* **81**: 742-747.
- López Z. A. 2007. Clasificación y diagnóstico del recurso suelo en el Valle del Mezquital, Hidalgo. Tesis de Licenciatura en Biología. FES ZARAGOZA, UNAM. 80 pp.
- Mahajan S., y N. Tuteja. 2005. Cold, salinity and drought stresses: An overview. *Archives of Biochemistry and Biophysics* **444**: 139-158.
- Mansour M. M. F. y K. H. A. Salama. 2004. Cellular basis of salinity tolerance in plants. *Environmental and Experimental Botany* **52**: 113-122.
- Marrugan, A. E. 1988. *Ecological diversity and its measurement*. Princeton University Press, New Jersey. 179pp.
- Martínez L. B., y F. I. Plugnaire. 2009. Interacciones entre las comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares y de plantas. Algunos ejemplos en los ecosistemas semiáridos. *Ecosistemas* **18**(2): 44-54.
- Marschner H. 1995. *Mineral Nutrition of Higher Plant*. Second edition. Academic Press. 889 pp.
- Monroy A., J. Estévez, R. García, R. Ríos. 2007. Establecimiento de plantas mediante el uso de micorrizas y de islas de recursos en un matorral xerófilo deteriorado. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*. **80**: 49-57.
- Montaño A. N. M., S. L. Camargo-Ricalde, R. García-Sánchez y A. A. Monroy. (eds.) 2007. *Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos (Arbuscular mycorrhizae in arid and semiarid ecosystems)*. Instituto Nacional de Ecología-SEMARNAT, Mundi Prensa SA de CV, UAM Iztapalapa, FES Zaragoza, UNAM. Distrito Federal, México. 460 pp.
- Montiel G. C. 2007. Efectos de gradientes salinos en la emergencia y desarrollo de plántulas de *Tecoma stans* (L.) H.B.K. Tesis de licenciatura en Biología. UNAM. FES Zaragoza. México.
- Moreno C. E., 2001. *Métodos para medir la biodiversidad*. M & T- Manuales y Tesis SEA, vol. 1. Zaragoza. 89 pp.
- Morton J. B. y D. Redecker. 2001. Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two new genera Archaeospora and Paraglomus, bases on concordant molecular and morphological characters. *Mycologia* **93**(1): 181-195.

Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000. Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis. Norlex Internacional, S. A. de C. V. Edición electrónica de Leyes. 85 pp.

Núñez S. J. 2000. Fundamentos de edafología. 3a reimpression de la 2 edición. EUNED. San José, Costa Rica. 188 pp.

Núñez S. J. 2006. Manual de laboratorio de edafología. Universidad Estatal a Distancia. Primera reimpression. San José, Costa Rica. 127 pp.

Ochoa M. A., M. Esqueda, R. Fernández y R. Herrera. 2009. Variación estacional de hongos micorrizicos arbusculares asociados con *Agave angustifolia* Haw. En la sierra sonorense, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* **32**(3): 189-199.

Organización para la Agricultura y la Alimentación de las Naciones Unidas. IUSS Grupo de Trabajo WRB. 2007. Base Referencial Mundial del Recurso suelo. Informes sobre Recursos Mundiales de Suelos No. 103. FAO, Roma.

Ortega E. M. 1993. Causas del ensalitramiento y su efecto sobre los suelos. *Terra*. **12**:320-337.

Parida A. K., y A. B. Das. 2005. Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety* **60**: 324-349.

Paz C. I. 2006. Establecimiento de plántulas de mezquite (*Prosopis laevigata*) inoculadas con hongos micorrizicos arbusculares bajo un sistema prehispánico de riego por goteo en una zona semiárida deteriorada. Tesis de Licenciatura en Biología. UNAM. FES Zaragoza. México. 83 pp.

Peña V. C., G. I. Cardona., J. H. Arguelles y A. L. Arcos. 2007. Micorrizas arbusculares del sur de la amazonia y su relación con algunos factores fisicoquímicos y biológicos del suelo. *Acta amazónica* **37**(3): 327-336.

Rhoades J.D. 1997. Sustainability of irrigation: An overview of salinity problems and control strategies. Annual conference: Footprints go humanity. Reflections of fifty years of water resource developments. Lethbridge. Alberta, Canadá, 3-6 junio, 1-42 pp.

Pirozynski K. A. y D. W. Malloch. 1975. The origin of lands plants: a matter of mycotrophism. *Biosystems*. **6**(3): 153-164.

