



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO  
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA  
CARRERA DE BIOLOGÍA**



**LABORATORIO DE APLICACIONES COMPUTACIONALES**

**PROPAGACIÓN DE *Echeveria elegans* ADICIONANDO HONGOS  
MICORRÍZICOS ARBUSCULARES Y COMPOSTA, COMO UNA  
ALTERNATIVA DE PROPAGACIÓN DE CRASULÁCEAS**

**T E S I S**

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

**B I Ó L O G O**

PRESENTA:

**MARTÍNEZ DE LA VEGA ISAAC**

DIRECTOR DE TESIS:

**M. EN C. ARMANDO CERVANTES SANDOVAL**

Ciudad de México, junio de 2021



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



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

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

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

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

## *Agradecimientos*

*A mi Universidad Nacional Autónoma de México, por darme la oportunidad de formarme profesional y personalmente en esta gran institución; mi corazón siempre será azul y oro.*

*A la Dra. Patricia Rivera García, por todo el apoyo académico y emocional que me ha brindado durante toda la carrera, especialmente estos últimos semestres. Por acogerme en su pequeña familia y equipo de trabajo, dentro y fuera de nuestro laboratorio. Le estoy eternamente agradecido por su tiempo y dedicación a este escrito.*

*Al M. en C. Armando Cervantes Sandoval, por confiar en mí y en mi trabajo, por su tiempo, dedicación y paciencia para que este escrito viera la luz, pero sobre todo, a la experiencia de sus relatos de vida, que me motivaron y alentaron a ser mejor estudiante y persona. Si algún día vuelve a armar una cascarita, no dude en invitarme.*

*A mis sinodales, M. en C. Balbina Vázquez Benitez, Biól. Elvia García Santos y M. en C. Bárbara Susana Luna Rosales, por su tiempo, sus conocimientos y sus valiosos aportes. Gracias por todos sus comentarios y observaciones para que este escrito saliera adelante.*

*Al buen Richi, por guiarme en los primeros pasos de este escrito, por brindarme y poner a mi disposición sus conocimientos y por otorgarme su valiosa amistad y apoyo incondicional. Y a Yuvani, por siempre estar dispuesto a ayudarme y resolver mis dudas, gracias por tu apoyo y palabras de aliento.*

## *Dedicatorias*

*A mi hermosa madre, quien ha dedicado su vida a criarme, protegerme y amarme. Gracias por todas y cada una de las cosas que has hecho por mí; infinitas gracias por tu apoyo incondicional y enseñarme todo lo hermoso de la vida, soy todo lo que soy gracias a ti y tu esfuerzo, haré que estés orgullosa de mí. Te amo mamá.*

*A mi papá Isra, que sin su apoyo esto no hubiera sido posible. Gracias por tu esfuerzo y por brindarme tu confianza para cumplir esta meta, te estaré eternamente agradecido. Te quiero.*

*A mi pequeña Vale, para que cuando lea esto, se sienta orgullosa de su papá y busque siempre superarse ante cualquier adversidad. Incondicionalmente me tendrás siempre a tu lado, apoyándote. Te amo hija.*

*A mi simbiosis, que vivió conmigo este arduo proceso desde tiempos inmemoriales, que estuvo conmigo en muchas risas, lágrimas, desvelos, estrés, clases, tareas, exposiciones, viajes a campo y cafés. En quien pude encontrar una gran mujer, una increíble amiga e incondicional pareja de vida y aventuras. No tengo palabras para describir y poder agradecerte todo lo que hemos vivido juntos durante esta etapa de nuestras vidas, y desde hace tiempo me duele que haya terminado, sin duda sé que ambos extrañaremos mucho nuestra querida FES y a todos nuestros compañeros. Ahora nos toca seguir avanzando juntos. Te amo Diana Karina. ATCTMC.*

*A Xime, quien me brindó una amistad como ninguna otra en tan poco tiempo, eres alguien increíble y sin duda mi mejor amiga. Siempre voy a estar aquí para ti. Te quiero mucho.*

*A la pequeña Aida, por su apoyo y siempre estar dispuesta a prestarme sus apuntes y resolver mis dudas. Juro que pronto te pagaré tu hamburguesa jaja. Eres una gran Bióloga, gracias por tu amistad, te quiero pequeña.*

*A Jocelyn y Toño, quienes me han apoyado muchísimo y me dieron una verdadera amistad, estoy muy agradecido por todo lo que han hecho por mí, ambos saben que cuentan conmigo para lo que sea.*

