



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES

ZARAGOZA

**Mosaico de vegetación xerófita inoculado con hongos micorrizógenos  
arbusculares (HMA) como modelo para la naturación de azoteas**

**T E S I S**  
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
**BIÓLOGA**

PRESENTA

**ZEFERINO DOMÍNGUEZ ANA LAURA**

UNIDAD DE INVESTIGACIÓN EN ECOLOGÍA VEGETAL

DIRECTOR DE TESIS:

DR. ARCADIO MONROY ATA

Investigación financiada por la DGAPA, UNAM, mediante el proyecto  
PAPIIT con clave IN-216610



México, D. F.

Noviembre de 2013.

Te agradezco por todo lo que he recibido

Y

Todo lo que aún está por llegar.....



Este trabajo se lo dedico:

*A mis padres:*

El Sr. Angel Zeferino Osorio y la Sra. Petra Domínguez Sánchez, por todo lo posible e imposible que han hecho para que hoy llegara hasta donde estoy, gracias por apoyarme en todo momento, por todos los sacrificios que hicieron para hacer de mi una persona de provecho y que mi sueño se hiciera realidad. Por las palabras de aliento en esos momentos de desesperación, por ser mi ejemplo a seguir y nunca pensar en darme por vencida sin importar que tan fuerte sea la tormenta, gracias por darme las herramientas para salir adelante y construir mi futuro, por la cual estaré eternamente agradecida.

*A mi hija Fernanda*

Tú eres la luz en mi vida, el motor que me impulsa a seguir luchando y a ser mejor cada día.

*A mi esposo Julio Cesar*

Gracias amor por ser parte de mi historia y compartir la dicha de haber alcanzado un logro más en nuestras vidas, por apoyarme a lo largo de mi carrera y por llenar mi vida con tu amor.

## Agradecimientos:

Gracias a la Universidad Nacional Autónoma de México que a través de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, me permitió tener una formación profesional.

A mi director de tesis el Dr. Arcadio Monroy Ata

Gracias por permitirme formar parte de su equipo de trabajo, por la paciencia que tuvo al revisar mi trabajo, por compartir sus conocimientos y enriquecer mi formación académica.

A todos los miembros de mi jurado:

- Dra. Esther Matiana García Amador
- M. en C. Juana María de La paz López
- Biól. Leticia López Vicente
- M. en C. Balbina Vázquez Benítez

Por todas las sugerencias y observaciones que hicieron a mi trabajo, para enriquecerlo.

A mis Tíos Antonia, Víctor, Ricardo y Amadeo, gracias por el apoyo que siempre me han dado sin dudarlo.

Vanessa gracias por tu apoyo, tus sugerencias para mi tesis, tu ayuda fue muy valiosa.

A mis hermanos Sergio y Angel, muchas gracias por apoyarme en las buenas y en las malas.

Gracias Mireya por ser mi amiga y mi compañera de trabajo, por todos los consejos, por el tiempo compartido y por los regaños que me hacían falta.

Mi pequeño Gregorio gracias por ser mi compañero de desvelos.

| <b>CONTENIDO</b>                                             | <b>PÁGINA</b> |
|--------------------------------------------------------------|---------------|
| <b>ÍNDICE DE FIGURAS Y GRÁFICOS</b>                          | <b>7</b>      |
| <b>ÍNDICE DE CUADROS</b>                                     | <b>9</b>      |
| <b>RESUMEN</b>                                               | <b>10</b>     |
| <b>1.-INTRODUCCIÓN</b>                                       | <b>11</b>     |
| <b>2.-MARCO TEÓRICO</b>                                      | <b>12</b>     |
| 2.1 Naturación                                               | 12            |
| 2.2 Beneficios de la naturación de azoteas                   | 12            |
| 2.3 Tipos de naturación                                      | 13            |
| 2.4 Mosaicos de vegetación                                   | 15            |
| 2.5 Vegetación xerófita                                      | 15            |
| 2.6 Especies xerófitas para naturar azoteas                  | 16            |
| 2.7 Especies                                                 | 17            |
| 2.7.1 <i>Echinopsis multiplex</i> Pfeiffer                   |               |
| 2.7.2 <i>Mammillaria compressa</i> D.C.                      |               |
| 2.7.3 <i>Mammillaria haageana</i> Pfeiffer                   |               |
| 2.7.4 <i>Opuntia microdasys</i> Lehman                       |               |
| 2.7.5 <i>Sedum moranense</i> Kunth                           |               |
| 2.8 Micorrizas                                               | 19            |
| 2.9 Clasificación de las micorrizas                          | 20            |
| 2.10 Hongos micorrizógenos arbusculares                      | 21            |
| 2.11 Morfología básica de HMA; estructuras dentro de la raíz | 22            |
| 2.12 Proceso de la colonización micorrícica                  | 24            |
| 2.13 Importancia de la micorriza arbuscular                  | 24            |
| <b>3.-JUSTIFICACIÓN</b>                                      | <b>26</b>     |
| <b>4.-PROBLEMÁTICA</b>                                       | <b>26</b>     |
| <b>5.-HIPÓTESIS</b>                                          | <b>27</b>     |
| <b>6.-OBJETIVOS</b>                                          | <b>28</b>     |
| 6.1 Objetivo general                                         |               |
| 6.2 Objetivos específicos                                    |               |
| <b>7.-MATERIALES Y MÉTODOS</b>                               | <b>28</b>     |
| 7.1 Descripción del sitio experimental                       |               |
| 7.2 Material biológico                                       |               |
| 7.3 Descripción del modelo                                   |               |
| 7.4 Descripción del sustrato                                 |               |
| 7.5 Descripción del mosaico                                  |               |

|                                            |           |
|--------------------------------------------|-----------|
| 7.6 Análisis del sustrato a emplear        |           |
| 7.7 Cuantificación de esporas del inóculo  |           |
| 7.8 Porcentaje de colonización micorrícica |           |
| 7.9 Supervivencia                          |           |
| 7.10 Tasa de crecimiento relativo (TCR)    |           |
| 7.11 Análisis estadístico                  |           |
| <b>8.- DIAGRAMA DE BLOQUES</b>             | <b>36</b> |
| <b>9.- RESULTADOS</b>                      | <b>37</b> |
| <b>10.- DISCUSIÓN</b>                      | <b>54</b> |
| <b>11.-CONCLUSIONES</b>                    | <b>57</b> |
| <b>12.-RECOMENDACIONES</b>                 | <b>58</b> |
| <b>13.-LITERATURA CITADA</b>               | <b>59</b> |
| <b>14.-ANEXO</b>                           | <b>65</b> |

**ÍNDICE DE FIGURAS Y GRÁFICOS**

|                  |                                                                                                                                        |           |
|------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------|
| <b>Figura 1</b>  | Componentes básicos de una cubierta naturada                                                                                           | <b>14</b> |
| <b>Figura 2</b>  | <i>Echinopsis multiplex</i>                                                                                                            | <b>17</b> |
| <b>Figura 3</b>  | Flores campanuladas de <i>Mammillaria compressa</i>                                                                                    | <b>17</b> |
| <b>Figura 4</b>  | Corona de flores de <i>Mammillaria haageana</i>                                                                                        | <b>18</b> |
| <b>Figura 5</b>  | <i>Opuntia microdasys</i>                                                                                                              | <b>18</b> |
| <b>Figura 6</b>  | <i>Sedum moranense</i> en su hábitat natural                                                                                           | <b>19</b> |
| <b>Figura 7</b>  | Tipos de micorrizas                                                                                                                    | <b>21</b> |
| <b>Figura 8</b>  | Estructuras típicas de las micorrizas                                                                                                  | <b>23</b> |
| <b>Figura 9</b>  | Diagrama de un hongo micorrízico arbuscular mostrando como las hifas penetran el cortex de una raíz para formar arbusculos y vesículas | <b>25</b> |
| <b>Figura 10</b> | Vista del mosaico de vegetación xerofita ya instalado en el centro de acopio, mostrando su sección experimental y control              | <b>29</b> |
| <b>Figura 11</b> | Contenedor empleado                                                                                                                    | <b>29</b> |
| <b>Figura 12</b> | Suelo de Santiago de Anaya, Hidalgo                                                                                                    | <b>30</b> |
| <b>Figura 13</b> | Sustrato preparado con suelo-arena sílica relación 1:2 (v/v)                                                                           | <b>30</b> |
| <b>Figura 14</b> | Descripción del mosaico                                                                                                                | <b>30</b> |
| <b>Figura 15</b> | Diagrama del procedimiento que se siguió para obtener el mosaico                                                                       | <b>31</b> |
| <b>Figura 16</b> | Modelo ya establecido                                                                                                                  | <b>32</b> |
| <b>Figura 17</b> | Modelos conformando el mosaico                                                                                                         | <b>32</b> |
| <b>Figura 18</b> | Diagrama de bloques del método                                                                                                         | <b>36</b> |
| <b>Figura 19</b> | Vesículas observadas en <i>Sedum moranense</i> a 40 X                                                                                  | <b>49</b> |
| <b>Figura 20</b> | Esporas (a) y micelio (b) observados a 40 X en <i>Mammillaria compressa</i>                                                            | <b>49</b> |

|                   |                                                                                                                                                      |           |
|-------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------|
| <b>Figura 21</b>  | Vesículas (a) observadas en <i>Opuntia microdasys</i> a 40 X                                                                                         | <b>49</b> |
| <b>Figura 22</b>  | Vesículas observadas a 40 X en <i>Sedum moranense</i> en el tratamiento (M+)                                                                         | <b>50</b> |
| <b>Figura 23</b>  | Espora observada en <i>Echinopsis multiplex</i> del tratamiento (M+) a 40 X                                                                          | <b>50</b> |
| <b>Figura 24</b>  | Esporas observadas a 40 X en <i>Mammillaria haageana</i> en el tratamiento (M+)                                                                      | <b>50</b> |
| <b>Figura 25</b>  | Esporas observadas en <i>Opuntia microdasys</i> a 40 X del tratamiento (M+)                                                                          | <b>50</b> |
| <b>Figura 26</b>  | Modelo de mosaico de vegetación xérofito                                                                                                             | <b>52</b> |
| <b>Gráfica 1</b>  | Altura promedio obtenida en el transcurso de 25 semanas en <i>Echinopsis multiplex</i> , en la unidad experimental (M+) y en la unidad control (M-)  | <b>39</b> |
| <b>Gráfica 2</b>  | Cobertura promedio obtenida en <i>Echinopsis multiplex</i> durante 25 semanas, en su sección control (M-) y en la experimental (M+)                  | <b>39</b> |
| <b>Gráfica 3</b>  | Altura promedio obtenida en el transcurso de 25 semanas en <i>Mammillaria compressa</i> , en la unidad experimental (M+) y en la unidad control (M-) | <b>40</b> |
| <b>Gráfica 4</b>  | Cobertura promedio obtenida en <i>Mammillaria compressa</i> durante 25 semanas, en su sección control (M-) y en la experimental (M+)                 | <b>40</b> |
| <b>Gráfica 5</b>  | Altura promedio obtenida en el transcurso de 25 semanas en <i>Mammillaria haageana</i> , en la unidad experimental (M+) y en la unidad control (M-)  | <b>41</b> |
| <b>Gráfica 6</b>  | Cobertura promedio obtenida en <i>Mamillaria haageana</i> durante 25 semanas, en su sección control (M-) y en la experimental (M+)                   | <b>41</b> |
| <b>Gráfica 7</b>  | Altura promedio obtenida en el transcurso de 25 semanas en <i>Opuntia microdasys</i> , en la unidad experimental (M+) y en la unidad control (M-)    | <b>42</b> |
| <b>Gráfica 8</b>  | Cobertura promedio obtenida en <i>Opuntia microdasys</i> durante 25 semanas, en su sección control (M-) y en la experimental (M+)                    | <b>42</b> |
| <b>Gráfica 9</b>  | Altura promedio obtenida en el transcurso de 25 semanas en <i>Sedum moranense</i> , en la unidad experimental (M+) y en la unidad control (M-)       | <b>43</b> |
| <b>Gráfica 10</b> | Cobertura promedio obtenida en <i>Sedum moranense</i> durante 25 semanas, en su sección control (M-) y en la experimental (M+)                       | <b>43</b> |
| <b>Gráfica 11</b> | Tasa de crecimiento relativo (TCR) de <i>Echinopsis multiplex</i> al final del experimento                                                           | <b>44</b> |
| <b>Gráfica 12</b> | Tasa de crecimiento relativo (TCR) de <i>Mammillaria compressa</i> al final del experimento                                                          | <b>44</b> |

|                                                                                                                                                                                                                                                                         |           |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------|
| <b>Gráfica 13</b> Tasa de crecimiento relativo (TCR) de <i>Mammillaria haageana</i> al final del experimento                                                                                                                                                            | <b>45</b> |
| <b>Gráfica 14</b> Tasa de crecimiento relativo (TCR) de <i>Opuntia microdasys</i> al final del experimento                                                                                                                                                              | <b>45</b> |
| <b>Gráfica 15</b> Tasa de crecimiento relativo (TCR) de <i>Sedum moranense</i> al final del experimento                                                                                                                                                                 | <b>45</b> |
| <b>Gráfica 16</b> Promedio de altura obtenida al finalizar el experimento en cada tratamiento por especie: A) <i>Echinopsis multiplex</i> , B) <i>Mammillaria compressa</i> , C) <i>Mammillaria haageana</i> , D) <i>Opuntia microdasys</i> , E) <i>Sedum moranense</i> | <b>46</b> |
| <b>Grafica 17</b> Porcentaje de colonización micorrícica                                                                                                                                                                                                                | <b>48</b> |

## INDICE DE CUADROS

|                                                                                                      |           |
|------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------|
| <b>Cuadro 1.</b> Características de los diferentes sistemas de naturación                            | <b>14</b> |
| <b>Cuadro 2.</b> Tipología de las micorrizas                                                         | <b>20</b> |
| <b>Cuadro 3.</b> Resultados de los análisis físicos y químicos del suelo                             | <b>37</b> |
| <b>Cuadro 4.</b> Porcentaje de supervivencia en los individuos micorrizados (M+)                     | <b>37</b> |
| <b>Cuadro 5.</b> Porcentaje de supervivencia en los individuos no micorrizados (M-)                  | <b>38</b> |
| <b>Cuadro 6.</b> Porcentaje de colonización micorrícica                                              | <b>47</b> |
| <b>Cuadro 7.</b> Síntesis de resultados                                                              | <b>51</b> |
| <b>Cuadro 8.</b> Precios de los materiales utilizados para montar un modelo de mosaico de vegetación | <b>53</b> |

## RESUMEN

El naturar una azotea representa una estrategia bioclimática, ya que la vegetación se integra al entorno urbano y a la construcción de edificaciones, proporcionando una mejor calidad de vida al ser humano y buscando armonizarlo con el ambiente y la naturaleza. De acuerdo con la Organización Mundial para la Salud (OMS) se recomiendan no menos de 9 m<sup>2</sup> de áreas verdes por habitante; por ejemplo, en la Delegación Iztapalapa de la Ciudad de México sólo se tienen 3.1 m<sup>2</sup> en promedio. Por lo cual, en este trabajo se evaluó una propuesta de modelo de mosaico de vegetación, en un contenedor de plástico a fin de naturar una azotea, donde se emplearon 5 especies de plantas xerófitas: *Echinopsis multiplex*, *Mammillaria haageana*, *Mammillaria compressa*, *Opuntia microdasys* y *Sedum moranense*. El modelo tuvo una sección experimental de diez mosaicos previamente inoculados con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) y diez mosaicos como testigo sin inocular. Las plantas fueron monitoreadas durante seis meses. El experimento se montó en la azotea del Laboratorio de Desarrollo de Procesos para el Tratamiento de Residuos (antes Centro de Acopio) de la FES Zaragoza ubicado en el *Campus II*. Los individuos micorrizados y no micorrizados fueron trasplantados en contenedores de 49 x 38 cm y 15.5 cm de altura, con el fin de evaluar el efecto de la micorrización sobre el establecimiento y supervivencia de las plantas, así como la autosuficiencia del modelo sin irrigación, hidratándose solo con la lluvia, durante el periodo de diciembre a mayo. Las preguntas a responder con este estudio fueron:

- ¿Los hongos micorrizógenos arbusculares favorecen el desarrollo, evaluado mediante la tasa de crecimiento relativo (TCR), de plantas de vegetación xerófita cultivadas en un modelo de naturación basado en contenedores de plástico?
- ¿La supervivencia del mosaico de plantas xerófitas micorrizadas es mayor que la de sus testigos sin inóculo micorrícico?

Los resultados obtenidos muestran que los ejemplares inoculados con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), en cuanto a supervivencia no presentaron diferencias significativas en las especies empleadas. Asimismo en altura y cobertura no hubo diferencias significativas en ninguna especie; respecto a la TCR, al analizar los datos, se obtuvo que *Echinopsis multiplex* y *Opuntia microdasys*, no presentan diferencias significativas, sin embargo *Mammillaria compressa*, *Mammillaria haageana* y *Sedum moranense* sí presentaron diferencias significativas a favor de las plantas micorrizadas. Por lo anterior, se puede afirmar que la inoculación con HMA en el cultivo de las especies estudiadas, favorece significativamente el crecimiento de tres de las cinco especies utilizadas en el experimento, a pesar de que las plantas crasas crecen lentamente y la micorrización es un proceso demandante de recursos para el vegetal al inicio de la simbiosis mutualista. También, el tiempo de registro de datos fue relativamente corto (25 semanas). Finalmente, se concluye que el modelo de mosaico de vegetación para naturar azoteas es eficiente, pues la supervivencia vegetal para *Echinopsis multiplex*, *Mammillaria haageana*, *Mammillaria compressa*, *Opuntia microdasys*, en ambos lotes fue del 100%, *Sedum moranense* presentó una supervivencia de 87.5% para el lote experimental y de 95% para el control, debido a la presencia de aves que depredaron en el sitio experimental. Finalmente, se puede afirmar que los hongos micorrizógenos arbusculares favorecieron el desarrollo de las 5 especies de plantas xerófitas y que este tipo de mosaico de vegetación es recomendable para naturar azoteas bajo un esquema de bajo mantenimiento, cero riego y bajo costo.

## 1.- INTRODUCCIÓN

La creciente atención por el medio ambiente ha favorecido que cada día se recurra a fórmulas para recuperar las áreas verdes que se han perdido, debido al crecimiento acelerado de las grandes ciudades (Flores-Xolocotzi y González-Guillen, 2010). En algunos países es cada vez más frecuente lo que se conoce como naturación de azoteas, es decir, el techo de un edificio o vivienda parcial o totalmente cubierto de vegetación, ya sea en suelo o en un medio de cultivo apropiado, ya que la naturación es una estrategia bioclimática en virtud de que se integra perfectamente al entorno urbano y la construcción de edificaciones, proporcionando una mejor calidad de vida al ser humano (Plan Verde, 2012).

Actualmente, en las áreas urbanizadas de la Zona Metropolitana de la Ciudad de México (ZMCM) hay muy pocas áreas verdes; dicha escasez es un factor que ocasiona variaciones imprevistas en el clima: temperaturas extremosas, lluvias torrenciales, vientos fuertes, el efecto de la isla de calor (Correa *et al.*, 2003), entre otros, agravando los conflictos urbanos que provoca una población de más de 18 millones de habitantes. De acuerdo con la OMS, se recomiendan no menos de 9 m<sup>2</sup> de áreas verdes por individuo (CONAMA, 2002) y, por ejemplo, en la Delegación Iztapalapa de la Ciudad de México sólo existen 3.1 m<sup>2</sup> por habitante (Plan Verde, 2012).

La importancia de la vegetación radica en que actúa como una capa de protección contra estas variaciones y a la vez minimiza el sobrecalentamiento de la superficie donde están establecidas las plantas, e influye en el microclima del espacio exterior (Iracheta, 2008). También absorbe grandes cantidades de radiación solar, de la cual una parte es utilizada en los procesos fotosintéticos y biológicos de las plantas, y en mecanismos evapo-transpiratorios de regulación de su temperatura, como ocurre en los ecosistemas terrestres (Minke, 2004).

La mayoría de las plantas captan nutrimentos por medio de interacciones que establecen con los microorganismos que viven en la rizósfera, en especial con aquellos que se han denominado simbioses (Ferrera y Alarcón, 2001). Esta microbiota del suelo juega un papel fundamental en la regulación de los ecosistemas terrestres, además de numerosos factores bióticos y abióticos que influirán en la distribución de las comunidades microbianas (Van der Heijden *et al.*, 2008).

Generalmente las plantas se ven beneficiadas por la interacción con los microorganismos, entre los que destacan los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), ya que aumentan su capacidad de absorción de nutrientes, especialmente de fósforo, además de nitrógeno y otros micronutrientes (Ferrera y Alarcón, 2001), así como una mayor tolerancia ante la sequía, las altas temperaturas, los metales pesados, la salinidad, las toxinas y la acidez del suelo.

Es por esto que al establecer un mosaico de vegetación en donde existe una estrecha relación entre la comunidad de plantas y los microorganismos que habitan en el suelo, se propiciará un desarrollo óptimo de las plantas, aún estando bajo estrés hídrico.

La función ecológica de los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA); se caracteriza porque sus hifas penetran en las células de las raíces formando estructuras de almacenamiento, como son las vesículas y otras de intercambio bidireccional de nutrimentos y carbono que son los arbúsculos (Martínez y Pugnaire, 2009); así mismo, estas hifas se desarrollan en el suelo circundante a las raíces formando redes hifales, que interconectan plantas de distintas especies y que normalmente constituyen mosaicos o gremios vegetales.

## **2.- MARCO TEÓRICO**

### **2.1 Naturación**

La naturación se define como un tratamiento técnico con vegetación especialmente adecuada a superficies edificadas; horizontales, verticales o inclinadas, ya sea en forma individual o agrupada, cuyo objetivo es crear áreas verdes de cierta extensión, en los núcleos urbanos densamente edificados y así tener en las zonas urbanas una vegetación inducida (Plan Verde, 2012; Urbieto, 2005).

La naturación urbana es una filosofía que está teniendo aceptación en numerosos países (Alemania, EEUU, Australia, Reino Unido, entre otros), estimulando de forma permanente la interacción de la naturaleza con el medio ambiente inmediato (Briz, 2004), así como una mayor calidad ambiental, donde el ser humano y la naturaleza se reencuentran, se recrean y conviven en armonía.

### **2.2 Beneficios de la naturación de azoteas**

Las azoteas naturadas pueden hacer mucho más habitables las ciudades, incrementando la calidad ambiental para los ciudadanos, ampliando las áreas verdes existentes y potenciando a otras más novedosas, como techos y azoteas, sin dejar de lado la mejora estética del espacio (Koniechi, 2012).

A continuación se citan algunos de los beneficios, económicos, ambientales y sociales que estas proporcionan.

#### **Beneficios económicos**

- La reducción del uso de aire acondicionado hasta en un 40%, lo que implica ahorro de energía.
- Evita la impermeabilización de un inmueble en un promedio de 40 años.
- Aumenta el valor de las edificaciones en un 15% aproximadamente (Alpuche *et al.*, 2010; Minke, 2004; Plan Verde, 2012).