Redecker D. y P. Raab. 2006. Phylogeny of the Glomeromycota (arbuscular mycorrhizal fungi): recent developments and new gene markers. *Mycologia* **98**(6): 885-895.

Reyes I. 2002. Asociaciones biológicas en el suelo: la micorriza arbuscular (MA). *ContactoS* **44**: 5-10.

Richards L. 1980. Suelos salinos y sódicos. Tercera reimpression. Limusa. México.  
Pyrozynski, K. A. y D. W. Malloch. 1975. The origin of land plants: a matter of mycotrophism. *BioSystems* **6**:153-164.

Rodríguez S. A. 1992. Fertilizantes, nutrición vegetal. Segunda reimpression. AGT editor. México, DF. 157 pp.

Ruiz J. 2003. Arbuscular micorrhizal symbiosis and alleviation of osmotic stress. New perspective for molecular studies. *Mycorrhiza* **13**: 309-317

Ruiz C. E., R. A. Aldaco, J. A. Montemayor, M. Fortis, J. Olague y J. C. Villagómez. 2007. Aprovechamiento y mejoramiento de un suelo salino mediante el cultivo de pastos forrajeros. *Técnica agropecuaria en México* **45**(001):19-24

Salamanca, C. y C. S. Cano. 2003. La micorriza arbuscular: características, producción y aplicaciones. Corpioca. Colombia. 24 pp.

Sánchez I. 2009. Análisis de la estructura y diversidad de las comunidades de hongos formadores de micorrizas asociados a plantas de especial interés ecológico en ambientes mediterráneos. Tesis doctorado. Granada. 195 pp.

Schüßler A. y C. Walker. 2010. The *Glomeromycota*. A species list with new families and new genera. The Royal Botanical Garden Edinburgh, The Royal Botanical Garden Kew, Botanische Staatssammlung Munich, and Oregon State University.

Versión electrónica en: [www.amf-phylogeny.com](http://www.amf-phylogeny.com)

Schüßler A., D. Schwarzott y C. Walker. 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycology Research*. **105**(12): 1413-1421.

Serrano R. y R. Gaxiola. 1994. Microbial models and salt stress tolerance in plants. *Reviews in Plant Science*. **13**(2):121-138.

Shalhevet J. M., G. Huck y B. P. Schoerder. 1995. Root and shoot growth responses to salinity in maize and soybean. *Agronomy Journal*. **87**: 512-516.

Shani U., A. Ben-Gal y L. M. Dudley. 2005. Environmental implications of adopting a dominant factor approach to salinity management. *Journal of Environmental Quality*. **34**: 1455-1460

Shannon M. C y C. M. Grieve. 1999. Tolerance of vegetable crops to salinity. *Scientia Horticulture* **78**: 5-38.

- Schenck N. C. y Y. Pérez. 1990. Manual for identification of VA Mycorrhizal fungi. Synergistic Publications. Gainesville, FL. USA. 241 pp.
- Sieverding E. 1991. Plant protection practices with pesticides. In vesicular-arbuscular mycorrhizal management in tropical agrosystems. Sieverding, ed. Technical Cooperation, Federal Republic of Germany, Eschborn. 165-182 pp.
- Simon E. W. 1974. Phospholipids and plant membrane permeability. *New Phytology* **73**: 377-420.
- Simon, L., J. Bousquet, R. C. Levesque y M. Lalonde. 1993. Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. *Nature* **363**: 67-69.
- Simonson R. W. 1993. Soil color standards and terms for field use – History of their development. In Bigham J. M y E. J. Ciolkosz. 1993. Soil color. SSA Special Publication No. 31. Madison, WI. 159pp.
- Skujins J. 1991. Semiarid lands and deserts soil resource and reclamation. MARCEL DENKKER, INC. New York, U.S.A. 668 pp.
- Smith S. E y D. J. Read. 2008. Mycorrhizal symbiosis. 3ra edición. Academic press. Gran Bretaña. 787 pp.
- Stewart B. y T. Howell. 2003. Encyclopedia of water science. Marcel Dekker, inc. New York, U.S.A. 510 pp.
- Taiz L y E. Zeiger. 2006. Plant physiology. 4a edición. Sinauer Associates, Inc. Massachusetts. 764 pp.
- Tapia J., R. Ferrera., L. Varela., J. Rodríguez., J. Lara., J. Soria., H. Cuellar., M. Tiscareño y R. Cisneros. 2008. Caracterización e identificación morfológica de hongos formadores de micorriza arbuscular, en cinco suelos salinos del estado de San Luis Potosí, México. *Revista Mexicana de Micología* **26**: 1-7.
- Tena S. A. 200e. Presencia de Hongos Micorrízicos Arbusculares en plantas silvestres de suelos salinos en el estado de Colima. Tesis de Maestría en Ciencias en Biotecnología. Universidad de Colima, México. 119 pp.
- Thompson L. M., F. R. Troeh. 2002. Los suelos y su fertilidad. 4a edición. Reverte. Barcelona, España. 649 pp.
- Universidad para la Paz, Consejo de la Tierra, GTZ, IICA y OmCed. 2002. La cumbre de la Tierra. Segunda edición. ECO 92 Versiones diferentes. 454 p.
- Urcelay C. y R. Battistella. 2007. Colonización micorrízica en distintos tipos funcionales de plantas herbáceas del centro de Argentina. *Ecología Austral*. **17**: 179-188.

