



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MÉXICO  
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

Desarrollo de plantas de *Cephalocereus senilis*  
Pfeiff., inoculadas con hongos micorrizógenos  
arbusculares (HMA) en condiciones de invernadero

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

BIÓLOGA

Presenta:

Islas Trejo Brenda Lizeth

Unidad de Investigación en Ecología Vegetal

Director de Tesis:

Dr. Arcadio Monroy Ata

México, D. F.

2012



## **DEDICATORIA**

A Dios

Por haberme permitido llegar hasta este punto, brindándome salud, paciencia y tolerancia.

A mi mamita **María Eugenia Trejo Corona**

Por brindarme ese cariño incondicional, puro y sincero; por apoyarme y orientarme en todas las decisiones que eh tomado a lo largo de este camino, por ser mi ejemplo de vida, lucha y perseverancia, por ser esa mujer tan fuerte, valiente y valiosa que tanto admiro, porque sin ti no hubiera llegado hasta este punto te quiero mucho “PIE PEQUEÑO”.

A mi padre **José Ramón Islas Hernández**

Por todos tus consejos, por ser tan condescendiente conmigo, por enseñarme el valor de ser feliz y la importancia de alcanzar el punto medio en la vida, gracias por darme, la oportunidad de ser libre y por apoyarme siempre y en todo momento, por enseñarme que nada es imposible y por ser ese hombre valiente al cual le debo lo que soy te quiero mucho “PASHI.”

A mis hermanas

**Nely y Kika**, por siempre estar en los momentos más difíciles, porque además de ser mis hermanas, son mis mejores amigas; por siempre recordarme y hacerme ver que debía terminar la tesis las quiero mucho son unas personas muy especiales en mi vida.

A mi familia

**Oscar; Octavio; Victor; Ana; Diana y Sandra** por ser parte de mi vida, ya que han sido mi pilar y mi fuerza para salir adelante, los quiero mucho hermanitos.

En especial a **Rene Morales Villafaña**.

Por siempre apoyarme a lo largo de este trabajo, por todo tu cariño, tus regaños, por ser alguien fundamental en esta investigación y por ser una de mis personas especiales te quiero muchísimo.

A toda mi familia por poyarme a ser una mejor versión de mi misma cada día.

### **AGRADECIMIENTOS**

A la **Universidad Nacional Autónoma de México** que mediante la **Facultad de Estudios Superiores Zaragoza** y sus académicos me permitieron llegar hasta donde estoy, aportando las bases para mi formación académica y social.

Al **Dr. Arcadio Monroy Ata**, por haber confiado en mí, por todo su apoyo para la elaboración de este trabajo y sobre todo por todos sus consejos para seguir adelante y saber que finalmente “NADA ES GRAVE”.

A mis sinodales **Dr. Arcadio Monroy Ata; Dr. Carlos Castillejos Cruz; Dra María Socorro Almanza; Biól. Isaura Escalante Vargas y la Dra. Esther Matiana García Amador**, que gracias a sus revisiones, consejos y recomendaciones el contenido de esta investigación se enriqueció aún más.

En especial a mi amigo muy apreciado **Eduardo Chimal Sánchez** por todo tus consejos y por darme la fuerza para seguir adelante en momentos muy duros.

A mis amigos amigos **Gina; Wallas; Cecy; Yetzi; Beto y Ara**, por todos sus consejos y palabras de aliento.

A mis amigos de PROCAMZA **Miguel; Cesar; Toño; Lupita; Rodrigo; Marisol; Fernando; Edgardo; Claudia; y Yolanda**, por entenderme y apoyarme a lo largo de la elaboración de este trabajo.

A mis compañeros y amigos de la Procuraduría Ambiental y del Ordenamiento Territorial: **Zenia; Oliva; Felix; Jorge; Karyna; Julio; Iván; Elias; Lalo; Jaimesito y Javier**, por todas sus enseñanzas, su apoyo y por ser parte medular de mi crecimiento profesional y emocional.

## **ÍNDICE**

RESUMEN	1
<b>I. INTRODUCCIÓN</b>	<b>2</b>
<b>II. MARCO TEÓRICO</b>	<b>4</b>
2.2. Morfología	5
2.3. Distribución	7
2.4. Hábitat	8
<b>III. MICORRIZA</b>	<b>9</b>
3.1. Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA)	10
3.2. Clasificación taxonómica de los HMA	11
3.3. Distribución	12
3.4. Aspectos en los cuales contribuyen los HMA a las plantas y ecosistemas	13
3.5. Importancia de los HMA en ecosistemas áridos y semiáridos	14
<b>IV. PROBLEMÁTICA</b>	<b>15</b>
<b>V. HIPÓTESIS</b>	<b>17</b>
<b>VI. OBJETIVO</b>	<b>18</b>
6.1. Objetivos particulares	18
<b>VII. MATERIAL Y METODO</b>	<b>19</b>
7.1. Material biológico	20
7.2. Riego	20
7.2.1. Capacidad de campo (CC)	20
7.3. Preparación del sustrato y del inóculo	21
7.4. Diseño experimental	21
7.5. Trasplante e inoculación	22
7.5.1. Primer trasplante	22
7.5.2. Segundo trasplante	23
7.6. Medición de las variables	23
7.6.1. Cobertura	24
7.6.2. Porcentaje de supervivencia	24

7.6.3.	Tasa de crecimiento relativa (TCR)	25
7.6.4.	Evapotranspiración real acumulada	25
7.6.5.	Evaporación	25
7.6.6	Transpiración	26
7.6.7.	Biomasa húmeda	26
7.6.8.	Conteo y extracción de esporas de HMA del suelo.	26
7.6.9.	Porcentaje de colonización micorrízica	27
7.6.10	Obtención de raíces	28
7.6.11	Clareo y tinción de raíces con azul tripano al 0.05 %	28
7.6.12	Montaje de las raíces en portaobjetos para su observación en el microscopio óptico.	28
7.6.13	Cuantificación del porcentaje de colonización micorrízica arbuscular	29
<b>VIII.</b>	<b>Diagrama de flujo de la metodología</b>	<b>30</b>
<b>IX.</b>	<b>ANÁLISIS ESTADÍSTICO</b>	<b>31</b>
<b>X.</b>	<b>RESULTADOS</b>	<b>32</b>
10.1	Porcentaje de colonización micorrízica y número de esporas del inóculo	32
10.2	Supervivencia de <i>Cephalocereus senilis</i>	35
10.3	Temperatura y Humedad relativa	36
10.4	Evapotranspiración real (ETR), evaporación (EV) y transpiración mensual acumulada	37
10.5	Desarrollo vegetal: tasa de crecimiento relativa (TCR); altura y cobertura	40
10.6	Biomasa	44
XI	Conclusiones	45
XII	Recomendaciones	46
XIII	Referencias	47
XIV	Recursos electrónicos	53

**ÍNDICE DE FIGURAS**

Figura 1. Planta adulta de <i>Cephalocereus senilis</i>	4
Figura 2. Costillas (a), areolas (b) y cerdas (c).	6
Figura 4. Frutos de <i>C. senilis</i>	6
Figura 5. Mapa de Distribución conocida de <i>Cephalocereus senilis</i> .	7
Figura 6. Hábitat de <i>Cephalocereus senilis</i>	8
Figura 7. Arbúsculo desarrollado.	10
Figura 8. <i>Glomus</i> (aff. <i>geosporum</i> )	11
Figura 9. Clasificación taxonómica	12
Figura 10. Ubicación Geográfica del Área Natural Protegida Parque Ecológico “Cubitos”	19
Figura 11. Envase de plástico utilizado como maceta para el periodo agosto- diciembre.	22
Figura 12. Envase de plástico utilizado como maceta para el periodo enero – mayo.	23
Figura 13. Medición de la cobertura de <i>Cephalocereus senilis</i>	24
Figura 14. (A) Vesículas observadas a 40X y (B) Micelio	33
Figura 15. Pelos radicales de <i>Cephalocereus senilis</i>	34
Figura 16. Supervivencia de <i>Cephalocereus senilis</i> del primer al decimo mes de tratamiento	35
Figura 17. Temperaturas máximas y mínimas registradas en el invernadero	36
Figura 18. Porcentajes de humedad máximas y mínimas	37
Figura 19. Evapotranspiración real acumulada para los tratamientos de <i>Cephalocereus senilis</i>	37
Figura 20. Evaporación acumulada para los testigos de <i>Cephalocereus senilis</i>	39
Figura 21. Transpiración para <i>Cephalocereus senilis</i>	40
Figura 22. Tasa de Crecimiento Relativa para <i>Cephalocereus senilis</i>	41
Figura 23. Altura para <i>Cephalocereus senilis</i>	42
Figura 24. Cobertura promedio para <i>Cephalocereus senilis</i>	43
Figura 25. Biomasa húmeda para <i>Cephalocereus senilis</i> .	44

**ÍNDICE DE CUADROS**

Cuadro 1. Porcentaje de colonización micorrícica.	32
Cuadro 2. Promedios de altura inicial y final (mm) para individuos de <i>Cephalocereus senilis</i> .	41

## RESUMEN

Se estudió el papel de los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en el desarrollo de *C. senilis* en etapa juvenil mediante la aplicación de un inóculo con HMA, procedente del Parque Ecológico “Cubitos”, ubicado en Pachuca de Soto, Hidalgo, México. En esta investigación se evaluó el porcentaje de supervivencia, la tasa de crecimiento relativo (TCR), el desarrollo vegetal en altura y cobertura, la evapotranspiración real acumulada (ETR), transpiración (TR), evaporación (EV) y biomasa de 40 individuos, de aproximadamente 4 años de edad previamente inoculados con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), en condiciones de invernadero, en un periodo de 10 meses. Los resultados estadísticos para la supervivencia demostraron una diferencia del 1% entre el tratamiento micorrizado (M+) (100%) y el no micorrizado (M-) (99%); hubo diferencias estadísticas significativas en la tasa de crecimiento relativo (TCR) ( $p < 0.0001$ ) y en la cobertura ( $p = 0.0036$ ) para las plantas micorrizadas. En cuanto a la biomasa húmeda, evapotranspiración real acumulada, transpiración y evaporación no se encontraron diferencias significativas; sin embargo, se observó que en las plantas micorrizadas, la biomasa húmeda, la evapotranspiración real acumulada (ETR) fue mayor en las plantas micorrizadas (M+) y menor en los testigos (M-) lo que demuestra que a pesar de haber obtenido un porcentaje bajo (3.5%) en la colonización de las raíces de estas cactáceas, las micorrizas tuvieron un efecto positivo en cuanto al desarrollo vegetativo, ya que se logró concretar la simbiosis entre los HMA y las plantas de *Cephalocereus senilis*, al incrementar el área de exploración edáfica de la raíz y con ello el potencial del individuo para absorber mayor cantidad de nutrientes (P y N).

## **I. INTRODUCCIÓN**

La mayoría de las cactáceas son plantas de crecimiento y desarrollo lento, ciclos de vida frecuentemente muy largos (Gibson y Nobel, 1986). Jordan y Nobel (1981), indican que para *Ferocactus acanthodes*, en un periodo de 18 años solo se obtuvieron 30 nuevos individuos en una hectárea, lo que sugiere una madurez tardía del individuo. Las cactáceas presentan reproducción sexual y asexual, herbáceas o leñosas, suculentas y espinosas, soportan temperaturas que van desde los 4°C hasta los 52°C (Franco, 2004; Bravo-Hollis y Scheinvar-Akcelrad, 1995; Vallejo, 2006). Se desarrollan en hábitats que han sido modificados por la presión antrópica que se ha ejercido con el cambio de uso de suelo para la agricultura, ganadería, desarrollo industrial; así como el comercio ilegal de plantas exóticas, superando su tasa de regeneración natural o bajo cultivo (Simonetti, 1996; Hernández y Godínez, 1994; Cervantes, 2002); por lo que las autoridades han decidido incluir a gran número de cactáceas mexicanas en los listados de especies amenazadas o vulnerables. La Norma Oficial Mexicana 059 (NOM-059-ECOL-2010) enlista a 270 cactáceas de México, de las cuales 29 se encuentran en peligro de extinción, 84 en la categoría de amenazadas y 157 son de Protección Especial; tal es el caso de *Cephalocereus senilis*, que por su belleza, experimenta una sobreexplotación colocándola como una especie amenazada de extinción (A) en la NOM-059-ECOL-2010 (SEMARNAT, 2010).

Por otra parte, Varela y Trejo, 2001; Montaña *et al.*, 2007, señalan que la micorriza arbuscular forma simbiosis con el 95 % de plantas vasculares, colonizan la rizósfera impactando positivamente en el crecimiento y la nutrición de las plantas, es por ello que en ecosistemas donde el clima es muy extremo y las condiciones de vida no son muy favorables para la vegetación, las micorrizas son muy importantes, ya que ayudan a las

plántulas, en especial a las cactáceas a establecerse y desarrollarse con éxito en la naturaleza (Martinez y Pugnaire, 2009).

Por ello, se propone la propagación de especies como *Cephalocereus senilis* en simbiosis con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) como una alternativa para el rescate, supervivencia y funcionalidad de las plantas en condiciones de estrés favorecido por limitantes nutricionales, así como la recuperación, restauración de suelos y ecosistemas degradados (Azcón, 2000; Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990).

Por lo antes descrito, en este estudio se propone inducir la simbiosis entre hongos micorrizógenos arbusculares y las raíces de *Cephalocereus senilis* en condiciones de invernadero para favorecer la absorción de nutrimentos e hidratación de las mismas por medio de las hifas extra radicales del hongo; en esta asociación, la planta le proporciona compuestos de carbono derivados de la fotosíntesis y el hongo suministra agua y nutrientes a su hospedero.

