



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTÓNOMA DE  
MÉXICO

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA  
DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES  
ZARAGOZA

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.

T E S I S  
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
BIÓLOGO PRESENTA ÓSCAR MANUEL  
GUEVARA OLIVAR

DIR. DE TESIS. M. en. C. RAMIRO RÍOS GÓMEZ

MÉXICO., D.F. FEBRERO DE 2009





Universidad Nacional  
Autónoma de México



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

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

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

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

*Para Sílvia y Roberto*  
*Dolores, Guadalupe y Josefina*

## AGRADECIMIENTOS

*A la magna Universidad Nacional Autónoma de México, por acogerme como a su hijo.*

*A la M. en C. y amiga Laura Hernández Cuevas, quien compartió conmigo el cariño por el estudio de los HMA y cuya sabiduría e infinita paciencia, fungieron como pilares de esta investigación.*

*A la Biól. Aida Zapata Cruz y Biól. Ma. de los Angeles Galvan Villanueva, por su valiosa colaboración y atinados comentarios vertidos al respecto.*

*Al M. en C. Armando Cervantes Sandoval, por las facilidades otorgadas en la realización de este proyecto y argumentos objetivos.*

*A la Academia de Ecología y al Dr. Arcadio Monroy Ata, por el apoyo brindado y calidez innata.*

*A la M. en C. Rosalva García Sánchez y M. en C. Ma. de Jesús Sánchez Colín, por sus valiosas disertaciones.*

*A mi asesor y amigo M. en C. Ramiro Ríos Gómez, quien me enseñó el valor de vivir con paciencia, tenacidad y constancia.*

ÍNDICE	PÁGINA
I. ÍNDICE DE CUADROS	5
II. ÍNDICE DE FIGURAS	6
III. ÍNDICE DE GRÁFICAS	8
RESÚMEN	9
1. INTRODUCCIÓN	10
1.1. Origen y naturaleza de los ambientes salinos	10
1.2. Evaluación de la salinidad	13
1.3. Efectos de la salinidad sobre el suelo	15
1.4. Efecto de la salinidad sobre las plantas	16
1.5. Distribución vegetal en gradientes ambientales	16
1.6. El estrés en las plantas	18
1.7. Mecanismos funcionales en condiciones de estrés por sales	21
1.8. Restauración Ecológica	24
1.9. Generalidades sobre verdolaga y acelga	26
1.10. Aspectos generales sobre la micorriza arbuscular	27
2. DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO	31
3. HIPÓTESIS	39
4. OBJETIVOS	39
5. MATERIALES Y MÉTODOS	40
5.1. Trabajo de campo	40
5.2. Trabajo de laboratorio	41
5.3. Experimentos en invernadero	42
6. RESULTADOS	44
6.1. Caracterización ecológica de los sitios de estudio	44
6.2. Propiedades físicas y químicas de los suelos	45
6.3. Diversidad micorrízica, herbáceas asociadas e intervalos de tolerancia	48
6.4. Correspondencia entre especies de hongos micorrízicos arbusculares, halófitas y localidades	51
6.5. Crecimiento y desarrollo de cultivos	57
6.6. Concentración y acumulación de cationes básicos	58
7. DISCUSIÓN	63

**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y  
BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**

---

7.1 Caracterización ecológica	63
7.2. Propiedades físicas y químicas de los suelos	64
7.3. Diversidad micorrízica, herbáceas asociadas e intervalos de tolerancia	65
7.4. Crecimiento y desarrollo de cultivos	68
7.5. Concentración y acumulación de cationes básicos	69
8. CONCLUSIONES	71
9. RECOMENDACIONES	73
10. ANEXO A	74
11. ANEXO B	75
12. REFERENCIAS	77

ÍNDICE DE CUADROS	PÁGINA
Cuadro 1. Clasificación de suelos en cuanto a salinidad y sodicidad	14
Cuadro 2. Clasificación de suelos de acuerdo al porcentaje de sólidos totales	14
Cuadro 3. Clasificación de suelos sódicos, de acuerdo con los niveles de sodio intercambiable.	15
Cuadro 4. Clasificación de suelos sódicos, de acuerdo con el contenido de sales (%) y ton/ha	15
Cuadro 5. Horizontes de diagnóstico de perfiles de suelo	33
Cuadro 6. Caracterización física y química de los suelos del Área Natural Protegida	34
Cuadro 7. Fauna silvestre bajo alguna condición de protección, de acuerdo a la NOM-059-SEMARNAT-2001 para el Área Natural Protegidas “Ejidó de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco”	37
Cuadro 8. Principales propiedades físicas de los suelos de chinampa	46
Cuadro 9. Principales propiedades químicas de los suelos de chinampa, en época de secas.	47
Cuadro 10. Principales propiedades químicas de los suelos de chinampa, en época de lluvias.	47
Cuadro 11. Estructuras micorrízicas y grado de colonización observada en plantas herbáceas que crecen en suelos salinos de chinampa en época de secas. Estatus determinado con base en Gorham (1996).	49
Cuadro 12. Especies de hongos micorrízicos arbusculares por localidad, abundancia, abundancia relativa y diversidad en época de secas.	52
Cuadro 13. Estructuras micorrízicas y grado de colonización observada en plantas herbáceas que crecen en suelos salinos de chinampa en época de lluvias. Estatus determinado con base en Gorham (1996).	53
Cuadro 14. Especies de hongos micorrízicos arbusculares por localidad, abundancia, abundancia relativa y diversidad en época de lluvias.	54
Cuadro 15. Diferencias significativas entre la concentración de ión en raíz (a) y vástago (b), para <i>B. vulgaris</i> y <i>P. oleracea</i> ( $P=0.05$ ).	58
Cuadro 16. Factor de Bioconcentración (FBC) calculado para elementos ligeros en acelga ( <i>B. vulgaris</i> ) y verdolaga ( <i>P. oleracea</i> ).	60

ÍNDICE DE FIGURAS	PÁGINA
FIGURA 1. Composición de iones salinos en el suelo y su función como promotores de microporos.	11
FIGURA 2. Transporte de las sales disueltas y asimilación de éstos en las depresiones del relieve.	12
FIGURA 3. Secuencia de las fases y respuestas inducidas en la planta por la exposición a un agente estresante.	19
FIGURA 4. Antiporte $H^+/Na^+$ que mantiene bajas las concentraciones de sodio en el citoplasma	22
FIGURA 5. Ajuste osmótico a partir de la acumulación de solutos orgánicos.	23
FIGURA 6. <i>Portulaca oleracea</i>	26
FIGURA 7. <i>Beta vulgaris</i> var, <i>cicla</i>	26
FIGURA 8. Colonización del medio terrestre por las primeras plantas	27
FIGURA 9. Clasificación de los hongos micorrízicos arbusculares	28
FIGURA 10. Mecanismos hifales que influyen en el proceso de formación y estabilización de los micro y macroagregados	30
FIGURA 11. Ubicación geográfica de la zona d estudio	31
FIGURA 12. Paraje Toltenco, Xochimilco y perfil de suelo	44
FIGURA 13. Paraje Tezhuiloc, Xochimilco	44
FIGURA 14. Perfil de suelo y paraje Tlucuilli, Xochimilco	45
FIGURA 15. Paraje Distrito de Riego y perfil de suelo.	45
FIGURA 16. <i>Chenopodium macrospermum</i> spp <i>halofilu</i> Hook	48
FIGURA 17. <i>Heliotropium curassavicum</i> L	48
FIGURA 18. <i>Suaeda torreyana</i> Watson	48
FIGURA 19. <i>Distichlis spicata</i> L.	48
FIGURA 20. <i>Portulaca oleracea</i> (verdolaga) en etapa de corte.	57
FIGURA 21. <i>Beta vulgaris</i> var, <i>cicla</i> .	57
FIGURA 22. Siembra de verdolaga en chapin, en San Gregorio Atlapulco	68
FIGURA 23. Hifa (H) en células corticales de <i>B. vulgaris</i> var. <i>cicla</i> a CE de $12 \text{ dS m}^{-1}$	69
FIGURA 24. Hifa (H) y haustorio (Ha) en células corticales de <i>P. oleracea</i> en etapa de plántula a CE de $12 \text{ dS m}^{-1}$ .	69



FIGURA 25. <i>Hordeum jubatum</i> L	74
FIGURA 26. <i>Ambrosia psilostachya</i> . D.C.	74
FIGURA 27. <i>Pennisetum clandestinum</i> Hochst es Chiov	74
FIGURA 28. <i>Chenopodium álbum</i> L	74
FIGURA 29. <i>Solanum rostratum</i> Dunal	74
FIGURA 30. <i>Glomus aff. tenebrosum</i> (Thoxter) Berch	75
FIGURA 31. <i>Glomus claroideum</i> Schenk & Smith	75
FIGURA 32. <i>Glomus geosporum</i> (Nicol & Gerd) Walker	75
FIGURA 33. <i>Glomus mosseae</i> Nicolson & Gerdeman	75
FIGURA 34. <i>Glomus etunicatum</i>	75
FIGURA 35. <i>Glomus tortuosum</i> Schenk & Smith	75
FIGURA 36. <i>Acaulospora mellea</i> Spain & Schenk	76
FIGURA 37. <i>Acaulospora morrowae</i> Spain & Schenk	76
FIGURA 38. <i>Acaulospora scrobiculata</i> Trape	76
FIGURA 39 <i>Archaeospora leptoticha</i>	76
FIGURA 40. <i>Sclerocystis</i> sp.	76

ÍNDICE DE GRÁFICAS	PÁGINA
GRÁFICA 1. Correspondencia entre especies de HMA y localidades en época de secas en la zona chinampera de Xochimilco.	51
GRÁFICA 2. Correspondencia entre especies de HMA y herbáceas en época de secas en la zona chinampera de Xochimilco.	55
GRÁFICA 3. Correspondencia entre especies de HMA y herbáceas en época de lluvias en la zona chinampera de Xochimilco.	56
GRÁFICA 4. Concentración total de iones extractables cuantificados en <i>P. oleracea</i> y <i>B. vulgaris</i> var. <i>cicla</i>	59
GRÁFICA 5. Bioacumulación de Na <sup>+</sup> en <i>P. oleracea</i> en diferentes tratamientos.	61
GRÁFICA 6. Bioacumulación de k <sup>+</sup> en <i>P. oleracea</i> en diferentes tratamientos.	61
GRÁFICA 7. Bioacumulación de Mg <sup>2+</sup> en <i>P. oleracea</i> en diferentes tratamientos	61
GRÁFICA 8. Bioacumulación de Ca <sup>2+</sup> en <i>P. oleracea</i> en diferentes tratamientos.	61
GRÁFICA 9. Bioacumulación de Na <sup>+</sup> en <i>B. vulgaris</i> en diferentes tratamientos.	62
GRÁFICA 10. Bioacumulación de K <sup>+</sup> en <i>B. vulgaris</i> en diferentes tratamientos.	62
GRÁFICA 11. Bioacumulación de Mg <sup>2+</sup> en <i>B. vulgaris</i> en diferentes tratamientos	62
GRÁFICA 12. Bioacumulación de Ca <sup>2+</sup> en <i>B. vulgaris</i> en diferentes tratamientos.	62

## RESUMEN

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) reducen los efectos de estrés asociados al suelo como: alta salinidad, deficiencias de nutrientes y agua, pH altos (Entry *et al.*, 2002), contaminados (Enkhtuya *et al.*, 2002), semiáridos degradados (Caravaca *et al.*, 2003) y alta humedad (Escudero y Mendoza, 2005). La simbiosis micorrízica por lo tanto es una estrategia que tienen las plantas para sobrevivir en estas condiciones y representa una estrategia potencial muy valiosa para el diseño de proyectos de restauración de ambientes degradados por estas causas. La riqueza de especies de HMA contribuye al mantenimiento de la diversidad de la comunidad vegetal y de la estabilidad del ecosistema (Van der Heijden *et al.*, 1998 a,b; Dodd *et al.*, 2002; Renker *et al.*, 2004) y son también fundamentales en el establecimiento y supervivencia de plantas en un amplio intervalo de hábitats (Enkhtuya *et al.*, 2003). Por ello, el objetivo del presente estudio fue el de contribuir al conocimiento de las asociaciones plantas-micorrizas presentes en suelos salinos de chinampa y determinar que *Portulaca oleracea* y *Beta vulgaris* var. *cicla* utilizan la asociación micorrízica arbuscular como una estrategia para tolerar este estrés y bioacumular sales en suelos cuya conductividad eléctrica es de 12 dS m<sup>-1</sup> o superior.

Se encontró que los procesos de producción en la chinampa, constitución geomorfológica del suelo, fluctuación del nivel freático, diversificación de las actividades productivas, tipo de cultivo, periodicidad y cambio de uso de suelo, son factores directamente relacionados con la salinización y la estacionalidad de los procesos que determinan la diversidad botánica y micorrízica en Xochimilco.

Así mismo, dentro de los HMA, la familia Glomeraceae está mejor representada en suelos cuya perturbación se debe a la salinidad y las frecuencias de especies son más numerosas en la rizósfera de las 14 herbáceas estudiadas establecidas en estos sitios. También, se observó que *Ch. macrospermum* spp. *Halophylu*, *Heliotropium curassavicum*, *Suaeda torreyana* y *Distichlis spicata*, toleran CE es de hasta 30 dSm<sup>-1</sup> y *Pennisetum clandestinum*, *Hordeum jubatum*, *Cynodon dactylon*, *Urtica dioica* asociadas a especies de HMA del género *Glomus*, pueden emplearse a través de un gradiente salino como parte de una alternativa potencial para restaurar sitios contaminados por salinidad.

Por otra parte, se observó que *B. vulgaris* var. *cicla* y *P. oleracea* son tolerantes a condiciones salinas mayores a 3 dSm<sup>-1</sup>, ya sea previo a la germinación o a partir de fase de plántula y cuya estrategia adaptativa atribuible es la relación mutualista con HMA del género *Glomus*. Este mutualismo le confiere a *P. oleracea*, no solo la capacidad para tolerar altas concentraciones salinas, sino además la capacidad para bioacumular concentraciones elevadas de Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup> y Mg<sup>2+</sup>. Esta característica de *P. oleracea* para hiperacumular sales, le atribuye gran importancia, ya que puede ser utilizada para fines de fitoextracción salina y recuperación ecológica de suelos perturbados con este contaminante. *B. vulgaris* también acumula sales y puede también emplearse para fines de fitoextracción, sin embargo no queda clasificada como hiperacumuladora con base en Zayed, *et al.*, (1999).

## 1. INTRODUCCIÓN

La biorremediación de suelos salinos en México, es una técnica pocas veces utilizada en los procesos de restauración ecológica como parte de las técnicas empleadas en la reactivación de tierras ociosas y recuperación nutrimental de parcelas salitrosas, sin embargo la presión económica que se ejerce sobre las parcelas de producción es extrema, por lo que se tiende a adoptar técnicas más rápidas, costosas y que a corto y largo plazo llegan a ser perjudiciales para la microbiota del suelo (Nuñez *et al.*, 2004)

En Xochimilco el problema de la salinidad es preocupante, ya que solo el 16.75 % de la superficie que ocupa el Área Natural Protegida, se encuentra en aptitud productiva, 41.02 % en aptitud productiva con riesgos de salinidad, 18.21 % sin aptitud por salinidad, 1.23 % de aptitud alta con riesgos por sodicidad y 22.79 sin aptitud por salinidad y sodicidad (INECOL, 2001), ello significa que es ineludible llevar a cabo acciones que lleven al rescate de la actividad productiva de la zona.

La zona chinampera de Xochimilco enfrenta un serio problema de deterioro ambiental por contaminación química y biológica, sin embargo, tres actividades económicas (Turismo, Ganadería y Agricultura), coexisten en el área y es la actividad agrícola la que tradicionalmente ha sido centro de atención y le ha permitido al área, el reconocimiento por la UNESCO de Patrimonio Mundial Cultural y Natural. Esta actividad económica se ha visto seriamente afectada al degradarse el suelo por la salinidad, problema que día con día se incrementa e impacta negativamente a este recurso natural, de este modo se corre el riesgo de convertirse en un área improductiva y se pierda con ello su biodiversidad (INECOL, *op. cit.*). Con base en lo anterior, es ineludible generar conocimiento que permita detener el proceso de degradación y mejor aún, recuperar las zonas afectadas y en lo posible restaurarlas ecológicamente, por ello en la presente investigación se busca definir el intervalo de tolerancia a la salinidad de una lista de especies vegetales y hongos micorrízicos arbusculares asociados, que se desarrollan a lo largo de un gradiente de concentración con el fin de emplearlas en la biorremediación del área según su grado de afectación, lograr la reactivación de la producción agrícola y conservar del paisaje chinampero.

### 1.1. ORÍGEN Y NATURALEZA DE LOS AMBIENTES SALINOS

Los ambientes salinos del planeta se caracterizan por una elevada concentración de sales solubles. Estos ambientes pueden ser acuáticos, como los océanos y lagos salados, o bien terrestres, tanto en áreas húmedas como áridas, costeras o continentales (Aguilera, 1989). La salinidad en áreas alejadas del mar, en el interior del continente, se hace más frecuente bajo condiciones áridas y semiáridas. Sin embargo, en regiones húmedas se forman áreas salinas debido a deposiciones de sales fósiles o a la proximidad de manantiales salinos (Aguilera, *op. cit.*). En las tierras áridas y semiáridas la principal característica es la elevada evapotranspiración asociada a la escasez e irregularidad de las lluvias. Cuanto más grande sea la razón entre evaporación y precipitación, tanto más favorable se hacen las condiciones para la salinización del suelo (Willadino y Camara, 2004).

#### Origen de los ambientes salinos

Las principales fuentes naturales de salinidad son de origen marino y litogénico. Sin embargo, para fines del presente estudio, a continuación se comentará la contribución a la salinidad por origen litogénico y antropogénico (Richards, 1954).

#### Origen litogénico

La corteza terrestre está formada por rocas que constituyen la litósfera y que sufren la acción de la meteorización, liberando productos que van a formar los suelos o los sedimentos en el fondo de ríos y otras masas de agua. Las rocas se componen de minerales primarios de los grupos: cuarzo, feldspatos, micas, anfíboles, piroxenos y olivinos o de minerales secundarios como: dolomita, calcita, entre otros.

También se encuentran fosfatos, sulfatos, sales alcalinas y alcalino-térreas, además de fósiles de carbono y deposiciones de elementos individuales como el azufre (Larcher, 1995).

La mayoría de las rocas se formaron bajo condiciones de temperatura y presión elevadas y sus constituyentes son termodinámicamente inestables en condiciones atmosféricas. Por tanto, los factores ambientales promueven y regulan la meteorización de las rocas y la formación de los suelos, en tanto que el agua es el componente climático más importante en este proceso.

### Intemperismo físico

Desintegración

Roca  $\longrightarrow$  gravas, arena, limo e incremento del área de superficie expuesta.

El agua actúa como reactivo, solvente y medio de transporte de los productos de la meteorización, por lo que existe todo un proceso de intercambio entre litosfera e hidrosfera. El régimen de lluvia de una región controla la acción mecánica del agua sobre el sustrato rocoso y realiza la disolución de los minerales primarios para formar tanto minerales secundarios, como electrólitos e iones libres.

### Intemperismo químico

Descomposición

Productos de la desintegración  $\longrightarrow$  Constituyentes solubles **1** + Minerales secundarios **2**

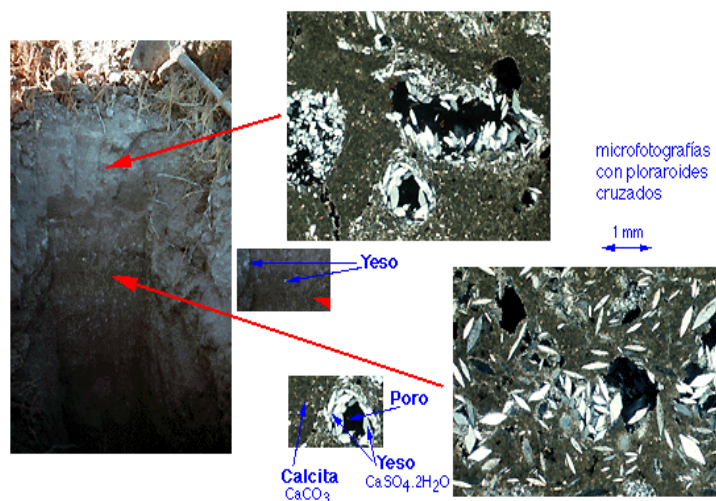
**1**  $\text{CO}_3^{2-}$ ,  $\text{HCO}_3^-$ ,  $\text{Cl}^-$  y  $\text{SO}_4^{2-}$  de  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{Na}^+$  y  $\text{K}^+$ ; también se incluye  $\text{Si}(\text{OH})_4$

**2** Arcillas, Hidróxidos de Fe, Al y Si, Carbonatos, Sulfatos, Nitratos, Fosfatos, Boratos, etc.

El dióxido de carbono ( $\text{CO}_2$ ) y el oxígeno ( $\text{O}_2$ ) también ejercen un papel importante en la meteorización. La descomposición elemental de las rocas y la solubilidad de los elementos mantienen una estrecha relación con la naturaleza de las sales que son liberadas por la meteorización. Los elementos minerales que se encuentran en concentraciones más elevadas en la litosfera son, en orden decreciente: silicio, aluminio, sodio, hierro, calcio, magnesio, potasio y fósforo (Larcher, 1995). Las sales de sodio y magnesio son las más abundantes en los suelos salinos, sobre todo en forma de cloruros y sulfatos. Por su muy alta solubilidad, el cloro se encuentra en las rocas en concentraciones muy bajas que en promedio representan 0.04%., por otro lado el sulfato puede llegar al 0.27% en rocas sedimentarias como las calizas (Waisel, 1992)

La erosión de las rocas también puede liberar carbonatos de calcio y magnesio. Estos cationes divalentes pueden ejercer un importante control de la salinización del suelo. Este efecto se da en parte, porque estos cationes son atraídos hacia la superficie de las arcillas por una fuerza que es el doble de la que atrae a los cationes monovalentes como el  $\text{Na}^+$ . Con esto, la fuerza de repulsión entre las superficies cargadas negativamente disminuye y se forman agregados que mejoran la porosidad y consecuentemente la permeabilidad del suelo, estos microporos y macroporos se componen de una matriz de yeso o calcita como lo muestra la figura 1 (Willadino y Camara, 2003).

Figura 1. Composición de iones salinos en el suelo y su función como promotores de microporos. ([Waterquality.montana.edu/docs/methane/basics\\_highlight.shtml](http://Waterquality.montana.edu/docs/methane/basics_highlight.shtml), 2008)



A pesar de la importancia de las rocas en la formación del suelo, su papel en la salinización de ellos solo adquiere dimensiones relevantes en zonas áridas y semiáridas. Esto se debe a la elevada proporción de evaporación/precipitación, lo que hace que el agua de la superficie se evapore dejando las sales depositadas en el suelo como lo muestra la figura. 2, en donde la elevación del agua subterránea hacia la superficie contribuye al aporte de sal en los horizontes más superficiales del perfil del suelo, por lo que las tierras bajas y las depresiones son las más afectadas por este tipo de salinización.

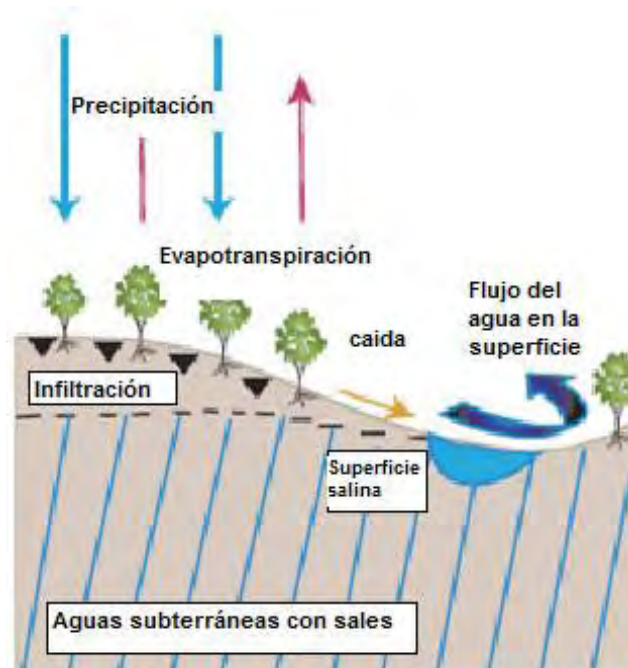


Figura 2. Transporte y acumulación de éstas en las depresiones del relieve (Marcar y Crawford, 2007)

### Origen antropogénico

Historiadores han presentado evidencias del declive de las civilizaciones en América del Norte y del Sur, relacionado con la salinización de tierras irrigadas, en la costa de Perú y en la región del Río Salado, en Arizona, Estados Unidos (Richards, 1954). Aunque la salinización del suelo es un proceso lento, la agricultura irrigada no puede perpetuarse sin un adecuado equilibrio del aporte de sal y un eficiente sistema de drenaje. La aparente lentitud de la salinización de las tierras irrigadas adquiere dimensiones dramáticas debido a la necesidad de aumentar la producción de alimento y de otros materiales de origen vegetal, para atender a la demanda que surgió con el rápido incremento de la población mundial.

Las tierras cultivables representan el 53% de la superficie continental, mientras que el área cultivada alcanza el 12% (Tanji, 1990). Se calcula que el 23% de las tierras cultivadas se encuentran salinizadas y que los suelos salinos y sódicos cubren aproximadamente el 10% de las tierras cultivables y se distribuyen en más de 100 países (Szabolcs, 1989).

Como se mencionó anteriormente, la salinización de las tierras agrícolas es un problema grave, y México no es la excepción, ya que el 25% de los suelos productivos, se encuentran salinizados, particularmente en Xochimilco, alrededor del 85% de las tierras se encuentran improductivas, cabe señalar que la salinidad y sodicidad son el principal factor de improductividad en el 49% del suelo inactivo (INECOL, 2001).

Es importante señalar que los problemas de salinidad y sodicidad obedecen a dos tipos de factores: 1) **Naturales**, por el continuo arrastre de materiales desde las partes altas, drenaje deficiente de la microcuenca y una elevada evapotranspiración que ocasiona, durante la época de estiaje, el ascenso de las sales a la superficie del suelo y 2) **Antrópicos**, debido a la mala calidad del agua de los canales que es empleada para el riego, así como la obstrucción y secado de canales y apantles (DGCORENADER, 2006).

La actividad agrícola es uno de los aspectos más relevantes de la zona lacustre, se desarrolla en sistemas de agricultura de temporal, de riego, invernaderos y de producción tradicional en chinampas, la cual utiliza racionalmente recursos como agua, suelo, energía solar, la flora y la fauna (Medina, 2005). En términos económicos, las hortalizas y las flores son los productos más importantes; las hortalizas se producen principalmente en San Gregorio Atlapulco, las flores en San Luís Tlaxialtemalco, y el maíz en Xochimilco (Martínez y Martínez, 2005).

Por otra parte, existe la tendencia hacia un cambio en las técnicas utilizadas. Ante el deterioro ambiental y la búsqueda de cultivos de mayor rentabilidad, se ha cambiado la producción tradicional en chinampas por producción tecnificada en invernadero, lo cual se observa más frecuentemente en San Luís Tlaxialtemalco. Sin embargo, aún cuando generan mayores ingresos, los cultivos intensivos en invernaderos se han constituido en fuentes contaminantes por el uso de agroquímicos y se han extendido actividades como el uso de energía eléctrica, agua potable para riego, depósito de residuos tóxicos y el cierre de canales y zanjas (DGCORENADER, 2006).

Una respuesta a esta situación ha sido rellenar los canales y convertir las chinampas en pastizales para el ganado bovino, una práctica que si bien permite generar ingresos, también destruye la gran diversidad biológica y la legendaria productividad potencial de las chinampas. El pastoreo dentro del área se presenta principalmente en la zona noroeste debido a su cercanía con la cuenca lechera, con efectos negativos sobre la vegetación natural. La quema inducida en los meses de estiaje es una práctica habitual en la zona que, cuando queda fuera de control, afecta de manera negativa el componente biológico de la zona (DGCORENADER, *op. cit.*)

Las zonas productivas del Área Natural Protegida tienen además una fuerte presión hacia la urbanización, propiciada por la especulación inmobiliaria y la expansión de la mancha urbana por parte de los mismos pobladores de Xochimilco. Muchos de ellos ya no se dedican a la producción agrícola y venden o construyen viviendas en sus terrenos; a todo esto se suma la presencia de invasores (DGCORENADER, 2006).

## **1.2. EVALUACIÓN DE LA SALINIDAD**

Es importante señalar que para conocer la concentración salina en suelos afectados, se debe realizar una evaluación de sus parámetros. La salinidad se refiere a la concentración, por unidad de peso o volumen, de sales minerales presentes en la solución del suelo o en el agua; por tanto, los criterios establecidos para evaluar el nivel de salinidad se basan tanto en la cantidad como en la calidad de las sales presentes. La salinidad total de una solución puede medirse como el porcentaje de las sales que la componen o bien la medición gravimétrica del total de sólidos disueltos (TDS) en  $\text{mg L}^{-1}$  (Tanji, 1990).

También puede determinarse por su osmolalidad, que traduce la cantidad de todas las partículas osmóticamente activas. La salinidad, tanto del suelo como del agua, se puede evaluar por la medida de su Conductividad Eléctrica (CE), ya que esta medida está directamente relacionada con la concentración de sales solubles. La relación entre la CE y el porcentaje de sales en solución (Ps) es dada por la siguiente ecuación: (Richards, 1954).

$$\mathbf{Ps = 0.64 \times CE}$$

Para los suelos, se estableció que la CE se mide en solución extraída de una pasta saturada de este suelo y se acordó llamarle conductividad eléctrica del extracto saturado (CEe). La conductividad eléctrica puede expresarse en miliMhos por centímetro ( $\text{mMhos cm}^{-1}$ ), sus múltiplos y submúltiplos. Sin embargo, hoy en día la unidad más empleada es el decisiemens por metro ( $\text{dS m}^{-1}$ ), que equivale, en valor absoluto al  $\text{mMhos cm}^{-1}$ .

**Clasificación de los suelos con base a su salinidad**

Se han hecho varias clasificaciones de los suelos que presentan problemas de salinidad o sodicidad o ambos (Cuadros 1 a 4). Las partículas coloidales del suelo absorben y retienen cationes en su superficie. Estos cationes se pueden intercambiar por otros presentes en la solución del suelo. Al conjunto de coloides que retienen los cationes se denomina complejo de cambio y cada suelo presenta una capacidad de cambio catiónico. La proporción de los cationes en el complejo de cambio está directamente relacionada con su concentración en la solución del suelo. La sodicidad de un suelo viene dada por el porcentaje de Na<sup>+</sup> cambiante PSC, o (ESP, Exchange sodium percent). El PSC de un suelo puede ser estimado a partir de la razón de adsorción de sodio, denominada RAS o (SAR sodium adsorption rate), por lo que:

$$\text{PSC} = 1.475 \text{ RAS} / (1 + 0.0147 \text{ RAS})$$

La RAS representa la razón entre el porcentaje de Na<sup>+</sup> y los Ca<sup>2+</sup> y Mg<sup>2+</sup> adsorbidos, por lo que se calcula de la siguiente manera.

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

[Los valores de Na, Ca y Mg en meq L<sup>-1</sup> (donde 1 meq L<sup>-1</sup> = 1 cmol<sub>c</sub> dm<sup>-3</sup>)]

Los suelos que, además de un alto PSC, presentan elevado contenido de sales solubles son clasificados como suelos salino-sódicos. De acuerdo a Scofield (1942) un suelo es salino cuando la conductividad eléctrica es de 4.0 mMhos cm<sup>-1</sup> (4.0 dS m<sup>-1</sup>), o superior. Tanto los suelos salinos como los salino-sódicos presentan pH inferior a 8.5 (Cuadro 1), así mismo el contenido de sólido (cuadro 2), porcentaje de sodio intercambiable (PSI) (cuadro 3) y el porcentaje de sales (cuadro 4) también determinan el grado de salinidad.

Cuadro 1. Clasificación de suelo en cuanto a la salinidad y sodicidad.

Suelo	CEe (dS m <sup>-1</sup> )	RAS (%)	pH
Normal	< 4	< 15	< 8.5
Salino	> o = 4	> 15	< 8.5
Sódico	< 4	> 15	> o = 10.0
Salino-Sódico	>o = 4	< 15	< 8.5

Cuadro 2. Clasificación de suelos de acuerdo al porcentaje de sólidos totales.

Salinidad	Contenido de sólidos (%)
Baja	0.1 – 0.4
Media	0.4 – 0.6
Media alta	0.6 – 0.8
Alta	0.8 – 1.0



**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**

Cuadro 3. Clasificación de los suelos sódicos de acuerdo a los niveles de sodio intercambiable.

<b>Suelo sódico</b>	<b>PSI</b>
No sódico	< 5.0
Débilmente sódico	5.0 - 10.0
Medianamente sódico	10.0 – 15.0
Fuertemente sódico	15.0 – 20.0

Cuadro 4. Clasificación de los suelos de acuerdo con el contenido de sales (%) y ton / ha.

<b>Suelo</b>	<b>% (p/p)</b>	<b>ton/ha</b>
No salino	< 0.3	> 45.0
Débilmente salino	0.3 – 0.5	45.0 – 75.0
Medianamente salino	0.5 – 0.7	75 – 105
Fuertemente salino	0.7 – 1.0	105 – 150.0
Solonchaks	>1.0	> 150.0

### 1.3.EFECTOS DE LA SALINIDAD SOBRE EL SUELO

#### **Conductividad hidráulica del suelo**

Los agregados de un suelo forman la estructura y se constituyen a partir de la interacción entre las partículas (arena, limo y arcilla) del suelo. La agregación de estas partículas asegura la formación de poros de mayor o menor diámetro por donde fluyen el agua y el aire. La expansión y dispersión de las arcillas son fenómenos físicos que promueven la desagregación de las partículas y comprometen la permeabilidad del suelo, o su conductividad hidráulica.

