



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA**

**Establecimiento de mosaicos de plantas crasas para la naturación de  
azoteas, mediante hongos micorrícicos arbusculares**

**T E S I S**

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE**

**B I Ó L O G A**

**PRESENTA:**

**RODRÍGUEZ HERRERA JANET MIREYA**

**DIRECTOR DE TESIS: Dr. Arcadio Monroy Ata**

**UNIDAD DE INVESTIGACIÓN EN ECOLOGÍA VEGETAL**

**Investigación realizada con financiamiento de la DGAPA, UNAM mediante los  
proyectos PAPIIME (clave: PE205109) y PAPIIT (clave: IN216610).**



**México, D.F.**

**Octubre 2013.**



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



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

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

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

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

*"Nuestra recompensa  
se encuentra en el esfuerzo  
y no en el resultado.  
Un esfuerzo total  
es una victoria completa".  
Mahatma Gandhi.*



## DEDICATORIA

A Dios:

Por estar presente en cada momento de mi vida, por ser la luz en mi camino y no dejarme caer cuando las fuerzas me fallan.

A mi mami:

Eres el pilar de mi existencia, gracias por tu inmenso amor, esfuerzo, sacrificio y dedicación. Es por ti que he logrado culminar esta etapa de mi vida. Todo mi respeto, amor y admiración para ti, por ser una gran mujer, por darnos a mis hermanos y a mi una familia maravillosa de la cual me siento tan orgullosa. Te estaré eternamente agradecida.

¡Te amo nani!

A mis hermanos:

Por el gran apoyo brindado a lo largo de mi vida, por impulsarme siempre a seguir adelante y ser mi gran ejemplo, porque gracias a ustedes he llegado hasta aquí, por darme esos hermosos sobrinos que son la alegría de mi vida y quienes me motivan a ser mejor cada día. Por todo eso y más, gracias.

¡Los amo hermanitos!

## **AGRADECIMIENTOS**

A mi amada Universidad Nacional Autónoma de México:

Por tener la dicha y el orgullo de pertenecer a la máxima casa de estudios.

A mi Facultad de Estudios Superiores Zaragoza:

Por abrirme sus puertas y recibirme en sus aulas, por darme la oportunidad de realizar uno de mis más grandes sueños.

A los profesores (as) de la carrera de Biología:

Por mi formación académica y el aprendizaje obtenido de cada uno de ellos.

A los miembros del jurado:

Dr. Arcadio Monroy Ata

Dra. Rosalva García Sánchez

Dra. Esther Matiana García Amador

Biól. Leticia López Vicente

Biól. Juan Romero Arredondo

Por su tiempo dedicado a la revisión de este trabajo y sus acertadas sugerencias.

Al Dr. Arcadio Monroy Ata:

Por su tiempo, consejos, paciencia y conocimientos, gracias.

A mis amigos (as):

Por acompañarme y apoyarme a lo largo de la carrera, por escucharme, por compartir tantos momentos de risas, lágrimas, trabajo y diversión. Por siempre apoyarme y no dejarme claudicar. A ti Ana, por recorrer esta travesía conmigo, por trabajar hombro a hombro, por los momentos de desesperación, cansancio, consejos y aprendizaje.

Por todo eso y más, gracias a todos.

¡Los quiero mucho!

## CONTENIDO

<b>RESUMEN</b>	<b>1</b>
<b>I. INTRODUCCIÓN</b>	<b>2</b>
<b>II. MARCO TEÓRICO</b>	<b>4</b>
2.1. Antecedentes históricos	4
2.2. Naturación	5
2.3. Plantas crasas o suculentas	6
2.4. Plantas CAM	7
2.5. Mosaicos de vegetación	8
2.6. Especies de plantas utilizadas	8
2.7. Simbiosis micorrícica	12
2.7.1. Micorrizas	12
2.7.2. Hongos micorrícicos arbusculares y su colonización	14
2.7.3. Distribución	17
2.7.4. Beneficios de los hongos micorrícicos arbusculares	17
2.7.5. Inóculo de HMA	18
<b>III. PROBLEMÁTICA Y JUSTIFICACIÓN</b>	<b>19</b>
<b>IV. HIPÓTESIS</b>	<b>20</b>

<b>V. OBJETIVOS</b>	<b>21</b>
5.1. Objetivo general	21
5.2. Objetivos particulares	21
<b>VI. MATERIAL Y MÉTODOS</b>	<b>22</b>
6.1. Material biológico	22
6.2. Lugar de trabajo	22
6.3. Análisis del sustrato	22
6.4. Análisis en plantas e inóculo	23
6.5. Preparación del sustrato e inóculo	24
6.5. Preparación de contenedores	25
6.7. Riego	27
6.8. Cuantificación de esporas en el inóculo	27
6.9. Porcentaje de supervivencia	28
6.10. Tasa de crecimiento relativo (TCR)	28
6.11. Evaluación de la colonización micorrícica	28
6.12. Análisis estadístico e interpretación de resultados	29
6.13. Diagrama de flujo del método	30
<b>VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>30</b>
7.1. Cuantificación de esporas en el inóculo.	31



7.2. Análisis del sustrato utilizado en el experimento.	31
7.3. Porcentaje de supervivencia en plantas.	33
7.4. Altura promedio, altura final, TCR y cobertura en plantas.	34
7.5. Porcentaje de colonización micorrícica en plantas.	45
7.6. Costos de instalación del modelo de naturación de azoteas.	49
<b>VIII. CONCLUSIONES</b>	<b>50</b>
<b>IX. RECOMENDACIONES</b>	<b>51</b>
<b>X. LITERATURA</b>	<b>52</b>
<b>XI. ANEXOS</b>	<b>61</b>
1. Pruebas estadísticas aplicadas a la variable altura al inicio del experimento.	61
2. Pruebas estadísticas aplicadas a la variable altura al final del experimento.	64
3. Pruebas estadísticas aplicadas a la variable altura promedio durante el experimento.	66
4. Pruebas estadísticas aplicadas a la variable cobertura al final del experimento.	69
5. Pruebas estadísticas aplicadas a la variable TCR en individuos M+ y M-.	72
6. Pruebas estadísticas aplicadas a la variable supervivencia para <i>S. Moranense</i> .	74

## ÍDICE DE FIGURAS

Figura 1. Tubérculos blancos en <i>Haworthia fasciata</i> .	8
Figura 2. Flores y espinas en <i>Mammillaria hahniana</i> .	9
Figura 3. Ramas verde azuladas en <i>Myrtillocactus geometrizans</i> .	9
Figura 4. Glóquidas amarillas en <i>Opuntia microdasys</i> .	10
Figura 5. Hojas imbricadas en <i>Sedum moranense</i> .	11
Figura 6. Tipos de micorrizas.	13
Figura 7. Estructuras típicas de las endomicorrizas.	14
Figura 8. Raíz colonizada por micorrizas arbusculares.	15
Figura 9. Arbúsculo y vesículas de <i>Glomus</i> .	16
Figura 10. Determinación de parámetros físicos.	23
Figura 11. Determinación de parámetros químicos.	23
Figura 12. Mezcla arena sílica:suelo.	24
Figura 13 . Preparación de contenedores	25
Figura 14. Vista de la distribución de especies y del mosaico vegetal ensamblado en un contenedor de plástico.	26
Figura 15. Vista final de los mosaicos.	26
Figura 16. Grupo micorrizado (M+) y grupo no micorrizado (M-).	26
Figura 17. Vesículas e hifas observadas en <i>Haworthia fasciata</i> .	47
Figuras 18 y 19. Vesículas e hifas observadas en <i>Mammillaria hahniana</i> .	47
Figura 20. Esporas y micelio externo en <i>Myrtillocactus geometrizans</i> .	48
Figura 21. Vesícula observada en <i>Opuntia microdasys</i> .	48
figura 22. Vesículas observadas en <i>Sedum moranense</i> .	48

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación de los hongos micorrícicos arbusculares.	15
Cuadro 2. Parámetros a evaluar en plantas antes y después del experimento.	24
Cuadro 3. Promedios obtenidos de los parámetros físicos evaluados en el sustrato empleado antes (sustrato estéril) y después (tratamiento y testigo) del experimento.	32
Cuadro 4. Promedios obtenidos de los parámetros químicos evaluados en el sustrato empleado antes (sustrato estéril) y después (tratamiento y testigo) de experimento.	32
Cuadro 5. Porcentaje de supervivencia para plantas micorrizadas (M+).	33
Cuadro 6. Porcentaje de supervivencia para plantas no micorrizadas (M-).	33
Cuadro 7. Resumen de resultados obtenidos de los parámetros: altura, cobertura, tasa de crecimiento relativa (TCR) y supervivencia por especie.	44
Cuadro 8. Porcentaje de colonización micorrícica total por especie.	45
Cuadro 9. Costos del material empleado por contenedor y por m <sup>2</sup> .	49

## ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráficos 1 y 2. Altura promedio y altura al final del experimento de <i>Haworthia fasciata</i> .	34
Gráfico 3. TCR de <i>Haworthia fasciata</i> al final del experimento.	35
Gráfico 4. Cobertura de <i>Haworthia fasciata</i> durante el experimento.	35
Gráficos 5 y 6. Altura promedio y altura al final del experimento de <i>Mammillaria hahniana</i> .	37
Gráfico 7. TCR de <i>Mammillaria hahniana</i> al final del experimento.	37
Gráfico 8. Cobertura de <i>Mammillaria hahniana</i> durante el experimento.	38
Gráficos 9 y 10. Altura promedio y altura al final del experimento de <i>Myrtillocactus geometrizans</i> .	39
Gráfico 11. TCR de <i>Myrtillocactus geometrizans</i> al final del experimento.	39
Gráfico 12. Cobertura de <i>Myrtillocactus geometrizans</i> durante el experimento.	40
Gráficos 13 y 14. Altura promedio y altura al final del experimento de <i>Opuntia microdasys</i> .	40
Gráfico 15. TCR de <i>Opuntia microdasys</i> al final del experimento.	41
Gráfico 16. Cobertura de <i>Opuntia microdasys</i> durante el experimento.	41
Gráficos 17 y 18. Altura promedio y altura al final del experimento de <i>Sedum moranense</i> .	42
Gráfico 19. TCR de <i>Sedum moranense</i> al final del experimento.	43
Gráfico 20. Cobertura de <i>Sedum moranense</i> durante el experimento.	43
Gráfico 21. Porcentaje de colonización micorrízica total en las cinco especies que componen el mosaico al final del experimento.	46

---

## RESUMEN

La velocidad con que se vive en las grandes metrópolis, ocasiona cada día un mayor deterioro ambiental, así como una disminución de áreas verdes. La Ciudad de México no ha escapado a este fenómeno; por el contrario, la expansión de la mancha urbana genera el efecto “isla de calor” trayendo como consecuencia cambios en su clima y microclima. Ante esta situación, las azoteas verdes son una alternativa para amortiguar este deterioro, en aras de la sustentabilidad de la Ciudad de México y el mejoramiento de la calidad de vida de sus habitantes. Por ello, el presente trabajo busca crear un modelo de mosaicos vegetales cero riego y bajo mantenimiento para naturalizar azoteas, aportando una opción para aumentar los espacios verdes. Este modelo fue instalado en la azotea del Laboratorio de Desarrollo de Procesos para el Tratamiento de Residuos (antes Centro de Acopio) de la FES Zaragoza y se conformó por cinco especies de plantas crasas; *M. hahniana*, *M. geometrizzans*, *O. microdasys*, *H. fasciata* y *S. moranense*. Se llevaron a cabo dos tratamientos, aplicando a 10 contenedores un inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) y 10 contenedores fueron testigos no micorrizados. El objetivo principal de este estudio fue evaluar el efecto de los HMA en la supervivencia, la tasa de crecimiento relativo y la cobertura de las plantas. Para esto, se cuantificaron parámetros edáficos tales como pH, materia orgánica, textura, densidad aparente y real, conductividad eléctrica, capacidad de intercambio catiónico. Además también se registraron las siguientes variables de respuesta de las plantas: supervivencia, tasa de crecimiento relativo, cobertura y el porcentaje de colonización micorrízica.

Los resultados obtenidos muestran que en lo referente a la supervivencia no se presentaron diferencias estadísticamente significativas; sin embargo se observó que en las plantas inoculadas (M+), la supervivencia fue ligeramente mayor que en las plantas no inoculadas (M-). Se presentaron diferencias estadísticas significativas entre tratamientos a favor del grupo M+ para las siguientes variables y especies: altura final: *S. moranense* ( $p= 0.0048$ ), altura promedio: *M. hahniana* ( $p= 0.0008$ ), *H. fasciata* ( $p= 0.0003$ ), *M. geometrizzans* ( $p < 0.0001$ ) y *S. moranense* ( $p= 0.0320$ ), tasa de crecimiento relativo (TCR): *M. hahniana* ( $p= 0.0380$ ), cobertura: *M. geometrizzans* ( $p= 0.0198$ ) y *S. moranense*. En cuanto a la colonización micorrízica *O. microdasys* y *S. moranense* obtuvieron un porcentaje mayor que el resto de las especies. Por lo anterior se concluye que aunque se logró establecer la simbiosis entre los HMA y las plantas utilizadas en este estudio, la inoculación no favoreció significativamente su tasa de crecimiento relativo, ya que en condiciones adversas se obtiene un menor crecimiento a cambio de una mayor supervivencia. Esto se mostró al final del ya que se registró un alto porcentaje de individuos en ambos tratamientos al finalizar el periodo de estudio. Finalmente se recomienda el mosaico de plantas crasas para naturalizar azoteas, ya que favorece la supervivencia de las especies utilizadas y cultivadas en contenedores en un periodo de 25 semanas, bajo un sistema de cero riego y bajo mantenimiento. El modelo analizado se ajusta a los requerimientos de la naturalización extensiva de acuerdo a la Norma Ambiental para el Distrito Federal NADF-013-RNAT-2007, que establece las especificaciones técnicas para la instalación de sistemas de naturalización en el Distrito Federal.

## I. INTRODUCCIÓN

De acuerdo a La Organización de las Naciones Unidas (ONU), el número de personas en el planeta irá en aumento en los próximos años y pasará de los 7000 millones en octubre de 2011, hasta los 9300 millones de habitantes en 2050, de los que 6300 millones residirán en áreas urbanas, lo que supone un aumento de 2700 millones. En México, la población en 2012 alcanza los 115 millones de ciudadanos.

Actualmente los servicios municipales que se concentran en las ciudades modernas, favorecen el incremento de asentamientos humanos y la urbanización, ocasionando una importante reducción de los espacios disponibles para las áreas verdes, así como modificando la superficie del suelo cubriéndolo con materiales que retienen el calor. Este proceso ocasiona el efecto “isla urbana de calor”, que contribuye a cambios climáticos drásticos y disminución en la calidad del aire por el incremento de ozono, CO<sub>2</sub> y otros contaminantes. Ante esta situación, se ha planteado la posibilidad de cubrir parte de las zonas urbanas con vegetación de diversos tipos, instalando zonas verdes, tales como azoteas y paredes verdes en edificaciones (Kumar y Kaushik, 2005; Alexandri y Jones, 2008; Imyunko, 2009).

Las áreas naturadas en el D.F. han incrementado de 2 000 m<sup>2</sup> a 17 500 m<sup>2</sup>, de los cuales 12 500 fueron realizados por el gobierno capitalino. Estas áreas incluyen jardines verticales y azoteas verdes en el centro histórico, en algunas unidades habitacionales que se están construyendo, instalaciones del metro y hospitales (Circulo verde, 2011).

Los sistemas de naturación tienen como objetivo principal incrementar la cantidad de áreas verdes que proporcionen beneficios ambientales, aportar al embellecimiento paisajístico de las edificaciones y compensar el área verde perdida por la construcción de edificaciones. Tienen funciones de aislamiento térmico y acústico, protección de la edificación contra los efectos de los rayos solares y de la intemperie, así como reducir los gastos energéticos producidos por el uso de equipos de calefacción y refrigeración al interior de los inmuebles (NADF-013-RNAT-2007). Además, pueden retener el agua pluvial para su posterior evaporación; es decir, son medios de reutilización del agua, son capaces de capturar contaminantes y partículas suspendidas; entre otras ventajas. (Alexandri y Jones, 2008; Sailor, 2008).

Las plantas que se recomiendan para ser ubicadas en una azotea verde son aquellas con alta resistencia a los rayos directos del sol o bien que por su naturaleza almacenen agua en sus tejidos como es el caso de las plantas crasas: cactáceas, agaváceas, crasuláceas y liliáceas (entre otras). Así mismo, se pueden mejorar las condiciones del vegetal al saber que se encuentran numerosos microorganismos que viven y se adhieren al sistema radical, favoreciendo el crecimiento y desarrollo de las plantas (Peterson *et al.*, 2006), como los hongos micorrícicos arbusculares, que forman asociaciones ecológicamente mutualistas que se establecen entre la mayoría de las plantas (Alarcón, 2008).

## II. MARCO TEÓRICO

### 2.1. Antecedentes históricos

Los sistemas de azoteas verdes son tecnologías antiguas que han sido reconsideradas para una variedad de aplicaciones modernas. El ejemplo más remoto que se conoce son los jardines colgantes de la Ciudad de Babilonia del siglo VI a.C, considerados una de las siete maravillas del mundo (Company, 2008). Augusto se construyó un mausoleo en el que un túmulo cilíndrico sostenía un pequeño bosquecillo elevado; en la Edad Media se construían tejados cubiertos de pradera en los países escandinavos; más recientemente, a comienzos de este siglo el arquitecto francés Le Corbusier idea los techos-jardín en cubiertas planas de hormigón (Briz, 2004). Sin embargo, los techos verdes modernos colocados deliberadamente para mantener vegetación en un medio de cultivo son un fenómeno relativamente reciente. En 1970 nació en Alemania el término de “naturación”, mejor conocida actualmente como jardines en los techos, techos verdes o azoteas verdes (Soto, 2008). Se calcula que alrededor del 10% de los techos en Alemania son verdes (Penn State Green, 2011). Se están volviendo populares en Europa y en menor grado en Estados Unidos.

El proyecto de azoteas verdes llegó a México en 1999; comenzó en el Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), mediante un convenio con la Comisión de Recursos Naturales del Gobierno de la Ciudad de México (CORENA), como una medida urgente durante la gestión de Ing. Cuauhtémoc Cárdenas, entonces al frente del gobierno capitalino, para mitigar los altos índices de contaminación atmosférica en la Ciudad de México. Sin embargo, no se consolidó por la falta de una cultura verde y el alto costo de la instalación. En el 2008, como parte del Plan Verde del gobierno capitalino, se comenzó con la instalación de azoteas verdes en escuelas. En ese mismo año, fue colocado uno de los más grandes techos verdes en la Glorieta de los Insurgentes, ubicada en la misma ciudad y cuenta con más de 93000 plantas. Asimismo, en 2011, se instaló una azotea verde en la Ciudad de México en el Hospital Belisario Domínguez, en la Delegación Iztapalapa.



## 2.2. Naturación

La naturación urbana puede enfocarse como el tratamiento técnico constructivo con vegetación funcional bajo ciertas condiciones medioambientales, especialmente sobre cubiertas (horizontales o inclinadas) y fachadas de edificios. Dicha naturación urbana trata de transformar en biotopos los edificios y espacios urbanos, a fin de que, unidos a través de corredores verdes, faciliten la circulación atmosférica y mejoren el microclima de la ciudad (Briz, 2004).

Comúnmente la construcción de azoteas verdes consta de cinco capas: geomalla, material de drenaje, filtro de prevención de la pérdida de las partículas del suelo, el sustrato y la vegetación (Berndtsson, 2010).

Asimismo, se puede distinguir entre la naturación extensiva, intensiva y semi-intensiva.

**Naturación extensiva:** Creada por medio de añadir capas de medio de crecimiento y vegetación sobre un sistema de cubierta tradicional con requerimientos de mantenimiento muy bajos o casi nulos, cuya capa de sustrato no debe ser mayor de 18 cm y en la cual el peso de la capa de sustrato y vegetación (en estado saturado) es de entre 110 y 140 kg/m<sup>2</sup> (NADF-013-RNAT-2007).

**Naturación intensiva:** Cubierta creada por medio de añadir capas de medio de crecimiento y vegetación sobre un sistema de cubierta tradicional con requerimientos de mantenimiento normales o frecuentes cuya capa de sustrato es de 20 cm como mínimo y en la cual el peso de la capa de sustrato y vegetación (en estado saturado) es superior a los 250 kg/m<sup>2</sup> (NADF-013-RNAT-2007).