## II. MARCO TEÓRICO

*Cephalocereus senilis* (Fig. 1) fue descrito por Dudwig Pfeiffer, en 1838; el género *Cephalocereus* incluye 5 especies; *C. columna-trajani*, endémica de la zona sur del desierto de Chihuahua, *C. nizandensi*, *C. totolapensis* *C. apicicephalium*, son endémicos de la cuenca del río Tehuantepec en el estado de Oaxaca y *C. senilis* se desarrolla en el matorral seco tropical de los estados de Hidalgo, Guanajuato y Veracruz (Bravo-Hollis *et al.*, 1991; Pérez-García y Meave, 2004)

### 2.1. Clasificación taxonómica (Bravo-Hollis y Sánchez-Mejorada, 1978):

Reino: Plantae

Phylum: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Caryophyllales

Familia: Cactaceae

Subfamilia: Cactoideae

Tribu: Pachycerae

Subtribu: Cereinae

Género: *Cephalocereus*

Especie: *Cephalocereus senilis* (Fig. 1)



**Figura 1. Planta adulta de *Cephalocereus senilis* en la barranca de Meztlán.**

## **2.2. Morfología**

*C. senilis* es una planta columnar, de crecimiento monopódico, de hasta 15 m de altura y 45-50 cm de diámetro en su parte más ancha, con ramas que se consideran basítonas ya que se originan desde la base de las aréolas; ramas verdes con 32-34 costillas poco prominentes, de 9-12 mm de altura, ligeramente onduladas (Vázquez-Sánchez, *et al.*, 2005; CONABIO, 2010). Aréolas de 6.5-7.0 mm de largo y 5.0-5.4 mm de ancho, circulares a elípticas separadas entre sí 12-14 mm; en las aréolas jóvenes la longitud de las cerdas va de los 3 a 5 cm de longitud, mientras que en los adultos llegan a medir más de 40 cm de longitud (Fig. 2). *Espinas* de 3 a 5 y numerosas cerdas largas y flexibles de color blanco. *Ramas* juveniles están cubiertas con abundantes cerdas de color blanco (Vázquez-Sánchez, *et al.*, 2005); a medida que la planta crece va perdiendo cerdas en la parte inferior del tallo (CONABIO, 2010). *Cefalio* lateral, en el ápice de los tallos. *Flores* nocturnas, de 5 a 9 cm de largo y 6 cm de ancho, parcialmente ocultas en el cefalio, de color rosa claro; podarios del pericarpelo algo numerosos, con escamas muy pequeñas con pelos cortos; segmentos del periantos cortos y algo carnosos, color rosa. *Ovario* amplio con óvulos numerosos insertos en funículos ramificados; cavidad nectarial amplia, cerrada parcialmente por la curvatura de la base de los estambres primarios: estilo grueso; lóbulos del estigma cortos (Fig. 3) (Bravo-Hollis y Sánchez-Mejorada, 1978). *Fruto* se desarrolla tres a cuatro semanas después de que la flor cerró, de forma ovoidal ligeramente escamoso con presencia de tricomas de 2.5 a 3 cm de largo y 2 a 2.5 cm de ancho, proveído de escamas distantes, diminutas, color rosa claro cuando es fresco, ya seco es de color café oscuro, permanece adherido al cefalio lateral por medio del perinato como una cúpula más clara (Fig. 4). *Semillas* ostentan una ornamentación

celular negro brillante con puntuaciones, son muy numerosas, en forma de gorro de 2.77 mm de largo y 1.88 mm de ancho (Gelista-García, 2008).

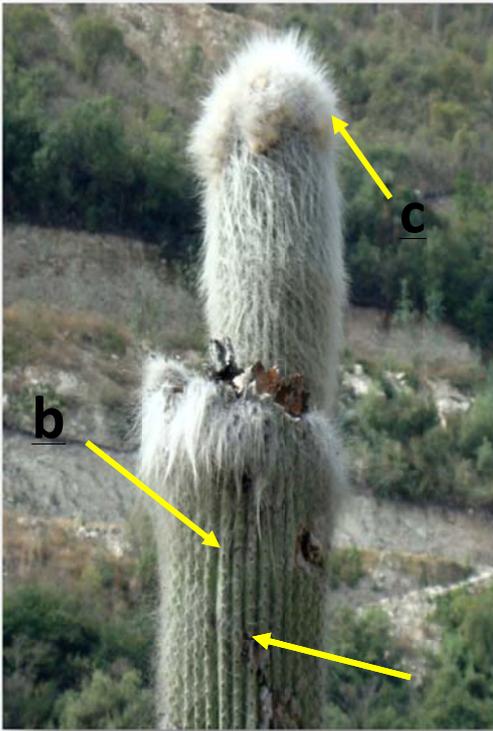


Figura 2. Costillas (a), areolas (b) y cerdas (c).



Figura 3. *Cephalocereus senilis* en floración

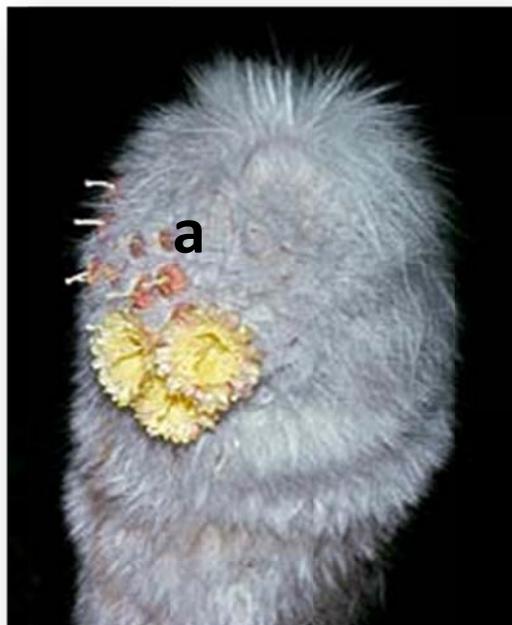


Figura 4. Frutos de *C. senilis* (a). Imagen tomada de [www.photomazza.com](http://www.photomazza.com)Cephalocereussenilis

### 2.3. Distribución

*Cephalocereus senilis* se distribuye en los estados de Hidalgo, Guanajuato y Veracruz (Fig. 5) (Bravo-Hollis, 1978; Dávila-Aranda *et al.*, 2002; Guzmán *et al.*, 2003; CONABIO, 2010). En Hidalgo se encuentra en el municipio de Meztlán en los cerros que se ubican al Este del Río Venados que forma parte de la barranca de Meztlán, Almolón, Amajaque, Tolantongo, el Valle del Mezquitil, en la base de los cerros “El León” y “Partido” en los márgenes del Río Grande Tulancingo en el Municipio de Huasca (CONANP, 2003), en la cuenca alta del río Quetzalapa (Bracamontes, 1978; Ramírez y Palma, 1980).



CONABIO (2010)

## **2.4. Hábitat**

Según Franco (2004) *Cephalocereus senilis* es un elemento del matorral crasicauale, habita en grandes extensiones sobre laderas ricas en carbonato de calcio, areniscas y lutitas y en climas del tipo seco estepario (BS), se desarrolla en un rango altitudinal de 1150-2200 m en pendientes muy pronunciadas (Fig. 6); las plantas jóvenes se desarrollan en una temperatura de 10 a 15 °C.



**Figura 6. Hábitat de *Cephalocereus senilis***

### **III. MICORRIZA**

Etimológicamente la palabra micorriza proviene del griego (*myces* = hongo y *rhiza* = raíz) (UAM, 2011); la micorriza probablemente se originó hace 350 a 460 millones de años (Simon *et al.*, 1993; Azcón y Barea, 1996). Trappe, 1987, define a las micorrizas en términos funcionales y estructurales como órganos de absorción dobles que se forman cuando los hongos simbioses viven dentro de las raíces, los rizomas o los tallos de plantas terrestres, acuáticas o epífitas; este grupo de organismos son de gran importancia funcional dentro de los ecosistemas, pues tienen la capacidad de degradar los residuos orgánicos y contribuir a la mineralización de la materia orgánica (hongos saprobios); esta simbiosis mutualista está ampliamente distribuida entre las familias vegetales y parece haberse dispersado y evolucionado junto con las primeras plantas terrestres (Azcón y Barea, 1980; Harley y Smith, 1983;), estas cumplen una función esencial en el ecosistema, colonizan biotroficamente la corteza de la raíz de la planta, sin causarle daño alguno, sino que se integra llegando a formar parte de ella. A su vez el hongo también coloniza el suelo que rodea la raíz mediante su micelio externo, de manera que ayuda al huésped a adquirir nutrientes minerales y agua. Por su parte, la planta proporciona al hongo, compuestos de carbono que proceden de la fotosíntesis, es por ello que las micorrizas son una excelente opción para la bioremediación de ecosistemas con suelos degradados, de tal forma que aumentan la fertilidad y disminuyen el deterioro de las propiedades físicas y biológicas del suelo.

### **3.1. Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA)**

Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) son una asociación simbiótica muy común en la mayoría de las plantas terrestres incluyendo las cultivadas, ya que forman una simbiosis mutualista que entre la raíz y los hongos colonizadores, que se caracteriza por un intercambio bidireccional de nutrientes minerales adquiridos por el hongo hacia el organismo vegetal y por el flujo de compuestos carbonados producidos por el hospedero hacia el hongo (Varela y Trejo, 2001); de tal manera que los HMA llegan a proporcionar hasta un 80% y 25% del P y N requeridos por las plantas y esta le proporciona al hongo entre 10 y 20% de su producción fotosintética (González *et al.*, 2005). Esta asociación mutualista se da a través de un micelio y arbusculos externos formado por los HMA (Fig. 7), que a su vez comunica entre sí algunos organismos vegetales estableciendo redes hifales que influyen en la estructura de las comunidades (Allen, 2007; Azcón-Aguilar *et al.*, 2003; Martínez y Pugnaire, 2009).



**Figura 7. Arbusculo desarrollado. Tomado de Barrer, 2009.**

### **3.2. Clasificación taxonómica de los HMA**

Los HMA tradicionalmente se han clasificado dentro de la Clase Zygomycetes, debido a la presencia de micelio cenocítico y quitina en sus paredes celulares. En 1990, Morton y Benny incluyeron a estos hongos en el Orden Glomales (Fig. 8) con seis Géneros en tres Familias y dos Subórdenes (Hernández *et al.*, 2003). No obstante, la clasificación más reciente los eleva al nivel de *Phylum*, Glomeromycota, más relacionado con Basidiomycota y Ascomycota que con Zygomycota; esta clasificación comprende cinco familias con un total de 7 géneros (Morton, 2009) (Fig. 9).



**Figura 8. *Glomus* (aff. *geosporum*)**

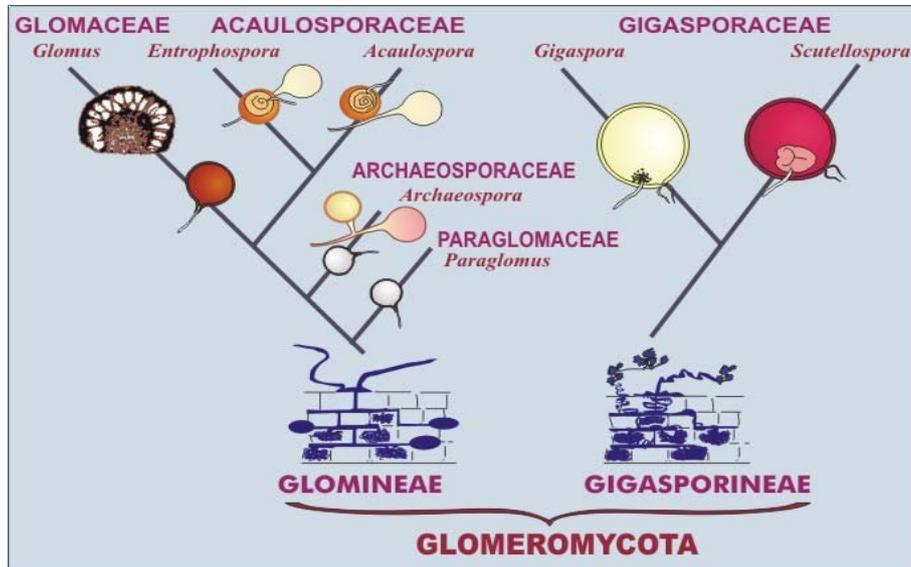


Figura 9. Clasificación taxonómica Fuente: <http://invam.caf.wvu.edu/f>

### 3.3. Distribución

Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) se encuentran distribuidos en el mundo en climas similares donde forman simbiosis con más del 80% de las plantas residentes (Azcón-Aguilar *et al.*, 1984), es decir que su distribución está influenciado por el clima, suelo, la historia de los disturbios, la habilidad de dispersión y sus tasas de extinción y especiación (Varela, 2000).

Actualmente se han descrito *ca.*, de 250 especies de HMA, de los cuales en México se han registrado 44, agrupadas en *phyllum* Glomeromycota. La mayoría de estos registros proceden de sistemas agrícolas y solamente 7 especies se han citado de ambientes naturales; estas 44 especies proceden de tan solo 11 de los 32 estados de la República Mexicana. (Trape, 1987).