La dispersión de las arcillas ocurre cuando las fuerzas de repulsión (-) resultantes de la interacción electrostática que se produce entre sistemas de cargas de mismo signo (-) superan a las fuerzas de Van der Waals (de atracción), que son producto de la asimetría de la distribución de cargas de las partículas. Las fuerzas de repulsión aumentan con la reducción de la concentración de los electrólitos y disminuyen con el aumento en la proporción de cationes monovalentes en los puntos de cambio del suelo. Así, altos niveles de Na<sup>+</sup> pueden inducir la dispersión individualizada de las arcillas y provocar el taponamiento de los poros del suelo, en mayor o menor grado. La expansión o hinchamiento de las arcillas y otras partículas del suelo, resulta del aumento en el grosor de la capa de agua asociada a estas partículas. Este incremento en la capa de agua separa las partículas entre sí y aumenta el volumen de los agregados, disminuyendo el diámetro de los poros y por lo tanto las tasas de infiltración.

#### **Tasa de infiltración**

La tasa de infiltración se refiere al volumen de agua que fluye a través del perfil del suelo por unidad de área. Si el aporte de agua a la superficie es inferior a la capacidad de infiltración del suelo, el agua se infiltra rápidamente y el proceso es regulado por la tasa de aporte de agua. Sin embargo, si el aporte de agua es mayor que la capacidad de infiltración del suelo, ésta regulará el proceso de infiltración. La disminución en la capacidad de infiltración de la superficie puede deberse a la reducción en el gradiente de succión matricial. A medida que el agua se infiltra el gradiente de succión disminuye (Shaimberg y Singer, 1990). La tasa de infiltración también se decrece cuando la estructura del suelo se deteriora, lo que puede deberse a la acción mecánica de las gotas de agua sobre los agregados de la superficie del suelo, o bien a la dispersión fisicoquímica de varios minerales de arcilla por la presencia de sodio en el suelo (Waisel, 1972).

## 1.4.EFECTOS DE LA SALINIDAD SOBRE LAS PLANTAS

Si bien la salinidad es un factor negativo que impacta de manera importante al suelo, las plantas que se establecen sobre su superficie y cuyas raíces perforan los distintos horizontes son afectadas por las altas concentraciones de sales, principalmente en la capa arable (0-25 cm.). En general el estrés salino restringe el crecimiento de las plantas. Niveles excesivamente elevados de salinidad causan la necrosis de células del sistema radical y de la parte aérea. Los efectos de la sal sobre las plantas son consecuencia de factores osmóticos e iónicos. La componente osmótica resulta de las elevadas concentraciones de sales disueltas en la solución del suelo que reducen el potencial osmótico de esta solución disminuyendo, consecuentemente, la disponibilidad de agua para la planta.

Por otro lado el efecto iónico se refiere a los iones absorbidos por la planta. Elevadas concentraciones de iones específicos pueden provocar desequilibrio en la nutrición mineral y/o efectos tóxicos en el metabolismo (Willadino y Camara, 2003), dicha alteración, disminuye la concentración de potasio y la actividad del calcio en la solución del suelo, contribuyendo al desplazamiento de calcio en el plasmalema de las células de la raíz (Gupta, 2005)

### Efectos osmóticos

Elevadas concentraciones salinas en el medio ambiente reducen el potencial osmótico de la solución del suelo y, consecuentemente, el potencial hídrico del suelo. Para que ocurra la absorción de agua, la planta debe presentar un potencial hídrico inferior al del suelo (Batanouny, 1996). La capacidad de la planta de reducir su potencial hídrico es fundamental para su adaptación a ambientes salinos. La reducción del potencial hídrico, o ajuste osmótico, ocurre tanto en halófitas como en glicófitas. Las halófitas realizan el ajuste osmótico, utilizando principalmente las sales absorbidas del medio ambiente, mientras que las glicófitas tienden a sintetizar solutos orgánicos para realizar su osmorregulación (Gorham, 1996).

### Efectos específicos de los iones

En ambientes salinos con elevada concentración de  $\text{Na}^+$ , es frecuente la deficiencia en las plantas de elementos como potasio, calcio, magnesio, fósforo o bien nitrato (Läuchli y Epstein, 1990). La reducción del contenido de  $\text{K}^+$  en los tejidos debido al incremento de la salinidad en el medio es uno de los efectos más frecuentes. En muchas especies vegetales la absorción selectiva de  $\text{K}^+$ , asociada a la extracción de  $\text{Na}^+$  es un mecanismo de tolerancia a la salinidad (Gupta, 2005).

Elevadas concentraciones de  $\text{Na}^+$  en el medio producen alteraciones en la absorción y en el metabolismo del  $\text{Ca}^{2+}$ . La reducción del calcio ligado a la membrana afecta la permeabilidad de la misma (Rengel, 1992). Se sabe con seguridad que elevadas concentraciones de calcio en el medio externo reducen los efectos deletéreos inducidos por el  $\text{Na}^+$ , sobre todo a consecuencia del mantenimiento de la selectividad iónica, favoreciendo la absorción de  $\text{K}^+$  en detrimento del  $\text{Na}^+$  (Levitt, 1980).

Los efectos del incremento de la salinidad también se observan en la pared celular con la disminución de su elasticidad (Neuman *et al.*, 1994). Es probable que este hecho sea consecuencia del reemplazamiento del  $\text{Ca}^{2+}$  por el  $\text{Na}^+$  en la pared celular (Orcutt y Nilsen, 2000). Cabe destacar que varias enzimas, involucradas en rutas metabólicas como la fotosíntesis y la respiración, entre otras, son inhibidas por elevadas concentraciones de sal.

## 1.5.DISTRIBUCIÓN VEGETAL EN GRADIENTES AMBIENTALES

La distribución de las especies vegetales está fuertemente influenciada por las interacciones entre las plantas y su ambiente físico, ello significa que en cualquier ecosistema van a existir razones por las cuales pocas especies puedan colonizar solo algunos ecosistemas, incluso puede reducirse a nivel de microhábitats, sin embargo, *¿cuáles son los elementos que condicionan la colonización de una u otra especie vegetal en un ecosistema determinado?*

Se sabe que muchas especies están ausentes en una comunidad de plantas por razones históricas, esto es, que se han desarrollado y evolucionado en otras regiones y simplemente, nunca han llegado al área de estudio. Sin embargo, de todas las especies que en algún momento entraron en contacto con el lugar geográfico observado, salvando lo que Lambers en 1998 denominó **filtro histórico**, muchas de esas especies carecían de los caracteres fisiológicos apropiados para crecer, sobrevivir y reproducirse en ese ambiente físico; es decir no pasaron el **filtro fisiológico**. Finalmente, las interacciones bióticas (competencia por los recursos, fenómenos alelopáticos, patógenos y depredadores) constituyen un filtro adicional conocido como **filtro biótico**, capaz de eliminar muchas especies que llegaron y que tenían los caracteres apropiados para sobrevivir al ambiente (Reigosa y Pedrol, 2004). Debido a las interacciones de los tres “filtros” de vegetación, las especies presentes en un determinado lugar son, sencillamente, aquellas que llegaron y sobrevivieron.

### Gradientes ambientales

Se pueden distinguir tres tipos de gradientes ambientales dependiendo del parámetro ambiental que varíe y que a menudo estén influyendo sinérgicamente en la distribución de especies que se observan en campo (Reigosa *et al.*, 2004).

- **Gradientes indirectos**, donde la variable ambiental no tiene una influencia fisiológica directa sobre el crecimiento de la planta (p. ej. altitud o proximidad al mar).
- **Gradientes directos**, donde la variable tiene una influencia fisiológica directa sobre el crecimiento (p.ej. salinidad, temperatura o pH) pero que no es un recurso consumido por las plantas.
- **Gradientes de recursos**, donde la variable ambiental (p.ej. nitrógeno, disponibilidad hídrica) es un recurso esencial para el crecimiento de la planta.

De esta manera, la respuesta fisiológica de las especies a estos gradientes, no puede ser comprendida bajo estudios experimentales rigurosos que se alejen de la realidad de campo.

### Aclimatación y Adaptación

Hogan, en 1996, propuso cuatro hipótesis alternativas que pueden explicar que una especie tenga una amplia distribución:

- a) La especie puede aparecer en diferentes microambientes de todo su rango ecológico o geográfico, pero el ambiente físico al que está expuesta la especie es similar en cada localidad, es decir, está especializada para sobrevivir a unas condiciones ambientales muy concretas. Puede tratarse de una especie tolerante, o con capacidad de sobrevivir y reproducirse bajo un determinado rango de condiciones físicas, aún en ausencia de plasticidad o de respuestas que tengan una base genética. Puede ser un síntoma de plasticidad fenotípica, esto es, que tenga la capacidad de variar su morfología y fisiología para acomodarse o aclimatarse a un rango de condiciones ambientales. Así, un genotipo dado puede estar ampliamente distribuido, siendo la diferenciación genética entre las poblaciones baja. Por último, lo que parece un amplio óptimo ecológico puede estar enmascarando una *diferenciación ecotípica*.
- b) Una especie puede estar genéticamente diferenciada en poblaciones localmente adaptadas o *ecotipos*, de acuerdo con la variación de las condiciones ambientales.
- c) Cualquiera que sea el mecanismo subyacente, la diversidad fenotípica observada en las plantas es producto de una intensa **selección natural**. La selección natural es uno de los motores del cambio evolutivo como lo refirió Pianka en 1983: así la selección natural “*ha hecho que las plantas adquieran los caracteres que las hacen aptas para sobrevivir en ambientes muy dispares*”. En este sentido, el concepto **adecuación o aptitud darwiniana** se refiere al número de descendientes que deja un individuo promedio, en una población para las siguientes generaciones.

Frente a este concepto, **aclimatación** se refiere al conjunto de modificaciones morfológicas y fisiológicas transitorias, no heredables, que se producen por exposición a un cambio en el medio y que también resultan positivas para la supervivencia.

- d) Aunque los cambios en el fenotipo inducidos por fluctuaciones ambientales no se transmiten a la siguiente generación, la capacidad de aclimatarse o plasticidad fenotípica sí se hereda. Genéticamente, la plasticidad parece deberse tanto a las diferentes expresiones alélicas en los distintos ambientes como a cambios en las interacciones entre loci. Desde el punto de vista ecofisiológico, la plasticidad supone un costo energético para la planta: el mantener la maquinaria genética y celular necesaria para ser plástica.

## 1.6. EL ESTRÉS EN LAS PLANTAS

Existen numerosos factores que, dependiendo de su intensidad y duración, pueden estar reduciendo la vitalidad de las plantas, pero también llegar a dañarlas e incluso causarles la muerte; lo que en algún momento Levitt en 1980 propusiera como factores bióticos y factores abióticos, hoy día se considera de forma especial el estrés debido a la actividad humana (factores antropogénicos), principal causa de la degradación del medio ambiente y de los recursos naturales.

### Concepto de estrés

Hacia 1936, Janos Selye propuso el concepto del “estrés” bajo dos premisas: “Todos los agentes ambientales pueden actuar como estresantes, produciendo estrés y una acción específica”, “Por lo que existen respuestas específicas a un determinado agente estresante y respuestas generales no específicas”. Por su parte Levitt (1980) definió estrés como “cualquier factor ambiental potencialmente desfavorable para los organismos vivos”, y Grime (1989) como “las restricciones externas que limitan las tasas de adquisición de recursos, el crecimiento o la reproducción de los organismos. Por su parte Crawford (1990) lo define como el “efecto del agente estresante sobre la eficacia biológica de un organismo o población, (Reigosa y Pedrol, 2004).

Actualmente con el fin de globalizar un solo concepto del estrés en las plantas se ha considerado un doble objetivo: (i) diferenciar mejor entre “funcionalidad” normal de las plantas a las pequeñas fluctuaciones ambientales y las respuestas al estrés y (ii) establecer una distinción clara entre el factor estresante (la señal externa) y la respuesta al estrés (los efectos y restricciones inducidos por el estrés en la propia planta).

Larcher (1987) citado por Reigosa y Pedrol 2004 define el estrés en las plantas como “Un estado en el cual las crecientes demandas a las que es sometida la planta conducen a una desestabilización inicial de las funciones, seguida de un estado de normalización y una mejora de la resistencia”, además “Si se exceden los límites de la tolerancia y se sobrepasa la capacidad de aclimatación, el resultado puede ser un daño permanente o incluso la muerte”, a este concepto (Lichtenthaler 1996; Reigosa y Pedrol, 2004) incluye “es posible la regeneración de la planta cuando ya ha cesado el agente estresante” (Reigosa y Pedrol, 2004).

### Dinámica del estrés

En los ecosistemas donde las plantas se encuentran expuestas a cualquier agente estresante, inicialmente se hallan en un *estado fisiológico estándar*, sujetas a fluctuaciones normales dentro de un óptimo entre los límites condicionantes de crecimiento, luz, agua y aporte nutrimentales en el lugar donde viven, sin embargo conforme sea la magnitud del agente estresante en función de la escasez de los recursos antes señalados y para fines de estudio, pueden señalarse dos tipos: eu-estrés y dis-estrés, mientras que el primero tiene un carácter “activador” positivo, el segundo se trata de un estrés severo que causa daño (Lichtenthaler, 1996).

## Eu-estrés y Dis-estrés

Eu-estrés es un estrés suave y estimulante, que activa el metabolismo celular e incrementa la actividad fisiológica de la planta. Es un elemento positivo y una fuerza impulsora del crecimiento vegetal (Lichtenthaler, 1996).

Dis-estrés es cualquier condición desfavorable sea de alta intensidad o de alta duración que afecta negativamente al metabolismo vegetal, al crecimiento y al desarrollo. El dis-estrés sobrecarga los mecanismos que permiten hacer frente al estrés y los mecanismos de resistencia de los vegetales, causando daño y, eventualmente, la muerte. Hay que destacar que la transición entre eu-estrés y dis-estrés es fluida. La posición relativa del umbral de tolerancia depende no solo de la especie, sino también del tipo de agente estresante aplicado y de la predisposición de la planta, esto es, de la condición de crecimiento y la vitalidad antes de que el agente estresante comience a actuar (Lichtenthaler, 1996).

La acción del agente estresante sobre la planta se encuentra implícito en un proceso dinámico ilustrado en la figura 3, en el cual pueden distinguirse tres fases secuenciales en la respuesta al estrés, con sus eventos característicos, más una última fase de regeneración si el daño no es irreversible y una vez que el estrés ha cesado.

### 1. Fase de respuesta: reacción de **alarma** (comienzo del estrés)

- Desviación de la forma funcional, reducción o aumento anormal de la actividad fisiológica
- Desestabilización estructural (proteínas, membranas)
- Disminución de la vitalidad
- Los procesos catabólicos exceden a los anabólicos

### 2. Fase de restitución: estado de **resistencia** (el estrés continúa)

- Procesos de aclimatación
- Procesos de reparación
- Endurecimiento (reactivación y ajuste → estabilidad)

### 3. Fase final: estado de agotamiento (estrés de larga duración)

- Intensidad del estrés demasiado alta
- Sobrecarga de la capacidad de aclimatación
- Inicio del proceso de senescencia
- Daño crónico, muerte celular

4. Fase de regeneración: regeneración parcial o completa del funcionamiento fisiológico, cuando el agente estresante es eliminado y el daño no ha sido muy intenso.



Figura 3. Secuencia de fases y respuestas inducidas en las plantas por la exposición a un agente estresante (tomado de Lichtenthaler, 1996).

Al parecer la respuesta típica de estrés se desencadena en **fase de alarma** cuando algún factor ambiental extremo afecta a la periodicidad normal **estándar** de los procesos de las plantas.

Se ha visto que diferentes tipos de estrés (p.ej., salinidad y estrés oxidativo) alteran significativamente las respuestas rítmicas de tolerancia a la radiación U.V.-B, la toma de  $K^+$ , los movimientos estomáticos y la nutrición, entre otros. En todos los casos, el agente estresante modifica y desincroniza las oscilaciones de los procesos bioquímicos y fisiológicos.

### **Funcionalidad de los mecanismos de aclimatación al estrés de las plantas en ambientes adversos**

Algunos ambientes naturales se caracterizan por la elevada salinidad de los suelos o de las aguas, bien sea de origen litológico, climático o geomorfológico y por procesos de salinización secundaria, como sucede en extensas áreas de cultivo bajo riego intermitente con aguas de salinidad moderada o con altas tasas de evaporación.

Las plantas que son funcionales en presencia de elevadas concentraciones de sal se denominan halófitas, y suelen presentar caracteres xeromórficos que les confieren co-resistencia a la sequía (Greenway y Munns, 1980).

Distinguir una planta halófitas de una glicófitas o no-halófitas extrema no es sencillo ya que la frontera entre ambas es problemática, las glicófitas se han definido como plantas que sólo pueden tolerar concentraciones de NaCl de hasta  $5 \text{ gL}^{-1}$ , y halófitas, como las que pueden sobrevivir en suelos cuya CE exceda los  $4 \text{ dS m}^{-1}$  (Gorham, 1996), tolerar incluso  $50 \text{ gL}^{-1}$  en cualquier estadio de su ciclo de vida.

Barbour (1970), definió halófitas obligada como la que requiere más de  $10 \text{ gL}^{-1}$  de sal en el medio y consideró halófitas facultativas a aquellas que tienen un crecimiento óptimo en salinidad moderada. Por otra parte, Partridge y Wilson (1988) sugirieron que el criterio para considerar cierto grado de halofilia en plantas cultivadas debía ser la supervivencia a largo plazo bajo  $10 \text{ gL}^{-1}$  de NaCl, (Reigosa y Pedrol, 2004).

Las halófitas deben contar con mecanismos de resistencia que les permitan continuar sus funciones vitales en un ambiente salino; desde luego, algunos de estos mecanismos pueden expresarse en plantas no-halófitas capaces de aclimatarse al estrés por salinidad. Ciertas especies pueden evitar una excesiva concentración interna de sales, desarrollando succulencia (dilución) o eliminando la sal a través de glándulas o tricomas secretores (excreción) (Rozema *et al.*, 1985). Otros mecanismos son la prevención de la toma de sal por las raíces (p.ej., favoreciendo el potasio sobre el sodio), la restricción del transporte hacia los órganos vitales (p.ej., la acumulación de sal en las hojas viejas), o el reparto de sales por toda la planta (Larcher, 1995).

Hacia 1980 Levitt clasificó los efectos del estrés por NaCl observados sobre plantas vasculares en primarios y secundarios:

- Los efectos primarios se refieren a los efectos tóxicos específicos de los iones  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$ , daños en la permeabilidad de las membranas y desequilibrios funcionales y moleculares derivados de la acumulación de sal (fotosíntesis, transpiración, respiración, metabolismo de las proteínas, ácidos nucleicos, actividad enzimática, etc.
- Los efectos secundarios incluyen efectos indirectos de estrés osmótico y de déficit de nutrientes, el exceso de iones en la solución del suelo impide la absorción de agua por las raíces e interfiere la toma de nutrientes.

Cabe destacar que las variaciones en los iones calcio y potasio en la solución del suelo puede interaccionar con los efectos inhibitorios de la salinidad sobre el crecimiento, algunas plantas pueden tolerar bien la elevada concentración de NaCl sólo si existe bastante calcio en el medio: gracias a éste pueden tomar el potasio, y si falta, mueren por déficit del mismo.

## 1.7.MECANISMOS FUNCIONALES A CONDICIONES DE ESTRÉS POR SALES

El metabolismo de las plantas es sensible a elevadas concentraciones de iones como  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$ . Tanto las halófitas como las glicófitas presentan mecanismos de adaptación que buscan evitar los efectos tóxicos de estos iones (Willadino y Camara, 2004).

Las especies halófitas poseen estructuras y mecanismos específicos que evitan la acumulación excesiva de sal sobre todo en la parte aérea de la planta. Entre estas estructuras destacan las glándulas secretoras de sal y los pelos vesiculares. La eliminación de órganos o tejidos con elevadas concentraciones de sal es un tipo de mecanismo funcional. Halófitas que no eliminan la sal generalmente desarrollan la succulencia, es decir, acumulan agua en sus tejidos diluyendo la sal (Willadino y Camara, 2004).

La compartimentación de iones en el interior de la vacuola es un mecanismo que evita la acumulación de estos en el citoplasma, previniendo contra los efectos perjudiciales sobre la fotosíntesis, la respiración y otros procesos metabólicos. Un segundo mecanismo se refiere a la síntesis de compuestos orgánicos que reducen el potencial osmótico en el interior de la planta y contrarrestan, muchas veces, las elevadas concentraciones de los iones presentes en las vacuolas. El tercer mecanismo importante es la absorción selectiva de los iones, la cual restringe la toma excesiva de iones tóxicos (Willadino y Camara, 2004).

De los varios mecanismos de tolerancia a la salinidad solamente algunos de ellos actúan en una determinada especie en particular, y además, en algunas especies actúan aisladamente, mientras que en otras, es un conjunto de mecanismos el que se refiere a la tolerancia.

### Eliminación de las sales

Entre los mecanismos más importantes de eliminación de sales, se encuentran: la secreción de sales mediante glándulas secretoras, la concentración de estas sales en pelos vesiculares y la abscisión de partes de la planta con elevada concentración salina. Las plantas que presentan glándulas secretoras de sal son resistentes a elevados niveles de salinidad y su distribución se limita a ambientes salinos.

La presencia de estas glándulas es frecuente en halófitas terrestres de las familias Poaceae, Convolvunaceae, Plumbaginaceae, Tamaricaceae, Frankeniaceae, entre otras; estas glándulas pueden encontrarse en la superficie o hundidas en la epidermis foliar. Las glándulas más sencillas están constituidas por dos células y las más complejas por 16 células o más (Waisel, 1972; Levitt, 1980)

Las glándulas multicelulares presentan células colectoras y células excretoras, éstas últimas presentan un citoplasma rico en ribosomas y un gran número de mitocondrias, lo que indica una elevada actividad metabólica (Tomlinson, 1994). La secreción de sal ocurre mediante una apertura en la cutícula que recubre la glándula. La concentración de sal en las glándulas ocurre contra gradiente de concentración. La concentración de  $\text{NaCl}$  en la solución secretada puede exceder la proporción de sales del medio ambiente. En la solución secretada predominan el  $\text{Na}^+$  y el  $\text{Cl}^-$ , aunque pueden encontrarse otros iones como  $\text{K}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ,  $\text{NO}_3^-$  además de solutos orgánicos, evidentemente existe un límite para la respuesta de la planta, niveles de sal muy altos de  $\text{NaCl}$  resultan en la reducción de los porcentaje de  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$  secretados, esta reducción es, probablemente, resultante de daños provocados en el propio mecanismo de secreción, así como de la reducción del aporte iónico.

La eliminación de las sales puede ocurrir también mediante los pelos vesiculares que son tricomas especializados. La presencia de estos pelos vesiculares es común en la epidermis de varias especies halófitas de la familia Chenopodiaceae. En hojas maduras, los pelos se colapsan y crecen juntos, formando una densa capa vesicular sobre la epidermis. Los pelos vesiculares acumulan sodio y cloruro, mueren y se rompen, liberando su contenido de sal en la superficie de las hojas. Posteriormente, los pelos son reemplazados por otros (Hill y Hill, 1976).

## Dilución

Frecuentemente las plantas que están expuestas a la salinidad y que no eliminan el exceso de sales presentan succulencia, además desarrollan cambios estructurales como: engrosamiento de las hojas, alargamiento de las células, especialmente las que conforman el parenquima esponjoso a fin de facilitar un acumulo de agua en las células y la consecuente dilución de las sales en la planta (Repp, 1958; Batanouny, 1996), pequeños espacios intercelulares, alta elasticidad de la pared celular, disminución relativa de la superficie de contacto y bajo contenido de clorofila (Batanouny, 1996).

Existen dos tipos de succulencia, i) succulencia mesomórfica y ii) succulencia xeromórfica, la succulencia mesomórfica es típica de las hidrohalófitas, las cuales presentan células edipermicas que son succulentas y un número reducido de estomas; las xeromórficas normalmente crecen bajo condiciones de estrés hídrico, son caracterizadas por células mesófilas alargadas, elevado número de estomas y un sistema vascular altamente lignificado.

Las células de las succulentas xeromórficas usualmente contienen más ácidos orgánicos en comparación con las succulentas mesomórficas que contienen más iones inorgánicos, (Wissenbock, 1969). Las hojas de las plantas succulentas se engrosan debido, en gran parte, al aumento del tamaño de las células del mesófilo, pero, es frecuente el aumento del número de las células.

## Compartimentación

Plantas bajo condiciones de estrés salino pueden absorber cantidades considerables de iones potencialmente tóxicos. Una vez absorbidos, los iones pueden ser compartimentalizados mediante diversos mecanismos. Estos mecanismos pueden ocurrir: i) a nivel celular, con la acumulación de iones en vacuolas; ii) a nivel de tejidos y iii) a nivel de órganos como raíces, tallos y hojas. Esta compartimentación puede evitar los efectos tóxicos del ión dependiendo, evidentemente, de la intensidad y duración del estrés.

A nivel celular, el secuestro de la sal en las vacuolas evita la concentración de la misma en el citoplasma donde se encuentra el aparato metabólico sensible a la sal, de esta manera, se activa el antiporte  $H^+/Na^+$  dentro de la membrana celular y membrana de la vacuola (tonoplasto), el cual puede retirar el sodio desde el citoplasma hacia el apoplasto o hacia la vacuola.

Al examinar la figura 4 se observa que el antiporte, es un transporte activo secundario que utiliza los gradientes electroquímicos establecidos por las  $H^+$ -ATPasas de las membranas (transporte activo primario). La extracción del  $Na^+$  ocurre mediante la acción del antiporte  $H^+/Na^+$  que conduce el  $Na^+$  en una dirección y el  $H^+$  en la dirección opuesta (Fig. 4), lo que mantiene baja la concentración de  $Na^+$  en el Citoplasma, (Dupont, 1992).

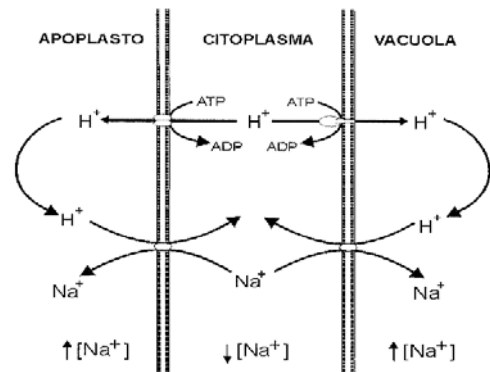


Figura 4. Antiporte  $H^+/Na^+$  que mantiene bajas las concentraciones de  $Na^+$  en el citoplasma (Reigosa y Pedrol, 2004).

## Selectividad iónica

En plantas glicófitas como en halófitas, la selectividad iónica se destaca en cuanto a la capacidad de discriminación entre iones químicamente similares, como el  $Na^+$  y el  $K^+$ . La absorción del sodio puede ser sustituida por la absorción del potasio, y es probable que mecanismos semejantes de absorción puedan actuar para ambos cationes (Schroeder *et al*, 1994).



## Ajuste osmótico

Elevadas concentraciones de sal en la solución reducen el potencial hídrico. Para que esta reducción no haga inviable la absorción de agua por la planta, es fundamental la capacidad de ésta para bajar el potencial hídrico al potencial de la planta. El mantenimiento de un bajo potencial hídrico en la planta, respecto al potencial hídrico del suelo, asegura un gradiente potencial de agua que permite la absorción del agua por la planta.

Este proceso de ajuste osmótico es realizado mediante la elevación de la concentración de los solutos orgánicos en el interior de la planta. El ajuste osmótico favorece por lo tanto el mantenimiento de la turgencia y del volumen celular.

En las halófitas la elevada concentración de  $\text{Na}^+$  en las vacuolas cuando está asociada a elevadas concentraciones de  $\text{K}^+$  citoplasmáticas, favorece el ajuste osmótico de la planta en relación al ambiente. Además de  $\text{K}^+$  las halófitas y glicófitas sintetizan solutos orgánicos compatibles en el citoplasma para contrarrestar el bajo potencial osmótico de la vacuola debido a las elevadas concentraciones iónicas en su interior.

De esta manera en la figura 5 se observa que los solutos compatibles actúan tanto en el ajuste osmótico como en la osmoprotección, en el ajuste funcionan como osmolitos, facilitando la retención de agua en el citoplasma y posibilitando el secuestro del  $\text{Na}^+$  en la vacuola o en el apoplasto. La síntesis de los solutos compatibles implica, por otro lado, un costo metabólico y desvío del carbono que, en principio, sería utilizado en procesos biosintéticos del metabolismo primario, de los cuales resulta el crecimiento de la planta (Willadino y Camara, 2004).

Cabe destacar que el ajuste osmótico varía de una especie a otra, incluso entre órganos y células de una misma planta, por lo que este proceso no es estático y puede mostrar cambios de manera estacional incluyendo diariamente (Batanouny, 1996).

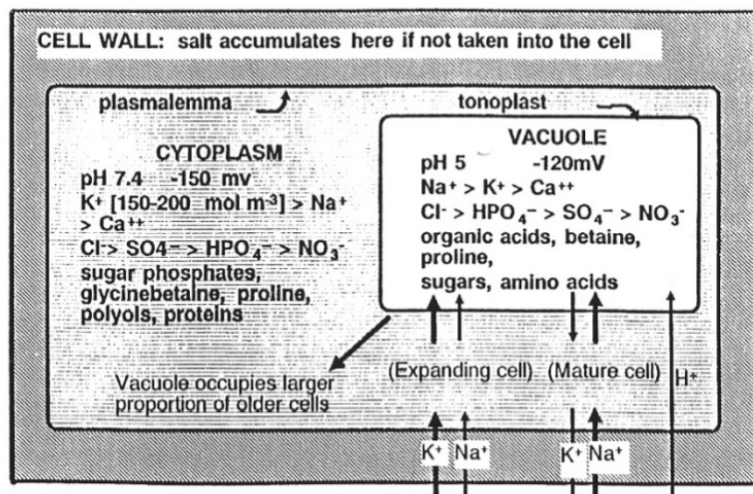


Figura 5. Ajuste osmótico a partir de la acumulación de solutos orgánicos (Gorham, 1996).

Hasta el momento se han mencionado los aspectos más relevantes de la salinidad, sus fuentes de origen, la forma en que afecta al suelo y la vegetación que se establece sobre los suelos salinos y sobre todo la funcionalidad del reservorio de respuestas, mecanismos y ajustes funcionales, fisiológicos, metabólicos y moleculares que las especies realizan para sobrevivir o tolerar el estrés causados por la salinidad. Es necesario subrayar que la conjunción de estos conocimientos ha llevado a buscar alternativas científicas que coadyuven a la devolución de la productividad de los suelos afectados por la salinidad, con lo cual, se han desarrollado protocolos y actividades que lleven a la restauración ecológica de estos sitios.

## 1.8. RESTAURACIÓN ECOLÓGICA

La restauración ecológica desempeña un papel importante no solamente como una técnica de recuperación de comunidades naturales sino como un método de investigación básica en ecología. El fundamento de la idea anterior es que para poder reparar algo es necesario conocer y estudiar cada una de sus partes, así como su mecanismo. Es decir, la restauración ecológica es una vía de recuperación de comunidades que permite obtener nuevos conocimientos e hipótesis.

La relación que se establece entre la restauración de un ecosistema y la teoría ecológica, es la aplicación de los conocimientos ecológicos a un problema concreto de restauración y de conservación. Es decir, para poder restaurar un ecosistema, es necesario conocer al menos los procesos que subyacen en su funcionamiento y su estructura para poder identificar cada uno de los elementos que los conforman y la forma en que se ensamblan.

En una restauración ecológica se deben tomar en cuenta los siguientes aspectos fundamentales:

- a) Autosostenibilidad. Se refiere a que el ecosistema por restaurar sea capaz, en un momento dado, de automantenerse, incluso sin ayuda del hombre. El conocimiento de los procesos de germinación, establecimiento y disturbio de las plantas en fases tempranas de la restauración son fundamentales para lograr este propósito, ya que así se podrán entender los requerimientos para repoblar con las especies.
- b) Invasión. Implica reconocer las especies que invadan comunidades perturbadas ya que éstas podrían ser altamente competitivas y desplazar especies clave dentro del proceso de sucesión natural. En general, las comunidades naturales son más susceptibles a la invasión por especies no originales.
- c) Productividad. Depende del uso eficaz del recurso por la comunidad. Una comunidad restaurada debe ser tan productiva como la original.
- d) Retención de nutrimentos. Las comunidades son sistemas abiertos en el flujo de nutrimentos, una comunidad restaurada debe perder la menor cantidad posible de elementos nutritivos.
- e) Interacciones bióticas. El ensamblaje de los organismos en una comunidad es un aspecto fundamental al que debe enfocarse una restauración ecológica. El conocimiento de las especies clave es fundamental para alcanzar este objetivo.

Una herramienta de la restauración ecológica que actualmente tiene aplicación importante en el país es la Biorremediación. La Biorremediación es definida como el uso de agentes biológicos como: bacterias o plantas, para remover o neutralizar contaminantes en el suelo o el agua, es también conocida como Fitorremediación, Biorremediación botánica o Remediación verde. El término fitorremediación acuñado en 1991, hace referencia a una serie de tecnologías que se basan en el uso de plantas para limpiar o restaurar ambientes contaminados, como aguas, suelos, e incluso aire (Núñez *et al.*, 2004). Dentro de las prácticas de la fitorremediación encontramos a la fitoextracción. La fitoextracción o fitoacumulación explota la capacidad de algunas plantas para acumular contaminantes en sus raíces, tallos o follaje, las cuales pueden ser fácilmente cosechadas (Núñez *et al.*, 2004). Prasad (2003), señala que las especies utilizadas para fitorremediar deben ser seleccionadas en función de su potencial para evapotranspirar agua, de las enzimas que producen, de sus tasas de crecimiento y cosecha, la profundidad de sus raíces y su habilidad para bioacumular contaminantes. Bajo este aspecto, las especies halófitas son plantas tolerantes que pueden ser usadas para biorremediar exceso de salinidad y sodicidad.