**Naturación semi-intensiva:** Cubierta creada por medio de añadir capas de medio de crecimiento y vegetación sobre un sistema de cubierta tradicional con requerimientos de mantenimiento normales cuya capa de sustrato es de 15 cm como mínimo y en la cual el peso de la capa de sustrato y vegetación (en estado saturado) generalmente es de entre 150 y 250 kg/m<sup>2</sup> (NADF-013-RNAT-2007).

El tipo de plantas recomendables para las azoteas son aquellas que resulten ser más resistentes al calor y al viento. En general, se recomiendan aquellas de hojas suculentas o crasas, ya que son más resistentes a las altas temperaturas y a la sequía (requieren menos agua), y por lo tanto, son capaces de adaptarse a condiciones extremas. En México se conocen cerca de 400 especies útiles para las azoteas verdes, aunque solo 10 especies se han seleccionado como potenciales para su uso (Gudiña, 2009).

### 2.3. Plantas crasas o suculentas

En latín, *succus* significa “zumo” o “jugo”, por lo que la denominación a este tipo de plantas hace referencia a sus tejidos carnosos y jugosos (Uhlig, 2008), especializados en el almacenamiento de agua en sus tallos, hojas y/o raíces; estos tejidos están formados por grandes células parenquimáticas de pared delgada y sin cloroplastos; de esta forma, acumulan agua, tras las cortas e intensas lluvias ocasionales, para aprovecharla luego durante la larga estación seca (Costa *et al.*, 2001). La mayoría de tales plantas, crecen habitualmente en regiones áridas, donde esta característica es necesaria para su supervivencia (Raven *et al.*, 1992). En periodos de escasez, el agua que almacenan estas plantas les permite permanecer metabólicamente activas, lo cual les brinda un alto grado de independencia respecto de las condiciones del ambiente.

Entre otras características visibles, que pueden o no estar presentes en una especie determinada de plantas que habitan en estas zonas, se encuentran también las siguientes:

- Una gruesa cutícula cerosa que recubre la mayor parte de las estructuras aéreas de la planta.
- La reducción del número de estomas por unidad de área, y su ocultamiento.
- La reducción del tamaño (microfilia) o la supresión de las hojas.
- El desarrollo de sistemas de redes complejas de raíces superficiales para aumentar el poder de absorción de agua.
- El desarrollo de mecanismos fotosintéticos alternos que reducen la pérdida de agua por la transpiración (Hernández, 2006).

En México existen varias familias de plantas que desarrollan estructuras suculentas, las más comunes son: Cactaceae, Agavaceae, Nolinaceae y Crassulaceae. En la mayoría de las cactáceas, el tallo es la parte suculenta, pues casi todas las especies de esta familia carecen de hojas, o éstas son vestigiales. En cambio, en las agaváceas y nolináceas, por lo general es en las hojas, y en menor medida en los tallos, donde se expresa la suculencia, aunque en ocasiones no es tan evidente como en las cactáceas. Las crasuláceas son una familia de plantas normalmente pequeñas, con tallos y hojas de marcada suculencia (Hernández, 2006).

#### **2.4.Plantas CAM**

CAM significa por sus siglas en inglés Crassulacean Acid Metabolism, es decir, metabolismo ácido de las crasuláceas, debido a que esta variante fotosintética se describió inicialmente en plantas de esta familia. Se trata en general de plantas originarias de zonas desérticas o subdesérticas, sometidas a intensa iluminación, altas temperaturas y pronunciados déficit hídricos, funcionales en condiciones de aridez extremas. Sus estomas se abren de noche y se cierran de día. Durante la noche los estomas abiertos permiten la fijación del CO<sub>2</sub> atmosférico (García *et al.*, 2006). Durante el día cierran sus estomas y utilizan en la fotosíntesis el CO<sub>2</sub> fijado en la noche anterior (Starr y Taggart, 2004). La fijación y reducción del carbono en las plantas CAM presenta unos requerimientos energéticos; en términos de ATP, mayores que en las plantas C3 y C4; su rendimiento fotosintético es menor y su crecimiento más lento. Como consecuencia de la fisiología de estas plantas a sus hábitats extremos, los mecanismos que regulan el equilibrio entre transpiración y fotosíntesis están encaminados fuertemente hacia la minimización de las pérdidas de agua, asegurando así la supervivencia en el medio desértico, aunque a costa de una menor productividad (García *et al.*, 2006).

## 2.5. Mosaicos de vegetación

Los mosaicos de vegetación natural, en el caso de ecosistemas maduros, son ensamblajes de especies con escasa competencia por recursos, ya que ocupan nichos ecológicos distintos pero complementarios entre sí. Un mosaico vegetal es una asociación de plantas que coexisten conformando una unidad tanto estructural como funcional, que tiende a hacer un uso eficiente de los recursos limitantes en su desarrollo. Estas plantas han coevolucionado para aprovechar de manera óptima los escasos recursos de uso común y dar lugar a mutualismos múltiples. Así, las comunidades vegetales maduras no son simples ensamblajes al azar, sino que representan subconjuntos estructurados de la diversidad regional de especies (Bastow, 1999).

## 2.6. Especies de plantas utilizadas

 *Haworthia fasciata* Duval.

Distribución: planta nativa de Sudáfrica.


Planta suculenta tolerante a sequía.

Planta en forma de roseta, de 10 a 15 cm de longitud y 8 cm de diámetro, de color verde, gruesa, carnosa, sin tallo, con numerosos tubérculos blancos (Figura 1) unidos en bandas transversales (Jarvis, 2006). Hojas numerosas, dispuestas imbricadamente y en forma helicoidal carnosas, glabras, triangular-lanceoladas, erectas e incurvadas basalmente, con el haz plano y el envés convexo (Rivas, 1996).



**Figura 1.** Tubérculos blancos en *Haworthia fasciata*.

Inflorescencia, un racimo con flores pequeñas, blanquecinas, con bandas marrón rojizo claro, abiertas en dos labios (Rivas, 1996).

 *Mammillaria hahniana* Werderm.

Se distribuye sólo en México en los estados de Guanajuato, Querétaro y San Luis Potosí.


Es resistente al frío y puede cultivarse sin problemas a pleno sol.



**Figura 2. Flores y espinas en *Mammillaria hahniana*.**

Esta especie presenta tallo globular, de color verde oscuro y puede medir hasta 9 cm de altura y 10 cm de diámetro. Las espinas radiales son de color blanco con las puntas rojizas (20-30 aprox.) son delgadas, parecidas a cerdas rectas, miden de 5 a 15 mm de longitud (Figura 2). Esta especie comienza a florecer a los 3 años o incluso antes. Posee una corona circular en la parte superior de la planta formada por flores de 1 a 2 cm de diámetro, estas flores son

de color rosa oscuro (Figura 2). Tienen los pétalos estrechos, lanceolados, agudos y con una banda central de color carmesí. El crecimiento de esta cactácea es relativamente lento (Glass, 1998).

 *Myrtillocactus geometrizans* Mart.

Distribución: Desde Tamaulipas hasta Oaxaca, abundan en los mezquiales de los Estados del centro de México, especialmente en Querétaro, Hidalgo, Guanajuato, San Luis Potosí, llegando hasta el sur de Tamaulipas y hasta Guerrero y Oaxaca; por el oeste se extienden hasta Durango, Zacatecas, Jalisco y Michoacán (Bravo, 1978).

Puede resistir temperaturas extremas, tanto de frío como de calor.



**Figura 3. Ramas verde azuladas en *Myrtillocactus geometrizans*.**

Se reconoce por tener plantas arborescentes de 2 a 4 m de altura, con un tronco corto, bien definido; ramas verde azuladas cuando jóvenes (Figura 3), de 5 a 6 costillas con 2 a 3 cm de alto y margen redondeado areolas orbiculares a obovadas con 4 a 5 espinas radiales y, a veces, con una espina central aplanada lateralmente, rígida y gris; flores de 3 cm de largo y 3.5 cm de ancho, de color verde amarillento; frutos pequeños de 1 a 2 cm de largo y menos de 2 cm de ancho, comúnmente globosos, de color purpúreo, desnudos, semillas pequeñas, de 1 a 1.2 mm de longitud de color negro opaco y rugosas, la testa con células convexas y con pocas estrías gruesas (Bravo, 1978; Arias *et al.*, 1997). Los frutos tienen una pulpa de sabor agridulce y son utilizados para preparar refrescos, mermeladas o para consumirse en fresco y en forma de pasas (Bravo, 1978; Coronada, 1990).

 *Opuntia microdasys* Lehmann, Christian.



**Figura 4. Glóquidas amarillas en *Opuntia microdasys*.**

Se distribuye en Querétaro, Hidalgo, Chihuahua, Guanajuato, San Luis Potosí, Nuevo León, Tamaulipas, Aguascalientes, Jalisco Durango, Zacatecas y Coahuila.

Es una especie resistente a condiciones adversas y de fácil propagación vegetativa.

Planta arbustiva baja, postrada o ascendente, formando matorrales, de 40-100 cm de altura (Figura 4). Epidermis pubescente. Tricomos cónicos, unicelulares, como granulaciones, Tronco sin espinas pero sus aréolas contienen muy numerosos haces de glóquidas prominentes. Cladodios de color verde claro, obovados, de 8 a 15 cm de largo y 5 a 7.5 cm de ancho. Aréolas dispuestas en *ca.* 11 series, muy próximas entre sí.

Glóquidas muy numerosas, de color amarillo dorado (Figura 4), castaño, rojo o blanco, sin mancha púrpura debajo de la aréola. Espinas ausentes, muy raramente 1, amarilla corta. Flores amarillas con

tintes rojizos, de ca. 4 cm de largo y de ancho cuando abiertas. Fruto de color purpúreo, subgloboso a obovoide, de 2.5 3 cm de largo o de diámetro, con aréolas numerosas y muy cercanas entre sí, provistas de gran número de glóquidas (Scheinvar, 2004).

 *Sedum moranense* Martínez.

Distribución en México: Se registra en Coahuila, Distrito Federal, Estado de México, Hidalgo, Jalisco, Puebla y Veracruz.

Es una planta muy útil para la naturación de azoteas en los valles altos, ya que resiste tanto la sequía como el frío.

Planta perenne, procumbente o colgante, con la base subarbutiva, glabra, hasta de 20 cm de largo, tallos muy ramificados, verdes cuando jóvenes, después de color café o



**Figura 5. Hojas imbricadas en *Sedum moranense*.**

gris-rojizo; hojas densamente imbricadas (Figura 5), ovadas, a veces papilosas, muy gruesas y carnosas, de alrededor de 3 mm de largo y de grueso, con la base ancha (en ejemplares secos aparenta ser espolonada); inflorescencia cimosa de 1 ó 2 cincinnos, con 1 a pocas flores sésiles o cortamente pediceladas; sépalos desiguales, ovados a lanceolados, un poco gibosos en la base, de 2 a 2.5 (4) mm de largo; pétalos lanceolados, mucronados, de 5 (7.8) mm de largo, blancos, a veces teñidos con rojo, sobre todo en la punta y en la línea media del dorso; nectarios subcuadrados, blanquecino-amarillentos; carpelos blancos, erguidos cuando tiernos, estilo filamentosos, estigma pequeño, globoso; folículos rojizos, divergentes, unidos en la base, a veces hasta la mitad de su largo, estilo persistente; semillas pocas por folículo, oblongas o piriformes, de alrededor de 0.5 mm de largo, de color café-verdoso a café oscuro, densamente papilosas en líneas longitudinales. En el Bajío florece entre marzo y septiembre (Pérez-Calix, 2008).

## 2.7. Simbiosis micorrícica

### 2.7.1. Micorrizas

El término micorriza fue propuesto por A. Frank en 1885, quién lo empleó para describir la existencia de raíces de plantas vasculares infectadas con hongos, y procede del griego *mykos* que significa hongo y del latín *rhiza* que significa raíz, es decir, que literalmente quiere decir “hongo-raíz”; hoy en día se utiliza para definir asociaciones simbióticas mutualistas entre hongos y raíces de plantas superiores (Barreno, 1991).

La historia de las micorrizas, se remonta a unos 400 millones de años, especialmente al período devónico, a partir del cual las plantas acuáticas con la ayuda de las micorrizas, consiguieron colonizar el medio terrestre hasta lo que son hoy en día (Barea y Azcon-Aguilar, 1983). Por ello, estas asociaciones están presentes en casi todos los grupos de plantas terrestres (Simon, 1996). Existen distintos grupos de micorrizas basados en su morfología, los más extendidos son *ectomicorriza* y *endomycorriza*.

La *ectomicorriza* consta de una cubierta fungosa que rodea a las raíces del hospedero denominada red de Hartig, así como un desarrollo intracelular fúngico en las primeras capas de la corteza radicular. El hongo crece intercelularmente en el córtex pero nunca intracelularmente, lo que provoca que los pelos radicales de la planta no se desarrollen; por consiguiente, la planta depende en gran medida del hongo para obtener agua y nutrimentos (Carlson, 1990; Peterson, 1992; Finlay, 2008).

La *endomycorriza* provoca pocos cambios en la morfología de la raíz. No hay manto. Sin embargo, hay dos redes miceliales, una externa y otra interna (Figura 6). El micelio interno penetra en la raíz tanto intercelularmente como intracelularmente (Bolan, 1991; Schüßler *et al.*, 2001; Finlay, 2008). Asimismo se han identificado siete diferentes categorías de simbiosis micorrícica. Con base en sus características morfológicas y sobre todo de las especies de plantas y hongos involucrados; los tipos de micorrizas son: arbuscular, ectomicorriza, ericoide, orquideoide, arbutoide (Figura 7) monotrofoide, y ectendomycorriza (Finlay, 2008).



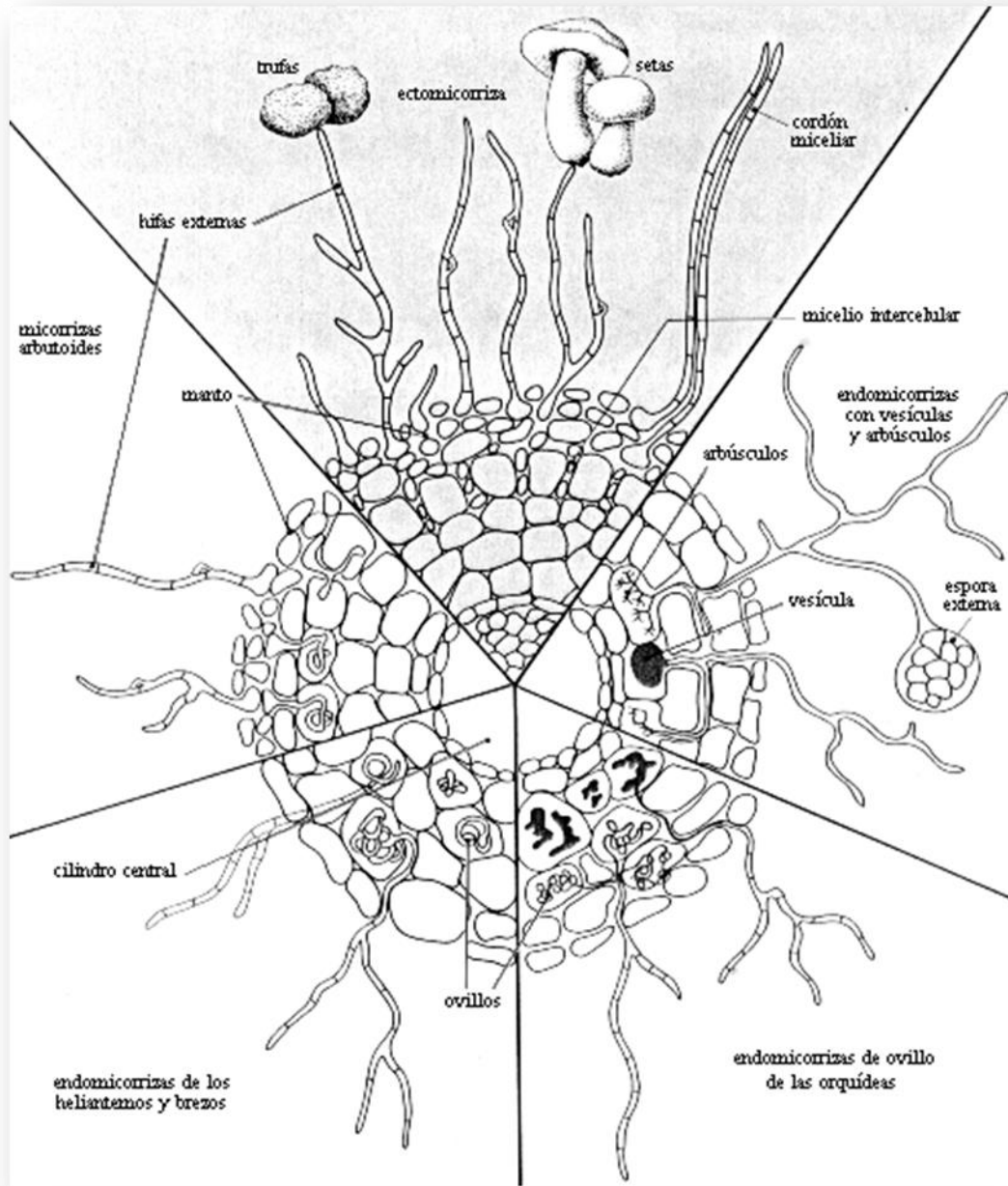


Figura 6. Tipos de micorrizas. Fuente: bonsaime (2013).

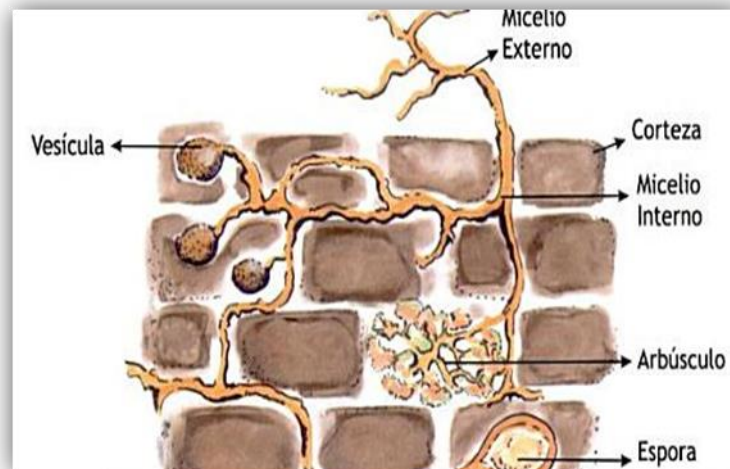


Figura 7. Estructuras típicas de las endomicorizas. Fuente: S.S., C.R y C.S., C.A (2004).

### 2.7.2. Hongos micorrícicos arbusculares y su colonización

La microbiota del suelo juega un papel fundamental en la regulación de los ecosistemas terrestres, influyendo en la productividad, diversidad y estructura de las comunidades vegetales (van der Heijden *et al.*, 1998). La materia orgánica es descompuesta por la actividad de diferentes especies de bacterias y hongos que liberan los nutrientes al suelo, dejándolos disponibles para que sean nuevamente absorbidos por las plantas. La absorción puede ser directa a través de las raíces o indirecta a través de los microorganismos (hongos formadores de micorizas) que forman simbiosis con las raíces (Rodríguez-Echeverría 2009).

En este tipo de asociación, los hongos del phylum Glomeromycota establecen una simbiosis con las raíces de la planta. Las especies que pertenecen a los géneros *Glomus*, *Acaulospora*, *Kuklospora*, *Gigaspora*, *Scutellospora*, *Paraglomus*, *Archaeospora*, *Intraspora*, *Entrophora*, *Diversispora*, *Otospora*, *Ambispora* y *Pacispora* (Cuadro 1) son conocidos como hongos micorrícicos arbusculares (HMA). Las esporas de estos hongos germinan en el suelo y colonizan las células corticales de una planta huésped. Se caracterizan por tener un crecimiento intra e intercelular en la corteza de la raíz y por formar dos tipos de estructuras, vesículas y arbuscúlos como se observa en la figura 8. (Bago *et al.*, 2000; Espinosa, 2000; Cruz *et al.*, 2007).