# ÍNDICE

<b>ÍNDICE DE GRÁFICOS</b>	<b>I</b>
<b>ÍNDICE DE TABLAS</b>	<b>I</b>
<b>ÍNDICE DE FIGURAS</b>	<b>II</b>
<b>RESUMEN</b>	<b>1</b>
<b>INTRODUCCIÓN</b>	<b>2</b>
<b>ANTECEDENTES</b>	<b>3</b>
<b>CAPÍTULO I.- FAMILIA CRASSULACEAE</b>	<b>4</b>
1.1.- Morfología vegetal de la familia Crassulaceae	5
1.2.- Propagación vegetativa de crasuláceas	7
1.3.- Cultivo de crasuláceas	9
1.4.- Naturación de espacios urbanos	9
<b>CAPÍTULO II.- SUSTRATOS Y BIOFERTILIZANTES</b>	<b>11</b>
2.1.- Conceptos de suelo y sustrato	11
2.2.- Tipos de sustratos y criterios de elección	11
2.3.- Biofertilizantes y fertilizantes químicos	12
2.4.- Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) como biofertilizantes	13

2.4.1 <i>Morfo-fisiología de los HMA</i>	13
2.4.2 <i>¿Cómo los HMA ayudan al crecimiento de las plantas?</i>	14
<b>JUSTIFICACIÓN</b>	<b>17</b>
<b>HIPÓTESIS</b>	<b>17</b>
<b>OBJETIVO</b>	<b>17</b>
<b>OBJETIVOS PARTICULARES</b>	<b>17</b>
<b>MATERIAL Y MÉTODO</b>	<b>18</b>
A.- Fase de gabinete	18
B.- Fase experimental	18
B.1.- Conteo de colonización micorrízica en raíces de <i>Zea mays</i>	19
B.2.- Conteo de microesporas	20
B.3.- Preparación de tratamientos experimentales	20
B.4.- Medición de las variables en <i>Echeveria elegans</i>	22
B.4.1.- <i>Conteo de esquejes del tallo</i>	22
B.4.2.- <i>Tasa de crecimiento relativo (TCR)</i>	22
B.4.3.- <i>Cobertura total (CT)</i>	23
B.4.4.- <i>Peso seco y peso fresco de hojas</i>	23
C.- Fase de propagación vegetativa	24
<b>RESULTADOS</b>	<b>25</b>
<b>DISCUSIÓN DE RESULTADOS</b>	<b>39</b>
<b>CONCLUSIONES</b>	<b>41</b>

**BIBLIOGRAFÍA**

**43**

**WEBGRAFÍA**

**48**



# ÍNDICE DE GRÁFICOS

Página

<b>Gráfico 1.</b> Porcentaje de esquejes de <i>Echeveria elegans</i> obtenidos en los cuatro tratamientos.	<b>28</b>
<b>Gráfico 2.</b> Brote de esquejes del tallo en <i>Echeveria elegans</i> durante 8 meses.	<b>29</b>
<b>Gráfico 3.</b> Cobertura total de ocho <i>Echeveria elegans</i> .	<b>30</b>
<b>Gráfico 4.</b> Comparación de medias entre tratamientos para la variable cobertura total.	<b>30</b>
<b>Gráfico 5.</b> Comparación de medias entre tratamientos para la variable TCR en altura.	<b>32</b>
<b>Gráfico 6.</b> Comparación de medias entre tratamientos para la variable TCR en diámetro.	<b>32</b>
<b>Gráfico 7.</b> Comparación de las medias del peso fresco en hojas de <i>Echeveria elegans</i> .	<b>33</b>
<b>Gráfico 8.</b> Comparación entre tratamientos y estadios de hojas para peso fresco.	<b>33</b>
<b>Gráfico 9.</b> Comparación entre tratamientos y estadios de hojas para peso seco.	<b>34</b>
<b>Gráfico 10.</b> Comparación de las medias del peso seco en hojas de <i>Echeveria elegans</i> .	<b>34</b>
<b>Gráfico 11.</b> Organismos obtenidos por 3 técnicas de propagación.	<b>35</b>

# ÍNDICE DE TABLAS

Página

<b>Tabla 1.</b> Ventajas y desventajas de los dos tipos de propagación en crasuláceas.	<b>8</b>
<b>Tabla 2.</b> Diseño experimental de los diferentes tratamientos.	<b>21</b>
<b>Tabla 3.</b> Diámetros, alturas y brote de esquejes de <i>Echeveria elegans</i> al inicio de la fase experimental.	<b>22</b>
<b>Tabla 4.</b> Conteo de colonización micorrízica por hifas, vesículas, arbuscúlos y esporas en raíces de maíz.	<b>25</b>
<b>Tabla 5.</b> Porcentaje de colonización micorrízica.	<b>27</b>
<b>Tabla 6.</b> Conteo de microesporas.	<b>27</b>
<b>Tabla 7.</b> Conteo total de esquejes de <i>Echeveria elegans</i>	<b>28</b>
<b>Tabla 8.</b> ANOVA para la variable cobertura total.	<b>30</b>
<b>Tabla 9.</b> Diferencias estadísticas entre grupos para cobertura. Método: 95.0% Fisher LSD.	<b>30</b>
<b>Tabla 10.</b> TCR en altura de <i>Echeveria elegans</i>	<b>31</b>