#### **Beneficios ambientales**

- Mejora el grado de humedad ambiental.
- Enfriamiento de los espacios naturados en el verano provocado por la evaporación, funcionando como aislante acústico y térmico.
- Disminuye el efecto de “isla de calor”.
- Captura de polvo y partículas suspendidas causantes de enfermedades en vías respiratorias.

- Captura de materiales pesados como el plomo, ya que las plantas llegan a filtrar el 85 % de las partículas del aire.
- Captura el agua de lluvia y devuelve humedad al ambiente.
- Influye positivamente en el cambio de clima, gracias a la evapotranspiración.
- Creación de microclimas y hábitat para la fauna pequeña (Correa *et al.*, 2003; Minke, 2004; Plan Verde, 2012; Fypower, 2012; Tiempo, 2012).

#### Beneficios sociales

- Reducción del ruido.
- Aumento del espacio útil.
- Compensa la falta de áreas verdes en la ciudad.
- Mejora la estética y el entorno urbano de la edificación.
- Fomenta la convivencia entre las personas.
- Promueve la conciencia ecológica.
- Reduce el estrés de las personas (Tirado-Blázquez, 2010; Minke, 2004; Plan Verde, 2012).

### 2.3 Tipos de naturación

Existen diferentes sistemas de naturación en cubiertas, generalmente se clasifican en tres tipos (García, 2009).

Intensivos: Se consideran como jardines convencionales, dado que permiten el uso de cualquier tipo de vegetación, incluso árboles, por la cual el espesor del sustrato es mayor de 30 cm, el costo y mantenimiento son elevados ya que requiere de riego, fertilización y poda constante. Se procura que este tipo de sistemas se realice en construcciones nuevas, ya que es necesario un cálculo estructural detallado debido a que el peso del sistema es superior a los 250 kg/m<sup>2</sup> (Iracheta, 2008; García, 2009).

Semi-intensivos: Este sistema se considera como intermedio, el espesor del sustrato oscila entre los 12 y 30 cm, por lo cual disminuye la selección de especies vegetales en comparación con el sistema intensivo, aunque da más posibilidades que el sistema extensivo. Requiere mantenimiento regularmente. El peso aproximado del sistema es entre 120 y 250 kg/m<sup>2</sup> (García, 2009).

Extensivos: En este sistema el espesor del sustrato no debe ser superior a 12 cm. La vegetación es de bajo porte usando generalmente especies endémicas o adaptadas a las condiciones ambientales, por ello su mantenimiento será bajo o casi nulo. El peso aproximado del sistema oscila entre 60 y 140 kg/m<sup>2</sup>. Es el más apto para ser utilizado en construcciones existentes (Iracheta, 2008; García, 2009).

Cualquier tipo de azotea es candidata a convertirse en un área jardinada siempre que sea capaz de soportar una carga adicional como se indica en el cuadro siguiente:

Cuadro 1. Características de los diferentes sistemas de naturación

| Características del sistema      | Tipo de naturación          |                                |                                         |
|----------------------------------|-----------------------------|--------------------------------|-----------------------------------------|
|                                  | Extensivo                   | Semi-intensivo                 | Intensivo                               |
| Altura de crecimiento de plantas | 5 -50 cm                    | 5 - 100 cm                     | 5 -400 cm                               |
| Diámetro de copa                 | No aplica                   | No aplica                      | 300 cm máximo                           |
| Substrato                        | 10 - 15 cm                  | 15 -30 cm                      | > 30 cm                                 |
| Carga adicional                  | 110 - 140 kg/m <sup>2</sup> | 250 kg/ m <sup>2</sup>         | > 250 kg/ m <sup>2</sup>                |
| Cobertura vegetal                | Crasuláceas                 | Crasuláceas, pastos y arbustos | Crasuláceas, pastos, arbustos y árboles |

Tomado de la Norma Ambiental NADF-013-RNAT-2007

Una cubierta o azotea naturada está constituida por los siguientes componentes básicos, los cuales se enlistan en el orden del proceso constructivo (Figura1).

- Soporte estructural (puede servir de soporte base y de elemento que forma la pendiente).
- Soporte base (suele ser el elemento que forma la pendiente y puede ser el soporte estructural).
- Desagües.
- Membrana impermeabilizante anti-raíz.
- Capa drenante.
- Capa filtrante.
- Capa de sustrato.
- Capa de vegetación (Torres y Morillón, 2007; Plan verde, 2012).

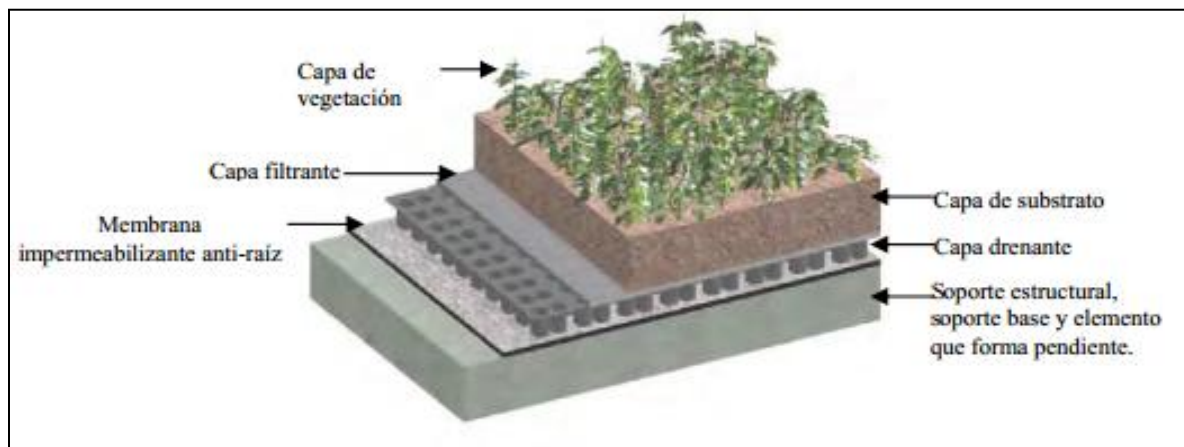


Figura 1. Componentes básicos de una cubierta naturada. Tomado de la Norma Ambiental NADF-013-RNAT-2007

## 2.4 Mosaicos de vegetación

Los mosaicos de vegetación natural 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 uso eficiente de los recursos limitantes en su desarrollo, coevolucionando para aprovechar de manera óptima los recursos escasos de uso común y dar lugar a mutualismos múltiples.

Los mosaicos vegetales están determinados por una serie de principios de coexistencia entre plantas a los que se les ha denominado reglas de ensamblaje, las cuales se definen como restricciones ecológicas en la conformación de patrones de presencia de especies o su abundancia.

Estas reglas de asociatividad determinan la frecuencia, presencia y riqueza de especies o grupos de especies, en un mosaico vegetal y no solo la respuesta individual de una especie al medio ambiente (De la Rosa y Monroy, 2006).

Al establecer un mosaico de plantas, es necesario crear un lugar que tenga una reserva hídrica en el suelo o un espacio de alta captación de agua de lluvia. Esto se le conoce como micrositio, que va a ser el microhábitat donde se colecte la lluvia (Monroy *et al.*, 2007). En este caso las ollas de barro son el método más eficiente de riego en sitios donde hay escasez de agua, ya que la olla al ser enterrada en el sustrato, cerca de las plantas, permite que el agua de lluvia captada fluya lentamente (por goteo) y llegue a las raíces que crecen alrededor de la olla, porque ésta solo libera la humedad cuando es necesario (Bayuk, 2010).

## 2.5 Vegetación xerófila

Las plantas que viven en zonas áridas y semiáridas, y que funcionalmente pueden soportar condiciones de sequía y altas temperaturas, se llaman plantas xerófitas. Estas plantas tienen diversos mecanismos para medrar en estos ambientes, entre ellos, tener tejidos suculentos, por lo cual a las plantas que tienen esta característica, se les ha llamado plantas suculentas o crasas.

Las cactáceas son plantas suculentas y presentan características morfológicas y fisiológicas en relación con la aridez (Rivas, 1996).

Entre los cambios más frecuentes que poseen las plantas suculentas para funcionar en el medio en el que viven, están los siguientes:

1. Aquellos que permiten reducir la superficie de evaporación como son:
  - a. Ramificación escasa.
  - b. Desaparición de hojas.
  - c. Adquisición de formas especiales: globosas, cilíndricas, prismáticas y esféricas.
2. Los que impiden la evaporación del agua en los tejidos como:
  - a. Células epidérmicas estrechas sin espacios intercelulares.

- b. Espesamiento de la membrana externa y de la cutícula (lo que a su vez tiene la capacidad de reflejar la luz).
  - c. Los estomas permanecen abiertos durante la noche, este mecanismo para la fijación de CO<sub>2</sub> en la oscuridad es llamado metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM).
  - d. La presión osmótica es muy elevada y la concentración de savia no es constante.
3. Los que favorecen la retención de agua como:
- a. Exagerado desarrollo de los elementos parenquimatosos, que permanecen distendidos y turgentes.
  - b. Tallos con gran cantidad de espinas, las cuales actúan como puntos colectores que promueven la condensación de agua a partir de la humedad atmosférica.
  - c. Elaboración de mucilagos.
4. Los que permiten aumentar o reducir el volumen, en relación con la absorción periódica de agua:
- a. Un sistema radical superficial muy extenso, que permite aprovechar lluvias de hasta 125 cm y almacenar agua y sustancias nutritivas.
  - b. Los tallos pueden ser lisos, cilíndricos, hacerse acanalados por presencia de costillas verticales o bien aplastarse (Hernández, 2006).

## 2.6 Especies xerófitas para naturalizar azoteas

La creación de espacios naturalizados se logra mediante la plantación de flora que crece en zonas secas, es decir, especies que casi no necesitan cuidados y son capaces de sobrevivir a las condiciones adversas de contaminación de las ciudades.

Específicamente, para la Ciudad de México existe una gran cantidad de especies vegetales utilizadas en los sistemas de naturalización. Sin embargo, también cabe la posibilidad de utilizar especies que satisfagan gustos específicos y que vayan de acuerdo con el grado de mantenimiento deseado y el presupuesto disponible (Plan Verde, 2012).

Las especies vegetales deben cumplir con requisitos, según el área de aplicación, como son:

- Supervivencia con escasos requerimientos de mantenimiento.
- Resistencia a largos periodos de sequía.
- Resistencia a altas temperaturas.
- Resistencia a heladas o bajas temperaturas.
- Resistencia a la acumulación temporal de agua.
- Resistencia a fuertes radiaciones.
- Resistencia al viento.
- Tolerancia a la contaminación urbana.
- Talla reducida (menor a 20 cm de altura)

## 2.7 Especies

### 2.7.1 *Echinopsis multiplex* Pfeiffer

Planta simple o muy prolifera, en forma de bola o ligeramente cilíndrica, puede alcanzar los 30 cm de tamaño. Es originaria de América de Sur específicamente de Brasil (Lord y Nelson, 1963).

Crece sólo en situaciones donde el suelo es arenoso o pedregoso, o en las laderas de las colinas, en las grietas de las rocas calizas donde el suelo es medianamente rico en materia orgánica (Figura 2).

Requieren de riego solo en invierno, el agua debe de ser administrada muy escasamente y resisten hasta 5° C solamente si el sitio en donde esta plantada se encuentra totalmente seco y toleran la luz solar directa (Red Naturaleza, 2012; Wikipedia, 2012). Durante el verano presenta flores de color rosado, en forma de cono de unos 25 cm, nace siempre lateralmente y perduran varios días.



Figura 2. *Echinopsis multiplex* Pfeiffer

### 2.7.2 *Mammillaria compressa* D.C.

Cactus de forma globular, perennes, semiesféricos o esféricos, su hábitat natural son los áridos desiertos, alcanza un tamaño de entre 15 y 20 cm de largo. Tienen un crecimiento relativamente rápido llegando a formar un conjunto de pequeños retoños alrededor del cactus principal. Requiere de un sustrato poroso para tener un buen drenaje y evitar la pudrición de sus raíces. Es endémica de México, se localizan en Hidalgo, Querétaro, San Luis Potosí y Tamaulipas (Pilbeam, 1999; Anderson, 2001; Scheinvar, 2004).

Necesita lugares cálidos y muy bien iluminados, la planta tiene una gran resistencia al sol, no requiere abundante riego, ya que en caso de haberlo sus raíces se pudren (Naturaleza espinosa, 2012). Requiere de exposición a pleno sol, la temperatura mínima es de 10° C. Produce pequeñas flores campanuladas que forman una corona alrededor de la parte superior de la planta, son de color rosa o púrpura (Figura 3).



Figura 3. Flores campanuladas de *Mammillaria compressa* D. C.

### 2.7.3 *Mammillaria haageana* Pfeiffer

Cactus globular, que presenta un tallo casi siempre cespitoso, globoso, alcanza un tamaño de hasta 15 cm de alto (Figura 4), su habitat natural son los áridos desiertos, también se puede encontrar en bosque tropical caducifolio, matorral xerófilo, bosque de *Quercus* y vegetación secundaria, se encuentra con frecuencia en lugares abiertos y perturbados (Arias *et al.*, 1997).

Es endémica de México, se distribuye en el Distrito federal, Estado de México, Morelos, Oaxaca, Puebla, Tlaxcala y Veracruz. Tolera el sol directo o media sombra, el tipo de suelo que requiere es una mezcla de arena gruesa y materia orgánica, no requiere de abundante riego, en invierno no se debe regar, la temperatura mínima que tolera son 3° C. Florece entre Enero y Mayo, presentando una corona de flores color rosa-purpura (Gómez, 2006).



Figura 4. Corona de flores de *Mammillaria haageana* Pfeiffer

### 2.7.4 *Opuntia microdasys* Lehmaan

Planta arbustiva baja, postrada o ascendente, formando matorrales, de 40-100 cm de altura (Figura 5). Habita en colinas del desierto, tierras altas, para suelos francos arenosos calcáreos en elevaciones de 1700 - 2100 metros. Se distribuye desde el desierto Chihuahuense llegando hasta el Estado de Hidalgo. En Ixmiquilpan Hidalgo; hay lugares muy poblados por esta especie (Bravo, 1978; Rzedowski, 1994; Scheinvar, 2004). Puede sobrevivir en cualquier tipo de suelo siempre y cuando tenga arena gruesa o un sustrato poroso para tener un buen drenaje.

Tolera el sol directo y también la semisombra, la temperatura mínima que soporta es de 0-4°C. Puede tolerar algo más de frío, aunque por tiempo limitado, en invierno no debe de regarse. En verano, produce masas de flores amarillas, en forma de embudo (Hervarivirtual, 2012).

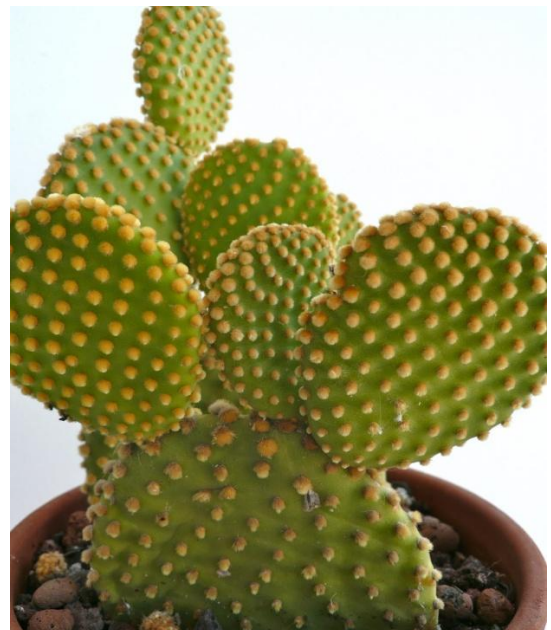


Figura 5. *Opuntia microdasys* Lehmaan

### 2.7.5 *Sedum moranense* Kunth

Hierba perenne, extendida sobre el suelo o colgante, su tamaño alcanza hasta 20 cm de largo, tiene un tallo muy ramificado, tornándose de color café o gris-rojizo; las hojas que presenta son muy abundantes.

Habita en sitios rocosos como pedregales, peñas, y taludes de carreteras; también es común sobre bardas rústicas y la mampostería de terrazas de parcelas. Se puede encontrar en matorral xerófilo, encinar arbustivo, bosques de encino o de coníferas (Rzedowski y Rzedowski, 2001), puede ser cultivado en toda clase de terrenos incluso calizos (Figura 6). Es originario del Centro de México. Se distribuye por Coahuila, Distrito Federal, Estado de México, Hidalgo, Jalisco, Puebla y Veracruz (Rzedowski y Rzedowski, 2001).

Resiste el sol directo, también el frío. Presenta una inflorescencia con pequeños grupos de flores sésiles, florece entre marzo y septiembre (Pérez-Calix, 2008).



**Figura 6. *Sedum moranense* Kunth, en su hábitat natural**

## 2.8 Micorrizas

Las micorrizas son un tipo de asociación natural o simbiosis entre plantas y hongos. En esta asociación el hongo le transfiere nutrientes y agua provenientes del suelo a las plantas y estas le proporcionan al hongo los carbohidratos necesarios para su supervivencia (Brundrett, 2002). Su nombre deriva del griego *mykes*, hongo y *rhyza*, raíz, cuyo significado literal es “hongo de la raíz” fue utilizado por primera vez en asociaciones de hongos con árboles, descrita en 1885 por el fitopatólogo alemán A. B Frank.

Las micorrizas tienen como una de sus funciones extender la exploración de las raíces en el suelo, lo cual hace más eficiente el proceso de absorción, especialmente importante en ambientes desfavorables. Se estima que alrededor del 95% de las plantas vasculares participan en este tipo de asociaciones, y sólo algunas familias son las excepciones como las crucíferas, ciperáceas y quenopodiáceas, las cuales no llegan a formar simbiosis (Chung, 2005).

## 2.9 Clasificación de las micorrizas

Las micorrizas se dividen en diferentes grupos siguiendo criterios de estructura, afiliaciones genéticas o funcionales. La clasificación más común consiste en diferenciar dos bloques: las ectomicorrizas y las endomicorrizas (Fernández, 2008).

Las ectomicorrizas actúan en el exterior de las raíces. Desarrollan un manto que las envuelve y que crece hacia el interior de las células; suelen ser bastante específicas, lo que significa que una especie de hongo solo puede asociarse con algún tipo de planta en concreto, esto dificulta la expansión de este tipo de asociaciones, además de que son más sensibles a agresiones externas que las endomicorrizas.

Las endomicorrizas viven parcialmente en el interior de la raíz, en los espacios intercelulares y constituyen el grupo de mayor envergadura; esto es debido en gran parte a que son poco específicas, son menos dependientes de encontrar raíces vivas, ya que sus esporas pueden germinar con mayor facilidad (Bejarano y Cano, 2007). Actualmente las endomicorrizas de tipo arbuscular han sido agrupadas en un *phylum* nuevo: Glomeromycota.

De acuerdo con la forma de penetración del hongo en la raíz, por las estructuras características que desarrolla, y las especies de hongos y de plantas involucradas (Figura 7), las micorrizas se han agrupado como se muestran en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Tipología de las micorrizas. (Fernández, 2008).

| TIPOS                         | Ectomicorrizas                                                                                                                    | Endomicorrizas                                                                                                                                                     |                                                                      |                                                                                                     |                                                                     |                                                                                                                          |                                                                                                                                             |
|-------------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
|                               |                                                                                                                                   | Ectendomicorrizas                                                                                                                                                  | Arbutoides                                                           | Monotropoides                                                                                       | Ericoides                                                           | Orquidoides                                                                                                              | Arbusculares                                                                                                                                |
| <b>CARACTERES</b>             | Manto hifal rodeando la raíz. El hongo no penetra más allá de los espacios intercelulares de la corteza. Nunca entra a la célula. | Puede o no, estar presente el manto hifal rodeando la raíz. Forma ovillos espirales dentro de las células de o no, estar presente el manto hifal rodeando la raíz. | Manto hifal presente. Forma ovillos espirales dentro de las células. | Manto hifal presente. Forma haustorio sin ramificación dentro de las células. Micelio casi incoloro | Manto hifal ausente. Forma ovillos espirales dentro de las células. | Manto hifal ausente. Forma haustorios sin ramificación u ovillos espirales dentro de las células. Micelio casi incoloro. | Sin manto hifal. Forma haustorios de fina ramificación u ovillo espiral dentro de las células. Forma o no vesículas en o entre las células. |
| <b>CLASES DE HONGOS</b>       | Ascomycetes<br>Basidiomycetes<br>Phycomycetes                                                                                     | Ascomycetes y Basidiomycetes                                                                                                                                       | Basidiomycetes                                                       | Basidiomycetes                                                                                      | Ascomycetes (Basidiomycetes)                                        | Basidiomycetes                                                                                                           | Glomeromycetes                                                                                                                              |
| <b>HOSPEDEROS (Generales)</b> | Árboles y arbustos                                                                                                                | Árboles y arbustos.                                                                                                                                                | Sólo en Ericales                                                     | Sólo en Monotropaceae                                                                               | Sólo en Ericales                                                    | Sólo en Orchidaceae                                                                                                      | Árboles, Arbustos, Gramíneas, Herbáceas, Algas, Bryophytas y Pteridophytas                                                                  |

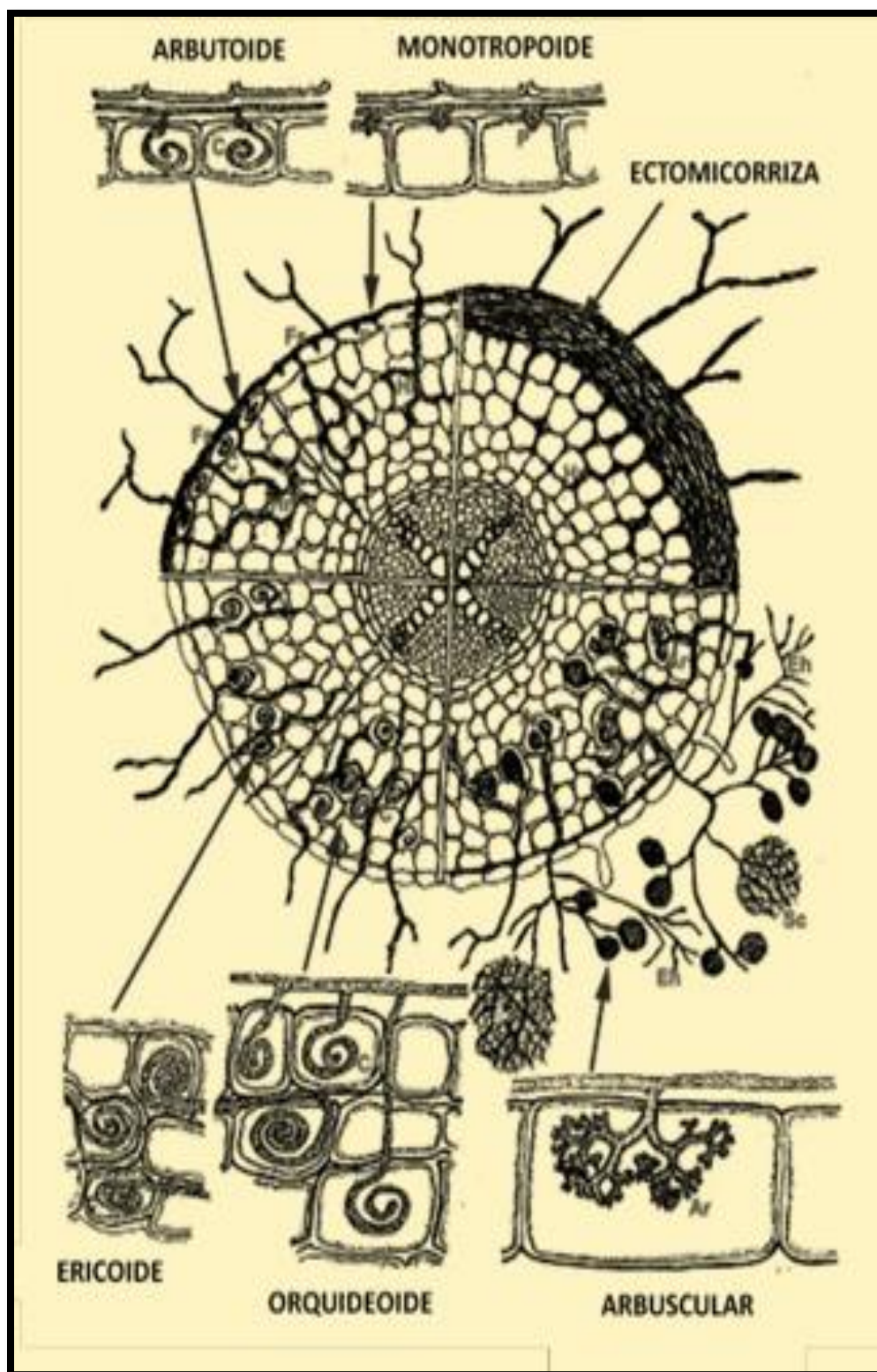


Figura 7. Tipos de micorrizas. Tomado de Camargo-Ricalde, 2009.