### **3.4. Aspectos en los cuales contribuyen los HMA a las plantas y ecosistemas**

- a) Se ha registrado que el porcentaje de sobrevivencia es mayor (Varela y Trejo, 2001).
- b) Mayor tolerancia a la sequía, salinidad, altas temperaturas y un desarrollo sano, rápido y vigoroso (Escalona *et al.*, 1998)
- c) Incrementan la capacidad de fijar nitrógeno en las plantas (Garrido *et al.*, 1998).
- d) Ayudan a mantener el balance hídrico de la planta y a su vez incrementa la tasa fotosintética (González *et al.*, 2005).
- e) Reduce la tensión fisiológica causada por patógenos de la raíz (Martínez y Pugnaire, 2009).
- f) Incremento en la relación parte aérea/raíz de la planta micorrizada e interacción positiva con fijadores libres y simbióticos de nitrógeno y otros microorganismos de la rizosfera (Valladares-Samperio, 2010).
- g) A través de las hifas que colonizan el suelo que rodea la raíz, participan en la adquisición de los elementos esenciales, fundamentalmente lo de lenta movilidad, tales como P, K, Cu y Zn y, alternativamente, reducen la captación de elementos altamente fitotóxicos como Mn y Al (Borie *et al.*, 2003).
- h) Las hifas son importantes en la conservación de los suelos al contribuir significativamente a la formación de agregados estables (Miller y Jastrow, 1992).

### **3.5. Importancia de los HMA en ecosistemas áridos y semiáridos**

Los ecosistemas áridos y semiáridos se caracterizan por una precipitación baja e irregular a lo largo del año con periodos de sequía recurrentes, esto conlleva a un estrés hídrico muy elevado en las comunidades vegetales, por lo que las plantas han desarrollado diferentes estrategias para poder subsistir; una de ellas, son las interacciones mutualistas que se establecen entre los HMA y las raíces vegetales formando las micorrizas arbusculares (Martínez y Pugnaire, 2009). Se ha demostrado, que los HMA en zonas áridas y semiáridas producen glomalina de manera abundante; esta es una glicoproteína, con características cementantes producida por el micelio externo de los HMA. Wright y Upadhyaya (1998) observaron que a mayor producción de glomalina mayor infiltración de agua, mejor desarrollo radical y mayor resistencia a la erosión. Cabe destacar que particularmente en los ecosistemas áridos y semiáridos degradados, las micorrizas son de gran importancia en el mantenimiento y funcionalidad, ya que en estos hábitats el suelo sufre de pérdida de agua, compactación, erosión, convirtiéndose en una problemática para el establecimiento y desarrollo de flora y fauna, dando como resultado la extinción de las especies que habitan el ecosistema (Monroy y García, 2009).

#### **IV. PROBLEMÁTICA**

En México, las zonas áridas y semiáridas han sido alteradas por el cambio de uso de suelo a través de la agricultura (Challenger, 1998), ganadería, industrialización, etc., trayendo como consecuencia la compactación del suelo, la desertificación y la pérdida de flora y fauna endémicas de las regiones, como es el caso de *Cephalocereus senilis*, cactácea columnar que vive en ambientes semiáridos de los estados de Guanajuato, Veracruz e Hidalgo (Bravo-Hollis, 1978) y seguramente en Querétaro. Actualmente esta especie se encuentra citada dentro de la Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-2010 (SEMARNAT, 2010), debido a la pérdida de ambientes naturales, la extracción ilegal que se presenta en todo el intervalo de distribución de esta especie por traficantes de cactáceas ornamentales; este problema se concentra en el renuevo de individuos jóvenes, que por su tamaño son fácilmente extraíbles, este hecho ha llevado a la especie al borde de la extinción.

Se ha demostrado que *C. senilis* presenta una tasa de crecimiento relativa menor a una pulgada anual (Mastrangel 1953); debido a este hecho se han realizado diferentes estudios en las cactáceas, en busca de una metodología alternativa para el incremento en la tasa de crecimiento de estos individuos. González *et al.*, 2005, demostraron que debido a la inoculación con HMA de *Opuntia streptacantha* se obtuvo un incremento en la tasa de crecimiento relativo de 37.7%, porcentaje de supervivencia de 28% y biomasa de 59.2 %. ya que los HMA mejoran las relaciones hídricas del hospedero proporcionando ventajas competitivas frente a las plantas no micorrizadas, pues proporcionan al hospedero hasta un 80 y 25% del P y N requeridos por las plantas y esta le proporciona al hongo entre 10 y 20% de su producción fotosintética .

Por lo anterior en este trabajo se busca conocer que tan benéfica resulta la simbiosis mutualista que se da entre los HMA y las raíces de *Cephalocereus senilis* en condiciones de invernadero en base a las siguientes preguntas:

1.- ¿Qué efecto tienen los HMA sobre la tasa de crecimiento relativo, desarrollo y la supervivencia de *Cephalocereus senilis* en invernadero?

## **V. HIPÓTESIS**

Según González *et al.*, 2005, al inocular una cactácea (*Opuntia streptacantha*) con hongos micorrizógenos arbusculares se incrementa la tasa de crecimiento relativa, la biomasa y el porcentaje de supervivencia, se espera que al inocular plantas juveniles de *Cephalocereus senilis* se observará, al cabo de 10 meses un aumento significativo en la biomasa de la planta, un incremento en su altura y una menor tasa de mortalidad respecto a las plantas testigos.

## **VI. OBJETIVO**

Determinar el efecto del inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares en el crecimiento y porcentaje de supervivencia de plantas juveniles de *Cephalocereus senilis*, en condiciones de invernadero, durante diez meses.

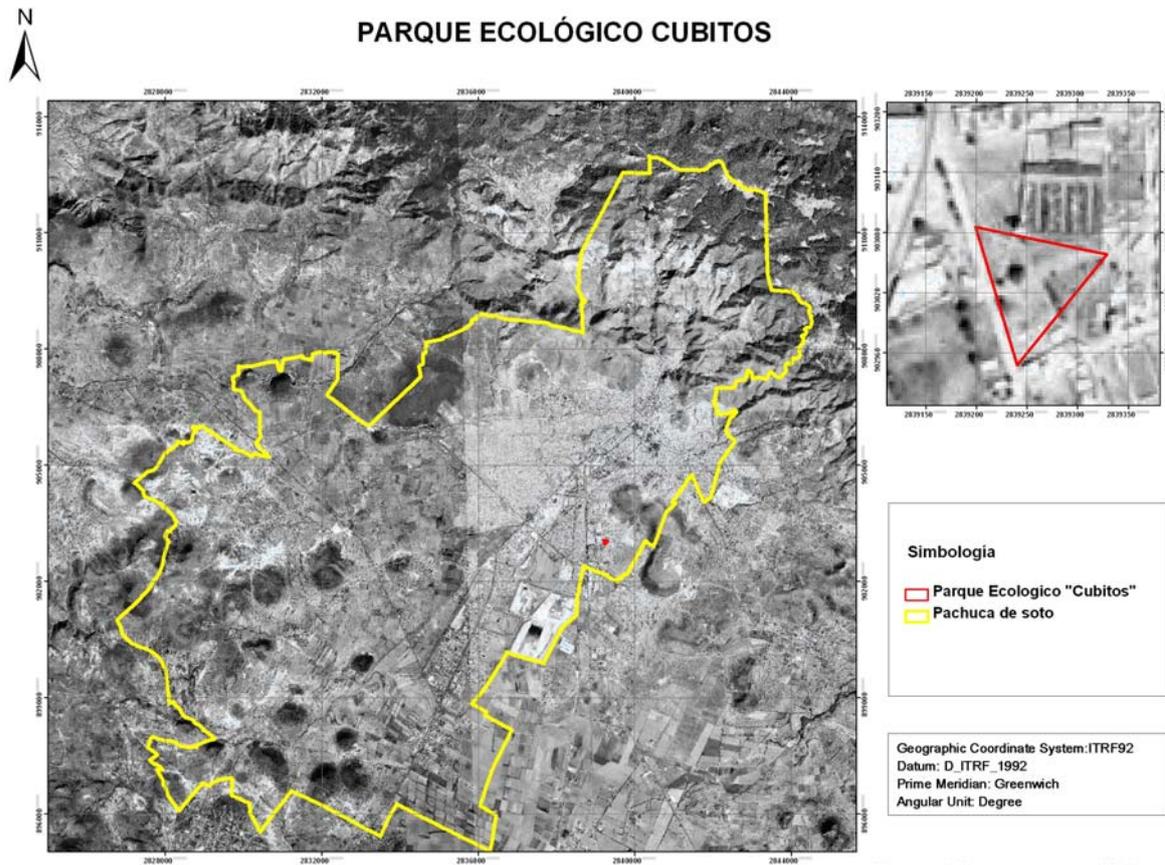
### **6.1 Objetivos particulares**

Evaluar el crecimiento vegetal de *Cephalocereus senilis* mediante las variables: altura máxima y cobertura de plantas inoculadas y no inoculadas con HMA, en condiciones de invernadero.

Determinar, después de 10 meses de cultivo, la tasa relativa de crecimiento relativo (TCR), evapotranspiración (ETR), porcentaje de colonización micorrícica y número de esporas por 100 g de sustrato.

**VII. MATERIAL Y METODO**

Se efectuó una salida al parque Ecológico “Cubitos” (Pachuca Hidalgo), en donde se recolectó suelo, a una profundidad de 0 a 20 cm para la posterior obtención de inóculo. Dicho parque se encuentra ubicado en la ciudad de Pachuca en el municipio de Pachuca de Soto. Esta área Natural Protegida con categoría estatal cuenta con una superficie de 90506 ha (Fig. 10).



**Figura 10. Ortofotos tomadas de INEGI 2012. Ubicación Geográfica del Área Natural Protegida Parque Ecológico “Cubitos”.**

## **7.1. Material biológico**

Las plantas de *Cephalocereus senilis* se adquirieron en el mercado de plantas de Xochimilco; estos cactus provienen del invernadero de la barranca de Metztitlán y tenían una edad en promedio de 4 años. La fase de invernadero se realizó en el invernadero anexo al laboratorio de Restauración Ecológica de la Unidad de Investigación en Ecología Vegetal de la FES Zaragoza, Campus II, en bancales con orientación este-oeste del 16 de agosto del 2010 al 27 de mayo del 2011, contemplando un lapso de 10 meses de experimentación en fase de invernadero (Fig. 11).

## **7.2 Riego**

### **7.2.1. Capacidad de campo (CC)**

Se determinó para conocer la capacidad máxima de retención de agua de acuerdo al sustrato utilizado por maceta en los dos tratamientos diferentes (Maderey, 2005). Esta técnica consiste en calcular la CC haciendo pasar 250 mL de agua en 50 gr de suelo seco por un papel filtro y con la ayuda de un embudo, dejando reposar hasta tener peso constante. Finalmente se realizó el cálculo con la siguiente fórmula:

$$CC = \frac{Psh - Pss}{Pss} \times 100$$

Donde:

**CC**= Capacidad de campo del suelo.

**Psh**= Peso húmedo del suelo.

**Pss**= Peso seco del suelo.

### **7.3. Preparación del sustrato y del inóculo**

Se colectó suelo en sitios conservados del parque Ecológico “Cubitos”; este sustrato fue llevado al invernadero de la FES Zaragoza, en donde se tamizó con una malla metálica de apertura de 2 mm; una vez tamizado, se mezcló en forma homogénea con arena sílica en proporción 2:1 (v/v); éste se colocó dentro de las bolsas de poli-papel cerradas, para la esterilización dentro de la autoclave con calor húmedo a 120°C y 1.5 libras /pulgada cuadrada. La arena sílica se agregó para facilitar la infiltración de agua, airear el suelo y evitar su compactación, posteriormente se determinó la capacidad de campo.

El inóculo se obtuvo del suelo colectado en sitios conservados, se tomaron muestras de suelo rizosférico de los primeros 10-15 cm de profundidad cada una con 100 g. Esto debido a que las redes hifales de los HMA se distribuyen en los primeros 10 cm superficiales del suelo (Pattinsib *et al.*, 1990; Palmer y Troeh, 1979).

### **7.4 Diseño experimental**

Se formaron dos lotes de 20 macetas cada uno y una planta de *Cephalocereus senilis* por maceta; las macetas consistieron en envases de plástico de aproximadamente 14 cm de alto y 11 cm de diámetro (Fig. 11) para los primeros 5 meses. Los lotes fueron preparados con 1500 g de sustrato, particularmente a los micorrizados se les agregó 1400 g de sustrato y 100 g de inóculo, que contenía 286 esporas /100 g de suelo; posteriormente para los 5 meses restantes se utilizaron macetas de 24 cm de alto y 20 cm de diámetro (Fig. 12). Los lotes se formaron con 1kg de sustrato, a los micorrizados se les agregaron 9900 g de sustrato y 100 g de inóculo, el cual fue extraído del suelo ubicado en los macollos de *Bouteloa gracilis* del Parque Ecológico “Cubitos”, el cual estuvo compuesto por restos de raíces de plantas colonizadas y

micelio externo de los HMA, donde de acuerdo con Monroy y García (2009) se pueden encontrar esporas de HMA. Estos tratamientos se sometieron a riego con un 50% de capacidad de campo (cc), uno micorrizado y otro sin micorrizar.



ástico  
a el

## **7.5. Trasplante e inoculación**

### **7.5.1. Primer trasplante**

Las plantas de *Cephalocereus senilis* se trasladaron bajo el siguiente esquema: un lote de 20 macetas con 1400 g de sustrato estéril más 100 g de inóculo de HMA (M+) y las 20 restantes con 1500 g de sustrato estéril sin inóculo (M-).

### **7.5.2. Segundo trasplante**

Después de los 5 meses, las plantas se trasplantarán a macetas más grandes para que el volumen del suelo no sea una limitante durante el crecimiento (Fig. 12).