Villareal H., M. Álvarez, S. Córdoba, F. Escobar, G. Fagua, F. Gast, H. Mendoza, M. Ospina, y A.M. Umaña. 2006. Manual de métodos para el desarrollo de inventarios de la biodiversidad. Programa de Inventarios de la Biodiversidad. Instituto de Investigaciones y Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, Colombia, 236pp.

Villaseñor R., y F. J Espinoza. 1998. Catálogo de malezas de México. Universidad Nacional Autónoma de México. Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario. Fondo de Cultura Económica. México D.F. 449 pp.

Walker C. y A. Schüßler. 2004. Nomenclatural clarification and new taxa in the Glomeromycota. *Mycological Research* **108**(9): 979-982.

Walton K. 2009. The Arid Zones. Segunda edición. Transaction Publishers. USA. 175 pp.

Wang, B. y Y. L. Qiu. 2006. Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plant. *Mycorrhiza*. **16**: 299-363.

Wild A. 1992. Condiciones del suelo y desarrollo de las plantas según Russel. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 1045p.

WRB. 2007. Base Referencial Mundial del recurso Suelo. Primera actualización 2007. Informes sobre Recursos Mundiales del Suelo No. 103. FAO, Roma. 117p.

Yamaguchi y Blumwald, 2005. Developing salt-tolerant crop plants: challenges and opportunities. *Trends in plant science* **10**(12): 615-620.

Zarco V. M., J. L. Valdez, G. Ángeles y O. Castillo. Estructura y diversidad de la vegetación arbórea del parque estatal Agua Blanca, Macuspana, Tabasco. Universidad y Ciencia. *Trópico húmedo* **26**(1):1-17

Zhu, J. 2001. Plant salt tolerance. *Trends in Plant Science* **6**(2): 66-71.

## **X. ANEXOS**

### **10.1 Protocolos para la determinación de parámetros físicos del suelo**

#### **10.1.1 Determinación del color**

La determinación del color se realizó a través del método AS-22 (Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000) utilizando la carta Munsell de colores de suelos.

#### **Principio y aplicación**

Método de la Tabla Munsell para la determinación del color de los suelos minerales y orgánicos. La determinación se basa en el igualamiento del color observado en el suelo tanto en seco como en húmedo respecto al color registrado en las tarjetas de color, ubicadas en cada una de las páginas de la Tabla Munsell, donde se manejan los parámetros de matiz (Hue), Brillo (Value) e intensidad (Chroma).

#### **Material y equipo**

1. Tablas de color Munsell
2. Placa de porcelana con huecos
3. Piceta
4. Tamiz con aberturas de dos mm de diámetro

#### **Procedimiento**

##### **Determinación en seco**

1. Tome aproximadamente 100 g del suelo previamente secado al aire y páselo por el tamiz de abertura dos mm.
2. De la muestra de suelo tamizado tome una pequeña cantidad, suficiente para enrasar uno de los huecos de la placa de porcelana.
3. Tome la cápsula de porcelana y colóquela debajo de la página de la tabla Munsell, ubicando la muestra de suelo por debajo de cada orificio de la carta junto al cual se tiene la tarjeta con el color.
4. Recorra las páginas que considere tienen una mayor similitud entre el color que presenta el suelo y el color de las tarjetas, hasta encontrar el color que más se parezca al del suelo.
5. Una vez ubicado el color registre el valor del Hue que se encuentra en la parte superior derecha de la página, asimismo, registre el valor del Valúe ubicado en el eje vertical de la página y el valor del Chroma ubicado en el eje x de la página.