## 2.10 Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA)

Los hongos son microorganismos que han jugado un papel central en el establecimiento y mantenimiento de los ecosistemas y como resultado han desarrollado relaciones mutualistas con muchos organismos diferentes.

Tal es el caso del hongo micorrízico, el cual interacciona con otros microorganismos de la tierra y es un enlace clave entre suelo y raíz (Marx, 2004).

La micorriza arbuscular es la más común, se presenta en el 80% de las especies vegetales, en la mayoría de las angiospermas (plantas con flores), en pteridofitas (helechos, licopodios, etc.), en algunas gimnospermas y en rizoides de musgos.

Los hongos arbusculares son heterótrofos, no son fotosintéticos y establecen una relación muy estrecha con la raíz de la planta hospedera, ya que son incapaces de completar su ciclo de vida sin colonizar una planta.

Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) son microorganismos del suelo que contribuyen sustancialmente al establecimiento, crecimiento, productividad y supervivencia de las comunidades vegetales; estos predominan en ecosistemas donde la mineralización de la materia orgánica es lo suficientemente rápida para evitar su acumulación, en hábitats donde los fosfatos edáficos son escasos y en zonas donde las plantas presentan regularmente estrés hídrico (Onguene y Kuiper, 2005; Ferrera y Alarcón, 2001). En una comunidad vegetal madura constituyen una malla que interconecta las raíces de las plantas, mediante una densa y extensa red de hifas, las cuales por un lado crecen a lo largo del cortex radical, en el interior de raicillas finas: por otro lado las hifas externas se expanden en el sustrato; estas son alargadas, dimórficas y están compuestas de una pared tosca, irregular y gruesa; también las hifas del suelo son capaces de producir células auxiliares y esporas de cubierta múltiple (De la Rosa y Monroy, 2006).

Entre la planta y el hongo se establece un intercambio, en el cual ambos se benefician, la planta le proporciona al microbionte carbohidratos (glucosa, fructuosa, etc.) y el hongo la abastece de agua, fósforo, nitrógeno, potasio, calcio e incrementa la absorción de micro nutrientes como son el magnesio, cobre y zinc.

Los hongos micorrizógenos arbusculares utilizan del 10 al 20% del CO<sub>2</sub> asimilado por las plantas, obteniendo de esta asociación mutualista todo el carbono que necesitan, por otra parte su micelio extraradical beneficia las propiedades físicas del suelo, como la estructura, debido al crecimiento del micelio en la rizósfera y a los exudados de las hifas (principalmente glicoproteínas) que actúan como cementantes, favoreciendo la agregación de partículas del suelo.

## 2.11 Morfología básica de HMA; estructuras dentro de la raíz

El sistema micorrízico está formado por hifas que se ramifican en el suelo y que además se encuentran conectadas con el tejido de la raíz donde penetran intercelular e intracelularmente. Las hifas pueden presentar diferentes modificaciones dentro de la raíz como arbuscúlos, esporas y vesículas (Figura 8).

- Arbúsculos

Los arbúsculos son ramificaciones dicotómicas sucesivas de la hifa dentro de las células vegetales que permiten que se establezca un contacto íntimo entre el plasmalema y los arbúsculos de los mutualistas, donde el hongo nunca está en contacto directo con el citoplasma de la célula vegetal.

En estas estructuras el hongo transfiere elementos nutritivos a la planta y recibe los carbohidratos en forma de azúcares simples, que ésta produce por fotosíntesis. La vida media de los arbúsculos es de aproximadamente 14 días, después de los cuales la célula vegetal se restablece y el arbusculo se degrada. (Hernández *et al.*, 2003)

- Vesículas

Las vesículas son hinchamientos apicales de la hifa, los cuales contienen lípidos y son órganos de reserva del hongo. Durante situaciones de estrés, como puede ser un bajo suministro de agua o metabolitos desde la planta hospedera, estas reservas son utilizadas por el hongo y entonces las vesículas degeneran (De la Rosa y Monroy, 2006).

- Esporas

Las esporas son de color blanco, crema, amarillo, naranja o café y a veces con tintes verdes. Presentan una forma globosa a subglobosa, irregular y elíptica, sobre todo aquellas extraídas desde raíces micorrizadas; los tamaños van desde 40 a 140  $\mu\text{m}$  (De la Rosa y Monroy, 2006).

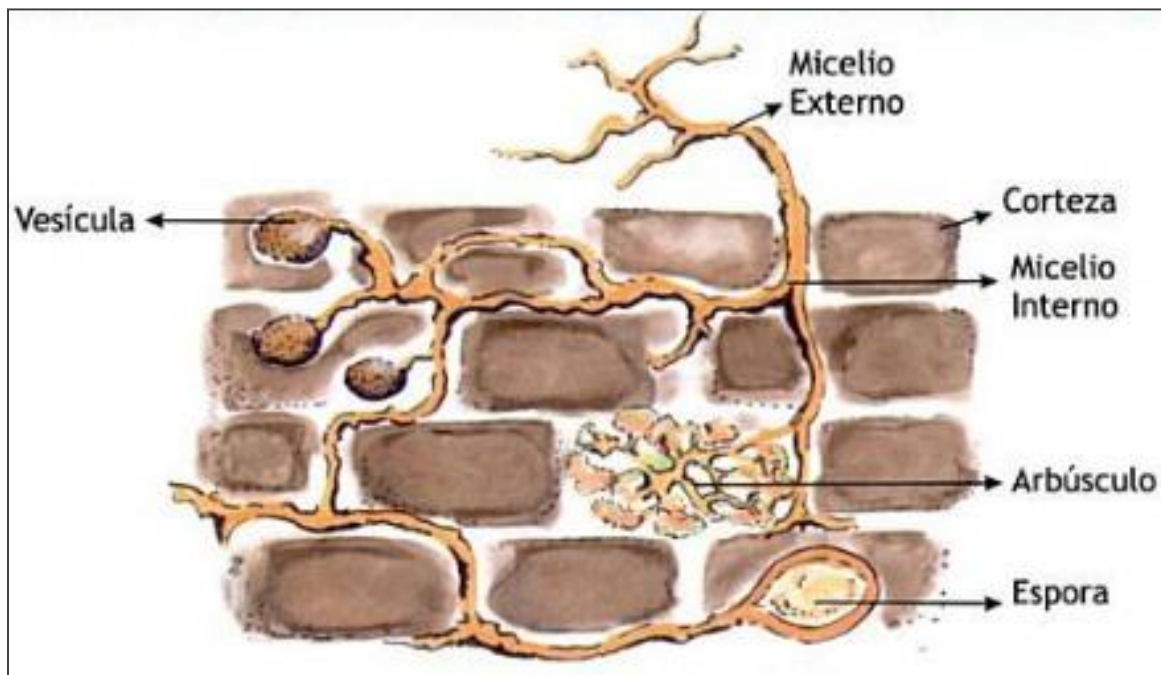


Figura.8. Estructuras típicas de las micorrizas arbusculares (Carpio, 2003).

## 2.12 Proceso de la colonización micorrícica

La asociación micorrícico-arbuscular es del tipo endomicorrícico, porque el hongo coloniza de manera obligada intracelularmente las células corticales y epidérmicas de la raíz, pero no se introducen en el sistema vascular o en los meristemos de la raíz. Los estados morfológicos de desarrollo son variables, pues dependen sobre todo de la especie de planta involucrada. En general las esporas del suelo germinan y la hifa fúngica crece desde la espora en el suelo hasta la superficie de las raíces, donde son diferenciadas para formar el apresorio.

Esta es la primera indicación de reconocimiento entre el hongo y la planta, ya que el apresorio no es formado sobre raíces no hospederas o sobre membranas o medios sintéticos.

La penetración de la raíz ocurre por medio del apresorio y el hongo con frecuencia se introduce forzando un camino entre dos células epidérmicas. En el interior de la corteza, la hifa ramificada penetra la pared celular cortical y se diferencia dentro de la célula para formar estructuras terminales altamente ramificadas conocidas como arbúsculos (Figura 9).

Los arbúsculos son estructuras que no atraviesan o interrumpen las membranas celulares de la planta, sino que los arbusculos invaginan el plasmalema, formando un nuevo compartimento denominado interface arbuscular; ahí los simbiontes están en contacto íntimo, separados por sus membranas, entre las cuales hay una capa de matriz interfacial de la planta y una mínima pared celular fúngica, esta interface es el sitio de intercambio de carbono y fosfato entre los vegetales y el hongo (Guzmán y Farías, 2005). En algunos casos las hifas se hinchan y forman vesículas ovoides que contienen lípidos y sustancias de reserva.

## 2.13 Importancia de la micorriza arbuscular

Los microorganismos benéficos juegan un papel fundamental: entre ellos se destacan los hongos formadores de micorriza arbuscular, los microorganismos fijadores de nitrógeno y las rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal (Azcón-Aguilar, 2000).

El papel de la actividad microbiana influye en la cinética de los procesos que se llevan a cabo en el suelo, tales como: la mineralización, inmovilización de nutrientes e igualmente en la participación activa del ciclaje de nutrientes. Los microorganismos influyen, no solo en el desarrollo y crecimiento de las plantas, sino también contribuyen en la protección de la planta contra patógenos del suelo y en el funcionamiento de los ecosistemas (Guerra, 2008; Martínez *et al.*, 2012).

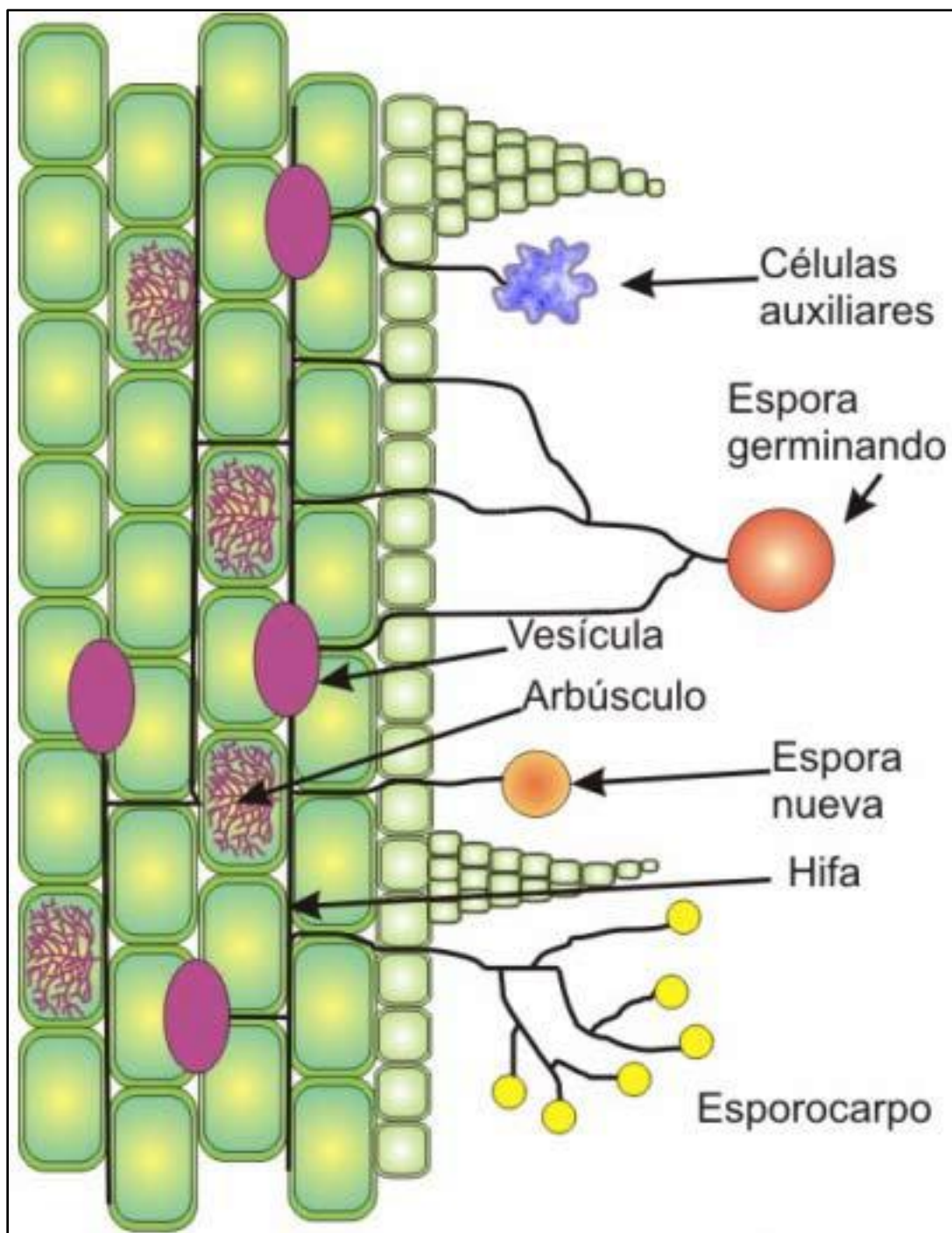


Figura 9. Diagrama de un hongo micorrizógeno arbuscular mostrando cómo las hifas penetran el córtex de una raíz para formar arbuscúlos y vesículas (De la Rosa y Monroy, 2006). Fuente: TIP Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas, 9(2):96-100, 2006.

### 3. JUSTIFICACIÓN

En la actualidad la Ciudad de México enfrenta el reto de mejorar su situación ambiental, ya que la escases de áreas verdes implica la reducción en el consumo de dióxido de carbono, incremento en la temperatura, disminución de la producción de oxígeno entre otros efectos que dañan la salud de la población humana, debido a esto, se realizó este proyecto basado en establecer mosaicos de vegetación xerofita para la naturación de azoteas, ya que la importancia de estas áreas radica en que además de ser lugar de recreo, esparcimiento, en edificaciones, la vegetación actúa como una gran capa captadora de la radiación solar, a la vez se minimiza el sobrecalentamiento del suelo o sustrato e influye en el microclima del espacio exterior, parte de la radiación solar es utilizada en los procesos fotosintéticos y biológicos de las plantas y en mecanismos evapotranspiratorios de regulación de su temperatura, lo cual contribuye al mejoramiento de la calidad de vida del ser humano.

### 4. PROBLEMÁTICA

Con el desarrollo de las ciudades se reduce el espacio libre para la vegetación. Actualmente existen en la Zona Metropolitana de la Ciudad de México un déficit de áreas verdes, para la Delegación Iztapalapa de la Ciudad de México donde está ubicada la FES Zaragoza, sitio donde se desarrolló el experimento, solo hay 3.1 m<sup>2</sup> de acuerdo con la OMS se recomienda no menos de 9 m<sup>2</sup> de áreas verdes por habitante.

Por lo anterior la naturación de azoteas es una alternativa para incrementar las áreas verdes

En este sentido las preguntas a responder con este trabajo fueron:

- ¿Los hongos micorrizógenos arbusculares favorecen el desarrollo, evaluado mediante la tasa de crecimiento relativo (TCR), de plantas de vegetación xerófila cultivadas en un modelo de naturación basado en contenedores de plástico?
- ¿La supervivencia del mosaico de plantas xerofitas micorrizadas es mayor que la de sus testigos sin inóculo micorrícico?

## 5. HIPÓTESIS

La inoculación de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), a un mosaico vegetal, favorecerá significativamente la supervivencia y crecimiento de plantas xerófitas, debido a que la simbiosis mutualista de plantas con HMA **aumenta** la captación de agua y nutrientes minerales del suelo para los vegetales, ya que los micelios de los hongos llegan a explorar volúmenes de suelo mayores que las plantas no micorrizadas y con esto promueve su mejor desarrollo y una mayor supervivencia de las plantas.

## 6. OBJETIVOS

### 6.1 Objetivo general:

- Cultivar a través de un modelo de mosaico especies de vegetación xerófitas a fin de comparar su desarrollo bajo la aplicación de un inóculo multiespecífico de HMA contra testigos sin micorrizar.

### 6.2 Objetivos específicos:

- Establecer un modelo de mosaico de vegetación que sea autosuficiente en irrigación, es decir que solo reciba el aporte hídrico de la lluvia (cero riego).
- Establecer un modelo que sea de bajo costo y que cumpla con las características, para el tipo de naturación extensivo, establecidas en la Norma Ambiental NADF-013-RNAT-2007.
- Determinar la tasa de crecimiento relativo de las especies estudiadas.
- Determinar la supervivencia de: *Echinopsis multiplex*, *Mammillaria haageana*, *Mammillaria compressa*, *Opuntia microdasys* y *Sedum moranense*.
- Determinar la colonización micorrízica de las plantas inoculadas al final del periodo de la experimentación (seis meses).

## 7. MATERIALES Y MÉTODOS

### 7.1 Descripción del sitio experimental.

El trabajo experimental se estableció en la zona oriente de la Ciudad de México, en la azotea del Laboratorio de Desarrollo de Procesos para el Tratamiento de Residuos (antes Centro de Acopio) perteneciente a la FES Zaragoza del *Campus II*. El experimento fue monitoreado durante 25 semanas.

### 7.2 Material biológico

Se adquirieron en un comercio del mercado de Cuernavaca, Xochimilco, D. F. 20 ejemplares de cada una de las siguientes especies de cactáceas: *Echinopsis multiplex*, *Mammillaria haageana*, *Mammillaria compressa*, y *Opuntia microdasys*, así como ejemplares de *Sedum moranense*.

El experimento se llevó a cabo montando dos tipos de lotes uno experimental y el otro control (Figura 10).

Unidad experimental: Se montaron en 10 unidades las siguientes plantas *Echinopsis multiplex*, *Mammillaria haageana*, *Mammillaria compressa*, *Opuntia microdasys* y *Sedum moranense*, se agregó 5.950 kg de sustrato y 50 g de inóculo multiespecífico de HMA proveniente del Parque Ecológico Cubitos, de Pachuca, Hidalgo ya que este inóculo ha sido caracterizado en estudios anteriores y se ha comprobado su eficiencia.

Unidad control: Se montaron en 10 unidades las siguientes plantas *Echinopsis multiplex*, *Mammillaria haageana*, *Mammillaria compressa*, *Opuntia microdasys* y *Sedum moranense* a los cuales no se les adicionó inóculo de HMA, únicamente se le agrego 6.0 kg de sustrato.



Figura 10. Vista del mosaico de vegetación xerofita ya instalado en la azotea del centro de acopio mostrando su sección experimental y el control.

### 7.3 Descripción del modelo.

El modelo consistió en el uso de contenedores de plástico reforzado de las siguientes medidas: 49 cm de largo x 38 de ancho, con una profundidad de 15.5 cm.



Figura 11. Contenedor empleado.

#### 7.4 Descripción del sustrato a emplear

El suelo que se utilizó en el experimento provino de una localidad ubicada al NO del poblado de Santiago de Anaya (20°22'715" latitud N; 98°56'114" longitud O), perteneciente al municipio del mismo nombre y localizado en el Valle de Actopan (Hidalgo, México), a una altitud de 2161 m, este suelo esta caracterizado y se encontró disponible en el lugar donde se desarrollo el experimento. El suelo se tamizo con una malla de 2 mm con la finalidad de eliminar partículas grandes de materia orgánica, piedras, raíces, etc., después se realizo una mezcla homogénea con arena sílica en relación 1: 2 (v/v) para mejorar el drenaje en la mezcla (1 suelo, 2 arena sílica). Posteriormente el suelo se esterilizo tres veces durante una hora cada vez (eliminando con ello microorganismos), con una temperatura entre 110-120°C y a una presión entre 1.2 y 1.4 libras/pulgada 2 (Álvarez – Sánchez y Monroy, 2008) en autoclave.



Figura 12. Suelo de Santiago de Anaya, Hgo.



Figura 13. Sustrato preparado con suelo y arena sílica relación 1:2 (v/v).

#### 7.5 Descripción del mosaico

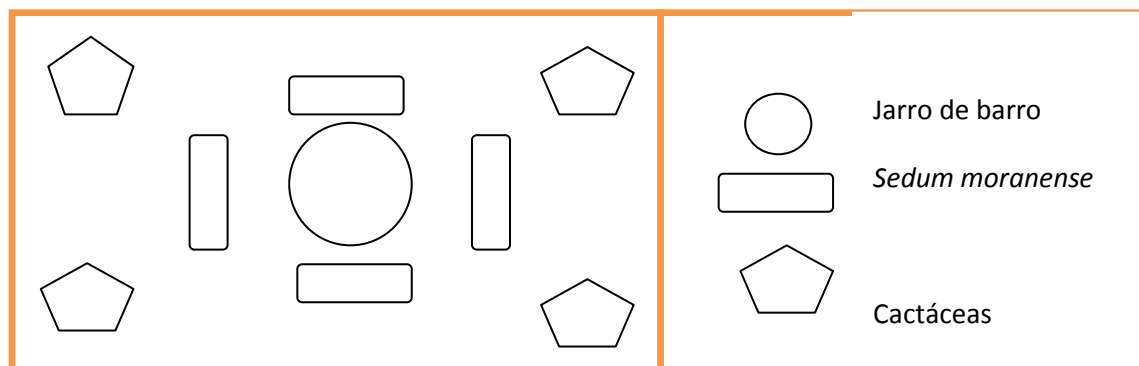


Figura 14. Descripción del mosaico.