De esta manera cuando las sales son tomadas del suelo por la planta, puede emplear distintos mecanismos para hacerse tolerante al medio, ya sea al aumentar su presión osmótica, mediante el secuestro de iones en la vacuola, incrementando la difusión de glucósidos o a partir de la excreción del exceso de sal a través de la superficie de las hojas mediante glándulas secretoras; posteriormente las sales contenidas en los tejidos de la planta, pueden ser removidos por la cosecha o como forraje para el ganado, además de mejorar la estructura del suelo por la acción física del crecimiento de la raíz separando y dispersando las partículas lo que favorece la permeabilidad y la conductividad hídrica (Pearson y Bauder, 2003).

En cuanto a suelos, la aplicación de plantas en la limpieza o remediación, se ha visto ampliamente referenciada en la extracción y bioacumulación de metales pesados (Ait *et al.*, 2002; Wenger *et al.*, 2002; Rosselli *et al.*, 2003; Soriano y Ferreres, 2003); sin embargo su aplicación en la remediación de suelos salinos sigue siendo limitada, por lo cual, los métodos de lavado y aplicación con mejoradores químicos, compostas y estiércoles (Allison *et al.*, 1980; López, 1988; CNA, 2000) e incluso la aplicación de resinas sintéticas las cuales ayudan a aumentar la infiltración del suelo (Stephens, 1996), son los utilizados comúnmente (Miramontes *et al.*, 2000).

En el caso de los suelos de Xochimilco cuya aptitud salina es de origen geológico, las prácticas de control de salinidad en las chinampas no es nuevo, ello debido a la naturaleza del material parental del que están conformadas, es decir, son depósitos cuaternarios de la Sierra del Chichinautzin, formados por potentes derrames de lavas basálticas o intermedias, así como acumulación de brechas, arenas y cenizas provenientes de conos volcánicos y bocas de explosión y emisión, que estuvieron situadas en el extremo sur del área (Ortega y Velásquez, 2000). La naturaleza de este material, propicia que las chinampas se salinicen y afecten los cultivos, con ello, el registro más antiguo sobre las prácticas de rehabilitación de chinampas data de hace 216 años, con el trabajo del Científico Novohispano Don José Alzate y Ramírez (1791) donde señala <<... el indio agricultor con la ayuda de una azada o azadón disloca la tierra alcalina o atequesquitada botándola al agua, para después sustituirla con tierra nueva tomada del fondo de las acequias o pasado algún tiempo, utilizan la misma que arrojaron. Saben que una tierra impregnada de sales, pero lavada, como ellos dicen, carece de sales, y con esta la tierra queda apta para sembrarla con utilidad. >>

En México, la aplicación de plantas o cultivos bioacumuladores e hiperacumuladores de sal, es poco realizada salvo algunos trabajos como el de Cerda *et al.*, (2007), en el cual la utilización de pastos, como *Cynodon dactylon*, representa una buena opción como bioacumuladores de sal y producción de forraje ganadero. En el caso del Distrito Federal, cuyas zonas de producción se están salinizando principalmente los suelos de Xochimilco, la aplicación de fitotécnicas encaminadas a la bioacumulación de sales, las cuales sirvan para restaurar dichos sitios es limitada, ya que en las parcelas de producción (chinampas), los métodos de mayor uso han sido los lavados con láminas de agua y ácido sulfúrico (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>), dichas prácticas han resultado ser ineficientes, lo que ha provocado se realicen modificaciones a las técnicas ancestrales de producción e incremento del uso de fertilizantes químicos lo que ha repercutido en el desequilibrio del ecosistema, llevando a los pobladores a abandonar sus chinampas (López, 1988).

Por otra parte, es bien conocido que la intervención de los hongos micorrízicos arbusculares (HMA), potencializa el crecimiento y desarrollo de los cultivos que se encuentran bajo estrés salino como lo señalan (Gupta y Krishnamurthy, 1996; Katembe *et al.*, 1998; Al- Karaki, 2000; Ruiz y Azcón, 2000; Chen *et al.*, 2001; Bhoopander y Mukerji, 2003 y Khan, 2006).

En este sentido, la verdolaga cultivada, por ser una planta domesticada por el hombre ha pasado a ser dependiente de él, es decir, de ser una maleza que vive junto a los cultivos y a pesar del esfuerzo del hombre por deshacerse de ella, a pasado a ser una planta que requiere cuidados especiales para su eficiente desarrollo (abono, deshierbes, riegos, etc). Así mismo, al igual que la Acelga, posee respuesta favorable a su cultivo por presentar características idóneas como rápido desarrollo, alto rendimiento, tolerancia a hábitats perturbados por salinidad, abundante producción de semillas, plasticidad genética para responder a los cambios favorables que permiten que su cosecha y preparación sea más fácil. Además su genotipo seleccionado no posee letargo ni fotoperiodo específico, por lo que es susceptible de ser sembrado en cualquier época del año, aún en invierno, ya que resiste bajas temperaturas (López, 1988).

De esta manera, se han vuelto los ojos hacia aquellas especies vegetales con gran plasticidad fenotípica las cuales han podido colonizar sitios altamente perturbados, con el fin de estudiar sus mecanismos de tolerancia y/o acumulación, además de su adaptación y aplicar dichos mecanismos en la recuperación de sitios salinos.

### 1.9. GENERALIDADES SOBRE VERDOLAGA Y ACELGA



Fig. 6. *Portulaca oleracea*. L (Verdolaga)

*Portulaca oleracea* (verdolaga) (figura 6) es una hierba carnosa, rastrera, a veces algo ascendente, con pocos pelos o sin ellos. De 5 a 40 cm de largo. Tallo a veces rojizo, ramificado, con las ramas extendidas radialmente. Hojas alternas, obovado-cuneadas a espatuladas, de 0.5 a 3 (5) cm de largo, por 0.2 a 1.5 cm de ancho, ápice redondeado o truncado, base cuneada.

Flores sésiles, solitarias o agrupadas, rodeadas por escasos (a veces ningunos) pelos inconspicuos; sépalos ovados a orbiculares, de 2.5 a 4.5 mm de largo y de ancho, algo aquillados; pétalos amarillos, de 3 a 5 mm de largo; estambres 6 a 10, estilo 4 a 6-lobado.

El fruto es una cápsula de 5 a 9 mm de largo, circuncísil cerca de la mitad; semillas circulares, rara vez triangulares, comprimidas, color café o negro, granular-tuberculadas, de casi 1 mm de ancho. En fase de plántula, el hipocótilo cilíndrico, de 6 a 12 mm de longitud, sin pelos; cotiledones de lámina carnosa estrechamente elíptica, de 1.5 a 3.5 mm de largo y hasta 1 mm de ancho, sin pelos; sin epicótilo; hojas opuestas, de lámina elíptica, sin pelos (Espinosa y Sarukhán, 1997).



Figura 7. *Beta vulgaris* var. *cicla* L

*Beta vulgaris* var. *cicla* (figura 7) conocida comúnmente como Acelga, es una hortaliza cuya parte comestible la constituyen las hojas, aunque también se pueden consumir los peciolo; se le considera como una planta semiperenne y de rebrote. En México esta planta tiene poca demanda en comparación con las demás hortalizas de hoja, a pesar de su gran contenido de vitamina A y C. La acelga (*Beta vulgaris* var. *cicla* L.) es una planta bianual que no forma raíz o fruto comestible. Para que se presente la floración necesita pasar por un período de temperaturas bajas. El vástago floral alcanza una altura promedio de 1.20 m.

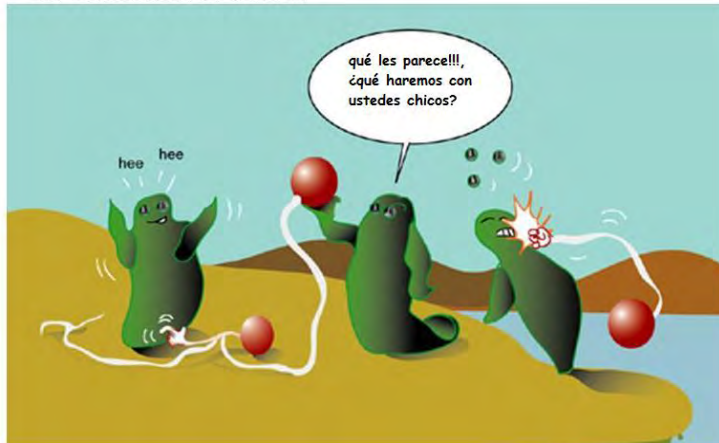
Las hojas que constituyen la parte comestible, pueden ser onduladas y/o arrugadas, dependiendo del cultivar; los peciolo pueden ser de color crema o blancos. Las semillas son muy pequeñas y están encerradas en un pequeño fruto al que comúnmente se le llama semilla (realmente es un fruto), el que contiene de 3 a 4 semillas. La inflorescencia está compuesta por una larga panícula. Las flores son sésiles y hermafroditas pudiendo aparecer solas o en grupos de dos o tres. El cáliz es de color verdoso y está compuesto por 5 sépalos y 5 pétalos (Longer y Hill, 1991).

Cabe destacar que la gran capacidad adaptativa que poseen estos cultivos la cual hoy, les permite establecerse y sobrevivir en ambientes altamente perturbados, tuvo a desarrollarse de manera paulatina y mientras eso sucedía, la presión de selección y los diferentes filtros adaptativos las obligó a mantener una relación mutualista con alguna o algunas especies de HMA, relación que ha perdurado hasta la actualidad, por ello que más del 80% de plantas terrestres formen asociaciones simbióticas con HMA, prueba fehaciente del éxito adaptativo que desarrollaron las plantas en suelos salinos (Smith y Read, 1997 en Bago, 2000; Al-Karaki, 2000).

## 1.10. ASPECTOS GENERALES SOBRE LA MICORRIZA ARBUSCULAR

La historia de la micorriza arbuscular se remonta a hace 460 millones de años, en el periodo Ordovícico (Fig. 8). Evidencias fósiles señalan que fueron determinantes para que las plantas colonizaran el medio terrestre al proveer ventajas para resolver dos problemas, la desecación y los sustratos escasos de nutrimentos. La presencia de hifas y esporas en rocas de la época se muestran muy semejantes a los

La vida sobre la tierra.



En el Ordovícico hace 460 millones de años.

micorrización es considerada como la norma en los ambientes naturales, e incluso se dice que las plantas más que las raíces presentan micorriza.

ejemplares actuales del género *Glomus* que forman micorrizas arbusculares, lo que podría indicar que la transferencia de nutrimentos y agua entre los organismos asociados ya se llevaba a cabo cuando las primeras plantas invadieron el medio terrestre (Pirozynki y Malloch, 1975).

Las asociaciones micorrízicas son cosmopolitas por su presencia en la mayoría de los hábitats naturales terrestres y generalistas por el amplio número de familias de plantas susceptibles de ser micorrizadas, por ello la

Figura 8. Colonización del medio terrestre por las primeras plantas. (INVAM, 2005)

Mediante la asociación, el hongo 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 requeridos por la planta. 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 4 al 20% del carbono almacenado por la planta (Hernández *et al*, 2003).

La relación micorrízica es una asociación mutualista en la que ambos participantes, hongo y planta, mantienen un balance de beneficios y costos positivo, ya que al pesar de los costos que representa estar juntos, los beneficios son mayores y recíprocos, lo cual se ve reflejado en incremento en las tasas de crecimiento, reproducción y supervivencia de las poblaciones involucradas (Allen, 1991). La micorriza se presenta en el 83% de las plantas dicotiledóneas y en el 79% de plantas monocotiledóneas hasta ahora investigadas; también se ha comprobado que todas las gimnospermas forman micorriza.

Los hongos micorrízicos arbusculares son microorganismos que forman parte de la rizosfera de los ecosistemas naturales. La abundancia de los HMA tiene una gran influencia en la nutrición y crecimiento de las plantas hospederas y es de gran trascendencia fisiológica y ecológica para el buen funcionamiento y estabilidad de las comunidades vegetales. Se les encuentra en muchos cultivos agrícolas, hortícolas, ornamentales, frutícolas, malezas nativas, hierbas y arbustos.

Es de gran interés enfocar la atención en la efectividad de varias especies de HMA para aumentar el crecimiento de la planta, y el uso de los HMA como inoculantes para incrementar el crecimiento de las plantas bajo condiciones de campo en presencia de HMA autóctonos (Mosse y Hayman, 1971; Gianinazzi *et al.*, 1989). Por ello, son necesarios estudios para detectar y aislar cepas de HMA autóctonos de los suelos donde se desarrollan estos hongos y probar su influencia sobre el crecimiento de las plantas.

Las diferentes especies de HMA y su micelio difieren entre sí para incrementar el crecimiento de la planta (Abbott y Robson, 1978; Powell, 1982; Sylvia y Burks, 1988). Estas diferencias pueden estar relacionadas con las condiciones ambientales o con las características propias de los aislados específicos de los HMA. Por lo tanto, el aislamiento y la identificación de cepas de HMA efectivas de una región particular pueden ser importantes en la aplicación de los HMA en la producción agrícola. La evaluación de cepas de HMA de suelos específicos requiere la producción y el almacenaje de cultivos monoespecífico de dichos hongos.

### Taxonomía

Los hongos que forman micorriza arbuscular tradicionalmente se han clasificado dentro de la Clase Zygomycetes, debido a la presencia de micelio cenocítico y quitina y quitosano en sus paredes celulares (Griffin, 1981; Persad y Chinney, 1992). En 1990, Morton y Benny incluyeron a estos hongos en el Orden de los Glomales con seis Géneros en tres Familias y dos Subórdenes. No obstante, la mas reciente clasificación basada en evidencias moleculares los eleva al nivel de Phylum, Glomeromycota, más relacionado con Basidiomycota y Ascomycota que con Zygomycota (Schüßler *et al.*, 2001)

Actualmente esta última clasificación no ha sido aceptada del todo por la comunidad científica, dado que es poco clara con respecto a la posición de los taxa, por lo que este trabajo estará basado en el sistema de clasificación anterior, (Fig. 9)

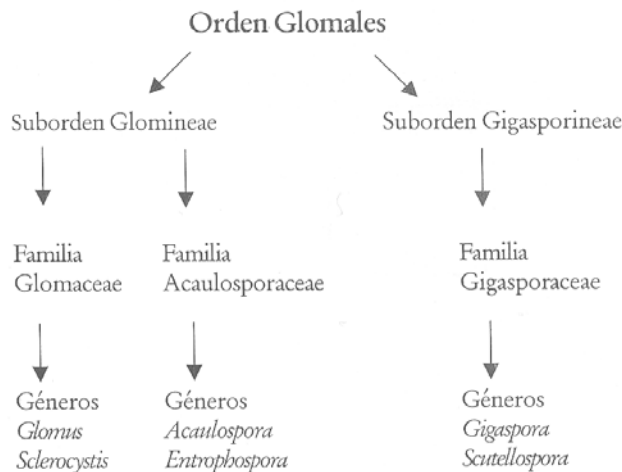


Figura 9. Clasificación de los hongos micorrizicos arbusculares (Morton y Benny, 1990)

### Fisiología

La colonización micorrízica arbuscular puede aumentar el contenido de fósforo, calcio, zinc, azufre y cloro en la planta hospedera. Algunos estudios han demostrado que si se adicionan esporas de HMA al medio de crecimiento vegetal disminuyen los efectos dañinos de factores limítrofes tales como niveles altos de boro y sodio en el agua de irrigación y la salinidad (Bradán *et al.*, 1994), además se puede modificar la respuesta de las plantas al estrés por agua, aumentando su resistencia a la sequía.

La colonización por HMA disminuye la cantidad y tipo de exudados de las raíces, tales como aminoácidos y azúcares (Graham *et al.*, 1998). De esta manera, la colonización de las raíces por HMA puede ejercer efectos selectivos sobre algunos microorganismos específicos, incrementando las poblaciones de bacterias solubilizantes de fosfato, fijadoras de nitrógeno e hidrolizadoras de urea (Barea, *et al.*, 1975).

## Ecología

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son un componente vital del suelo ya que incrementan la habilidad de las plantas para la toma de nutrimentos y mejoran su nutrición al esparcirse por el suelo, indirectamente las protege del ataque de patógenos ya que están mejor nutridas (Jeffries y Barea, 2001), además, intervienen en las relaciones hídricas de las plantas explorando el suelo y proporcionándoles agua, que de otra forma no pueden obtener.

Las raíces de las plantas al no crecer aisladas, sino yuxtapuestas con raíces de otros individuos, hacen que el sistema micelial desarrollado por los hongos micorrízicos no esté aislado en el suelo, debido a esto, se ha propuesto que forman redes interhifales o miceliales a través de las cuales hay un flujo de materiales de una planta a otra, lo que favorece el aislamiento de especies cercanas a la planta madre en condiciones de escasez de luz.

Además, ello podría representar un factor que disminuye la competencia al hacer disponibles recursos para los individuos involucrados, lo cual explicaría la coexistencia de especies de distintas comunidades (Jeffries y Barea, 2001).

Los HMA también contribuyen de manera importante en los procesos de formación y estabilización del suelo, lo que mantiene su fertilidad, ya que participan en la formación de agregados, por acción mecánica y química, gracias a que la red micelial atrapa y compacta partículas primarias de suelo como se muestra en la figura. 10.

La contribución de los HMA en la agregación y formación del suelo puede agruparse de la siguiente manera:

- Crecimiento de una red micelial externa dentro de una matriz de suelo, a fin de crear una estructura esquelética que concentre partículas primarias de suelo adheridas físicamente.
- Creación de microagregados por hifas externas adheridas a las raíces.
- Recubrimiento de microagregados y pequeños macroagregados por las hifas externas y raíces para crear la estructura del macroagregado.

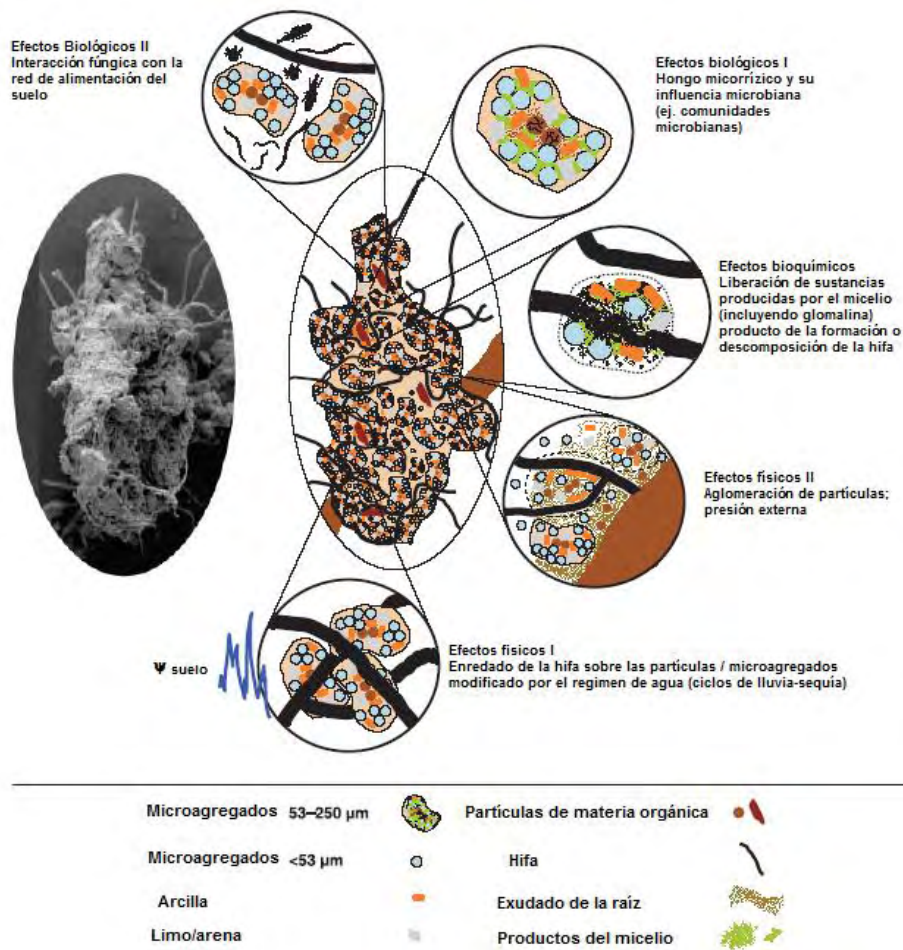


Figura. 10. Diagrama esquemático que muestra varios mecanismos, incluso de redes hifales que influyen el proceso de formación y estabilización de los micro y macroagregados (Rilling y Mummey, 2006).

De esta manera, el primer proceso es esencialmente físico como un acto que realiza la estructura del micelio adhiriéndose a partículas de sal, silicatos y arcillas. El segundo proceso es realizado por la acción mecánica de las hifas que atraen a las partículas minerales y partículas orgánicas, estas son cementadas por la acción de procesos fisicoquímicos y envueltas por varios agentes como polisacáridos extracelulares, componentes aromáticos persistentes, y cationes polivalentes que forman complejos con solutos orgánicos y arcillas producto de los exudados y secreciones de las células radicales, hifas de hongos y otros microorganismos del suelo.

Finalmente, el tercer proceso consiste en el envolvimiento o enredado de los microagregados por hifas externas y raíces para crear macroagregados y una red pequeña de microagregados que forman grandes agregados.

Estos tres procesos ocurren simultáneamente debido a la dinámica natural del suelo. En el sistema del suelo donde las arcillas y la materia orgánica están presentes en bajas cantidades, los agregados no pueden formarse o solo llevan a cabo el primer proceso (Miller y Jastrow, 1992)



## 2. DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO

El Área Natural Protegida “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco” representada en la figura 11, está situada en la parte sureste del Distrito Federal, cuyas coordenadas UTM son 490989 de longitud Oeste y 2130569 Latitud Norte, a una altitud de 2240 m, limita al Norte con las Delegaciones Iztapalapa y Coyoacán, al Sur con Milpa Alta, al Este con Tláhuac y al Oeste con Tlalpan; cuenta con una superficie total de 2,252 hectáreas.



Figura. 11. Ubicación geográfica de la zona de estudio.

Los parajes denominados Tlicuilli, y Tezhuilo se encuentran localizados dentro del Área Natural Protegida (ANP), “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco”, cuyas coordenadas son 491518 y 490615 de latitud Norte respectivamente y 2131049 y 2130684 longitud Oeste (anexo C y D).

Toltenco, forma parte del paraje denominado “Laguna del Toro” ubicada en la parte suroeste del ANP, y colinda con la colonia Barrio 18 de la Delegación Xochimilco, cuyas coordenadas geográficas (UTM) son, 488581 Latitud Norte y 2131283 Longitud Oeste (anexo E). Por su parte la zona denominada “Distrito de Riego” de Xochimilco, se encuentra dentro del Área Natural Protegida “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco”. El Distrito de Riego de Xochimilco forma parte de la zona conocida como “Ciénega Grande”, las coordenadas geográficas extremas 491003 de latitud norte y 2132704 longitud oeste (anexo F)

### Clima

El clima de Xochimilco es del tipo C (W2) (w) b (y') esto es templado húmedo, considerando como el más seco de los templados subhúmedos con lluvias en verano. Las heladas comienzan normalmente en octubre y terminan en marzo. Las lluvias tienen lugar principalmente durante el verano y otoño, sin embargo, debido a la altura diferente a causa del relieve, se encuentran también dos subtipos de clima Cwb (de llanura y región baja de los declives), y Cwc, (templado con invierno frío) que corresponde a las zonas más altas de los declives situados al Sur de la Delegación (INEGI, 2006)

Las temperaturas medias anuales varían de 14°C a 16°C, en la porción Norte, disminuyendo hacia el Sur, donde se tiene un régimen térmico cercano a 12°C. Los meses con mayor temperatura son mayo y junio y los de mayor precipitación de julio a septiembre (Chapa, 1987 *vide* Jiménez, 2004).

### **Orografía**

Esta divide a Xochimilco en tres zonas principales:

- a) Zona Cerril, comprendida en el Sur y Sudeste de la delegación, está a una altura media de 3200, formada por la Sierra del Ajusco al Sudeste y la Sierra de Cuautzin al Sur (Salazar, 1997, citado en Flores, 2001).
- b) Zona media laboral de la Sierra del Ajusco (2300 msnm)
- c) Zona entre Tlalpan y Xochimilco (2500 msnm)
- d) Zona de llanura, llena de área lacustre, inclinada de Sur a Norte, a 2000 msnm, donde se encuentran los cerros Moyotepec, Xilotepec y la Noria.

La zona montañosa consiste en una serie de accidentes geográficos con relación entre sí y que forman una “faja” que rodea al sur de la llanura.

Al Norte de la Sierra del Ajusco, entre los cerros Tehutli y Rzompole, al Norte del Cuautzin. Los principales cerros con que cuenta, de Este a Oeste, el Teuhitli, Tlamacaxco, Teoca, Tochuca, Santiago y Xochitepec (Flores, 2001; Jiménez, 2004). Del total de la zona chinampera, en la actualidad únicamente una parte es cultivada y se encuentra distribuida en tres áreas representativas (Salazar, 1997; Villareal, 1996 *vide* Flores, 2001):

1. Xochimilco, 738 ha.
2. San Gregorio Atlapulco, 204 ha.
3. San Luis Tlaxiátemalco, 82 ha.

### **Geología**

Actualmente la Cuenca de México está subdividida en pequeñas y grandes cuencas en diferentes niveles, reconocidas como planicies originadas por levantamientos ocurridos durante el Pleistoceno Tardío, a los que se identifica con fallas y se relaciona con volcanes de diversa magnitud.

La estructura moderna de la cuenca representa un sistema complejo de elevaciones, depresiones y de sistemas que la atraviesan transversalmente, cuyas edades son muy variadas. Todo parece indicar que por su dirección, los sistemas diagonales de la cuenca son idénticos a los sistemas plegados del Mesozoico y del Cenozoico del país y su persistencia en el relieve moderno sólo indica que han sido activados en algunas partes (López, 1988).

El análisis de la antigua estructura de la Cuenca permite determinar en las líneas divisorias de las aguas, una antigua superficie de nivelación correspondiente a rocas sedimentarias y a un antiguo conjunto volcánico precuaternario. Esta superficie fue levantada sobre el fondo de la cuenca a 1 o 1.5 km por un movimiento acompañado de reactivación volcánica que sepultó con lavas y conos cineríticos dicha superficie de denudación. Simultáneamente, este proceso de levantamiento afectó al centro de la cuenca y produjo la separación y el aislamiento de las planicies altas y bajas mencionadas (López, 1988).

La formación geológica de la región lacustre donde se localiza el ANP “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco” dentro de la cuenca, se remonta a finales del terciario superior y principios del cuaternario. Cuando el drenaje de la parte sur del valle fue obstruido por la formación de una barrera volcánica (Sierra del Chichinautzin) que dio origen a la cuenca endorreica de México. La repentina obstrucción ocasionó que se depositaran materiales clásticos a pie de monte, los cuales progresivamente originaron la planicie de la cuenca. Producto de la continua erosión y el transporte de los materiales se puede encontrar todas las granulometrías desde las partes altas a las más bajas, dichas acumulaciones llegan a alcanzar espesores hasta 800 m debajo del área de estudio.

Como efecto de este proceso geológico la formación predominante de los suelos de la región fue de tipo lacustre y palustre, cuyo material parental es una mezcla de los diferentes residuos que se han depositado y originado en la zona durante los períodos geológicos encontrándose, en primer término, productos de origen volcánico, posteriormente aluvial y finalmente orgánico, siendo este último el predominante. Los procesos de sedimentación lacustre han sido el resultado de la continua intemperización y arrastre de los materiales parentales que de las partes más altas han descendido (debido a la inclinación Sur-Norte que presenta la zona) por los acarreos de las aguas a través de los años, el continuo proceso de arrastre y deposición de materiales dio origen a una llanura lacustre con acumulación de materiales principalmente de tipo limoso (López, 1988).

**A. Unidades Morfoestructurales**

Las unidades morfoestructurales más representativas de la cuenca son cinco: planicies bajas, planicies elevadas, talud transicional (pedimento), estructuras tectovolcánicas principales y elevaciones volcánicas menores. El ANP se ubica en las planicies bajas las cuales se caracterizan por ser una superficie casi plana del fondo de la cuenca de México y por representar el relieve acumulativo (fluvial y lacustre) de más reciente formación.

**Edafología**

El origen de los suelos clasificados por la FAO-UNESCO como “antroposoles”, es predominantemente lacustre y palustre, son suelos orgánicos, ricos en nutrimentos y afectados por el nivel freático que fluctúa en función de la época de lluvia o estiaje; de color oscuro, grises o muy negros, por los altos contenidos de materia orgánica y humus, han demostrado a través del tiempo y desde épocas prehispánicas, que son muy fértiles, aunque fácilmente pueden salinizarse y tener altos contenidos de sodio por un mal manejo, situación que se combate hábilmente por las prácticas tradicionales del conocimiento empírico de los chinamperos (Aguirre, 2005).

Los suelos de la parte lacustre sur son de tipo Feozem háplico (Hh) y gleyico (Hg). Son ricos en materia orgánica y de color oscuro, de textura media, que presentan un horizonte A mólico, de entre 10 y 25 cm, con saturación de bases mayor del 50 % hasta los 125 cm (Lugo, 1981). Por el proceso de formación de las chinampas, algunos autores clasifican estos suelos como antroposoles (García *et al.*, 1994) en virtud de la influencia humana que se observa en su formación.

Hacia la zona este del poblado de San Gregorio se localiza una pequeña porción de suelo de tipo Andosol mólico (Am); hacia la parte norte de la Zona Sujeta a Conservación Ecológica, conocida como la Ciénega Grande, los suelos predominantes son de tipo Histosol eútrico (Oe); hacia el oriente se observa un amplio "islot" con características de Solonchac mólico (Zm); y en algunas áreas de menor amplitud se reconocen Andosoles mólicos (Ao). Dentro de esta zona, los horizontes de diagnóstico encontrados en los perfiles realizados, son principalmente el hístico (0), el mólico (A) y el cámbico (B), presentándose como típico el perfil que se describe en el Cuadro 3.6.

**B. Caracterización Físico-Química**

Los suelos del Área Natural Protegida “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco” se caracterizan por un alto contenido de materia orgánica (mayor del 10%) y por tener colores oscuros, influenciados por un manto freático cercano (García *et al.*, 1994). Se trata de suelos profundos y discontinuos, debido a que se originaron como pequeños islotes rodeados de agua (García *et al.*, 1994; Cuadros 5 y 6).

Cuadro 5 Horizontes de diagnóstico de perfiles de suelo

Profundidad (cm)	Clasificación	Horizonte de diagnóstico
0-30	(Opsa)	Hístico
30-50	(02sa)	Hístico
50-53	(l1cl h)	Discontinuidad litológica
53-58	(b02sa)	Hístico

(Flores, 2001)

**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**

Cuadro 6 Caracterización física y química de los suelos del ANP Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco

Características	Ejidos de Xochimilco	Ejidos de San Gregorio Atlapulco
<i>Profundidad Promedio</i>	130 cm	130 cm
<i>Materia orgánica</i> (0-130 cm)	11-15% (0-40 cm) hasta 35 % (90-130 cm)	11 -15 % (primeros 30 cm) Hasta 36% (horizontes más profundo)
Textura (0-130 cm)	Mayoritariamente franca. Franco-arenosa	Franca Franco-arenosa
Color (0-130 cm)	Seco: Gris (10YR5/1) - Húmedo: Negro (10YR2/1)	Seco:- Gris oscuro (10YR4/1) Gris (10YR5/1) Húmedo: Negro (10YR2/1)
Densidad aparente g/cc (0-130 cm)	0.2-0.5	0.4-0.5
Densidad real g/cc (0-130 cm)	1.5-2.0	1.7-1.9
CIC promedio meq/100g (0-130 cm)	100	60
pH (0-130 cm)	7-9	8-8.6
N (%) (0-30 cm)	0.485 - 0.520	0.420 - 0.611
Ca <sup>2+</sup> (meq/100 g)	0.4-3.2	2.8-9.4
Mg <sup>2+</sup> (meq/100 g) (0-120 cm)	0.2-10.8	2.7-6.5

(Flores., 2001).

### Salinidad

Para los suelos de la zona de chinampas de Xochimilco, D.F., que por su naturaleza son suelos de salinidad sódica, los valores de rendimiento por cultivo se encuentran muy disminuidos (15.0 – 20.0%) ya que los cultivos que se desarrollan y crecen en suelos de salinidad sódica, se ven afectados por tres procesos adversos, como son: altas presiones osmóticas, procesos de hidrólisis debido al contenido de algunas cantidades de sodio intercambiable XNa y procesos de deficiencias nutricionales, causadas por la precipitación de calcio en forma de carbonato de calcio CaCO<sub>3</sub>. También en condiciones de salinidad sódica la disponibilidad de muchos nutrientes y microelementos se reduce considerablemente, como es el caso del fósforo, zinc, cobre y manganeso (Ortega y Velásquez, 2000).

La circulación permanente del agua de riego por la red de canales de la zona chinampera, hace que en los suelos de las chinampas se tengan altos niveles freáticos.

Como consecuencia de los procesos de evapotranspiración, los suelos de la zona de chinampas se salinizan en diferentes grados. La intensidad de los procesos de acumulación de sales, en los espesores superiores de los suelos, está relacionada en primer lugar, con las características micro-geomorfológicas de cada chinampa en particular y de manera secundaria con el tipo e intensidad de las prácticas agropecuarias que se llevan a cabo en las diferentes chinampas; o con el abandono de uso agrícola de los suelos de las chinampas (Ortega y Velásquez, 2000)

El aumento de las concentraciones de las sales en los suelos de las chinampas de Xochimilco, y además asociado a esto las condiciones de alcalinidad en las soluciones de los suelos, debido a los altos valores de sodio intercambiable XNa en los diferentes espesores de los suelos, ha conllevado a que se reduzcan las capacidades productivas de las chinampas (Ortega y Velásquez, 2000).