## **Determinación en húmedo**

Para la determinación en húmedo se sigue el mismo procedimiento anterior con la diferencia que una vez colocado el suelo en la placa de porcelana se humedece sin saturarlo, teniendo cuidado de no exceder el agua para evitar que brille.

### **10.1.2 Determinación de la textura**

La determinación de la textura del suelo por el procedimiento de Bouyoucos se realizó a través del método AS-09 (Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000).

#### **Principio y aplicación**

Método para la determinación de la textura del suelo por el procedimiento de Bouyoucos. La textura del suelo define como la proporción relativa de grupos dimensionales de partículas. Proporciona una idea general de las propiedades físicas del suelo. Su determinación es rápida y aproximada. En general el problema es separar los agregados y analizar sólo las partículas. En el presente método se elimina la agregación debida a materia orgánica y la floculación a los cationes calcio y magnesio. No se eliminan otros cementantes como carbonatos. El tiempo de lectura se ha escogido de 40 segundos para separación de partículas mayores de 0.05 mm (arena) y de 2 horas para partículas de diámetros mayores de 0.002 mm (limo y arena). Estos límites han sido establecidos por el Departamento de Agricultura de Estados Unidos y se han usado para construir el triangulo de texturas.

#### **Reactivos**

1. Agua oxigenada al 30%.
2. Oxalato de sodio saturado. Disolver 30 g de oxalato de sodio en 1 litro de agua.
3. Metasilicato de sodio con 36 g L<sup>-1</sup> de lectura con el hidrómetro. Disolver 50 g de metasilicato de sodio en 1 litro de agua, ajustar la solución hasta que se obtenga una lectura de 36 con el hidrómetro.
4. Hexametáfosfato de sodio (calcón). Disolver 50 g de (Na<sub>3</sub>PO<sub>3</sub>)<sub>6</sub> en agua destilada y aforar a un litro.

#### **Material y equipo**

1. Hidrómetro de Bouyoucos con escala de 0-60.
2. Probeta de 1L.

3. Cilindro de Bouyoucos.
4. Agitador con motor para dispersión.
5. Agitador de mano.
6. Termómetro de -10 a 110°C.

### Procedimiento

1. Pesar 60 g de suelo de textura fina o 120 g de suelo de textura gruesa en un vaso de precipitados de 500 mL, agregar 40 mL de agua oxigenada y poner a evaporar hasta sequedad, agregar otros 40 mL y observar la reacción. Evaporar nuevamente a sequedad. Repetir hasta que no haya efervescencia al agua oxigenada.
2. En general dos ataques son suficientes para la mayoría de suelos. Después de eliminar la materia orgánica y llevar a sequedad el suelo, 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. 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.
3. Pasar las muestras de los vasos de precipitados 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, bajar la copa del dispersor y pasar el contenido a una probeta de 1L o al cilindro de Bouyoucos enjuagando la copa con ayuda de una piceta.
4. 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.
5. Tomar las lecturas del hidrómetro a los 40 segundos ( $\rho_1$ ) y después de 2 horas ( $\rho_2$ ) de terminada la dispersión con el agitador de mano, además de tomar la temperatura a los 40 segundos ( $T_1$ ) y a las 2 horas ( $T_2$ ).
6. 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. Después de hacer la lectura se seca el hidrómetro, se lava, se seca y se toma la temperatura ( $T_0$ ). Si por alguna razón al hacer la lectura se acumula espuma alrededor del hidrómetro, agregar unas gotas de alcohol etílico.

## Cálculos

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

$$\% \text{ arcilla} = \rho_2 + (T_2 - T_0) 0.36 \times 100 / \text{g de muestra}$$

$$\% \text{ limo} = x - a = b \qquad \% \text{ arena} = 100\% - X = c$$

Con los porcentajes de limo, arena y arcilla se determina la textura correspondiente con el triángulo de texturas.

### 10.1.3 Determinación de la densidad real

La determinación de la densidad real con el picnómetro se realizó a través del método AS-04 (Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000).

#### Principio y aplicación

Método del picnómetro para la determinación de la densidad real de los suelos. La densidad de un suelo puede ser calculada a partir del conocimiento de dos parámetros: la masa y el volumen de una cierta cantidad del suelo. La masa es determinada pesando directamente el suelo y el volumen de manera indirecta por el cálculo de la masa y la densidad del agua (o cualquier otro fluido) desplazado por la muestra de suelo.