Para establecer las plantas se acondicionó el contenedor a través del siguiente procedimiento: se plegó y colocó en la base de los contenedores tela (manta de cielo) en forma de cruz, la cual se dejó de tal manera que desbordara en las paredes del contenedor, sirviendo como sistema evaporador, ya que la tela al ser de algodón tiene la capacidad de absorber el agua lentamente y por capilaridad ayudar a evaporarla, de tal manera que evitara el exceso de agua en el suelo (Figura 15 b). Después se colocaron 2 ½ kg de tezontle sobre toda la superficie del contenedor esto para funcionar como dren (Figura 15 c), encima de este se colocó tela pellón de tal manera que formara el contenedor (Figura 15 d), ya una vez formado el molde del contenedor con el pellón, al centro del modelo se colocó un jarro de barro semicocido con una capacidad de 300 ml que sirvió para almacenar agua de lluvia y proporcionar humedad a las plantas (Figura 15 e), después se le agregaron 6 kg de la mezcla arena sílica y sustrato (relación 2:1) la cual constituyó el sustrato donde fueron trasplantados los ejemplares (Figura 15 f), una vez que se terminó de montar, el jarro fue llenado con agua; y sellado con una capa de esponja; esto con la finalidad de evitar su evaporación (Figura 15 g). Las plantas empleadas fueron *Echinopsis multiplex*, *Mammillaria haageana*, *Mammillaria compressa* y *Opuntia microdasys*, estas 4 especies se trasplantaron cerca de las esquinas de cada contenedor y para tapizar los espacios vacíos se colocaron plantas de *Sedum moranense*, cuatro matas por mosaico. Finalmente se les colocó encima una capa de tul; esto con la finalidad de evitar que plantas invasoras pudieran establecerse en el sistema (Figura 15 i).

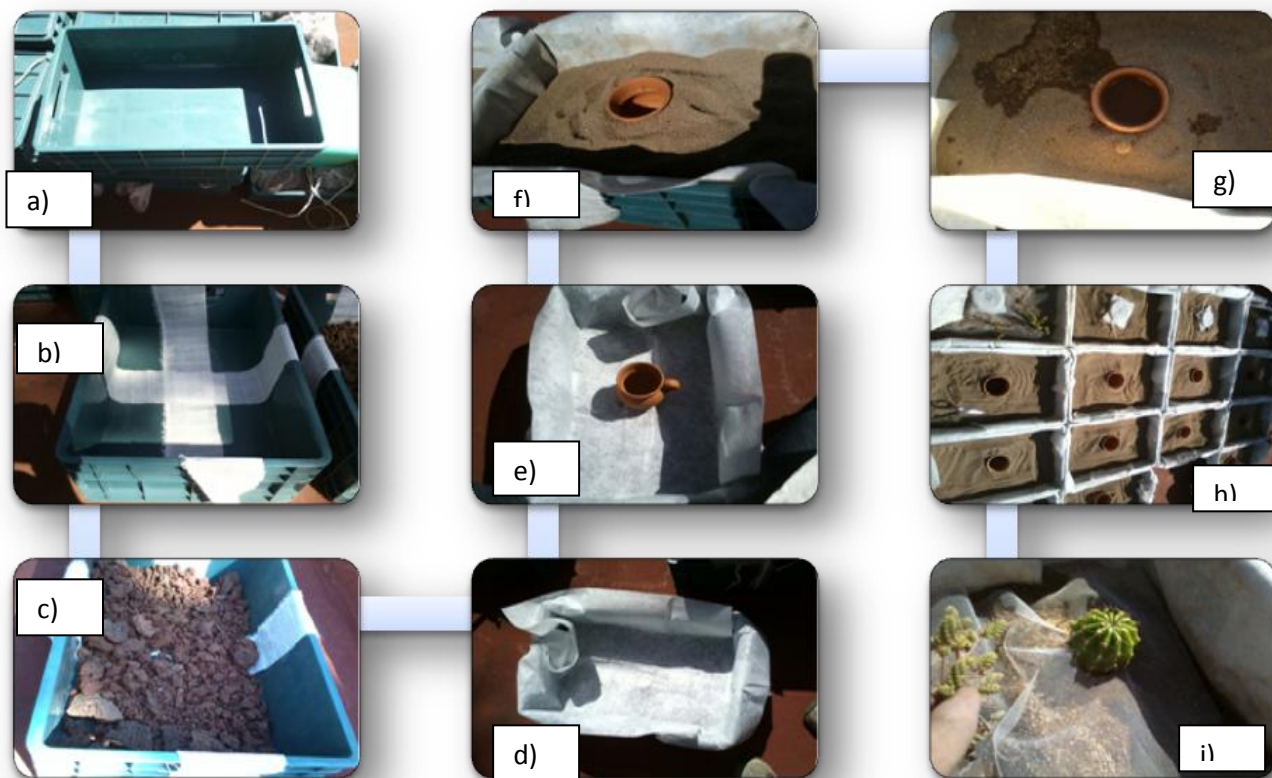


Figura 15. Diagrama del procedimiento que se siguió para obtener el mosaico: a) contenedor, b) cruz de manta de cielo, c) capa de tezontle, d) tela pellón, e) jarro al centro del contenedor, f) contenedor relleno con el sustrato, g) jarro llenado con agua, h) modelos formando el mosaico, i) capa de tul.



Figura 16. Modelo ya establecido.



Figura 17. Modelos conformando el mosaico.

### 7.6 Análisis de suelo

Se realizó el análisis de suelo al inicio del experimento, se tomaron dos muestras compuestas de la unidad experimental y dos de la unidad control, a fin de analizar cuatro muestras, al finalizar el experimento por cada lote se analizaron; dos muestras para el lote control y dos para el lote experimental, a las que se les realizaron análisis físicos y químicos del suelo determinando lo que se muestra en la siguiente tabla:

| Análisis                                 | Método                                               |
|------------------------------------------|------------------------------------------------------|
| Densidad aparente (D.A)                  | Método de la probeta                                 |
| Densidad real (D.R)                      | Método del picnómetro                                |
| Textura                                  | Hidrómetro de Bouyoucos                              |
| pH                                       | Potenciómetro (suelo-agua 1:1 y pasta de saturación) |
| Capacidad de intercambio cationico (CIC) | Acetato de amonio                                    |
| Materia orgánica (MO)                    | Método de Walkey y Black                             |
| Conductividad eléctrica (CE)             | Conductivímetro                                      |

### 7.7 Cuantificación de esporas del inóculo

El suelo que sirvió como inóculo se le realizó la extracción de esporas, por el método de tamizado húmedo y decantación, establecido por Gerdemann y Nicolson (1963) y se realizó el conteo de esporas en 100 g de suelo.

La metodología para su extracción y conteo fue la siguiente:

1.- De la muestra colectada en el Parque Ecológico Cubitos, de Pachuca, Hidalgo, se pesaron 100 g de suelo, el cual es una mezcla de suelo con raíces colonizadas y micelio externo de los HMA. La muestra se colocó en una probeta de 1000 ml, se adicionó agua de la llave hasta cubrir  $\frac{3}{4}$  de la capacidad del recipiente. Mediante un agitador eléctrico o una varilla de cristal se movió la mezcla durante 3 min para romper los agregados y raíces para liberar las esporas. Se detuvo la agitación y se dejó reposar 30 seg para que sedimentaran las partículas de suelo, luego la suspensión se filtró a través de una serie de tamices de distinta apertura de malla acoplados de mayor a menor (1000  $\mu$ , 500  $\mu$  y 44  $\mu$ ). Se agregó agua al vaso que contiene la muestra de suelo y se repitió el paso dos hasta completar tres veces la operación.

Las muestras retenidas en los tamices de 500 y 44  $\mu$  fueron enjuagadas al chorro del agua y posteriormente recuperadas en una caja Petri para su observación bajo un microscopio óptico a 40x para realizar el conteo de esporas.

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 y bajo un microscopio óptico se realizó el conteo de esporas.

#### 7.8 Porcentaje de colonización micorrízica

Para el porcentaje de colonización micorrízica, se utilizaron las raíces de las plantas estudiadas, esto tanto al inicio como al final del experimento, tomando una muestra compuesta por cada unidad, tanto para la control como para la experimental, en este caso a 5 ejemplares de cada especie le fueron cortadas sus raíces secundarias, para realizar el clareo y tinción de raíces, por el método de Phillis y Hayman (1970).

Los pasos que se siguieron en este método fueron:

1. *Clareo*. Las raíces, libres de suelo, se colocaron en recipientes de plástico a los que se les agregó 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% 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 procedió a la tinción.
4. *Tinción*. Los recipientes que contenían las raíces se cubrieron con la solución colorante (azul de tripano al 0.05% en lactoglicerol) y se dejaron reposar 24 h.
5. *Decoloración*. El colorante se eliminó y se decoloraron las raíces con lactoglicerol limpio.

Se colocaron las raíces clareadas y teñidas en cajas Petri con agua. En un portaobjetos se colocaron 10 segmentos de raíz de aproximadamente 1 cm, paralelamente unos a otros. Sobre las raíces se adicionaron gotas de PVLG, se colocaron los cubreobjetos, se eliminaron las burbujas y se realizó el “squash”. Para realizar la evaluación se observó al microscopio con los objetivos de 16, 40 y 100X; se efectuaron tres pasajes equidistantes por laminilla, de forma ortogonal a los segmentos.

Al revisar el campo óptico donde se encontró un segmento que contiene hifas, vesículas y/o arbuscúlos, independientemente de la intensidad de la micorrización, se dio el valor de uno para la evaluación total. El porcentaje de colonización micorrícica total se obtuvo mediante la siguiente fórmula:

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

### 7.9 Supervivencia

La supervivencia de las plantas se registró semanalmente desde que fueron plantadas en el mosaico hasta el término del experimento; se calculó el porcentaje de número de plantas vivas respecto al número inicial de plantas, empleando la siguiente fórmula:

Porcentaje de supervivencia =  $[\text{Número de individuos iniciales} \times 100] / \text{Número de individuos finales}$ .

### 7.10 Tasa de crecimiento relativo

Se registro periódicamente el desarrollo de las especies que conformaron el modelo de mosaico de vegetación xerófita a partir de la medida del vástago, para poder calcular la tasa relativa de crecimiento y la supervivencia.

La tasa de crecimiento relativo de las plantas o RGR por sus siglas en inglés (Relative Growth Rate) se calcula a partir de la altura máxima de las plantas completas al inicio y al final del periodo de monitoreo del experimento. Se utilizará el modelo de crecimiento exponencial, el cual describe adecuadamente la fase inicial del desarrollo vegetal (Charles-Edwards *et al.*, 1986). La fórmula a emplear 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:  $[(\text{mm}/\text{mm})/\text{d}]$  o  $[\text{d}^{-1}]$ .

#### 7.11      Análisis estadístico

A los resultados obtenidos se les aplicaron pruebas estadísticas de significancia, que se basaron en la comparación de medias entre el tratamiento y el testigo para evaluar las diferencias entre lotes de la sección experimental y lotes de la sección control, utilizando el programa Infostat versión 2011, mediante el cual se usó la prueba Shapiro-Wilks (modificado), para determinar la normalidad de los datos, después de este análisis se utilizaron ANOVAS paramétricas y no paramétricas de un factor, a los datos que presentaron una distribución normal se aplicó la prueba T de Student para muestras independientes, en los casos donde la distribución no fue normal se aplicó la prueba de Kruskal Wallis.

Este programa se aplicó, para las siguientes variables: supervivencia, altura máxima, cobertura (diámetro medio) y tasa de crecimiento relativo.

8 Diagrama de bloques

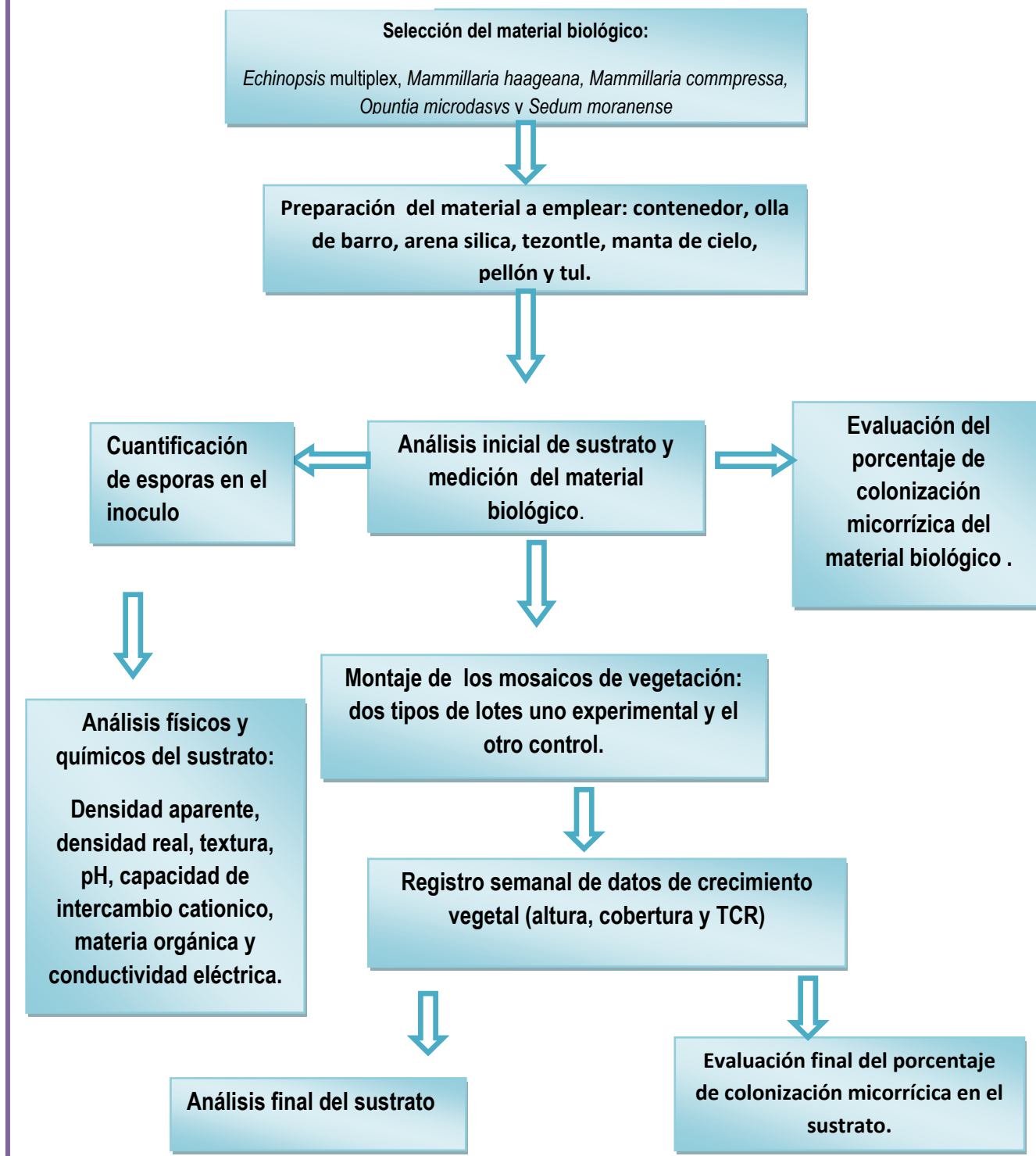


Figura 18. Diagrama de bloques del método.

## 9 RESULTADOS

- Análisis de suelo

Cuadro 3. Resultados de los análisis físicos y químicos del suelo

| ANÁLISIS                                            | INICIAL                | FINAL                  |                        |
|-----------------------------------------------------|------------------------|------------------------|------------------------|
|                                                     |                        | M+                     | M-                     |
| Densidad aparente (D.A.) g/cm <sup>3</sup>          | 1.23                   | 1.25                   | 1.25                   |
| Densidad real (D.R.) g/cm <sup>3</sup>              | 2.38 g/cm <sup>3</sup> | 2.64 g/cm <sup>3</sup> | 2.75 g/cm <sup>3</sup> |
| Textura                                             | Franco arenosa         | Franco arenosa         | Franco arenosa         |
| pH                                                  | 6.97                   | 7.16                   | 7.28                   |
| Capacidad de intercambio catiónico (CIC) meq/100 g. | 24.96                  | 20.16                  | 18.10                  |
| Materia orgánica (MO) %                             | 0.57                   | 0.82                   | 0.71                   |
| Conductividad eléctrica (CE) µS                     | 2.03                   | 3.04                   | 3.04                   |

En el Cuadro 3 se presentan los análisis físicos y químicos del suelo empleado, antes (suelo esterilizado) y después del experimento (suelo M+ y suelo M-). De acuerdo con la NOM 021-RECNAT-2000, los datos mostrados indican que el suelo es poroso con buen drenaje ya que los valores obtenidos para densidad aparente son bajos ya que están entre 1.23 y 1.25, la textura que presenta es franco arenosa, con un pH neutro se encuentra en el intervalo de 6.6 a 7.3, tiene una baja cantidad de (M.O) ya que el porcentaje está entre 0.6 - 1.5, la CIC, es media ya que está entre 15-24 (mol(+)/kg<sup>-1</sup>), presenta una salinidad baja.

Cuantificación de esporas:

Se pudieron contabilizar un promedio de 300 esporas en 100 gramos de suelo.

- Análisis al material biológico

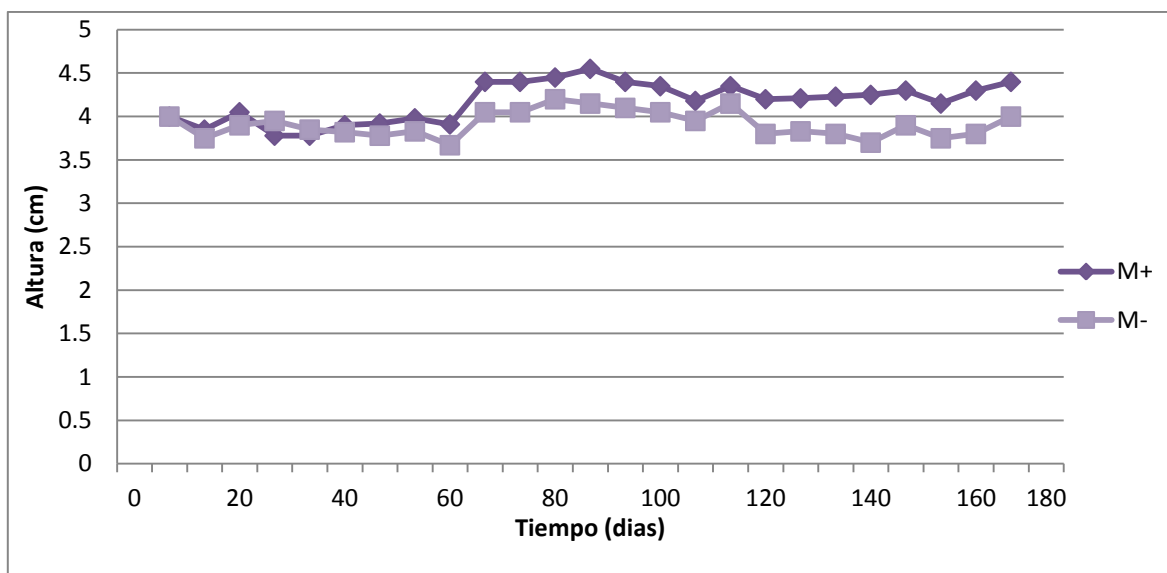
Cuadro 4. Porcentaje de supervivencia en los individuos micorrizados (M+).

| Especie                      | Individuos iniciales | Individuos finales | Porcentaje de supervivencia |
|------------------------------|----------------------|--------------------|-----------------------------|
| <i>Echinopsis multiplex</i>  | 10                   | 10                 | 100%                        |
| <i>Mammillaria compressa</i> | 10                   | 10                 | 100%                        |
| <i>Mammillaria haageana</i>  | 10                   | 10                 | 100%                        |
| <i>Opuntia microdasys</i>    | 10                   | 10                 | 100%                        |
| <i>Sedum moranense</i>       | 40                   | 35                 | 87.5%                       |

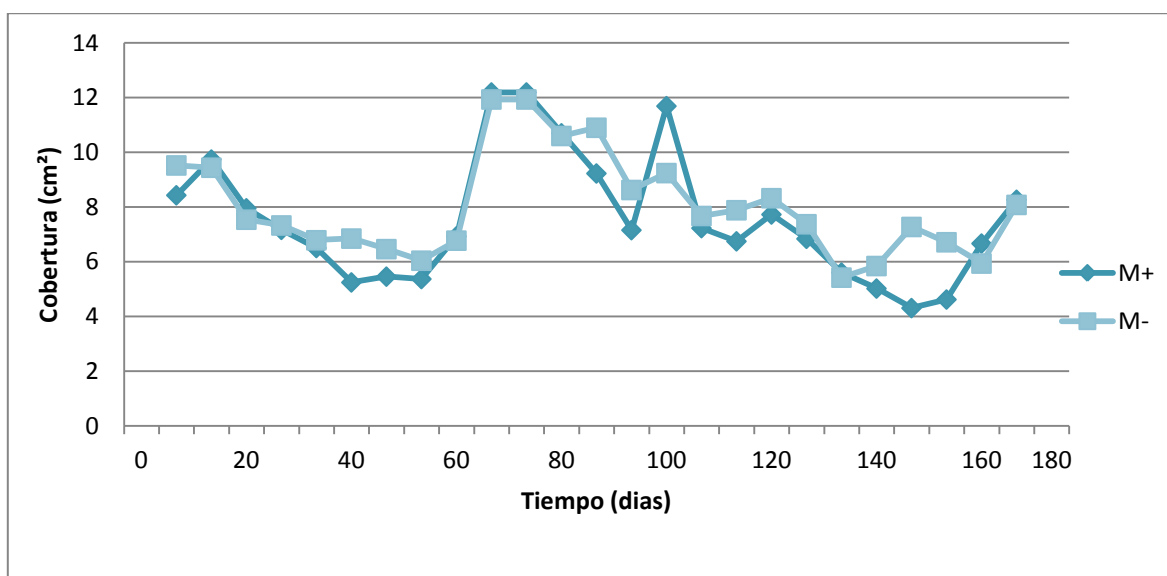
Cuadro 5. Porcentaje de supervivencia en los individuos no micorrizados (M-).

| Especie                      | Individuos<br>iniciales | Individuos<br>finales | Porcentaje de<br>supervivencia |
|------------------------------|-------------------------|-----------------------|--------------------------------|
| <i>Echinopsis multiplex</i>  | 10                      | 10                    | 100%                           |
| <i>Mammillaria compressa</i> | 10                      | 10                    | 100%                           |
| <i>Mammillaria haageana</i>  | 10                      | 10                    | 100%                           |
| <i>Opuntia microdasys</i>    | 10                      | 10                    | 100%                           |
| <i>Sedum moranense</i>       | 40                      | 38                    | 95%                            |

Como se muestra en los Cuadros 4 y 5 se calculo el porcentaje de supervivencia a partir de la formula:  $[\text{Número de individuos iniciales} \times 100] / \text{Número de individuos los ejemplares}$ , se observa que *Echinopsis multiplex*, *Mammillaria compressa*, *Mammillaria haageana*, *Opuntia microdasys* consiguieron sobrevivir al 100%, por su parte *Sedum moranense* presentó una pérdida del 12.5 % para las plantas micorrizadas (M+) y para los no micorrizados (M-) de 5%, debido a que fueron desenterrados de los mosaicos por aves que anidan en los alrededores. Al aplicarle el análisis estadístico no paramétrico (Kruskal-Wallis) se obtiene un valor  $p < 0.05$  lo cual indica que hay diferencias significativas para ambos lotes.