<b>Tabla 11.</b> TCR en diámetro de <i>Echeveria elegans</i> .	<b>31</b>
<b>Tabla 12.</b> ANOVA para variable TCR en altura.	<b>32</b>
<b>Tabla 13.</b> Diferencias estadísticas entre grupos para TCR en altura. Método: 95.0% Fisher LSD.	<b>32</b>
<b>Tabla 14.</b> ANOVA para variable TCR en diámetro.	<b>32</b>
<b>Tabla 15.</b> Diferencias estadísticas entre grupos para TCR en diámetro. Método: 95.0% Fisher LSD.	<b>32</b>
<b>Tabla 16.</b> ANOVA-Multifactor para el peso fresco de hojas de <i>Echeveria elegans</i> .	<b>33</b>
<b>Tabla 17.</b> ANOVA-Multifactor para el peso seco de hojas de <i>Echeveria elegans</i> .	<b>34</b>
<b>Tabla 18.</b> Cinco especies de la familia Crassulaceae propagadas vegetativamente.	<b>35</b>
<b>Tabla 19.</b> Total de nuevos organismos obtenidos mediante las tres técnicas de propagación vegetativa.	<b>35</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

	<b>Página</b>
<b>Figura 1.</b> Hojas suculentas de <i>Echeveria elegans</i> .	<b>4</b>
<b>Figura 2.</b> Esquejes, brotes y raíces de crasuláceas.	<b>6</b>
<b>Figura 3.</b> Suculencia en hojas de <i>Sedum clavatum</i>	<b>6</b>
<b>Figura 4.</b> Inflorescencia de la especie <i>Echeveria pulvinata</i> .	<b>6</b>
<b>Figura 5.</b> Brote de esquejes de <i>Sempervivum montanum</i> var. <i>Burnati</i> .	<b>7</b>
<b>Figura 6.</b> Propagación vegetativa de algunas especies de crasuláceas mediante estaca de hoja.	<b>8</b>
<b>Figura 7.</b> Brácteas del tallo floral de <i>Echeveria pulvinata</i> .	<b>8</b>
<b>Figura 8.</b> Ejemplo de sistema de naturación en una azotea.	<b>9</b>
<b>Figura 9.</b> Ejemplo de sistema de naturación colocado en un muro.	<b>9</b>
<b>Figura 10.</b> Esquema de las principales estructuras de los hongos micorrízicos arbusculares.	<b>14</b>
<b>Figura 11.</b> Esquejes de <i>Mentha piperita</i> sometidos a estrés salino.	<b>15</b>
<b>Figura 12.</b> Diferencia morfológica de la raíz en la aplicación de HMA en un cultivo.	<b>15</b>
<b>Figura 13.</b> Siembra al voleo de la planta trampa <i>Zea mays</i> .	<b>19</b>
<b>Figura 14.</b> Maíz con la altura adecuada para su cosecha.	<b>19</b>
<b>Figura 15.</b> Maíz cosechado desde la raíz.	<b>19</b>

<b>Figura 16.</b> Azotea verde indirecta en la FES Zaragoza, Campus II.	<b>21</b>
<b>Figura 17.</b> A) <i>Echeveria elegans</i> ; B) <i>Echeveria Perl Von Numemberg</i> ; C) <i>Echeveria pulvinata</i> .	<b>24</b>
<b>Figura 18.</b> D) <i>Sedum clavatum</i> ; E) <i>Sedum robrotinctum</i> .	<b>24</b>
<b>Figura 19.</b> Raíz de <i>Zea mays</i> bajo microscopio óptico; hifa externa e hifa interna.	<b>26</b>
<b>Figura 20.</b> Raíz de <i>Zea mays</i> bajo microscopio óptico; hifa externa, hifa interna y vesícula.	<b>26</b>
<b>Figura 21.</b> Raíz de <i>Zea mays</i> bajo microscopio óptico; hifa interna y arbúsculo.	<b>26</b>
<b>Figura 22.</b> <i>Echeveria elegans</i> sometidas a los 4 tratamientos al día 196 del experimento.	<b>28</b>
<b>Figura 23.</b> <i>Echeveria elegans</i> en los cuatro tratamientos.	<b>30</b>
<b>Figura 24.</b> Propagación vegetativa por brote de esquejes.	<b>36</b>
<b>Figura 25.</b> Propagación vegetativa por hoja.	<b>36</b>
<b>Figura 26.</b> Morfología de un esqueje.	<b>37</b>
<b>Figura 27.</b> Organismo <i>Echeveria Perle Von Numemberg</i> , propagación por hoja.	<b>37</b>
<b>Figura 28.</b> Organismo de <i>Sedum clavatum</i> , propagación por brote de esqueje.	<b>37</b>
<b>Figura 29.</b> Diferencia en tamaños de la propagación por hojas y propagación por brote de esquejes.	<b>37</b>
<b>Figura 30.</b> Prototipo de muro verde en jardín de mariposas con crasuláceas propagadas vegetativamente.	<b>38</b>
<b>Figura 31.</b> Brote de esqueje de la especie <i>Echeveria elegans</i> .	<b>39</b>