**Figura 12. Envase de plástico utilizado como maceta para el periodo enero – mayo.**

### **7.6 Medición de las variables**

A partir del trasplante se registraron las siguientes variables: Altura total de los individuos desde la base hasta el ápice del mismo, cobertura de la base y la zona apical del cactus; estas mediciones se obtuvieron cada mes hasta los diez meses. Una vez transcurridos los 10 meses, se evaluaron los siguientes parámetros: Tasa de crecimiento relativo (TCR), cobertura, porcentaje de supervivencia, evaporación, transpiración, evapotranspiración real y biomasa húmeda.

### **7.6.1. Cobertura**

La Cobertura total se determinó mensualmente utilizando un vernier digital (Fig. 13), se midió el diámetro mayor y el menor de cada planta. Los diámetros permitieron calcular el área del círculo medio, que fue considerado como la cobertura.



**Figura 13. Medición de la cobertura de *Cephalocereus senilis***

### **7.6.2. Porcentaje de supervivencia**

Para determinar el porcentaje de supervivencia se dividió el número de plantas vivas (en cada tratamiento) al final del experimento, entre el número de los individuos iniciales.

$$\% \text{ supervivencia} = \text{PS/PI}$$

Donde:

**PS**= número de plantas al final del experimento

**PI**= número de plantas al inicio del experimento

### **7.6.3. Tasa de crecimiento relativa (TCR)**

Se calcula con base en el promedio de alturas (inicial y final) en cada tratamiento. Se empleo la fórmula del modelo de crecimiento exponencial y se dividió entre el número de días que duro el experimento (Peña, 2002).

$$\text{TCR} = [\ln L2 - \ln L1] / t \text{ (días)}$$

Donde:

**TCR** = Tasa de crecimiento relativo

**L2**= Altura final (cm)

**L1**= Altura inicial (cm)

**t**= Número de días del experimento

### **7.6.4. Evapotranspiración real acumulada**

La cantidad de agua perdida por evaporación del suelo más la transpiración de la planta, y se calculó mensualmente pesando las macetas que tengan planta de manera inicial en el experimento y restando al peso de las mismas antes del riego de la siguiente quincena.

$$\text{ETR} = \text{PDR} - \text{PAR}$$

Donde:

**ETR**= Evapotranspiración real quincenal

**PDR**= Peso de la maceta después del riego (g)

**PAR**= Peso de la maceta antes del riego

### **7.6.5. Evaporación**

La evaporación es la cantidad de agua perdida mensualmente del suelo de la maceta, para ello se tuvieron 5 macetas sin planta las cuales se pesaron quincenalmente antes de realizar el

riego y se hizo la diferencia del peso inicial del experimento y al final de cada quincena, para de esta manera obtener la evaporación en mm.

### **7.6.6 Transpiración**

La transpiración de las plantas se calculó restando la evapotranspiración real acumulada y la evaporación del suelo (Peña, 2002).

$$\text{Tr} = \text{ETR} - \text{Ev}$$

Donde:

**Tr**= Transpiración

**ETR**= Evapotranspiración real

**EV**= Evaporación

El peso de las macetas antes y después del riego se realizó durante los primeros cinco meses con una balanza digital, mientras que en los cinco meses restantes se utilizó una báscula.

### **7.6.7. Biomasa húmeda**

Al finalizar los 10 meses de experimento se pesaron 39 individuos para conocer la biomasa húmeda.

### **7.6.8. Conteo y extracción de esporas de HMA del suelo.**

La extracción de las esporas de HMA del suelo se hizo mediante la técnica de tamizado vía húmeda descrita por Gerdemann y Nicolson (1963) con modificaciones de Morton (2009).

De la muestra colectada en campo se pesaron 100 g de suelo, el cual es una mezcla de suelo con raíces colonizadas y micelio externo de los HMA, la muestra se colocó en un vaso de precipitados de 1000 mL, se adicionó agua de la llave hasta cubrir  $\frac{3}{4}$  partes de la capacidad del recipiente. Mediante un agitador eléctrico o una varilla de cristal se agitó la mezcla

durante 3 minutos para romper los agregados y raíces para así liberar las esporas. La agitación se detuvo y se dejó reposar 30 segundos para que sedimenten las partículas de suelo, luego la suspensión se filtró a través de una serie de tamices de distinta apertura de malla acoplados de mayor a menor (1000  $\mu$ , 500  $\mu$  y 44  $\mu$ ); posteriormente se agregó más agua al vaso que contiene la muestra de suelo y se agitó la mezcla durante 3 minutos hasta completar tres veces la operación. Las muestras retenidas en los tamices de 500 y 44  $\mu$  se enjuagaron al chorro del agua y posteriormente se recuperaron y fueron adicionadas a tubos de centrifuga, con agua para llenar tubo, estos se centrifugaron durante 7 minutos a 2000 rpm, luego se decantó el contenido del tubo (aquí se eliminaron restos de materia orgánica y esporas de HMA muertas), el suelo que quedó en el tubo se resuspendió con una solución de sacarosa al 50% y nuevamente se centrifugó durante 3 minutos a 1000 rpm, al término cada tubo se decantó en un tamiz de 44  $\mu$  (aquí se encontraron las esporas de los HMA viables).

La muestra del tamiz se lavó al chorro de agua para eliminar la solución de azúcar, posteriormente la muestra se recuperó en cajas Petri con cuadrículas (0.5cm X 0.5cm), bajo un microscopio de disección se realizó el conteo de esporas.

#### **7.6.9. Porcentaje de colonización micorrícica**

Para la evaluación de la presencia de los hongos micorrízicos arbusculares en la raíz de varias plantas de *Cephalocereus senilis*, se cuantificó el porcentaje de colonización micorrícica arbuscular total y por tipo de estructuras (hifas, arbuscúlos y vesículas) de acuerdo a la técnica de Phillips y Hayman (1970) modificado por Hernández-Cuevas *et al.*, 2008.

#### **7.6.10 Obtención de raíces**

Con ayuda de una pala de jardinero se extrajeron las plantas de sus respectivas macetas y con mucho cuidado se obtuvo la zona rizosférica procurando no dañar las raíces, se eligieron aquellas con un grosor menor a 2 mm.

#### **7.6.11 Clareo y tinción de raíces con azul tripano al 0.05 %**

Las raíces se lavaron con agua de la llave, se cortaron en segmentos de 3-4 cm y se colocaron en un matraz Erlenmeyer de 125 mL, se les adicionó KOH al 5% a punto de ebullición, y se colocaron en baño María por 30-40 min, se enjuagaron con abundante agua de la llave y se repitió dos veces más este procedimiento. Las raíces se cubrieron con HCl al 10% durante 10 min, se decantó el HCl y sin enjuagar las raíces se añadió una solución de azul tripano al 0.05% por 30 a 40 min en baño María. El colorante se decantó con ayuda de un tamiz de 44 micras o coladera para evitar la pérdida de raíces, con una piseta se enjuagaron para eliminar el exceso de colorante y las raíces se colocaron en lactoglicerol para eliminar la tinción excesiva y obtener un mejor contraste entre las células corticales de la raíz y las estructuras de los HMA.

#### **7.6.12 Montaje de las raíces en portaobjetos para su observación en el microscopio óptico.**

Las raíces teñidas se colocaron en una caja de Petri donde se cortaron con un bisturí en secciones de 1.5 cm de longitud, se tomaron al azar 20 segmentos y se posicionaron en forma paralela a lo largo de un portaobjetos, se adicionó agua o alcohol polivinílico lactoglicerol (PVLG), todo lo anterior descrito se realizó bajo un microscopio de disección, ejerciendo una

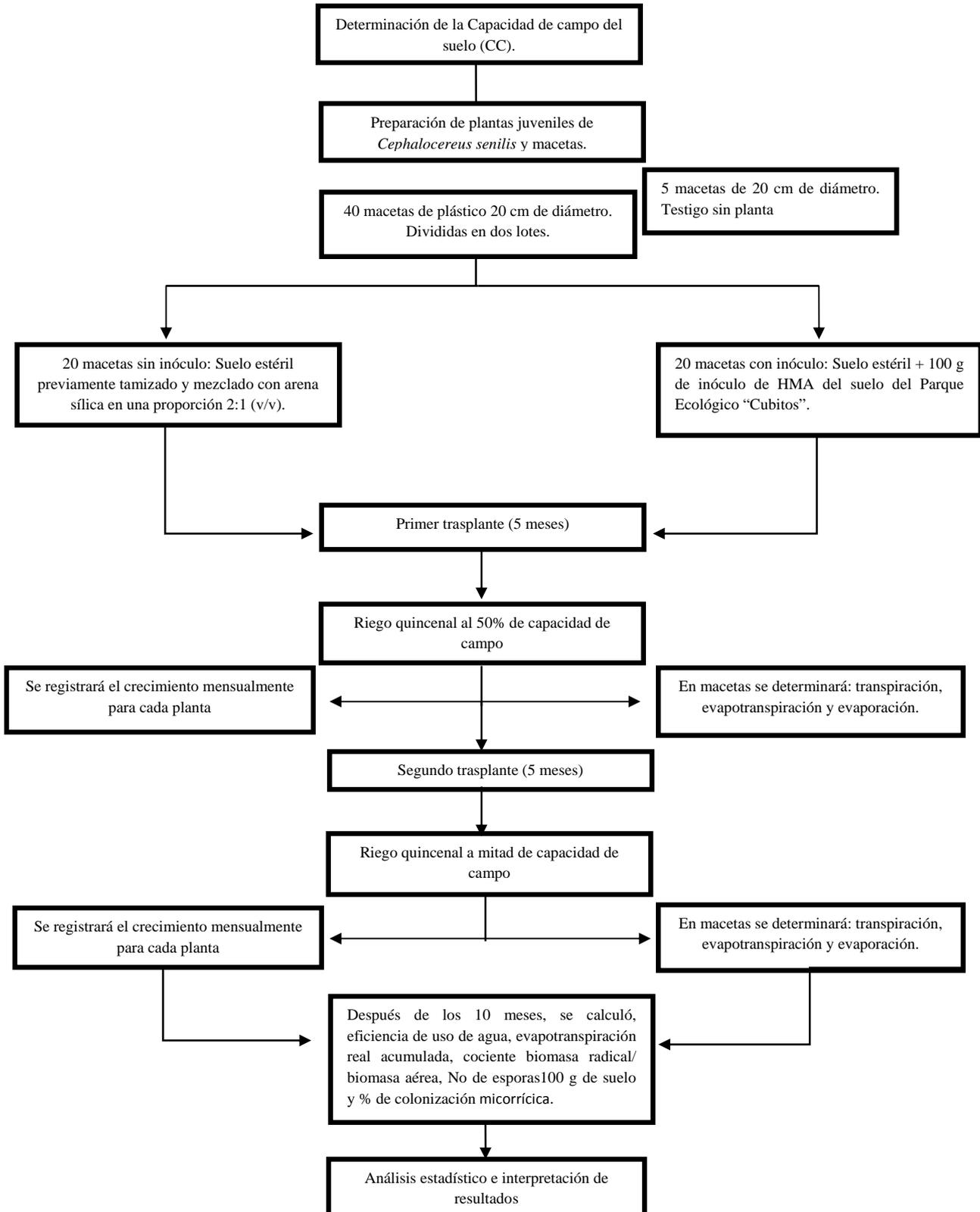
presión ligera sobre cada raíz con la goma de un lápiz para distenderlas, por último se etiquetaron y se dejaron secar por una semana a 60° C por 24 h.

### **7.6.13 Cuantificación del porcentaje de colonización micorrízica arbuscular**

Las preparaciones con las raíces teñidas se observaron al microscopio óptico, el conteo se realizó desde la punta de la raíz; a partir de aquí se realizaron las observaciones moviendo la platina en forma horizontal hasta cubrir los primeros 20 campos de observación que puede hacerse a 20X o a 40X de aumento. Al observar cada campo se anotó un signo positivo (+) al encontrar hifas, arbusculos, vesículas o esporas y con estos datos se determinó el porcentaje de colonización micorrízica arbuscular total o fraccionada con la siguiente fórmula:

$$\text{Porcentaje de colonización micorrízica arbuscular} = \frac{\text{No. de campos colonizados} \times 100}{\text{No. total de campos observados}}$$

viii. Diagrama de flujo de la metodología



## **IX. ANÁLISIS ESTADÍSTICO**

Se construyeron dos matrices con el software Excel 2007 (Microsoft) de dos lotes con 20 repeticiones cada una; cada matriz contenía las siguientes variables: tasa de crecimiento relativa (TCR), altura total, cobertura vegetal, evapotranspiración real acumulada, evaporación, transpiración y biomasa húmeda. Las matrices se exportaron al programa estadístico Info Stat, 2011; el cual se ocupó para determinar si los resultados obtenidos en las pruebas experimentales se comportaban de manera normal, aplicándoles una prueba estadística de normalidad (Shapiro-Wilks), seguido por un análisis de la varianza (ANOVA) para identificar, los tratamientos que presenten diferencias estadísticas significativas.