## Sodicidad

La soda  $\text{Na}_2\text{CO}_3$  es un compuesto de alta solubilidad ( $178.0 \text{ gL}^{-1}$  a  $20^\circ\text{C}$ ). Gracias a los procesos de hidrólisis la soda produce una alta alcalinidad del medio acuoso hasta un  $\text{pH} = 10.0 - 12.0$ . Debido a la alta alcalinidad y alta solubilidad de la soda, esta sal tiene una alta toxicidad para la mayoría de las plantas. La presencia de la soda en las soluciones de los suelos provoca la peptización de los sistemas coloidales de los suelos, la destrucción de la estructura y que se tenga en los suelos una muy baja permeabilidad. La aparición de la soda en pequeñas cantidades  $0.05 - 1.0\%$ , condiciona una disminución de la fertilidad de los suelos debido a la alta alcalinidad y a la pérdida de la estructura (Ortega y Velázquez, 2000).

La tendencia a que el carbonato de sodio  $\text{Na}_2\text{CO}_3$  pase de bicarbonato de sodio  $\text{NaHCO}_3$  aumenta a medida que se tiene un mayor contenido de ácido carbónico en la solución del suelo. En contraste, con contenidos bajos de bióxido de carbono en la atmósfera del suelo, es decir, cuando se tiene una actividad biológica muy baja de los microorganismos y un contenido muy bajo de sustancias orgánicas o durante la elevación de la temperatura de la solución del suelo, el bicarbonato de sodio fácilmente pasa a carbonato de sodio, liberándose agua y bióxido de carbono.

El sulfato de sodio  $\text{Na}_2\text{SO}_4$ , es una sal típica de los suelos salinos, de las aguas freáticas salinas, de los lagos y de los sedimentos pelíticos. La toxicidad del sulfato de sodio es menor en dos o tres veces que el sulfato de magnesio. Y debido a los cambios en la solubilidad cuando se tienen variaciones en la temperatura, el comportamiento del sulfato de sodio es muy complejo. Durante las estaciones del año, el sulfato de sodio asciende por capilaridad hacia la superficie de los suelos de manera conjunta con las sales más solubles (sulfato de magnesio, cloruro de magnesio y cloruro de sodio).

En las estaciones frías del año el sulfato de sodio, debido a la disminución de su solubilidad no se lixivia en el suelo con los flujos de humedad descendentes quedándose por este motivo en la superficie de los suelos. Además el sulfato de sodio se precipita de las soluciones saturadas cuando la temperatura de los suelos disminuye. En estas situaciones, el sulfato de sodio se precipita formando cristales transparentes de mirabilita ( $\text{Na}_2\text{SO}_4 \cdot 10\text{H}_2\text{O}$ ).

Después, durante las estaciones calientes del año, la mirabilita se deshidrata transformándose en un polvo blanco deshidratado de sulfato de sodio llamado tenardita.

## Hidrografía

La delegación de Xochimilco cuenta con corrientes intermitentes de importancia que bajan de las laderas del Ajusco y el Cuautzin a las partes más bajas de la zona de lagos, estas son:

1. Río San Buenaventura que viene del Ajusco y pasa por diversas barrancas hasta llegar al lago de Xochimilco desde Tepepan hasta el final del bordo donde desemboca.
2. Río Parres, que recorre las planicies de Tlalpan para llegar a Xochimilco, cambiando su nombre a Santiago al pasar por el pueblo del mismo nombre y desemboca en la presa de San Lucas.

Los principales canales de la región son: Cuemanco, Apatlaco, Tlilac, Tecancatitla, Tecuitetl, El Bordo, Apampilco, Tezhuiloc, El Japón y el canal de Chalco que sirve de límite entre Tlahuac y Xochimilco. Cabe mencionar que estos reciben las descargas del sector turístico a través de dos vertederos fijos susceptibles de sobre elevarse con tabloncillos de dos metros de ancho cada uno. También es importante indicar que por el norte, reciben el aporte ( $750 \text{ L/seg}$ ) de aguas de planta de tratamiento del Cerro de la Estrella, en época seca (Octubre-Junio).

Del suelo de Xochimilco surgían numerosos manantiales de agua potable que abastecían a la población, pero ahora están agotados. Actualmente llega agua entubada desde San Gregorio y el puente de Urrutia directamente desde la planta de tratamiento de aguas negras, en el cerro de la Estrella, Iztapalapa y San Luis Tlaxialtemalco.

El Canal Nacional-Cuemanco es, actualmente, el sistema de drenaje principal existente; este sigue una dirección Sur-Norte, iniciándose en las chinampas. Recibe por el margen izquierdo al Río San Buenaventura y la descarga por bombeo de 500 L/seg de aguas residuales tratadas (hasta 4 m<sup>3</sup>/seg en tormentas). Por el margen derecho recibe, por bombeo (hasta 4 m<sup>3</sup>/seg) las descargas del Canal de Chalco.

Además los vertidos de aguas negras, tanto del San buenaventura como de las estaciones de bombeo, convierten al Canal Nacional en una zona de aguas residuales casi estancadas. Existe un colector de cintura que une núcleos urbanos (Santa Cruz, San Gregorio, San Luís y Tulyehualco) con la laguna de oxidación de San Luís, que debido a asentamientos y filtraciones, no opera en forma adecuada. Actualmente en San Luís existe una planta de tratamiento biológico secundario.

Los ríos que descargan directamente en el sistema lacustre de Xochimilco Tláhuac son San Buenaventura, Santiago, San Lucas, Mixquic y Milpa alta, aunque algunos ya están entubados (Acevedo, 1972; Báez y Belmont., 1975, en Jiménez, 2004; Flores, 2001).

## Flora

El Área Natural Protegida se encuentra dentro de la Región Mesoamericana de Montaña y forma parte de la Provincia Florística de las Serranías Meridionales. Esta provincia incluye las elevaciones más altas de México, así como muchas áreas montañosas aisladas, cuya presencia propicia el desarrollo de numerosos endemismos (Rzedowski *et al.*, 2001).

En el Área Natural, se encuentran cuatro tipos de vegetación natural: vegetación halófila, vegetación acuática, subacuática (pantano) y vegetación terrestre o riparia.

*Vegetación Halófila.* Se distribuye en los terrenos propensos a inundaciones someras, en suelos salinos, alcalinos y mal drenados. Se trata de un pastizal bajo y denso en el que dominan las gramíneas; las especies representativas son *Distichlis spicata*, *Atriplex patula*, *Pennisetum clandestinum* (introducida), *Sesuvium portulacastrum* y el romerito *Suaeda torreyana*. Otras especies registradas son *Poa annua*, *Cynodon dactylon* y *Urtica dioica*, en sitios donde se han desarrollado actividades agrícolas (Rzedowski *et al.*, 2001).

*Vegetación Acuática y Subacuática.* Estos tipos de vegetación se encuentran en los cuerpos de agua permanentes, como canales y lagunas, así como en las superficies cubiertas de ciénegas. Los tipos más notables de comunidades arraigadas y emergidas son los “tulares”, que alcanzan de 2 a 3 m de alto; su fisonomía está determinada por varias especies de tule *Typha latifolia* y *Schoenoplectus tabernaemontani*, que crecen a orillas del agua, frecuentemente mezcladas con *Schoenoplectus californicus*.

De menor importancia son las comunidades en que dominan especies de chilillo (*Polygonum amphibium*), tulillo (*Cyperus* sp), paragüitas (*Hydrocotyle rannunculoides*), té de milpa (*Bidens* sp.), así como berro de agua (*Berula erecta*), verdolaga de agua (*Ludwigia* sp.), que se encuentran frecuentemente en los bordes de canales y zanjas. La vegetación flotante está integrada por capas delgadas, pero muy densas de lentejilla (*Lemna minuscula*), chilacastle (*Wolffia columbiana*), lirio acuático (*Eichhornia crassipes*) y con menos frecuencia, amollo de color (*Azolla* sp). El lirio es la especie más prolífera y su abundancia depende de la época del año, además de que su presencia está favorecida por la contaminación del agua.

Asimismo, se observa una comunidad variable a lo largo del año, constituida por berro (*Berula erecta*), atlanchán (*Cuphea angustifolia*), hierba del cáncer (*Lythrum vulneraria*), carrizo (*Phragmites australis*), lechuga de agua (*Pistia stratiotes*), altamisa (*Bidens laevis*), chichicastle (*Lemna gibba*), amocillo o tepalacate (*Hydromystria laevigata*), paragüitas (*Hydrocotyle rannunculoides*) y ninfa (*Nymphaea mexicana*).

*Vegetación Terrestre.* A la orilla de los canales se encuentran diferentes especies de árboles, como ahuejote (*Salix bonplandiana*) y ahuehuete (*Taxodium mucronatum*) acompañados por especies como chapulixtle (*Dodonaea viscosa*) y otras introducidas como sauce llorón (*Salix babylonica*), trueno (*Ligustrum lucidum*), araucaria (*Araucaria heterophylla*), jacaranda (*Jacaranda mimosaeifolia*), casuarina (*Casuarina equisetifolia*), eucalipto (*Eucalyptus* spp.), fresno (*Fraxinus uhdei*) y algunas especies de palmas (*Phoenix canariensis* y *Washingtonia robusta*) originarias de diversas partes del mundo.

**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**

En cuanto a la flora del Área Natural Protegida, se han registrado 180 especies, distribuidas en 135 géneros y 63 familias, siendo Asteraceae la mejor representada, con 23 especies. De acuerdo con la NOM-059-SEMARNAT-2001, cuatro especies se encuentran en alguna categoría de riesgo: ninfa (*Nymphaea mexicana*) y colorín (*Erithrina coralloides*), que se encuentran Amenazadas; cedro blanco (*Cupressus lusitanica*), Sujeta a Protección Especial; y, acezintle (*Acer negundo* var. *mexicanum*) que está Sujeta a Protección Especial y es endémica.

Asimismo, se registra una comunidad ficológica importante, con 115 especies de algas, distribuidas en 63 géneros, el grupo de las Clorofitas presenta el mayor número de géneros, especies y variedades para el Área. En la zona se presentan 27 (4%) de las 689 especies reportadas para la Cuenca de México con alguna importancia especial (Rzedowski *et al*, 2001), ya sea porque se consideran raras, vulnerables o aparentemente extintas, entre las que destacan la ninfa (*Nymphaea mexicana*) y el chilacastle (*Wolffia columbiana*), aparentemente extintas; y el chichicastle o lentejilla de agua *Lemna minuscula*, considerada como rara.

**Fauna**

A partir del trabajo realizados por (INECOL), 2001, se obtuvo un registro de 139 especies de vertebrados para el Área Natural Protegida: 21 de peces, 6 de anfibios, 10 de reptiles, 79 de aves y 23 de mamíferos. De éstas, 11 se encuentran enlistadas dentro de alguna categoría de protección de acuerdo a la NOM-059-SEMARNAT-2001 expuestas en el cuadro 7, (DGCORENADER, 2006).

Cuadro 7. Fauna silvestre bajo alguna condición de protección, de acuerdo a la NOM-059-SEMARNAT-2001 para el Área Natural Protegida “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco”.

NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMÚN	CATEGORÍA DE PROTECCIÓN
<b>Fauna acuática</b>		
<i>Ambystoma mexicanum</i>	Ajolote	Sujeta a protección especial
<i>Rana tlaloci</i>	rana de Tláloc o de Xochimilco	Peligro de extinción
<i>Rana montezumae</i>	rana de Moctezuma	Sujeta a protección especial y endémica
<b>Fauna terrestre</b>		
<i>Tamnophis scaliger</i>	culebra listonada de montaña	Amenazada y endémica
<i>Pituophis deppei</i>	Cincuete	Amenazada
<i>Phrynosoma orbiculare</i>	lagartija cornuda de montaña	Amenazada y endémica
<i>Crotalus molossus</i>	cascabel cola negra	Sujeta a protección especial
<i>Crotalus polystictus</i>	Cascabel	Sujeta a protección especial
<i>Ardea herodias</i>	garza morena	Sujeta a protección especial
<i>Accipiter striatus</i>	gavilán pecho rojo	Sujeta a protección especial
<i>Rallus limicola</i>	rascón limícola	Sujeta a protección especial

De las 21 especies de peces registradas en el ANP, dos de ellas son endémicas: el charal del Valle de México (*Chirostoma humboldtianum*) y sardinita *Algansea tincella*; otras son nativas, como el pez amarillo (*Girardhichtys viviparus*); e introducidas, como la lobina (*Micropterus salmoides*), las tilapias *Oreochromis aureus* y *O. Niloticus*, de origen africano, traídas a México de Estados Unidos y Panamá, las carpas *Carassius auratus* y *Cyprinus carpio*, introducidas a México a principios de los años sesenta para su cultivo (INECOL, 2001).

Respecto a los anfibios, las especies representativas son el ajolote (*Ambystoma mexicanum*) que se distribuye únicamente en los cuerpos de agua de Xochimilco y Chalco; la rana de Moctezuma (*Rana montezumae*) y la rana de Tláloc o de Xochimilco (*Rana tlaloci*), ésta última aparentemente extinta (INECOL, 2001).

En el caso de los reptiles, sobresalen el cincuate (*Pituophis deppei*), dos especies de víbora de cascabel (*Crotalus polistictus* y *C. molossus*) y algunas especies de las cuales se desconocen datos sobre su reproducción, como son los casos de la lagartija cornuda de montaña (*Phrynosoma orbiculare*) y la culebra listonada de montaña (*Tamnophis scaliger*), ambas especies amenazadas y endémicas.

El ANP constituye uno de los sitios más importantes dentro del Distrito Federal para el refugio de especies de aves locales y migratorias, principalmente acuáticas, con un probable registro hasta de 193 especies, estas se distribuyen principalmente en los cuerpos de agua situados en el Parque Ecológico de Xochimilco, Lago de Conservación y en la Ciénega Grande y se calcula que cerca del 40 % de las especies depende de estos ambientes acuáticos, entre las que destacan el pato mexicano (*Anas diazi*), la gallareta de pico blanco (*Fulica americana*), la garcita blanca (*Egretta thula*), Martín pescador (*Ceryle alcyon*), aguillilla cola roja (*Buteo jamaicensis*) y el halcón (*Falco sparverius*).

Asimismo, es sitio de alimentación y descanso para especies como la garza morena (*Ardea herodias*), el playero alzacolita (*Actitis macularia*) y el zambullidor orejudo (*Podiceps nigricollis*), cuyo único reporte de reproducción para el Distrito Federal es en esta zona. Otro caso es el de la cerceta ala azul (*Anas discors*), especie migratoria que se reproduce en el área desde 1986, además de otras especies cuyos únicos registros para el Distrito Federal son en esta zona, como es el caso de la jacana norteña (*Jacana spinosa*) (INECOL, 2001).

Respecto a los mamíferos, la zona representa un sitio de refugio y alimentación para especies como la musaraña (*Criptotis parva*), el ratón metorito (*Microtus mexicanus*), la tuza (*Cratogeomys merriami*), el murciélago (*Mormoops megalophylla*), el tlacuache (*Didelphis virginiana*), único marsupial en la Cuenca de México, y el cacomixtle (*Bassariscus astutus*).

La mayor parte del año se encuentra una gran diversidad de microorganismos como dinoflagelados, microalgas y rotíferos, así como grupos de invertebrados, entre los que destacan dos especies de acociles (*Cambarellus montezumae* y *Hyalella azteca*); diversas especies de insectos, principalmente dysticidos, heterópteros, hydrofílidos. Todas estas poblaciones constituyen parte importante de las cadenas tróficas y de las comunidades presentes en los canales de Xochimilco.

Los elementos antes señalados nos llevan a desarrollar investigaciones que permitan a los dueños de Xochimilco, continuar con la cultura chinampera de por sí ya muy arraigada, ofreciendo alternativas de manejo y aprovechando los elementos del ecosistema, estudiando los mecanismos involucrados en la dinámica del estrés ambiental a fin de justificar la protección de los humedales.

Considerando lo antes expuesto y observando que en la zona no se han propuesto alternativas de recuperación de suelos salinos, de manera que impacte lo menos posible a la microbiota del suelo, además de permitir un desarrollo favorable de las técnicas ancestrales de producción, se plantea la siguiente hipótesis.



### 3. HIPÓTESIS

Las plantas halófitas son aquellas que habitan en suelos salinos y muchas de éstas forman asociaciones mutualistas con hongos micorrízicos arbusculares; esta asociación y la resistencia intrínseca a la salinidad de dichas plantas, contribuye a potenciar su resistencia ante condiciones de estrés salino, condición que puede afectar e incluso inhibir por completo el desarrollo de las glicófitas, por ello, plantas como *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* L.var. *cicla* L. que se han reportado como moderadamente tolerantes a la salinidad sin indicar la concentración (López, 1988) y, como colonizables por hongos micorrízicos arbusculares, son especies que podrían representar alternativas adecuadas de cultivo para la zona chinampera de Xochimilco y Distrito de Riego en donde la salinidad excede los 12 dS m<sup>-1</sup>. Además, Repp, 1958; Levitt, 1980; Batanouny, 1996 y Gorham, 1996, señalan como un mecanismo de tolerancia a la suculencia de la planta; así al presentar *P. oleracea* L. y *B. vulgaris* var. *cicla* L tendencia a la suculencia, se espera que sean bioacumuladoras de sales.

### 4. OBJETIVOS

Objetivo General.

Determinar que *Portulaca oleracea* y *Beta vulgaris* var. *cicla* utilizan la asociación micorrízica arbuscular como estrategia para tolerar el estrés salino y bioacumular sales, en suelos cuya conductividad eléctrica es de 12 dS m<sup>-1</sup> o superior.

Objetivos Particulares.

- Conocer la diversidad de especies de hongos micorrízicos arbusculares y herbáceas nativas que se establecen y desarrollan en suelos salinos de chinampa en Xochimilco y Distrito de Riego.
- Comprobar que las especies vegetales presentes en la zona chinampera establecen relaciones mutualistas con hongos micorrízicos arbusculares.
- Determinar el grado de bioacumulación de sales en tejidos de *B. vulgaris* y *P. oleracea*.

## 5. MATERIALES Y MÉTODOS

### 5.1. TRABAJO DE CAMPO

#### Suelo

Se realizaron recorridos de campo a través de la zona canalera de Xochimilco, con el fin de determinar los sitios con mayor afectación por salinidad, con base en ello, se escogieron cuatro sitios, dos parcelas ubicadas en los parajes Tlicuilli y Distrito de Riego y dos chinampas ubicadas en los parajes Tezhuilco y Toltenco.

Para determinar el grado de salinidad que afectaba a los sitios, se consideró la presencia de costras salinas y/o humatos, presencia de plantas ruderales con afinidad salina, efectos toxicológicos en cultivos locales, Conductividad Eléctrica en agua de canal y en suelo 1:2 en agua y pH en agua de canal. Así mismo, Cuanalo (1975) y Valencia y Hernández (2002) fueron tomados de referencia para realizar la caracterización ecológica y edafológica en los sitios de muestreo.

Para la caracterización edafológica se tomaron muestras de suelo cada 20 cm de espesor hasta que se llegó al manto freático y una muestra compuesta a fin de determinar los parámetros físicos y químicos de los suelos en la zona de estudio.

#### Plantas

##### Recolecta de plantas y esporas

Se recolectaron 250 g de suelo rizosférico y raíces secundarias por quintuplicado de aquellas plantas que se encontraron en los suelos salinos, las muestras fueron recolectadas en los primeros 10 cm de profundidad desde el nivel del suelo por encontrarse aquí el mayor número de esporas. Además del suelo rizosférico y raíces, se extrajeron plantas y se procedió a su herborización (UACH, 1985) para posteriormente realizar la determinación taxonómica. Las raíces recolectadas fueron fijadas en Formaldehído Alcohol Ácido acético (FAA) y se transportaron al laboratorio para su posterior clareamiento, tinción y análisis micorrízico.

### 5.2. TRABAJO DE LABORATORIO

#### Suelo

A las muestras de suelo tomadas en campo se les realizó el siguiente análisis utilizando los métodos que se indican:

Variable	Método
Color	Tablas Munsell (Munsell, 1999)
Textura	Procedimiento de Bouyoucos Método AS-09 (Norma Oficial Mexicana NOM-001- ECOL_1996).
pH activo	Potenciómetro No. Método AS-02 (Norma Oficial Mexicana NOM- 001- ECOL_1996).
Materia Orgánica	Procedimiento de Walkey y Black (Black, 1934, <i>en</i> Gavande, 1079)
Conductividad Eléctrica	Método AS-18 (Norma Oficial Mexicana NOM- 001- ECOL_1996).
CO <sub>3</sub> <sup>2-</sup> , HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup> , Cl <sup>-</sup> , SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup>	Método AS-21 (Norma Oficial Mexicana NOM- 001- ECOL_1996).
Na <sup>+</sup> , K <sup>+</sup> , Ca <sup>2+</sup> , Mg <sup>2+</sup>	Espectrofotometría por Absorción Atómica

## **Análisis Micorrízico**

### **Aislamiento de Esporas**

Para cada muestra se realizó el aislamiento de las esporas por el método de decantación y gradientes de sacarosa de Gerdemann y Nicholson (1963), adaptándolo para suelos muy arcillosos, esta modificación consistió en la adición de glicerol como solución de mayor densidad en lugar de sacarosa al 80%. Bajo repetidas pruebas, se observó que el glicerol retiene una mayor cantidad de esporas en comparación con la cantidad de esporas retenidas con sacarosa al 80%. Después de realizar el gradiente de sacarosa al 40%, 60% y glicerol. Se realizó una suspensión de 50 g de suelo en 100 mL de agua, se agitó mecánicamente por 5 minutos y se dejó reposar 10 minutos. Subsecuentemente se filtró por una serie de tamices que van de 149  $\mu\text{m}$ , 105  $\mu\text{m}$ , 74  $\mu\text{m}$  y 45  $\mu\text{m}$ , evitando el suelo del sedimento.

El suelo obtenido de cada tamiz se resuspendió en 10 mL de agua, y cuidando que no se rompiera el gradiente se añadió el suelo en cada tubo, se etiquetaron los tubos y se colocaron en la centrífuga a 3000 rpm por 5 minutos. Terminada la centrifugación, el sobrenadante se separó en cajas de Petri para su posterior montaje en portaobjetos e identificación.

### **Montaje y determinación taxonómica**

Se procedió a la preparación de laminillas siguiendo la técnica de Schenck y Pérez (1990).

Se colocó en un extremo del portaobjetos una pequeña gota del líquido de montaje PVLG y se adicionaron de 20 a 25 esporas intactas, posteriormente se colocó el cubreobjetos evitando la formación de burbujas y se repitió la operación para (PVLG + reactivo de Melzer), se dejó espacio suficiente en un extremo de portaobjetos para colocar una etiqueta. Se dejó secar la preparación de 24-48 horas a estufa entre 60 ° y 65 °C en posición horizontal, posteriormente se observaron las preparaciones en el microscopio.

Para la identificación de las especies se requirió determinar el tamaño de las esporas y la estructura de la pared, este último es el principal criterio que se utilizó para la determinación de las especies; en este paso se aplicó una ligera presión en uno de los cubreobjetos para romper la pared de la espora y así poder definir su estructura.

Para la determinación taxonómica de las especies de HMA se recurrió a la valiosa colaboración de la especialista, M. en C. Laura Hernández Cuevas investigadora del Laboratorio de Micorizas, del Centro de Investigaciones en Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Tlaxcala, se empleó el manual de (Schenck y Pérez, 1990) y posteriormente se ratificaron las especies con la Colección Internacional de HMA (INVAM).

Además de la determinación taxonómica, se realizó la cuantificación del número de esporas por 50 g de suelo, por cada especie recolectada y determinada.

### **Clareamiento de raíces**

Este se realizó siguiendo el método propuesto por Phillips y Hayman (1970), para ello, las raíces se fijaron previamente en una mezcla de formol (10%), ácido acético (50%), alcohol (5%) y agua destilada (35%) (FAA), se lavaron con agua destilada y fueron sumergidas en KOH al 10 % en un vaso de precipitados de 5 a 10 minutos sobre una placa de calentamiento, cuidando que no se dañaran las raíces. Se retiraron del KOH y se transfirieron a una solución de peróxido de hidrógeno alcalino al 10% en caliente por 3 minutos, con el fin de retirar las trazas de materia orgánica que pudiese quedar, posteriormente se enjuagó con agua corriente y se colocaron en HCl al 2% para acidificar. Después de acidificar se retiraron del ácido y se pasaron a una solución de Azul de Tripán al 0.05% en baño de vapor entre 3 o 4 minutos hasta que se tiñeron las raíces, a las raíces ya teñidas se les escurrió el colorante y se guardaron las raíces en una solución de ácido láctico-glicerina-agua (1:2:1, v:v) hasta su revisión.

### Porcentaje de micorrización en raíz

Este método fue descrito por (McGonigle *et al.*, 1990), para cuantificar las diferentes estructuras micorrízicas por separado.

Las raíces de cada muestra se sacaron del conservador y se colocaron en una caja de Petri adicionándoles agua corriente. Se dispersaron bien las raíces con ayuda de pinzas y agujas y se tomaron al azar veinte segmentos de raíz de aproximadamente un centímetro de longitud, fueron colocados paralelamente uno junto a otro a lo largo de un portaobjetos. Se colocaron unas cuantas gotas de agua sobre los segmentos, se cubrieron con cubreobjetos y se presionó ligeramente para extender las raíces. Se limpió el exceso de agua con papel higiénico y se observó al microscopio.

La observación se realizó para todos los segmentos de la preparación en tres puntos a lo largo del portaobjetos, con el objetivo seco fuerte (40x). Al realizar las observaciones se consideró la presencia (+) o ausencia (-) de las estructuras fúngicas en la raíz (micelio, vesículas, arbúsculos, o esporas), anotándose las estructuras que se observaron.

Para estimar el porcentaje de colonización se aplicó la fórmula:

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

### Índice de diversidad de Simpson

Considerando la cuantificación de esporas realizada, se obtuvo la riqueza (R), abundancia (A) y Abundancia relativa (AR) a fin de calcular el índice de Diversidad de Simpson (D), el cual se obtiene sustituyendo los valores con base en la siguiente fórmula:

$$D = \frac{1}{\sum (AR^2)}$$

## 5.3. EXPERIMENTOS DE INVERNADERO

### Evaluación del proceso germinativo en *P. oleracea* y *B. vulgaris* var. *cicla*.

Fueron sembradas cuatro semillas de *Portulaca oleracea* L. (verdolaga) y *Beta vulgaris* var. *cicla* (acelga) en macetas con 750 g de suelo agrícola, posteriormente el suelo de cada maceta fue salinizado con sal procedente de afloramientos encontrados en los sitios de estudio, y se aplicaron cinco tratamientos cuyas conductividades eléctricas fueron 3, 6, 9, 12 y 24 dS m<sup>-1</sup>, por cada concentración se realizó un blanco y cuatro repeticiones. Para evitar agregar sales a los tratamientos, el riego se realizó con agua destilada.

Derivado de la primer fase del experimento, en donde se observó la inhibición del proceso germinativo a altas concentraciones salinas, se realizó una segunda fase, la cual consistió en geminar semillas bajo condiciones no salinas y posteriormente a la edad de 10 días, las plántulas emergidas fueron trasplantadas a los tratamientos de 12 y 24 dS m<sup>-1</sup>.

## ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L.

---

Esta metodología fue aplicada a los siguientes tratamientos: 1) suelo de chinampa salino el cual fue esterilizado en autoclave a 120°C por 25 minutos y 20 Psi y 2) suelo de chinampa salino con esporas de HMA, además se consideró un blanco el cual consistió en germinar semillas de las mismas especies en suelo de chinampa no salino (0.028 mMhos) y sin HMA.

Ambos experimentos se llevaron a cabo bajo condiciones de invernadero con un rango de temperatura de  $27 \pm 2$  °C por día y a  $16 \pm 2$  °C por la noche y humedad del 30%.

### Fase de laboratorio

Las hortalizas fueron cosechadas transcurridos 45 días a partir de la siembra, seccionadas en raíz, hoja y tallo en verdolaga y en hoja y raíz para acelga, se registró el peso húmedo, se secaron a 105° C por dos días en estufa, y se registró el peso en seco, posteriormente el material se preparó para el análisis de iones mediante Espectrofotometría por Absorción Atómica, con el fin de cuantificar la concentración de cationes. Las variables que fueron observadas como referencia de estudio fueron: germinación de la semilla, biomasa de la planta, micorrización de la raíz y concentración de  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ , y  $\text{Ca}^{2+}$  en tejido para ambos cultivos.

### Análisis de Suelo

Posteriormente a la cosecha, el suelo procedente de las unidades experimentales fue puesto a secar al aire libre, se tamizó y etiquetó. Posteriormente, se realizó la pasta de saturación correspondiente a 100 g de muestra, con el fin de obtener datos acerca de  $\text{CO}_3^{2-}$ ,  $\text{HCO}_3^-$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ,  $\text{Cl}^-$ , pH y CE.

De la misma muestra de suelo, se obtuvo el extracto de una muestra de suelo de 2.0 g, con el fin de cuantificar metales ligeros solubles:  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  y  $\text{Ca}^{2+}$ , mediante Análisis por Absorción Atómica, conforme a la técnica propuesta por Zapata y Galván (2004), para el equipo SPECTRA 200 MARCA VARIAN.

Para determinar la concentración de cationes en los tejidos de las plantas y en suelo, se empleó el método cuantitativo utilizado por Ait *et al* (2002), el cual considera un valor numérico absoluto y adimensional denominado Factor de bioconcentración (FBC) o (The bioconcentration factor en inglés BCF), el cual se calcula a partir de la fórmula siguiente:

$$\text{FBC} = \frac{[\text{i3n}] (\text{tejido o ra3z})}{[\text{i3n}] \text{soluci3n}}.$$

Los resultados de los muestreos de esporas y plantas se trataron mediante un análisis de correspondencias simple por el programa de computo MINITAB, y los datos de FBC se analizaron usando análisis no paramétrico con prueba de Kruskal-Wallis.

## 6. RESULTADOS

### 6.1. Caracterización ecológica de los sitios de estudio.

El terreno estudiado en el paraje Toltenco (figura 12), corresponde a una chinampa de forma rectangular de aproximadamente 1000 m<sup>2</sup> de superficie y circundada en tres de sus lados por dos apantles (canales) y un acalote o canal principal, los cuales le brindan buen aporte de humedad; el manto freático se encontró a 75 cm por debajo del nivel del suelo en su parte menos profunda y a 1.80 m en la más profunda.



El relieve presenta una ligera pendiente no mayor al 2% con proyección sur-norte, lo que favorece la acumulación de altas concentraciones salinas y la formación de costras álcali negro hacia la parte central de la parcela. En el sitio de acumulación, es evidente la ausencia de cobertura vegetal, a excepción de algunos individuos de

*Chenopodium*

*macrospermum* spp. Halophilu

Figura 12. Paraje Toltenco, Xochimilco y perfil de suelo.

*Ch. berlandieri* y *Solanum rostratum* distribuidos de forma heterogénea. La aptitud del sitio es semiproductiva, debido a las características visiblemente salinas las cuales dificultan o inhibe la capacidad germinativa de los cultivos, particularmente de Maíz. Con respecto a los cultivos establecidos en la zona salina, presentan achaparramiento, clorosis de hojas secundarias y marchitamiento de los ápices síntomas clásicos de fitotoxicidad.



Tezhuiloc (Figura 13), se caracteriza por ser una chinampa cuya superficie de producción estimada es de una hectárea y solo uno de sus lados colinda con un acalote por el cual fluye la mayor cantidad de agua hacia la parcela. El manto freático se encuentra a 80 cm de la superficie del suelo cuando más somero y a 120 cm en su parte más profunda. Hacia la ribera de la chinampa, se presenta una leve irregularidad con proyección norte-sur con pendiente no mayor al 2% lo que favorecería la acumulación de sal, sin embargo esta no es visible a pesar de observarse especies tolerantes a la salinidad como *Pennisetum clandestinum*, *Rumex crispus*, *Tanacetum* sp.

Figura 13. Paraje Tezhuiloc, Xochimilco

y *Ambrosia psilostachya*. Cabe destacar que en la superficie laboreada en donde recientemente se ha cosechado maíz forrajero no son visibles costras ni manchas salinas. Con base en información facilitada por los productores, el grado de salinidad presente en el sitio pareció no afectar la producción de maíz forrajero.

## ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L

El terreno ubicado en el paraje Tlicuilli (Figura 14), corresponde a una chinampa de forma rectangular de aproximadamente hectárea y media de superficie, la cual colinda en dos de sus lados con los canales, “El Japón” y “Tlicuilli”, de los cuales se bombea agua para el riego. El manto freático, se encontró a una profundidad de 50 cm.



Figura 14. Perfil de suelo, paraje Tlicuilli, Xochimilco.

El relieve es homogéneo y sin pendiente a excepción de una leve depresión de forma cónica presente en el terreno con proyección sur-norte con afloramiento de alcali blanco en su superficie. La vegetación dominante en el sitio se encuentra caracterizada por *Distichlis spicata* y *Pennisetum clandestinum* en menor abundancia, así como algunos individuos de *Cassuarina equisetifolia*



La parcela de estudio ubicada en la zona Ejidal denominada como Distrito de Riego (Figura 15), tiene una extensión de 890 m<sup>2</sup>.

No presenta colindancias con acalotes o apantles; el relieve es regular aunque presenta un desnivel con proyección oeste-este en cuya superficie se observan humatos y afloramientos de álcali negro. La profundidad a la cual se encuentra el manto freático es superior a los 2.0 m.

Figura 15. Paraje Distrito de Riego, Xochimilco y perfil de suelo.