#### Pretratamiento de la muestra

Se realiza la destrucción de la materia orgánica de la misma forma que para la determinación de textura.

#### Materiales y equipo

1. Picnómetro o matraz aforado de 25 mL.
2. Desecador de vacío.
3. Balanza analítica
4. Suelo seco tamizado con tamiz de 2 mm.
5. Agua destilada y hervida (fría).
6. Embudo de plástico.
7. Termómetro.

## Procedimiento

1. Pesar un matraz o picnómetro limpio y perfectamente seco (1).
2. Colocar en el interior del picnómetro 5 g de suelo usando un embudo de plástico.
3. Anotar el peso del matraz con suelo, manteniendo el matraz completamente limpio (evitar humedad y/o grasa en las manos) (2).
4. Adicionar agua destilada hervida recientemente fría hasta la mitad del volumen de matraz; girar éste entre los dedos con mucha suavidad y colocarlo en el desecador de vacío.
5. Hacer vacío durante 15 minutos para eliminar todo el aire retenido en el suelo. La succión de la bomba deberá aumentar paulatinamente para evitar pérdidas de material por formación de espuma.
6. Dejar reposar dentro del desecador por 30 minutos aproximadamente y eliminar el vacío del desecador paulatinamente, se secar el matraz y llenar hasta aforo con agua destilada hervida y fría, secar perfectamente el exterior y pesar en la balanza analítica (3).
7. Tomar la temperatura de la suspensión.
8. Vaciar el matraz, enjuagarlo perfectamente y llenarlo hasta aforo con agua destilada, hervida y fría.
9. Pesar el matraz con agua y tomar la temperatura, anotarla (4)

## Cálculos

Peso de las partículas del suelo (ps)

$$ps = (2) - (1).$$

Volumen de las partículas del suelo (Vs)

$$Vs = [(4) - (1)] / \rho_w - [(3)-(2)] / \rho_w = \text{Peso del agua desplazada por partícula del suelo} / \text{densidad del agua}$$

$$\text{Densidad real } (\rho_s) = ps / Vs.$$

#### 10.1.4 Determinación de la densidad aparente

La determinación de la densidad aparente se realizó por el método del cilindro.

##### Material y equipo

1. Balanza granataria.
2. Estufa u horno.
3. Probeta de 10 mL.
4. Lienzo de laboratorio.

##### Procedimiento

1. Pesar la probeta.
2. Agregar al horno suelo seco sobre lienzo.
3. Golpear 10 veces sobre el lienzo.
4. Agregar suelo hasta los 10 mL.
5. Pesar la probeta más el suelo

##### Cálculos

DA = (peso de la probeta con suelo – peso de la probeta) / (volumen total)

DA = gcm<sup>-3</sup>

#### 10.1.5 Determinación de la materia orgánica

##### Principio y aplicación

La determinación de la materia orgánica del suelo se evalúa a través del contenido de carbono orgánico con el método de Walkey y Black. Este método se basa en la oxidación del carbono orgánico del suelo por medio de una disolución de dicromato de potasio y el calor de reacción que se genera al mezclarla con ácido sulfúrico concentrado. Después de un cierto tiempo de espera la mezcla se diluye, se adiciona ácido fosfórico para evitar interferencias de Fe<sup>3+</sup> y el dicromato de potasio residual es valorado con sulfato ferroso. Con este procedimiento se detecta entre un 70 y 84% del carbono orgánico total por lo que es necesario introducir un factor de corrección, el cual puede variar entre suelo y suelo. En los suelos de México se recomienda utilizar el factor 1.298 (1/0.77).

## Reactivos

1. Dicromato de potasio 0.166 M o 1N.
2. Ácido sulfúrico concentrado.
3. Ácido fosfórico concentrado.
4. Indicador de difenilamina.
5. Sulfato ferroso 1M.

## Material

1. Matraces Erlenmeyer de 500 mL.
2. Bureta para  $K_2Cr_2O_7$  (50 mL).
3. Bureta para  $FeSO_4 \cdot 7H_2O$  (50 mL).
4. Pipeta volumétrica (10 mL).
5. Probeta de vidrio (25 mL).