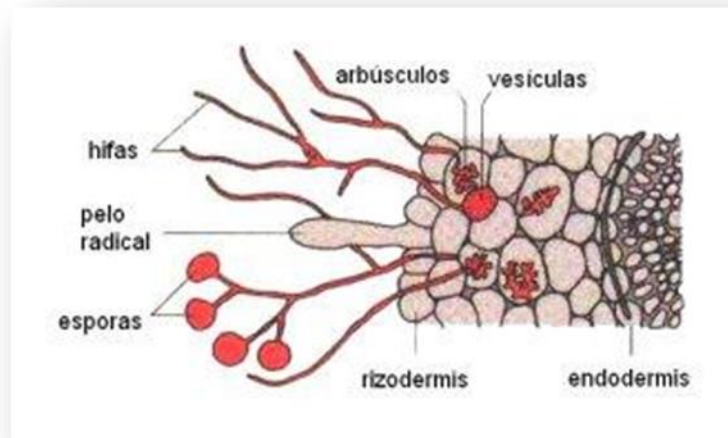


Figura 8. Raíz colonizada por micorrizas arbusculares. Fuente: biotri-ton (2013).

Cuadro 1. Clasificación de los hongos micorrícicos arbusculares con base en Schüßler *et al.*,

Reino Fungi	Orden	Familia	Género
Phylum Glomeromycota	Glomerales	Glomeraceae	<i>Glomus</i> <i>Funneliformis</i> <i>Rhizophagus</i> <i>Sclerocystis</i>
Clase Glomeromycetes		Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus</i>
	Diversisporales	Gigasporaceae	<i>Gigaspora</i> <i>Scutellospora</i> <i>Racocetra</i>
		Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>
		Entrophosporaceae	<i>Entrophospora</i>
		Pacisporaceae	<i>Pacispora</i>
		Diversisporaceae	<i>Diversispora</i> <i>Otopora</i>
	Paraglomerales	Paraglomeraceae	<i>Paraglomus</i>
	Archaeosporales	Geosiphonaceae	<i>Geosiphon</i>
		Ambisporaceae	<i>Ambispora</i>
		Archaeosporaceae	<i>Archaeospora</i>

El crecimiento del hongo de manera asimbiótica se da entre una y dos semanas hasta que hace contacto con la raíz del hospedero, formando una estructura llamada apresorio por donde penetrarán las hifas que invaginan el plasmalema de la raíz y se dividen dicotómicamente para formar los arbusculos (Bago *et al.*, 2000); estos presentan periodos de vida cortos (la vida media del arbusculo es de 9 a 15 días), es aquí donde ocurre el intercambio bidireccional (hongo-planta) de nutrimentos como son fosfatos, nitrógeno y otros iones indispensables para el desarrollo de la planta y de carbohidratos necesarios para el desarrollo del hongo micorrízico arbuscular e incrementar el área de contacto entre la planta y el hongo (Figura 9). Las hifas penetran en las células de las raíces formando vesículas (Figura 9), que son estructuras de almacenamiento las cuales contienen abundantes lípidos (Bonfante-Fasolo, 1984, Barker *et al.*, 1998 Azcón, 2000; Bago *et al.*, 2000; Espinosa, 2000; Cruz *et al.*, 2007).

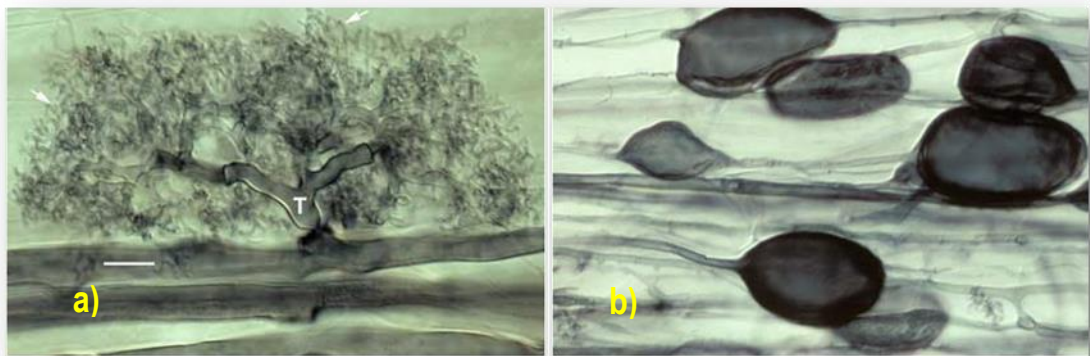


Figura 9. a) arbusculo y b) vesículas de *Glomus*. Fuente: mycorrhizas (2013).

El sistema micorrízico está formado por un conjunto de hifas (micelio) que están conectadas con el tejido de la raíz y que salen de ella ramificándose en el suelo (Montaño *et al.*, 2008). La expansión del micelio externo del hongo por el suelo rizosférico permite la captación de nutrimentos más allá de la zona de agotamiento que se crea alrededor de las raíces, por la propia absorción de la planta (Varela y Estrada, 1999).

### 2.7.3. Distribución

La distribución de los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) está influenciada por el clima, suelo, la historia de los disturbios, la habilidad de dispersión y sus tasas de extinción y especiación (Varela, 2000). A nivel mundial se conocen aproximadamente 200 especies de HMA y alrededor de 44 especies han sido citados para México de los cuales la mayoría procede de zonas agrícolas y sólo pocos se reportan de zonas naturales (Varela y Trejo, 2001; Guadarrama- Chávez *et al.*, 2007; Blaskowski, 2009).

Los hongos endomicorrícicos formadores de micorrizas arbusculares (HMA) son los de mayor antigüedad (Redecker *et al.*, 2000), abundancia e importancia por encontrarse en gran parte de los ecosistemas. El hecho de que cerca del 95 por ciento de las plantas terrestres (fitobiontes) tengan uno o más de estos hongos asociados (micobiontes), muestra la eficiencia de esta asociación mutualista, además de la estrecha coevolución planta-hongo micorrícico. (Montaño *et al.*, 2008). El cinco por ciento de plantas que no se micorrizan es porque frecuentemente viven en hábitats con suelos ricos en nutrimentos y recursos hídricos, por lo que es innecesaria esta asociación (Monroy, 2009); así mismo, las especies de HMA que medran en suelos áridos captan de manera más eficaz los nutrientes y el agua en condiciones de sequía, ayudando a las plantas a superar las condiciones adversas (Allen 2007).

### 2.7.4. Beneficios de los hongos micorrícicos arbusculares

Los hongos micorrícicos arbusculares, mediante extensas redes de micelio, participan activamente mejorando la captación de nitrógeno (N), calcio (Ca), potasio (K) y nutrientes poco móviles como fósforo (P), cobre (Cu) y zinc (Zn) (Souchie *et al.*, 2006), aumentando el área de absorción radical lo que mejora la resistencia de la planta al estrés biótico y abiótico como patógenos radicales, déficit hídrico (Augé, 2004), salinidad y fitotoxicidad por aluminio (Al) (Borie *et al.*, 1999) y manganeso (Mn) (Mendoza y Borie, 1998), metales pesados (Pawlowska y Charvat 2004), e incidiendo significativamente en el establecimiento, desarrollo y por ende en la diversidad de especies de plantas (van der Heijden *et al.*, 1998). Por otra parte, la presencia de los hongos micorrícicos arbusculares en el suelo puede cambiar el balance competitivo

entre los hospederos aminorando la intensidad (Allen y Allen, 1990), ya que al actuar como extensiones del sistema radical favorecen la parte epigea de la planta hospedera (Eissenstat y Newman, 1990) redistribuyendo el carbono fijado, con mayor proporción en las raíces (Lynch y Whipps, 1990), optimizando el proceso fotosintético y por tanto, el crecimiento y supervivencia del vegetal (Eissenstat y Newman, 1990). De este modo, las plantas micorrizadas transfieren del 6 al 12% adicional del carbono total fijado en comparación con plantas no micorrizadas (Lynch y Whipps, 1990).

### **2.7.5. Inóculo de HMA**

Un inóculo es definido como un producto biológico (líquido o sólido) que facilita la introducción de propágulos de microorganismos cuyas actividades fisiológicas auxilian en el crecimiento y desarrollo de las plantas. En el caso de los HMA, el inoculante suele consistir ya sea de esporas, hifas, fragmentos de raíces colonizadas o suelo rizosférico donde se detecte una abundancia de hifas de HMA (Alarcón *et al.* 2004).

La inoculación con hongos MA se realiza sólo con suelos o raíces que han formado el mutualismo, debido a la dificultad de obtener cultivos que presenten únicamente un tipo de organismo en gran cantidad para su comercialización (Azcon-Aguilar y Barea, 1981; Koide y Mosse, 2004).

La producción de inoculantes de HMA no está sujeta a la propagación de una sola especie fúngica, sino también es posible crear cultivos mixtos de especies que han sido previamente seleccionadas como eficientes en la promoción del crecimiento de diversas plantas. Por otra parte, es posible la propagación de consorcios naturales de HMA no seleccionados por el hombre, pero aislados de la rizósfera de plantas de sitios específicos y cuyas especies se expresan naturalmente (Chamizo *et al.*, 1998). En algunos reportes se ha mencionado que la efectividad de los HMA es mayor cuando se inoculan cultivos mixtos o consorcios naturales, comparado con los efectos obtenidos por la inoculación individual de cada especie fúngica que integra al cultivo mixto o al consorcio (Mehrotra y Baijal, 1995; Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2003)

### III. PROBLEMÁTICA Y JUSTIFICACIÓN

El acelerado crecimiento de la población, ha generado la pérdida de áreas verdes a nivel mundial, y esto mismo sucede en México, que es considerado entre los países con más altos índices de deforestación a causa de la urbanización. Este incremento poblacional también ocasiona la reducción de biodiversidad, pérdida de hábitats, consumo excesivo de recursos naturales, incremento del efecto “isla urbana de calor” y, sobre todo contaminación del ambiente al requerir mayores servicios urbanos.

Por otro lado, se van quedando atrás las construcciones con grandes jardines y los edificios van ganando terreno, empobreciendo el paisaje.

Debido a esto, es necesario buscar alternativas viables y rentables para reverdecer las áreas que se han perdido por la urbanización, y las azoteas verdes son una alternativa para contrarrestar este efecto, además que se ocupan espacios que están siendo desaprovechados representando una solución que tiene grandes beneficios económicos, ambientales y sobre todo en la salud de la población.

El presente trabajo tuvo como finalidad generar un modelo de cero riego y bajo mantenimiento para naturalizar azoteas, mediante el establecimiento de plantas crasas inoculadas con hongos micorrízicos arbusculares, aportando de esta manera una opción para aumentar los espacios verdes en zonas urbanas.

Es por ello que este estudio se encaminó a contestar las siguientes preguntas:

1. ¿La micorrización con HMA favorece la supervivencia de las plantas que conforman el mosaico de vegetación?
2. ¿Cuál es el efecto de los HMA sobre la cobertura de las plantas?
3. ¿Cuál es el efecto de los HMA sobre la tasa de crecimiento relativo de las plantas que conforman el mosaico?
4. ¿El modelo de naturalización es eficiente durante el periodo de estudio?

#### **IV. HIPÓTESIS**

Si las plantas crasas soportan ambientes extremos como largos periodos de sequía, altas y bajas temperaturas, bajos niveles de nutrimentos, entre otros, y además existe un impacto benéfico de los HMA sobre la vegetación cuando se encuentra expuesta a estas condiciones, entonces los individuos inoculados con HMA tendrán mayor supervivencia, tasa de crecimiento relativo y cobertura al finalizar un periodo de 25 semanas, generando así, un modelo de naturación eficiente.



## V. OBJETIVOS

### 5.1. Objetivo general

- Caracterizar la supervivencia, la tasa de crecimiento relativo y la cobertura de las plantas que conforman los mosaicos de vegetación para la naturación de azoteas, mediante el efecto de la inoculación con hongos micorrícicos arbusculares.

### 5.2. Objetivos particulares

- Determinar la supervivencia de los individuos de los mosaicos micorrizados vs. los no micorrizados
- Registrar la tasa de crecimiento relativo de las plantas con ambos tratamientos (M+ y M-).
- Determinar semanalmente la cobertura de las plantas que componen los mosaicos.
- Determinar parámetros físicos y químicos en el sustrato antes y después del experimento.
- Generar un modelo eficiente, de cero riego y bajo mantenimiento para la naturación de azoteas.

## VI. MATERIAL Y MÉTODOS

### 6.1. Material biológico

Se obtuvieron en el mercado de Cuemanco, Xochimilco, D.F. 20 ejemplares de cada una de las siguientes especies: *Haworthia fasciata*, *Mammillaria hahniana*, *Myrtillocactus geometrizans*, *Opuntia microdasys* y 80 ejemplares de *Sedum moranense*.

### 6.2. Lugar de trabajo

El experimento se llevó a cabo en la azotea del Laboratorio de Desarrollo de Procesos para el Tratamiento de Residuos (antes Centro de Acopio) de la FES Zaragoza, *Campus II* con una duración de 25 semanas (seis meses), de diciembre de 2011 a mayo de 2012.

### 6.3. Análisis del sustrato

La determinación de los parámetros físicos y químicos del sustrato se realizó antes y después del experimento con los siguientes métodos:

- Densidad Aparente por el método de la probeta.
- Densidad Real (Figura 10) por el método del picnómetro
- Textura (Figura 10), por el método de Bouyoucos (1963).
- pH activo en agua suelo-agua 1:2 por el método potenciómetro (Jackson, 1964).
- Capacidad de intercambio catiónico (Figura 11), por el método del versenato (Jackson, 1982).
- Materia orgánica (Figura 11), por el método de Walkley y Black (Jackson, 1964).
- Conductividad eléctrica con conductímetro (Richards, 1954).



Figura 10. Determinación de parámetros físicos: a) densidad real, b), c) y d) textura.

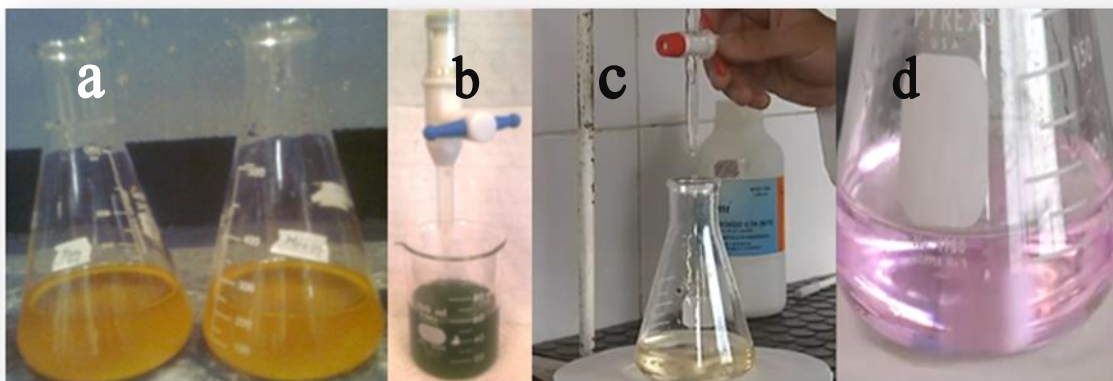


Figura 11. Determinación de parámetros químicos: a) y b) materia orgánica; c) y d) capacidad de intercambio catiónico.

#### 6.4. Análisis en plantas e inóculo

El análisis de los parámetros en plantas e inóculo antes y después del experimento se realizó con los siguientes métodos:

- Tasa de crecimiento relativo (TCR) por el modelo de crecimiento exponencial.
- Cobertura o área foliar mediante regla y vernier digital.
- Supervivencia del mosaico.
- % de colonización micorrícica por el método de Phillips y Hayman (1970).
- Cuantificación de esporas en el inóculo por el método de Gerdermann y Nicolson (1963).

\*Ver cuadro 2.

**Cuadro 2. Parámetros a evaluar en plantas antes y después del experimento.**

Análisis en plantas
<b>Supervivencia del mosaico.</b> - Al terminar el experimento
<b>Tasa de crecimiento relativo (TCR).</b> - Al finalizar el experimento
<b>Cobertura o área foliar.</b> - Semanalmente
<b>Cuantificación de esporas en el inóculo.</b> - Al iniciar el experimento
<b>Evaluación de la colonización micorrícica.</b> - Al iniciar y al terminar el experimento

### 6.5. Preparación del sustrato e inóculo

El suelo empleado en este estudio pertenece al Municipio de Santiago de Anaya, (20°22'715" latitud N; 98°56'114" longitud O), ubicado en el Valle de Actopan, Estado de Hidalgo. Se usó este tipo de suelo por ser de una zona semiárida, lugar donde crecen y se desarrollan favorablemente las cactáceas, pero también se puede utilizar suelo de la Ciudad de México. El suelo se tamizó en una malla metálica con una apertura de 2 mm y se mezcló en una proporción 2:1 (v/v) arena sílica:suelo (Figura 12). Posteriormente el sustrato fue colocado en bolsas de poli-papel cerradas para su esterilización con calor húmedo a 120°C y 1.5 libras de presión por pulgada. La arena sílica se agregó para facilitar la infiltración de agua, airear el suelo y evitar su compactación.

**Figura 12. Mezcla arena sílica:suelo.**

Para la preparación del inóculo de hongos micorrícicos, el suelo que se colectó del parque Ecológico "Cubitos" fue incorporado con las raíces del mismo. Este suelo proporcionó la fuente de propágulos (esporas y raíces) de hongos micorrícicos arbusculares.

### 6.5. Preparación de contenedores

Se utilizaron 20 contenedores de plástico resistente de 48 x 32 cm. Fueron colocadas dos tiras de manta de cielo de 10 cm de ancho en la base de cada maceta en forma de cruz, procurando su desbordamiento por los lados para ayudar a salir el exceso de agua del sistema por capilaridad, posteriormente se agregó una capa de tezontle de 1500 g y a continuación se colocó pellón blanco cubriendo la base y las paredes del recipiente para evitar la pérdida del suelo contenido. Se instaló una olla de barro parcialmente cocido en el centro de cada contenedor (de aproximadamente 300 mL) y fue cubierta la parte superior (boca) con esponja para evitar la evaporación de agua y al mismo tiempo permitir su entrada (Figura 13). De esta forma fueron conformados dos grupos de 10 macetas cada uno, M+ (micorrizado) y M- (no micorrizado): para el tratamiento (M-) se usaron 6000 g de sustrato (arena sílica-suelo) y para el tratamiento (M+), 5950 g de la misma mezcla más 50 g de inóculo micorrizógeno.

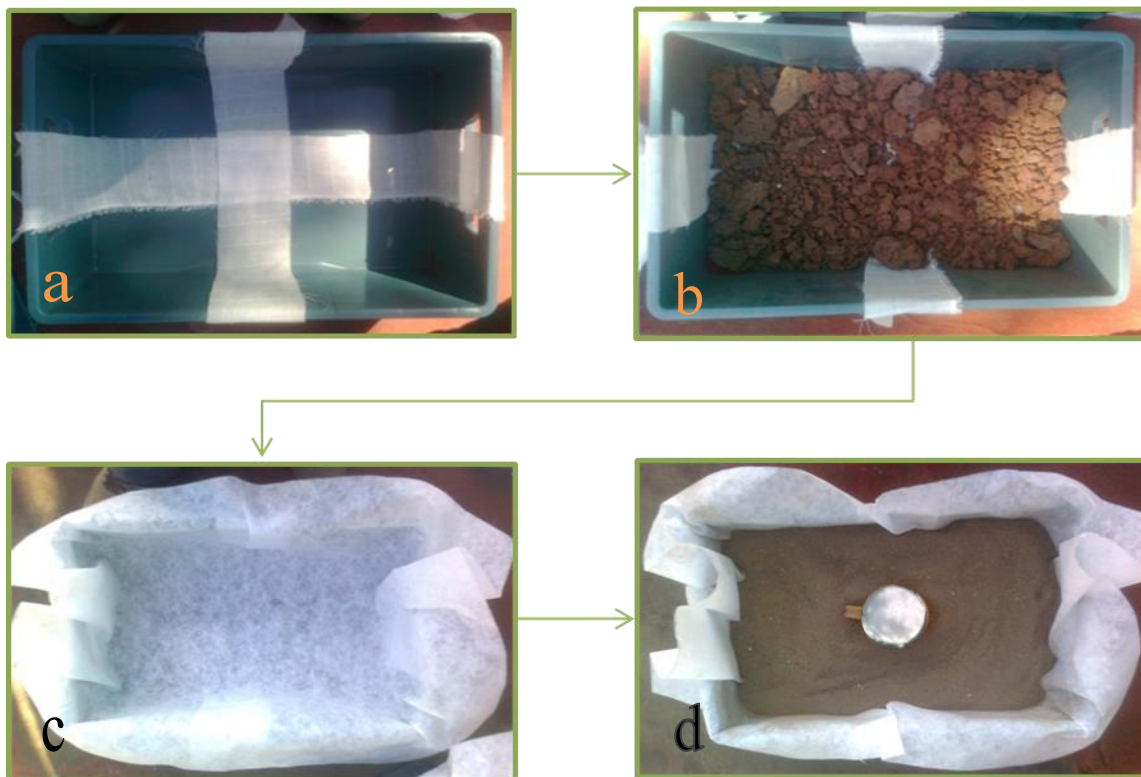


Figura 13 . Preparación de contenedores: a) tela en forma de cruz, b) capa de tezontle, c) pellón cubriendo el interior, d) olla de barro con esponja y sustrato (arena sílica-suelo).