El predio se encuentra cultivado con acelga, misma que se encontró fuertemente estresada a causa de la salinidad; entre las especies presentes y en orden de dominancia en las márgenes de la parcela, se observó *Hordeum jubatum*, *Suaeda diffusa* y en menor número *Chenopodium macrospermum* spp. *Halophilu* y *Heliotropium curassavicum*.

### 6.2. Propiedades físicas y químicas de los suelos

Xochimilco tiene en la zona chinampera suelos oscuros que se caracterizan por un elevado porcentaje de materia orgánica, en los parajes Toltenco y Distrito de Riego el color del suelo es gris en seco y negro en húmedo (Cuadro 8), por su parte los suelos en Tlicuilli y Tezhuilco son de color gris oscuro en seco y negro en húmedo. El sedimento del cual se conforman estos suelos tiene su origen de la intensa actividad volcánica producida en la cuenca por lo que es importante el predominio de arcillas confiriéndoles una textura migajón arcillosa a arcillosa, lo que favorece la retención de humedad. Con respecto a la densidad real de los sitios, en todos ellos el mayor valor de densidad real se encuentra en los primeros 20 cm de profundidad.

**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**

Cuadro 8. Principales propiedades físicas de los suelos de chinampa.

Sitio	Profundidad Cm	Color		DA Mg m <sup>-3</sup>	DR Mg m <sup>-3</sup>	Textura
		Seco	Húmedo			
Toltenco	0-10	10 YR 5/1 Gris	5Y 2.5/1 Negro	0.58	1.76	Migajón arcilloso
	10-20	10Y 5/1 Gris	7.5YR 2/0 Negro	0.55	1.83	Migajón arcilloso
Tezhuiloc	0-10	10Y 5/1 Gris oscuro	7.5 YR 2/0 Negro	0.47	1.86	Migajón
	10-20	10Y 5/1 Gris oscuro	7.5 YR 2/0 Negro	0.53	1.95	Migajón arcilloso
Tlicuilli	0-10	10Y 5/1 Gris	7.5YR 2/0 Negro	0.52	1.45	Migajón arcilloso
	10-20	10Y 5/1 Gris oscuro	7.5 YR 2/0 Negro	0.62	1.98	Arcilloso
Distrito de Riego	0-10	10 YR 5/1 Gris	5Y 2.5/1 Negro	0.19	1.21	Migajón arcilloso
		10Y 5/1 Gris	7.5YR 2/0 Negro	0.27	1.96	Arcilloso

Con respecto a las propiedades químicas se encontró que en la época de estiaje, los valores de pH más elevados fueron registrados a una profundidad de perfil de entre 10 y 20 cm en todos los parajes, particularmente en Toltenco y Distrito de Riego se registraron los valores respectivos de 8.79 y 8.73, y en Tezhuiloc y Tlicuilli 8.55 y 8.65 respectivamente. Cabe destacar que los valores más altos de Conductividad Eléctrica (CE) se registraron en los primeros 10 cm del perfil, de esta manera la CE más alta registró un valor de 30.3dS m<sup>-1</sup> en Toltenco, 17.06 dS m<sup>-1</sup> en Tlicuilli, 14. 01dS m<sup>-1</sup> en Tezhuiloc y 11.06 dS m<sup>-1</sup> en el Distrito de Riego (Cuadro 9).

Todos los sitios tienen CIC muy alta, además de ser extremadamente ricos en materia orgánica y aumenta su proporción conforme aumentan la profundidad del suelo, excepto en Tezhuiloc en donde ambas propiedades disminuyen a mayor profundidad.

En cuanto a la concentración de aniones solubles Sulfato y Cloro, se encontró que en Toltenco la concentración de sulfatos es de 46.2 cmol L<sup>-1</sup> y 29.71 cmol L<sup>-1</sup> de Cloro en los primeros 10 cm de la capa arable y disminuye ligeramente al sobrepasar esta capa, llegando a un valor de 34.21 cmol L<sup>-1</sup> y 27.21 cmol L<sup>-1</sup> de Cloro.

En Tezhuiloc sulfato y cloro tienen una concentración de 46. 12 cmol L<sup>-1</sup> y 23.87 cmol L<sup>-1</sup> en los primeros 10 cm de profundidad y disminuye hacia los 20 cm de profundidad a una concentración de 36.77 cmol L<sup>-1</sup> y 19. 22 cmol L<sup>-1</sup>, finalmente en Tlicuilli y Distrito de Riego, se observó la misma tendencia. La concentración de bicarbonatos y carbonatos en todos los sitios es más heterogénea, ya que solo en Tezhuiloc y en Distrito de Riego se obtuvieron valores de bicarbonatos, por otra parte, la concentración de carbonatos disminuye en todos los sitios conforme aumenta la profundidad, excepto en Distrito de Riego en donde la concentración de carbonatos fue constante a ambas profundidades. De esta manera el orden de concentración de iones en todos los parajes es el siguiente: SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> > Cl<sup>-</sup> > CO<sub>3</sub><sup>2-</sup> > HCO<sub>3</sub><sup>-</sup>.

En la época de lluvias (Cuadro 3), se observó que los valores de todas las propiedades químicas disminuyeron con respecto a aquellas registradas en época de estiaje, excepto en M.O en Toltenco en donde el porcentaje fue de 6.23 en los primeros 10 cm y 6.99 a mayor profundidad; así mismo en Tezhuiloc los porcentajes de M.O. fue de 3.88 en los primeros 10 cm y aumentó a 4.34% en 10-20 cm de profundidad, por otro lado en Toltenco se registró una concentración de bicarbonatos de 0.23 cmol L<sup>-1</sup> la cual también disminuye (0.21cmol L<sup>-1</sup>) conforme aumenta la profundidad.



**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**

Cuadro 9. Principales propiedades químicas de los suelos de chinampa en época de secas.

Sitio	Profundidad (cm)	pH	CE (dS m <sup>-1</sup> )	M.O (%)	CIC	cmol L <sup>-1</sup>			
						CO <sub>3</sub> <sup>2-</sup>	HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	Cl <sup>-</sup>	SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup>
Toltenco	0-10	8.13	30.3	5.57	59.94	16.00	0.00	29.71	46.2
	10-20	8.79	9.1	5.99	59.94	15.30	0.00	27.21	34.21
Tezhuiloc	0-10	8.55	14.01	2.88	92.16	12.00	20.00	23.87	41.12
	10-20	8.44	9.1	2.32	67.15	11.00	16.30	19.22	36.77
Tlicuilli	0-10	8.65	17.06	9.44	59.43	8.00	0.00	15.58	10.28
	10-20	8.34	9.8	10.54	55.43	6.00	0.00	13.94	9.98
Distrito de Riego	0-10	8.45	11.6	11.33	69.29	10.00	12.00	62.80	17.14
	10-20	8.73	6.96	12.89	65.43	10.00	11.30	54.21	15.43

Cuadro 10. Principales propiedades químicas de los suelos de chinampa en época de lluvias.

Sitio	Profundidad (cm)	pH	CE (dS m <sup>-1</sup> )	M.O (%)	CIC	cmol L <sup>-1</sup>			
						CO <sub>3</sub> <sup>2-</sup>	HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	Cl <sup>-</sup>	SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup>
Toltenco	0-10	8.17	13.24	6.23	39.94	14.00	0.23	25.71	34.20
	10-20	8.38	17.48	6.99	49.94	10.30	0.21	21.21	31.21
Tezhuiloc	0-10	8.18	6.8	3.88	68.14	12.00	20.00	22.47	33.12
	10-20	8.12	9.26	4.34	35.16	10.00	13.25	17.22	21.74
Tlicuilli	0-10	7.34	4.04	10.44	26.48	8.00	0.00	15.58	8.28
	10-20	7.85	4.98	11.54	35.43	6.00	0.00	12.56	7.68
Distrito de Riego	0-10	8.5	6.73	10.23	59.25	9.00	11.20	52.64	14.21
	10-20	8.55	4.62	11.69	65.66	8.32	10.50	34.23	13.23

### 6.3. Diversidad micorrízica, herbáceas asociadas e intervalos de tolerancia.

En los muestreos realizados durante la época de secas o estiaje, se registró una riqueza general de herbáceas correspondiente a once especies distribuidas en cinco familias (Cuadro 1) asociadas a sitios salinos, de las cuales *Chenopodium macrospermum* spp Halophilu (Figura 16), *Heliotropium curassavicum* (Figura 17), *Suaeda torreyana* (Figura 18) y *Distichlis spicata* (Figura 19) son las únicas herbáceas consideradas como especies halófitas (Gorham, 1996), además de haberse encontrado en suelos donde la conductividad eléctrica fue de 30.3 dS m<sup>-1</sup>; así mismo la riqueza total de HMA que se registró, fue de once especies distribuidas en cuatro géneros (Cuadro 11, Anexo A) cuyos intervalos de tolerancia a pH y conductividad eléctrica oscila entre 8.43 a 8.73 y 12.68 a 30.3 respectivamente.



Figura 16. *Chenopodium macrospermum* spp Halophilu Hook.



Figura 17. *Heliotropium curassavicum* L.



Figura 18. *Suaeda torreyana* S.Watson



Figura 19: *Distichlis spicata* L. Greene

**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**

Cuadro 11. Estructuras micorrízicas y grado de colonización observados en plantas herbáceas que crecen en suelos salinos de chinampa en época de secas, estatus determinado con base en Gorham (1996).

Familia	Especie	Nombre común	Estatus	% de colonización micorrízica			HMA y número de esporas por 100 g de suelo	CE (dS m <sup>-1</sup> )	pH
				arbúsculo	hifa	vesícula			
Chenopodiaceae	<i>Chenopodium macrospermum</i> spp. <i>halophilu</i> Hook.f	Quelite	Halófito	10	30	10	<i>Glomus claroideum</i> (30) <i>G. geosporum</i> (10)	30.3	8.55
Chenopodiaceae	<i>Chenopodium berlandieri</i> Moq.	Quelite cenizo	Glicofita	nb	15	nb	<i>Glomus claroideum</i> (86) / <i>G. geosporum</i> (22) <i>G. mosseae</i> (2) <i>G. microagregatum</i> (2) <i>G. tortuosum</i> (2)		
Poaceae	<i>Hordeum jubatum</i> L.	Cebada silvestre	Glicofita	nb	33	6.66	<i>Archaespora leptotica</i> (10) / <i>Acaulospora morrowae</i> (4) / <i>A. scrobiculata</i> (4) / <i>Glomus claroideum</i> (18) / <i>G. geosporum</i> (34) <i>G. mosseae</i> (10) / <i>G. microagregatum</i> (4)		
Poaceae	<i>Pennisetum clandestinum</i> Hochst ex Chiov.	Pasto kikuyo	Glicofita	30	43.33	16.66	<i>G. mosseae</i> (2) / <i>G. tortuosum</i> (2) / <i>G. geosporum</i> (16) / <i>G. claroideum</i> (6)		
Boraginaceae	<i>Heliotropium curassavicum</i> L.	Cola de mico	Halófito	nb	nb	nb	<i>G. claroideum</i> (8) / <i>G. mosseae</i> (4) / <i>G. tortuosum</i> (4)		
Solanaceae	<i>Solanum rostratum</i> Dunal	Chicalote, mala mujer	Glicofita	20	38.3	nb	<i>G. claroideum</i> (16) / <i>G. mosseae</i> (4) / <i>G. geosporum</i> (10)		
Poaceae	<i>Cynodon dactylon</i> L.	Zacate bermuda	Glicofita	26.66	43.33	nb	<i>Glomus claroideum</i> (13) / <i>G. geosporum</i> (14) / <i>G. mosseae</i> (2)	19.31	8.68
Poaceae	<i>Pennisetum clandestinum</i> Hochst ex Chiov.	Kikuyo	Glicofita	30	43.33	nb	<i>Glomus mosseae</i> (2) / <i>G. tortuosum</i> (1)		
Poaceae	<i>Cynodon dactylon</i> L.	Zacate bermuda	Glicofita	nb	nb	nb	<i>Glomus claroideum</i> (8) / <i>G. geosporum</i> (4) / <i>G. mosseae</i>	14.2	8.43
Poaceae	<i>Pennisetum clandestinum</i> Hochst ex Chiov.	Pasto kikuyo	Glicofita	nb	nb	nb	<i>Glomus mosseae</i> (6) / <i>G. tortuosum</i> (4)		
Poaceae	<i>Hordeum jubatum</i> L.	Cebada silvestre	Glicofita	nb	17	36.66	<i>Archaespora leptotica</i> (3) / <i>Acaulospora morrowae</i> (2) / <i>A. scrobiculata</i> (3) / <i>Glomus claroideum</i> (11) / <i>G. geosporum</i> (4) / <i>G. mosseae</i> (6) / <i>G. microagregatum</i> (10)		
Chenopodiaceae	<i>Suaeda torreyana</i> S.Watson	Romerito	Halófito	nb	nb	nb	<i>Glomus claroideum</i> (26)		
Solanaceae	<i>Solanum rostratum</i> Dunal	Chicalote, mala mujer	Glicofita	20	24.44	nb	<i>Glomus claroideum</i> (8) / <i>G. geosporum</i> (6) / <i>G. mosseae</i> (6)		

**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**

Cuadro 11.  
Continuación

Poaceae	<i>Hordeum jubatum</i> L.	Cebada silvestre	Glicofita	nb	nb	16.66	<i>Archaespora leptotica</i> (3)/ <i>Acaulospora morrowae</i> (4)/ <i>A. scrobiculata</i> (1)/ <i>Glomus claroideum</i> (14)/ <i>G. geosporum</i> (8) <i>G. mosseae</i> (7)/ <i>G. microagregatum</i> (4)	12.68	8.73
Chenopodiaceae	<i>Chenopodium álbum</i> L.	Nc	Glicofita	5.5	nb	nb	<i>Glomus claroideum</i> (20)	12.68	8.73
Poaceae	<i>Cynodon dactylon</i> L.	Pasto bermuda	Glicofita	23.33	20	nb	<i>Glomus claroideum</i> (19)/ <i>G. geosporum</i> (8)/ <i>G. mosseae</i> (8)		
Chenopodiaceae	<i>Suaeda torreyana</i> S. Watson	Romerito	Halófito	nb	19.5	nb	<i>Glomus claroideum</i> (7)/ <i>G. aff tenebrosum</i> (7)		
Urticaceae	<i>Urtica dioica</i> L. var. <i>angustifolia</i> Schldl.	Ortiga	Glicofita	nb	19.4	nb	<i>Glomus claroideum</i> (5)/ <i>G. mosseae</i> (5)		
Poaceae	<i>Distichlis spicata</i> L. Greene	Zacate salado	Halófito	nb	11.66	nb	<i>Glomus claroideum</i> (6)/ <i>G. mosseae</i> (2)/ <i>G. aff tenebrosum</i> (2)/ <i>G. tortuosum</i> (6)		

nc: no conocido

nb: no observado

**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**

Con respecto al índice de Diversidad (D) de Simpson se observó que la localidad Toltenco, presentó el mayor índice de diversidad (6.29) seguido del Distrito de Riego (6.23), Tlicuilli y Texhuiloc con 5.12 y 3.37 respectivamente (Cuadro 12).

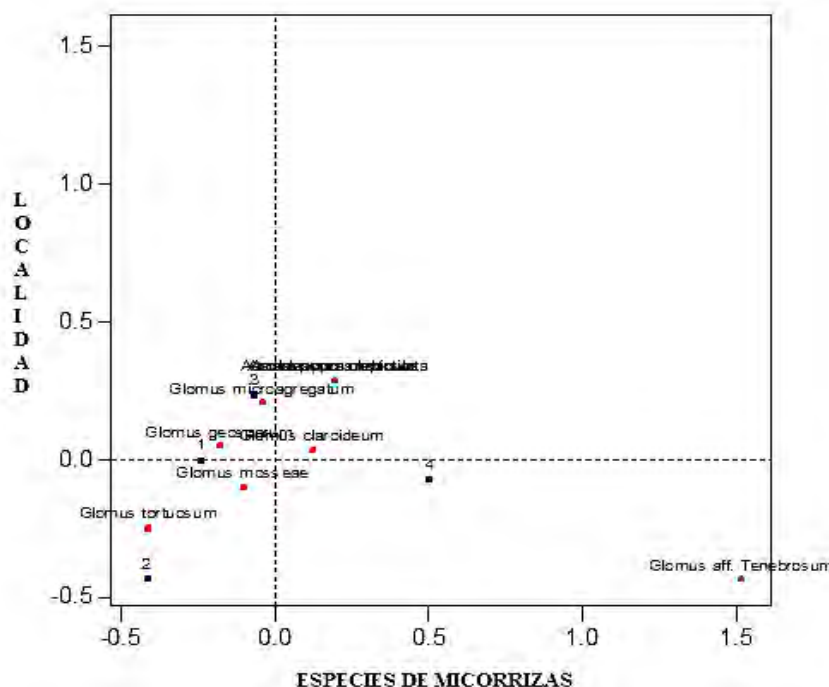
Por otro lado, los parajes Toltenco y Distrito de Riego presentan valores de Riqueza iguales a 9 especies, seguido de Tlicuilli y Tezhuiloc con 7 y 4 especies.

Por otra parte se encontró que durante la época de lluvias (Cuadro 13), la riqueza de herbáceas se vio disminuida de manera conspicua reduciéndose a ocho y de HMA a nueve, así mismo, las únicas especies halófitas observadas en los sitios de estudio fueron: *Pennisetum clandestinum* (pasto kikuyo), *Distichlis spicata* (zacatón), *Chenopodium berlandieri* (quelite cenizo) y *Suaeda torreyana* (romerito). Además se observó un ligero descenso en los valores de pH, registrándose 8.73 en época seca y 8.1 en la estación húmeda, un comportamiento similar tiene lugar en la conductividad eléctrica, se registró un valor de 13.54 dS m<sup>-1</sup> en la estación seca y 6.73 dS m<sup>-1</sup> en la estación húmeda.

Así mismo, se observó una riqueza y abundancia más heterogénea para todos los sitios, por lo que se observó una marcada disminución de la diversidad de especies de HMA (Cuadro 14), en este sentido, el sitio con mayor diversidad fue Tlicuilli con un valor de 4.03 seguido de Tezhuiloc con 3.57, Toltenco 2.66 y Distrito de Riego 1.78.

**6.4. Correspondencia entre especies de hongos micorrízicos arbusculares (HMA), halófitas y localidades.**

Se observó para la época de secas, que Toltenco y Tlicuilli mantienen una mayor correspondencia con la mayoría de las especies de micorrizas particularmente *Glomus claroideum*, *G. microagregatum* y *G. geosporum*, (Gráfica 1). Así mismo, los valores de abundancia y abundancia relativa mostraron que dichas especies, poseen alta capacidad de esporulación (Cuadro 2). Por otro lado, en Tezhuiloc y Distrito de Riego se observó el mismo comportamiento al mantener una estrecha relación con *G. tortuosum* y *G. aff. tenebrosum* respectivamente.



Gráfica 1. Correspondencia entre especies de HMA y localidades en época de secas en la zona chinampera de Xochimilco

**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**

Cuadro 12. Especies de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) por localidad, abundancia, abundancia relativa y diversidad, en época de secas.

Localidad	Especie	Riqueza (R)	Abundancia (A)	Abundancia relativa (AR)	Diversidad (D)
<b>Toltenco</b>	<i>Glomus mosseae</i> Nicolson & Gerdemann	9	5	0.21	6.29
	<i>G. tortuosum</i> Schenck & Smith		4	0.17	
	<i>G. claroideum</i> Schenck & Smith		5	0.21	
	<i>G. geosporum</i> (Nicol & Gerd.) Walker		4	0.17	
	<i>G. microaggregatum</i> Koske, Gemma & Olexia		2	0.08	
	<i>Archaeospora leptotica</i> (Schenck & Smith) Morton & Redecker		1	0.04	
	<i>Acaulospora morrowae</i> Spain & Schenck		1	0.04	
	<i>A. scrobiculata</i> Trappe		1	0.04	
	<i>A.mellea</i> Spain & Schenck		1	0.04	
<b>Texhuiloc</b>	<i>Glomus claroideum</i> Schenck & Smith	4	1	0.2	3.37
	<i>G.geosporum</i> (Nicol & Gerd.) Walker		1	0.2	
	<i>G.mosseae</i> Nicolson & Gerdeman		2	0.4	
	<i>G. tortuosum</i> Schenck & Smith		1	0.2	
<b>Tlicuilli</b>	<i>Glomus claroideum</i> Schenck & Smith	7	3	0.25	5.12
	<i>G.mosseae</i> Nicolson & Gerdeman		4	0.33	
	<i>G.aff.tenebrosum</i> (Thaxter) Berch		1	0.083	
	<i>G.tortuosum</i> Schenck & Smith		3	0.25	
	<i>G. geosporum</i> (Nicol & Gerd.) Walker		1	0.083	
	<i>Archaeospora leptotica</i> (Schenck & Smith) Morton & Redecker		1	0.083	
	<i>Acaulospora scrobiculata</i> Trappe		1	0.083	
<b>Distrito De Riego</b>	<i>Glomus claroideum</i> Schenk & Smith	9	5	0.27	6.23
	<i>G.microaggregatum</i> Koske, Gemma & Olexia		1	0.055	
	<i>G. tortuosum</i> Schenk & Smith		1	0.055	
	<i>G. aff. tenebrosum</i> (Thaxter) Berch		2	0.11	
	<i>G. geosporum</i> (Nicol & Gerd.) Walker		2	0.11	
	<i>G. mosseae</i> Nicolson & Gerdeman		4	0.22	
	<i>Archaeospora leptotica</i> (Schenck & Smith) Morton & Redecker		1	0.055	
	<i>Acaulospora morrowe</i> Spain & Schenck		1	0.055	
	<i>A.scrobiculata</i> Trappe		1	0.055	

**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**

Cuadro 13. Estructuras micorrízicas y grado de colonización observados en plantas herbáceas que crecen en suelos salinos de chinampa en época de lluvias.

Familia	Especie	Nombre común	Estatus	% de colonización micorrízica			HMA y número de esporas por 100 g de suelo	CE (dS m <sup>-1</sup> )	pH
				arbúsculo	micelio	vesícula			
Poaceae	<i>Pennisetum clandestinum</i> L.	Pasto kikuyo	Halófila	nb	33	nb	<i>Glomus mosseae</i> (2) / <i>G. tortuosum</i> (2)	12.68	8.73
Asteraceae	<i>Tanacetum</i> sp.	Nc	glicofita	nb	nb	nb	<i>Gigaspora</i> sp (6) / <i>Glomus tortuosum</i> (12)		
Poaceae	<i>Cynodon dactylon</i> L.	Zacate bermuda, pata de gallo	glicofita	nb	32.6	nb	<i>Glomus claroideum</i> (12) / <i>G. geosporum</i> (14) / <i>G. mosseae</i> (2)	9.26	8.12
Poaceae	<i>Pennisetum clandestinum</i> L.	Pasto kikuyo	glicofita	nb	13.33	nb	<i>Glomus mosseae</i> (2) / <i>G. tortuosum</i> (2)		
Solanaceae	<i>Solanum rostratum</i> Dunal	Chicalote, mala mujer	glicofita	10	18.33	nb	<i>Glomus claroideum</i> (14) / <i>G. geosporum</i> (22) / <i>G. mosseae</i> (4)		
Poaceae	<i>Cynodon dactylon</i> L.	Zacate bermuda, pata de gallo	glicofita	nb	38.3	nb	<i>Glomus claroideum</i> (2)	13.54	8.1
Poaceae	<i>Distichlis spicata</i> L. Greene	Zacate salado	halófila	nb	20	nb	<i>Glomus claroideum</i> (6) / <i>G. mosseae</i> 6) / <i>G. aff tenebrosum</i> (2) / <i>G. tortuosum</i> (6)		
Poaceae	<i>Penisetum clandestinum</i> L.	Pasto kikuyo	glicofita	30	43.33	nb	<i>Glomus mosseae</i> ( 2) / <i>G. tortuosum</i> (2)		
Poaceae	<i>Penisetum clandestinum</i> L.	Pasto kikuyo	glicofita	nb	nb	nb	-----	6.73	8.5
Asteraceae	<i>Bidens aurea</i> (Ait) Sherff	Te de milpa	glicofita	nb	nb	nb	<i>Glomus claroideum</i> (8) / <i>G. microagregatum</i> (6) / <i>G. tortuosum</i> (4)		
Chenopodiaceae	<i>Suaeda torreyana</i> S. Watson	Romerito	Halófila	nb	6.66	nb	<i>Glomus claroideum</i> (26) / <i>G. aff tenebrosum</i> (9)		
Chenopodiaceae	<i>Chenopodium berlandieri</i> Moq.	Quelite cenizo	Halófila	nb	nb	nb	<i>Glomus claroideum</i> (14)		
Asteraceae	<i>Ambrosia psilostachya</i> DC.	Nc	glicofita	np	35	nb	<i>Glomus claroideum</i> (12) / <i>G. geosporum</i> (8) / <i>G. mosseae</i> (8)		

nc: no conocido  
nb: no observado

ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L

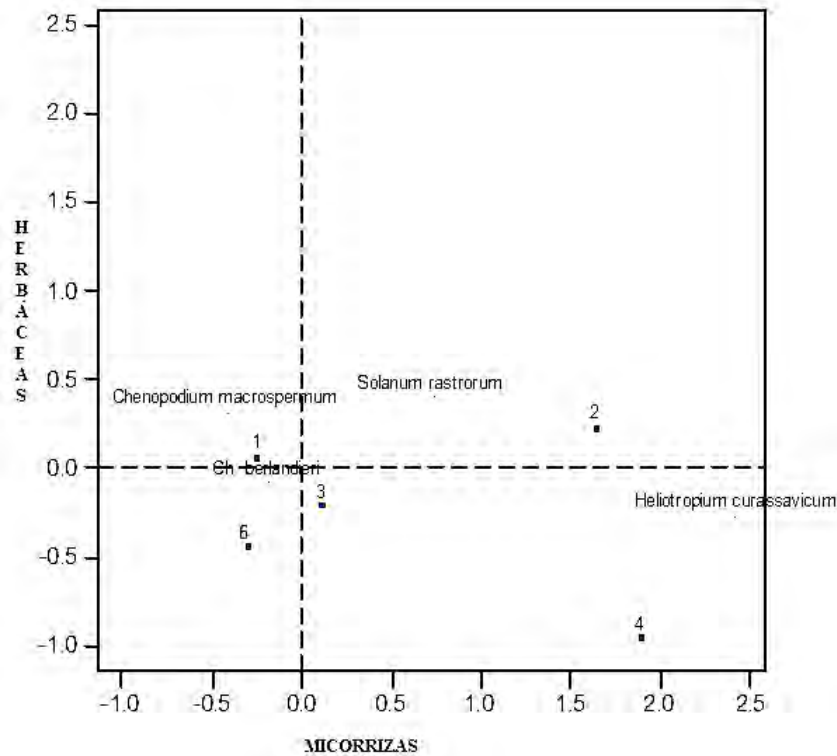
Cuadro 14. Especies de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) por localidad, abundancia, abundancia relativa y diversidad, en época de lluvias.

Localidad	Especie	Riqueza (R)	Abundancia (A)	Abundancia relativa (AR)	Diversidad (D)
<b>Toltenco</b>	<i>Glomus mosseae</i> Nicolson & Gerdemann	3	1	0.25	2.66
	<i>G. tortuosum</i> Schenck & Smith		2	0.5	
	<i>Gigaspora</i> sp		1	0.35	
<b>Texhuiloc</b>	<i>Glomus claroideum</i> Schenck & Smith	4	1	0.2	3.57
	<i>G. geosporum</i> (Nicol & Gerd.) Walker		1	0.2	
	<i>G. mosseae</i> Nicolson & Gerdeman		2	0.4	
	<i>G. tortuosum</i> Schenck & Smith		1	0.2	
<b>Tlicuilli</b>	<i>Glomus claroideum</i> Schenck & Smith	5	3	0.25	4.03
	<i>G. mosseae</i> Nicolson & Gerdeman		4	0.33	
	<i>G. aff. tenebrosum</i> (Thaxter) Berch		1	0.083	
	<i>G. tortuosum</i> Schenck & Smith		3	0.25	
	<i>G. geosporum</i> (Nicol & Gerd.) Walker		1	0.083	
<b>Distrito de Riego.</b>	<i>Glomus claroideum</i> Schenck & Smith	6	5	0.45	1.78
	<i>G. microaggregatum</i> Koske, Gemma & Olexia		1	0.09	
	<i>G. tortuosum</i> Schenck & Smith		1	0.09	
	<i>G. aff. tenebrosum</i> (Thaxter) Berch		1	0.09	
	<i>G. geosporum</i> (Nicol & Gerd.) Walker		2	0.18	
	<i>G. mosseae</i> Nicolson & Gerdeman		1	0.09	



**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**

Al analizar la correspondencia entre HMA y plantas herbáceas en época de secas, se encontró que *Chenopodium berlandieri* y *Ch. macrospermum* están más estrechamente relacionadas con Toltenco, mientras que *Hordeum jubatum*, *Solanum rostratum*, *Heliotropium curassavicum*, *Suaeda difussa*, *Rumex crispus* y *Picris echioides* se encuentran más relacionadas con las localidades restantes (Gráfica 2).

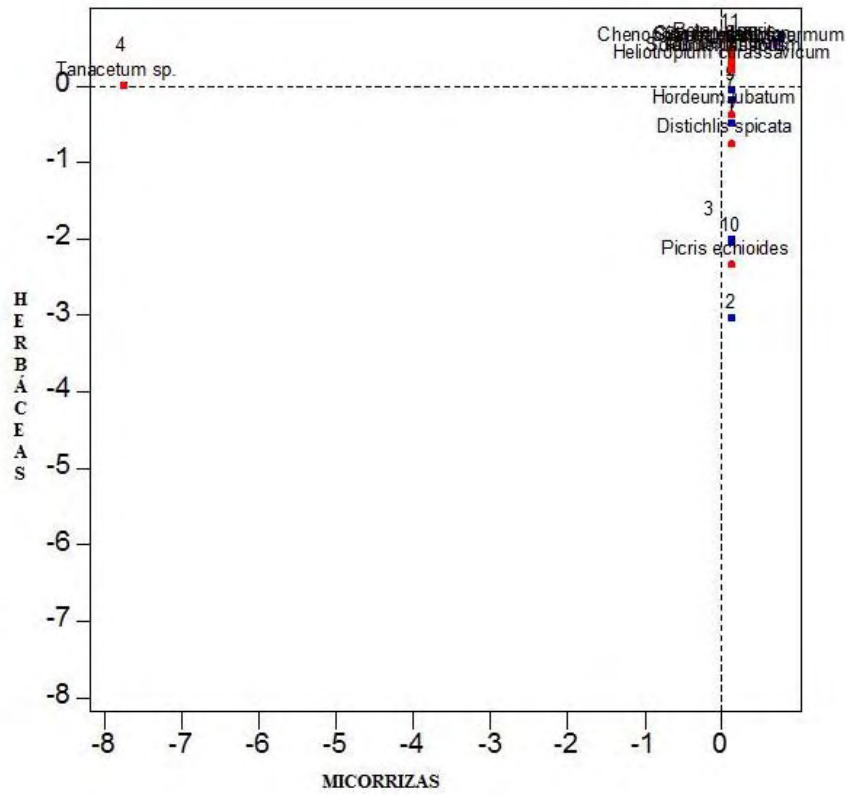


Gráfica 2. Correspondencia entre especies de HMA y herbáceas en época de secas en la zona chinampera de Xochimilco.

Para la época de lluvias se encontró un comportamiento análogo al observado en la época de secas, sin embargo Tlicuilli y Distrito Riego presentaron una correspondencia más estrecha respecto a la riqueza de especies de plantas y HMA, en este sentido, las especies de mayor representatividad fueron en orden de abundancia *G. claroideum*, *G. geosporum*, *G. mosseae* y *G. microagregatum* (Gráfica 3); con relación a las plantas observadas en los sitios, las mejor representadas fueron *Chenopodium macrospermum*, *Ch. berlandieri* y *Solanum rastrorum* y en menor medida, *Tanacetum* sp y *Picris equiodes*, las cuales no se encontraron en la época de secas.

El análisis de correspondencia mostró que *G. claroideum*, es la especie más frecuentemente encontrada en la rizósfera de las plantas y con mayor distribución entre las localidades estudiadas.

ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L



Gráfica 3. Correspondencia entre especies de HMA y herbáceas en época de lluvias.

## 6.5. Crecimiento y desarrollo de los cultivos

Se encontró que la germinación de verdolaga (*Portulaca oleracea*) es efectiva bajo estrés salino al someterse a los tratamientos de 3, 6 y 9 dS m<sup>-1</sup>, sin embargo, el proceso se ve inhibido en el total de las semillas cuando la concentración salina en el medio aumenta a 12 y 24 dS m<sup>-1</sup>. Por otra parte el intervalo de tolerancia de acelga (*Beta vulgaris* var. *cicla*) durante la germinación, se ve significativamente reducida al inhibir su proceso a una conductividad eléctrica de 9 y por lo tanto, 12 y 24 dS m<sup>-1</sup>.

Derivado de la primer fase experimental, en donde se observó inhibición total del proceso germinativo a altas concentraciones salinas, fue necesario realizar una segunda fase experimental en la que se obtuvieron plántulas producidas bajo condiciones no salinas y posteriormente trasplantadas a condiciones de alta salinidad de 12 y 24 dS m<sup>-1</sup> en verdolaga y 9, 12 y 24 dS m<sup>-1</sup> para acelga; Como resultado se encontró que tanto verdolaga como acelga, presentan alta tolerancia al estrés salino cuando se les trasplanta, esto es, en etapa de plántula.