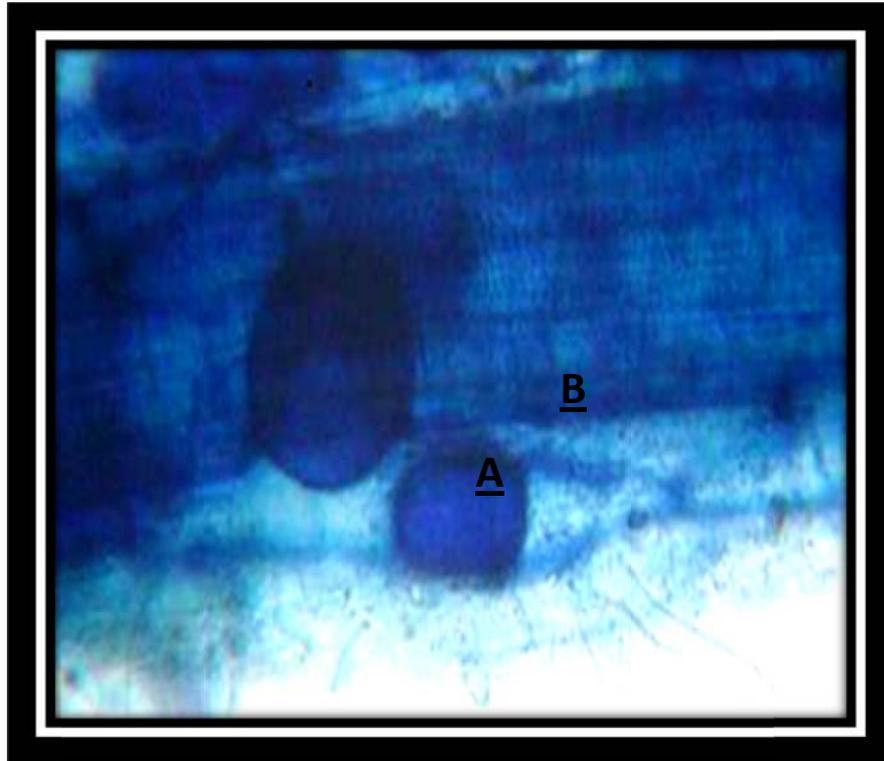
## X. RESULTADOS

### 10.1 Porcentaje de colonización micorrícica y número de esporas del inóculo

Al inicio del estudio se realizó un conteo de esporas por 100 g., de suelo en el parque ecológico de cubitos, este resultado fue favorable ya que se obtuvieron 286 esporas y 11 morfotipos; sin embargo, al inocular el sustrato, el porcentaje de colonización en la raíz del hospedero fue de tan solo 3.5% (Cuadro 1) (Fig. 14), lo que refleja una colonización de la raíz baja, con respecto al porcentaje de colonización que según Valladares-Samperio, 2010, se presenta en las plantas de *Agave salmiana* (78.52%) y *Mimosa lacerata* (72.15%), esto probablemente se debió a que *C. senilis* es una cactácea que presenta un ciclo de vida largo, pues se ha observado que en condiciones naturales, alcanza los 60 cm de alto en un periodo de 20 años (CONABIO, 2011).

**Cuadro 1.** Porcentaje de colonización micorrícica para dos tratamientos: Micorrizado (M+) y no Micorrizado (M-).

ESPECIE	EDAD DE LAS PLANTAS	TRATAMIENTO	No DE ESPORAS EN 100 g DE SUELO	COLONIZACIÓN MICORRÍCICA TOTAL (%)
<i>C. senilis</i>	4 años	M+	286	3.5+
<i>C. senilis</i>	4 años	M-	0	0

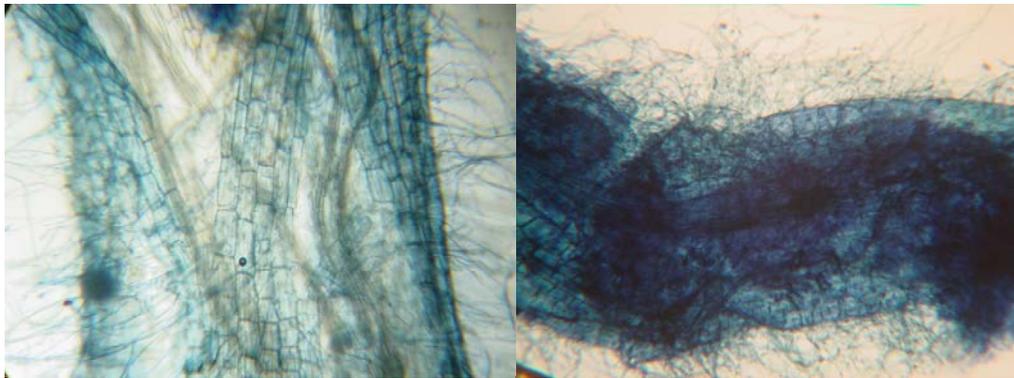


**Figura 14. (A) Vesículas observadas a 40X y (B) Micelio**

Bashan *et al.* (2003), demostraron que el número de esporas de HMA del suelo, no necesariamente está reflejado en la capacidad de colonización de estos hongos y que la asociación micorrícica puede variar a través del tiempo y del espacio; por su parte Carrillo *et al* (2000), mencionan que el inicio de la colonización de las raíces es retardada en algunas especies de cactáceas columnares como es el caso de *Pachycereus pringlei*, en donde se obtuvo un porcentaje muy bajo en la colonización micorrícica. Otro factor que pudo haber influido fueron los fertilizantes y pesticidas químicos a los que las plantas fueron sometidas por un periodo aproximado de cuatro años. Barrera, 2009 menciona que el uso de los pesticidas generan diferentes tipos de respuestas de los HMA, que van desde estimulantes hasta poco significantes, por su parte Boddington y Dodd, 2000, Oehl *et al.* 2003, mencionan

que la aplicación inadecuada de fertilizantes y plaguicidas tienen un efecto negativo en la abundancia de propágulos, lo que ocasiona una disminución en la asociación micorrízica.

Por otro lado, se observó que los pelos radicales se incrementaron de forma considerable en las raíces de las plantas en un periodo de 10 meses de duración del estudio (Fig. 15); esto indica que la planta siempre estuvo con un adecuado nivel de humedad, factor que en condiciones naturales se le denomina “de estacionalidad ambiental” (seca o lluvias), esta variable es determinante en la composición y variación de la población de HMA en las zonas áridas; según Bashan, *et al.*, 2006; Lara, 1987 y Montaña *et al.*, 2007, mencionan que en algunos estudios realizados en México se ha denotado que los extremos secos, lluviosos o las inundaciones causan bajo porcentaje de esporulación y colonización micorrízica.



**A**

**B**

**Figura 15. Pelos radicales de *Cephalocereus senilis* del mes 1 (A) al mes 10 (B)**

## 10.2 Supervivencia de *Cephalocereus senilis*

La supervivencia que se obtuvo fue de un 100% en las plantas micorrizadas y de un 99 % en las plantas no micorrizadas (Fig. 16), estos resultados responden a un bajo porcentaje de colonización (3.5%) que indica, que los HMA no influyeron de manera significativa en la supervivencia de *C. senilis*; de acuerdo con Barrera, 2009 algunas especies de HMA responden a ciertos procesos físico-químicos al colonizar las raíces de las plantas, lo que provoca cierta especificidad al momento de la elección de sus hospederos.

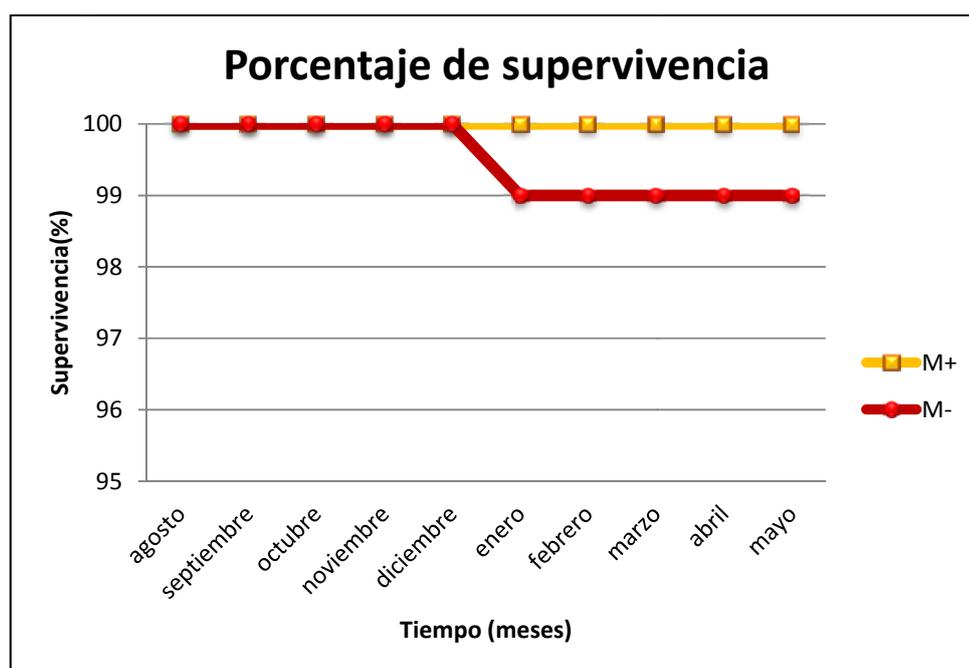


Figura 16. Supervivencia de *Cephalocereus senilis* del primer al decimo mes de tratamiento.

### 10.3 Temperatura y Humedad relativa

Las plantas de *C. senilis*, se desarrollan en un clima de tipo seco estepario (BS), con isotermas que van de los 18 a 20 °C en la naturaleza, (Franco, 2004; CONANP, 2003). Según Sánchez *et al* (2010), estas plantas se desarrollan típicamente en condiciones de humedad menor al 40% y una temperatura diurna promedio de entre 25 y 35°C, en condiciones controladas en un invernadero. Sin embargo, en el invernadero de la FES Zaragoza las plantas se desarrollaron a una temperatura que osciló entre los 5 y 44°C (Fig. 17) y una humedad relativa de entre 13 y 38% (Fig. 18) obteniendo resultados favorables en el incremento en la talla, ya que la temperatura y humedad son factores que influye en el desarrollo adecuado de flora de zonas áridas y semiáridas (Nessmann, 1994).

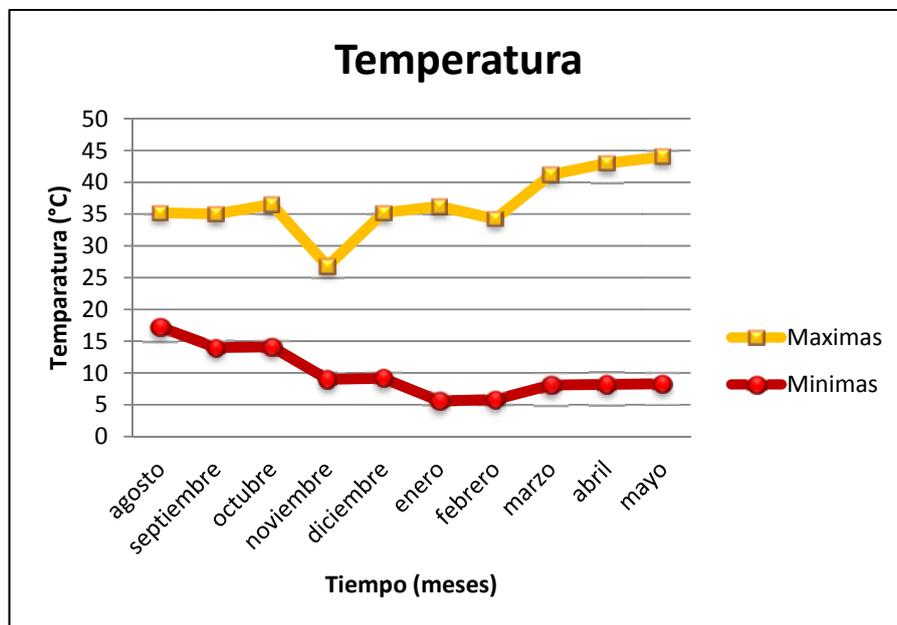


Figura 17. Temperaturas máximas y mínimas registradas en un periodo de 10 meses en el invernadero donde se desarrolló *Cephalocereus senilis*.

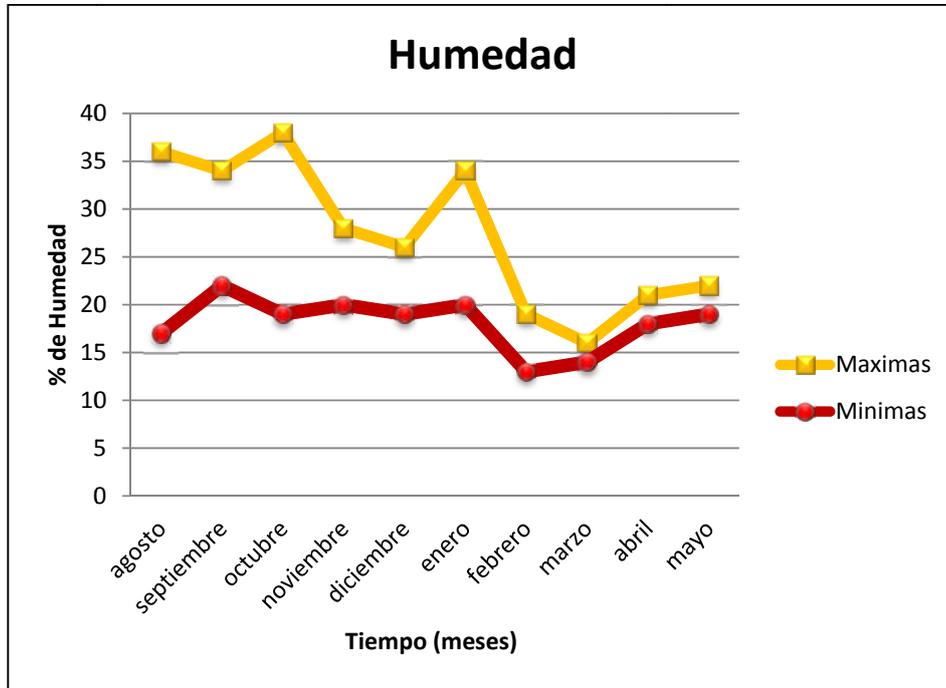


Figura 18. Porcentajes de humedad máximas y mínimas registradas en un periodo de 10 meses en el invernadero donde se desarrollo *Cephalocereus senilis*.