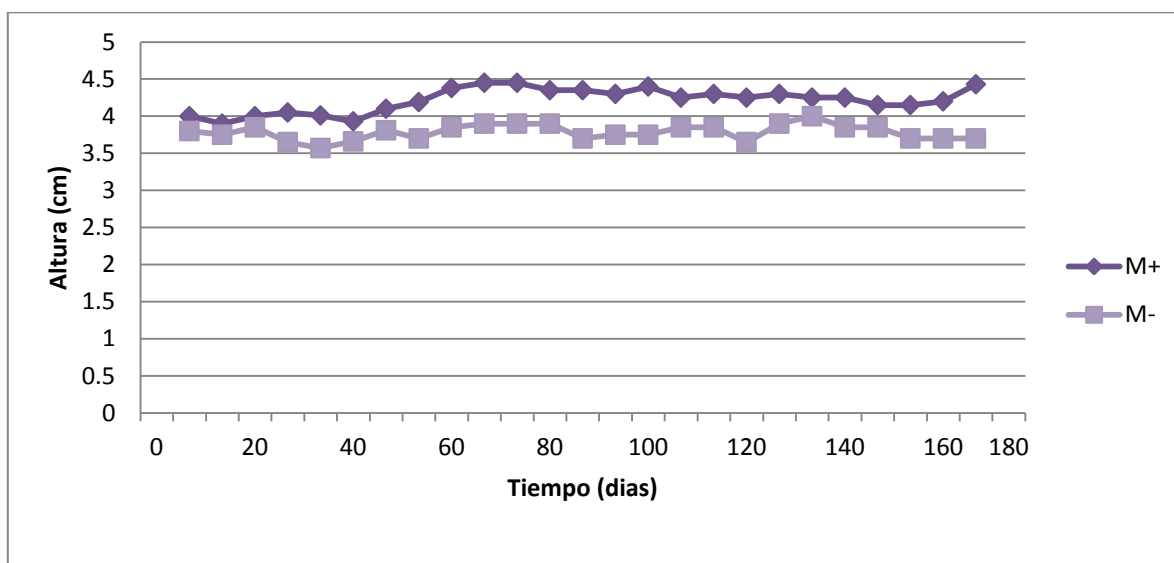
Gráfica 1. Altura promedio obtenida en el transcurso de 25 semanas en *Echinopsis multiplex*, en la unidad experimental (M+) y en la unidad control (M-)



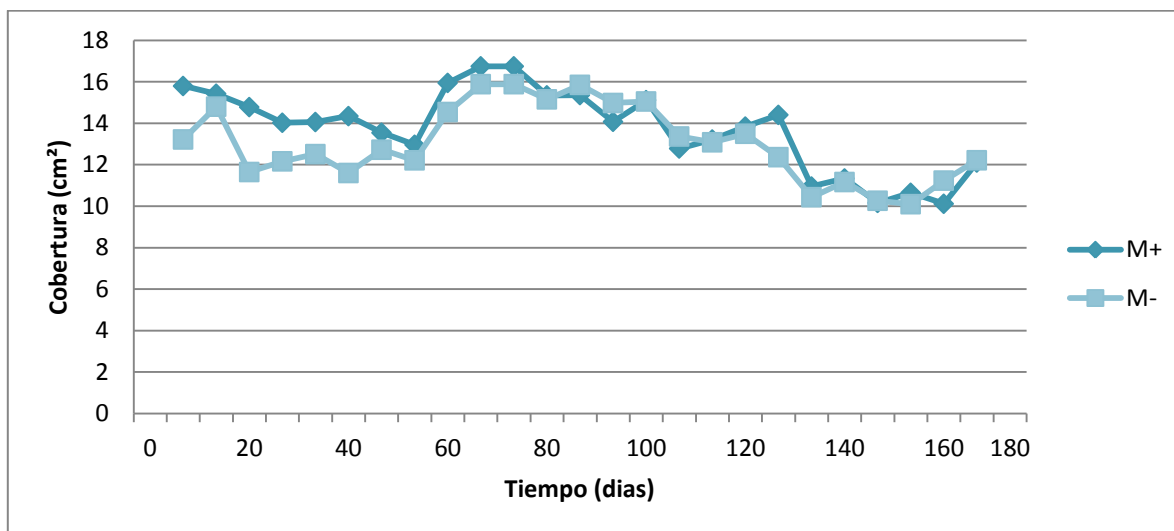
Gráfica 2. Cobertura promedio obtenida en *Echinopsis multiplex*, durante 25 semanas en la sección control (M-) y en la experimental (M+).

Lo que se observa en la Gráfica 1 es la altura de *Echinopsis multiplex* en el transcurso de 25 semanas, la altura inicial para el tratamiento micorrizado (M+), así como para no micorrizado (M-), al aplicarles el análisis paramétrico (prueba T de student), se obtuvo  $p > 0.05$  lo cual nos indica que no hay diferencias significativas, lo mismo ocurrió para la cobertura como lo muestra la Gráfica 2. También, al final del experimento comparando medias del tratamiento y del testigo para ambas variables (altura y cobertura), se tiene que  $p > 0.05$  es decir que no hay diferencias significativas.

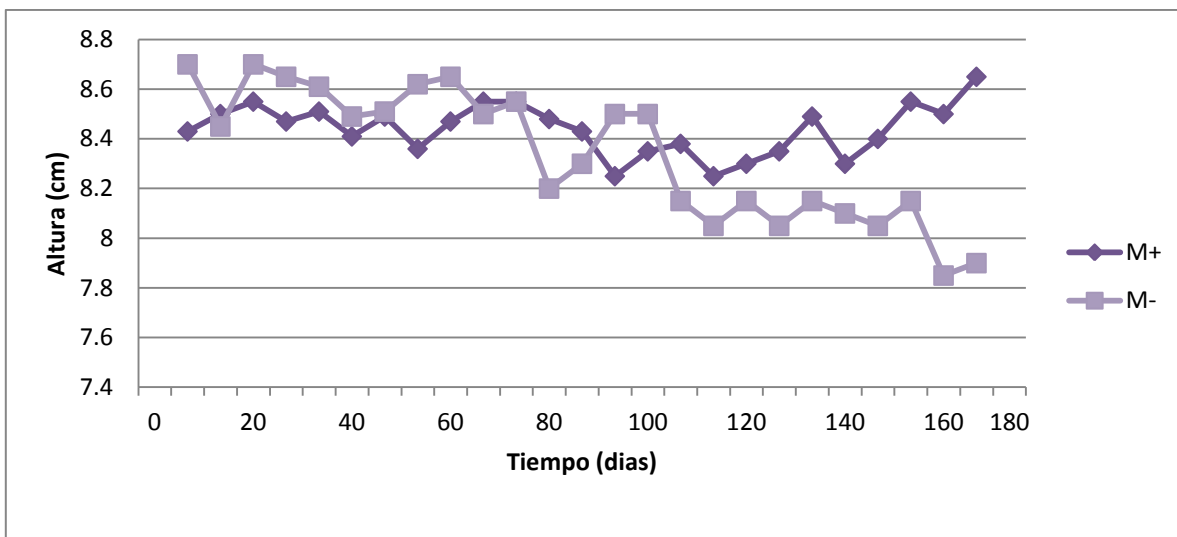
Durante la primera semana, la altura de *Mammillaria compressa* disminuyó mínimamente, esto debido al trasplante; a partir del día 20 ambas plantas se estabilizaron y pudieron mantener una altura constante y las que presentaron ligero crecimiento fueron las micorrizadas. Para la Gráfica 3, se tiene que los ejemplares pertenecientes a la sección experimental (M+), presentaron un ligero aumento en su altura, mientras que en los (M-) mantuvo constante la altura. Esto se refleja al aplicar el análisis paramétrico (prueba T de student) donde  $p > 0.05$  que indica que no hay diferencias significativas, pues la cobertura es constante en ambos casos. Inicialmente tuvo un aumento en época de calor y va disminuyendo ligeramente al transcurrir los días; al compararlos entre (M+) y (M-), quien responde mejor al cambio son los micorrizados (M+), como se observa en la Gráfica 4.



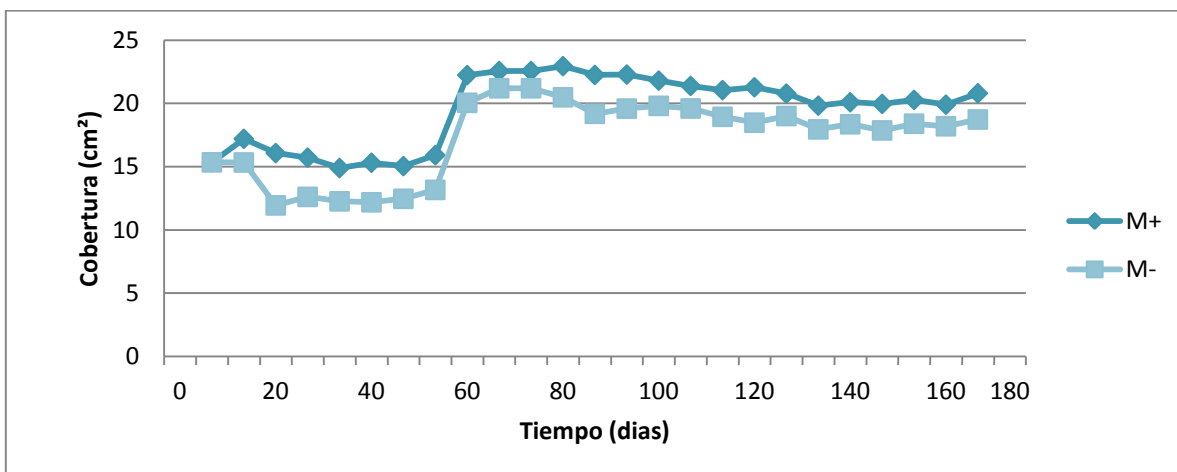
Gráfica 3. Altura promedio obtenida en *Mammillaria compressa*, durante 25 semanas en la unidad experimental (M+) y la control (M-).



Gráfica 4. Cobertura promedio obtenida en *Mammillaria compressa*, durante 25 semanas en la sección control (M-) y en la experimental (M+).

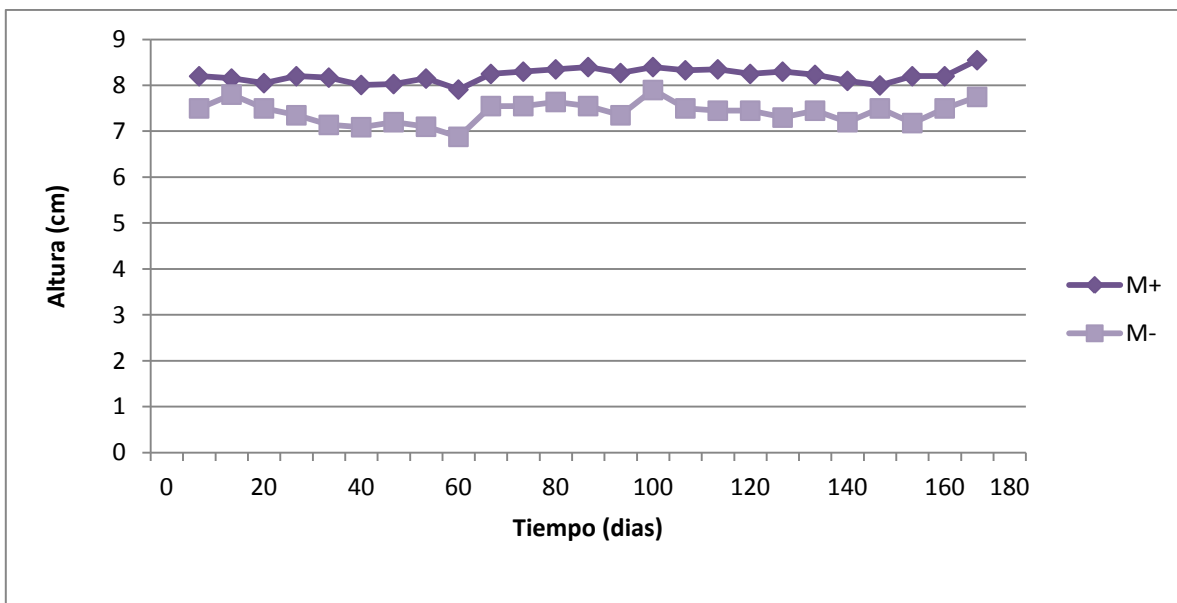


Gráfica 5. Altura promedio obtenida en *Mammillaria haageana* durante 25 semanas en la unidad experimental (M+) y la control (M-).

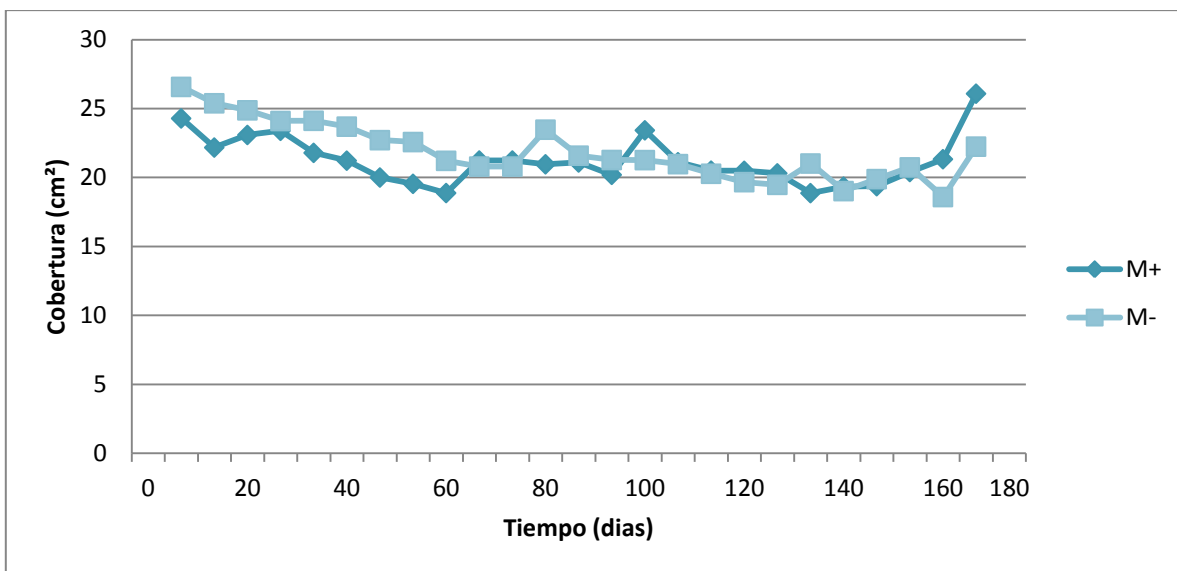


Gráfica 6. Cobertura promedio obtenida en *Mammillaria haageana*, durante 25 semanas en la sección control (M-) y en la experimental (M+).

En la Gráfica 5, los ejemplares micorrizados, presentan una altura constante y los no micorrizados disminuyeron su altura y al comparar entre ambos grupos estadísticamente, con la prueba de Kruskal-Wallis, se obtuvo una  $p > 0.05$ , no habiendo diferencias significativas. Para cobertura, como se observa en la Gráfica 6, es constante y también se ve favorecida por la primavera ya que presenta un aumento en su espesor y al aplicarle la prueba T de student no presenta diferencias significativas.

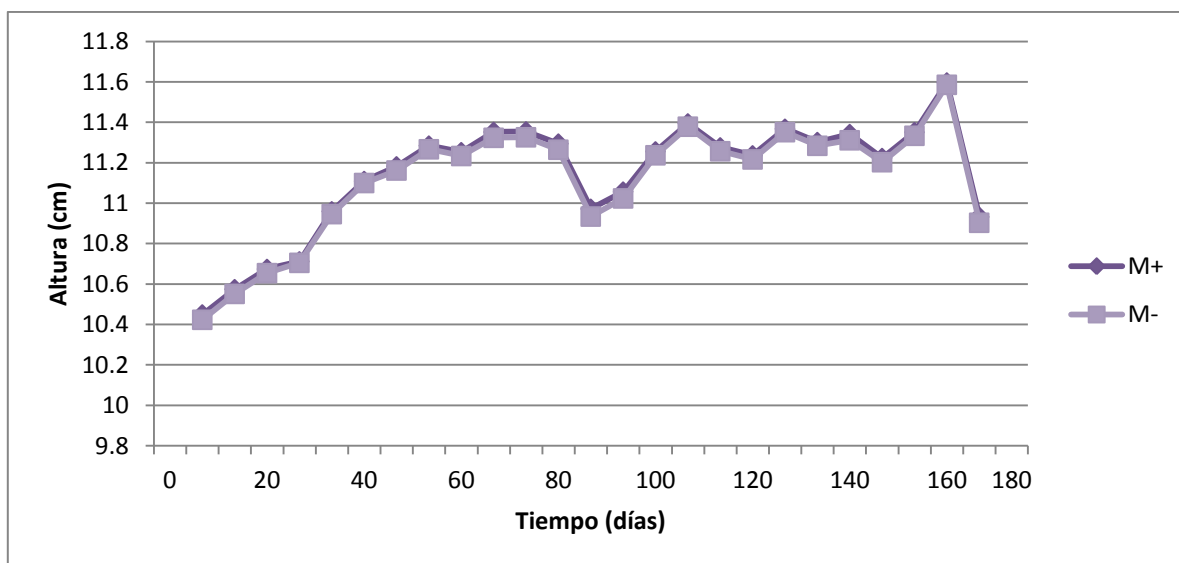


Gráfica 7. Altura promedio obtenida en *Opuntia microdasys* durante 25 semanas en la unidad experimental (M+) y la control (M-).

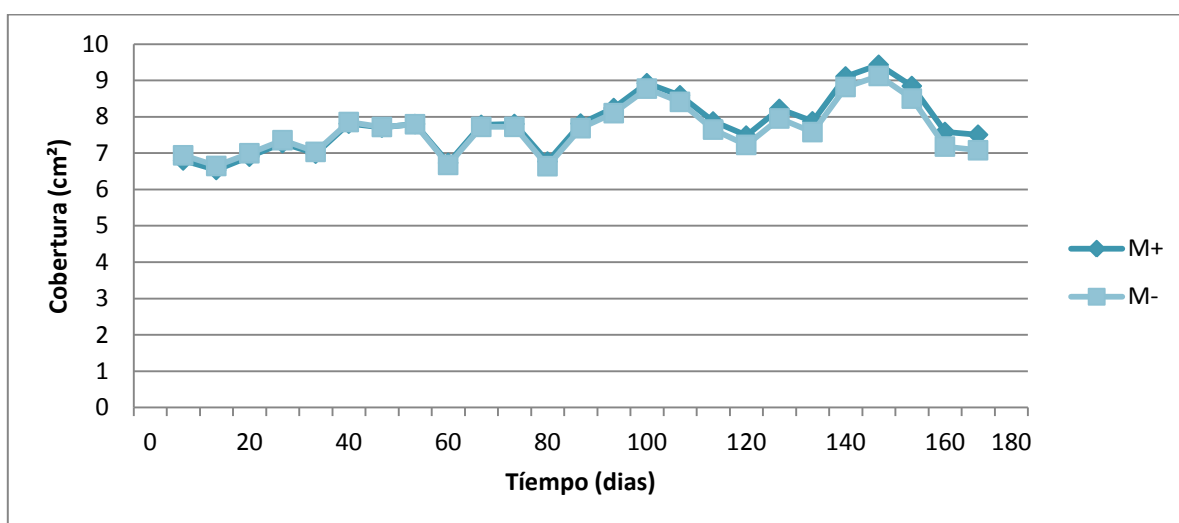


Gráfica 8. Cobertura promedio obtenida en *Opuntia microdasys*, durante 25 semanas en la sección control (M-) y en la experimental (M+).

En *Opuntia microdasys*, como se muestra en la Gráfica 7, presenta una altura que permanece constante para los organismos (M+), en cambio para los (M-), al inicio del experimento presentan un ligero crecimiento, después decrece y se hace constante su altura, pero sin superar a los (M+); lo mismo sucede para la cobertura (Gráfica 8), la cual disminuye en ambos casos; al aplicarles la prueba T de student, muestra que no hay diferencias significativas de cobertura porque  $p > 0.05$ .



Gráfica 9. Altura promedio obtenida en *Sedum moranense* durante 25 semanas en la unidad experimental (M+) y la control (M-).

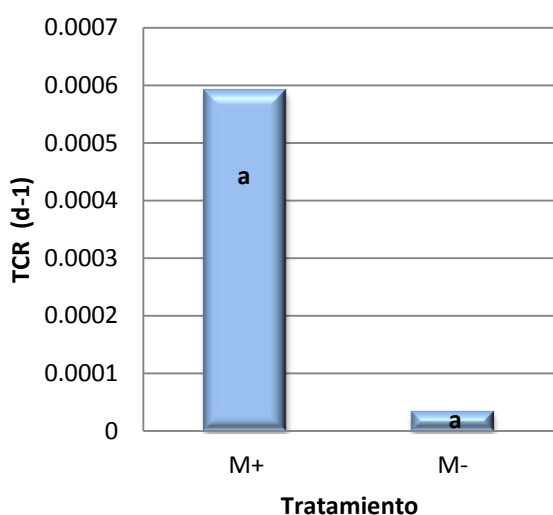


Gráfica 10. Cobertura promedio obtenida en *Sedum moranense*, durante 25 semanas en la sección control M- y en la experimental M+.

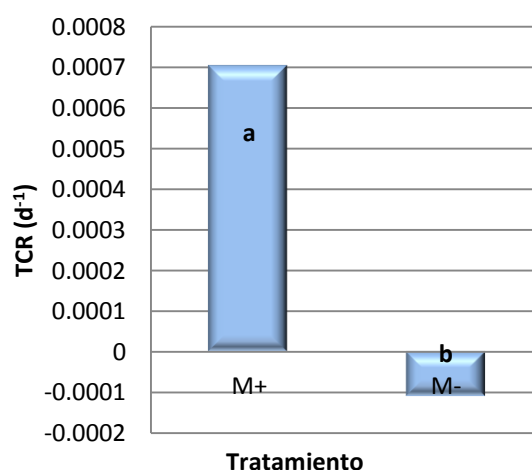
En *Sedum moranense*, como se observa en las Gráficas 9 y 10, tanto la cobertura como altura en el caso de las plantas (M+) y (M-), se mantienen constantes, lo cual indica que la planta es apta para soportar ambientes extremos ya sea micorrizada o sin micorrizar.

La tasa de crecimiento relativo (también conocida por las siglas RGR, del inglés “relative growth rate”), que se define como el incremento de biomasa por unidad de biomasa y tiempo. El crecimiento en sus primeros estadios suele tener una dinámica exponencial y suele reflejar diferencias significativas entre especies (Valladares., 2004), al analizarlo estadísticamente con pruebas paramétricas (T de student) y no paramétricas (Kruskal Wallis) respectivamente. Se obtuvo que *Echinopsis multiplex*, no presenta diferencias significativas. Lo mismo que sucede con *Opuntia microdasys* al reflejar un valor  $p > 0.05$ , debido a que en la Gráfica 11 y 14 muestra que ambas especies crecieron un poco en el tratamiento M+, en caso de las no micorrizadas, lo que sucedió fue una disminución de talla.