De esta manera el trasplante de plántula de acelga y verdolaga a las conductividades eléctricas de 12 y 24 dS m<sup>-1</sup>, permitió que la verdolaga se desarrollara eficientemente hasta alcanzar una talla de corte adecuada para la venta, esto es, entre 18 y 20 cm de altura (Figura 20), en contraste con el desarrollo de acelga, que a la conductividad de 24 dS m<sup>-1</sup>, presentó achaparramiento y acortamiento del sistema radical (Figura 21) por lo que no tuvo un desarrollo de acuerdo a las exigencias del mercado.



Figura 20. *Portulaca oleracea* (verdolaga)



Figura 21. *Beta vulgaris* var. *cicla* (acelga) en etapa de corte.

Por otro lado, se observó que la asociación micorrízica favorece la bioacumulación de iones tanto en *P. oleracea* como en *B. vulgaris*, aunque esta última lo hace en menor grado (Gráfica 5 a 12). Así mismo, se observó en los blancos que aquellas plántulas desarrolladas en presencia de HMA bioacumularon mayor concentración de iones, en comparación con aquellas que se desarrollaron en ausencia de estos.

### 6.6. Concentración y Acumulación de cationes básicos

En verdolaga, no se apreciaron signos de clorosis o achaparramiento en ninguno de los tratamientos, mientras que en la acelga estos efectos fueron conspicuos cuando estuvo sometida al tratamiento de 24 dS m<sup>-1</sup>. Por otra parte, Kruskal- Wallis mostró que existen diferencias significativas dependiendo del órgano en el que se bioacumule el catión. Así mismo, también tiene interfiere el radio atómico, la biodisponibilidad y su biosimilación, por lo que la acumulación de los iones se realiza de diferente manera en cada parte de la planta y a diferente concentración (Cuadro 15), de esta manera el comportamiento de bioacumulación del sodio en la raíz es similar a una conductividad eléctrica tanto de 3 dS m<sup>-1</sup> como de 24 dS m<sup>-1</sup>, mientras que la acumulación del ión es más dinámica a conductividades medias como 3, 6 y 9 dS m<sup>-1</sup>, con respecto a potasio, su dinámica bioacumulativa fue homogénea en todos los tratamientos. Por otro lado el comportamiento que siguen calcio y magnesio al ser asimilados por la planta es más homogéneo, ya que la bioacumulación de estos en raíz y vástago es más dinámica a conductividades altas, esto es, de 9 a 24 dS m<sup>-1</sup> (Gráfica 4.)

Cuadro 15. Diferencias significativas en la concentración de ión en raíz (a) y vástago (b) para *B. vulgaris* y *P. oleracea* (P=0.05)

Tratamiento	[Na <sup>+</sup> ]	[K <sup>+</sup> ]	[Ca <sup>2+</sup> ]	[Mg <sup>2+</sup> ]
CE=3	0.5723 a	0.4558 b	0.4803 b	0.5281 a
CE=6	sd	sd	sd	sd
CE=9	0.4823 b	0.2448 b	0.5045 a	0.5518 a
CE=12	0.2763 b	0.0979 b	sd	0.2158 b
CE=24	0.9902 a	0.0109 b	0.7285 a	0.7495 a

sd = si dato

#### Concentración y Acumulación de Sodio

Las concentraciones de sodio acumulado disminuyeron conforme aumentó la concentración de sodio en el medio (Cuadro 16), la verdolaga fue la planta que bioacumuló más sodio y la estructura en la cual se almacenó más sodio fue la hoja, de esta manera, los valores más altos registrados fueron 1513.3, 1495 y 1074.9 y el menor 127.6 obtenido en raíz. En cuanto a la bioacumulación en acelga, el valor más alto fue de 250.6 y este se registró en hoja a una conductividad de 3dS m<sup>-1</sup>; al igual que la verdolaga el FBC en la acelga disminuye conforme aumenta la concentración de sodio en el medio, excepto a una CE de 24 dS m<sup>-1</sup> en la cual el valor registrado fue 165.1, así mismo, todos los valores altos de FBC fueron en hoja.

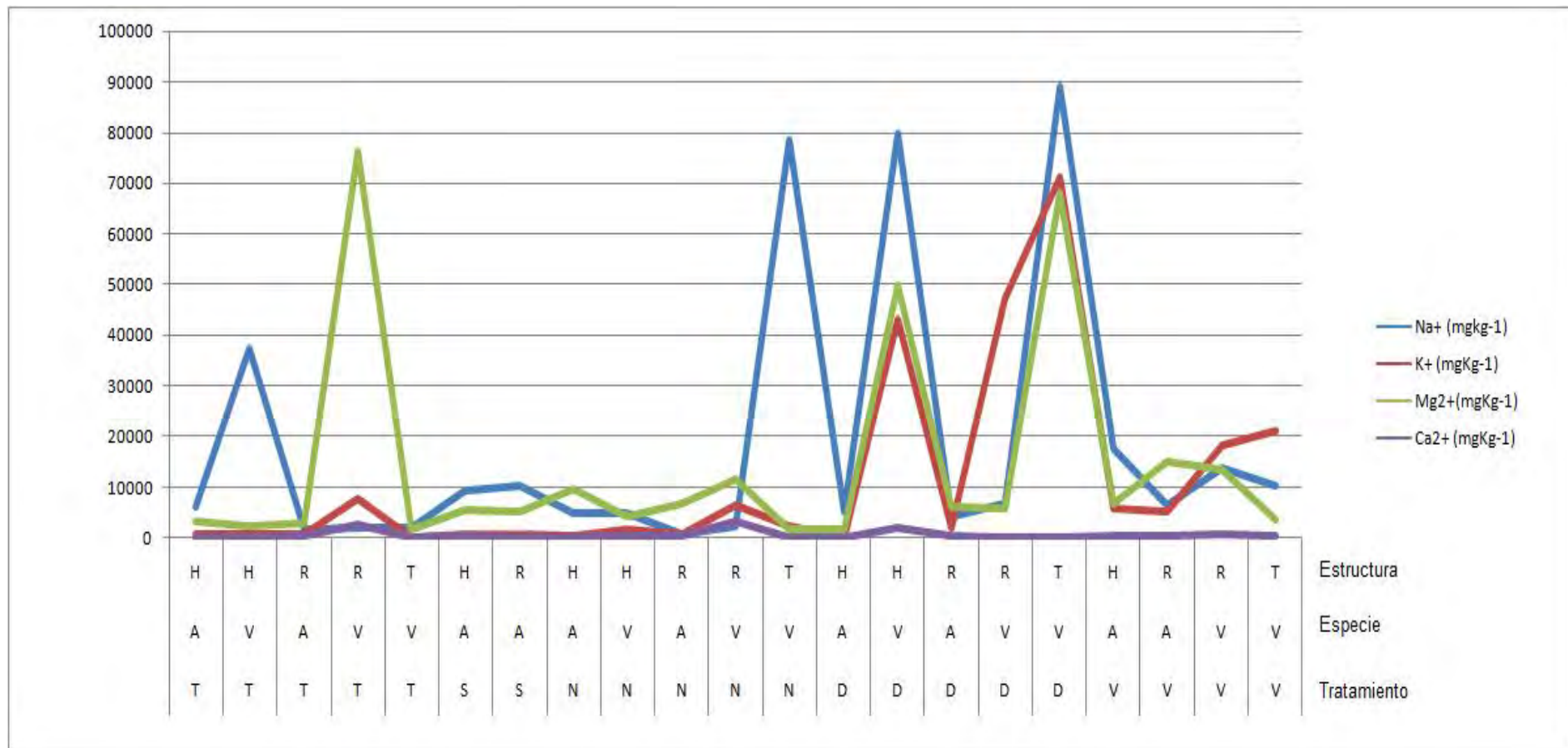
#### Concentración y Acumulación de Potasio

Al igual que el sodio, los valores de mayor acumulación calculados en potasio fue en las hojas para verdolaga, los cuales aumentan conforme aumenta la conductividad eléctrica, de esta manera 1570.6, 1041.8, 949.6 y 565.8 son los valores más altos, éste último calculado con respecto a la bioacumulación en raíz.

#### Concentración y Acumulación de Calcio y Magnesio

Los valores del FBC de calcio para ambas especies fueron bajos ya que el valor más alto fue de 22.26 con respecto a magnesio, se observan valores significativamente altos, los cuales se calcularon para las hojas de verdolaga, con ello se obtuvo, 6553.4, 5110.9 y 2438.5, así mismo, los valores de FBC en raíz de acelga también son altos (421.7, 275.7 en hoja y 442.6 y 222. 1 en raíz).

ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L



Gráfica 4. Concentración total de iones extractables cuantificados en *P. oleracea* y *B. vulgaris* var. *cicla* por tejido.

ESTRUCTURA	ESPECIE	TRATAMIENTOS (dS m <sup>-1</sup> )	
R: raíz	V: verdolaga	T: 3	D: 12
H: hoja	A: acelga	S: 6	V: 24
T: tallo		N: 9	

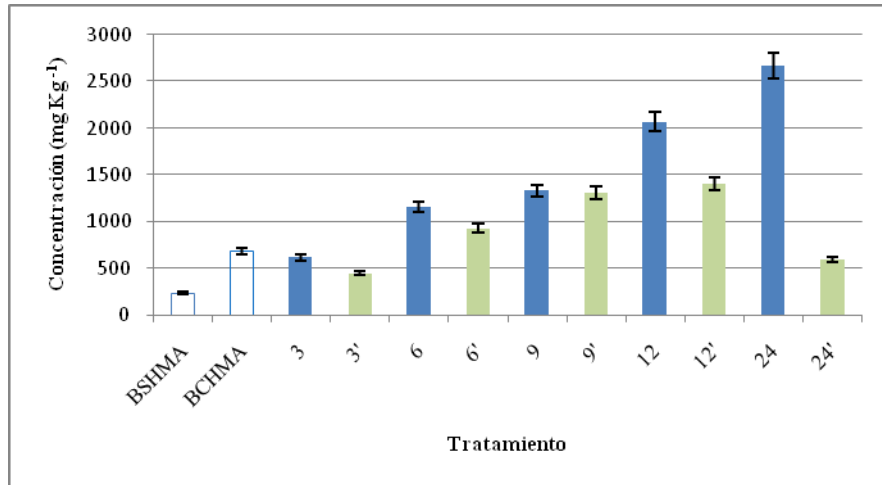
**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**

Cuadro 16. Factor de Bioconcentración (FBC) calculado para elementos ligeros en Acelga (*B. vulgaris* var. *cicla*) y Verdolaga (*P. oleracea*).

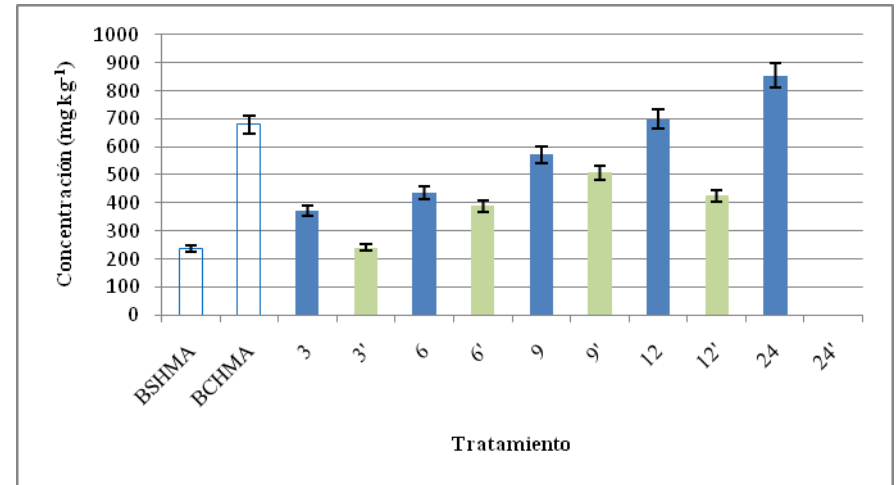
Tratamiento	Especie	FBC de Na <sup>+</sup>			FBC de K <sup>+</sup>			FBC de Ca <sup>2+</sup>			FBC de Mg <sup>2+</sup>		
		Raíz	Tallo	Hoja	Raíz	Tallo	Hoja	Raíz	Tallo	Hoja	Raíz	Tallo	Hoja
CE=3	Acelga	61.9		250.6	8.7		11.4	1.59		0.24	246.5		275.7
	Verdolaga	77.2	80.6	1513.3	10.3	1.5	136.7	22.23	0.18	0.64	214.98	149.2	6553.5
CE=6	Acelga	217.5		197.8	118.6		31.2	0.23		1.8	291.7		323
	Verdolaga	sd	sd	sd	sd	sd	sd	sd	sd	sd	sd	sd	sd
CE=9	Acelga	11.9		88.6	27.4		10.1	1.8		0.28	293.9		421.7
	Verdolaga	40.5	92	1495.4	78.5	53.5	134.8	22.26	0.24	1.55	183.3	77.4	5110.9
CE=12	Acelga	48.3		61.4	43		8.1	2.43		sd	222.1		62.2
	Verdolaga	81.1	961.9	1074.9	1041.8	1570.6	949.6	sd	sd	13.03	1781.3	213.8	2438.5
CE=24	Acelga	76.6		165.1	164.2		176.3	2		1.45	442.6		195.6
	Verdolaga	127.6	95.4	sd	565.8	658	sd	2.8	1.3	sd	394.4	109.6	sd

sd= sin dato

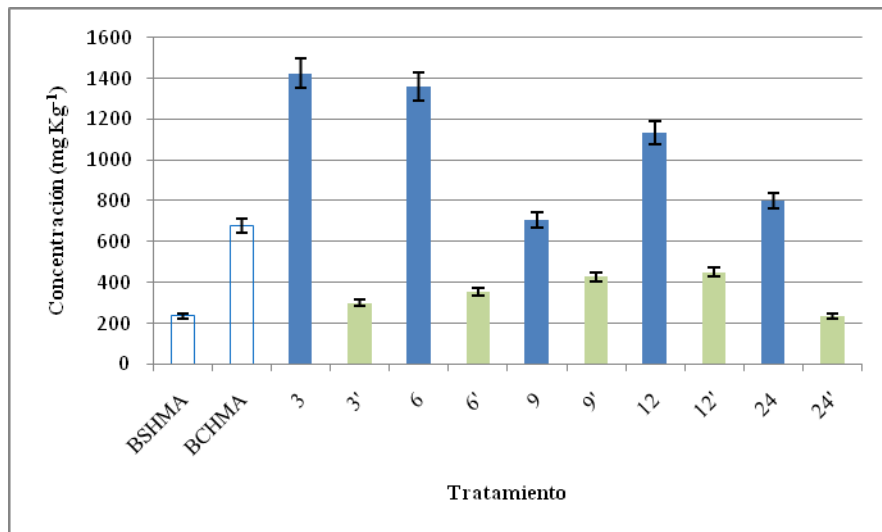
ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L



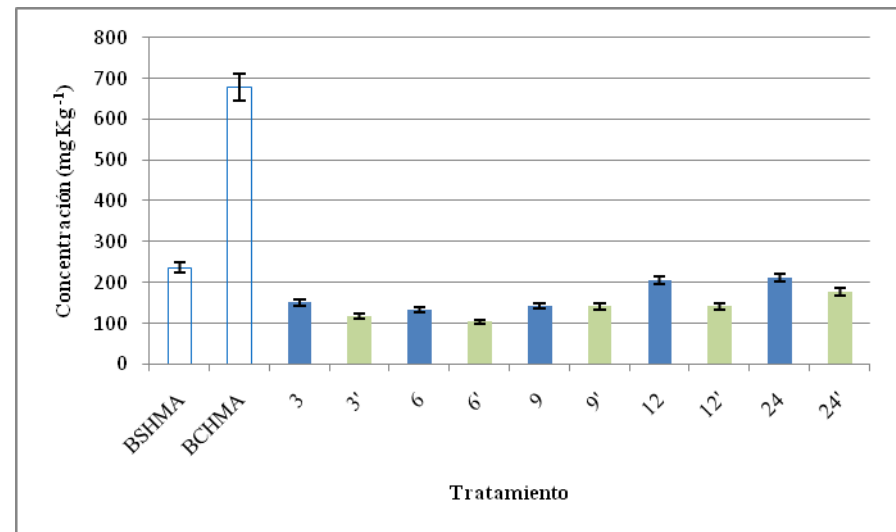
Gráfica 5. Bioacumulación de Na<sup>+</sup> en *P. oleracea* en diferentes tratamientos



Gráfica 6. Bioacumulación de K<sup>+</sup> en *P. oleracea* en diferentes tratamientos

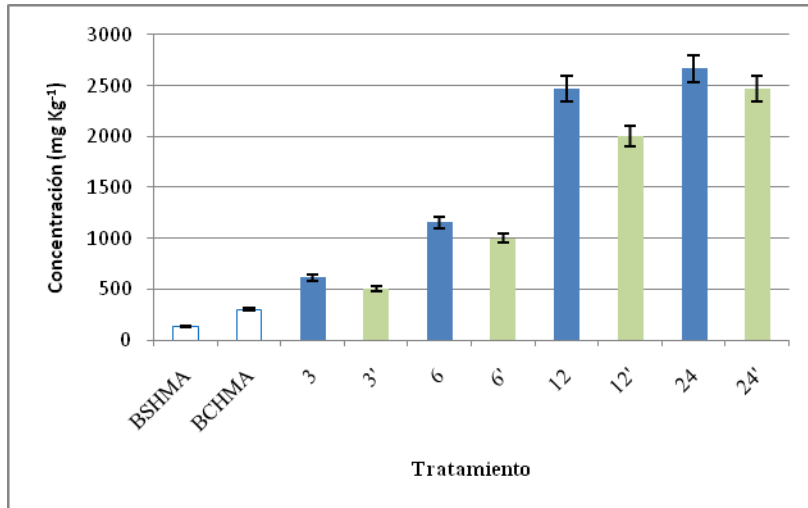


Gráfica 7. Bioacumulación de Mg<sup>2+</sup> en *P. oleracea* en diferentes tratamientos

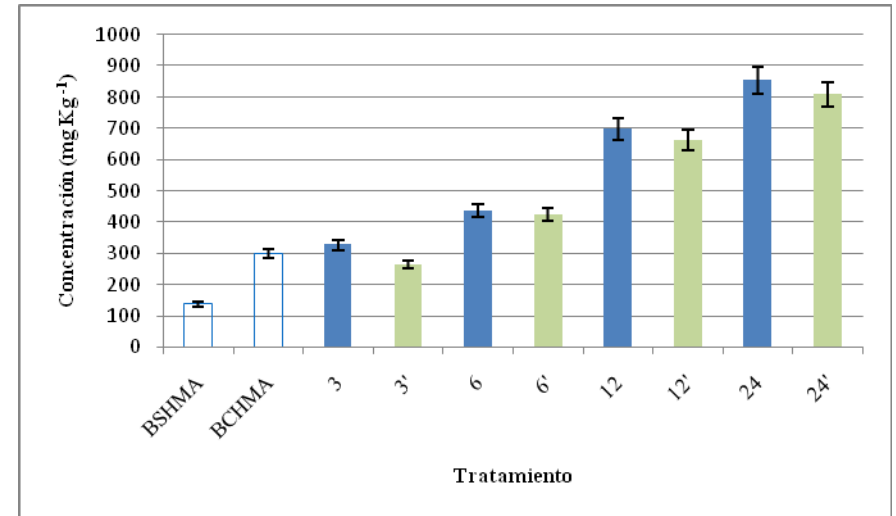


Gráfica 8. Bioacumulación de Ca<sup>2+</sup> en *P. oleracea* en diferentes tratamientos

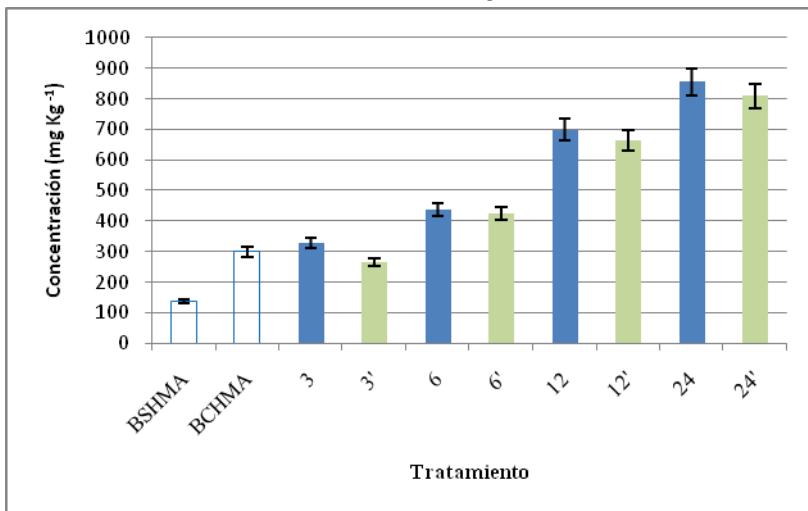
**ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L**



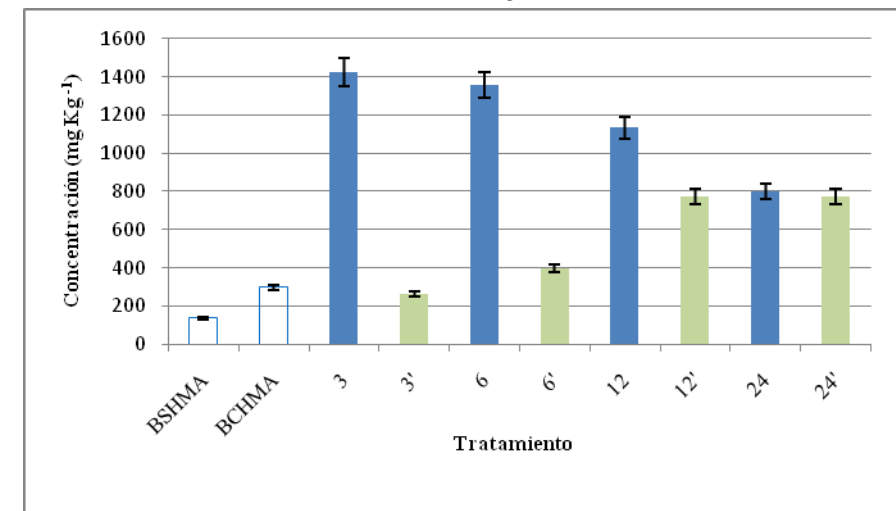
Gráfica 9. Bioacumulación de Na<sup>+</sup> en *B. vulgaris* en diferentes tratamientos



Gráfica 10. Bioacumulación de K<sup>+</sup> en *B. vulgaris* en diferentes tratamientos.



Gráfica 11. Bioacumulación de Mg<sup>2+</sup> en *B. vulgaris* en diferentes tratamientos



Gráfica 12. Bioacumulación de Ca<sup>2+</sup> en *B. vulgaris* en diferentes tratamientos



## 7. DISCUSIÓN

### 7.1. Caracterización ecológica

Los sitios estudiados así como su conformación florística indica un avanzado grado de alteración en el cual, la salinidad es el principal factor de perturbación y el primordial agente estresante de la vegetación. Procesos de producción en la chinampa, constitución geomorfológica, fluctuación del nivel freático, diversificación de las actividades productivas, así como cultivares e invariación de los ciclos productivos, son factores que han coadyuvado al aumento de la salinidad del suelo; sin embargo, la salinidad no es un problema de reciente creación, ya que está presente desde la época en que se formó la cuenca de México al depositarse diferentes residuos de origen volcánico durante los periodos geológicos formando un relieve acumulativo fluvial y palustre (Mendoza, 1961).

La conjunción de estos fenómenos geológicos y la intervención del ser humano para formar chinampas, las cuales han sido afectadas por los factores y procesos formadores de suelo para comportarse como suelos naturales (Aguirre, 2005), también ha favorecido que la salinidad se presente en sitios donde el manejo agrícola es inadecuado incluso, donde los elementos hídricos y florísticos ya no funcionan como parte del ecosistema. Esto se refleja claramente en los sitios estudiados, en las chinampas que se mantienen como una conformación ecológica clásica, esto es, una porción de tierra delimitada por lo menos en dos de sus lados por flujos de agua o canales y delimitada por hileras de árboles de Ahuejote como en Toltenco y Tezhuiloc, en comparación con aquellas en las cuales dichos canales ya no existen como Tlicuilli y El Distrito de Riego, en donde la chinampa ha perdido su dinámica agroecológica.

Así mismo, la reconversión de las actividades productivas favorece de manera importante el aumento de la salinidad, el libre pastoreo de ganado bovino, equino, o caprino, producción bajo invernadero o la realización de actividades recreativas como centros sociales, turísticos y zonas deportivas.

En este sentido, en ninguno de los sitios estudiados se observaron actividades de recreación o deporte, sin embargo en los sitios donde la ganadería es parte de la actividad productiva, el fuerte impacto ejercido por la salinidad hace casi imposible el desarrollo de producción agrícola.

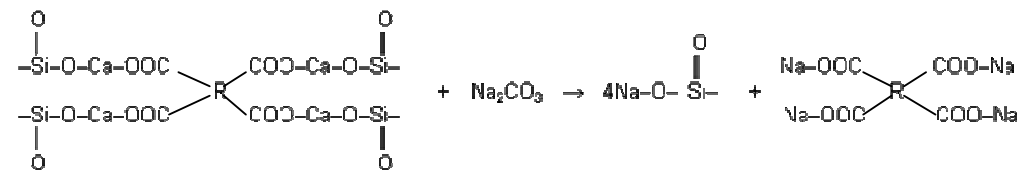
Con base en lo anterior, se ha determinado que el agua residual la cual es vertida a los canales representa una de las causas por las cuales los sitios estudiados se ha salinizado tan severamente, por lo que todos los sitios comparten las mismas causas de origen, sin embargo el uso y abuso del suelo ha establecido la actual situación edáfica en que se encuentra cada chinampa o parcela. Es digno señalar, que la ubicación de cada una de ellas, es un factor importante por el cual se ha fomentado alguna actividad o se ha dificultado otra.

En este sentido, el caso de Toltenco y Tezhuiloc comparte condiciones geográficas y ecológicas similares, en las cuales existe un flujo de agua importante, ambas conservan los apantles propios de la chinampa y la actividad agrícola es constante. Por otra parte, en las parcelas ubicadas en Tlicuilli y el Distrito de Riego, predomina la actividad ganadera o se mantuvieron inactivas durante tiempo prolongado. Estas diferencias ecológicas y las diferencias observadas en los valores de pH y Conductividad eléctrica practicadas en agua de canal y suelo los cuales resultaron alcalinos y mayor de 7.5 dS m<sup>-1</sup>; hace suponer sobre la dinámica que ha seguido cada sitio como unidad productiva ya que está directamente influenciada por los procesos de lluvia y estiaje.

## 7.2. Propiedades físicas y químicas de los suelos

El color del suelo refleja las propiedades biofísicoquímicas de la relación suelo- planta y está influido por los porcentajes de materia orgánica, los suelos de Xochimilco presentan un color que varía de gris a gris oscuro en seco y cambia a negro en húmedo (Cuadro 1), este color es característico de suelos con alto porcentaje de materia orgánica (Aguilera, 1989) como es el caso de las chinampas en donde el valor de M.O. es mayor al 5% en el horizonte A y aumenta hasta 12% en los horizontes inferiores cercano a lo reportado por (Miramontes *et al.*, 2000; Flores, 2001). Esta proporción de materia orgánica en el suelo, indica chinampas muy activas desde el punto de vista agrícola dado que con las prácticas de fertilización el agricultor dota al suelo de abonos animales y abonos verdes, los cuales se descomponen de forma lenta debido a las condiciones de anaerobiosis y altamente reductivas a causa de las fluctuaciones en el nivel hídrico.

El color oscuro del suelo se debe en los suelos chinamperos a la alta melanización por parte de los ácidos orgánicos, sin embargo, pueden observarse tintes pardos como resultado de la destrucción de complejos organominerales (hidrólisis de complejos y movilidad de humatos) como parte de la sustitución de los cationes floculantes Ca y Mg por el Na en los complejos, de acuerdo con la siguiente reacción:



La destrucción de los complejos provoca la liberación del humus y con ello un incremento de su solubilidad y dispersión. Al encontrarse el Na<sup>+</sup> bien representado en el complejo y solución del suelo, se forman los humatos de sodio altamente solubles y móviles, estos se concentran de manera localizada en las partes bajas del microrrelieve o bien en los puntos de máxima evaporación, formando los álcali negros.

En los suelos de las chinampas, se encontró en este estudio que los aniones dominantes son el SO<sub>4</sub><sup>-</sup> y CO<sub>3</sub><sup>-</sup> mientras que uno de los cationes más comunes son el Na<sup>+</sup> formando de este modo carbonato de sodio y sulfato de sodio, estas son las sales más abundantes en la solución de los suelos de chinampa y las responsables de los procesos de salinización. El carbonato de sodio tiene además el efecto adicional inmediato de elevar el pH en función de su concentración, esta es la razón por la cual se encuentran pH de 8.5 o superiores. Cabe señalar que la presencia de los sulfatos en mayor cantidad que los carbonatos, explica que los pH no sean más alcalinos, pues son sales antagónicas, el carbonato de sodio es altamente hidrolítica y alcalina, mientras que el sulfato de sodio es una sal neutra y no hidrolítica.

La densidad aparente de mayor valor se presentó en el paraje Distrito de Riego y Tlicuilli, estos valores son altos dado que estos sitios son susceptibles a inundarse, las quemas cíclicas de las parcelas favorece la cementación del calcio y el tamponamiento de los microporos por las partículas de materia orgánica, así como el flujo constante del agua a través del horizonte debido al ascenso y descenso del nivel freático. Por otra parte Toltenco y Tezhuilco en donde los valores son más altos, se infiere que son sitios cuya edad de formación edafológica es más reciente, ello implica que el desarrollo de la vegetación sea favorable dado facilita el enraizamiento, asegura la conservación del agua y favorece los intercambios entre la planta y el suelo, permitiendo la difusión del aire y el agua. Sin embargo, son suelos con problemas de drenaje por lo que son susceptibles a inundarse como se observó en Tlicuilli y el Distrito de Riego, en donde la compactación del suelo aumenta el problema de la salinidad.

Como se mencionó, la susceptibilidad a inundarse de los suelos de Xochimilco se ve en gran medida favorecida al grado de compactación que presentan los sitios de estudio, sin embargo, la textura de los mismos es un factor fundamental en este proceso, lo que causa una velocidad de infiltración baja, permeabilidad lenta, energía de retención de humedad alta y capacidad elevada de retención de agua disponible para las plantas.

Con respecto a las propiedades químicas, el pH del suelo es fuertemente alcalino y varía a alcalino a mayor profundidad de la capa arable, excepto en Toltenco y Distrito de Riego, en Toltenco los valores de pH aumentan en las capas por debajo de los 10 cm, esto puede deberse al elevado nivel del manto freático el cual mantiene la fase salina de mayor concentración en las capas superficiales; por su parte Distrito de Riego no tiene un nivel freático alto, sin embargo es un suelo fuertemente compactado y con problemas de drenaje lo que dificulta la lixiviación de las sales a los horizontes más profundos, pero favorece el ascenso capilar y con ello la concentración superficial de las sales incrementándose el pH.

En algunos casos, la CE puede disminuir abruptamente como en Toltenco, en donde la CE en época de secas registró un valor de 30.3 y disminuyó a 9.1 posterior a los 11 cm de profundidad, como lo reportan Ramos *et al.*, 2000, Ortega y Velázquez, 2000, Miramontes, 2000; Flores 2001), este fenómeno en el cual disminuye la CE de una capa a otra, caracteriza a los suelos salino-sódicos en las capas superficiales, y sódicos, salino y normales en las capas más profundas, del mismo modo, estas conductividades eléctricas son mayores a  $4 \text{ dS m}^{-1}$  por efecto de la materia orgánica disuelta, nivel freático elevado y predominancia de  $\text{Cl}^-$  y  $\text{SO}_4^{2-}$  sobre  $\text{HCO}_3^-$  y  $\text{CO}_3^{2-}$ .

### 7.3. Diversidad micorrízica, herbáceas asociadas e intervalos de tolerancia.

Con base en el análisis de correspondencias realizado, las localidades de Toltenco y Tlicuilli poseen la mayor diversidad de especies de HMA, especialmente *Glomus claroideum*, *G. mosseae*, *G. geosporum*, *Acaulospora scrobiculata*, *A. morrowae* y *Archaospora leptica*, quienes son más funcionales en las condiciones de estrés salino que predominan en los sitios.

Por otra parte, éste análisis mostró que en condiciones de salinidad extrema, las Chenopodiaceae y Poaceae, son más susceptibles de ser colonizadas por *G. claroideum* y *G. geosporum*. Sin embargo, esta habilidad no se considera atribuible a la capacidad fisiológica de las familias para necesitar de la asociación micorrízica, sino a la alta esporulación que desarrollan dichos hongos, en tal caso, se infiere que la relación hongo-herbácea podría favorecer más al hongo que a la planta atribuyéndole una relación parásita.

La relación entre esporulación y colonización de HMA, varía de acuerdo con las propiedades físicas y nutrimentales del suelo (Abbott y Robson, 1991; Gazey *et al.*, 1992) las cuales son modificadas con la estacionalidad (García y Mendoza, 2007). En este estudio la riqueza de especies de HMA estuvo mayormente representada por las especies *Glomus geosporum*, *G. mosseae*, *G. etunicatum*, *G. tortuosum* y *G. claroideum*, siendo esta última la especie que esporula más y por lo tanto la que presenta mayor frecuencia de ocurrencia, datos similares obtuvieron Oliveira *et al.*, (2005) quienes observaron que *G. intraradices*, *G. mosseae*, *G. claroideum*, *G. etunicatum*, *G. geosporum* y *G. fasciculatum* se encuentran mejor representadas en sedimentos con un fuerte impacto antropogénico y (Wang *et al.*, 2002; Schalamuk *et al.*, 2005) quienes registraron especies similares de HMA en sitios perturbados por salinidad. La riqueza total de HMA observadas en época de secas se encuentra representada en el Cuadro 12, la cual disminuye durante la época de lluvias como lo muestra el Cuadro 13, puede observarse que las condiciones de estrés favorece la colonización y esporulación.