## Resumen

La familia Crassulaceae incluye plantas de crecimiento herbáceo o subarborescente, tienen hojas suculentas que a menudo se aglomeran en forma de roseta. México cuenta aproximadamente con 373 especies de crasuláceas contenidas en 13 géneros, el principal uso que se les ha dado es ornamental y el interés por coleccionistas nacionales y extranjeros va en aumento, lo cual ha puesto en estatus de riesgo a muchas especies de crasuláceas endémicas del país. En este trabajo, se experimentó con *Echeveria elegans*, una especie en peligro de extinción y endémica de México, la cual fue sometida a 4 tratamientos adicionados con inóculo de hongos micorrízicos arbusculares y composta, con el fin de evaluar el efecto en su propagación y crecimiento. El tratamiento I fue adicionado sólo con inóculo, el II sólo con composta, el III con inóculo y composta y el IV fue el tratamiento control. Se registró y midió mensualmente durante 9 meses, el número de esquejes de tallo, la tasa de crecimiento relativo en altura y diámetro, la cobertura total de los organismos y al final del experimento se registró el peso fresco y peso seco de hojas por tratamiento. Para los resultados de la tasa de crecimiento relativo y la cobertura, se realizó una ANOVA y prueba de Fisher, y para la evaluación estadística del peso fresco y peso seco se realizó un ANOVA-Multifactorial y prueba de Tukey. Los resultados indican que el tratamiento con inóculo y composta logra aumentar el crecimiento de *Echeveria elegans* en un lapso menor de tiempo, además de potenciar su propagación vegetativa por esquejes del tallo. A la par con la parte experimental, se realizó la propagación vegetativa de 5 especies de crasuláceas de dos géneros con alto grado de endemismo en México (*Echeveria* y *Sedum*) mediante esquejes de tallo, estacas de hojas y brácteas del tallo floral. Muchas especies de crasuláceas cuentan con un elevado potencial propagativo, debido a los primordios de raíz preformados y su alta totipotencialidad para desdiferenciar funciones de tejidos en nuevas rutas celulares. Sin embargo, la tasa de crecimiento es muy baja debido a su metabolismo; una técnica para acelerar su crecimiento es mediante la adición de hongos micorrízicos arbusculares y composta. La propagación vegetativa de crasuláceas con estos biofertilizantes es una alternativa viable para protocolos de conservación de especies amenazadas y sistemas de naturación en espacios urbanos.

# INTRODUCCIÓN

La importancia que tiene la naturaleza en cualquier sociedad es enorme, el ser humano depende completamente de estos recursos, no solo económicamente, también social, política y ecológicamente, por lo que es su deber protegerlos, racionarlos y hacer un uso responsable de ellos para su beneficio y el de las futuras generaciones.

México tiene una gran riqueza y abundancia en materia de biodiversidad, sin embargo, la forma en la que son aprovechados, los proyectos gubernamentales y las malas prácticas de la industria, ponen en riesgo a la flora y fauna del país (Garduño, 2020). Por ello se vuelve indispensable generar protocolos de protección para especies que se encuentren en algún estatus de riesgo, en busca de un consumo sostenible.

La familia Crassulaceae presenta un centro de diversificación en México, con altos grados de endemismo en sus géneros. Uno de ellos es el género *Echeveria*, con presencia de al menos 130 especies con un 85% de endemismo, por otra parte, el género *Sedum* cuenta con alrededor de 133 especies de las cuales 110 son endémicas (Reyes *et al.*, 2014; López, 2016, Aragón *et al.*, 2019). El principal uso que se les da es ornamental y su interés va en aumento, pero su aprovechamiento no se ha coordinado de manera adecuada, por lo que se ha puesto en riesgo la distribución natural de algunas especies.

Muchos organismos de la familia Crassulaceae tienen la capacidad de generar rápidamente raíces adventicias a partir de diferentes estructuras morfológicas, por lo que es sencillo conseguir esquejes de tallo o estacas de hojas y generar organismos clones a la planta madre (López, 2016), sin embargo, debido a su metabolismo, la tasa de crecimiento de estas especies es muy baja. Este estudio busca evaluar los efectos del inóculo de hongos micorrízicos arbusculares y composta en la propagación y crecimiento de una especie catalogada en un estatus de riesgo en México (*Echeveria elegans*), con el fin de proponer un protocolo de propagación eficiente para el resto de las crasuláceas.