Las especies vegetales fueron plantadas siguiendo un modelo simétrico con forma romboide, sobre tul blanco con malla de 1 mm de apertura; esto para evitar el crecimiento de plantas invasoras (Figuras 14, 15 y 16).

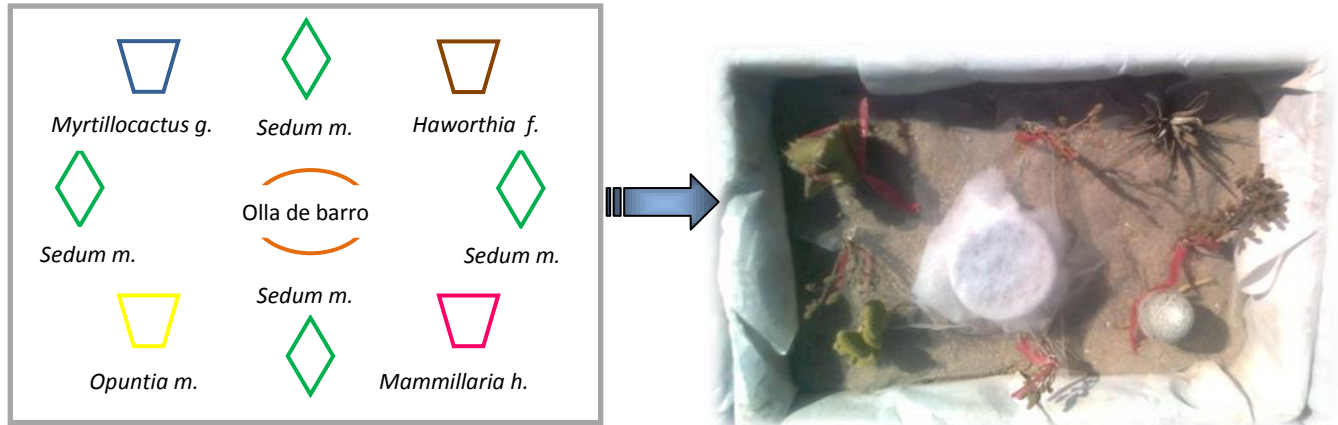


Figura 14. Vista de la distribución de especies y del mosaico vegetal ensamblado en un contenedor de plástico.



Figura 15. Vista final de los mosaicos.



Figura 16. Grupo micorrizado (M+) y grupo no micorrizado (M-).

## 6.7. Riego

El mantenimiento que se le dio al sistema fue nulo, es decir, la humedad que obtuvieron las plantas sólo fue proporcionada por el agua de lluvia que se recolectó en las ollas de barro colocadas en cada contenedor. El método *pitcher* es uno de los sistemas de riego más eficientes y antiguo que utiliza una olla de barro poroso enterrada llena de agua. El agua se filtra a través de la pared de arcilla de la olla suministrando un riego controlado de acuerdo al uso del agua de la planta proporcionando una eficacia 10 veces mayor que el riego de superficie convencional (Bainbridge, 2001).

## 6.8. Cuantificación de esporas en el inóculo Gerdemann y Nicolson (1963)

- 1.- De la muestra colectada se pesaron 100 g de suelo que se colocaron en un vaso de 1000 ml, adicionando agua de la llave hasta cubrir  $\frac{3}{4}$  de la capacidad del recipiente.
- 2.- Mediante un agitador eléctrico se movió la mezcla durante 3 min para romper los agregados y raíces para liberar las esporas.
- 3.- Se dejó reposar 30 seg. y la suspensión se filtró a través de una serie de tamices (1000  $\mu$ , 500  $\mu$  y 44  $\mu$ ).
- 4.- Se agregó agua al vaso con la muestra de suelo y se repitió el paso dos hasta completar tres veces la operación.
- 5.- Las muestras retenidas en los tamices de 500 y 44  $\mu$  fueron enjuagadas al chorro del agua y posteriormente recuperadas para ser adicionadas a tubos de centrifuga. Se realizó una centrifugación durante 7 minutos a 2000 rpm, luego se decantó el contenido del tubo que contiene la muestra a analizar.
- 6.- El suelo que quedó en el tubo fue resuspendido con una solución de sacarosa al 50% y nuevamente centrifugado durante 3 minutos a 1000 rpm, al término cada tubo fue decantado en un tamiz de 44  $\mu$  (aquí se encuentran las esporas de los HMA viables).
- 7.- La muestra del tamiz fue lavada al chorro de agua de la llave para eliminar la solución de azúcar de las esporas de los HMA, posteriormente la muestra fue recuperada en cajas Petri con cuadrículas de 0.5 cm X 0.5 cm, bajo un microscopio de disección se realizó el conteo de esporas.

### 6.9. Porcentaje de supervivencia

Este parámetro se obtuvo mediante la siguiente fórmula:

Porcentaje de Supervivencia = [Número de individuos finales/ Número de individuos iniciales X 100].

### 6.10. Tasa de crecimiento relativo (TCR)

La tasa de crecimiento relativo de las plantas o RGR por sus siglas en inglés (Relative Growth Rate), se calculó a partir de los datos tomados de la altura máxima de las plantas durante el periodo de cultivo. Se utilizó el modelo de crecimiento exponencial, el cual describe adecuadamente la fase inicial del desarrollo vegetal (Charles-Edwards *et al.*, 1986). La fórmula a empleada fue la siguiente:

$RGR = [\ln(\text{altura final en mm}) - \ln(\text{altura inicial en mm})] / [\text{tiempo (días)}]$  por lo que las unidades de la tasa de crecimiento son: [(mm/mm)/d] o  $[d^{-1}]$ .

### 6.11. Evaluación de la colonización micorrícica Modificado de Phillips y Hayman, (1970)

1. *Clareo*. Las raíces, libres de suelo, se colocaron en recipientes de plástico a los que se les agregó suficiente KOH al 5% para cubrirlas. Se procedió a calentar en baño maría por 20 minutos. El KOH fue retirado y los recipientes con las raíces se enjuagaron con agua destilada.
2. *Blanqueo*. Se agregó H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> al 10% en suficiente cantidad para cubrir las raíces durante 3 minutos; pasado ese tiempo se procedió a enjuagar con agua destilada.
3. *Acidificación*. Las raíces se cubrieron con HCl al 10% por 3 minutos; se eliminó el ácido y sin enjuagar se realizó la tinción.
4. *Tinción*. Los recipientes con las raíces fueron cubiertos con la solución colorante (azul de tripano al 0.05% en lactoglicerol) y se dejaron reposar 24 hrs.



5. Al día siguiente se realizó el corte de las raíces de aproximadamente 1.5 cm de longitud de las cuales se tomaron 15 segmentos al azar.

6. Se montaron en un portaobjetos con repetición. Sobre las raíces se adicionaron gotas de PVLG, se colocaron los cubreobjetos eliminando las burbujas y se realizó el “squash”. Para su observación al microscopio óptico y determinación de la colonización micorrícica arbuscular total se usó la siguiente expresión:

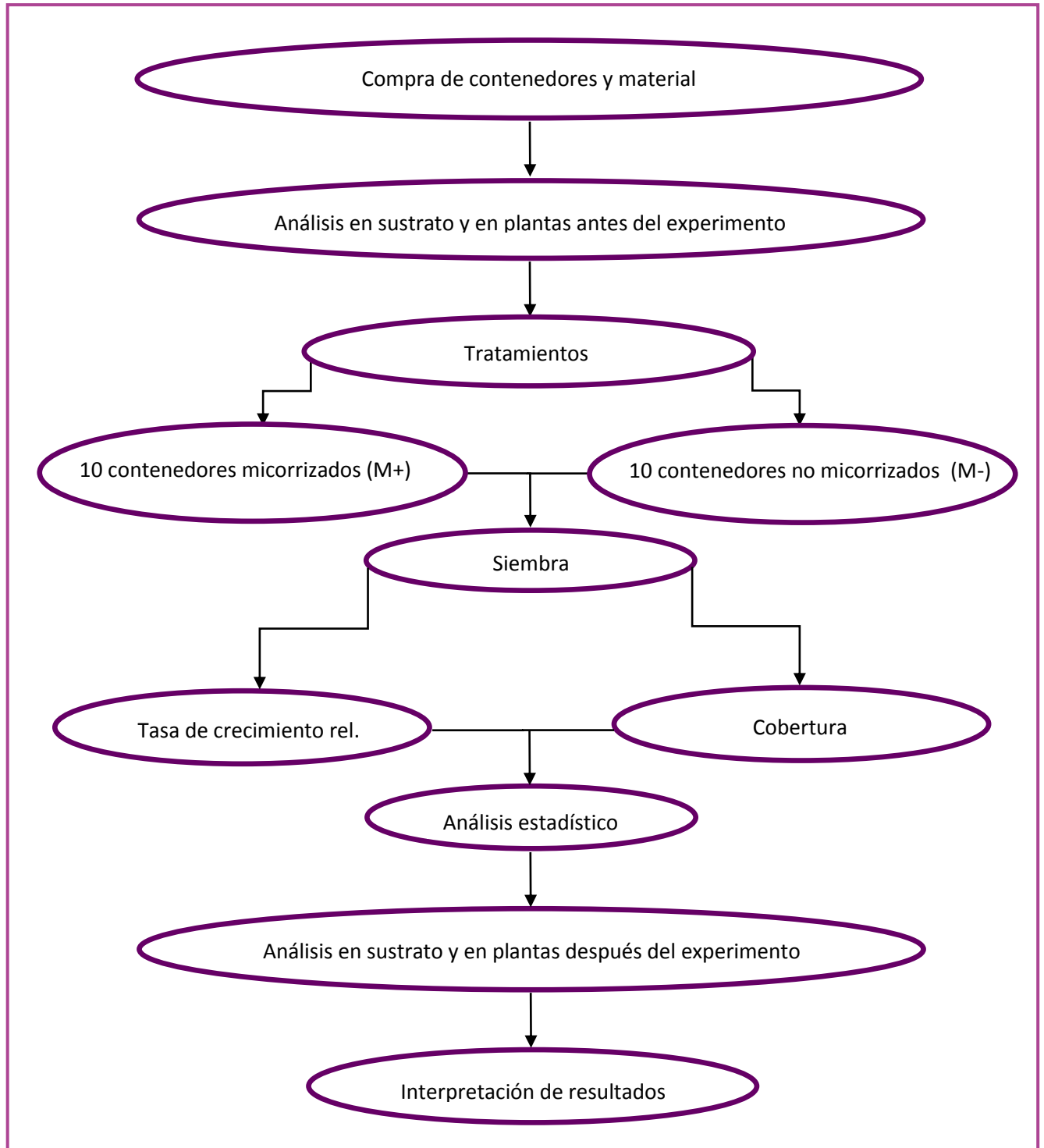
% de colonización total:  $(N^{\circ} \text{ de segmentos colonizados} \times 100) / (N^{\circ} \text{ de segmentos totales})$ .

### **6.12. Análisis estadístico e interpretación de resultados**

El análisis estadístico consistió en pruebas de significancia, basadas en la comparación de medias entre el tratamiento micorrizado y el testigo, mediante un ANOVA de un factor (paramétrico o no), utilizando el programa estadístico InfoStat, versión 2011. En cada lote, al final de la fase de cultivo de 25 semanas (6 meses) se analizaron las siguientes variables de respuesta:

- Supervivencia del mosaico
- Tasa de crecimiento relativo por especie
- Cobertura
- Porcentaje de colonización micorrícica

### 6.13. Diagrama de flujo del método



## VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 7.1. Cuantificación de esporas en el inóculo.

Al inicio del estudio se realizaron tres conteos de esporas en suelo proveniente del parque Ecológico “Cubitos” (Pachuca Hidalgo), el resultado que se obtuvo fue de 286 esporas por cada 100 g de suelo. La importancia de hacer una cuantificación inicial radica en que las esporas son las principales estructuras de propagación y resistencia durante condiciones adversas (Alarcón, 2008).

Los géneros de esporas presentes en el suelo de este lugar corresponden a *Acaulospora*, *Gigaspora* y *Glomus*; siendo este último el que se presenta en mayor número.

### 7.2. Análisis del sustrato utilizado en el experimento.

En el cuadro 3 se muestran los promedios de los parámetros físicos determinados en el sustrato, para antes y después de aplicados los tratamientos y el testigo. El sustrato presenta una densidad aparente entre 1.50-1.54 y una densidad real entre 2.38-2.75 g/cm<sup>3</sup>, lo que concuerda con lo reportado para el mismo municipio por Luna (2005) (D.A: 1.52 g/cm<sup>3</sup>, D.R: 2.59 g/cm<sup>3</sup>), Ortega y Ordoñez (2006) (D.A: 1.02 g/cm<sup>3</sup>, D.R: 2.33 g/cm<sup>3</sup>) y Díaz (2012) (D.A: 1.54 g/cm<sup>3</sup>, D.R: 2.63 g/cm<sup>3</sup>). En cuanto a la textura, se clasifica como un suelo franco-arenoso, el cual se caracteriza por presentar una infiltración excesiva, capacidad de retención de humedad baja y una aireación de buena a excelente.

**Cuadro 3. Promedios obtenidos de los parámetros físicos evaluados en el sustrato empleado antes (sustrato estéril) y después (tratamiento y testigo) del experimento: densidad aparente (D.A.), densidad real (D.A.), y**

Tratamiento	Densidad aparente	Densidad real	Textura		
	g/cm <sup>3</sup>	g/cm <sup>3</sup>	Arcilla	Limo	Arena
Sustrato estéril	●1.54	●2.38	●12.43	●9.37	●78.20
Testigo	■1.48	■2.64	■16.39	■9.96	■73.68
Sustrato con inóculo de HMA	■1.50	■2.75	■10.36	■7.96	■81.68
<b>Franco arenosa</b>					

● Al inicio del experimento; ■ Al terminar el experimento.

Las propiedades químicas que presenta el sustrato se observan en el cuadro 4. El sustrato tiene un pH ligeramente alcalino, lo cual es de esperarse para suelos de zonas áridas. Rzedowski (1994) reporta que para la zona del municipio de Santiago de Anaya, el pH varía de 6 a 8.5, con contenido de materia orgánica (M.O) frecuentemente bajo, como en este caso (de 0.57 a 0.87).

La capacidad de intercambio catiónico varía de 19.36 a 24.54 meq/100g, lo que indica una fertilidad media. La conductividad eléctrica presenta valores que van de 1.77 a 2.52 dS/m<sup>-1</sup>, por lo que es un suelo ligeramente salino, encontrándose dentro del rango de tolerancia a la salinidad de agaves y cactáceas, ya que el crecimiento de sus raíces se inhibe de manera drástica en suelos salinos (cuando la conductividad eléctrica en la pasta de saturación es igual o mayor a 4 dS/m<sup>-1</sup>) (Norma Oficial Mexicana) o concentraciones de sodio de un quinto de la encontrada en el agua de mar (el agua de mar contiene más o menos 12 gramos de sodio por litro).

**Cuadro 4. Promedios obtenidos de los parámetros químicos evaluados en el sustrato empleado antes (sustrato estéril) y después (tratamiento y testigo): pH, capacidad de intercambio catiónico (C.I.C.), materia orgánica (M.O.) y conductividad eléctrica.**

Tratamiento	pH	C.I.C.	M.O.	C.E.
	(Suelo-agua 1-2)	(meq/100g)	%	(dS/m)
Sustrato estéril	●7.00	●24.54	●0.57	●1.77
Testigo	■7.25	■19.36	■0.81	■1.89
Sustrato con inóculo de HMA	■7.28	■20.54	■0.87	■2.52

● Al inicio del experimento; ■ Al terminar el experimento.

### 7.3. Porcentaje de supervivencia en plantas.

La supervivencia de *Sedum moranense*, en el caso del tratamiento micorrizado (M+), fue de 92.5% (Cuadro 5) y para el grupo testigo (M-), se obtuvo un porcentaje de 80% (Cuadro 6), en comparación con el resto de las especies que registraron una supervivencia del 100% en ambos casos al finalizar el periodo de 25 semanas. No se presentaron diferencias significativas en los tratamientos, aunque se puede observar una ligera ventaja en el lote experimental, esto probablemente se deba a que los hongos micorrícicos proporcionan resistencia a condiciones ambientales estresantes como pH, temperaturas extremas (Harley y Smith, 1983), mejoran la nutrición e inducen de manera local los mecanismos de defensa de las plantas (Mansfeld-Giese *et al.*, 2002).

**Cuadro 5. Porcentaje de supervivencia para plantas micorrizadas (M+).**

Especie	M+		% de supervivencia
	Individuos iniciales	Individuos finales	
<i>Haworthia f.</i>	10	10	100
<i>Mammillaria h.</i>	10	10	100
<i>Myrtillocactus g.</i>	10	10	100
<i>Opuntia m.</i>	10	10	100
<i>Sedum m.</i>	40	37	92.5

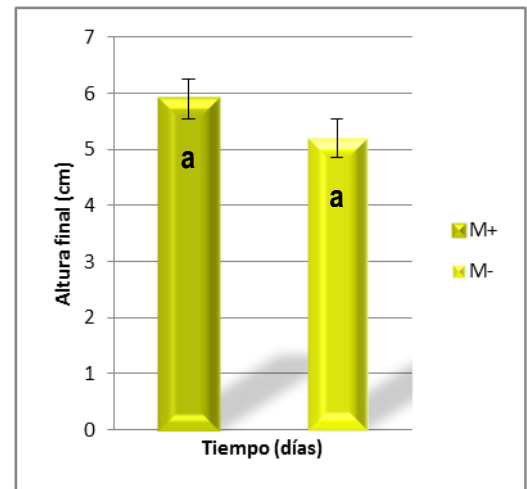
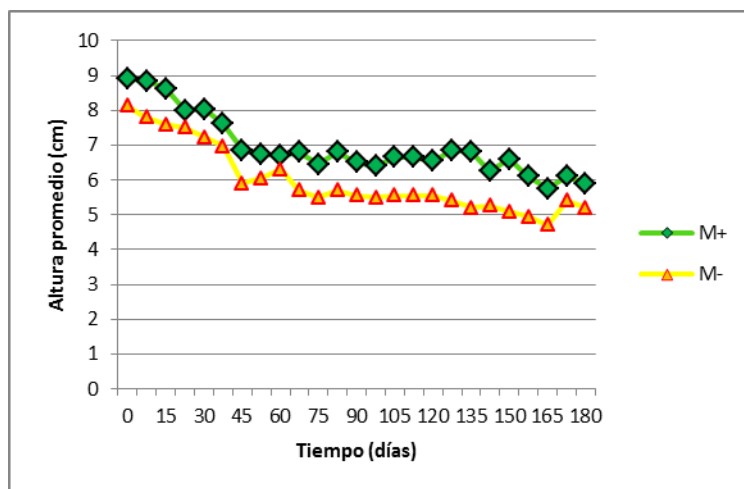
**Cuadro 6. Porcentaje de supervivencia para plantas no micorrizadas (M-).**

Especie	M-		% de supervivencia
	Individuos iniciales	Individuos finales	
<i>Haworthia f.</i>	10	10	100
<i>Mammillaria h.</i>	10	10	100
<i>Myrtillocactus g.</i>	10	10	100
<i>Opuntia m.</i>	10	10	100
<i>Sedum m.</i>	40	32	80

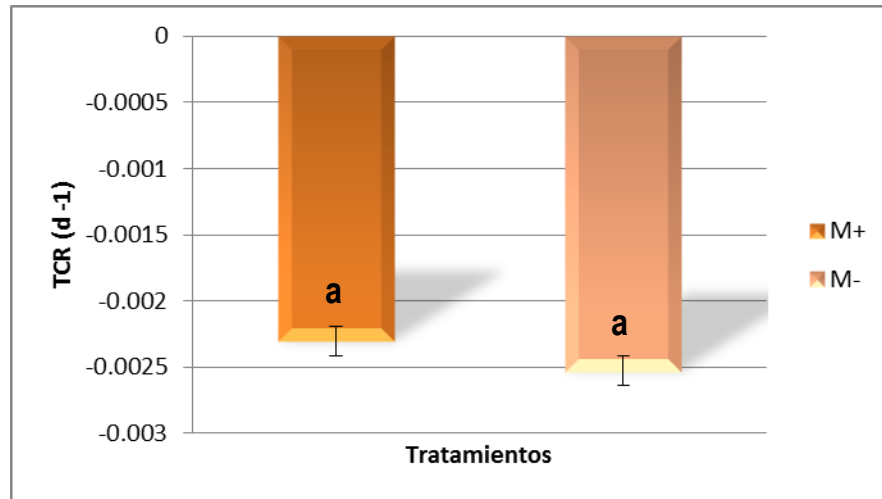
#### 7.4. Altura promedio, altura final, TCR y cobertura en plantas.