#### 10.4 Evapotranspiración real (ETR), evaporación (EV) y transpiración mensual acumulada

Al aplicar un análisis estadístico de varianza (ANOVA) a los datos que se obtuvieron a lo largo de 10 meses de las siguientes variables: evapotranspiración real acumulada (ETR), evaporación (EV) y transpiración; se observó que los resultados no presentaron diferencias estadísticas significativas ( $p \leq 0.05$ ).

La ETR acumulada a 10 meses para el tratamiento M+ fue de 751 mm., mientras que para el tratamiento M- fue de 701 mm., (Fig. 19) la evaporación para el testigo fue de 671mm., (Fig. 20) siendo este dato menor ya que las macetas no contenían planta. Por último la variable

transpiración, para el tratamiento M+ fue de 80 mm., y para el tratamiento M- fue de 30mm., (Fig. 21).

Los resultados anteriores demuestran que los HMA no tuvieron gran influencia en estos procesos, ya que el porcentaje de colonización en la raíz fue bajo (3.5%). López *et al.* (2003), mencionan que la humedad en los suelos arenosos muestra una tendencia hacia estados secos por la intensidad con la que los procesos de pérdida, evaporación y percolación desaguan los horizontes superficiales. Cuando la reserva hídrica en un suelo arenoso es menor, el transporte de agua del suelo a la planta se ve reducido, disminuyendo su transpiración. Por otro lado, la humedad está regulada por el individuo debido al metabolismo ácido de las crasuláceas que presentan (CAM), en el cual los estomas permanecen abiertos toda la noche y cerrados gran parte del día, de esta manera la foto respiración está reducida y la pérdida de agua es mínima, otra característica que presentan estas plantas para ser más eficientes en el uso de agua es la disminución de la superficie de la planta expuesta al sol y la presencia de una cutícula impermeable y así evitan la pérdida de agua por transpiración.

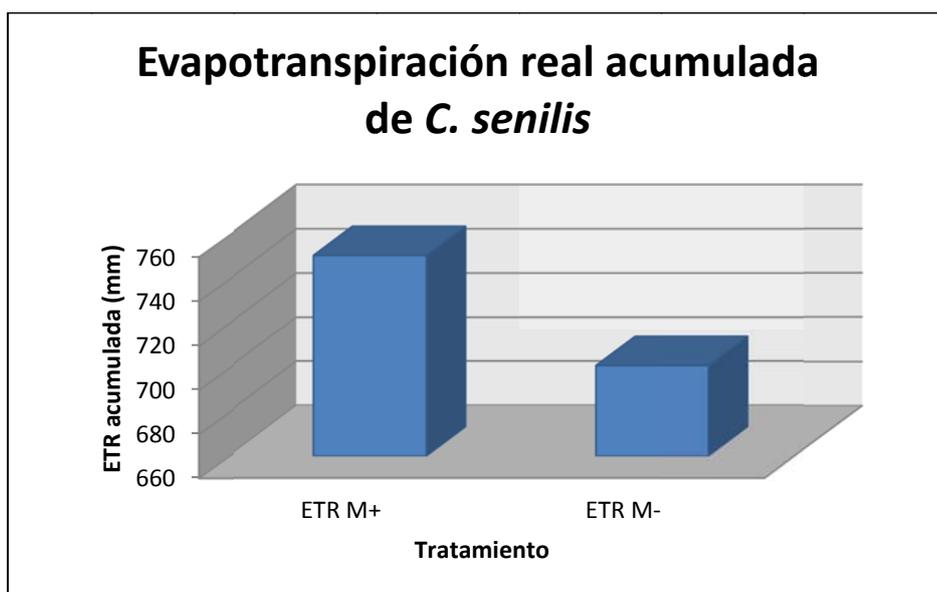


Figura 19. Evapotranspiración real acumulada para los tratamientos de *Cephalocereus senilis* del primer al decimo mes

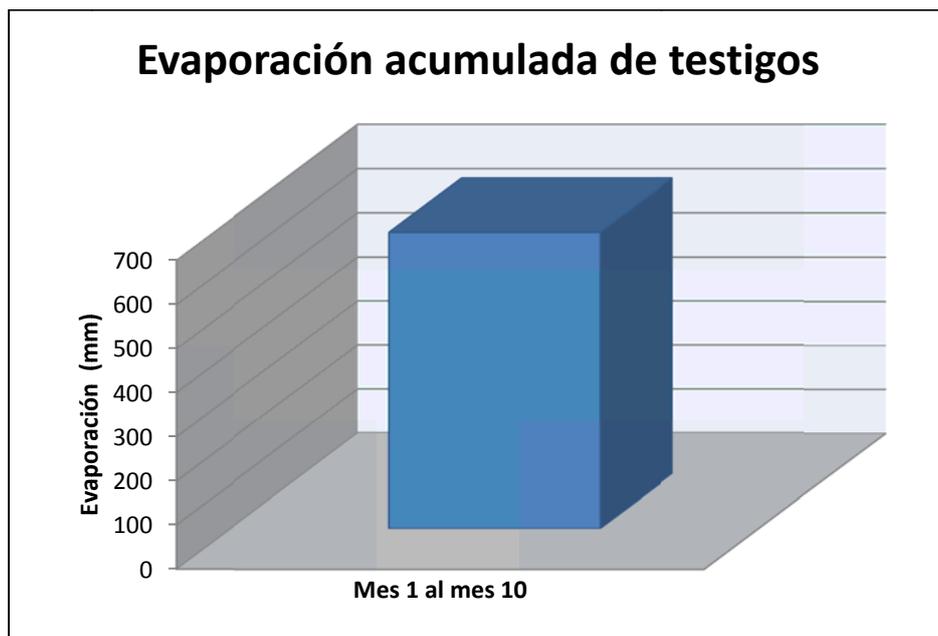


Figura 20. Evaporación acumulada para los testigos de *Cephalocereus senilis* del primer al decimo mes de tratamiento

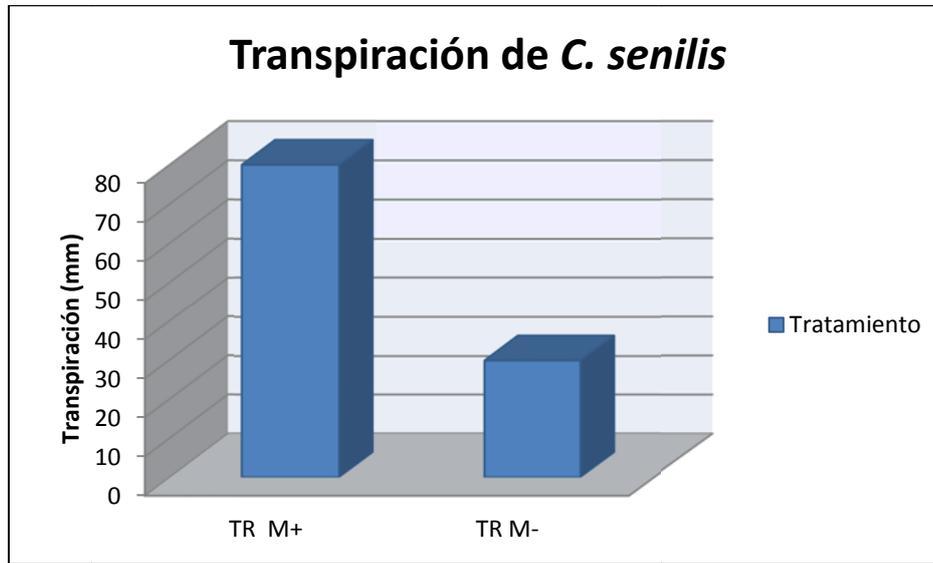


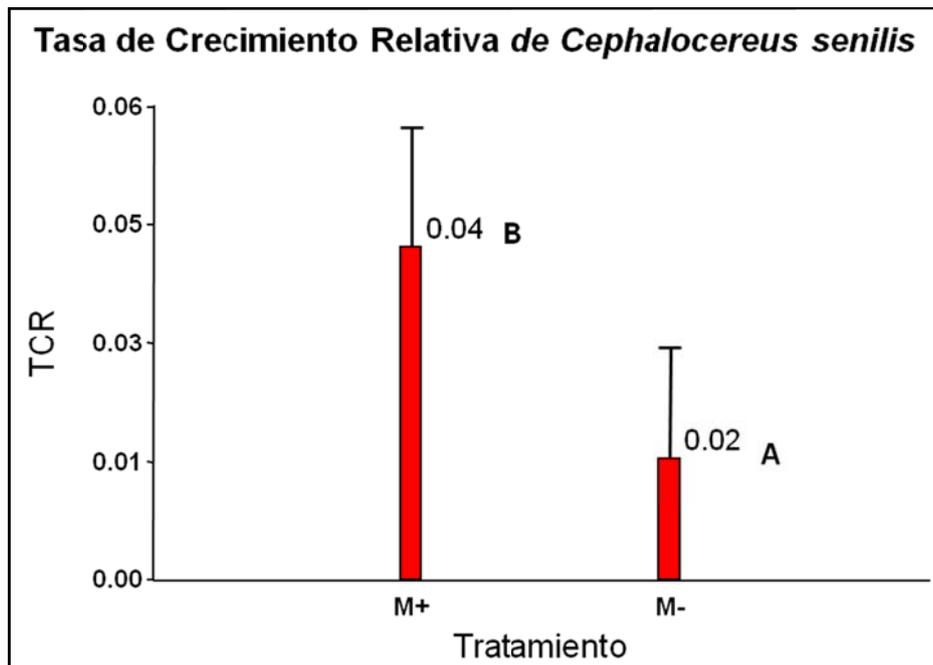
Figura 21. Transpiración para *Cephalocereus senilis* del primer al décimo mes de tratamiento

### 10.5 Desarrollo vegetal: tasa de crecimiento relativa (TCR); altura y cobertura

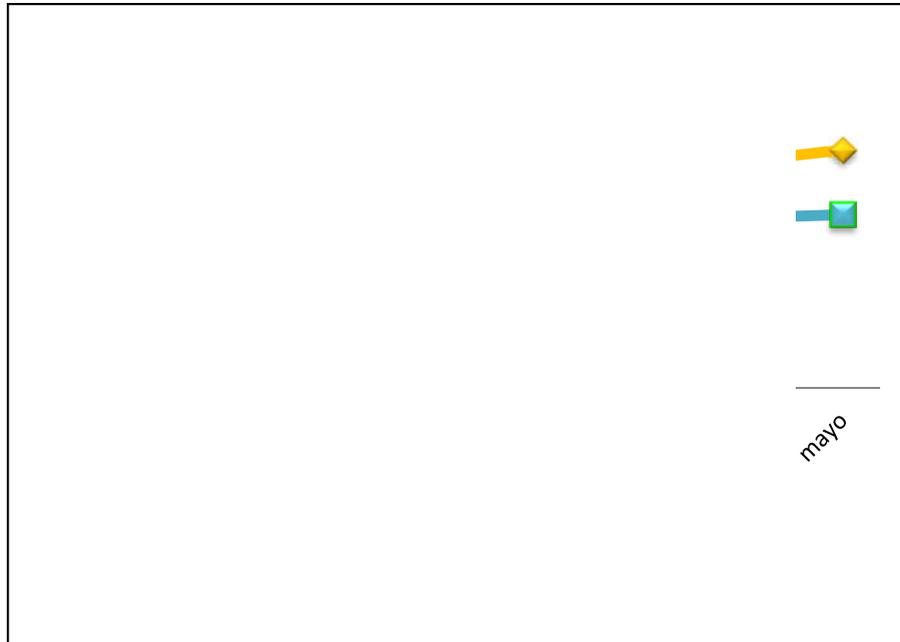
De acuerdo con Mauseth, 2004, las cactáceas son plantas que presentan Metabolismo Acido de las Crasuláceas (CAM), el cual les permite sobrevivir en ambientes secos, y el intercambio nocturno de gases las obliga a desarrollar grandes tejidos de reserva, donde almacenan durante el día las moléculas llenas de energía química, y por la noche el ácido málico producido como resultado de la fijación de CO<sub>2</sub> atmosférico, para guardar estos ácidos nocturnos, están forzadas a formar tejido no fotosintético que les permite almacenar y por consiguiente son plantas que presentan una tasa de crecimiento lento. En este trabajo se demostró mediante un análisis de varianza (ANOVA), para la tasa de crecimiento relativa (TCR) (Fig. 22) y la altura (Fig. 23) diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.0001$ ) que favorecen al tratamiento M+ (cuadro 2).

**Cuadro 2.** Promedios de altura inicial y final (mm) para individuos de *Cephalocereus senilis* y su tasa de crecimiento relativo en los dos tratamientos M+ (Micorrizado) M- (No micorrizado). Letras diferentes en la tasa de crecimiento relativa, representan diferencias estadísticamente significativas.