## ANTECEDENTES

El valor ornamental de las crasuláceas en México se debe a una amplia riqueza de géneros y especies, por lo que, en los últimos años, la demanda de coleccionistas y horticultores ha aumentado, con ello se desencadenó una sustracción masiva e ilegal de organismos en sus ecosistemas naturales, y llevó a algunos de ellos al borde de la extinción (Reyes *et al.*, 2014). Existen 18 especies de la familia Crassulaceae en la NOM 059 de la SEMARNAT; de las cuales, 12 son del género *Echeveria*, 4 del género *Sedum* y 2 del género *Graptopetalum* (SEMARNAT, 2010); dentro del género *Echeveria*, se encuentra *Echeveria elegans*, con categoría de riesgo en peligro de extinción.

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) se han empleado como biofertilizantes para el cultivo de hortalizas y en general para organismos de interés económico, pues se ha demostrado que mejoran el desarrollo de plantas que se encuentran bajo estrés hídrico, salino o deficiencia nutricional. Aunque no se han registrado estudios del uso de HMA como biofertilizante para crasuláceas, cuya ruta metabólica les genera un lento crecimiento, se confía en que estos microorganismos mejoren su desarrollo.

Luna y Monroy (2002), indican que los HMA mejoran la tasa relativa de crecimiento en *Agave salmiana* y *Opuntia streptacantha*. Ambas especies incrementaron su biomasa y mejoraron el uso eficiente del agua. Pimienta y col. (2009), mencionan que organismos juveniles de *Agave tequilana* tratados con HMA mejoraron su capacidad fotosintética y aumentaron el grosor del mesófilo. Islas (2012) demostró que la aplicación de HMA como biofertilizante en organismos juveniles de *Cephalocereus senilis*, incrementa significativamente el porcentaje de supervivencia, la tasa de crecimiento relativo, la altura y cobertura, además describió un aumento de la zona radical, así como en el potencial individual de absorción de nutrientes.

Debido a que la aplicación de HMA como biofertilizante en organismos de lento metabolismo favorece su desarrollo (Luna y Monroy, 2002; Pimienta *et al.*, 2009; Islas, 2012) se establece como objetivo principal del presente estudio, determinar el efecto de los HMA y composta sobre la propagación por esquejes del tallo y crecimiento de *Echeveria elegans*, con el fin de establecer protocolos eficientes en la propagación vegetativa, como una alternativa para el manejo de especies amenazadas.

# CAPÍTULO I

## FAMILIA CRASSULACEAE

Las crasuláceas son plantas anuales o perennes, que comúnmente se aglomeran en rosetas, sus flores brotan en espigas o racimos (inflorescencias) y rara vez son solitarias. Sus hojas y tallos son suculentos, característica que les permite almacenar agua dentro de sus tejidos (Figura 1). Las superficies foliares suelen estar cubiertas de pruina, un indumento ceroso que incrementa la eficiencia transpiratoria y protege a la planta de la luz solar directa, estas adaptaciones morfológicas les permiten soportar periodos prolongados de sequía. Tienen un tipo especial de metabolismo denominado “metabolismo ácido de las crasuláceas” (metabolismo CAM por sus siglas en inglés), el cual les ayuda a transpirar menos agua que las plantas con metabolismo C3 o C4. El metabolismo CAM, la suculencia, la forma de crecimiento arrosetado y la presencia de pruina, permite que las crasuláceas se desarrollen con facilidad en condiciones adversas para el crecimiento, como en ambientes con limitaciones hídricas, altas temperaturas y elevada irradiancia. Es por ello que la mayoría de especies de esta familia muestran preferencia por sitios con afloramientos rocosos y climas templados, secos y áridos; se pueden encontrar en bosques templados de pino-encino, bosque mesófilo de montaña y bosques secos. (Andrade *et al.*, 2007; Coyotes sedum, 2015; Ayala & García, 2018).



Figura 1. Hojas suculentas de *Echeveria elegans*.

Las crasuláceas tienen una distribución cosmopolita a excepción de Australia y Polinesia. Se estima que existen entre 25 y 33 géneros y 1200 a 1500 especies. En México, se considera la presencia de 373 especies contenidas en 13 géneros (Llorente & Ocegueda, 2008; Pérez, 2008).

Varias especies de crasuláceas son colectadas ilegalmente de sus ecosistemas para satisfacer la demanda de un mercado negro, lo que ha propiciado una merma en las poblaciones naturales. En México, se colectan y propagan con fines ornamentales, en los estados de Morelos, Oaxaca y Querétaro se usan como adorno durante las festividades decembrinas. También se han registrado usos ceremoniales desde la época prehispánica, actualmente, algunas especies se emplean contra las infecciones de los ojos y para la elaboración de muros verdes o en macetas decorativas para espacios de fiestas y reuniones. Algunas especies acumulan metales pesados, actuando de esta manera, como plantas remediadoras (Pérez, 2008; Reyes *et al.*, 2014; Ayala & García, 2018).