En *Haworthia fasciata*, no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos para la altura final y TCR (Gráficos 2 y 3), debido probablemente a su bajo porcentaje de colonización micorrícica.

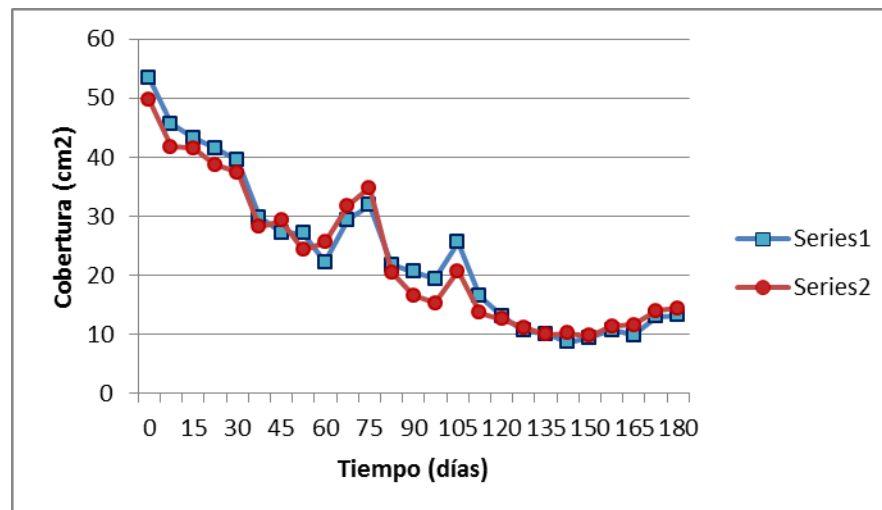
Sin embargo, sí hubo un incremento en la altura promedio para los individuos micorrizados (M+), presentando diferencias estadísticas significativas al aplicar la prueba de Kruskal Wallis, obteniendo un valor de  $p = 0.0003$  (Gráfico 1). No hubo diferencias significativas para la cobertura vegetal de *Haworthia fasciata* entre los tratamientos (Gráfico 4). Se observa una disminución en el crecimiento a lo largo del experimento, tal vez ocasionado por la exposición directa del sol, ya que la especie resultó ser poco tolerante a estas condiciones.



Gráficos 1 y 2. Altura promedio y altura al final del experimento de *Haworthia fasciata*. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Valores con letras iguales no son estadísticamente diferentes ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.



**Gráfico 3. TCR de *Haworthia fasciata* al final del experimento.**  
 Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas.  
 Valores con letras iguales no son estadísticamente significativos ( $p \leq 0.05$ ).  
 Las barras representan



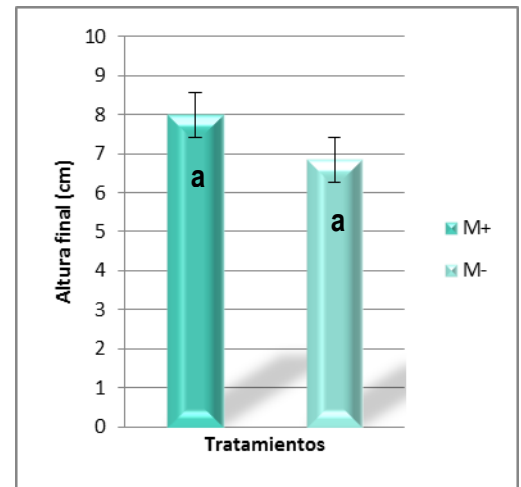
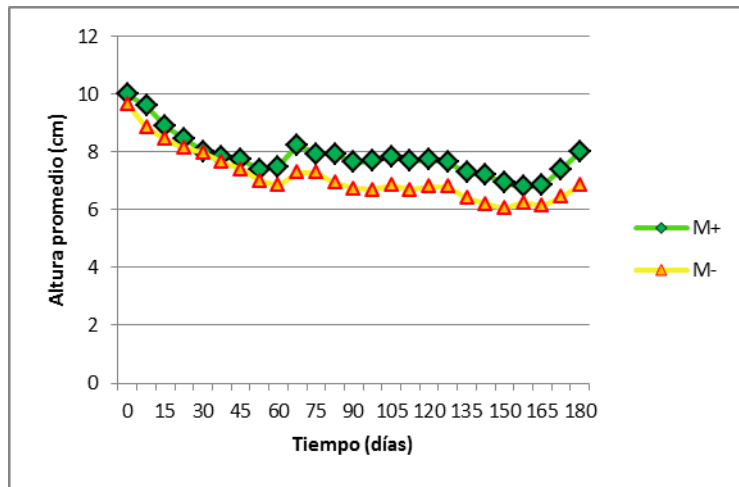
**Gráfico 4. Cobertura de *Haworthia fasciata* durante el experimento.**  
 Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas.

Con base en los resultados de altura promedio para *Mammillaria hahninana* se presentan diferencias significativas ( $p= 0.0008$ ) mediante la prueba de Kruskal Wallis, registrando un mayor crecimiento para el tratamiento con inóculo micorrícico (Gráfico 5), mientras que para la altura final (Gráfico 6) no hay

diferencias estadísticamente significativas; aunque se puede observar un incremento mayor para el grupo micorrizado (M+). Para TCR (Gráfico 7) se aplicó la T de Student, registrando diferencias significativas entre tratamientos con un valor de  $p= 0.0380$ , ya que se observó una tendencia hacia un mayor crecimiento en los individuos del tratamiento micorrizado (M+) la cual es atribuida al efecto de los hongos micorrícicos arbusculares, ya que favorecen la toma y transporte de nutrimentos hasta el hospedero, debido a que las hifas extra-radicales multiplican el área de contacto con las partículas del suelo (Marschner, 1994). En cuanto a cobertura (Gráfico 8) para la misma especie, no se presentaron diferencias significativas entre ambos lotes. Sin embargo hacia el final del periodo hubo un incremento en los dos tratamientos.

Es bien conocido que el crecimiento está influenciado por las condiciones ambientales, pero las tasas de crecimiento tienen también un importante componente genético. Una ventaja ecológica sería conseguir un mayor tamaño (biomasa) en menor tiempo, que le permite a su vez captar más recursos y en definitiva le confiere una mayor capacidad competitiva. Pero lo que supone una ventaja en condiciones ambientales favorables (donde la competencia es un proceso determinante de la supervivencia), puede no serlo en condiciones adversas (sequía, altas o bajas temperaturas, escasez de nutrimentos, salinidad, etc.), donde lo importante es tener capacidad de tolerancia al estrés (Villar *et al.*, 2008). En general, la tolerancia implica un coste energético que supone un menor crecimiento pero a cambio tiene una mayor probabilidad de supervivencia como es el caso de *Mammillaria hahniana*.





Gráficos 5 y 6. Altura promedio y altura al final del experimento de *Mammillaria hahniana*. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Valores con letras iguales no son estadísticamente significativos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

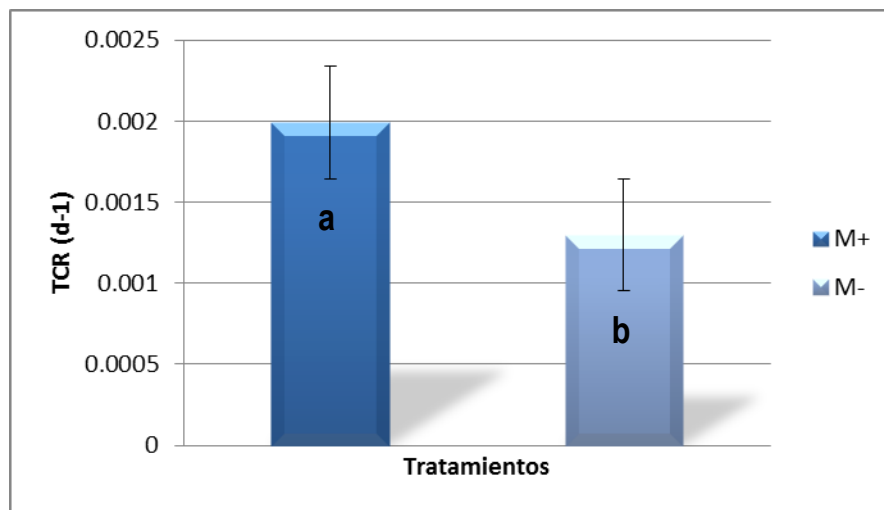
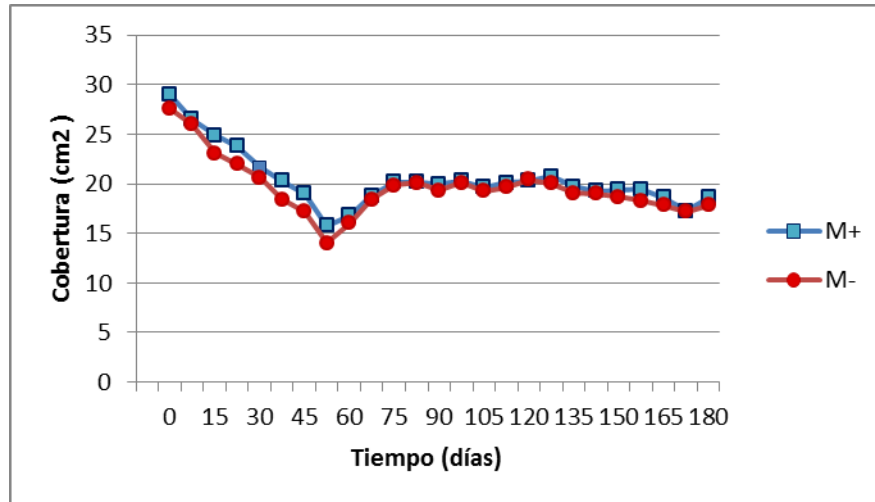
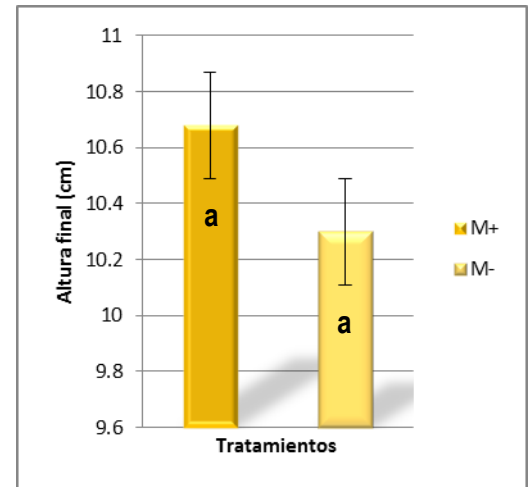
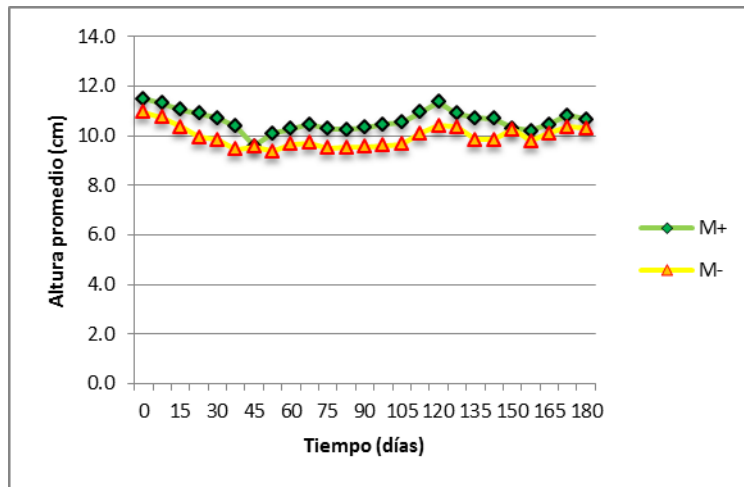


Gráfico 7. TCR de *Mammillaria hahniana* al final del experimento. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Valores con letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.



**Gráfico 8. Cobertura de *Mammillaria hahniana* durante el experimento. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas.**

En *Mirtyllocactus geometrizers* se observa un mayor crecimiento en las plantas micorrizadas, aunque no se presentaron diferencias significativas entre tratamientos en cuanto a las variables altura final y TCR (Gráficos 10 y 11). Carrillo *et al* (2000), mencionan que el inicio de la colonización de las raíces es retardada en algunas especies de cactáceas columnares y por lo tanto los efectos en el desarrollo de la planta se ven menos reflejados, como es el caso de *M. geometrizers*. Se observó un incremento en las plantas con el tratamiento micorrizado para la altura promedio (Gráfico 9), registrando diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.0001$ ) al aplicar la T de Student, también se obtuvieron diferencias significativas para el parámetro cobertura (Gráfico 12), con un valor de  $p = 0.0198$  al aplicar la misma prueba estadística, después del periodo de adaptación en el tratamiento con inóculo micorrícico.



Gráficos 9 y 10. Altura promedio y altura al final del experimento de *Myrtillocactus geometrizans*. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Valores con letras iguales no son estadísticamente significativos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

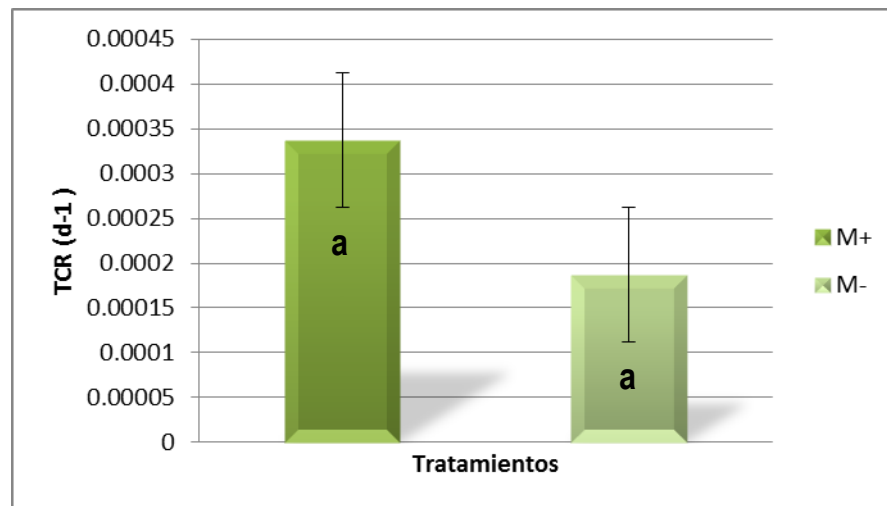


Gráfico 11. TCR de *Myrtillocactus geometrizans* al final del experimento. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Valores con letras iguales no son estadísticamente significativos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

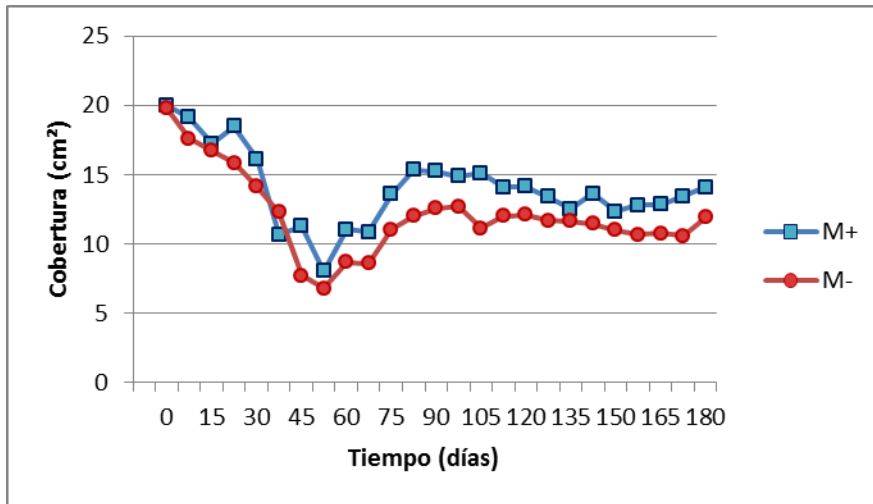
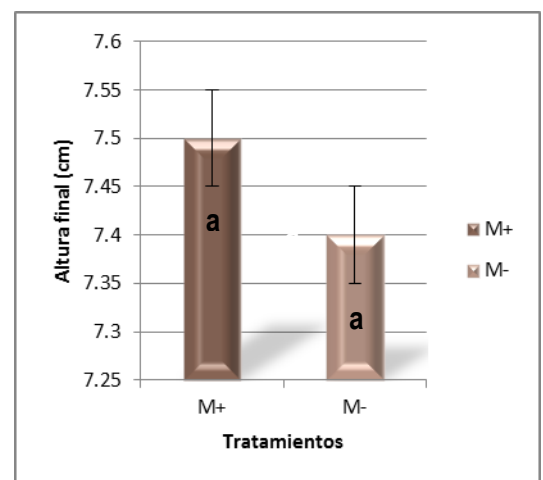
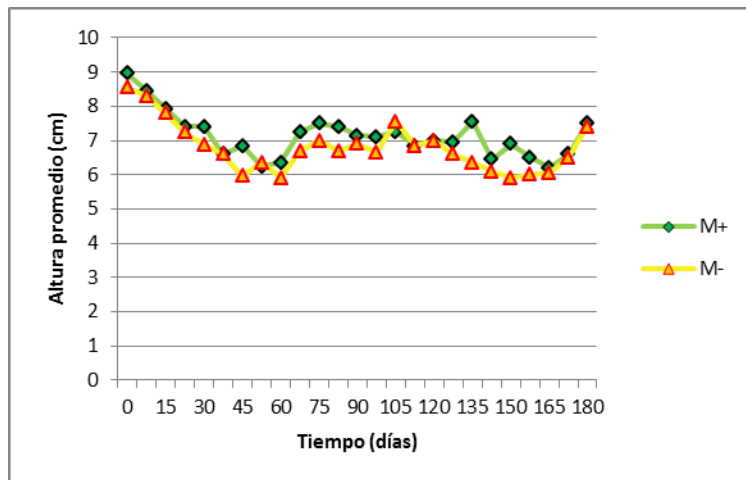


Gráfico 12. Cobertura de *Myrtillocactus geometrizans* durante el experimento. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas.

*Opuntia microdasys* no presenta diferencias significativas entre tratamientos para la altura promedio, altura final, TCR y cobertura (Gráfico 13, 14, 15 y 16), lo que probablemente se deba a que bajo condiciones de estrés hídrico, la micorrización favorezca otros aspectos de las plantas de *O. microdasys* como pueden ser su establecimiento y supervivencia.