De acuerdo con los resultados de este estudio, el total de especies vegetales analizadas presentan mayor colonización micorrízica durante la estación seca, momento en el que la evaporación concentra las sales en la zona radical y las especies vegetales se ven obligadas a asociarse con los hongos micorrízicos a fin de incrementar su eficiencia en la captación de agua, nutrimentos y eliminación de iones tóxicos, para de este modo hacer frente a las condiciones de estrés hídrico, nutrimental y toxicidad de iones específicos, logrando así completar su ciclo biológico y concomitantemente también el hongo. Este mecanismo funcional, es resultado de un proceso evolutivo que asegura la perpetuidad de las especies o ecotipos de hongos, incrementa la diversidad y la estabilidad del ecosistema (Landwehr *et al.*, 2002). Este mecanismo funcional es resultado de una fina interacción entre los factores del ambiente atmosférico y edáfico que actúan como estímulo para las plantas, mismas que responden produciendo señales fitoquímicas que estimulan a los microsimbiontes, dando como resultado el establecimiento de la asociación funcional planta-hongo. Una misma planta incrementa su tolerancia al estrés cuando es micorrizada con respecto a una no micorrizada (Aliasgharzadeh *et al.*, 2001)

Con relación a las demás herbáceas recolectadas, se observó que los pastos *Pennisetum clandestinum*, *Hordeum jubatum* y *Cynodon dactylon* poseen el mayor porcentaje de micorrización en sitios con CE de 30.3 dS m<sup>-1</sup> por algunas especies de hongos como *Archaespora leptotica*, *Acaulospora morrowae*, *A. scrobiculata*, *Glomus claroideum*, *G. geosporum*, *G. mosseae*, *G. microagregatum*, dependiendo de la especie vegetal, esto concuerda con lo encontrado en la literatura (Carvalho *et al.*, 2004; Hildebrandt *et al.*, 2001) donde se señala que especies vegetales que normalmente no micorrizan lo hacen a altas concentraciones salinas y esta se mantiene aunque en menor proporción aún cuando los valores de CE disminuyen hasta un límite de concentración; esto es un dato nuevo para estas especies, ya que la literatura cita otras estrategias de tolerancia a la salinidad afines a la familia Poaceae como excreción, secreción o extrusión, la cual se realiza a través de glándulas secretoras (Waisel, 1972) o a través de mecanismos de extrusión activa en los cuales las glándulas presentan una aparente selectividad entre los iones Na<sup>+</sup> y K<sup>+</sup> (Levitt, 1980).

En cuanto a *Chenopodium macrospermum* spp Halophilu, *Ch. Berlandieri*, *Solanum rostratum*, y *Urtica dioica*, el estudio demostró que todas ellas establecen mutualismos con alguna o algunas especies de HMA mediante la micorrización al observarse el desarrollo de arbúsculos y micelio. Por otra parte, *Tanacetum sp*, *Bidens aurea* y *Ambrosia psilostachya* consideradas como glicófitas, aparecieron durante la época de lluvias, la cuales no se habían registrado durante la época de secas lo que demuestra su intolerancia a salinidad elevada, así mismo, la riqueza de HMA en estas herbáceas fue baja ya que solo *Ambrosia psilostachya* y *Solanum rostratum* presentaron micorrización por debajo del 40%, aún en suelos donde la CE fue mayor a 6 dS m<sup>-1</sup>, esta ausencia de micotrofia posiblemente se deba a que las condiciones ambientales no son tan drásticas durante la época de lluvia, además que dichas especies posean otras adaptaciones fisiológicas o metabólicas al medio (Munns, 1993).

*Ch. macrospermum* (Chenopodiaceae), *Heliotropium curassavicum* (Boraginaceae), *Suaeda torreyana* (Chenopodiaceae) y *Distichlis spicata* (Poaceae) son las especies que presentan mayor abundancia en suelos afectados por salinidad durante la época de estiaje, en este periodo se encontró que todas ellas se relacionan con diferentes especies de HMA del género *Glomus*, este hecho representa evidencia importante sobre la dependencia del género *Chenopodium*, ya que hasta el momento, la literatura señalaba que las Chenopodiaceas comúnmente no establecían relaciones mutualistas con HMA, o los pastos, a los cuales se les atribuyen otros mecanismos de tolerancia a la salinidad. En el caso de algunos pastos tolerantes a la salinidad, hay evidencias de que propágulos de algunas especies de HMA pueden sobrevivir en las raíces en suelos salino-sódicos (Mendoza *et al.*, 2005). Estos hallazgos permiten comprender como estas especies pueden establecer micotrofia bajo condiciones elevadas de estrés salino, esto concuerda con lo reportado en otras investigaciones (Katembe *et al.* 1998; Sengupta y Chaudhuri 1990; Carvalho *et al.*, 2004), así mismo Harley y Harley (1987) señala como positiva la relación micorrízica en *Beta vulgaris* y *Portulaca oleracea*.

Del total de las especies herbáceas registradas en época de secas, *Heliotropium curassavicum* (Boraginaceae) y *S. torreyana* (Chenopodiaceae) ambas consideradas como halófitas según Gorham (1996), fueron las únicas en las que no se observaron indicios de colonización micorrízica, sin embargo durante la época de lluvias se encontró que *S. torreyana* establece micorrización dado que se observó la presencia de hifas en un 19.5% de colonización, en cuanto a *H. curassavicum* la ausencia de estructuras micorrízicas posiblemente esté relacionada con su anatomía, la cual le confiere la succulencia suficiente para tolerar altas concentraciones salinas además de evadir las altas concentraciones de sal en el suelo, ya que por la longitud de la raíz, está puede superar los 30 cm de profundidad; el que no se le haya encontrado durante la misma época, señala que posiblemente *H. curassavicum* se desarrolle en el ambiente como una halófito facultativa.

Tal variación en la riqueza de herbáceas y la tendencia de las mismas a micorrizar, hace inferir que en Xochimilco las herbáceas y HMA coexisten de forma paralela limitados por los procesos de humedad y evapotranspiración, así como modificación extrema de las condiciones ambientales de la chinampa y el aprovechamiento productivo (Abbott y Robson, 1991). Otra alternativa es que las dos halófitas no micorrizan por su condición natural de tener alta tolerancia a la salinidad y no requieren de una relación simbiótica para sobrevivir en estas condiciones, no debemos olvidar que la simbiosis micorrízica es una estrategia de las plantas para crecer en condiciones de estrés (Entry *et al.*, 2002) entre ellas la salinidad.

El hecho de que las diferentes especies de herbáceas micorricen o no con distintos géneros de HMA es irrelevante, ya que el 83% de las plantas dicotiledóneas y el 79% de plantas monocotiledóneas hasta ahora investigadas presentan micorrización (Allen, 1991).

Sin embargo, el hecho de que una planta habite y se desarrolle en diferentes gradientes salinos conforme fluctúan las condiciones ambientales, es una estrategia bien conocida en estudios con frutales, pero poco conocida en estudios de campo principalmente cuando el ambiente es estresante como ocurre en las chinampas salinas.

Para el presente estudio, se observa este fenómeno ejemplificado por la presencia o ausencia de unas u otras especies de herbáceas y HMA en los sitios de muestreo en donde los valores de Riqueza (R) y Diversidad (D) de los HMA's se modifican de diferente manera, esto es, R y D de micorrizas son bajos en la época de lluvias con respecto a la época de secas.

Esta diferencia en riqueza y diversidad de micorrizas en la época de lluvias y el aumento de las mismas en época de secas, señala una importante disponibilidad de "salvavidas" para aquellas plantas que se encuentran en estrés inminente, de esta manera los valores de R y D en época de secas y lluvias es muy marcado.

Pero ¿por qué es marcado?, imaginemos que caminamos por un desierto y nos extraviamos y la cantidad de agua que traemos con nosotros es limitada, pronto estaremos sedientos y tendremos que abastecernos para no entrar en shock, del mismo modo cuando se inicia la época de secas las plantas que se desarrollan bajo condiciones extremas (tolerantes) buscan asociarse con alguna o algunas especies de micorrizas, las cuales le harán la "vida más fácil" cuando llegue la época de secas incrementando la superficie de captación de agua y nutrimentos, principalmente de iones fosfato y amonio disponibles en el suelo.

De esta manera, cuando llega la estación húmeda o época de lluvias, toda la dinámica del suelo de las chinampas cambia, el pH y la conductividad eléctrica disminuyen, algunos micro y macroelementos incrementan su solubilidad, se eficiente la actividad microbiana y se incrementa la descomposición de la materia orgánica y su incorporación al perfil edáfico, en este proceso, la CE y el pH disminuyen tanto que las condiciones reductoras son mínimas (Ortega y Velázquez, 2000), lo que favorece el desarrollo de plántulas a partir del banco de semillas que bajo condiciones de extrema salinidad y elevado pH no podían germinar.

Estas condiciones permiten el establecimiento y desarrollo de otras asociaciones HMA-plantas en pro de la diversidad, estabilidad y productividad de los agrosistemas chinamperos, pues es sabido que los HMA mejoran la productividad de las plantas (Abbaspour *et al.*, 2006; Al-Karaki, 2000, 2006; Sannazzaro *et al.*, 2006), al favorecer la absorción de nutrimentos con baja movilidad como P, Fe, Cu y Zn (Ruiz-Lozano *et al.*, 1996; Al-Karaki, 2000) y disminuir la absorción de Na (Al-Karaki, 2006; Colla *et al.*, 2008), mejorar procesos fisiológicos, como el incremento de la conductividad hidráulica de las raíces, favorecer el ajuste osmótico y composición de carbohidratos (Ruiz-Lozano, 2003).

Esta dinámica de presencia/ausencia de especies es claramente perceptible en los parajes de Toltenco y Distrito de Riego, donde la D es más alta, de esta manera el principal factor que limita la permanencia de estas especies es el filtro fisiológico (Lambers *et al.*, 1998), el cual en el caso de las localidades antes mencionadas está determinado por la disponibilidad de agua y la dinámica física, química y biológica que tiene lugar en el suelo producto de la disponibilidad de agua. Aparentemente la diversidad de HMA en Tlicuilli no varía mucho, de hecho la diversidad de Tezhuiloc no se ve modificada, ello pudiera deberse a que las condiciones de trabajo en la chinampa son constantes, esto es, la chinampa es labrada de la misma manera y en los mismos periodos de tiempo ciclo tras ciclo, por lo que la acumulación de sal se desarrolla de forma paulatina, lo que ha favorecido que aquellas especies cuya aptitud adaptativa ha superado un filtro histórico y un filtro fisiológico, sean solo influenciadas por la competencia y la herbivoría.

Con respecto a las herbáceas colectadas, se desconoce el mecanismo por el cual toleran la salinidad durante las etapas fenológicas previas a la floración, aunque las semillas de estas podrían quedar en latencia y esperar a que se modifiquen las condiciones ambientales en la época de lluvias para germinar, o ser favorecidas por la micotrofia a fin de establecer nodrizaje.

En este estudio no queda claro el estatus de tolerancia a la salinidad el cual se le pueda conferir a cada una de las herbáceas colectadas, incluyendo *Beta vulgaris* var. *cicla* y *Portulaca oleracea*, dado que aquellas consideradas como glicófitas de acuerdo con Gorham, (1996), continúan con su desarrollo hasta la floración aún a CE de 6.73 y pH de 8.5, por lo que tal tolerancia puede ser atribuible a su relación con los HMA.

En este sentido, *B. vulgaris* var. *cicla* y *P. oleracea*, por sus características anatómicas y fisiológicas podrían considerarse como halófitas, aunque se observó que la germinación es la etapa fenológica de mayor susceptibilidad en condiciones de estrés salino, la cual se facilita con la intervención de la asociación micorrízica.

Es importante señalar que el papel que los HMA desempeñan en las interacciones suelo-microbiota-planta, es preponderante en la dinámica ecológica-edáfica, así como su importancia en la nutrición y productividad vegetal (Khan, 2006). Además es significativa la evidencia científica que señala que el grupo de micorrizas con mayor distribución y resistencia en ambientes impactados por prácticas antropogénicas es la familia Glomeraceae (Carvalho *et al.*, 2001; Aliasgharzadeh, 2001; Wang *et al.*, 2002; Oliviera *et al.*, 2005; Oliviera *et al.*, 2006; Schalamuk *et al.*, 2006; García y Mendoza, 2007), así mismo, el presente estudio propone al grupo de HMA del phylum Glomeromycota en combinación con herbáceas tolerantes a la salinidad como aquellas especies con potencial de uso en la recuperación de suelos impactados por salinidad derivada de las actividades antropogénicas.

#### 7.4. Crecimiento y desarrollo de cultivos

*Beta vulgaris* var. *cicla* (Chenopodiaceae) y *Portulaca oleracea* (Portulacaceae), son especies que poseen la facultad de tolerar altas concentraciones salinas (López, 1988), sin embargo son cultivos cuyo grado de afectación es determinado por la concentración salina en la que se tratan de desarrollar; con base en los experimentos practicados en invernadero, se observó que a partir de 9 dS m<sup>-1</sup> y hasta 24 dS m<sup>-1</sup> de CE, se prolonga dos días el periodo de dormancia en *P. oleracea* y en *B. vulgaris* disminuye la proporción de semillas germinadas en un 25%. En campo los tiempos de germinación pueden aumentar o disminuir de acuerdo con las condiciones climáticas, el aumento en los valores de la CE, el pH y el ajuste osmótico.

Cuando se observó que las semillas de *P. oleracea* presentaban inhibición total del proceso de germinación al someterse a CE de 12 y 24 dS m<sup>-1</sup>, se decidió realizar la germinación en condiciones no salinas y luego trasplantar las plántulas a los tratamientos de 12 y 24 dS m<sup>-1</sup>, este procedimiento se decidió realizar con base en una práctica que comúnmente se realiza en la zona chinampera de San Gregorio Atlapulco, la cual consiste en poner a germinar semillas de verdolaga en chapín (utilizando

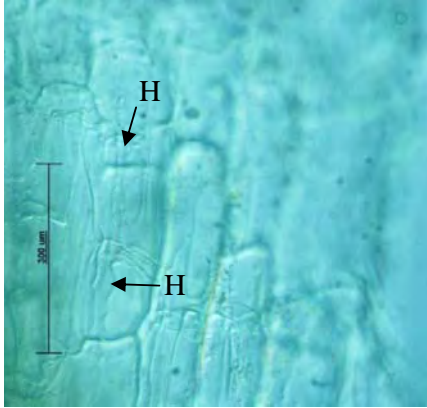


como sustrato sedimento de los canales) y posteriormente trasplantar las plántulas de los chapines en la chinampa previamente trabajada (Figura 22). El uso de esta práctica, indudablemente permite que la germinación (etapa del desarrollo más sensible) tenga lugar en condiciones no salinas y se asegure la obtención de plántulas vigorosas con mayor tolerancia al estrés salino, dado que es más factible que una plántula sobreviva y se desarrolle en condiciones salinas (Munns, 1993; López, 1988) incluso extremas como lo demuestra el experimento realizado bajo condiciones de invernadero, en comparación a que una semilla germine bajo las mismas condiciones.

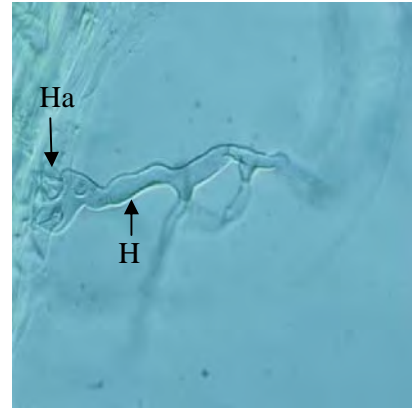
Fig 22. Siembra de Verdolaga en chapín, en San Gregorio Atlapulco

Es necesario señalar que la capacidad adaptiva no es la única estrategia que poseen las plantas para sobrevivir en ecosistemas adversos o tolerar el estrés salino, establecer mutualismos con diversas especies de HMA es un mecanismo eficiente de tolerancia (Jain *et al.*, 1989; Entry *et al.*, 2002; García y Mendoza, 2007), el cual demanda la menor cantidad de energía a la planta, permitiéndole derivar el resto de su energía hacia el desarrollo de otras fases fenológicas.

Indudablemente la interacción micorrízica potencia a la planta para sobrevivir al estrés y mejorar la fase de desarrollo como lo demuestran los trabajos de (Aboulkhair y El-Sokkary, 1994; Gupta y Krishnamurthy, 1996, Al-Karaki, 2000; Wang *et al.*, 2002), así mismo, el mismo efecto fue observado en el desarrollo de *P. oleracea* y *B. vulgaris*, al observar que las raíces de ambas plantas fueron colonizadas por los HMA (Figura 23 y 24).



Izq. Figura 23. Hifa (H) en células corticales de *B. vulgaris* var. *cicla*, a CE de 12 dS m<sup>-1</sup>. A La Der., Figura 24. hifa (H) y haustorio (Ha) en célula cortical de *Portulaca oleracea* en etapa fenológica de plántula, a CE de 12 dS m<sup>-1</sup>.



### 7.5. Concentración y Acumulación de cationes básicos

La bioacumulación de Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup> y Mg<sup>2+</sup> en los tejidos de la planta, es directamente proporcional a la función que desarrolla cada uno de estos, por lo que las concentraciones de iones más altas se localizaron en hojas, raíces y por último en tallo, como lo reflejan estudios realizados por (Kenger *et al*, 2002; Ali *et al*, 2002; González, 2003; Rosselli *et al*, 2003). Sin embargo, altos valores del Factor de bioconcentración (FBC), fueron solo registrados cuando las plantas estuvieron sometidas a tratamientos salinos de 3 y 6 dS m<sup>-1</sup> considerados de baja concentración. Por otra parte, se observó un descenso abrupto en los valores del FBC en hoja y raíz de ambos cultivos cuando se sometió a CE de 12 dS m<sup>-1</sup>, a la vez que recuperó su tendencia ascendente de bioacumulación cuando se sometió a 24 dS m<sup>-1</sup>, esta tendencia de aumento representa la fase de trasplante realizada. Tal tendencia en la asimilación de sodio ya sea en fases fenológicas juveniles o maduras parece no afectar la toma de potasio dado que los valores de FBC son muy cercanos, ello no demuestra el efecto antagónico de ambos iones, ni la absorción selectiva de K<sup>+</sup> a causa de la extrusión de Na<sup>+</sup> (Levitt, 1980; Willadino y Camara, 2003), por lo que no puede considerarse como una estrategia de tolerancia que empleen estos cultivos.

Ahora bien, *P. oleracea* posee el poder de dilución necesario mediante la succulencia a fin de compensar las concentraciones de Na<sup>+</sup>, con la síntesis de Prolina, Manitol, Sorbitol y otros compuestos orgánicos, los cuales funcionan como solutos compatibles (Willadino y Camara, 2003) compartimentalizandolos en las células, principalmente del parénquima en el cual además el contenido de agua es alto (Levitt, 1980). Por otra parte, aunque el Potasio es un elemento importante en la regulación osmótica y en la bomba de Na<sup>+</sup>/K<sup>+</sup>, la bioacumulación de sodio, no parece afectar la capacidad de la planta para asimilarlo, por lo que es no atribuible una relación antagonista entre ambos cationes.

Del mismo modo actúa el magnesio dadas las elevadas concentraciones cuantificadas en los tejidos de la planta, a pesar de ser el ion central en el complejo clorofila-fotosíntesis y cofactor de varias reacciones enzimáticas, las concentraciones observadas parecen no afectar su biodisponibilidad para el metabolismo de la planta.

Aparentemente altas concentraciones de Na<sup>+</sup> no afecta la toma de Ca<sup>2+</sup> dada su biodisponibilidad por la planta para realizar todas sus funciones metabólicas, esto se refleja al no observarse modificaciones en su morfología ni mostrar signos de deficiencia, a lo que se le podría atribuir parte de las causas por las cuales los valores registrados de este elemento fueron bajos, sin embargo, no hay que soslayar la posibilidad que las mínimas concentraciones de Ca<sup>2+</sup> cuantificadas en los tejidos de las plantas, pueda deberse a que este elemento estuviese acomplejado a causa del pH elevado y por lo tanto tornarse difícilmente bioasimilable.

Tal variabilidad observada en los valores del FBC hace inferir que *P. oleracea* y *B. vulgaris* var. *cicla* poseen la plasticidad fenotípica necesaria para tolerar concentraciones de baja salinidad, sin embargo, a las plantas les resulta más eficiente tolerar concentraciones salinas mayores a 9 dSm<sup>-1</sup> a partir de una etapa fenológica juvenil y potenciada por la relación micorrízica, dado que ello significa un menor gasto de energía. Así mismo, cuando se somete a cualquiera de estas especies a CE mayores de 12 y hasta 24 en etapas juveniles e inoculadas con HMA, se favorece su desarrollo y potencia la bioacumulación de iones en sus tejidos.

## ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L.

---

Los experimentos de invernaderos subrayan lo antes señalado, ya que al cuantificar la concentración de iones en los blancos que fueron expuestos a suelo con esporas de HMA y suelo esterilizado, se observó una clara diferencia en la bioacumulación de iones.

Biomasa y productividad de brote así como crecimiento de raíz, son parámetros que pueden ser utilizados de referencia para evaluar fitotoxicidad (Baker y Walker, 1989), sin embargo, los signos presentados por las plantas expuestas a condiciones salinas de hasta 12 dSm<sup>-1</sup> en los experimentos de invernadero, no presentaron signos de toxicidad a sodio u otro catión. Con base en lo anterior, Reeves *et al.*, (1996) considera que un proceso de hiperacumulación puede definirse a partir de concentraciones de metal en tejido de 1000 mg Kg<sup>-1</sup> PS, sin embargo, en el caso de nutrimentos como en el presente estudio, se ha considerado que de los 1000 mg Kg<sup>-1</sup> o ppm cuantificados, no representan el total acumulado, sino que parte de la concentración del ión cuantificado está incluida en la ruta metabólica de la planta.

Ahora bien, Zayed *et al.*, (1996), utiliza el Factor de Bioconcentración (FBC) como una forma de evaluación indirecta para determinar la capacidad fisiológica de la planta para bioacumular a partir de ser considerada como un “Buen acumulador” y esto se define bajo dos criterios: i) la concentración del ión en tejido debe representar al menos el 0.5% del total del peso en seco (PS) y ii) un FBC mayor a 1000. De acuerdo a los resultados obtenidos y con base en los criterios propuestos por Zayed *et al.*, es baja la concentración de Na<sup>+</sup> en *P. oleracea* para el tratamiento de 24 dSm<sup>-1</sup>. Sin embargo, es un buen acumulador en las hojas (FBC= 1513, 1495 y 1074) en condiciones de estrés salino de 3, 9 y 12 dSm<sup>-1</sup>. Así mismo es un buen acumulador de K<sup>+</sup> y Mg<sup>2+</sup> a una CE de 12 (FBC=949) y FBC =1041) en raíz, y de Mg<sup>2+</sup> a CE de 3, 9n y 12 (FBC= 6553, 5110 y 2438) en hoja y FBC=1781 a una CE de 6 en raíz.

En cuanto a la capacidad de *B. vulgaris* var. *cicla* para bioacumular cationes se encontró que los FBC de Ca<sup>2+</sup> son bajos, por lo que se infiere que las bajas concentraciones cuantificadas en los tejidos de las plantas es resultado de su inclusión en las rutas metabólicas. Sin embargo, si una planta puede considerarse “buena acumuladora” cuando la concentración del ión bioacumulado es superior al 0.5% del peso seco total de la planta Zayed *et al.*, (1996), y se observó que las concentraciones de Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup>, Ca<sup>2+</sup> y Mg<sup>2+</sup> para todos los tratamientos son superiores al 0.5% del peso seco total del tejido, por lo tanto es digno señalar que *B. vulgaris* puede clasificarse como una planta que es “Buena acumuladora” de cationes

No obstante, se reserva la opinión de considerarla como buena acumuladora ya que la asimilación de nutrimentos como el Ca<sup>2+</sup>, no se bioacumulan totalmente, sino que parte de esta es utilizada en los procesos metabólicos.



## 8. CONCLUSIONES

Considerando la información que se derivó del presente trabajo, la caracterización ecológica de la zona de estudio y los antecedentes acerca del tema desarrollado, se concluye lo siguiente:

El avanzado grado de salinización observado en los sitios de estudio, se encuentra directamente relacionado con el riego con agua de baja calidad, abuso en la aplicación de fertilizantes químicos, producción de monocultivos, constitución geomorfológica del suelo a partir del material parental, fluctuación del nivel freático, tipo de cultivo, periodicidad y cambio de uso del suelo.

Las propiedades físicas y químicas de los suelos que fueron calificados y cuantificados, señalan que la compactación es mayor en el paraje Tlicuilli dado que presenta valores altos de densidad aparente a causa de la actividad ganadera, destrucción de coloides por sodicidad y la precipitación de calcio por el incremento de pH por encima de 8.5.

Por otro lado, Distrito de Riego, Toltenco y Texhuiloc, presentan menor compactación, dado que la evolución de sus perfiles se han desarrollado paralelamente a prácticas de conservación que caracterizan al sistema productivo de chinampa como la rotación de cultivos, descanso de los ciclos productivos, producción de policultivos, así como ausencia de pastoreo.

En todos los sitios, el espesor de 0-20 cm, rebasa los 4 dS m<sup>-1</sup> de conductividad eléctrica. Sin embargo, los primeros 10 cm registran las mayores concentraciones de sales, debido a que existe una elevada tasa de evapotranspiración lo que provoca que las sales se concentren en esta profundidad.

El ácido carbónico derivado de la descomposición de la materia orgánica, se combina fácilmente con los iones Na y Mg del suelo, formando carbonatos de estos elementos lo cual eleva el pH y provocan toxicidad, del mismo modo, las elevadas concentraciones de Sulfato de sodio, una sal de alta solubilidad se lixivia o bien asciende a través del perfil por capilaridad para concentrarse en la capa arable y su concentración esta determinada por el flujo de agua en el suelo.

Con respecto a la similitud de condiciones ambientales, así como la correspondencia realizada entre herbáceas, HMA y localidades, se determinó que existen dos ambientes diferentes caracterizados por la magnitud de perturbación, por un lado Tezhuiloc y Toltenco cuyas características ecológicas son favorables para plantas y HMA; y Tlicuilli y Distrito de Riego en donde el elevado grado de perturbación, favorece la colonización por especies tolerantes a la alta salinidad.

*Glomus claroideum*, *G. geosporum*, *G. mosseae*, *G. microagregatum*, *G. tortuosum*, *Archaeospora leptotica*, *Acaulospora morrowae* y *A. scrobiculata*, toleran condiciones salinas desde 12.68 dSm<sup>-1</sup> hasta 30.3 dSm<sup>-1</sup> y pH de 8.43 a 8.73; por otra parte, *G. claroideum*, *G. microagregatum*, *G. tortuosum*, *G. geosporum* y *G. mosseae*, se encuentran presentes en el suelo cuya CE y pH es de 6.75 dSm<sup>-1</sup> y 8.1 respectivamente. Estos rangos de tolerancia, les atribuyen una amplia aplicación en sitios salinos, cuyas concentraciones se asemejen a las estudiadas.

Toltenco y Distrito de Riego, son los sitios con mayor riqueza micorrízica durante la época de estiaje, mientras que Tlicuilli y Distrito de Riego son los que poseen la mayor riqueza de HMA en la época de lluvias, por lo tanto, la diversidad de HMA, se encuentra ligada a la dinámica que sigue el humedal durante los procesos de inundación y estiaje.

*Glomus* es el género mejor representado entre las poblaciones estudiadas en todos los parajes, lo que le confiere mejor funcionalidad en sitios perturbados por salinidad.

## ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L.

---

*Pennisetum clandestinum*, *Hordeum jubatum* y *Cynodon dactylon*, presentan porcentajes de micorrización de 43.33 %, 36.66% y 26.66% respectivamente en condiciones salinas de 30.3 dSm<sup>-1</sup>, lo que los hace especies con alto potencial para ser empleadas en la restauración de sitios salinos.

Se encontró que *Chenopodium macrospermum* spp. *Halophilu* y *Ch. berlandieri*, género reportado como raramente micorrizable, establecen relaciones mutualistas con alguna o algunas especies de HMA del género *Glomus*. Así mismo, *Solanum rostratum* y *Urtica dioica* consideradas glicofitas, pueden emplear el mismo mecanismo a fin de aumentar su funcionalidad.

*Heliotropium curassavicum* no presentó micorrización, posiblemente a que su constitución morfofisiológica le permite tolerar y evadir la salinidad en el suelo.

*Beta vulgaris* var. *cicla* y *Portulaca oleracea* tienen la capacidad de germinar en condiciones salinas de hasta 6 dSm<sup>-1</sup>, la dormancia se prolonga en conductividades eléctricas cercanas a 9 dSm<sup>-1</sup> y el proceso germinativo se inhibe por completo a CE de 12 dSm<sup>-1</sup>, por lo tanto, pueden producirse con rendimientos económicos favorables en suelos cuya CE no exceda los 6 dS m<sup>-1</sup>.

La hoja es el principal órgano en el cual se bioacumulan los iones Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup> y Mg<sup>2+</sup>, seguido de raíz y tallo.

Las bajas concentraciones cuantificadas de Ca<sup>2+</sup> en la planta, se deben a su antagonismo con el Na<sup>+</sup>.

*P. oleracea*, es buena acumuladora de sal, en el supuesto que la concentración total cuantificada en sus tejidos, superó los 1000 mg Kg<sup>-1</sup> en FBC de su peso seco. Considerando lo anterior, puede ser empleada como especie de doble propósito en la fitoextracción de iones, en suelos contaminados por salinidad.

## 9. RECOMENDACIONES

A fin de emplear el potencial de las herbáceas tolerantes así como de *B. vulgaris* var. *cicla* para tolerar condiciones de estrés salino y explotar la capacidad de *P. oleracea* para extraer y acumular sales en procesos de recuperación, rehabilitación y restauración de ecosistemas o agroecosistemas degradados por salinidad, se emiten las siguientes recomendaciones.

Emplear el potencial para tolerar sales de las especies ruderales y sus asociaciones micorrízicas aquí estudiadas, con fines de restauración ecológica en sitios cuyas conductividades eléctricas sean similares a las evaluadas en el presente trabajo.

Realizar diagnósticos de aptitud productiva a través de la evaluación nutrimental y grado de salinización, en chinampas, parcelas o terrenos.

Comparar los resultados del diagnóstico con los datos referidos en el presente trabajo, a fin de contemplar el empleo de las ruderales propuestas así como de *B. vulgaris* var. *cicla* como medida precautoria de la desertificación y a *P. oleracea* en la fitoextracción y bioacumulación de sales.

Se recomienda la siembra o trasplante de *B. vulgaris* var. *cicla* y *P. oleracea* en suelos cuya conductividad eléctrica permita su desarrollo, a fin de reactivar la producción agrícola de manera gradual a través de métodos de impacto nulo al ecosistema y atribuirle un beneficio económico.

## 10. REFERENCIAS

1. **Abbaspour H., Fallahyan F., Fahimi H. y Afshari H.** 2006. Response of *Pistacia vera* L. in salt tolerance to inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi under salt stress. *Acta Hort* **26**:383–389
2. **Abbot L. K. y Robson A. D.** 1978. Growth of subterranean clover in relation to the formation of endomycorrhizas by introduced and indigenous fungi in a field soil. *New Phytol* **81**:575-585
3. **Aboulkhair K. S. y El-Sokkary I. H.** 1994. Effect of salinity, boron and sodium on the growth and root infection by VAM, *Rhizobium* and *Frankia* of seedlings of three tree species. *J Agric Sci Egypt* **19**:2969–2980.
4. **Aguilera H. N.** 1989. Tratado de Edafología de México T I. UNAM. 92-94 pp.
5. **Aguirre J. M. de L.** 2005. Los suelos de las chinampas de Xochimilco, ¿antrópicos o naturales?. 1er. Coloquio franco-mexicano sobre Chinampas y “hortillonnages. Territorios intraurbanos frágiles entre tierra y agua.pag 34
6. **Ait A. N., Bernal M. P., y Ater M.** 2002. Tolerance and bioaccumulation of copper in *Phragmites australis* and *Zea mays*. *Plant and Soil*. **239**: 103-111.
7. **Aliasgharzadeh N., Saleh Rastin N., Towfighi H. y Alizadeh A.** 2001. Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in saline soils of the Tabriz Plain of Iran in relation to some physical and chemical properties of soil. *Micorrizha* **11**:119–122.
8. **Al-Karaki G. N.** 2000. Growth of mycorrhizal tomato and mineral acquisition under salt stress. *Micorrizha* **10**:51–54
9. **Al-Karaki G. N.** 2006. Nursery inoculation of tomato with arbuscular mycorrhizal fungi and subsequent performance under irrigation with saline water. *Sci Hort* **109**:1–7
10. **Allen M. F.** 1991. The ecology of mycorrhizae. University Press, Cambridge. 234 pp
11. **Allison L. E., Brown. J. W., Hayward. H. E., Richards. L. A., Berstein. L., Fireman. M., Pearson. G. A., Wilcox. L. U., Bower. C. A., Hatchers. J. T. y Reeve. R. C.** 1980. Diagnóstico y rehabilitación de suelos salinos y sódicos. Limusa. 6ª ed. México. 172 pp
12. **Alzate R. J. A.** 1971. Memoria sobre Agricultura. *En: La Agricultura chinampera, compilación histórica.* Rabiela. T. R. 1983. Universidad Autónoma Chapingo, México. 13–29
13. **Ait A. A., Bernal P. y Ater M.** 2002. Tolerance and bioaccumulation of copper in *Phragmites australis* and *Zea mays*. *Plant and Soil* **239**:103–111.
14. **Bago B., Azcón-Aguilar Y., Shachar-Hill y Pfeffer P. E.** 2000. El micelio externo de la micorriza arbuscular como puente simbiótico entre la raíz y su entorno. *En: Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular.* Alarcón A. y Ferrera- Cerrato (eds), 2000. IRENAT. Mundi Prensa. México. p 78-92.