## Procedimiento

1. Pesar 0.5 g de suelo seco y pasado por un tamiz de 0.5 mm y colocarlo en un matraz Erlenmeyer de 500 mL. Procesar un blanco con reactivos por triplicado.
2. Adicionar exactamente 10 mL de dicromato de potasio 1N girando el matraz cuidadosamente para que entre en contacto con todo el suelo.
3. Agregar cuidadosamente con una bureta 20 mL de  $H_2SO_4$  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, evitando las mesas de acero o cemento.
5. Añadir 200 mL de agua destilada.
6. Añadir 5 mL de  $H_3PO_4$ .
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

$$\% \text{ C Orgánico} = [(B - T) / (g)] \times (N) (0.39) \text{ mcf}$$

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 ferroso (valorar por separado al momento de analizar las muestras).

G= Peso de la muestra empleada (g).

Mcf= Factor de corrección de humedad.

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

### **10.1.6 Obtención del extracto de saturación**

#### **Principio y aplicación**

Método para la obtención del extracto de saturación por filtrado con vacío de la pasta saturada de suelo. Este método se aplica para la obtención del extracto de saturación de muestras de suelo. El término “extracto de saturación” se usa en este método para asignar el extracto acuoso que se obtiene por filtración al vacío de una pasta de suelo saturado hecha con agua destilada. El término “sales solubles del suelo” se usa para referirse a los constituyentes inorgánicos del suelo que son apreciablemente solubles en el agua. El extracto de saturación es una solución acuosa importante porque muchas propiedades del suelo como la composición de las sales solubles y la conductividad eléctrica del extracto de saturación están relacionadas con la respuesta de los cultivos a la salinidad.

#### **Reactivos**

1. Agua destilada.
2. Solución de hexametáfosfato de sodio  $(\text{NaPO}_3)_6$  al 0.1% (P/V).

#### **Material y equipo**

1. Embudo Buchner.
2. Línea de vacío.
3. Bomba de succión.
4. Tapón de hule monohoradado.
5. Papel filtro Whatman No. 42 o su equivalente.
6. Matraz kitazato.
7. Tubo de plástico.
8. Tubo de ensayo.

## Interferencias

Las muestras de suelo seco al aire no deberán secarse en la estufa antes de la extracción de sales solubles porque el calentamiento a 105°C convierten al menos una parte de yeso ( $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ ) en yeso de parís ( $\text{CaSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ ) el cual tiene mayor solubilidad en agua que el anterior.

## Procedimiento

1. Colocar un papel filtro Whatman No. 42 en el fondo de un embudo Buchner.
2. Ajustar un tapón de hule monohoradado al embudo Buchner.
3. Para coleccionar el extracto de saturación colocar un tubo de ensayo en el interior de un matraz kitazato.
4. Instalar el embudo con su tapón sobre el matraz kitazato de forma que el vástago del embudo quede alineado con la boca del tubo de ensayo que se encuentra en el interior del matraz.
5. Mediante un tubo de plástico conectar el matraz kitazato con una línea de vacío.
6. Conectar a la línea de vacío un dispositivo que contenga gel de sílica entre dicha línea y la bomba de succión para prevenir la condensación de humedad en la bomba.
7. Preparar una pasta de suelo saturado y colocarla en un matraz.
8. Transferir la pasta al embudo Buchner y activar la bomba de vacío.

Antes de guardar el extracto, se debe agregar una gota de solución de  $(\text{NaPO}_3)_6$  por cada 25 mL de extracto. Esto sirve para evitar la precipitación de carbonato de calcio en el extracto durante el reposo. Si los extractos no se van a analizar inmediatamente se conservarán a 4°C hasta su uso.

### 10.1.7 Determinación de cationes solubles del extracto de saturación ( $\text{Ca}^{2+}$ , $\text{Mg}^{2+}$ , $\text{Na}^+$ y $\text{K}^+$ )

#### Principio y aplicación

El calcio y magnesio solubles son medidos por espectrofotometría de absorción atómica y el potasio y sodio por espectrometría de emisión atómica en los extractos diluidos. Las interferencias en las mediciones son eliminadas con lantano (La) y cesio (Cs) respectivamente. Se utilizó un equipo Varian SpectrAA 240FS y Spectr AA 200.

## Reactivos

Los reactivos que a continuación se mencionan debe ser grado analítico cuando se hable de agua se debe entender desionizada. Las soluciones para este análisis deben almacenarse en recipientes de polietileno.