<b>Tratamiento</b>	<b>Tiempo (meses)</b>	<b>Altura Inicial (mm)</b>	<b>Altura Final (mm)</b>	<b>Tasa Relativa de Crecimiento (TCR) (d-1)</b>
M+	10	561+	866	0.04 (B)
M-	10	547	630	0.02 (A)



**Figura 22.** Tasa de Crecimiento Relativa para *Cephalocereus senilis* al decimo mes de tratamiento

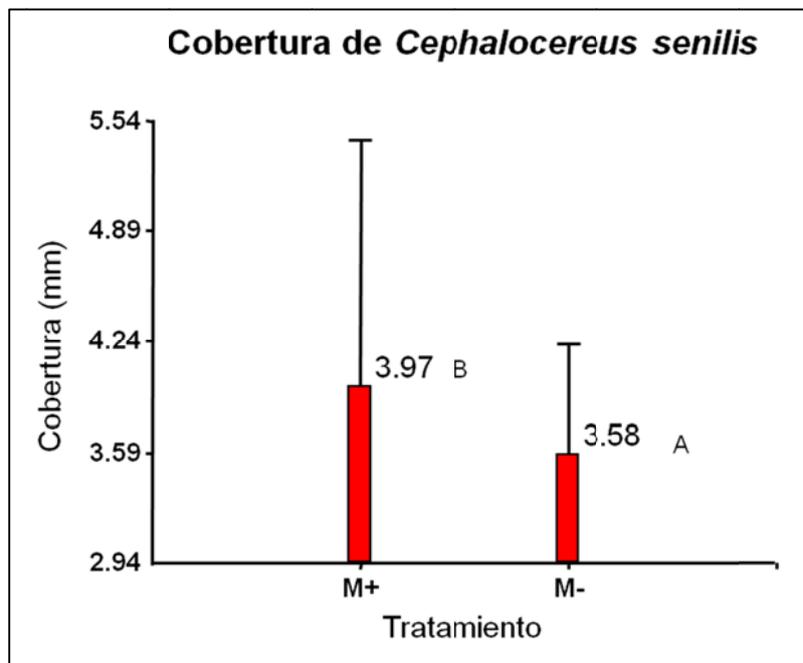


**Figura 23. Altura para *Cephalocereus senilis* al decimo mes de tratamiento.**

Las diferencias significativas que se dieron fue probablemente por la influencia de la inoculación con HMA en el desarrollo de las plantas, ya que estos organismos simbiotes transfieren nutrientes a la planta como son el fósforo (P) y el nitrógeno (N) mediante las hifas que penetran en las células de las raíces formando estructuras de almacenamiento (vesículas) y de intercambio bidireccional de nutrientes y carbono (arbusculos), que estimulan en los organismos hospederos, un incremento en la longitud radical y producción de semillas, a través de la incorporación de P y de otros nutrimentos; gracias a que los pelos radicales y las hifas extra-radicales multiplican el área de contacto con las partículas del suelo (Estévez, *et al.*, 2007; Montaña *et al.*, 2007 ); en cuanto a la cobertura (Fig. 24), también se obtuvieron diferencias significativas ( $p=0.0036$ ) (cuadro 2), esto se debe al cambio en la hidratación del organismo vegetal, ya que las cactáceas por sus características morfológicas y fisiológicas

están relacionadas con un uso muy eficiente del agua, su forma robusta les permite almacenar el líquido.

Por su parte Franco (1994), realizó un estudio y observó que las micorrizas ayudan a incrementar el desarrollo de *Cephalocereus senilis* en cuanto a altura y cobertura; el método que utilizó fue distinto, pues recurrió a 2 inóculos comerciales (Burize y PHC Horti Plus), a un tipo de sustrato (peat moss) diferente al utilizado en este estudio y distintas condiciones de luz y humedad. En comparación con el estudio que se está presentando en este documento; el sustrato que se utilizó fue totalmente inerte antes de la inoculación, por lo que los nutrientes aportados y parte de la retención de agua se debe a la influencia de los HMA sobre las raíces del hospedero (Fig. 24).



**Figura 24. Cobertura promedio para *C. senilis* al decimo mes de tratamiento.**

## 10.6 Biomasa

Para este parámetro no se obtuvieron diferencias significativas, sin embargo, se puede observar que en el tratamiento M+ los individuos registraron más biomasa húmeda con respecto de los testigos (Fig. 25), esto debido a la micorrización que favorece el transporte y almacenamiento de nutrimentos, lo cual es una estrategia eficiente para la captación de agua en el caso de las cactáceas ya que evade la sequía al acumular reservas hídricas en sus tejidos, esto es particularmente importante en las zonas secas donde el factor limitante del desarrollo vegetal es el recurso hídrico (Montaño *et al.*, 2007).

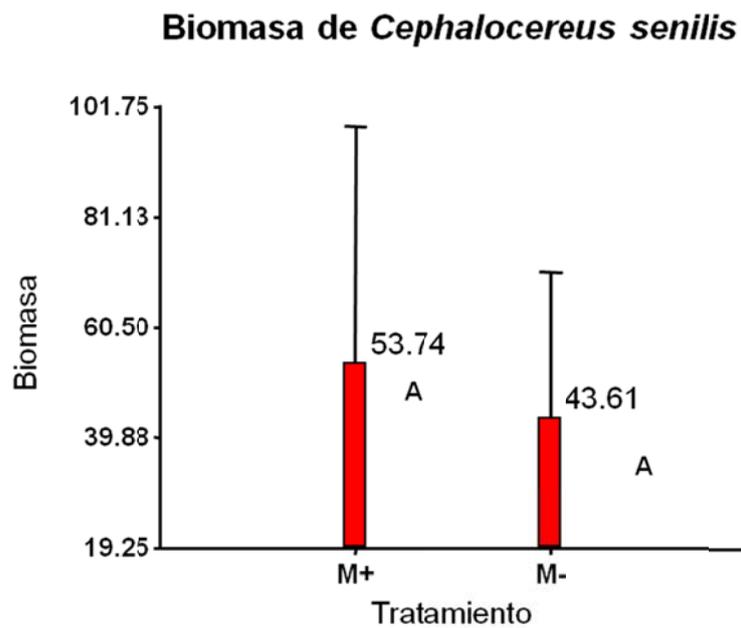


Figura 25. Biomasa húmeda para *Cephalocereus senilis* al decimo mes de tratamiento.

## **XI Conclusiones**

Al inocular plantas juveniles de *C. senilis* con HMA, se demostró que estas cactáceas no son individuos dependientes de la micorriza; ya que se obtuvieron diferencias estadísticas significativas solo en las siguientes variables: tasa de crecimiento relativo, altura y cobertura; mientras que en el porcentaje de supervivencia, evapotranspiración real acumulada, transpiración y biomasa húmeda, los resultados no fueron estadísticamente significativos.

El porcentaje de colonización fue bajo (3.5%) debido a lo siguiente:

- a) Las plantas no estuvieron sometidas a grandes factores de estrés, ya que en el hábitat natural estas plantas se desarrollan en periodos grandes de sequia y poca disponibilidad de nutrientes.
- b) Las plántulas estuvieron sometidas a gran cantidad de fertilizantes químicos, durante aproximadamente cuatro años, esto inhibe la micorrización.
- c) Los individuos no son totalmente dependientes de los HMA pues esta especie desarrolla una cantidad significativa de pelos radicales, estos realizan las mismas funciones que los HMA en las raíces.

## **XII Recomendaciones**

En la próxima investigación se deberá contabilizar el número de costillas al mes del desarrollo de cada planta.

Para una experimentación más detallada se deberán utilizar individuos desde semilla, para así observar a detalle la supervivencia y desarrollo vegetativo de la especie.

Si se trabaja con plantas juveniles se deberá medir la raíz al inicio del experimento y al final del mismo para así poder contar con otro parámetro de comparación.

Sería interesante hacer un estudio más a fondo para investigar qué tipo de espora de HMA es específica para esta especie.

Esta cactácea se debe someter a niveles de estrés más drásticos para así observar si el nivel de colonización micorrícica en las raíces incrementa o disminuye.

### **XIII Referencias**

- Allen M. 2007. Micorrizhal fungi: Highways for water and nutrients in arid soils. *Vadose Zone Journal*, **6**: 291-297.
- Aquino-García D.A. 2008. *Cactoflora del Distrito de Nochixtlán Oaxaca, México*. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. UNAM, México D.F.
- Azcón-Aguilar C y Barea- Navarro J. 1980. Micorrizas. *Investigación y Ciencia* **47**: 8-16.
- Azcón-Aguilar C. y Barea- Navarro J. 1996. Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens: an overview of the mechanisms involved. *Micorrhiza* **6**: 457-646.
- Azcón-Aguilar C., Barea- Navarro J y Roldán-Fajardo B. 1984. Avances recientes en el estudio de la micorriza vesículo arbuscular. Formación, funcionamiento y efectos recientes en nutrición vegetal. *Anales de edafología y agrobiología*. Granada, España 659- 677.
- Azcón R. 2000. Papel de la simbiosis micorrícica y su interacción con otros microorganismos rizosféricos en el crecimiento vegetal y sostenibilidad agrícola. En Alarcón-Alejandro y Ferrera Cerratim. *Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular*, pp 1-15. IRENAT-Colegio de posgraduados, Montecillo, Mundi prensa, México.
- Barrer S. 2009. El uso de hongos micorrízicos arbusculares como alternativa para la agricultura. *Revista Facultad de Ciencias Agropecuarias* **7** (1): 125.
- Bashan Y., Puente E y Salazar B. 2006. Usos de los microorganismos del desierto como recurso para recuperar suelos erosionados. *Revista Latinoamericana de Microbiología* **48** (2): 154 -161.
- Boddington C.L y Dodd J.C. 2000. The effect of agricultural practices on the development of indigenous arbuscular fungi. II. Studies in experimental microcosms. *Plant and Soil* **218**: 145-157. En Heredia-Abarca G y Arias-Mota R. *Hongos saprobios y endomicorrizógenos en suelos*. **14**: 193-213.
- Borie F., Rubio R y Rouane J. 2003. Cero labranza y actividad de las micorrizas arbusculares. En: Vidal. Manejo Sustentable de Suelos, *Sociedad Chilena de Ciencias del Suelo* **19**: 7-16.
- Bracamontes R. 1978. Notas sobre la Barranca de Tolantongo, Hgo. Cactaceas Suculentas México. **23** (2): 42-46.
- Bravo H. 1978. *Las cactáceas de México* **1**: 6-62. UNAM, México, D.F.

- Bravo-Hollis H y Sánchez-Mejorada R. 1991. *Las cactáceas de México* **2**: 102-123 y **3**: 501-505 UNAM, México, D.F.
- Bravo-Hollis H y Scheinvar-Akcelrad L. 1995. *El interesante mundo de las cactáceas*. CONACYT. FCE. México. D.F.
- Camargo-Ricalde S., Bashan-Dhillion S y Jiménez-González C. 2003. Mycorrhizal perennials of the matorral xerófilo and the selva baja caducifolia communities in the semiarid Tehuacán-Cuicatlán Valley, México. *Mycorrhiza* **13**: 77-83.
- Carrillo-García A., Bashan Y., Bethlenfalvay G y Díaz Rivera E. 2000. Effects of resource-island soils, competition, y inoculation with *Azospirillum* on survival and growth of *Pachycereus pringlei*, the giant cactus of the Sonoran Desert. *Restoration Ecology* **8** (1): 65-73.
- Carrillo-García E., Bashan.Y., y Linderman R. 2000. Assessment of VA mycorrhizal inoculums potential in relation to the establishment of cactus seedlings under mesquite nurse-trees in the Sonoran Desert. *Applied Soil Ecology* **14**: 165-175.
- Cervantes R. 2002. Plantas de importancia económica en las zonas áridas y semiáridas de México, pp. 13UNAM, México.
- Challenger A. 1998. Utilización y conservación de los ecosistemas terrestres de México. Pasado, presente y futuro. *CONABIO*, México. 847.
- CONANP-Dirección General de Manejo para la Conservación, 2003 Programa de Manejo Reserva de la Biosfera Barranca de Metztitlán, CONANP, México. 21-28, 202.
- Dávila-Aranda P., Arias-Montes R., Lira-Saade J.L., Villaseñor y Valiente-Banuet A. 2002. Phytogeography of the Columnar Cacti (Tribe Phachycereae) in Mexico: A Cladistic Approach. En: Fleming, T. H y A. Valiente-Banuet. (eds). Columnar Cacti and Their Mutualists. *Evolution, Ecology and Conservation*. 25-41.
- Escalona M., Trejo D., Rivera J., Lara L y Rivera A. 1998. Efecto de la endomicorriza Arbuscular y diferentes fechas de fertilización sobre el crecimiento de papaya en campo. Memoria de la Décima primera Reunión científica Tecnológica y Agropecuaria del Estado de Veracruz. 180.
- Estévez T, García S, Monroy A, Ríos G. 2007. Establecimiento de plantas mediante el uso de micorrizas y de islas de recursos en un matorral xerófilo deteriorado, Boletín de la Sociedad Botánica de México **80**, 49-57.