15. **Baker A. J y Walker P. L.** 1989. Physiological responses of plants to heavy metals and the quantification of tolerance and toxicity. *Chemical Speciation and Bioavailability*.1: 7-17.
16. **Batanouny K. L.** 1996. Mechanisms of salt tolerance of halophytes *En: Halophytes and Biosaline Agriculture*. Redouane Ch. Clive. A. Handy. A (eds). Marcel Drekker Inc. p 73-94.
17. **Barbour M. G.** 1970. Is any angiosperm an obligate halophyte? *Ecology of Journal* **84**:105-120.
18. **Barea J. M., Azcón R. y Hayman D. S.** 1975. Possible synergistic interactions between *Endogone* and phosphate solubilizing bacteria in low- phosphate soils. *En: Sanders, F.E., B. Mosse y P.B. Tinker (eds). Endomycorrhizas*. Academic Press, Londres, p. 407-417.
19. **Bradán O., Abouelkhair K. y Kandeel S.** 1994. Effect of salinity, boron and sodium of irrigation water on the growth of three timber seedlings grown in soil containing vesicular-arbuscular mycorrhizal spores. *4<sup>th</sup> European Symposium on Mycorrhizas*. Abstracts. Granada, p 28.
20. **Bhoopander G. y Mukerji K. G.** 2003. Mycorrhizal inoculant alleviates salt stress in *Sesbania aegyptiaca* and *Sesbania grandiflora* under field conditions: evidence for reduced sodium and improved magnesium uptake. *Mycorrhiza* **157**:345-364.
21. **Black C. A.** 1975. Relaciones Suelo- Planta. Tomo I. Hemisferio Sur. Argentina. p 391-444.
22. **Bofante P., Ballestrini R. y Mendgen. K.** 1994. Storage and secretion process in the spore *Gigaspora margarita* Becker & Hall as revealed by high-pressure freezing and freeze-substitution. *New. Phytol* **128**:93-101.
23. **Caravaca F., Barea J. M., Palenzuela J., Figueroa D., Alguacil M. M. y Roldán A.** 2003. Establishment of shrub species in a degraded semiarid site after inoculation with native or allochthonous arbuscular mycorrhizal fungi. *Appl Soil Ecol* **22**:103-111.
24. **Carvalho L. M., Caçador I. y Martins-Loução M. A.** 2001. Temporal and spatial variation of arbuscular mycorrhizas in salt marsh plants of the Tagus estuary (Portugal). *Mycorrhiza* **11**:303-309.
25. **Carvalho L. M., Correia P. M. y Martins-Loução M. A.** 2004. Arbuscular mycorrhizal fungal propagules in a salt marsh. *Mycorrhiza* **14**:165-170.
26. **Cerda R. E., Aldaco N. R. A., Montemayor T. A., Fortis H. M., Olague R. J y Villagómez G. J. C.** 2007. Aprovechamiento y mejoramiento de un suelo salino mediante el cultivo de pastos forrajeros. *Téc Pecu Mex* **45**(1):19-24.
27. **Chen D. M., Ellui S y Herdman K.** 2001. Influence of salinity on biomass production by Australian *Pisolithus* spp. Isolates. *Mycorrhiza* **11**:231-236.
28. **Chong M. G.** 2004. La agricultura chinampera actual en San Gregorio Atlapulco, Xochimilco. Tesis de Licenciatura. FES Aragón. 132 pp

29. **Comisión Nacional del Agua.** 2000. Drenaje agrícola y recuperación de suelos salinos. Instituto Mexicano de Tecnología del Agua. México 82-107 pp.
30. **Colla G., Roupael Y., Cardarelli M., Tullio M., Rivera C. M. y Rea E.** 2008. Alleviation of salt stress by arbuscular mycorrhizal in zucchini plants grown at low and high phosphorus concentration. *Biol Fertil Soils* **44**:501–509
31. **Crawford R. M. M. ed.** 1990. Studies in Plant Survival. Ecological Case Histories of Plant Adaption to Adversity. Blackwell Scientific Publications, Oxford, Reino Unido. 150-165 pp.
32. **Cuanalo de la C. H.** 1975. Manual para la descripción de perfiles de suelo en el campo. Colegio de Posgraduados. Escuela de Agricultura Chapingo. México 40 pp.
33. **DGCORENADER.** 2006. Programa de Manejo del Área Natural Protegida con carácter de Zona de Conservación Ecológica “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco”. Gaceta Oficial del Distrito Federal. No. **5**. 40 pp.
34. **Dodd J. C., Dougall T. A., Clapp J. P. y Jeffries P.** 2002. The role of arbuscular mycorrhizal fungi in plant community establishment at Samphire Hoe, Kent, UK—the reclamation platform created during the building of the Channel tunnel between France and the UK. *Biodivers Conserv* **11**:39–58.
35. **Dupont F. M.** 1992. Salt-induced changes in ion transport: Regulation of primary pumps and secondary transporters. *En*: DT Croke, DT Clarkson, eds, Transport and receptor protein of plant membranes, Plenum Press, New York. p 91–100.
36. **Enkhtuya B., Rydlová J. y Vosátka M.** 2000. Effectiveness of indigenous and non-indigenous isolates of arbuscular mycorrhizal fungi in soils from degraded ecosystems and man-made habitats. *Appl Soil Ecol* **14**:201–211.
37. **Enkhtuya B., Óskarsson Ú., Dodd J. C. y Vosátka M.** 2003. Inoculation of grass and tree seedlings used for reclaiming eroded areas in Iceland with mycorrhizal fungi. *Folia Geobot* **38**:209–222.
38. **Entry J. A., Rygielwicz P. T., Watrud L. S. y Donnelly P. K.** 2002. Influence of adverse soil conditions on the formation and function of arbuscular mycorrhizas. *Adv Environ Res* **7**:123–138.
39. **Escudero V. G. y Mendoza R. E.** 2005. Seasonal variation of arbuscular mycorrhizal fungi in temperate grasslands along a wide hydrologic gradient. *Mycorrhiza* **15**:291–299.
40. **Espinosa F. J. y Sarukhán J.** 1997. Manual de Malezas del Valle de México. Claves, descripciones e ilustraciones. Universidad Nacional Autónoma de México y Fondo de Cultura Económica, México, D. F. 136 pp.
41. **Flores T. Y.** 2001. Agricultura chinampera: un sistema productivo sustentable. Tesis de licenciatura. FES Aragón. p 45-76
42. **Gazey C., Abbott L. K. y Robson A. D.** 1992. The rate of development of mycorrhizas affects the onset of sporulation and production of external hyphae by two species of Acaulospora. *Mycol Res* **96**:643–650.

43. **García V. I. y Mendoza E. R.** 2007. Arbuscular mycorrhizal fungi and plant symbiosis in a saline-sodic soil. *Mycorrhiza* **17**:167–174.
44. **García C. N. P. S, Galicia N. Aguilera H y Reyes L. O.** 1994. Organic matter and humic substances contents in chinampas soils from Xochimilco- Tláhuac Areas (México). In 15 th World Congress of Soil Science. Acapulco. México Vol. 3. Symposium ID-12. 368-383 pp
45. **Gerdemann J. W. y Nicholson. T. H.** 1963. “Spores of mycorrhizal *Endogone* especies extracted from soil by wet sieving and decanting”, *Trans Brit. Mycol. Soc* **46**: 235-244.
46. **Gianinazzi S., Trouvelot A. y Gianinazzi-Pearson V.** 1989. Conceptual approaches for the rational use of VA endomycorrhizae in agriculture: possibilities and limitations. *Agr. Ecosyst. Environ* **29**:153-161.
47. **Giovannetti M y Mosse B.**1980 An evaluation of techniques for measuring vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New phytology* **84**:489–500.
48. **González M. B.** 2003. Uso de *Larrea tridentata* Cav. Como bioindicador de Cd y Ni en la zona circundante a la planta de tratamiento de residuos de un Cimari, en el municipio de Mina, Nuevo León, Tesis de Licenciatura. UNAM. 36-47 pp
49. **Gorham J.** 1996. Mechanisms of salt tolerant of halophytes *En: Halophytes and Biosaline Agriculture*. Redouane Ch. Clive. A. Handy. A (eds). Marcel Drekker Inc. p. 31-53.
50. **Graham J. H.** 1998. Comparative effects on phosphate (HPO-) and phosphate (PO-2) on root exudation and arbuscular mycorrhizal functioning. *En. Ahonen-Jonnarth, U., E. Danell, P. Fransson, O. Karén, B. Lindhal, I. Rangel y R. Finlay (eds). Second International Conference on Mycorrhiza*. Uppsala, p 73.
51. **Greenway H. y Munns R. A.** 1980. Mechanisms of salt tolerans in non-halophytes. *Annu. Rev. Plant Physiology* **31**:149-190.
52. **Griffin D. H.** 1981. Fungal physiology. John Wiley & Sons, Nueva York 45–53.
53. **Grime J. P.** 1989. The stress debate: symptom of impending synthesis? *Biol. J. Linn. Soc* **37**:3-37.
54. **Gupta U. S.** 2005. Physiology of Stressed Crops. Nutrient Relation. Vol II. Science Publishers, Inc. USA. 49-76.
55. **Gupta R. y Krishnamurthy K. V.** 1996. Response of mycorrhizal and nonmycorrhizal *Arachis hypogaea* to NaCl and acid stress. *Micorrhiza* **6**:145–149.
56. **Harley J.L y Harley E.L.** 1987. Mycorrhizal check-list. *The New Phytologist*. **105** (2). 30-31 pp
57. **Hernández C. L., Argüero C. S., Chávez G. P., Orea M. Y., Romero R. M. A. y Gallén S. I.** 2003. Hongos Micorrízicos del Pedregal de San Ángel. Facultad. De Ciencias, UNAM. México. 82 p.

58. **Hildebrandt U., Janetta K., Ouziad F., Renne B., Nawrath K. y Bothe H.** 2001. Arbuscular mycorrhizal colonization of halophytes in Central European salt marshes. *Mycorrhiza* **10**:175–183.
59. **Hill A. E. y Hill B. S.** 1976. Mineral ions. En U Lüttge, MG Pittman, eds, Transport in plants. Encyclopedia of Plant Physiology. Springer Verlag, Nueva Cork, p 225–243.
60. **Hogan K.P.** 1996. Ecotypic variation in the physiology of tropical plants. En SS Mulkey, RL Chazdon, AP Smith, eds, Tropical Forest Plant Ecophysiology. Chapman and Hall. ITP, Nueva York, EE.UU. pp 497-530
61. **INECOL.** 2001. Programa rector de restauración ecológica del Área Natural Protegida zona sujeta a conservación ecológica Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco. CORENA. 1098 pp.
62. **INEGI.** 2006. Anuario Estadístico del Distrito Federal, Marco Geoestadístico, 1999. (b) INEGI-DGG. Superficie de la República Mexicana por Estados. 32-43 pp
63. **Jain P. K., Paliwal K., Dixon R. K. y Gjerstad D. H.** 1989. Improving productivity of multipurpose trees on substandard soil in India. *J For* **87**:38–42.
64. **Jeffries P. y Barea J. M.** 2001. Arbuscular micorriza- a key component of sustainable plant-soil ecosystems. En. Hock B. (ed). *The Mycota IX. Fungal Associations*. Springer. Verlag, Berlin, p 95-113.
65. **Jiménez S. I.** 2004. Evaluación de la concentración de metales pesados en suelo y hortalizas de la zona chinampera de Xochimilco, D.F. Tesis de licenciatura. FES Zaragoza. UNAM, México. p 85-112.
66. **Khan G. A.** 2006. Mycorrhizoremediation an enhanced form of phytoremediation. *Journal of Zhejiang University SCIENCE B* **7** (7):503-514.
67. **Katembe W. J., Ungar I. A. y Mitchell J. P.** 1998. Effect of Salinity on Germination and Seedling Growth of two *Atriplex* species (Chenopodiaceae). *Annals of Botany* **82**:167-175.
68. **Kelly A. P.** 1990. Mycotrophy in plants. Lectures on the Biology of mycorrhizae and related structures. Bishen Singh Mahendra. Pal Singh 23 – A, Connaught Place, Dhra Dun. p. 11-167.
69. **Koumanik P. P., Bryan W. C. y Schultz R. C.** 1980. Procedures and equipment for staining large numbers of plant roots for endomycorrhizal assay. *Can. J. Microbiol* **26**:536–538.
70. **Lambers H., Chapin S. y Pons T.** 1998. Plant physiological ecology. Springer.USA. p 277-281.
71. **Landwehr M., Hildebrandt U., Wilde P., Nawrath K., Tóth T., Biró B. y Bothe H.** 2002. The arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus geosporum* in European saline, sodic and gypsum soils. *Mycorrhiza* **12**:199–211.
72. **Larcher W.** 1995. Physiological plant ecology: Ecophysiology and stress physiology of functional groups. Springer- Verlag, Berlín. 506 p.



73. **Läuchli A. y Epstein E.** 1990. Plant responses to saline and sodics conditions. *En* K.K. Tanji. (eds), *Agricultural Salinity Assessment and Management*. American Society of Civil Engineers, Nueva York. p 113-137.
74. **Levitt J.** 1980. Responses of plants to environmental stresses. Vol II. Water, Radiation, Salt, and other stresses. 2ª ed. Academic Press. Inc. USA. p 365-488.
75. **Lichtenthaler H. K.** 1996. Vegetation stress: an introduction to the stress concept in plants. *J. Plant Physiol* **148**:4-14.
76. **Longer R. H. y Hill. G.** 1991. *Agricultural Plants*. Cambridge University Press. 2ª ed. USA. p 197-216.
77. **López C. C.** 1988. Recuperación de un suelo salino-sódico del exlago de Texcoco, mediante la aplicación de yeso, cloruro de calcio y gallinaza. Tesis de Licenciatura. UACH. p 55-72.
78. **López R. G.** 1988. *Sistema Agrícola de Chinampas*. Universidad Autónoma Chapingo, México. 111 pp.
79. **Maia L., Kimbrough C. J. W. y Benny G.** 1993. Ultrastructural studies of the spore wall of *Gigaspora albida*(Glomales). *Mycologia* **85**:883-889.
80. **Martínez J. L. y Martínez J. M.** 2005. La Chinampa una tecnología agroambientalmente sustentable. 1er. Coloquio Franco-Mexicano. Chinampas y "hortillonnages": territorios intraurbanos frágiles entre tierra y agua. Pag 62.
81. **McGonigle T. P., Miller M. H., Evans D. G., Fairchild G. L. y Swan J. A.** 1990. A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol* **115**:495-501.
82. **Medina B. Ma de la P.** 2005. Agroclimatología de las chinampas de Xochimilco, D.F. 1er. Coloquio Franco-Mexicano. Chinampas y "hortillonnages": territorios intraurbanos frágiles entre tierra y agua. Pag 61.
83. **Mendoza R., Escudero V. y García I.** 2005. Plant growth, nutrient acquisition and mycorrhizal symbioses of a waterlogging tolerant legume (*Lotus glaber* Mill.) in a saline-sodic soil. *Plant Soil*. **275**:305-315.
84. **Miller R. M. y Jastrow. D.** 1992. The Role of Mycorrhizal Fungi in Soil Conservation, en *Mycorrhizae in sustainable agriculture*. Bethlenfalvay. G. J. y Linderman. R. G. ASA. Special publication. No. 54.USA. p 29-35, 101-109.
85. **Miramontes F. B., Arroyo V. L., Tarín R. J. M y Fierro A. A.** 2000. Comportamiento de las sales solubles y sodio intercambiable de un suelo durante el proceso de lixiviación. En Séptima semana de la investigación científica. Tomo II, UAM-X, Cuadernos de Extensión Universitaria. p 467-473.
86. **Morton B. J.** 1988. Taxonomy of VA mycorrhizal fungi: Classification, nomenclature, and identification. *Mycotaxon* **32**:267-324.
87. **Morton B. J.** 1986. Effects of mountants and fixatives on wall structure and Melzer's reaction in spores of two *Acaulospora* species (Endogonaceae). *Mycologia* **78**(5):787-794.

88. **Mosse B., y Hayman, D. S.** 1971. Plant response to vesicular-arbuscular mycorrhiza. II. In: unsterilized field soils. *New Phytol* **70**:29-34.
89. **Munsell.** 1999. Color Research & Application. Wiley Periodicals. EE.UU. 160 pp.
90. **Munns R.** 1993. Physiological processes limiting plant growth in saline soils: some dogmas and hypotheses. *Plant, Cell and Environment*. **16**: 15-24
91. **Neumann P., Azaizeth H. y Leon. D.** 1994. Hardening of root cell walls: a growth inhibitory response to salinity stress. *Plant Cell Environment* **17**:303–309.
92. **Núñez L. R., Vong M. Y., Borges O. R. y Olgún J. E.** 2004. Fitorremediación: Fundamentos y Aplicaciones. *Ciencia* **55**:3 69-82 pp
93. **Oliveira R. S., Vosátka M., Dodd J. C. y Castro P. M. L.** 2005. Studies on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi and the efficacy of two native isolates in a highly alkaline anthropogenic sediment. *Mycorrhiza* **16**:23–31.
94. **Oliveira S. R., Castro L. M. C., Dodd C. J. y Vosátka M.** 2006. Different native arbuscular mycorrhizal fungi influence the coexistence of two plant species in a highly alkaline anthropogenic sediment. *Plant Soil* **287**:209–221.
95. **Orcutt D. M. y Nilsen E. T.** 2000. Physiology of plants under stress. John Wiley and Sons, Nueva York, 683 pp.
96. **Ortega E. M y Velazquez M. A. A.** 2000. Caracterización de los suelos y aguas de la zona de chinampas de Xochimilco, D.F. Programa de Hidrociencias. Colegio de Posgraduados. Texcoco, México. 11-25 pp
97. **Pacioni G.** 1992. Wet-sieving and decanting techniques for the extraction of vesicular-arbuscular fungi. En *Techniques for mycorrhizal research. Methods in microbiology.* Norris *et al* (eds), 1994. Academic Press. USA. p 777-797.
98. **Partridge T. R y Wilson J. B.** (1988). Vegetation and patterns in salt marshes Of the Otago, New Zealand. New Zealand. *Journal of Botany* **26**:497-510.
99. **Persad Chinnery S. B., Chinnery L. E., Dales R. G. B.** 1992. Enhancement of in Vitro spore germination of *Gigaspora rosea* by a cellulase preparation. *Micol. Res* **94**:626-628.
100. **Phillips J. M. y Hayman. D. S.** 1970. Improved procedures for clearing and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Br. Mycol. Soc* **55**:158-161.
101. **Pianka E. R.** 1983. Evolutionary Ecology. III. Ed. Harper and Row. New York, EE.UU. 35-56 pp.
102. **Pirozynski L. A, y Malloch D.W.** 1975. The Origin of land plants: a matter of mycotrophism. *BioSystems*. **6**: 153-164
103. **Prasad M. N.** 2003. Fitorremediación. Aplicaciones, ventajas e inconvenientes, en, *La ecofisiología vegetal, una ciencia de síntesis.* Reigosa. M. J., Pedrol. N. y Sánchez. A., eds 2004. España. 1193 pp.

104. **Powell C. L.** 1982. Selection of efficient VA mycorrhizal fungi. *Plant Soil* **68**:3-9.
105. **Powell C. L. y Bagyaraj D. J.** 1984. VA Mycorrhiza. CRC Press. USA. p 57–112.
106. **Ramos B.R., Cajuste L. J., Flores R. D., y Garcia C. N.E.** 2001. Metales pesados, sales y sodio en suelos de chinampa en México. *Agrociencias* **35**: 385-395
107. **Redecker D., Morton J. B. y Bruns T. D.** 2000. Molecular phylogeny of the arbuscular mycorrhizal fungi *Glomus sinuosum* and *Sclerocystis coremioides*. *Mycologia* **92**:282-285.
108. **Reigosa M. J., Pedrol N. y Sánchez A.** eds. 2004 La Ecofisiología Vegetal, una ciencia de síntesis. España. 1193 pp.
109. **Rengel Z.** 1992. The role of calcium in salt toxicity. *Plant Cell Environment* **15**:625-632.
110. **Repp G.** 1958. Die Salztoleranz der Pflanzen. I. Salzhaushalt und Salzresistenz von Marschpflanzen der Nordseeküste Dänemarks in Beziehung zum Standort. *Oesterr. Bot. Z* **104**:454–490.
111. **Reeves R. D., Baker A. J.M., y Brooks R. R.** 1996. Abnormal accumulation of trace metals by plants. *Mining Environmental. Manage.* **3**: 4-8
112. **Renker C., Zobel M., Opik M., Allen M. F., Allen E.B., Vosátka M., Rydlová J. y Buscot F.** 2004. Structure, dynamics, and restoration of plant communities: do arbuscular mycorrhizae matter? **In:** Temperton V. M., Hobbs R., Nuttle T., Halle S. (eds) *Assembly rules and restoration ecology*. Island Press, Washington, D.C., p 189–229.
113. **Richards L. A.** 1954. *Diagnosis and Improvement of Saline and Alkali Soils*. USDA Handbook No. 60. Washington D.C. 160 pp.
114. **Rilling C. M. y Mummey D. L.** 2006. Mycorrhizas and soil structure. *New Phytologist* **171**:41-53.
115. **Rojas R. T.** 1983. *La Agricultura Chinampera*. Universidad Autónoma Chapingo, México. 229 pp.
116. **Rosselli W., Keller C. y Boschi K.** 2003. Phytoextracción capacity of trees growing on a metal contaminated soil. *Plant and Soil* **256**:265-272.
117. **Rozema J., Bijward P., Prast G. y Broekman R.** 1985. Ecophysiological adaptation of coastal halophytes from foredunes and salt marshes. *Vegetation* **62**:499-521.
118. **Rozema J., y Verkleij J. A. C.** 1991. *Ecological responses to environmental stresses*. Kluwer Academic Publishers. Inglaterra. 278-288 pp.
119. **Ruiz L. J. y Azcón R.** 2000. Symbiotic efficiency and infectivity of an autochthonous arbuscular mycorrhizal *Glomus* sp from saline soils and *Glomus deserticola* under salinity. *Mycorrhiza* **10**:137-143.
120. **Ruiz-Lozano J. M.** 2003. Arbuscular mycorrhizal symbiosis and alleviation of osmotic stress. New perspectives for molecular studies. *Mycorrhiza* **13**:307–317.

121. **Ruiz-Lozano J. M., Azcon R. y Gómez M.** 1996. Alleviation of salt stress by arbuscular mycorrhizal *Glomus* in *Lactuca sativa* plants. *Physiol Plant* **98**:767–772.
122. **Rzedowski G. C. de, J. Rzedowski.** 2001. Flora fanerogámica del Valle de México. 2a ed. Limusa, México. 432 pp. \*
123. **Sannazzaro A. I., Ruiz O. A., Alberto E. O. y Menéndez A. B.** 2006. Alleviation of salt stress in *Lotus glaber* by *Glomus intraradices*. *Plant Soil* **285**:279–287.\*+
124. **Sengupta A. y Chaudhuri S.** 1990. Vesicular-arbuscular mycorrhiza in pioneer salt marsh plants of the Ganges river delta in West Bengal (India). *Plant Soil* **122**:111–113.\*+
125. **Schalamuk S., Velázquez S., Chidichimo H., y Cabello M.** 2006. Fungal spore diversity of arbuscular mycorrhizal fungi associated with spring wheat: effects of tillage. *Mycologia*. **98**: (1): 16-22
126. **Schenck N. C.** 1982. Methods and Principles of Mycorrhizal Research. The American Phytopathological Society. 2ª ed. USA. p 29–45.
127. **Schenk N. y Pérez Y.** 1990. Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi. INVAM. Gainesville. 286 pp.
128. **Schroeder J. I., Ward. J.M. y Gassman W.** 1994 Perspectives on the physiology and structure of inwardrectifying K<sup>+</sup> channels in higher plants: biophysical implications for K<sup>+</sup> uptake. *Annu. Rev. Biophys. Biomol. Struct* **23**:441-471.
129. **Scofield C. S.** 1935. The Salinity of Irrigation Water. Smithan. Inst. Ann. Rpt. 275-287 pp.
130. **Soriano M. A. y Ferreres E.** 2003. Use of crops for *in situ* phytoremediation of polluted soils following a toxic flood from a mine spill. *Plant and Soil* **256**:253-264.
131. **Smith S. E. y Read D. J.** 1997. Mycorrhizal Symbiosis. Editorial Academic Press. 235.
132. **Sylvia D. M. y Burks J. N.** 1988. Selection of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus for practical inoculation of *Uniola paniculata*. *Mycologia* **80**:565-568.
133. **Shainberg I. y Singer. M. J.** 1990. Soil response to saline and sodic conditions. En: K.K. Tanji, eds, Agricultural Salinity Assessment and Management. American Society of Civil Engineers, Nueva York, p 9 –112.
134. **Schüßler A., Schwarzott D. y Walker C.** 2001 A new fungal phylum, the *Glomeromycota* phylogeny and evolution phylogeny and evolution. *Mycol.Res* **105**:1413-1421.
135. **Spain J. L., Sieverding E. y Schenck.N. C.** 1989. *Gigaspora ramisporophora*: a new species with novel sporophores from Brazil. *Mycotaxon* **34**:667-677.
136. **Stephens D.** 1996. Controle la Erosión y la Salinidad. *Productores de Hortalizas* **5**:1, 34-35.

137. **Szaboles I.** 1989. Salt-affected soils. CRC Press Inc, Boca Raton, 274 pp.
138. **Tanji K. K.** 1990. Nature and extent of agricultural salinity. *En* K.K. Tanji, eds. Agricultural Salinity Assessment and Management. American Society of Civil Engineers, Nueva York, p 1-17.
139. **Tomlison P. B.** 1994. The botany of mangroves. Cambridge University Press, Nueva York, 419 pp.
140. **Valencia I. C. y Hernández B. A.** 2002. Muestreo de Suelos, Preparación de Muestras y Guía de Campo. FES Cuautitlan. México. 131 pp.
141. **Van der Heijden M. G. A., Boller T., Wiemken A. y Sanders I. R.** 1998a. Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. *Ecology* **79**:2082–2091.
142. **Van der Heijden M. G. A., Klironomos J. N., Ursic M., Moutoglis P., Streitwolf-Engel R., Boller T., Wiemken A. y Sanders I. R.** 1998b. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature* **396**:69–72.
143. **Vierheiling H., Schweiger P. y Brundrett M.** 2005. An overview of methods for the detection and observation of arbuscular mycorrhizal fungi in roots. *Physiologia Plantarum* **125**:393–404.
144. **Volkmar K. M., Hu Y. y Steppuhn H.** 1998. Physiological responses of plants to salinity: a review. *Can J Plant Sci* **78**:19–27.
145. **Waisel Y.** 1972. Biology of the halophytes. Academic Press, Nueva York, 395 pp. \*+
146. **Walker C.** 1983. Taxonomic concepts in the endogonace: spore wall characteristics in species descriptions. *Mycotaxon* **18**(2):443–455.
147. **Wang B. y Qiu L.** 2006. Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. *Mycorrhiza* **16**:299-363.
148. **Wang F.Y., Liu R.J. y Lin X.G.** 2002. Arbuscular mycorrhizal status of wild plants in saline-alkaline soils of the Yellow River Delta. *Mycorrhiza* **14**:133–137. \*+
149. **Wenger K., Gupta S. K., Furrer G. y Schulin R.** 2002. Zinc Extraction potential of two common crop plants, *Nicotiana tabacum* and *Zea mays*. *Plant and Soil* **242**:217-225. \*
150. **Willadino L. y Camara T.** 2003. Origen y Naturaleza de los ambientes salinos *en*. La ecofisiología Vegetal. Reigosa M., Pedrol N. y Sánchez A. 2004 (eds). Thomson. España. 303-330 pp \*
151. **Wissenbock G.** 1969. Einfluss des Bodensalzgehaltes auf Morphologie und Ionen-speicherung von Halophyten. *Flora*. **158**:369-389. \*
- n
152. <http://www.invam.caf.wvu.edu/fungi/taxonomy/INVAM>. (Agosto de 2005)

153. <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/2inicio/home-malezas-mexico.htm/VERDOLAGA>. **Mondragón. P. J.** 5 de mayo de 2005. Malezas de México. *Portulaca oleracea*. (Octubre de 2006).
154. [http://waterquality.montana.edu/docs/methane/basics\\_highlight.shtml](http://waterquality.montana.edu/docs/methane/basics_highlight.shtml). [on line] (última modificación 4/2/2008)
155. **Zapata A. C. y Galvan V. Ma. De los. A.** 2004. Manual básico de absorción atómica para el manejo del equipo Spectra 200 Marca Varian. F.E.S. Zaragoza, UNAM. México. 52 pp.\*
156. **Zayed A., Gowthaman S., y Terry N.** 1998. Phytoaccumulation of trace elements by wetland plants: I. Duckweed. *Journal Environmental Quality*. **27**: 715-721

11. ANEXO A



Fig 25. *Hordeum jubatum* L.  
CE 9.26 - 30.3 dSm<sup>-1</sup>      pH 8.12 - 8.68



Fig 26. *Ambrosia psilostachya* DC.  
CE 6.73 dSm<sup>-1</sup>      pH 6.73



Fig 27. *Pennisetum clandestinum*. Hochst ex Chiov  
CE 6.73 - 30.3 dSm<sup>-1</sup>      pH 8.12 - 8.68



Fig 28. *Chenopodium album* L.  
CE 12.68 dSm<sup>-1</sup>      pH 8.73



Fig 29. *Solanum rostratum* Dunal  
CE 9.26 - 30.3 dSm<sup>-1</sup>      pH 8.12 - 8.55

ANEXO B



Fig 30. *Glomus aff. tenebrosum* (Thaxter) Berch  
CE 6.73 – 13.54 dSm<sup>-1</sup>      pH 8.1 – 8.5



Fig 31. *Glomus claroideum* Schenk & Smith  
CE 6.73 – 30.3 dSm<sup>-1</sup>      pH 8.1 – 8.68

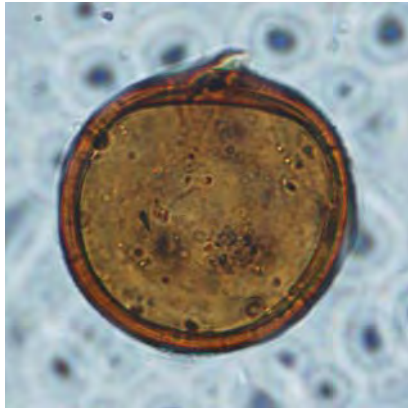


Fig 32. *Glomus geosporum* (Nicol & Gerd.) Walker  
CE 6.73 – 30.3 dSm<sup>-1</sup>      pH 8.12 – 8.73



Fig 33. *Glomus mosseae* Nicolson & Gerdemann  
CE 6.73 – 30.3 dSm<sup>-1</sup>      pH 8.12 – 8.68



Fig 34. *Glomus etunicatum*  
CE 6.73 dSm<sup>-1</sup>      pH 8.5



Fig 35. *Glomus tortuosum* Schenk & Smith  
CE 6.73 – 30.3 dSm<sup>-1</sup>      pH 8.1 – 8.55



ESPECIES DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBÚSCULARES (HMA) Y SU INFLUENCIA EN LA TOLERANCIA Y BIOACUMULACIÓN DE SALES EN *Portulaca oleracea* L. y *Beta vulgaris* var. *cicla* L.



Fig 36. *Acaulospora mellea* Spain & Schenk  
CE 12.68 – 30.3dSm<sup>-1</sup> pH 8.43 – 8.73

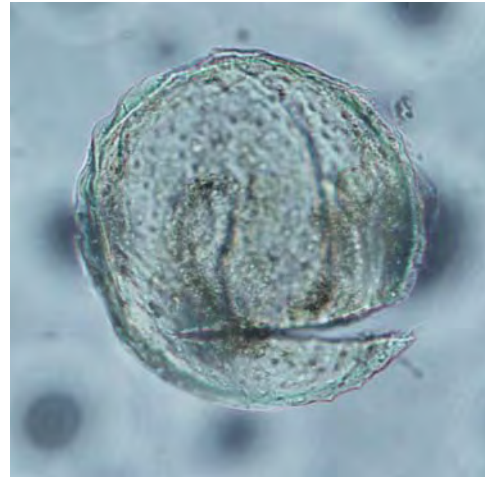


Fig 37. *Acaulospora morrowae* Spain & Schenk  
CE 12.68 – 30.3dSm<sup>-1</sup> pH 8.43 – 8.73



Fig 38. *Acaulospora scrobiculata* Trappe  
CE 12.68 – 30.3 dSm<sup>-1</sup> pH 8.43 – 8.73



Fig 39. *Archaeospora leptoticha*  
(Schen & Smith) Morton & Redecker  
CE 12.68 – 30.3 dSm<sup>-1</sup> pH 8.43 – 8.73

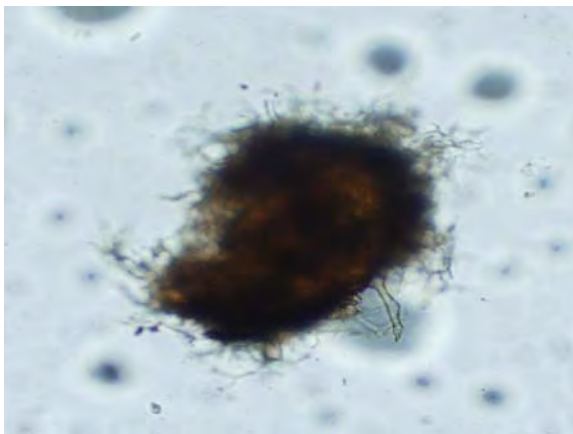


Fig 40. *Sclerocystis* sp.  
CE 12.68 – 30.3 dSm<sup>-1</sup> pH 8.43 – 8.73