1. Solución de lantano acidificada.
2. Solución estándar de 1000 mg L<sup>-1</sup> de Ca.
3. Solución estándar de 100 mg L<sup>-1</sup> de Mg.
4. Solución estándar mezclada, 100 mg L<sup>-1</sup> de Ca y 10 mg L<sup>-1</sup> de Mg.
5. Solución diluida de lantano acidificada.
6. Solución de cloruro de cesio acidificada.
7. Solución estándar de 1000 mg L<sup>-1</sup> de K y 400 mg L<sup>-1</sup> de Na.
8. Solución estándar diluida de 100 mg L<sup>-1</sup> de K y 40 mg L<sup>-1</sup> de Na.

## Material y equipo

1. Material común de laboratorio.
2. Espectrofotómetro de absorción atómica.
3. Espectrofotómetro de emisión atómica.

## Determinación de Ca y Mg.

1. Series estándar. Pipetear 0, 2.0, 3.0 4.0 y 5.9 ml, respectivamente, de la solución estándar mezclada en seis matraces volumétricos de 100 ml y agregar 5.0 ml de tiourea 0.1 M y 9.5 ml de solución diluida de lantano y aforar con agua. La concentración de las series estándar es de: 0, 0.1, 0.2, 0.3, 0.4 y 0.5 mg L<sup>-1</sup> de Ca.
2. Pipetear 2 ml del extracto de saturación en tubo de ensaye, añadir 2 ml de la solución de lantano y homogeneizar.
3. Medir el Ca y Mg en el aparato de absorción atómica a una longitud de onda de 422.7 y 285.2 nm respectivamente.

## Cálculos

$$\text{Ca soluble mmol L}^{-1} = ((a - b) \times d) / (P E)$$

$$\text{Mg soluble mmol L}^{-1} = ((a - b)) \times d) / (PE)$$

Donde:

$a = \text{mg L}^{-1}$  de Ca o Mg en el extracto diluido.

$b = \text{mg L}^{-1}$  en el blanco.

$d =$  Factor de dilución

PE = Peso equivalente (Ca = 20 y Mg = 12.15).

### **Determinación de Na y K.**

1. Serie estándar de Na y K. Pipetear 0, 1.0, 2.0, 3.0, 4.0 y 5.0 ml de la solución estándar diluida en seis matraces volumétricos de 100 ml, respectivamente, añadir un poco de agua, 10 ml de tiourea 0.1 M y 9 ml de la solución de CsCl aforar con agua y mezclar. Esta serie estándar tiene concentraciones de: 0, 1, 2, 3, 4 y 5  $\text{mg L}^{-1}$  de K y 0, 0.4, 0.8, 1.2, 1.6 y 2  $\text{mg L}^{-1}$  de Na.
2. Pipetear 2 ml del extracto de saturación en un tubo de ensaye, añadir 2 ml de la solución de Cs y homogeneizar.
3. Medir Na y K en el espectrofotómetro de emisión atómica a una longitud de onda de 589 y 766.5 nm, respectivamente.

### **Cálculos**

Na soluble  $\text{m mol L}^{-1} = ((a - b) \times d) / (P E)$

K soluble  $\text{m mol L}^{-1} = ((a - b) \times d) / (P E)$

Donde:

$a = \text{mg L}^{-1}$  de Na o K en el extracto diluido.

$b = \text{mg L}^{-1}$  en blanco.

$d =$  Factor de dilución.

PE = Peso equivalente (Na = 23.0 y K = 39.1).

### 10.1.8 Determinación de aniones solubles del extracto de saturación (Cl<sup>-</sup>, CO<sub>3</sub><sup>2-</sup>, HCO<sub>3</sub><sup>-</sup> y SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>)

#### Principio y aplicación

Método para determinar los aniones solubles, por titulación volumétrica, los tres primeros y por turbidimetría el último. Los aniones que se encuentran principalmente en extractos acuosos de suelos (aniones solubles) son los carbonatos, bicarbonatos, sulfatos y cloruros y en menor cantidad nitratos, silicatos y fosfatos.

#### Reactivos

1. Ácido sulfúrico 0.05 N.
2. Dilución de carbonato de sodio 0.05N.
3. Valoración del ácido sulfúrico 0.05N con material de referencia certificado de carbonato de sodio.
4. Fenolftaleína al 1% con etanol al 85%.
5. Anaranjado de metilo al 0.1% en agua destilada.
6. Agua destilada.
7. Cromato de potasio al 5%.
8. Nitrato de plata 0.025N.
9. Cloruro de Bario dihidratado.
10. Solución acondicionadora. Disolver 75 g de NaCl en 275 mL de agua destilada en un matraz de 500 mL con un agitador magnético, añadir 30 mL de HCl concentrado, 50 mL de glicerol, 100 mL etanol al 96%; aforar a 500 mL.
11. Solución estándar de sulfato de potasio. Disolver 0.0871 g de sulfato de potasio (K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) en 1000 mL de agua destilada.