- Franco-Landeros F. J. 2004. Influencia de Hongos endomicorrizicos en el crecimiento de plántulas de *Cephalocereus senilis* (Haw.) Pfeiffer. Tesis de Licenciatura Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán. UNAM. México, D.F. 39-49 pp.
- Garrido I., Díaz R., Escalona M. y Trejo D. 1998. Efecto de la endomicorriza y vermicomposta en plantas de Jamaica en semillero y campo. Resúmenes del II Symposium Nacional de la Simbiosis Micorrízica. Colima, México.
- Gelista-García B.K. 2008. Descripción morfológica desde la germinación hasta su trasplante de tres especies de cactáceas amenazadas (*Astrophytum ornatum*, *Cephalocereus senilis* y *Coryphantha elephantidens*) y evaluación de la germinación. Tesis de licenciatura FES-I. UNAM, México, D .F. 30-46 pp.
- Gerdemann J.W y Nicolson T.H. 1963. Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society* **46**: 235-244.
- Gibson A y Nobel P. 1986. *The cactus primer*, pp 286 Harvard University. Cambridge, Massachusetts.
- González C, Monroy A., García E., Orozco M. 2005. Influencia de Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA) en el desarrollo de plántulas de *Opuntia streptacantha* Lem. sometidas a sequía, en condiciones de invernadero. *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*. UNAM, México **8** (1): 5-10.
- Guzmán U., Arias S y Dávila P. 2003. *Catalogo de Cactáceas Mexicanas*. Comisión Nacional para el Uso y Conocimiento de la Biodiversidad, pp. 315. UNAM, México, D.F.
- Guzmán-Plazola R.A. y Ferrera-Cerrato R. 1990. *La endomicorriza vesículo-arbuscular en las leguminosas* pp 80-100. Centro de Edafología, Colegio de Postgraduados. Montecillo, Estado de México.
- Harley J.L y Smith S.E. 1983. *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic Press, New York.
- Hernández C., Castillo A., Guadarrama C., Martínez O., Romero R., Sánchez G. 2003. *Hongos micorrizógenos arbusculares del Pedregal de San Ángel*, Coordinación de Servicios Editoriales, Facultad de Ciencias, pp 17-18. UNAM, México D.F.
- Hernández-Cuevas L.V., Martínez- Soriano J.P. 2008. Specific polymerase chain reaction-based assay for identification of the Arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*. *Internacional Journal Biological Sciences* **8**:563-569.
- Hernández H.M. y Godínez H.A. 1994. Contribución al conocimiento de las cactáceas mexicanas amenazadas. *Acta Botánica Mexicana*. **26**:33-52.

- Jiménez F. 1994. Planificación y manejo de los recursos hidrológicos en la agricultura mediante el balance hídrico, Turrialba, Costa Rica, pp12. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza Programa Manejo Integrado de Recursos Naturales Área de Manejo de Cuencas Hidrográficas, Costa Rica.
- Jordan W.P y Nobel P. 1981. Seedling establishment of *Ferocactus acanthodes* in relation to drughth. *Ecology* **62**: 901-906.
- Lara-Fernández V. 1987. Estudio de la endomicorriza (V-A) en los agroecosistemas de las zonas áridas y semiáridas del Altiplano Potosino-Zacatecano. Tesis de Licenciatura. Escuela Nacional de Estudios Profesionales Zaragoza. UNAM. México. DF 25- 30 pp.
- López M., Llanos I y Giráldez J.V. 2003. Evolución de la humedad en un suelo arenoso bajo condiciones controladas. *Estudios de la Zona No Saturada del Suelo*. **6**: 83-86.
- Maderey R.L. 2005. Principios de Hidrografía, Estudio del Ciclo Hidrológico. *Serie de textos universitarios*. Instituto de Geografía. UNAM. **1**:57-64.
- Martinez L.B. y Pugnaire F.I. 2009. Interacciones entre las comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares y de plantas. Algunos ejemplos en los ecosistemas semiáridos. *Revista científica de ecología y medio ambiente*. **18** (2): 44-54.
- Mastrangel W. 1953. The mexican old man. *Cactus and Succulent Journal American* **25** (2): 55-56.
- Mauseth J.D. 2004. Gigant shoot apical meristem in cacti have ordinary leaf primordia but altered phyllotaxy and shoot diameter. *Annals of Botany* **94**: 145-153.
- Miller R.M. y Jastrow J. D. 1992. The role of mycorrhizal fungi in soil conservation. En: Bethlenfalvay J.G y Linderman R.G (eds). *Micorrhizae in sustainable agriculture*. *America Society of Agronomy* **54**: 29-44.
- Montaño N.M, Camargo-Ricalde S.L, García-Sánchez R y Monroy A. 2007. *Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos*. Instituto Nacional de Ecología-SEMARNAT, Mundi-Prensa SA de CV, UAM Iztapalapa, FES Zaragoza, UNAM. México, D.F.
- Monroy A.A. y García S.R. 2009. *Plantas y hongos micorrizas arbusculares: un mutualismo esencial en zonas semiaridas*, pp. 46- 60 Unidad de investigación en ecología vegetal. FES Zaragoza, UNAM. México, D.F.

- Morton J.B y Benny G.L. 1990 Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): a new order Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporinae, and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomaceae. *Mycotaxon*. **37**: 471-479.
- Nessmann J.D. 1994. *Guía para el cuidado de los cactus y plantas crasas* 38pp. Susaeta ediciones.
- Oehl F., Sieverding E., Ineichen K., Mader P., Boller T y Wiemken A. 2003. Impact of land use intensity on the species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems of central Europe. *Applied and Environmental Microbiology* **69**:2816-2824.
- Palmer R y Troeh, F. 1979. Introducción a la ciencia del suelo y manual de laboratorio. Editor. S. A. México.
- Pattinsib G.S., Hammill K.A., Sutton B.G y McGee P.A. 1990. Simulated Fire Reduces the Density of Arbuscular Mycorrhizal Fungi at the Soil Surface. *Mycological reseaych*. **103**: 491-496.
- Peña-Becerril J.C. 2002. Influencia de los Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA) en el establecimiento de Mimosa biuncifera Benth. Bajo condiciones de sequía en un invernadero. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. UNAM, México, D.F.50-55 pp
- Pérez-García E.A y Meave J.A. 2004. Heterogeneity of xerophytic vegetation of limestone outcrops in a tropical deciduous forest region in southern Mexico. *Plant Ecology*. **175**: 147-163.
- Ramírez R y Palma G. 1980. Proyecto para una reserva ecológica en Huacayotla, Veracruz. INIREB.
- Phillips J y Hayman D. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Journal Transactions of the British Mycological Society* **55** (1):158-160.
- Sánchez M.E., Chávez M.R., Hernández O.J., Hernández M.M. 2010. *Especies de cactáceas prioritarias para la conservación en la zona árida Querétaro Hidalguense*, pp. 23. CONCYTEQ. Jardín botánico de Cadereyta Ing. Manuel González de Colosio, Querétaro.

- SEMARNAT. 2010. Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Diario oficial.
- Simonetti, 1996. *Conservación y uso sostenible de la biodiversidad en zonas áridas y semiáridas de América Latina y el Caribe: estudios de caso, Programa conjunto FAO-PNUMA de Control de Desertificación en América Latina y el Caribe*. Serie Zonas áridas y semiráridas **8**:151-153. Santiago. Chile.
- Simon L., Bousquet J., Levesque R.C., Lalonde M. 1993. Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. *Nature* **363**: 67-69.
- Trappe J.M. 1987. Phylogenetic and ecological aspects of mycotrophy in the angiosperms from an evolutionary standpoint. En: Safir G.R., (eds). *Ecophysiology of V A Mycorrhizal plants*. pp 5-26. Boca Raton, Florida.
- Valladares-Samperio K. 2010. Crecimiento de plantas de Agave salmiana Otto y Mimosa lacerata Rosse inoculadas con Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA) en condiciones de invernadero. Tesis de licenciatura. FES-Z. UNAM. México D.F. 39-50 pp.
- Vallejo R. 2006. *Diversidad y distribución de la familia Cactacea en la región del desierto Chihuahuense*. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias. UNAM, México. D.F. 25-30 pp.
- Varela F.L. 2000 Estudio de la micorriza y hongos micorrizógenos en un matorral secundario establecido en el cerro de Tepeticpac, Tlaxcala, México. Tesis de doctorado. ENCB. IPN. México, D.F. 88 pp.
- Varela L y Trejo D. 2001. Los Hongos Micorrizógenos Arbusculares como Componentes de la Biodiversidad del suelo en México. *Acta Zoológica Mexicana*, Instituto de Ecología A. C, Xalapa, México **1**: 39-51.
- Vázquez-Sánchez M. Terrazas T y Arias S. 2005. Morfología y anatomía del cefalio de *Cephalocereus senilis* (Cactaceae). *Anales del Jardín Botánico de Madrid*. **62** (2): 153-161.
- Wright. S.F y Upadhyaya A. 1998. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant Soil* **198**: 97-107.

#### **XIV. Recursos electrónicos**

1. CONABIO, 2011  
[www.conabio.gob.mx/informacion/gis/?vns=gis\\_root/biodiv/spryp/a\\_amenz/aplant/amagnolio/acactacea/ce\\_sedcgw](http://www.conabio.gob.mx/informacion/gis/?vns=gis_root/biodiv/spryp/a_amenz/aplant/amagnolio/acactacea/ce_sedcgw) (consultado en abril 2010).
2. CONABIO WEB, 2010. <[conabio.gob.mx/bancoimagenes/doctos/001\\_thumbs451-1.htm](http://conabio.gob.mx/bancoimagenes/doctos/001_thumbs451-1.htm)> (consultado el 20 de febrero 2011)
3. COEDEH.  
<[hidalgo.gob.mx/anp\\_coede%202009/Registro%20y%20Sistema%20EANPJulio%20\\_Desarrollo\\_.pdf](http://hidalgo.gob.mx/anp_coede%202009/Registro%20y%20Sistema%20EANPJulio%20_Desarrollo_.pdf)> (consultado en marzo 2010).
4. INEGI,2012<<http://mapserver.inegi.gob.mx/geografia/espanol/prodyserv/ortofotos/ortofotos.cfm?c=718>> (consultado en enero 2012)
5. Infostat software estadístico, 2011 <[www.infostat.com.ar](http://www.infostat.com.ar)> (consultado en marzo 2012)
6. Morton, 2009 <<http://invam.caf.wvu.edu/>> (consultado en Febrero 2010).
7. Moncayo, 2010<[www.biotri-ton.cl](http://www.biotri-ton.cl)> (consultado en febrero 2010).
8. Pugnaire, F.I y Martínez L.B en: <<http://www.revistaecosistemas.net/articulo.asp>> (consultado en enero 2011)
9. UAM, 2011 <<http://www.izt.uam.mx/cosmosecm/MICORRIZAS.html>> (consultado en marzo 2011).
10. <<http://www.photomazza.com/?Cephalocereus-senilis&lang=es>> (consultado en mayo 2012)

## XIX ANEXOS

### Pruebas estadísticas aplicadas a las variables supervivencia, evapotranspiración real (ETR) y transpiración al final del experimento

#### Supervivencia

##### Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
Supervivencia	40	0.03	0.00	0.16

##### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.03	1	0.03	1.00	0.3236
Tratamiento	0.03	1	0.03	1.00	0.3236
Error	0.95	38	0.03		
Total	0.98	39			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.10122

Error: 0.0250 gl: 38

Tratamiento Medias n E.E.

M- 99.95 20 0.04 A

M+ 100.00 20 0.04 A

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

#### Evapotranspiración Real (ETR)

##### Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
Evapotranspiración (mm)	20	0.05	0.00	15.41

##### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	125.00	1	125.00	1.00	0.3310
Tratamientos	125.00	1	125.00	1.00	0.3310
Error	2253.80	18	125.21		
Total	2378.80	19			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=10.51348

Error: 125.2111 gl: 18

Tratamientos Medias n E.E.

M- 70.10 10 3.54 A

M+ 75.10 10 3.54 A

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

## Transpiración

### Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
Transpiración	20	0.13	0.08	50.16

### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	9.80	1	9.80	2.70	0.1179
Tratamiento	9.80	1	9.80	2.70	0.1179
Error	65.40	18	3.63		
Total	75.20	19			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=1.79093

Error: 3.6333 gl: 18

Tratamiento Medias n E.E.

M- 3.10 10 0.60 A

M+ 4.50 10 0.60 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p<= 0.05)

**Pruebas estadísticas aplicadas a las variables altura, cobertura, tasa de crecimiento relativa (TCR) y biomasa.**

## Tasa de crecimiento relativa (TCR)

### Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
TRC	37	0.73	0.72	29.59

### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.01	1	0.01	94.61	<0.0001
TRATAMIENTO	0.01	1	0.01	94.61	<0.0001
Error	2.7E-03	35	7.7E-05		
Total	0.01	36			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.00586

Error: 0.0001 gl: 35

TRATAMIENTO Medias n E.E.

M- 0.02 18 2.1E-03 A

M+ 0.04 19 2.0E-03 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p<= 0.05)

## Altura

### Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
ALTURA	37	0.43	0.41	18.73

### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	51.33	1	51.33	25.90	<0.0001
TRATAMIENTO	51.33	1	51.33	25.90	<0.0001
Error	69.38	35	1.98		
Total	120.72	36			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.93997

Error: 1.9823 gl: 35

TRATAMIENTO	Medias	n	E.E.
M-	6.31	18	0.33 A
M+	8.66	19	0.32 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p<= 0.05)

## Cobertura

### Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
Cobertura final	37	0.22	0.20	10.11

### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1.42	1	1.42	9.72	0.0036
Tratamiento	1.42	1	1.42	9.72	0.0036
Error	5.11	35	0.15		
Total	6.54	36			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.25522

Error: 0.1461 gl: 35

Tratamiento	Medias	n	E.E.
M-	3.58	18	0.09 A
M+	3.97	19	0.09 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p<= 0.05)

**Biomasa total**

Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
Biomasa	37	0.06	0.03	43.88

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	947.71	1	947.71	2.07	0.1595
Tratamiento	947.71	1	947.71	2.07	0.1595
Error	16055.96	35	458.74		
Total	17003.68	36			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=14.29920

Error: 458.7418 gl: 35

Tratamiento	Medias	n	E.E.
M-	43.61	18	5.05 A
M+	53.74	19	4.91 A

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