En la actualidad existen dieciocho especies de crasuláceas consideradas con alguna categoría de riesgo en la NOM-059-SEMARNAT. Cinco especies están catalogadas con protección especial, dos amenazadas y once en peligro de extinción. La mayoría de estas especies son altamente codiciadas, por lo que es importante fomentar la adquisición de especímenes propagados en un marco de producción legal (CONABIO, 2010). Por ello, es esencial establecer protocolos de propagación y cultivo de crasuláceas, sobre todo de las especies en categorías de riesgo, para promover un consumo responsable y contribuir a la preservación de las poblaciones endémicas.

## **1.1.- Morfología de la familia Crassulaceae**

La formación de tejidos y órganos vegetales tienen su origen en los meristemos primarios que se forman durante la embriogénesis. Los meristemos están conformados por células morfológicamente indiferenciadas que se encuentran en continua división, formando nuevas células y tejidos a través de procesos de diferenciación celular. Las células meristemáticas se ubican en los extremos apicales de brotes y raíces, así como en nudos laterales a cualquier órgano vegetal (Santamarina & Roselló, 2018; Mercedes & González, 2019).

En las crasuláceas se reconocen dos tipos de meristemos. Los meristemos apicales que forman el cuerpo primario de las plantas, estos se encuentran en el ápice del brote caulinar y en el subápice de las raíces, y los meristemos intercalares, que se ubican en los nudos, en la



intersección entre el tallo y el nacimiento de las hojas. Estas células totipotenciales juegan un papel primordial en la diferenciación y formación de raíces adventicias para la propagación por estacas (Rodríguez, 2012).

El vástago es el conjunto de órganos formado por el tallo, eje caulinar y hojas. Los nuevos tallos que surgen de la roseta principal de algunas crasuláceas, son esquejes del tallo (Figura 2). Sus hojas presentan succulencia, por lo que son reservorios importantes de agua, además, en estas estructuras se lleva a cabo la mayor parte de la fotosíntesis (Figura 3) (Megías *et al.*, 2019; Botanical-Online, 2020). Las brácteas son hojas preflorales llamadas hipsofilos, que se desarrollan en el eje floral (Figura 4). En algunos casos, las brácteas pueden sustituir la corola de la flor con fin de atraer insectos polinizadores (Müller, 2000).

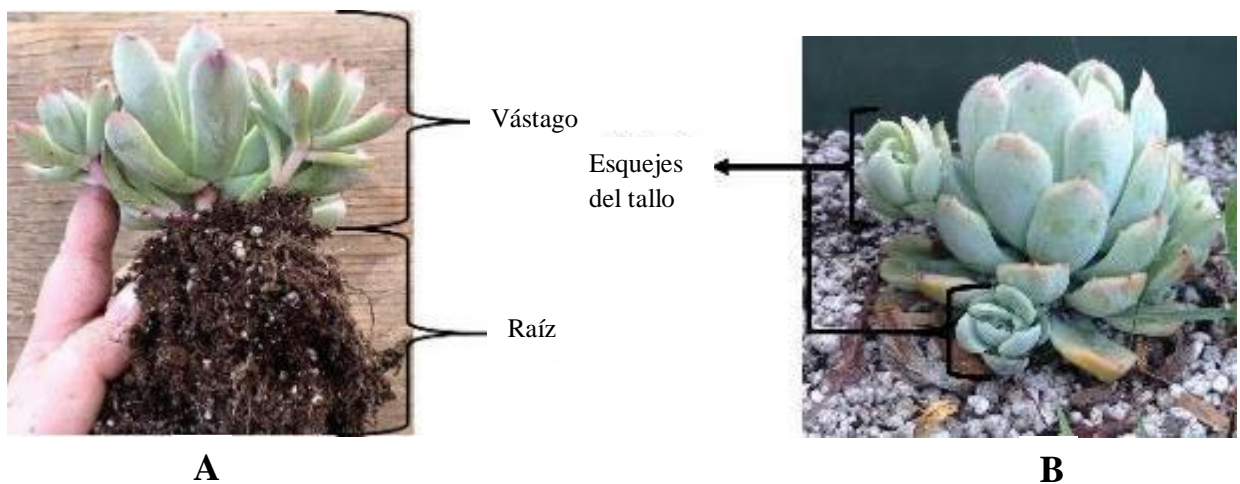


Figura 2. Esquejes, vástago y raíces de crasuláceas. **A.** Vástago y raíz. **B.** Esquejes del tallo en *Echeveria elegans*.



Figura 3. Succulencia en hojas de *Sedum clavatum*.



Figura 4. Inflorescencia de la especie *Echeveria pulvinata*. **A)** Brácteas; **B)** Flores en preantesis; **C)** Eje floral.

## 1.2.- Propagación vegetativa de crasuláceas

Osuna y col. (2017) definen a la propagación vegetativa como la reproducción asexual de tejidos vegetales, que logran conservar su potencial propagativo para generar nuevos individuos. De acuerdo con Reyes y col. (2014), se reconocen tres técnicas de propagación vegetativa que son esquejes de tallo, estacas de hoja y brácteas del eje floral.