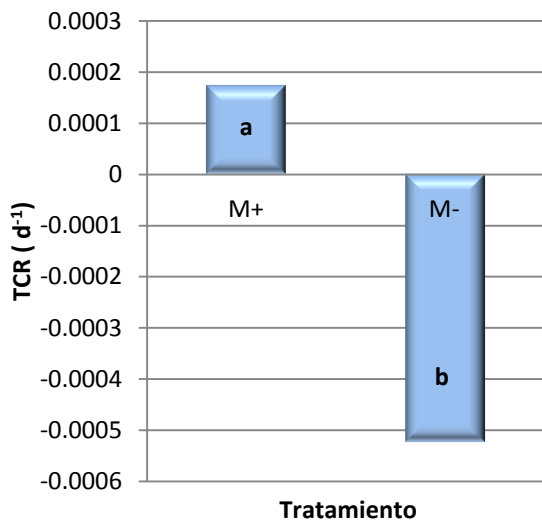
*Mammillaria compressa*, *Mammillaria haageana* y *Sedum moranense*, sí presentan diferencias significativas en TCR ya que al aplicarles la prueba de t, se obtuvo una  $p < 0.005$ , lo mismo que para *Sedum moranense*, al aplicarle la prueba de Kruskal–Wallis,  $p < 0.05$ , esto se puede observar en sus respectivas graficas (Gráfica 12,13 y 15), donde se observa que a comparación de las plantas micorrizadas, las no micorrizadas no crecieron.



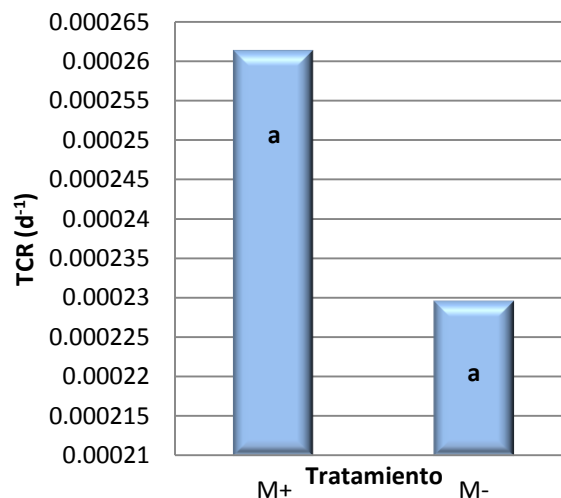
Gráfica 11. Tasa de crecimiento relativo (TCR) de *Echinopsis multiplex* durante el experimento, letras iguales representan que no hay diferencias significativas entre tratamientos ( $p > 0.05$ ).



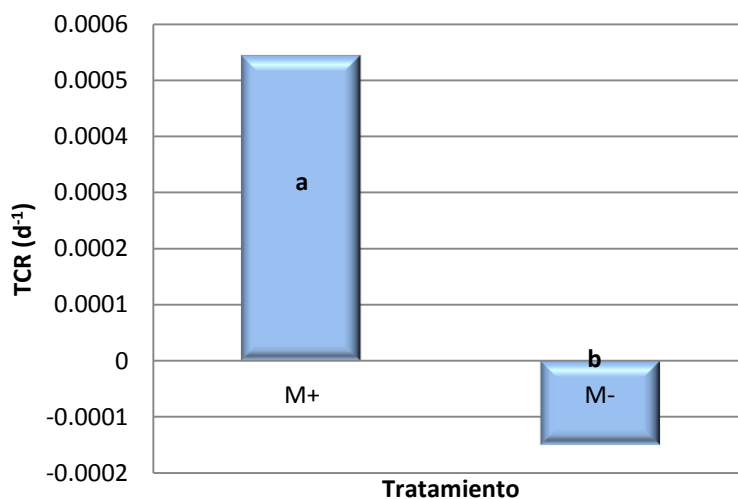
Gráfica 12. Tasa relativa de crecimiento (TCR) de *Mammillaria compressa* durante el experimento, letras diferentes representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p < 0.05$ ).



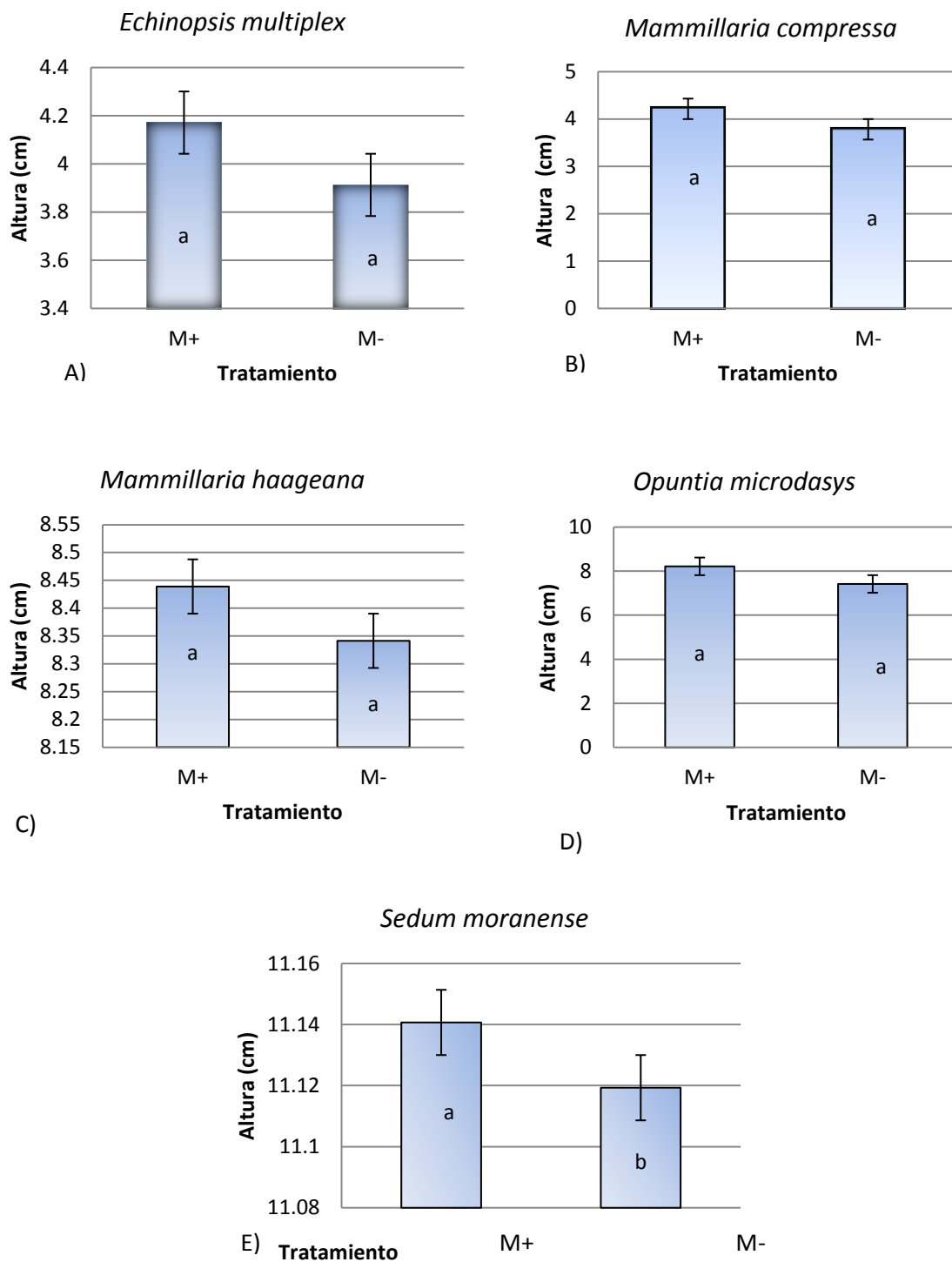
Gráfica 13. Tasa relativa de crecimiento (TCR) de *Mammillaria haageana* durante el experimento, letras diferentes representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p < 0.05$ ).



Gráfica 14. Tasa relativa de crecimiento (TCR) de *Opuntia microdasys* durante el experimento, letras iguales representan que no hay diferencias significativas entre tratamientos ( $p > 0.05$ ).



Gráfica 15. Tasa relativa de crecimiento (TCR) de *Sedum moranense* durante el experimento, letras diferentes representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p < 0.05$ ).



Gráfica 16. Promedio de altura obtenida al finalizar el experimento con barra de desviación estándar, en cada tratamiento por especie: A) *Echinopsis multiplex*, B) *Mammillaria compressa*, C) *Mammillaria haageana*, D) *Opuntia microdasys*, E) *Sedum moranense*. Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p < 0.05$ ), letras iguales representan que no hay diferencias significativas entre tratamientos ( $p > 0.05$ ).

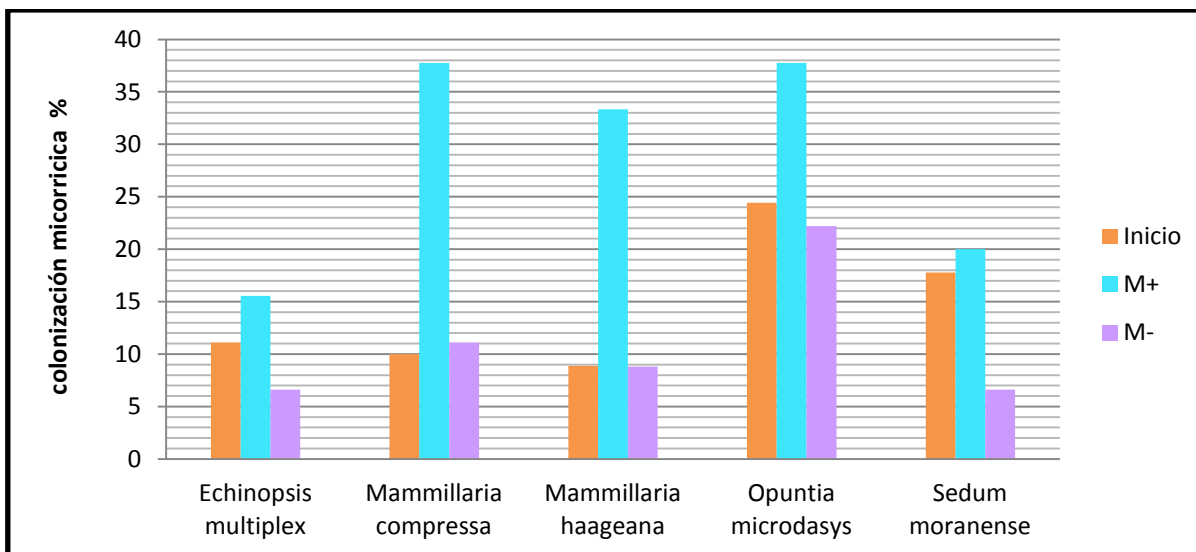
Lo que se observa en la Gráfica 16 (A, B, C, D, E), es la altura obtenida al final del experimento tanto en el lote control como en el experimental, las micorrizadas son las que si presentaron un incremento en su altura al aplicar el análisis estadístico, ya que la prueba de Kruskal-Wallis para: *Echinopsis multiplex*, *Mammillaria compressa*, *Mammillaria haageana*, *Sedum moranense* y la prueba T para *Opuntia microdasys*, se obtuvo un resultado de  $p > 0.05$ , es decir no hay diferencias significativas.

Porcentaje de colonización micorrícica

Cuadro 6. Porcentaje de colonización micorrícica

| ESPECIES UTILIZADAS          | PORCENTAJE DE COLONIZACION (%) |                   |                      |
|------------------------------|--------------------------------|-------------------|----------------------|
|                              | INICIO                         | FINAL             |                      |
|                              |                                | Micorrizados (M+) | No micorrizados (M-) |
| <i>Echinopsis multiplex</i>  | 11.11                          | 15.55             | 6.6                  |
| <i>Mammillaria haageana</i>  | 9.99                           | 37.77             | 11.11                |
| <i>Mammillaria compressa</i> | 8.88                           | 33.33             | 8.8                  |
| <i>Opuntia microdasys</i>    | 24.44                          | 37.77             | 22.2                 |
| <i>Sedum moranense</i>       | 17.77                          | 20                | 6.6                  |

Los resultados del Cuadro 6 muestran los porcentajes de colonización, el cual se evaluó al revisar el campo óptico donde se encontraran segmentos que contuvieran hifas, vesículas y/o arbusculos. Al lote experimental se le aplicó inoculo y presento un mayor porcentaje de colonización comparado con el lote control, esto puede deberse a la variación en la presencia de raíces vivas por cada ejemplar seleccionado para el análisis y también por que las cactáceas tienen como estrategia eliminar las raíces superficiales.



Gráfica 17. Porcentaje de colonización micorrízica por especie.

Al inicio del experimento como se muestra en el Cuadro 6, se pudo observar que *Mammillaria compressa* y *Mammillaria haageana* presentaban una colonización muy baja pero una vez aplicado el inóculo, fue exitosa la asociación micorrízica, ya que presentaron un incremento notable como se observa en la Gráfica 17, comparado con otras especies, lo cual indica que de las 5 especies empleadas, las que mejor respondieron a la micorrización fueron *Mammillaria compressa*, *Mammillaria haageana* y *Opuntia microdasys*, debido a que el inóculo presentaba una alta cantidad de esporas.

En el caso de *Echinopsis multiplex* y *Sedum moranense* del lote control (M-), al no aplicarles inóculo, bajó notablemente su porcentaje de colonización, con respecto a la colonización que presentaban en un inicio.

En las Figuras 19, 20 y 21, se observan estructuras de los (HMA) vistas al microscopio, a partir de placas preparadas al inicio del experimento para evaluar el porcentaje de colonización micorrícica.

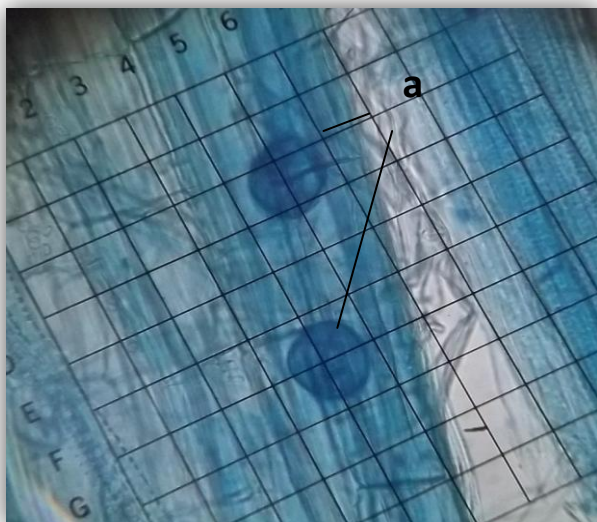


Figura 19. Vesículas (a) observadas en *Sedum moranense* a 40 X.

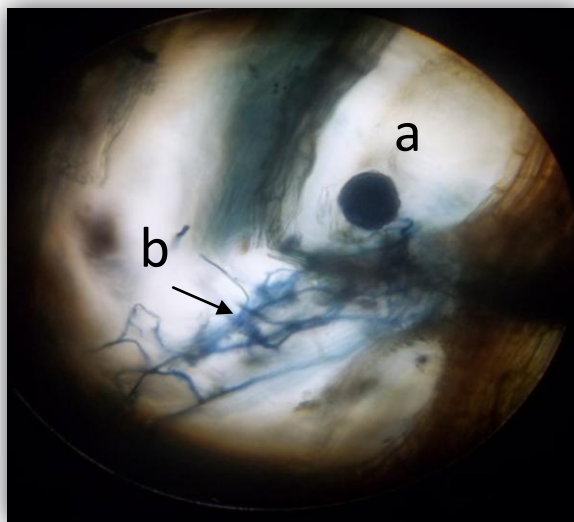


Figura 20. Espora (a) y micelio (b) observados a 40 X en *Mammillaria compressa*.

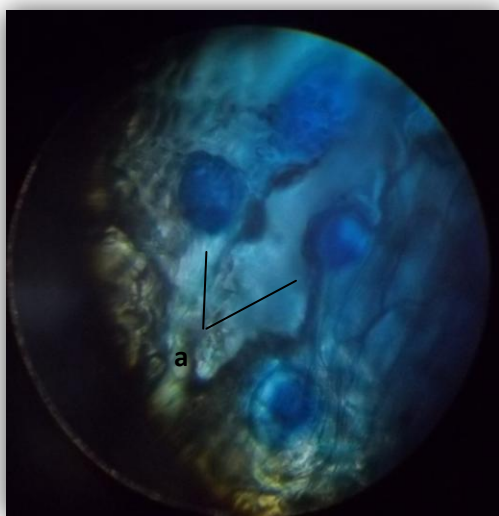


Figura 21. Vesículas (a) observadas en *Opuntia microdasys* a 40 X.

Las figuras 22-25 corresponden a observaciones hechas al finalizar el experimento únicamente de la sección experimental (M+); como se puede apreciar.

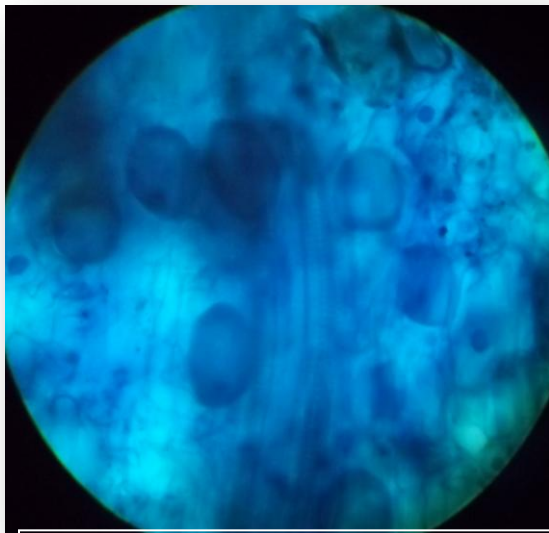


Figura 22. Vesículas observadas a 40 X en *Sedum moranense* en el tratamiento M+

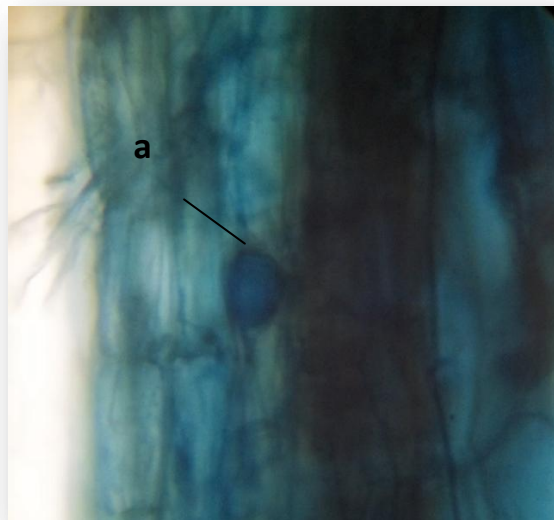


Figura 23. Espora observadas en *Echinopsis multiplex* del tratamiento (M+) a 40 X.

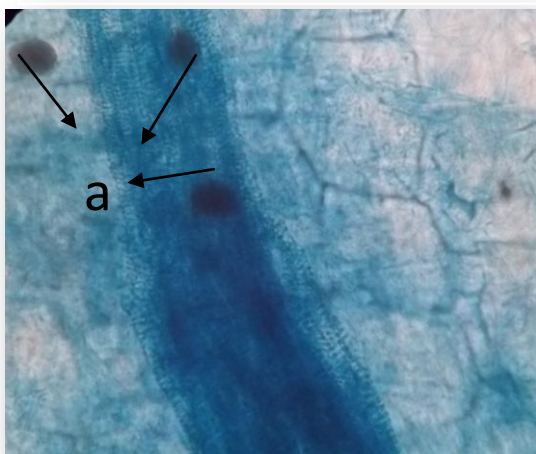


Figura 24. Esporas (a) observadas a 40X en *Mammillaria haggeana* del tratamiento M+

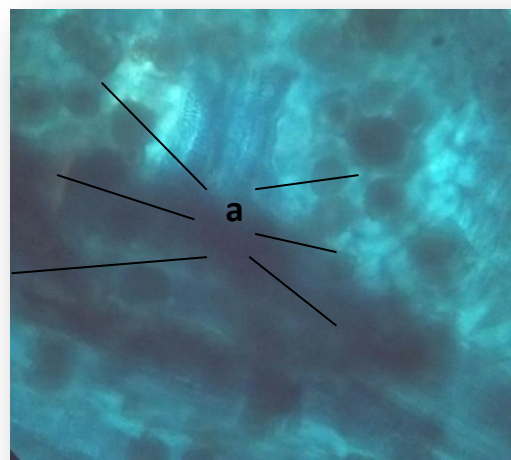


Figura 25. Esporas (a) observadas en *Opuntia microdasys* a 40 X en el tratamiento M+

- Análisis estadístico

Cuadro 7. Síntesis de resultados.

| Parámetro                              | M+         | M-          | Valor de p |
|----------------------------------------|------------|-------------|------------|
| <b>a) <i>Echiopsis multiplex</i></b>   |            |             |            |
| Altura inicio (cm)                     | 4.0        | 4.0         | p=>0.9999  |
| Altura final (cm)                      | 4.4        | 4.0         | p=0.5311   |
| Cobertura final (cm <sup>2</sup> )     | 7.556057   | 8.016215    | p=0.4947   |
| TCR (d <sup>-1</sup> )                 | 0.0005909  | 3.4979E-05  | p=0.2946   |
| Supervivencia (porcentaje)             | 100%       | 100%        |            |
| <b>b) <i>Mammillaria compressa</i></b> |            |             |            |
| Altura inicio (cm)                     | 4.0        | 3.8         | p=0.6065   |
| Altura final (cm)                      | 4.43       | 3.7         | p=0.7573   |
| Cobertura (cm <sup>2</sup> )           | 13.75255   | 13.03756    | p=0.6102   |
| TCR (d <sup>-1</sup> )                 | 0.00070279 | -0.00010951 | p=0.0216 * |
| Supervivencia (porcentaje)             | 100%       | 100%        |            |
| <b>c) <i>Mammillaria haageana</i></b>  |            |             |            |
| Altura inicio (cm)                     | 8.43       | 8.7         | p=0.7220   |
| Altura final (cm)                      | 8.65       | 7.9         | p=0.8766   |
| Cobertura (cm <sup>2</sup> )           | 19.50205   | 17.29521    | p=0.2948   |
| TCR (d <sup>-1</sup> )                 | 0.00017303 | -0.0005216  | p=0.0003*  |
| Supervivencia (porcentaje)             | 100%       | 100%        |            |
| <b>d) <i>Opuntia microdasys</i></b>    |            |             |            |
| Altura inicio (cm)                     | 8.2        | 7.5         | p=0.2199   |
| Altura final (cm)                      | 8.55       | 7.75        | p=0.7702   |
| Cobertura (cm <sup>2</sup> )           | 21.22016   | 21.85884    | p=0.8080   |
| TCR (d <sup>-1</sup> )                 | 0.00026125 | 0.00022964  | p=0.8635   |
| Supervivencia (porcentaje)             | 100%       | 100%        |            |
| <b>e) <i>Sedum moranense</i></b>       |            |             |            |
| Altura inicio (cm)                     | 10.45      | 10.42375    | p=0.8982   |
| Altura final (cm)                      | 10.932432  | 10.302632   | p=0.0303*  |
| Cobertura (cm <sup>2</sup> )           | 7.774855   | 7.647412    | p=0.6580   |
| TCR (d <sup>-1</sup> )                 | 0.00054216 | -0.00014936 | p=0.0001*  |
| Supervivencia (porcentaje)             | 87.5%      | 95%         | p=0.2382   |

\*si hay diferencias significativas

Finalmente el modelo analizado (Figura 26), 1 m<sup>2</sup> de azotea verde, que consta de 6 contenedores, pesa aproximadamente 75 kg y cuesta \$1245.00 M.N. ya que cada contenedor armado tiene un costo de \$207.50 basado en los precios que se muestra en el Cuadro 8, este modelo es del tipo extensivo ya que el área a naturalizar se ajusta a los parámetros establecidos en la Norma Ambiental NADF-013-RNAT-2007, donde la altura de las plantas no supera los 50 cm, el sustrato no rebasa los 15 cm de alto y se están empleando cactáceas, las cuales cumplen con los requisitos establecidos como lo son: resistencia a la acción del viento, resistencia a largos periodos de sequia, resistencia a las temperaturas extremas de la zona, resistencia a los niveles de contaminación y resistencia a radiaciones solares.