Gráficos 13 y 14. Altura promedio y altura al final del experimento de *Opuntia microdasys*. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Valores con letras iguales no son estadísticamente significativos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

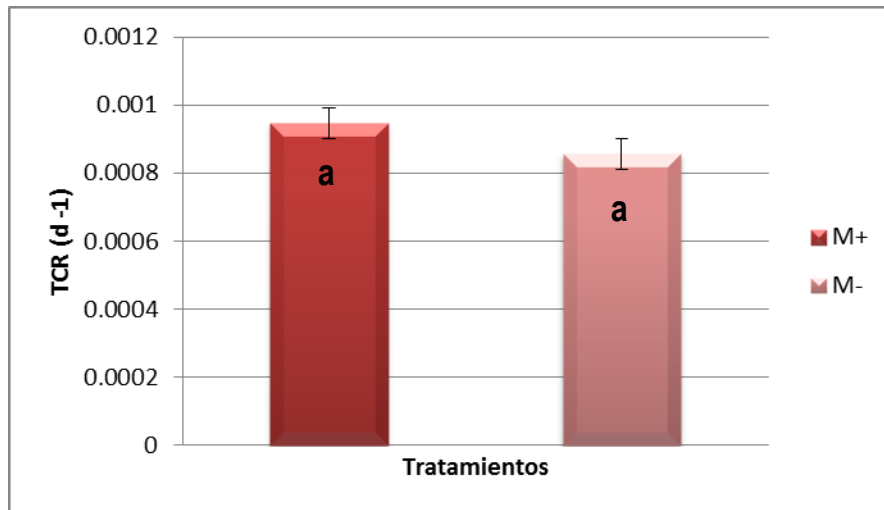


Gráfico 15. TCR de *Opuntia microdasys* al final del experimento. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Valores con letras iguales no son estadísticamente significativos ( $p \leq 0.05$ ).

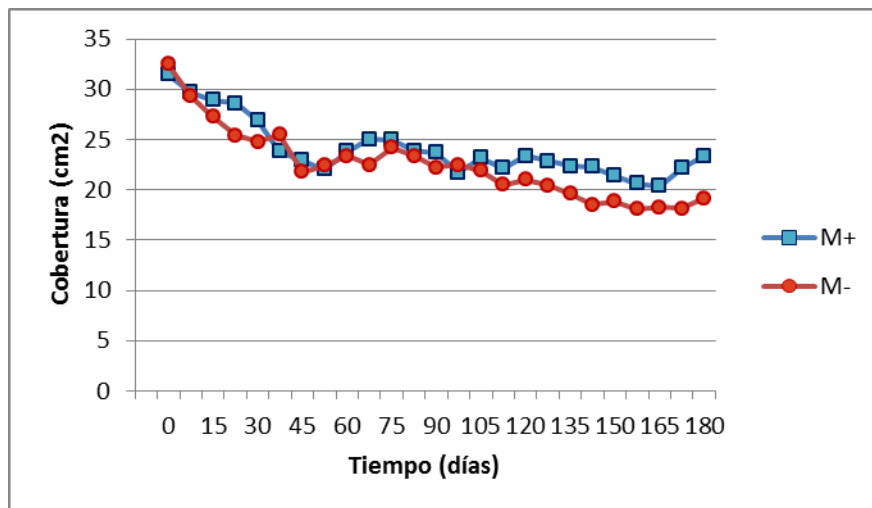
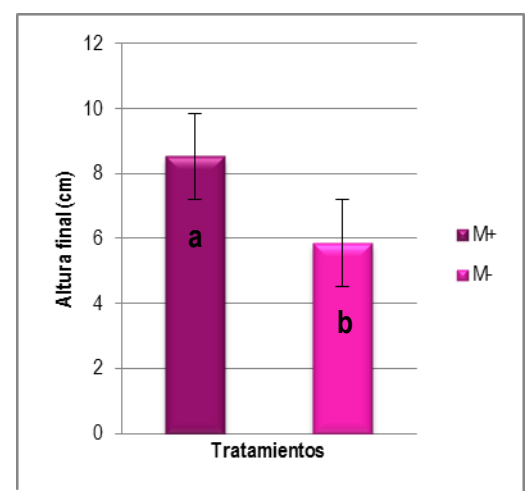
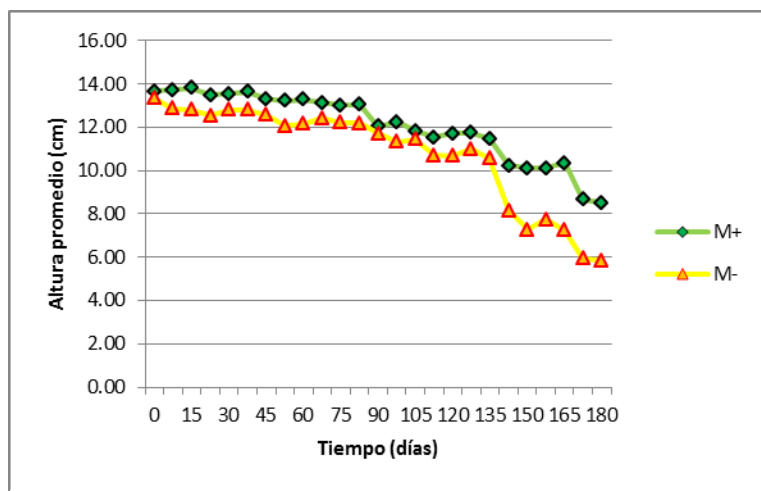


Gráfico 16. Cobertura de *Opuntia microdasys* durante el experimento. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas.

En cuanto a *Sedum moranense*, se registraron diferencias significativas entre tratamientos para la altura promedio ( $p= 0.0320$ ) y altura final con un valor de  $p= 0.0048$  (Gráficos 17 y 18) y para la cobertura  $p<0.0001$  (Gráfico 20) al aplicar la prueba de Kruskal Wallis. Hubo un crecimiento mayor en los individuos micorrizados con respecto a los no micorrizados. Mientras que para TCR (Gráfico y 19) no se encontraron diferencias estadísticas significativas, aunque las plantas que fueron inoculadas con el tratamiento micorrícico sí presentan un mayor crecimiento.

Bertness y Callaway (1994) sugieren que las especies de *Sedum* actúan como competidores en condiciones productivas y como facilitadores en condiciones de sequía. Hay varios mecanismos que podrían contribuir a la facilitación. Primera, la competencia reduce el tamaño de la planta y la hace menos susceptible a la sequía. Segundo, el enfriamiento del suelo disminuye el estrés abiótico experimentado por otras especies (Butler y Orians, 2009). Tercera, las especies de *Sedum* reducen la pérdida de agua del sustrato. Aunque la mayoría de las plantas aceleran la pérdida de agua del suelo, a través de la transpiración, con *Sedum* spp. (comúnmente utilizado en techos verdes), se retiene más agua que sólo con macetas y suelo (Wolf y Lundholm, 2008). Una estrategia para resistir tales condiciones es la asociación con hongos micorrícicos arbusculares, la cual, permite a la planta aclimatarse y continuar con la asimilación de nutrientes en las etapas sucesivas del desarrollo (Ruiz-Lozano *et al.*, 1995; Bhoopander y Mukerji, 2004).



Gráficos 17 y 18. Altura promedio y altura al final del experimento de *Sedum moranense*. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Valores con letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

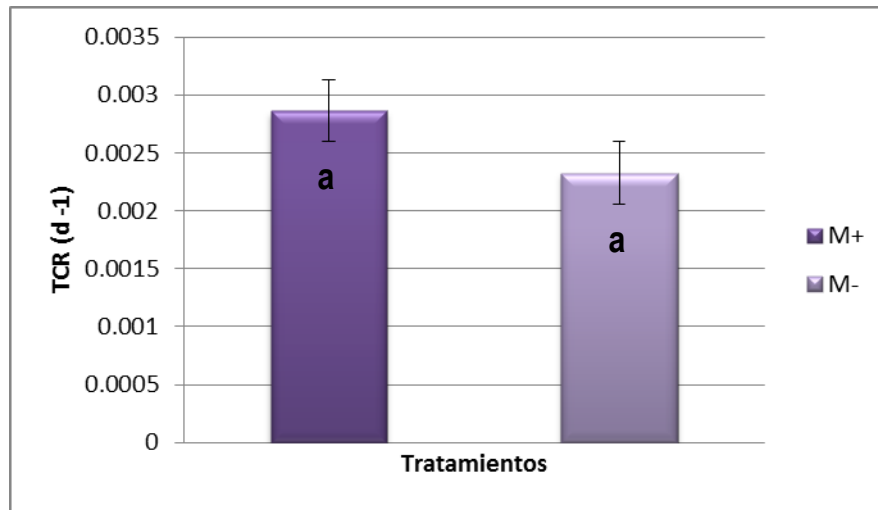


Gráfico 19. TCR de *Sedum moranense* al final del experimento.  
 Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas.  
 Valores con letras iguales no son estadísticamente significativos ( $p \leq 0.05$ ).

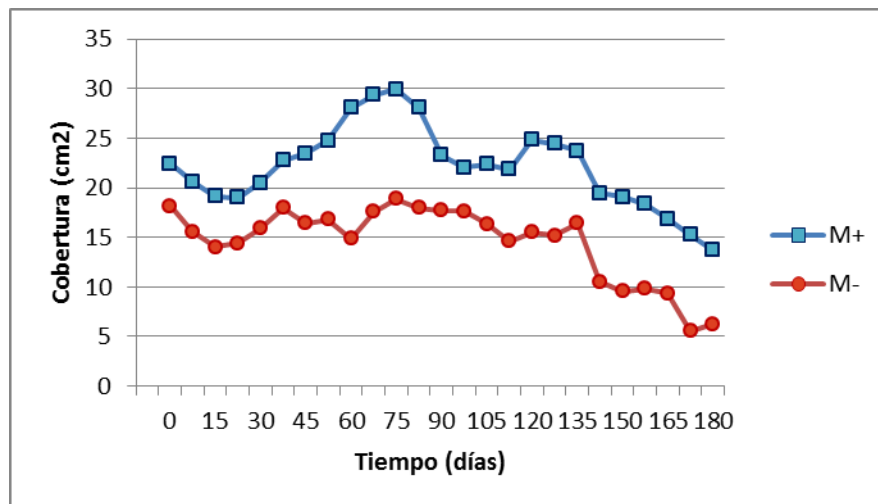


Gráfico 20. Cobertura de *Sedum moranense* durante el experimento.  
 Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas.

**Cuadro 7. Resumen de resultados obtenidos de los parámetros: altura, cobertura, tasa de crecimiento relativa (TCR) y supervivencia por especie. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. (\*) Diferencias significativas  $p \leq 0.05$ .**

Parámetro	Especie	Tratamiento		Observaciones
		M+	M-	
	• <i>Haworthia f.</i>			
Supervivencia %		100	100	La supervivencia al final del experimento fue total.
Altura inicial (cm)		8.90	9.12	Tanto en las plantas M+ como en las M-, la altura se mantuvo. La diferencia es prácticamente nula al inicio y al final del periodo, sin embargo para la altura promedio sí se presentaron diferencias significativas, siendo las plantas con inóculo las que registraron una altura mayor. $p=0.0003^*$
Altura final (cm)		5.9	5.2	
Altura promedio (cm)		6.94*	5.97*	
TCR ( $d^{-1}$ )		0.0029*	0.0023*	Se presentaron diferencias significativas entre tratamientos. $p=0.0380^*$ . El lote M+ obtuvo una TCR mayor.
Cobertura ( $cm^2$ )		20.47	19.67	El diámetro fue ligeramente mayor en las plantas M+.
	• <i>Mammillaria h.</i>			
Supervivencia %		100	100	Supervivencia total al finalizar el periodo de 25 semanas.
Altura inicial (cm)		10	9.68	El grupo M+ obtuvo una altura mayor con respecto al grupo M-, tanto al inicio como al final del experimento. Se registraron diferencias significativas entre tratamientos para la altura promedio a favor del grupo M+, con un valor de $p=0.0008^*$
Altura final (cm)		8	6.85	
Altura promedio (cm)		7.86*	7.14*	
TCR ( $d^{-1}$ )		0.0009	0.0008	No existen diferencias entre tratamientos.
Cobertura ( $cm^2$ )		23.76	23.02	El crecimiento en diámetro de ambos tratamientos fue similar.
	• <i>Myrtillocactus g.</i>			
Supervivencia %		100	100	La supervivencia fue total en ambos tratamientos.
Altura inicial (cm)		12.15	10.95	Se presentó un incremento en la altura para las plantas M+, tanto al inicio como al final del estudio. Para la altura promedio se registraron diferencias significativas $p < 0.0001^*$ . Siendo las plantas M+ las que obtuvieron un crecimiento mayor.
Altura final (cm)		11.9	10.3	
Altura promedio (cm)		10.62*	9.95*	
TCR ( $d^{-1}$ )		0.0003	0.0001	No se encontraron diferencias significativas entre tratamientos.
Cobertura ( $cm^2$ )		14.01*	12.05*	La cobertura fue mayor en el grupo M+, con respecto al M-. Se presentaron diferencias significativas con un valor de $p=0.0198^*$
	• <i>Opuntia m.</i>			
Supervivencia %		100	100	Se obtuvo una supervivencia total para los dos tratamientos.
Altura inicial (cm)		8.95	8.55	La altura inicial y final se mantuvo, tanto para M+ como para M-. Los individuos M+, obtuvieron un promedio ligeramente mayor el altura con respecto a los M-.
Altura final (cm)		7.5	7.4	
Altura promedio (cm)		7.13	6.79	
TCR ( $d^{-1}$ )		-0.0023	-0.0025	La diferencia entre tratamientos es prácticamente nula.
Cobertura ( $cm^2$ )		24.19	22.39	Se obtuvo un aumento en diámetro para el lote M+.
	• <i>Sedum m.</i>			
Supervivencia %		92.5	80	La supervivencia en el grupo M+ fue mayor. Sin embargo no se obtuvieron diferencias estadísticas significativas.
Altura inicial (cm)		13.68	13.34	Las diferencias son significativas entre tratamientos para la altura final, $p=0.0048^*$ . Tanto al inicio como al final del estudio hubo un incremento en altura en las plantas M+. La altura promedio registró diferencias estadísticas significativas $p=0.0320^*$ ; siendo el tratamiento M+ el que obtuvo un aumento mayor.
Altura final (cm)		8.53*	5.85*	
Altura promedio (cm)		12.06*	10.82*	
TCR ( $d^{-1}$ )		0.0029	0.0023	No existen diferencias entre tratamientos.
Cobertura ( $cm^2$ )		22.32*	14.64*	Existen diferencias significativas entre tratamientos, con un valor de $p < 0.0001^*$ . Los individuos M+ tuvieron un crecimiento mayor con respecto a los M-.
<i>Haworthia f.</i> = <i>Haworthia fasciata</i> , <i>Mammillaria h.</i> = <i>Mammillaria hahniana</i> , <i>Myrtillocactus g.</i> = <i>Myrtillocactus geometrizans</i> , <i>Opuntia m.</i> = <i>Opuntia microdasys</i> , <i>Sedum m.</i> = <i>Sedum moranense</i> , * = Presenta diferencias significativas.				



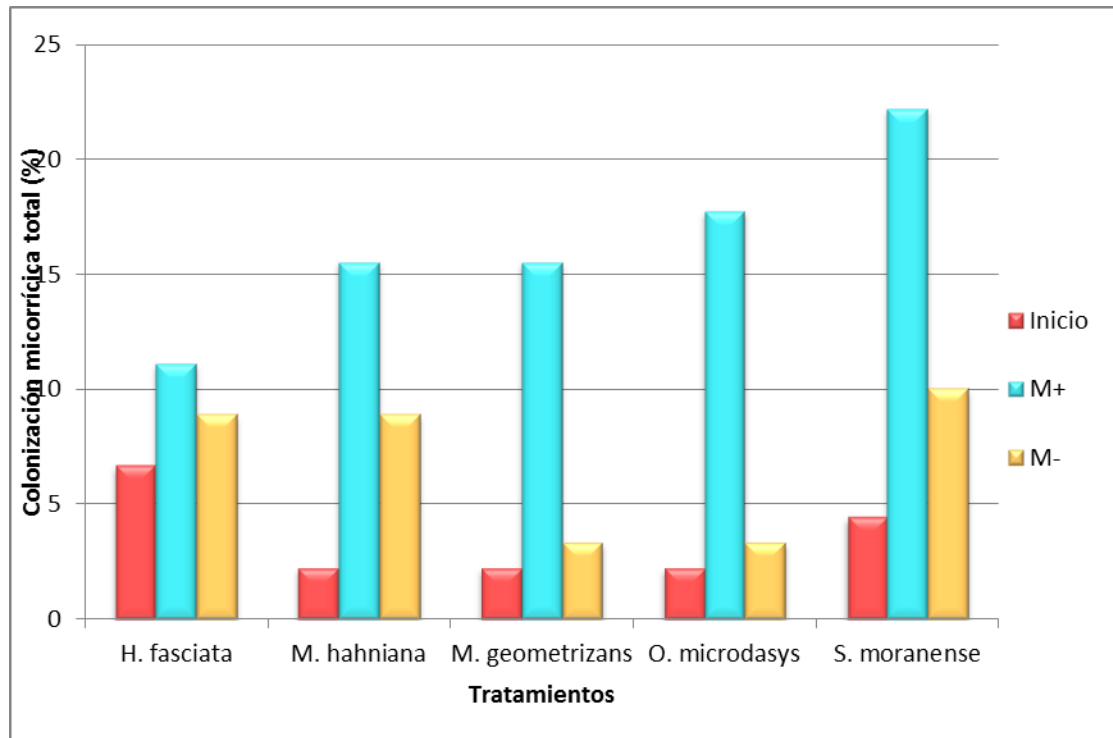
### 7.5. Porcentaje de colonización micorrícica en plantas.

El porcentaje de colonización micorrícica total se obtiene por el número de hifas, vesículas y/o arbuscúlos encontrados en el total de campos observados. La colonización total fue mayor en las cinco especies de plantas para el tratamiento micorrizado con respecto al no micorrizado y al porcentaje que se obtuvo al inicio del experimento (Cuadro 8). *Sedum moranense* y *Opuntia microdasys* fueron las especies que registraron un porcentaje más alto en comparación con el resto de las especies que obtuvieron una menor colonización (Gráfico 21). Pezzani *et al.* (2006) propone que las especies que presentan mayores porcentajes de colonización suelen tener alta dependencia micorrícica. Estos resultados sugieren que *S. moranense* y *O. microdasys* necesitan de la asociación con los HMA para obtener suficiente cantidad de nutrimentos que les permitan desarrollarse.

Además, el grado de colonización micorrícica depende también de otros factores, entre ellos está la compatibilidad genética de los hongos simbioses con el hospedero, exudados de la raíz, pH, salinidad, temperatura y humedad (Nobel, 1998). Las esporas de los hongos micorrícicos son inhibidas en su germinación, bajo condiciones de estrés hídrico, teniendo como consecuencia una colonización deficiente de las raíces (Rodríguez 2002) como es el caso de *H. fasciata*.

**Cuadro 8. Porcentaje de colonización micorrícica total por especie. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas.**

Especie	Colonización micorrícica inicial % (antes del experimento)	Colonización micorrícica final % (después del experimento)	
		M+	M-
<i>H. fasciata</i>	6.66	11.11	8.88
<i>M. hahniana</i>	2.22	15.55	8.88
<i>M. geometriza</i>	2.22	15.55	3.33
<i>O. microdasys</i>	2.22	17.77	3.33
<i>S. moranense</i>	4.44	22.22	9.99



**Gráfico 21. Porcentaje de colonización micorrícica total en las cinco especies que componen el mosaico al final del experimento. Abreviaciones: M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas.**

Los HMA forman asociaciones simbióticas efectivas con las raíces de las especies utilizadas. En *H. fasciata* y *M. hahniana* (Figuras 17 y 18) se observan hifas intrarradicales, estructuras que se encuentran a menudo extendidas entre o dentro de las células corticales de la raíz conectando vesículas y arbusculos. Las hifas intrarradicales forman a veces rizos o lazos dentro de células corticales. También se encontraron en *H. fasciata*, *M. hahniana*, *O. microdasys* y *S. moranense*, vesículas encargadas de almacenar productos como lípidos y citoplasma (Figuras 17, 18, 19, 20 y 22) son estructuras globosas y se forman en la punta de las hifas (Sánchez, 2005).