Los esquejes son estacas de tallo suave que se ramifican de especies herbáceas, su longitud puede variar desde 5 hasta 10 cm o más y se consiguen a partir de tallos ramificados que crecen alrededor de la roseta o tallo principal (Figura 5).



Figura 5. Brote de esquejes de *Sempervivum montanum* var. *Burnati*.

Las estacas de hoja se consiguen al cortar hojas enteras y turgentes de ejemplares juveniles o maduros y se colocan en un sustrato de propagación húmedo, para promover el surgimiento de raíces adventicias y de ahí el brote de nuevos ejemplares (Figura 6).



Figura 6. Propagación vegetativa de algunas especies de crasuláceas mediante estaca de hoja, donde se observa el brote de un nuevo organismo. (Tomado de: <https://suculentas.store/tierra-para-suculentas/> consultado el 17/01/2020)



Figura 7. Brácteas del tallo floral de *Echeveria pulvinata*.

Las estacas de brácteas se hacen de las hojas preflorales que se desarrollan en el eje floral (Figura 7). La técnica de propagación por estacas de brácteas es similar al estacado de hojas. La propagación vegetativa ofrece una alternativa de producción clonal masiva donde se preservan características de valor ornamental. Sin embargo, la propagación sexual es en términos biológicos, es más importante y relevante para la conservación, protección y perpetuación a lo largo del tiempo de estas especies, pues al tener una alta recombinación genética, serán menos vulnerables a plagas, cambios climáticos y se lograrán adaptar con facilidad a alteraciones desfavorables en su medio, entre muchas otras ventajas (Tabla 1).

Tabla 1. Ventajas y desventajas de los dos tipos de propagación en crasuláceas. Modificado de: (Reyes *et al.*, 2014)

Tipo de propagación	Ventajas	Desventajas
<b>Propagación vegetativa</b> (Asexual)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Nuevos organismos de mayor tamaño en menor tiempo</li> <li>• Sólo se requiere de una planta para propagar</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• La variabilidad genética del cultivo disminuye</li> <li>• No todas las especies se logran propagar por estas técnicas</li> </ul>
<b>Propagación por semilla</b> (Sexual)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• La variabilidad genética del cultivo aumenta</li> <li>• Obtención de híbridos estéticamente más atractivos y resistentes</li> <li>• Producción a gran escala</li> <li>• Selección personalizada de los mejores individuos</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Son plantas que no se propagan vegetativamente</li> <li>• Se debe contar con al menos dos plantas madre de origen distinto</li> <li>• Lento crecimiento de las plantas</li> <li>• Más cuidados e infraestructura</li> </ul>

### 1.3.- Cultivo de crasuláceas

Uno de los factores que deben cuidarse en el cultivo de crasuláceas, es la elección y preparación del sustrato. En general, las crasuláceas pueden vivir en cualquier tipo de sustrato sin problemas aparentes, no obstante, se recomienda que sea ligero, poroso y bien drenado; para ello se puede utilizar tierra de hoja, tierra negra, composta, peatmoss o musgo de turbera y fibra de coco. Cualquiera de estos materiales orgánicos se debe mezclar con otros materiales minerales como gravilla, tepojal, tezontle, agrolita o vermiculita a fin de mantener una alta porosidad.

Reyes y col. (2014) recomiendan mantener una proporción de 2:1:1 en volumen de material mineral o que brinde porosidad al sustrato, suelo o tierra negra y composta respectivamente, para mantener las condiciones adecuadas en el cultivo de crasuláceas.

### 1.4.- Naturación de espacios urbanos

Una de las tendencias mundiales y actuales ha sido la de implementar coberturas verdes en edificios, terrazas, muros y azoteas (Figuras 8 y 9), ya que agregan valor paisajístico a la ciudad y mejora la calidad de vida de sus habitantes; también generan beneficios ambientales importantes, al moderar la temperatura dentro de edificios, lo cual ayuda a disminuir el uso de aires acondicionados, minimizan el impacto del ruido, logran reducir la contaminación del aire, especialmente al ser retenedores naturales de dióxido y monóxido de carbono; favorecen la integración paisajística dentro de entornos medioambientales hostiles, como los que existen en las ciudades. Dado que los espacios verdes tienen un efecto positivo dentro de los entornos urbanos, los sistemas de naturación son cada vez más utilizados (Martínez *et al.*, 2010; Fernández, 2010; Ochoa, 2014).



Figura 8. Ejemplo de sistema de naturación en una azotea. (Tomado de: <https://verdticalmagazine.com/cubierta-vegetal/> consultado el 14/11/2019)



Figura 9. Ejemplo de sistema de naturación colocado en un muro. (Tomado de: <https://plantaoxigeno.com/portfolios/pared-verde-residencial/> consultado el 14/11/2019)

Kumar (2012), indica que el incremento de superficies verdes en las zonas urbanas contribuye en parte a la conservación de la flora nativa, además de ser hábitat y ofrecer posibilidades de alimento para distintas especies. Las áreas verdes también tienen la capacidad de actuar como pantalla de control de viento, pues las barreras vegetales tienen efecto sobre las turbulencias o aceleración del viento en los bordes donde se encuentran situadas, ya que absorben la energía cinética del aire en movimiento (Hernández, 2013).