**Figura 26. Modelo de mosaico de vegetación xerofita.**

Cuadro.8 Precios de los materiales utilizados para montar un modelo de mosaico de vegetación (Enero de 2012).

|                              | Cantidad           | Costo    |
|------------------------------|--------------------|----------|
| Contenedor                   | 1 pza.             | \$70.00  |
| Olla de barro                | 1 pza.             | \$10.00  |
| Arena silica                 | 4 kg               | \$3.00   |
| Suelo                        | 2 kg               | \$3.50   |
| Tezontle                     | 2.500 g            | \$2.00   |
| Manta de cielo               | 40 cm <sup>2</sup> | \$4.00   |
| Pellón                       | 1 m <sup>2</sup>   | \$14.00  |
| Tul                          | 50 cm <sup>2</sup> | \$11.50  |
| <i>Mammillaria haageana</i>  | 1 pza.             | \$60.00  |
| <i>Mammillaria compressa</i> | 1 pza.             | \$5.00   |
| <i>Echinopsis multiplex</i>  | 1 pza.             | \$5.00   |
| <i>Opuntia microdasys</i>    | 1 pza.             | \$5.00   |
| <i>Sedum moranense</i>       | 4 piezas           | \$10.00  |
| Esponja gruesa (wata)        | 10 cm <sup>2</sup> | \$2.50   |
| Cinchos                      | 1 pza.             | \$2.00   |
|                              | TOTAL              | \$207.50 |

## 10. DISCUSIÓN

Los resultados del análisis de suelo donde se establecieron los mosaicos de vegetación mostrados en el Cuadro 3, en lo que se refiere a textura se clasifica como un suelo franco arenoso, coincidiendo con lo reportado por Díaz (2012), este suelo se caracteriza por presentar una infiltración excesiva, capacidad de retención de humedad baja y una aireación de buena a excelente. En cuanto a densidad real y aparente concuerda con Díaz (2012) (D.A: 1.54g/cm<sup>3</sup>, D.R:2.27g/cm<sup>3</sup>), Luna (2005) (1.52g/cm<sup>3</sup>, D.R:2.59g/cm<sup>3</sup>) y Ortega (2006) (D.A: 1.02g/cm<sup>3</sup>, D.R:2.33g/cm<sup>3</sup>), datos reportados para el mismo municipio (Santiago de Anaya), indican que es un suelo poroso, con buen drenaje y buena penetración de las raíces, lo que significa un buen crecimiento y desarrollo de las plantas (Donoso, 1992), ya que los valores obtenidos son muy bajos, en cuanto a pH refleja valores neutros esto de acuerdo a la NOM 021-RECNAT-200 y a lo reportado por García (2005), este suelo es bajo en materia orgánica (M.O). La conductividad eléctrica muestra un suelo moderadamente salino con valores que van de 2.03 a 3.8  $\mu$ s, valores que se encuentran en el rango de tolerancia a la salinidad de agaves y cactus (Simancas, 2007), la capacidad de intercambio cationico fue baja mostrando que es un suelo con poca fertilidad.

En cuanto a las densidades de esporas en el sustrato, proveen un indicativo de la densidad del inóculo (Orozco *et al.*, 1986; Friese y Allen, 1991), lo cual está relacionado con el sitio de colecta del sustrato (propiedades químicas y físicas del suelo), por lo tanto al contabilizar las esporas se obtuvo una alta densidad de esporas, ya que las principales fuentes de inóculo de HMA están distribuidas en los 10 cm superficiales del suelo (Pattinsib *et al.*, 1990) correspondiendo a las esporas, el micelio externo de los HMA y a las raíces previamente colonizadas de plantas coexistentes.

Las planta xerofitas han desarrollado una serie de adaptaciones que les ha permitido adaptarse y sobrevivir en zonas áridas y desérticas, donde las condiciones: alta temperatura y falta de agua son críticas, lo cual se refleja en los datos obtenidos a partir del cálculo de la supervivencia de los organismos estudiados; *Echinopsis multiplex*, *Mammillaria compressa*, *Mammillaria haageana* y *Opuntia Microdasys*, para el tratamiento (micorrizado) M+ fue de 100%, en *Sedum moranense* de 87.5%, y para el tratamiento(no micorrizado) M- fue de 100% en *Echinopsis multiplex*, *Mammillaria compressa*, *Mammillaria haageana* y *Opuntia Microdasys* y en *Sedum moranense* de 95% (Cuadro 6), no hubo diferencia entre los tratamientos, probablemente a que en el lote experimental (M+) la presencia de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), funciono incrementando la absorción de agua, proporciono resistencia a condiciones ambientales estresantes fue el estrés hídrico y temperaturas extremas (Harley y Smith, 1983), en cuanto al lote control es conocido que las plantas han desarrollado numerosas estrategias para sobrevivir a condiciones extremas como son falta agua (Zak *et al.*, 1995; Whitford, 1986; Schlesinger *et al.*, 1990), y altas temperaturas, entre estas adaptaciones tenemos el mecanismo C.A.M (Crassulean Acid Metabolism), órganos carnosos para almacenar el agua, raíces superficiales extendidas por el suelo para captar la lluvia; raíces profundas para fijar la planta en el subsuelo y buscar el menor vestigio de agua, por lo cual las plantas no

muestran dependencia hacia los HMA para su supervivencia, en cuanto a *Sedum moranense*, presento una perdida del 12.5 % para las plantas micorrizadas (M+) y para los no micorrizados (M-) de 5% debido a que fueron desenterrados del mosaico por aves que anidaban en los arboles de los alrededores de donde fue instalada la azotea verde.

En los análisis estadísticos con respecto a la interpretación de los datos mostrados en el Cuadro 7, la asociación mutualista entre HMA y las especies estudiadas *Echinopsis multiplex*, *Mammillaria compressa*, *Mammillaria haageana* y *Opuntia Microdasys*, se obtuvo  $p > 0.05$  lo que indica que no hay diferencias significativas para las variables altura y cobertura, muy probablemente debido a la multifuncionalidad de los hongos micorrizógenos arbusculares, *Sedum moranense* si presento diferencias significativas al aplicarle la prueba Kruskal-Wallis porque  $p < 0.05$ , ya que para la sección experimental (M+) al evaluar la altura promedio final se obtuvo un promedio de 10.9324 y para la sección control (M-) la altura promedio final fue de 10.3026, esto debido al alto grado de plasticidad en el *Sedum*, ya que esta especie puede reducir su tamaño, haciéndose menos susceptible a la sequia esto como respuesta al déficit de agua (Gravatt y Martin.,1992; Castillo.,1996). Los resultados de altura y cobertura para los ejemplares estudiados mostrados en las Graficas 1-2 de *Echinopsis multiplex*, 3-4 de *Mammillaria compressa*, 5-6 de *Mammillaria haageana* y 7-8 de *Opuntia Microdasys*, se puede decir no hubo diferencias significativas entre tratamiento para las especies, al aplicarle el análisis estadístico si se observo una tendencia en el incremento del crecimiento de las plantas del tratamiento micorrizado (M+), lo cual se puede observar en las graficas de altura y cobertura correspondientes a cada especie, esto es atribuida al efecto de los hongos micorrizogenos arbusculares, ya que promueven el incremento en la longitud radical y aumenta la absorción en minerales necesarios para el crecimiento vegetal; ello debido a que los pelos radicales y la hifas multiplican el área de contacto con las partículas del suelo favoreciendo la toma de nutrimentos y trasportándolos hacia el hospedero.

Lo que sugieren estos resultados es que debido a la plasticidad de las cactáceas ante las diferentes variaciones ambientales como el estrés hídrico y la exposición a temperaturas extremas, se observa que en *Echinopsis multiplex*, la falta de agua origino el marchitamiento temporal de la planta lo cual se vio reflejado en la altura (Grafica 1) y cobertura (Grafica 2), la presencia de HMA permitió a la especie resistir un periodo de sequia muy largo (6 meses) y lo que posiblemente ayudo a recuperar su turgencia fue la presencia de lluvia o una fuerte humedad atmosférica (Nessmann.1994), así mismo las variaciones de temperatura y en presencia de mucha luz solar (exposición a pleno sol), las cactáceas pierden tamaño (Nessmann,1994; Raven *et al.*, 1992) y una vez que el medio esta insuficientemente iluminado las plantas se alargan como se muestra en la grafica 6 que corresponde a *Mammillaria haageana*., en el lote control.

Para las especies *Mammillraia compressa*, *Mammillaria haageana* y *Sedum moranense* en relación a la tasa de crecimiento relativo (TCR) Las plantas asociadas a HMA como se muestra en las Graficas 11 a 15 reflejan la dependencia de los HMA, ya que presentan diferencias significativas entre el lote control y el lote experimental, esta asociación mutualista incrementa la absorción de nutrimentos minerales del suelo, lo cual se traduce a un mayor crecimiento y desarrollo de las

plantas, porque la expansión del micelio externo del hongo por el suelo rizosférico le permite a la planta desarrollarse y permanecer regularmente hidratada siendo capaz de recuperarse más rápidamente del estrés hídrico (Cooper, 1984; Varela, 1999).

Respecto a los tratamientos experimental (M+) y control (M-), el porcentaje de colonización fue diferente entre especies a pesar de que se les aplicó la misma cantidad de inoculo, como fue el caso de *Mammillaria compressa*, *Mammillaria haageana* y *Opuntia microdasys*, que presentaron una mayor colonización con respecto al inicio del experimento obteniendo valores de 33.77, 33.33, 37.77 respectivamente, esto debido a que la morfología de las raíces está involucrada, ya que difieren de manera considerable y por que los hongos micorrízico arbusculares (HMA) desarrollan una extensa red de hifas externas las cuales entran en contacto directo con el sistema radical colonizándolo (Cooper, 1984).

Finalmente se obtuvo que un metro cuadrado de azotea verde del modelo analizado es más barato y menos pesado, que el modelo analizado por Díaz (2012), el cual su precio es de \$1874.00, con un peso de 90.24kg; el precio de el modelo de este proyecto es de \$1245.00 y pesa 75 kg, el mosaico de vegetación es de cero riego lo cual quiere decir que puede desarrollarse solo con el agua de lluvia y donde el mantenimiento de las plantas no es cotidiano.

## 11. CONCLUSIONES

- La aplicación de inóculos de HMA son una alternativa recomendable para favorecer el crecimiento de las plantas sometidas a condiciones de estrés hídrico ya que le ayudaron a regular su crecimiento en las especies micorrizadas por que presentaron mayor crecimiento en comparación con los no micorrizados.
- El porcentaje de colonización por HMA aumenta en función de la morfología de la raíz de las especies estudiadas, ya que *Mammillaria compressa*, *Mammillaria haagena* y *Opuntia microdays* presentan un sistema radical más grande por la cual el porcentaje de colonización fue mayor.
- Los ejemplares utilizados no muestran dependencia hacia los HMA para su supervivencia.
- Las plantas asociadas a hongos micorrizógenos arbusculares de *Mammillaria compressa*, *Mammillaria haagena* y *Sedum moranense* presentan mayor tasa de crecimiento relativo (TCR), comparado con los organismos sin micorrizar.
- El modelo que se propone cubre todos los requisitos de la Norma Ambiental NADF-013-RNAT-2007 para el tipo de naturación extensiva, además de ser económico y de bajo mantenimiento (cero riego), ya el modelo analizado es de bajo costo por que 1 m<sup>2</sup> de azotea verde cuesta \$1 245.00 y pesa 75 kg.
- La variación del precio de 1m<sup>2</sup> de azotea verde va a depender de las especies de cactáceas que se ocupen.

## 12 RECOMENDACIONES

- Utilizar cactáceas y crasuláceas como especies constituyentes de un mosaico vegetal, para naturar una azotea en una zona urbana, con la finalidad de promover una alternativa para tener áreas verdes.
- Inocular con hongos micorrizógenos los mosaicos vegetales a fin de establecer interacciones entre plantas y hongos micorrizógenos con la finalidad de obtener un mayor aprovechamiento del agua disponible a través de las raíces e hifas de las micorrizas, ayudando a mantener la humedad en las plantas.

### 13 LITERATURA CITADA

- Alpuche M.G., Moreno H., Ochoa M.J., Marinci I., 2010. Análisis térmico de viviendas económicas en México utilizando techos verdes. Estudios sobre Arquitectura y Urbanismo del desierto. Vol. 3. No.3, pp: 59-67.
- Álvarez-Sánchez J., Monroy A. A., 2008. Técnicas de estudio de las asociaciones micorrícicas y sus implicaciones en la restauración. Las prensas de Ciencias. 32, p. 232.
- Anderson E.F., 2001. The Cactus Family. Timber Press, p 776.
- Arias M.S., Gama L.S., Guzmán C.L., 1997. Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán. Cactaceae A. L. Juss Volumen 4, Fasc.14. UNAM, p 146.
- Azcón-Aguilar R., 2000. Papel de la simbiosis micorrízica y su interacción con otros micro organismos rizosféricos en el crecimiento vegetal y sostenibilidad agrícola. En: Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular. Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. (eds.). IRENAT-Colegio de Postgraduados Montecillo. Mundi Prensa, México, p. 260.
- Bayuk K., 2010. Ollas: vasijas sin vidriar para riego de jardín o del campo. Bioconstrucción y ecología solidaria.
- Bejarano. P.P., Cano V.M., 2007. Las Micorrizas. Revista Ambiente, 27° Edición. Barcelona, pp: 33-36.
- Bravo-H. H., 1978. Las cactáceas de México. Vol.1. Universidad Nacional Autónoma de México, Segunda Edición. México.
- Briz E. J., 2004. Naturación Urbana: Cubiertas Ecológicas y Mejora Medioambiental. Segunda edición ilustrada. Mundi- Prensa Libros, p. 396.
- Brundrett. M.C., 2002. Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. New phytologist. Vol. 154, pp: 275-304.
- Camargo-Ricalde. S.L., 2009. Micorrizas. COSMOS, Enciclopedia de las Ciencias y la Tecnología en México.
- Carpioa., 2003. La Micorriza arbuscular, características, producción y aplicación. Cartilla Ilustrada No 2. Colombia, p. 5.
- Castillo F.J., 1996. Antioxidative protection in the inducible CAM plant *Sedum album* L. following the imposition of severe water stress and recovery. Ecology. Vol. 107 No.4, pp. 469-477.
- Charles-Edwards D.A., Doley D., Rimmington, G.M., 1986. Modelling plant growth and development. Academic Press. Marrickville, Australia, pp.: 10-14.

- Chung, P., 2005. Hongos Micorrícicos Comestibles. Opción productiva aplicada a las plantaciones forestales. Aspectos generales. INFOR, Sede Bío Bío, Chile, p. 55.
- Comisión Nacional del Medio Ambiente (CONAMA). 2002. Áreas verdes en el Gran Santiago, Ordenamiento Territorial y Recursos Naturales. Editorial Orea. Región Metropolitana Santiago, Chile, p. 11.
- Cooper K., 1984. Physiology of VA mycorrhizal associations. In VA mycorrhiza C .L1. Powell D. Bagyaraj. Ed. CRC Boca Raton, Florida, pp: 155-203.
- Correa E.N., Flores Larsen S., Lesino G., 2003. Isla de calor urbana, efecto de los pavimentos informe de avance. Avances en Energías Renovables y Medio Ambiente. Vol. 7, pp: 25-30
- De la Rosa. M.C. J., Monroy A. A., 2006. Mosaicos de vegetación para la restauración ecológica de una zona semiárida, TIP revista especializada en ciencias químico biológicas UNAM Vol. 9. No 2, pp: 96-100.
- Díaz H.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.
- Donoso C., 1992. Ecología forestal. El bosque y su medio ambiente. Editorial Universitar. Santiago de Chile, p.369.
- Fernández R., 2008. Las micorrizas: desenterrando un tesoro. Revista agricultura orgánica, pp: 22-25.
- Ferrera C.R., Alarcón.A., 2001. La microbiología del suelo en la agricultura sostenible. Ciencia Ergo Sum. Vol.8. No.2. Universidad Autónoma del Estado de México. Toluca, México, pp: 175-183.
- Flores-Xolocotzi R., González-Guillen M. de J., 2010. Planificación de sistemas de áreas verdes y parques públicos. Revista Mexicana de Ciencias Forestales. Editorial INIFAP. Vol. 1. No. 1, pp: 17-23.
- Friese C.F., Allen M.F., 1991. The Spread of VA Mycorrhizal Fungal Hyphae in the Soil; Inoculum Types and External Hyphal Architecture. Mycologia, pp: 409-418.
- García V. I., 2009. Cubiertas Verdes. Tesis de Licenciatura. UNAM, México.
- Gendeman J.W., Nicolson T.H., 1963. Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. Transactions of the British Mycolical Society 46, pp: 235-244.
- Gómez S.A., 2006. Enciclopedia ilustrada de los cactus y otras suculentas: (descripción de las especies, hábitat y cuidados de cultivo). Vol. 2. Mundi-Prensa libros, p. 221.
- Guerra S. B.E., 2008. Micorriza arbuscular. Recurso biológico en la agricultura sostenible. Tecnología en marcha. Vol. 21-1, pp: 191-201.

- Guzmán G. S., Farías L. J., 2005. Biología y Regulación Molecular de la Micorriza Arbuscular. Avances en investigación agropecuaria Vol. 9. No. 002 .Universidad de Colima, pp: 17-31.
- Gravatt D.A., Martin, C.E., 1992. Comparative ecophysiology of 5 species of *Sedum* (Crassulaceae) under well-watered and drought-stressed conditions. Ecology. Vol. 92 No. 4, pp: 532-541.
- Harley J.L., Smith, S.E., 1983. Mycorrhizal simbiosis. Academic Press, Londres, pp: 483.
- Hernández C. L., Castillo A. S., Guadarrama C. P., Martínez O. Y., Romero. R.M ., Sánchez G. I., 2003 Hongos Micorrizógenos arbusculares del Pedregal de San Ángel UNAM. Editorial Prensas de Ciencias, pp: 18-22.
- Hernández H.M., 2006. La vida en los desiertos mexicanos. Vol. 213 de la colección Ciencia para todos. Fondo de Cultura Económica, p.188.
- Iracheta S.F.S., 2008.Cubiertas Ecológicas, arquitectura y Sostenibilidad. Cubiertas ajardinadas en los edificios: la renovación de los centros de la ciudad. Universidad Politécnica de Cataluña, pp: 1-43.
- Lord B.N., Nelson R. J., 1963. The Cactaceae: Descriptions and Illustrations of Plants of the Cactus Family. Courier Dover Publications. Vol. 3, p. 589.
- 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.
- Martinez L.B., Pugnaire, F.I., 2009. Interactions between arbuscular mycorrhizal fungi and plants communities. Some examples from arid ecosystems. Ecosistemas.Vol.18 No.2, pp: 44-54.
- Martinez L.B., De Dios M.J., Pugnaire, F. I., 2012. Impacts of changing rainfall patterns on mycorrhizal status of a shrub from arid environments. European Journal of Soil Biology. No.50, pp: 64-67.
- Marx J., 2004. The roots of plant-microbe collaborations. Science. Vol.304, pp: 234-236.
- Minke G., 2004. Techos verdes. Planificación, ejecución, consejos prácticos. Fin de siglo. Editorial EcoHabitar. Montevideo, Uruguay.
- Monroy A.A., Estevez T.J., García S.R., Ríos G.R., 2007. Establecimiento de plantas mediante el uso de micorrizas y de isla de recursos en un matorral xerófilo deteriorado. Boletín de la Sociedad Botánica de México. No 080, Sociedad Botánica de México, A.C. D. F .México, pp: 49-57.
- Nessmann J-D., 1994. Cactus y plantas crasas. Editorial Susaeta, pp: 153.
- 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.

- Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT-2000. Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelo, estudio, muestreo y análisis.
- Onguene N.A., Kuyper T.W., 2005. Growth response of three native timber species to soils with different arbuscular mycorrhizal inoculum potentials in South Cameroon Indigenous inoculums and effect of addition of grass inoculums. *Forest Ecology and Management* 210, pp: 283–290.
- Orozco M.O., Rodríguez M.E., Herrera R.A., Ferrer R.L., 1986. Micorrizas VA, Micelio extramático y otras poblaciones microbianas asociadas a troncos en descomposición en un bosque tropical. En: Ciclo lectivo sobre el tema Técnicas de Investigación en Micorriza. CATIE, IF. Editores. Turrialba: Informe Provisional, pp: 251-271.
- Ortega H.A., Ordoñez, V.C., 2006. Hongos Micorrícicos Arbusculares de ocho localidades del Valle del Mezquital, Hidalgo. Tesis de Licenciatura para obtener el título de Biólogo. FES Zaragoza. UNAM.
- Pattinson G.S., Hammill K.A., Sutton B.G., Mc Gee P.A., 1990. Simulated fire reduces the density of arbuscular mycorrhizal fungi at the soil surface. *Mycol Res.* No.103, pp: 491-496.
- Pérez-Calix, E., 2008. Crassulaceae. En: Rzedowski, G. C. de y J. Rzedowski (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.
- Pilbeam J., 1999. Mammillaria. *The Cactus File Handbook*. Vol.6, Cirio Pub. Services, p.376.
- Phillips J.B., Hayman, D.S., 1970. Improved procedures of clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*. No 55, pp: 158-160.
- Raven P. H., Evert E.R., Eichorn S.E., 1992. Biología de las plantas. Edición ilustrada Reverte. Vol. 2, p. 492.
- Rivas R.M., 1996. Cactáceas y Suculentas Del Jardín Botánico Lankester. Edición Ilustrada. EUNED, p. 88.
- Rzedowski J., 1994. Vegetación de México, De la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas Del INP, Editorial Limusa. Noriega Editores. México, pp. 432.
- Rzedowski G. C., Rzedowski J., 2001. 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.
- Simancas O.J.E., 2007. Influencia de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), de *Azospirillum brasilense* y de su interacción en el desarrollo de plántulas de *Agave salmiana* en condiciones de invernadero. Tesis de licenciatura para obtener el título de Biólogo. FES Zaragoza. UNAM.