#### Determinación de carbonatos

1. Tomar 5 mL del extracto de saturación en un matraz Erlenmeyer de 125 mL.
2. Agregar 15 mL de agua destilada.
3. Añadir 2 a 3 gotas de fenolftaleína.
4. Si presenta un color rosado, titular con H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0.05N hasta la desaparición del color, anotar este valor como Y.

#### Determinación de bicarbonatos

1. Al matraz procedente de la titulación con H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> añadirle 3 gotas de anaranjado de metilo.

2. Seguir la titulación con el H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0.05 N hasta un vire de naranja a canela. Anotar este valor como Z.

### Cálculos

$$\text{meq CO}_3 / 100 \text{ g suelo} = [(2Y \times N \text{ H}_2\text{SO}_4) / (g \times 100)] \times 100$$

$$\text{meq HCO}_3 / 100 \text{ g suelo} = [(Z - 2Y) \times N \text{ H}_2\text{SO}_4 / (g \times 100)] \times 100$$

g= gramos de suelo que corresponden proporcionalmente a la muestra del extracto de saturación que se tituló.

### Determinación de cloruros

1. Tomar 5 mL del extracto de saturación en un matraz Erlenmeyer de 125 mL.
2. Agregar 15 mL de agua destilada.
3. Adicionar 4 gotas de indicador cromato de potasio.
4. Titular con AgNO<sub>3</sub> 0.025 N hasta un cambio de color de amarillo a rojo ladrillo.

### Cálculos

$$\text{meq Cl}^- / 100 \text{ g suelo} = [(\text{mL de AgNO}_3 \times N \text{ de AgNO}_3) / (g \times 1000)] \times 100$$

### Determinación de sulfatos

Preparación de la curva de calibración de la solución estándar de SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> de 1 Cmol (-) L<sup>-1</sup>, se tomarán alícuotas que serán llevadas a un volumen de 100 mL en matraces aforados con agua destilada, como se indica en la tabla siguiente:

meq L <sup>-1</sup> SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup>	Solución estándar de 1 meq, agregar (mL)
0.0	0
0.1	10
0.2	20
0.3	30
0.4	40
0.5	50

Afore a 100 mL (con agua destilada)

1. En un matraz volumétrico de 100 mL, agregar una alícuota de 10 mL del extracto con una pipeta volumétrica y aforar a 100 mL con agua destilada.
2. Vacíelo a un matraz Erlenmeyer de 125 mL y adicione 5 mL de solución acondicionadora y aproximadamente 0.2 g de  $\text{BaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ .
3. Agite en un agitador electromagnético durante 60 segundos.
4. Lea inmediatamente en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 340 nm. En este trabajo se utilizó un espectrofotómetro marca Spectronic 20D+.
5. Previamente lea la curva de calibración agregando el contenido de los matraces de 100 mL a matraces Erlenmeyer de 125 mL y adicione 5 mL de solución acondicionadora y aproximadamente 0.2 g de  $\text{BaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ .
6. Agite y lea en el espectrofotómetro como se indicó para las muestras.
7. Si la lectura de las muestras se sale del rango de la curva de calibración haga una dilución.

### Cálculos

Graficar la curva de calibración en un papel milimétrico, y mediante la concentración de  $\text{SO}_4^{2-}$  por interpolación. Si efectuaron diluciones multiplicar por el factor correspondiente.

$$m \text{ mol}_{(-)} \text{ L}^{-1} \text{ de } \text{SO}_4^{2-} = a \times 10 \times d$$

Donde:

A =  $\text{C mol}_{(-)} \text{ L}^{-1}$  calculados en la curva de calibración.

10 = Factor de dilución de la curva (100/10).

d = Factor de dilución de la muestra si la hubo.

El pH se midió directamente del extracto de saturación con un potenciómetro Advanced pH 100 meter previamente calibrado con soluciones Buffer pH 4 y pH 7. De la misma forma se midió la conductividad eléctrica con un conductímetro marca CORNING calibrado con una solución de KCl 0.01 M.