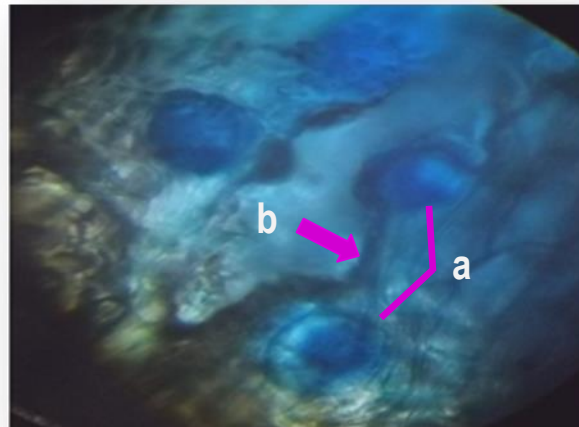
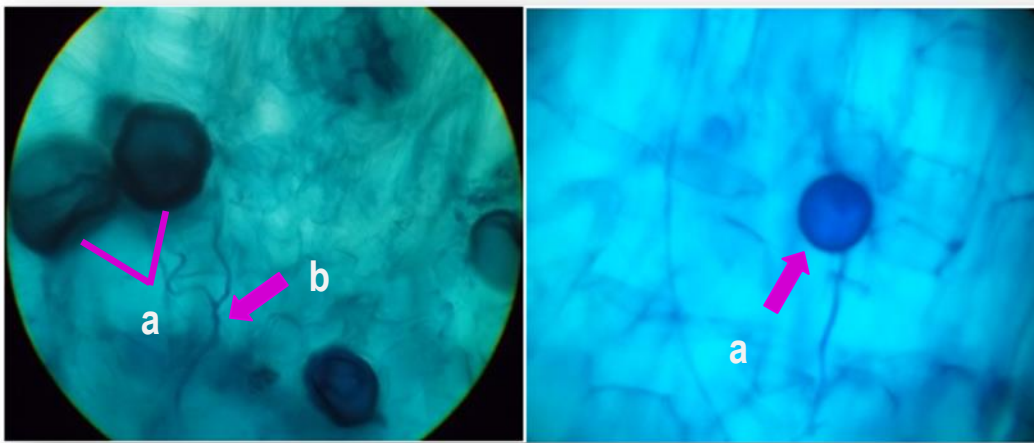


Figura 17. Vesículas (a) e hifas (b) observadas en *Haworthia fasciata*.



Figuras 18 y 19. Vesículas (a) e hifas (b) observadas en *Mammillaria hahniana*.

En *Myrtillocactus geometrizans* (Figura 21), se observa micelio externo que se desarrolla a partir de las hifas exploradoras que se ramifican y forman estructuras ramificadas de absorción (BAS por sus siglas en inglés); estas estructuras podrían estar implicadas en la captación de nutrientes minerales y se ha observado que sólo se forman cuando el contacto entre el HMA y la raíz ha sido fructífero. Los BAS pueden presentarse solos o asociados a esporas (Carlson, 1990; Brundrett y Abbott, 1994; González-Chávez *et al.*, 1998; Bago *et al.*, 2000; Hause y Fester, 2005). Las esporas se desarrollan sobre una o más

hifas sustentoras (Figura 20) en el suelo o en las raíces. Contienen lípidos, citoplasma y miles de núcleos (1000-3850). Presentan paredes densas con más de una y pueden funcionar como propágulos. Se forman cuando los nutrientes disminuyen removiéndose de la raíz (Sánchez, 2005; Smith y Read, 1997).

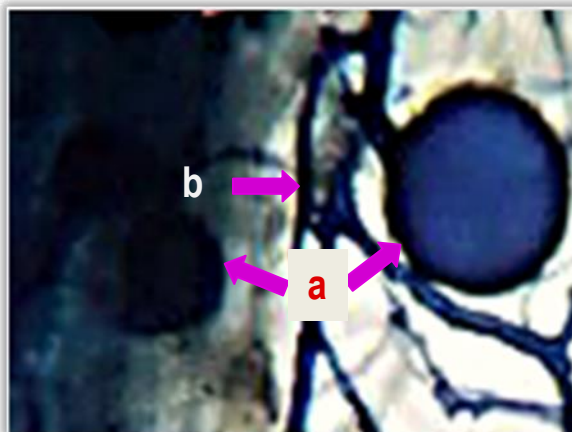


Figura 21. Esporas (a) y micelio externo (b) en *Myrtillocactus geometrizans*.

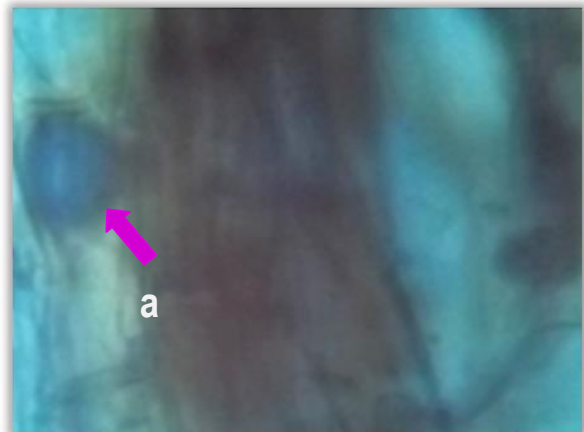


Figura 20. Vesícula (a) observada en *Opuntia microdasys*.

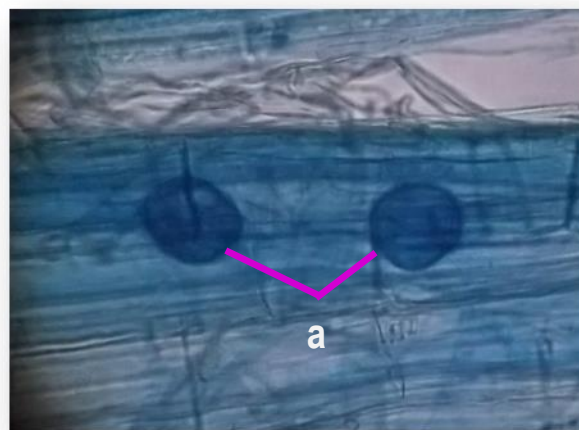


Figura 22. Vesículas (a) observadas en *Sedum moranense*.

### 7.6. Costos de instalación del modelo de naturación de azoteas.

El costo total por contenedor es de \$166.40 M.N. y por m<sup>2</sup> es de \$998.40 M.N. (Cuadro 9), considerando que se requieren seis contenedores para 1 m<sup>2</sup>. Estos precios son correspondientes a diciembre del 2011.

El modelo para naturar azoteas que se analizó en este trabajo tiene un peso de 63.54 kg por m<sup>2</sup> en estado saturado, ajustándose a los requerimientos de la naturación extensiva (mantenimiento muy bajo o casi nulo, con un peso a capacidad máxima de agua de 110 a 140 kg/m<sup>2</sup> y un sustrato no mayor a los 18 cm), de acuerdo a la Norma Ambiental para el Distrito Federal NADF-013-RNAT-2007, que establece las especificaciones técnicas para la instalación de sistemas de naturación en el Distrito Federal.

Cuadro 9. Costos del material empleado por contenedor y por m<sup>2</sup>.

Material	Por contenedor		Por 1 m <sup>2</sup>	
	Cantidad	Costo	Cantidad	Costo
➤ <i>Haworthia f.</i>	1 pza.	\$5	6 pzas.	\$30
➤ <i>Mammillaria h.</i>	1 pza.	\$25	6 pzas.	\$150
➤ <i>Myrtillocactus g.</i>	1 pza.	\$25	6 pzas.	\$150
➤ <i>Opuntia m.</i>	1 pza.	\$5	6 pzas.	\$30
➤ <i>Sedum m.</i>	4 pzas.	\$1	24 pzas.	\$6
➤ Contenedor	1 pza	\$70	6 pzas.	\$420
➤ Olla de barro	1 pza.	\$10	6 pzas.	\$60
➤ Esponja	10 cm	\$1	60 cm	\$6
➤ Sílica	4 kg	\$6	24 kg	\$36
➤ Suelo	2 kg	\$5	12 kg	\$30
➤ Tezontle	1.5 kg	\$1.50	9 kg	\$9
➤ Tul	50 cm	\$4.50	300 cm	\$27
➤ Manta de cielo	25 cm	\$6	150 cm	\$36
➤ Peyón	80 cm	\$1.40	480 cm	\$8.4
	<b>Total</b>	<b>166.40</b>	<b>Total</b>	<b>998.40</b>

## VIII. CONCLUSIONES

- ✓ Los HMA son determinantes en la supervivencia de las plantas, ya que aunque estuvieron sometidas a factores ambientales de estrés como frío, temperaturas intensas y sequía, se registró un alto porcentaje de individuos en ambos tratamientos al finalizar las 25 semanas.
- ✓ Aunque se observa un ligero aumento en el crecimiento de las cinco especies de plantas micorrizadas, sólo *M. hahniana* tuvo diferencias significativas en su TCR a lo largo del experimento, si bien se logró establecer la simbiosis entre los HMA y las plantas utilizadas en este estudio, la inoculación no favoreció significativamente su crecimiento, ya que en condiciones adversas, la tolerancia implica un coste energético que supone un menor crecimiento pero a cambio tiene una mayor probabilidad de supervivencia.
- ✓ *M. geometrizans* y *S. moranense* presentaron diferencias significativas entre tratamientos en cuanto a mayor cobertura a favor de las plantas micorrizadas, debido probablemente a que su velocidad de crecimiento en diámetro es mayor que la del resto de las especies.
- ✓ El grado de colonización micorrícica tuvo un incremento en el grupo inoculado respecto al no inoculado, sin embargo *O. microdasys* y *S. moranense* presentaron un porcentaje mayor, lo que indica su dependencia micotrófica.
- ✓ El modelo para naturalizar azoteas analizado en este trabajo es eficiente y práctico, puesto que favorece la supervivencia de las especies utilizadas y cultivadas en contenedores bajo un sistema de cero riego y bajo mantenimiento en un periodo de 25 semanas, se puede mover e instalar fácilmente, además de los grandes beneficios sociales y medioambientales que implica el tener un sistema de naturalización como este.

## IX. RECOMENDACIONES

- *H. fasciata* demostró ser una planta muy sensible a la exposición directa del sol y a la sequía, por lo que es recomendable sustituirla por una especie que sea más tolerante a estas condiciones, podría ser otra cactácea o crasulácea.
  
- Sería favorable poner más individuos de *S. moranense* en cada contenedor, debido a que esta especie proporciona sombra y protección al resto de las plantas, además de su capacidad para reducir la pérdida de agua del sustrato.
  
- Tomando en cuenta que la eficacia de la simbiosis micorrícica varía con el hongo, el hospedero, el sustrato y las condiciones ambientales, sería conveniente evaluar otras respuestas de las plantas que arrojen más resultados en cuanto a los efectos producidos por los HMA, ya que en este estudio no se registraron diferencias significativas en todos los parámetros analizados.

## X. LITERATURA

- Alarcón A., 2008, Los hongos micorrízicos como biotecnología en la propagación y manejo de plantas en viveros, *Microbiología, Colegio de Posgraduados, No., 1, año 1, D.F., México*, pp. 19-23.
- Alarcón A., Almaraz J.J., Ferrera-Cerrato R., González-Chávez M., Lara M., Manjarrez M.J., Quintero R., Santamaría S., 2004, Manual: Tecnología de hongos micorrízicos en la producción de especies forestales en vivero, Colegio de Postgraduados Montecillo, SEMARNAT-PRONARE, Distrito Federal, México.
- Alexandri E., Jones P., 2008, Temperature decreases in an urban canyon due to green walls and green roofs in diverse climates, *Building and Environment* p.43, pp.480–493.
- Allen B.E., Allen M.F., 1990, The mediation of competition by mycorrhizae in successional and patchy environments, in: J.B. Grace, D. Tilman, (eds), *Perspectives on Plant Competition*, Academic Press, London, p. 484.
- Allen M.F., 2007, Mycorrhizal fungi: Highways for water and nutrients in arid soils, *Vadose Zone Journal* 6:291-297.
- Arias M.S, Gama L.S, Guzmán L.U, 1977, Cactácea A.L. Juss. In: *Flora del Valle de Tehuacán*, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F. pp. 1-146.
- Augé R.M., Soil J., 2004, Arbuscular mycorrhizae and soil/plant water relations, 84: 373-381.
- Azcón R., 2000, Papel de la simbiosis micorrízica y su interacción con otros microorganismos rizosféricos en el crecimiento vegetal y sostenibilidad agrícola, En: *Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular*, Alarcón A. y Ferrera-Cerrato (eds.), IRENAT-Colegio de Postgraduados, Montecillo, Mundi Prensa, México, p. 251.
- Azcon-Aguilar C., Barea J., 1981, Field inoculation of medicago with va-mycorrhiza and *rhizobium* in phosphate fixing agricultural soil, *Soil Biol Biochem* 13: 19-22.
- Bago B., Azcón A.C., Shachar H., Pfeiffer 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., Ferrera-Cerrato, R. (eds.), IRENAT-Colegio de Postgraduados Montecillo, Mundi- Prensa, México, 78-92.



- Bainbridge D.A, 2001, Buried clay pot irrigation: A Little know but very efficient traditional method of irrigation, *Agricultural Water Management*, 48: 79-88.
- Barea J.M., Azcón-Aguilar C., 1983, Mycorrhiza and their significance on nodulating nitrogen fixing plants, *Adv. Agron.* 36: 1-54.
- Barker S., Tagu D., Delp G., 1998, Regulation of root and fungal morphogenesis in mycorrhizal symbiosis, *Plant Physiology* 116: 1201-1207.
- Barreno E., 1991, *Biotecnología forestal: Micorrizas, bosques, erosión y agricultura*, Departamento de Biología vegetal, Botánica, Facultad de ciencias Biológicas, Universidad de Valencia, España, p.17.
- Bastow Wilson J., *Assembly rules in plant communities in: Ecological Assembly Rules: Perspectives, advances, retreats* (eds. Weiher E. & Keddy P.) 1999, (Cambridge University Press, Cambridge, Gran Bretaña,) pp.130-164.
- Berndtsson, J.C., 2010, Green roof performance towards management of runoff water quantity and quality: A review, *Ecological Engineering*, 36: 351-360.
- Bertness M.D., Callaway R., 1994, Positive interactions in communities, *Trends Ecol.*, vol. 9 (5), 191-193.
- Bhoopander, G.K y Mukerji, G., 2004, Mycorrhizal inoculants alleviates salt stress in *Sesbania aegyptiaca* and *Sesbania grandiflora* under field conditions: evidence for reduced sodium and improved magnesium uptake, *Mycorrhiza*, 14:307-312.
- Blaszkowski J., 2009, página web oficial <http://www.lrz-muenchen.de/~schuessler/amphylo/>
- Bolan N.S., 1991, A critical review on the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants, *Plant and soil*, 134: 189-207.
- Bonfante-Fasolo P., 1984, Anatomy and morphology of VA micorrhizae. In: *VA Mycorrhiza*, Powell, C.E. & D.J. Bagyaraj (eds.), CRC Press, Boca Ratón, pp. 5-33.
- Borie F., Rubio R., Schalchli C., 1998, Micorrizas arbusculares y actividad fosfatásica de diez cultivares de trigo, *Agric. Téc.*, 58(1): 47-55.
- Bouyoucos G.S., 1936, Directions for making mechanical analysis of soils by hydrometer method, *Soil Sci.*, EUA, Vol. 4, pp. 225-228.
- Bravo H.H, 1978, *Las cactáceas de México*, Vol.1, Universidad Nacional Autónoma de México, México D.F, p.743.

- Briz J, 2004, Naturación Urbana: Cubiertas Ecológicas y Mejora Medioambiental, 2ª Edición, Grupo Mundi-Prensa, España, p.8, 105.
- Brundrett C.M., Abbott, K.L., 1994, Mycorrhizal fungus propagules in the jarrah forest: I. Seasonal study of inoculum levels, *New Phytologist*, 127: 539-546.
- Butler C., Oriens C.M., 2009, Sedum facilitates the growth of neighboring plants on a green roof under water limited conditions, Paper presented at the Annual Greening Rooftops for Sustainable Communities Conference, Atlanta, G.A.
- Carlson R.P., 1990, Biología de la producción de cultivos, AGT., México, 6: 201-217.
- Carrillo-García E., Bashan.Y., Linderman R., 2000, Assessment of VA mycorrhizal inoculum potential in relation to the establishment of cactus seedlings under mesquite nurse-trees in the Sonoran Desert, *Applied Soil Ecology* 14: 165-175.
- Chamizo CA., Ferrera Cerrato R., Varela L., 1998, Identificación de Especies del consorcio Género *Glomus*, *Rev. Mex. Micol.* . 14:37-40
- Charles E. D.A., Doley D., Rimmington G.M., 1986, Modelling plant growth and development, Academic Press, Marrickville, Australia, pp.10-14.
- Company T.G., 2008, History of Green Roofs (<http://www.garlandco.com/green-roof-history.html>).
- Coronada H.M., 1990, Conservación y Consumo de Recursos Silvestres: Garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*), Universidad Autónoma Metropolitana, México, D.F, p.25.
- Costa M., Güemes J., Bento C., Estrelles E., Riera J., Carrau M., 2001, El jardín botánico de la Universidad de Valencia, Universidad de Valencia, p.101.
- Cruz C., Egsgaard H., Trujillo C., Ambus P., Requena N., Martins L.M.A., Jacobsen I., 2007, Enzymatic evidence for the key role of arginine in nitrogen translocation by arbuscular mycorrhizal Fungi, *Plant Physiology*, 144: 782-792.
- Díaz Hernández I. S., 2012, Mosaicos de plantas inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) para la naturación de azoteas bajo un sistema de riego por goteo, Tesis de Licenciatura para obtener el título de Biólogo, FES Zaragoza, UNAM.

- Eissenstat D.M., Newman E.I., 1990, Seedling establishment near large plants: effects of vesicular-arbuscular mycorrhizas on intensity of plant competition, *Funct, Ecol.* 4: 95-99.
- Espinosa V.D., 2000, Diálogo molecular, Hongo micorrízico arbuscular-raíz en: *Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular*, Alarcón A., Ferrera C. R. (eds.). IRENAT-Colegio de Postgraduados Montecillo Mundi Prensa, México, pp. 93-116.
- Ferrera-Cerrato R., Alarcón A., 2003, La eficacia de un mexicano endógeno arbuscular consorcio hongos micorriza en dos cultivares de *Carica papaya* L. depende de la interacción de sus propios tres componentes fúngicas, *En Actas de la IV Internacional Conferencia de las micorrizas, ICOM4* 10 al 15 agosto 2003, p.167.
- Finlay D.R., 2008, Ecological aspects of mycorrhizal symbiosis: with special emphasis on the functional diversity of interactions involving the extraradical mycelium, *Journal of Experimental Botany*, Vol. 5. 5: 1115-1126.
- García B.F.J., Roselló C. J., Santamarina S.M., 2006, Introducción al Funcionamiento de las plantas, Universidad Politécnica de Valencia, UPV, pp. 35-37.
- Gerdermann J.W, Nicolson T.H., 1963, Spores of micorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting, *Trans Br Mycol Soc.*, 46:235-244.
- Glass C.E., 1998, Guía para la identificación de cactáceas amenazadas de México, Vol.I, Comisión Nacional para el Fomento y Uso de la Biodiversidad, Fideicomiso Fondo para la Biodiversidad, México, p.46.
- González-Chávez, C., Ferrera-Cerrato, R., Pérez, M.J., 1998, Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura, Universidad Autónoma Veracruzana y Colegio de Postgraduados, México, p.131.
- Guadarrama-Chávez P., Camargo R.S.L., Hernández C.L., Castillo A.S., 2007, Los hongos micorrizógenos arbusculares de la región de Nizanda, Oaxaca, Mexico, *Bol.Soc.Bot.Méx.*, 81:131-137.
- Gudiña V., 2009, Jardines en azoteas podrían ayudar a combatir la contaminación (Publicado en 2007), Consulta electrónica, <http://elblogverde.com/jardines-en-azoteas-podrian-ayudar-a-combatir-la-contaminacion/>
- Harley J.L., Smith S.E., 1983, Mycorrhizal symbiosis, Academic Press, Londres, pp. 483.