- Scheinvar L., 2004. Flora cactológica del estado de Querétaro: diversidad y riqueza. Fondo de cultura económica, pp:390.
- Schlesinger W.H., Reynolds J.F., Cunningham G.L., Huenneke L.F., Jarell W.M., Virginia R.A., Whitford W.W., 1990. Biological feedbacks in global desertification. *Science* 127, pp: 1043-1048.
- Tirado-Blázquez M.C., 2010. Cambio climático y salud. Informe SESPAS 2010, Gaceta sanitaria. Vol.24, pp: 74-84.
- Torres R.A., Morillón G.D., 2007. Evaluación del uso de techos verdes en clima templado: caso Ecatepec de Morelos. Estado de México. Avances en energías renovables y medio ambiente. México. Vol. 11, pp: 1-8.
- Urbieto U.M.P., 2005. Plantas medicinales manual para azoteas verdes. Editado por Ririki, Intervención Social SC, p. 4.
- Valladares F., 2004. Ecología del bosque Mediterráneo en un mundo cambiante. Ministerio de Medio Ambiente, EGRAF, S.A. Capítulo 7, pp: 191-227.
- Van der Heijden, Marcel.G.A., Bardgett R.D., Van Straalen N.M., 2008. The unseen majority: soil microbes as drivers of plant diversity and productivity in terrestrial ecosystems. *Ecology Letter*. Vol. 11. No. 3, pp: 296-310.
- Varela L., Estrada T., A., 1999. El papel de los microorganismos de la rizósfera y de la micorriza en la absorción de nutrimentos minerales y agua. En: Orellana, R., Escamilla, J., Larqué-Saavedra, A. (eds). *Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos*. CICY. Mérida, Yucatán, México.
- Whitford W.G., 1986. Decomposition and nutrient cycling in deserts, pp: 93-118.
- Zak J.C., Sinsabaugh R., Mackay W.P., 1995. Windows of opportunity in desert ecosystems: their implications to fungal development. *Canadian Journal of Botany*. No 73, pp: 1407-1414.

### **Páginas web consultadas**

- Fypower., 2012 <[http://www.fypower.org/pdf/LA\\_GreenRoofsResourceGuide.pdf](http://www.fypower.org/pdf/LA_GreenRoofsResourceGuide.pdf)> [Consultada el 9 de Septiembre de 2012]
- García, S. R., 2005 <<http://www.globalrestorationnetwork.org/database/case-study/?id=131>> [Consultada el 1 de octubre de 2013.]
- Hervarivirtual., 2012 <<http://herbarivirtual.uib.es/cas-uv/especie/5761.html>> [Consultada el 24 de octubre de 2012.]
- Koniechi A., 2012 < [http://www.azoteasverdes.org/wp/?page\\_id=43](http://www.azoteasverdes.org/wp/?page_id=43) > [Consultada el 18 de Julio de 2012.]
- Naturaleza espinosa., 2012 <<http://naturalezaespinosa.blogspot.mx/2010/12/mamillaria-compressa.html>> [Consultada el 24 de octubre de 2012.]
- Plan Verde., 2012 <<http://www.planverde.df.gob.mx/planverde/ecotips/43-cambio-climatico/510-azoteas-verdes-una-opcion-para-la-ciudad-de-mexico.html> > [Consultada el 23 de marzo de 2012]
- Red naturaleza., 2012 <<http://www.rednaturaleza.com.ar/planta/453-echinopsis-multiplex>> [Consultada el 23 de Octubre de 2012.]
- Tiempo., 2012< <http://www.tiempo.com/ram/2718/combatiedo-el-calor-en-las-grandes-ciudades-del-mundo./>> [Consultada el 15 de Agosto de 2012.]
- Wikipedia., 2012 < <http://en.wikipedia.org/wiki/Echinopsis>> [Consultada el 23 de octubre de 2012.]

## 14 ANEXOS

### a. PRUEBAS ESTADÍSTICAS APLICADAS A LA VARIABLE ALTURA AL INICIO DEL EXPERIMENTO A CADA ESPECIE.

*Echinopsis multiplex* comparando medias del tratamiento (M+) y testigo (M-)

#### Shapiro-Wilks (modificado)

| Variable | n  | Media | D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|-------|------|------|-----------------|
| M+       | 10 | 4,00  | 0,62 | 0,87 | 0,1574          |
| M-       | 10 | 4,00  | 0,71 | 0,88 | 0,2049          |

#### Prueba T para muestras Independientes

| Clasific    | Variable       | Grupo 1   | Grupo 2 | n(1)   | n(2)   | Media(1) |         |           |
|-------------|----------------|-----------|---------|--------|--------|----------|---------|-----------|
| Tratamiento | Altura inicial | {1}       | {2}     | 10     | 10     | 4,00     |         |           |
| Media(2)    | Media(1)       | -Media(2) | LI(95)  | LS(95) | pHom   | Var T    | p-valor | prueba    |
| 4,00        |                | 0,00      | -0,63   | 0,63   | 0,7142 | 0,0      | >0,9999 | Bilateral |

*Mammillaria compressa*, comparando medias del tratamiento (M+) y el testigo (M-).

#### Shapiro-Wilks (modificado)

| Variable | n  | Media | D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|-------|------|------|-----------------|
| M+       | 10 | 4,00  | 0,97 | 0,88 | 0,2311          |
| M-       | 10 | 3,80  | 0,71 | 0,88 | 0,1993          |

#### Prueba T para muestras Independientes

| Clasific    | Variable       | Grupo 1   | Grupo 2 | n(1)    | n(2)    | Media(1) |         |           |
|-------------|----------------|-----------|---------|---------|---------|----------|---------|-----------|
| Tratamiento | Altura inicial | {1}       | {2}     | 10      | 10      | 4,00     |         |           |
| Media(2)    | Media(1)       | -Media(2) | LI (95) | LS (95) | pHomVa  | T        | p-valor | prueba    |
| 3,80        |                | 0,20      | -0,6    | 1,00    | 0,37390 | 52       | 0,6065  | Bilateral |

*Mammillaria haageana* comparando medias del tratamiento (M+) y el testigo (M-).

#### Shapiro-Wilks (modificado)

| Variable | n  | Media | D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|-------|------|------|-----------------|
| M+       | 10 | 8,43  | 1,69 | 0,89 | 0,2768          |
| M-       | 10 | 8,70  | 1,65 | 0,95 | 0,7907          |

**Prueba T para muestras Independientes**

| Clasific    | Variabl           | Grupo 1 | Grupo 2 | n(1)    | n(2)  | Media(1) |           |
|-------------|-------------------|---------|---------|---------|-------|----------|-----------|
| Tratamiento | Altura inicio     | {1}     | {2}     | 10      | 10    | 8,43     |           |
| Media(2)    | Media(1)-Media(2) | LI(95)  | LS(95)  | pHomVar | T     | p-valor  | prueba    |
| 8,70        | -0,27             | -1,84   | 1,30    | 0,9518  | -0,36 | 0,7220   | Bilateral |

*Opuntia microdasys* comparando medias del tratamiento (M+) y el testigo (M-).

**Shapiro-Wilks (modificado)**

| Variable | n  | Media | D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|-------|------|------|-----------------|
| M+       | 10 | 8,20  | 1,32 | 0,81 | 0,0226          |
| M-       | 10 | 7,50  | 1,18 | 0,90 | 0,3451          |

**Prueba de Kruskal Wallis**

| Variable       | Tratamiento | N  | Medias | D.E. | Medianas | H    | p      |
|----------------|-------------|----|--------|------|----------|------|--------|
| Altura inicial | M+          | 10 | 8,20   | 1,32 | 8,00     | 1,46 | 0,2199 |
| Altura inicial | M-          | 10 | 7,50   | 1,18 | 7,25     |      |        |

*Sedum moranense* comparando medias del tratamiento (M+) y el testigo (M-).

**Shapiro-Wilks (modificado)**

| Variable | n  | Media | D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|-------|------|------|-----------------|
| M+       | 40 | 10,45 | 2,80 | 0,96 | 0,4128          |
| M-       | 40 | 10,53 | 2,42 | 0,95 | 0,2515          |

**Prueba T para muestras Independientes**

| Clasific    | Variable          | Grupo 1 | Grupo 2 | n (1)   | n(2)  | Media(1) |           |
|-------------|-------------------|---------|---------|---------|-------|----------|-----------|
| Tratamiento | Altura inicial    | {1}     | {2}     | 40      | 40    | 10,45    |           |
| Media (2)   | Media(1)-Media(2) | LI(95)  | LS(95)  | pHomVar | T     | p-valor  | prueba    |
| 10,53       | -0,08             | -1,2    | 1,09    | 0,3679  | -0,13 | 0,8982   | Bilateral |

b. PRUEBAS ESTADÍSTICAS APLICADAS A LA VARIABLE ALTURA AL FINAL DEL EXPERIMENTO A CADA ESPECIE.

*Echinopsis multiplex*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

| Variable | n  | Media D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|------------|------|-----------------|
| M+       | 10 | 4,80 0,54  | 0,86 | 0,1348          |
| M-       | 10 | 4,80 0,98  | 0,77 | 0,0048          |

**Prueba de Kruskal Wallis**

| Variable     | Tratamiento | N  | Medias | D.E. | Medianas | H    |
|--------------|-------------|----|--------|------|----------|------|
| p            |             |    |        |      |          |      |
| Altura final | M+          | 10 | 4,80   | 0,54 | 5,00     | 0,37 |
| 0,5311       |             |    |        |      |          |      |
| Altura final | M-          | 10 | 4,80   | 0,98 | 5,25     |      |

*Mammillaria compressa*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

| Variable | n  | Media D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|------------|------|-----------------|
| M+       | 10 | 4,53 0,92  | 0,86 | 0,1297          |
| M-       | 10 | 4,70 0,82  | 0,75 | 0,0029          |

**Prueba de Kruskal Wallis**

| Variable     | Tratamiento | N  | Medias | D.E. | Medianas | H    | p      |
|--------------|-------------|----|--------|------|----------|------|--------|
| Altura final | M+          | 10 | 4,53   | 0,92 | 4,75     | 0,09 | 0,7573 |
| Altura final | M-          | 10 | 4,70   | 0,82 | 4,50     |      |        |

*Mammillaria haggeana*

**Shapiro-Wilks (modificado)**

| Variable | n  | Media D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|------------|------|-----------------|
| M+       | 10 | 8,35 1,47  | 0,81 | 0,0278          |
| M-       | 10 | 8,65 1,18  | 0,87 | 0,1563          |

**Prueba de Kruskal Wallis**

| Variable     | Tratamiento | N  | Medias | D.E. | Medianas | H    | p      |
|--------------|-------------|----|--------|------|----------|------|--------|
| Altura final | M+          | 10 | 8,35   | 1,47 | 9,00     | 0,02 | 0,8766 |
| Altura final | M-          | 10 | 8,65   | 1,18 | 9,00     |      |        |

*Opuntia microdasys***Shapiro-Wilks (modificado)**

| Variable | n  | Media | D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|-------|------|------|-----------------|
| M+       | 10 | 8,35  | 0,82 | 0,93 | 0,5513          |
| M-       | 10 | 8,50  | 1,37 | 0,96 | 0,8373          |

**Prueba T para muestras Independientes**

| Clasific    | Variable     | Grupo 1 | Grupo 2 | n (1) | n (2) | Media (1) |
|-------------|--------------|---------|---------|-------|-------|-----------|
| Tratamiento | Altura final | {1}     | {2}     | 10    | 10    | 8,35      |

| Media (2) | Media (1) | -Media (2) | LI (95) | LS (95) | pHom   | Var   | T      | p-valor prueba |
|-----------|-----------|------------|---------|---------|--------|-------|--------|----------------|
| 8,50      |           | -0,15      | -1,21   | 0,91    | 0,1383 | -0,30 | 0,7702 | Bilateral      |

*Sedum moranense***Shapiro-Wilks (modificado)**

| Variable | n  | Media | D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|-------|------|------|-----------------|
| M+       | 40 | 6,06  | 3,75 | 0,92 | 0,0254          |
| M-       | 40 | 7,65  | 3,55 | 0,96 | 0,4302          |

**Prueba de Kruskal Wallis**

| Variable     | Tratamiento | N  | Medias | D.E. | Medianas | H    | p      |
|--------------|-------------|----|--------|------|----------|------|--------|
| Altura final | M+          | 40 | 6,06   | 3,75 | 5,00     | 4,65 | 0,0303 |
| Altura final | M-          | 40 | 7,65   | 3,55 | 7,00     |      |        |

### 13.4 PRUEBAS ESTADÍSTICAS APLICADAS A LA VARIABLE COBERTURA AL FINAL DEL EXPERIMENTO.

#### *Echinopsis multiplex*

##### Shapiro-Wilks (modificado)

| Variable     | n  | Media | D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|--------------|----|-------|------|------|-----------------|
| Cobertura M+ | 10 | 7,56  | 1,83 | 0,91 | 0,3860          |
| Cobertura M- | 10 | 8,02  | 1,00 | 0,94 | 0,6808          |

##### Prueba T para muestras Independientes

| Clasific    | Variable  | Grupo 1 | Grupo 2 | n(1) | n(2) | Media (1) | Media (2) |
|-------------|-----------|---------|---------|------|------|-----------|-----------|
| Tratamiento | Cobertura | {1}     | {2}     | 10   | 10   | 7,56      | 8,02      |

| Media (1) -Media (2) | LI (95) | LS (95) | pHomVar | T     | p-valor | prueba    |
|----------------------|---------|---------|---------|-------|---------|-----------|
| -0,46                | -1,85   | 0,93    | 0,0859  | -0,70 | 0,4947  | Bilateral |

#### *Mammillaria compressa*

##### Shapiro-Wilks (modificado)

| Variable     | n  | Media | D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|--------------|----|-------|------|------|-----------------|
| Cobertura M+ | 10 | 13,75 | 2,54 | 0,90 | 0,3004          |
| Cobertura M- | 10 | 13,04 | 3,54 | 0,95 | 0,7550          |

##### Prueba T para muestras Independientes

| Clasific    | Variable  | Grupo 1 | Grupo 2 | n(1) | n(2) | Media (1) | Media (2) |
|-------------|-----------|---------|---------|------|------|-----------|-----------|
| Tratamiento | Cobertura | {1}     | {2}     | 10   | 10   | 13,75     | 13,04     |

| Media (1) -Media (2) | LI (95) | LS (95) | pHomVar | T    | p-valor | prueba    |
|----------------------|---------|---------|---------|------|---------|-----------|
| 0,71                 | -2,18   | 3,61    | 0,3362  | 0,52 | 0,6102  | Bilateral |

#### *Mammillaria haageana*

##### Shapiro-Wilks (modificado)

| Variable     | n  | Media | D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|--------------|----|-------|------|------|-----------------|
| Cobertura M+ | 10 | 19,50 | 5,85 | 0,94 | 0,6816          |
| Cobertura M- | 10 | 17,30 | 2,57 | 0,94 | 0,6593          |

**Prueba T para muestras Independientes**

| Clasific    | Variable  | Grupo 1 | Grupo 2 | n(1) | n(2) | Media (1) | Media (2) |
|-------------|-----------|---------|---------|------|------|-----------|-----------|
| Tratamiento | Cobertura | {1}     | {2}     | 10   | 10   | 19,50     | 17,30     |

| Media (1)-Media (2) | LI (95) | LS (95) | pHomVar | T    | p-valor | prueba    |
|---------------------|---------|---------|---------|------|---------|-----------|
| 2,21                | -2,16   | 6,57    | 0,0224  | 1,09 | 0,2948  | Bilateral |

*Opuntia microdasys***Shapiro-Wilks (modificado)**

| Variable     | n  | Media | D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|--------------|----|-------|------|------|-----------------|
| Cobertura M+ | 10 | 21,22 | 5,82 | 0,95 | 0,8035          |
| Cobertura M- | 10 | 21,86 | 5,76 | 0,87 | 0,1800          |

**Prueba T para muestras Independientes**

| Clasific    | Variable  | Grupo 1 | Grupo 2 | n(1) | n(2) | Media (1) | Media (2) |
|-------------|-----------|---------|---------|------|------|-----------|-----------|
| Tratamiento | Cobertura | {1}     | {2}     | 10   | 10   | 21,22     | 21,86     |

| Media (1)-Media (2) | LI (95) | LS (95) | pHomVar | T     | p-valor | prueba    |
|---------------------|---------|---------|---------|-------|---------|-----------|
| -0,64               | -6,08   | 4,80    | 0,9771  | -0,25 | 0,8080  | Bilateral |

*Sedum moranense***Shapiro-Wilks (modificado)**

| Variable     | n  | Media | D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|--------------|----|-------|------|------|-----------------|
| Cobertura M+ | 40 | 7,64  | 4,65 | 0,93 | 0,0564          |
| Cobertura M- | 40 | 8,77  | 6,26 | 0,82 | <0,0001         |

**Prueba de Kruskal Wallis**

| Variable  | Tratamiento | N  | Medias | D.E. | Medianas | H    | p      |
|-----------|-------------|----|--------|------|----------|------|--------|
| Cobertura | M+          | 40 | 7,64   | 4,65 | 7,58     | 0,20 | 0,6580 |
| Cobertura | M-          | 40 | 8,77   | 6,26 | 7,08     |      |        |

### 13.5 PRUEBAS ESTADÍSTICAS APLICADAS A LA VARIABLE TCR AL FINAL DEL EXPERIMENTO

#### *Echinopsis multiplex*

##### Shapiro-Wilks (modificado)

| Variable | n  | Media   | D.E.    | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|---------|---------|------|-----------------|
| TCR (M+) | 10 | 5,9E-04 | 6,4E-04 | 0,78 | 0,0083          |
| TCR (M-) | 10 | 3,5E-05 | 8,2E-04 | 0,88 | 0,1973          |

##### Prueba de Kruskal Wallis

| Variable | Tratamiento | N  | Medias  | D.E.    | Medianas | H    | p      |
|----------|-------------|----|---------|---------|----------|------|--------|
| TCR      | M+          | 10 | 5,9E-04 | 6,4E-04 | 6,4E-04  | 1,04 | 0,2946 |
| TCR      | M-          | 10 | 3,5E-05 | 8,2E-04 | 0,00     |      |        |

#### *Mamillaria compressa*

##### Shapiro-Wilks (modificado)

| Variable | n  | Media    | D.E.    | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|----------|---------|------|-----------------|
| TCR (M+) | 10 | 7,0E-04  | 8,0E-04 | 0,93 | 0,6033          |
| TCR (M-) | 10 | -1,1E-04 | 6,3E-04 | 0,89 | 0,2533          |

##### Prueba T para muestras Independientes

| Clasific    | Variable          | Grupo 1          | Grupo 2 | n(1)    | n(2) | Media(1)         |
|-------------|-------------------|------------------|---------|---------|------|------------------|
| Tratamiento | TCR               | Mamillaria c.{1} | {2}     | 10      | 10   | 7,0E-04          |
| Media(2)    | Media(1)-Media(2) | LI(95)           | LS(95)  | pHomVar | T    | p-valor prueba   |
| -1,1E-04    | 8,1E-04           | 1,3E-04          | 1,5E-03 | 0,4807  | 2,52 | 0,0216 Bilateral |

#### *Mamillaria haggeana*

##### Shapiro-Wilks (modificado)

| Variable | n  | Media    | D.E.    | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|----------|---------|------|-----------------|
| TCR (M+) | 10 | 1,7E-04  | 3,4E-04 | 0,94 | 0,6901          |
| TCR (M-) | 10 | -5,2E-04 | 3,5E-04 | 0,94 | 0,7127          |

**Prueba T para muestras Independientes**

| Clasific          | Variable | Grupo1  | Grupo 2 | n(1) | n(2)    | Media(1)  | Media(2) |
|-------------------|----------|---------|---------|------|---------|-----------|----------|
| Tratamiento       | TCR      | {1}     | {2}     | 10   | 10      | 1,7E-04   | -5,2E-04 |
|                   |          |         |         |      |         |           |          |
| Media(1)-Media(2) | LI(95)   | LS(95)  | pHomVar | T    | p-valor | prueba    |          |
| 6,9E-04           | 3,7E-04  | 1,0E-03 | 0,9355  | 4,53 | 0,0003  | Bilateral |          |

*Opuntia microdasys***Shapiro-Wilks (modificado)**

| Variable | n  | Media   | D.E.    | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|---------|---------|------|-----------------|
| TCR (M+) | 10 | 2,6E-04 | 3,3E-04 | 0,91 | 0,4046          |
| TCR (M-) | 10 | 2,3E-04 | 4,7E-04 | 0,94 | 0,6472          |

**Prueba T para muestras Independientes**

| Clasific    | Variable | Grupo 1 | Grupo 2 | n(1) | n(2) | Media(1) |
|-------------|----------|---------|---------|------|------|----------|
| Tratamiento | TCR      | {1}     | {2}     | 10   | 10   | 2,6E-04  |

| Media(2) | Media(1)-Media(2) | LI(95)   | LS(95)  | pHomVar | T    | p-valor | prueba    |
|----------|-------------------|----------|---------|---------|------|---------|-----------|
| 2,3E-04  | 3,2E-05           | -3,5E-04 | 4,1E-04 | 0,2891  | 0,17 | 0,8635  | Bilateral |

*Sedum moranense***Shapiro-Wilks (modificado)**

| Variable | n  | Media    | D.E.    | W*   | p(Unilateral D) |
|----------|----|----------|---------|------|-----------------|
| TCR (M+) | 40 | 5,4E-04  | 5,7E-04 | 0,96 | 0,5144          |
| TCR (M-) | 40 | -1,5E-04 | 9,1E-04 | 0,84 | <0,0001         |

**Prueba de Kruskal Wallis**

| Variable | Tratamiento | N  | Medias   | D.E.    | Medianas | H     | p      |
|----------|-------------|----|----------|---------|----------|-------|--------|
| TCR      | M+          | 40 | 5,4E-04  | 5,7E-04 | 5,4E-04  | 14,19 | 0,0001 |
| TCR      | M-          | 40 | -1,5E-04 | 9,1E-04 | 0,00     |       |        |

## 13.6 PRUEBAS ESTADISTICAS APLICADAS A LA VARIABLE SUPERVIVENCIA

*Sedum moranense*

## Shapiro-Wilks (modificado)

| Variable           | n  | Media | D.E. | W*   | p(Unilateral D) |
|--------------------|----|-------|------|------|-----------------|
| Supervivencia (M+) | 40 | 0,88  | 0,33 | 0,39 | <0,0001         |
| Supervivencia (M-) | 40 | 0,95  | 0,22 | 0,25 | <0,0001         |

## Prueba de Kruskal Wallis

| Variable      | Tratamiento | N  | Medias | D.E. | Medianas | H    | p      |
|---------------|-------------|----|--------|------|----------|------|--------|
| Supervivencia | M+          | 40 | 0,88   | 0,33 | 1,00     | 0,33 | 0,2382 |
| Supervivencia | M-          | 40 | 0,95   | 0,22 | 1,00     |      |        |