- Hause, B., Fester, T., 2005, Molecular and biology of arbuscular mycorrhizal symbiosis, *Plant* 221: 184-196.
- Hernández M.H., 2006, La vida en los desiertos mexicanos, Fondo de cultura económica, México, p.21, 23.
- Imyunku, 2009, Learning About Urban Heat Islands, Pusan National University, Retrieved 2009-06-18.
- Jackson M.L., 1964, Traducción al español por J. Beltrán M., Análisis químico de suelos, Omega, Barcelona, España, 662 pags.
- Jackson, M. L., 1982, Análisis químico de suelos, Omega, Barcelona, España.
- Jarvis J., 2006, Foliage for florists, The society of floristry Ltd, Slovenia, p. 96.
- Koide R., Mosse B., 2004, A history of research on arbuscular mycorrhiza. *mycorrhiza* 14: 145-163.
- Kumar R., Kaushik S.C., 2005, Performance evaluation green roof and shading for thermal protection of buildings, *Building and Environment* 40: 1505-1511.
- Luna C.L.A., 2005, Influencia de Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA) sobre el desarrollo de *Agave salmiana* (Agavaceae) y *Opuntia streptacantha* (Cactaceae) en condiciones de invernadero, Tesis de Licenciatura para obtener el título de Biólogo, FES Zaragoza, UNAM.
- Lynch J., Whipps J., 1990, Substrate flow in the rhizosphere, *Plant and Soil*, 129: 1-10.
- Mansfeld-Giese K., Larsen J., Bodker L., 2002, Bacterial populations associated with mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*, *Microbiological Ecology*, pp. 133-141.
- Marschner H., Dell B., 1994, Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis, *Plant and soil* 159: 89-102.
- Mehrotra V.S., Baijal U., 1995, Efectos de la inoculación solos y en mezcla de hongos VAM sobre el crecimiento y rendimiento de girasol (*Helianthus un nuus* L.). *Filipinas J. Sci.*,124:183-201.
- Mendoza J., Borie F.,1998, Effect of *Glomus etunicatum* inoculation on aluminum, phosphorus, calcium and magnesium uptake of two barley genotypes with different aluminum tolerance, *Commun, Soil Sci. Plant Anal.* 29: 5-6.
- Miller R.M., 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, American Society of Agronomy* 54: 29-44.

- Monroy A. A., 2009, Micorrizas: Una historia de las alianzas de la naturaleza, *Conversus*. 82: 22-25.
- Montaño, N.M., Camargo R., S.L., García S., R., Monroy A., A. (eds.), 2008. Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos (Arbuscular mycorrhizae in arid and semi-arid ecosystems), Mundi-Prensa, Instituto Nacional de Ecología-SEMARNAT, UAM-Iztapalapa, FES Zaragoza-UNAM. México, Distrito Federal, p.26.
- NADF-013-RNAT-2007, Norma Ambiental para el Distrito Federal, que establece las especificaciones técnicas para la instalación de sistemas de naturación en el Distrito Federal. [http://www.sma.df.gob.mx/sma/links/download/archivos/norma\\_naturacion\\_NADF-013-RNAT-2007.pdf](http://www.sma.df.gob.mx/sma/links/download/archivos/norma_naturacion_NADF-013-RNAT-2007.pdf)
- Nobel P.S., 1998, Los incomparables agaves y cactus, Ed. Trillas, México, D.F. México, pp. 211.
- Norma Oficial Mexicana (NOM-021-RECNAT-2000), Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, Estudios, muestreos y análisis.
- Pawlowska T., Charvat I., 2004, Heavy-metal stress and developmental patterns of arbuscular mycorrhizal fungi., *Appl., Environ., Microbiol.*, 70: 6643-6649.
- Pérez-Calix E., 2008, Crassulaceae, En: Rzedowski G.C. y Rzedowski J. (eds.), Flora del Bajío y de regiones adyacentes, Fascículo 156, Instituto de Ecología-Centro Regional del Bajío, Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Pátzcuaro, Michoacán, México, p.114
- Peterson R.L., 1992, Adaptations of root structure in relation to biotic and abiotic factors. *Can. J. Bot.* 70: 661-675.
- Peterson R.L., Massicotte H.B., Melville L.H., Phillips F., 2006, Mycorrhiza: anatomy and cell biology (electronic resource), NRC Research Press.
- Pezzani F. C., Montaña, Guevara R., 2006, Associations between arbuscular mycorrhizal fungi and grasses in the sucesional context of a two phase mosaic in the Chihuahuan Desert, *Mycorrhiza*, 16:285-295.

- Phillips J.B., Hayman D.S, 1970, Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection, Transactions of the British Mycological Society, 55: 158-160.
- Raven P.H., Evert R.F., Eichhorn S.E., 1992, Biología de las plantas, Editorial Reverté, España, Volumen 2, p.445.
- Redecker D., Kodner R., Graham L. E, Glomalean hongos del Ordovícico, Science 2000; 289:1920 – 1921.
- Richards L.A., 1954, Diagnosis and improvement of Saline and Alkaline Soils, US Salinity Laboratory Staff, USDA Agriculture Handbook, USA, No. 60, 160 pags.
- Rivas R., 1996, Cactáceas y suculentas del Jardín Botánico de Lankester, Universidad Estatal a Distancia, p.70.
- Rodríguez H.G., 2002, Inducción del enraizamiento en *Agave salmiana* Otto con *Agrobacterium rhizogenes* y colonización de raíces transformadas por *Glomus intraradicales*, Tesis de Doctorado, Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Universidad de Colima.
- Rodríguez-Echeverría S., 2009, Organismos del suelo: la dimensión invisible de las invasiones por plantas no nativas. Ecosistemas 18(2):32-43.
- Ruiz- Lozano, J.M., Azcon, R., Gómez, M.,1995, Effects of arbuscular-mycorrhizal *Glomus* sp. from saline soils and *Glomus deserticola* under salinity., Mycorrhiza, 10: 137-143.
- Rzedowski G. C., Rzedowski J., 2005. Flora fanerogámica del Valle de México, 2ª ed., Instituto de Ecología y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Pátzcuaro, Michoacán, México, pp. 443 – 46.
- Rzedowski J., 1994, Vegetación de México. 6a reimpresión, Ed. Noriega Limusa, México D.F.
- S.S., C.R., C.S., C.A., 2004, La micorriza arbuscular, Corporación colombiana de investigación agropecuaria, Villavicencio Mata, Colombia, p.8.
- Sailor D.J., 2008, A green roof model for building energy simulation programs. Energy and Buildings, p.40, pp.1466–1478.
- Sánchez C. M. J., 2005, Micorrizas aspectos generales, UNAM, FES-Zaragoza, México, DF., pp. 96.

- Scheinvar L., 2004, Flora cactológica del estado de Querétaro. Diversidad y riqueza., Fondo de Cultura Económica, México, pp. 32-34.
- Schüßler A., Schwarzott D., Walker C., 2001, A new phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution, Mycol. Res. 105 (12): 1413-1421.
- Simon L., Phylogeny of the Glomales: Deciphering the Past to Understand the Present. New Phytologist, Vol.133, No. 1 (May, 1996), pp. 95-101.
- Smith S. E. & Read D. J. 1997, Mycorrhizal Symbiosis, 2a. ed., Academic Press, London, pp. 605.
- Soto F. S., 2008, Ventajas socioeconómicas y medioambientales sus aplicaciones y su importancia en el proyecto de renovación de ciudad. Cubiertas ecológicas., Universidad Politécnica de Catalunya, España.
- Souchie E.L., Azcón R., Barea J.M., Saggin-Júnior O.J., Ribeiro da Silva E.M., 2006, Phosphate solubilization and synergism between P-solubilizing and arbuscular mycorrhizal fungi., esq. Agrop. Bras. 41(9): 1405-1411.
- Starr C., Taggart R., 2004, Biología la unidad y diversidad de la vida, 10a ed., Editorial Thomson, México, Volumen 2, p.192.
- 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*, Boca Raton, Florida, pp 5-26.
- Uhlig M., 2008, Cactus y otras suculentas, Hispano Europea, Barcelona, España, p.6.
- van der Heijden M., Klironomos J., Ursic M., Moutoglis P., Streitwolf-Engel R., Boller T., Wiemken A., Sanders I., 1998, Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability, and productivity, Nature 396: 69-72.
- 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. p. 88.
- Varela L., Estrada T.A., 1999, El papel de los microorganismos de la rizósfera y de la micorriza en la absorción de nutrientes minerales y agua. En: Orellana, R., Escamilla, J., Larqué-Saavedra, A. (eds). *Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos*, CICY. Mérida, Yucatán, México.

- Varela L., Trejo D., 2001, Los hongos micorrizógenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. *Acta Zoológica Mexicana, Nueva Serie No especial* 1:39-59.
- Villar F., Ruiz-Robledo J., Quero J.L., Poorter H., Valladares F., Marañón T., 2008, Tasas de crecimiento en especies leñosas: aspectos funcionales e implicaciones ecológicas, En: Valladares, F. (ed). *Ecología del bosque mediterráneo en un mundo cambiante*, Ministerio de Medio Ambiente, EGRAF, S.A., Madrid, pp. 193-230.
- Wolf D., Lundholm J.T., 2008. Water uptake in green roof microcosms: effects of plant species and water availability, *Ecol. Eng.* 33 (2), pp. 179-186.

**Páginas web:**

- <http://www.bonsaime.com/biblioteca/libro/micorrizas-y-endomicorrizas> (Consulta 2013).
- [www.biotri-ton.cl/images/diagrama.jpg](http://www.biotri-ton.cl/images/diagrama.jpg) (Consulta 2013).
- [http://www.circuloverde.com.mx/es/cont/sabias\\_que\\_construccion/Reporte\\_Congreso\\_Mundial\\_de\\_Azo\\_teas\\_Verdes\\_M\\_xico\\_2010.shtml#](http://www.circuloverde.com.mx/es/cont/sabias_que_construccion/Reporte_Congreso_Mundial_de_Azo_teas_Verdes_M_xico_2010.shtml#) (Consulta 2012).
- <http://mycorrhizas.info/> (Consulta 2013).
- Penn State Green Roof Research: About Green Roofs (<http://hortweb.cas.psu.edu/research/greenroofcenter/history.html>)» (Consulta 2012).
- Schüßler A & Walker C. 2010. Versión electrónica:  
[http://www.lrz.de/~schuessler/amphylo/species\\_infos/higher\\_taxa/](http://www.lrz.de/~schuessler/amphylo/species_infos/higher_taxa/) (Consulta 2013).



## XI. ANEXOS

### 1. Pruebas estadísticas aplicadas a la variable altura al inicio del experimento.

#### *Haworthia fasciata*

##### Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	10	8,90	1,73	0,88	0,2011
M-	10	8,12	1,34	0,90	0,3447

##### Prueba T para muestras Independientes

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)
TRAT.	ALT. INICIAL	{1}	{2}	10	10	8,90	8,12	0,78

LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
-0,67	2,23	0,4615	1,13	0,2745	Bilateral

#### *Mammillaria hahniana*

##### Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	10	10,00	1,33	0,90	0,3186
M-	10	9,68	1,10	0,92	0,4832

**Prueba T para muestras Independientes**

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)
TRAT.	ALT. INICIAL	{1}	{2}	10	10	10,00	9,68	0,32

LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
-0,83	1,47	0,5690	0,59	0,5650	Bilateral

*Myrtillocactus geometrizans*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	10	12,15	1,97	0,94	0,6380
M-	10	10,95	2,09	0,93	0,5839

**Prueba T para muestras Independientes**

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)
TRAT.	ALT.INICIAL	{1}	{2}	10	10	12,15	10,95	1,20

LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
-0,71	3,11	0,8688	1,32	0,2030	Bilateral

*Opuntia microdasys*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
----------	---	-------	------	----	-----------------

M+	10	8.95	1.64	0.95	0.7999
M-	10	8.55	0.60	0.95	0.7379

**Prueba T para muestras Independientes**

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1) -Media(2)
TRAT.	ALT.INICIAL	{1}	{2}	10	10	8.95	8.55	0.40

LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
-0.82	1.62	0.0061	0.72	0.4840	Bilateral

*Sedum moranense*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	40	13,68	2,38	0,94	0,1317
M-	40	13,34	1,84	0,96	0,5366

**Prueba T para muestras Independientes**

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1) -Media(2)
TRAT.	ALT.INICIAL	{1}	{2}	40	40	13,68	13,34	0,35

LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
-0,60	1,29	0,1147	0,73	0,4702	Bilateral

## 2. Pruebas estadísticas aplicadas a la variable altura al final del experimento.

### *Haworthia fasciata*

#### Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	10	5,90	1,10	0,93	0,6272
M-	10	5,20	0,92	0,71	0,0010

#### Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRAT.	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
ALT.FINAL	1	10	5,90	1,10	6,00	1,65	0,1660
ALT.FINAL	2	10	5,20	0,92	5,50		

### *Mammillaria hahniana*

#### Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	10	8,00	1,41	0,88	0,2049
M-	10	6,85	1,20	0,70	0,0004

**Prueba de Kruskal Wallis**

Variable	TRAT.	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
ALT.FINAL	1	10	8,00	1,41	8,00	3,02	0,0735
ALT.FINAL	2	10	6,85	1,20	6,25		

*Myrtillocactus geometrizans*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	10	11,90	2,96	0,85	0,0887
M-	10	10,30	1,90	0,89	0,2660

**Prueba T para muestras Independientes**

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)
TRAT.	ALT.FIN	{1}	{2}	10	10	11,90	10,30	1,60

LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
-0,74	3,94	0,2041	1,44	0,1677	Bilateral

*Opuntia microdasys*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	10	7,50	0,82	0,96	0,8671
M-	10	7,40	1,07	0,86	0,1348

**Prueba T para muestras Independientes**

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1) -Media(2)
TRAT.	ALT.FINAL	{1}	{2}	10	10	7,50	7,40	0,10

LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
-0,80	1,00	0,4251	0,23	0,8174	Bilateral

*Sedum moranense*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	40	8,53	4,09	0,94	0,1410
M-	40	5,85	3,98	0,88	0,0007

**Prueba de Kruskal Wallis**

Variable	TRAT.	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
ALT.INICIAL	1	40	8,53	4,09	9,00	7,87	0,0048
ALT.INICIAL	2	40	5,85	3,98	7,00		

**3. Pruebas estadísticas aplicadas a la variable altura promedio durante el experimento.**

*Haworthia fasciata*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
----------	---	-------	------	----	-----------------

M+	25	6,94	0,89	0,83	0,0004
M-	25	5,97	0,97	0,83	0,0004

**Prueba de Kruskal Wallis**

Variable	Trat.	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Alt.prom	1	25	6,94	0,89	6,70	13,02	0,0003
Alt.prom	2	25	5,97	0,97	5,55		

*Mammillaria hahniana*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	25	7,86	0,76	0,88	0,0172
M-	25	7,14	0,89	0,88	0,0138

**Prueba de Kruskal Wallis**

Variable	Trat.	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Alt.prom	1	25	7,86	0,76	7,75	11,20	0,0008
Alt.prom	2	25	7,14	0,89	6,85		

*Myrtillocactus geometrizans*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	25	10,62	0,43	0,96	0,7532

M-                    25            9,95 0,42 0,91                    0,0887

**Prueba T para muestras Independientes**

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)- Media(2)
Trat.	Alt.prom	{1}	{2}	25	25	10,62	9,95	0,67

LI(95)    LS(95)    pHomVar    T    p-valor    prueba  
 0,42        0,91        0,9191    5,52 <0,0001    Bilateral

*Opuntia microdasys*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	25	7,13	0,66	0,93	0,1979
M-	25	6,79	0,71	0,90	0,0682

**Prueba T para muestras Independientes**

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)- Media(2)
Trat.	Alt.prom	{1}	{2}	25	25	7,13	6,79	0,34

LI(95)    LS(95)    pHomVar    T    p-valor    prueba  
 -0,05     0,73     0,6922    1,76    0,0851    Bilateral



*Sedum moranense*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	25	12,06	1,60	0,85	0,0022
M-	25	10,82	2,33	0,80	<0,0001

**Prueba de Kruskal Wallis**

Variable	Trat.	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Alt.prom	1	25	12,06	1,60	12,26	4,60	0,0320
Alt.prom	2	25	10,82	2,33	11,71		

**4. Prueba estadísticas aplicadas a la variable cobertura al final del experimento.**

*Haworthia fasciata*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	25	23,76	12,97	0,89	0,0250
M-	25	23,02	12,12	0,86	0,0052

**Prueba de Kruskal Wallis**

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cobertura	1	25	23,76	12,97	21,87	9,4E-05	0,9923
Cobertura	2	25	23,02	12,12	20,53		

*Mammillaria hahniana*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	25	20,47	2,90	0,86	0,0040
M-	25	19,67	2,81	0,91	0,1107

**Prueba de Kruskal Wallis**

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cobertura	1	25	20,88	3,35	20,14	3,02	0,0825
Cobertura	2	25	19,67	2,81	19,36		

*Myrtillocactus geometrizans*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	25	14,01	2,77	0,97	0,8053
M-	25	12,05	2,97	0,92	0,1421

**Prueba T para muestras Independientes**

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)
Trat.	Cobertura	{1}	{2}	25	25	14,01	12,05	1,96

LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
0,32	3,59	0,7347	2,41	0,0198	Bilateral

*Opuntia microdasys*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	25	24,19	3,17	0,85	0,0022
M-	25	22,39	3,80	0,91	0,0802

**Prueba de Kruskal Wallis**

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cobertura	1	25	24,19	3,17	23,20	3,65	0,0560
Cobertura	2	25	22,39	3,80	21,91		

*Sedum moranense*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	25	22,32	4,49	0,97	0,8060
M-	25	14,64	3,93	0,89	0,0250

**Prueba de Kruskal Wallis**

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cobertura	1	25	22,32	4,49	22,37	26,34	<0,0001
Cobertura	2	25	14,64	3,93	15,55		

## 5. Pruebas estadísticas aplicadas a la variable TCR en individuos M+ y M-.

### *Haworthia fasciata*

#### Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	10	-2,3E-03	6,9E-04	0,87	0,1562
M-	10	-2,5E-03	6,7E-04	0,75	0,0020

#### Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRAT.	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
TCR	1	10	-2,3E-03	6,9E-04	-2,4E-03	0,02	0,8783
TCR	2	10	-2,5E-03	6,7E-04	-2,3E-03		

### *Mammillaria hahniana*

#### Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	10	2,0E-03	8,3E-04	0,86	0,1153
M-	10	1,3E-03	5,2E-04	0,95	0,8070

#### Prueba T para muestras Independientes

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)
TRAT.	TCR	{1}	{2}	10	10	2,0E-03	1,3E-03	-6,9E-04

LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
-4,3E-05	-1,3E-03	0,1735	-2,24	0,0380	Bilateral

*Myrtillocactus geometrizans*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	10	3,4E-04	8,3E-04	0,96	0,8441
M-	10	1,9E-04	7,0E-04	0,94	0,7108

**Prueba T para muestras Independientes**

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-
Tratamiento	TCR	{1}	{2}	10	10	3,4E-04	1,9E-04	
	Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba	
	1,5E-04	-5,7E-04	8,7E-04	0,6282	0,43	0,6690	Bilateral	

*Opuntia microdasys*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	10	9.5E-04	7.5E-04	0.94	0.7220
M-	10	8.6E-04	9.2E-04	0.97	0.9291

**Prueba T para muestras Independientes**

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)
TRAT.	TCR	{1}	{2}	10	10	9,5E-04	8,6E-04	9,1E-05
	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba		
	-7,0E-04	8,8E-04	0,5524	0,24	0,8126	Bilateral		

*Sedum moranense*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
M+	40	2,9E-03	2,8E-03	0,86	0,0010
M-	40	2,3E-03	2,5E-03	0,87	0,0010

**Prueba de Kruskal Wallis**

Variable	TRAT.	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
TCR	1	40	2,9E-03	2,8E-03	2,2E-03	0,65	0,4173
TCR	2	40	2,3E-03	2,5E-03	1,5E-03		

**6. Pruebas estadísticas aplicadas a la variable supervivencia para *S. Moranense*.**

*Sedum moranense*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
SUPERVIVENCIA	80	0.86	0.35	0.40	<0.0001
M+/M-	80	1.50	0.50	0.61	<0.0001

**Prueba de Kruskal Wallis**

Variable	M+/M-	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
SUPERVIVENCIA	1	40	0.93	0.27	1.00	0.93	0.1067
SUPERVIVENCIA	2	40	0.80	0.41	1.00		