El contacto con áreas verdes tiene efectos positivos sobre la salud de los ciudadanos, incrementando la longevidad y disminuyendo la prevalencia de obesidad y diabetes, ya que promueve la actividad física; además, la presencia de áreas naturales permite que disminuyan los índices de criminalidad, agresión y violencia (Kaplan y Kaplan, 2003; Zuria *et al.*, 2008).

Un posible uso de los organismos propagados vegetativamente en este estudio es que sean los principales actores en el reverdecimiento de áreas como azoteas o muros, por su alta resistencia a condiciones de limitación hídrica y estrés térmico, típicas de los espacios urbanos.

# **CAPÍTULO II**

## **SUSTRATOS Y BIOFERTILIZANTES**

### **2.1.- Conceptos de suelo y sustrato**

El suelo es considerado como un sistema vivo y dinámico, conforma la capa más somera en la superficie terrestre y es resultado de diferentes procesos y factores de intemperismo y erosión físicos-químicos-biológicos, que actúan sobre el material rocoso a lo largo del tiempo. Dependiendo de la intensidad de cada uno de los factores formadores de suelo, este tiene una tasa de formación de 1 cm por cada 100 a 400 años. También está caracterizado por un perfil de horizontes con rasgos distintivos e identificables, en donde se desarrolla la vida vegetal de los ecosistemas (Cruz, 2006; Caballero, 2018).

Un sustrato es todo material sólido distinto del suelo, puede ser de origen natural, sintético o residual, mineral (inorgánico) u orgánico, que se pueden utilizar solos o mezclados. Los sustratos al igual que el suelo, proporcionan a la planta de agua, elementos nutritivos necesarios para su desarrollo y brindan a las raíces el oxígeno necesario para su respiración (Alarcón, 2006; Lardizábal, 2012).

### **2.2.- Tipos de sustratos y criterios de elección**

De acuerdo con Infoagro Systems, (1997), existen múltiples criterios para clasificar a un sustrato con base en el origen de los materiales, su naturaleza, sus propiedades físicas, químicas o biológicas, su capacidad de degradación, entre otras. Según sus propiedades químicas se pueden clasificar en sustratos químicamente inertes, como las arenas graníticas o silíceas, rocas volcánicas, perlita, arcillas expandidas o lana de roca. Y también como químicamente activos, como las turbas rubias y negras, la corteza de pino, vermiculita, materiales ligno-celulósicos. La diferencia entre ambas clasificaciones radica en su capacidad de intercambio catiónico, los sustratos químicamente inertes ofrecen soporte a la planta sin aportar nutrientes; los sustratos químicamente activos, además de servir a la planta como soporte, tiene una reserva de nutrientes asimilables para la planta.

Visto desde el origen del material, los sustratos pueden ser orgánicos como la turba, sintéticos como los polímeros no biodegradables, las espumas de poliuretano o el poliestireno

expandido. Otro origen de los sustratos es de subproductos o residuos procedentes de diversas actividades, por ejemplo, la cascarilla de arroz, pajas de cereales, fibra de coco, aserrín, entre otros. También la arena, el tezontle y tepojal funcionan bien como material mineral para sustratos.

Al momento de seleccionar el material para elaborar un sustrato, se debe considerar la inexistencia de patógenos, una adecuada retención de agua y que al mismo tiempo ofrezca un drenaje apropiado para que coexistan los fluidos agua y aire. Además, deben proporcionar los nutrientes necesarios para el crecimiento de las plantas a cultivar.

### **2.3.- Biofertilizantes y fertilizantes químicos**

La nutrición vegetal inorgánica es la incorporación de elementos o compuestos químicos en forma asimilable para las plantas y disponibles en el suelo, sustrato o atmósfera, utilizados para realizar diferentes procesos metabólicos. Los elementos que la planta absorbe del suelo o sustrato, se deben reponer de alguna u otra forma, ya sea de manera natural con la descomposición de la materia orgánica y reciclamiento de nutrientes o de forma sintética a través de fertilizantes químicos. Se denomina fertilizante a toda aquella sustancia orgánica o inorgánica, natural o sintética que brinda los nutrientes necesarios y asimilables para las plantas (Salas, 2003; Guzmán, 2018).

Los fertilizantes inorgánicos, son sustancias naturales o sintéticas que no provienen de fuentes animales o vegetales, como los yacimientos de salitre, roca fosfórica y el cloruro de potasio. Los fertilizantes sintéticos se elaboran artificialmente y tienen como base sales minerales de nitrógeno, fósforo y potasio; cuando contienen solamente uno de estos elementos se les conoce como simples y cuando se forman de más de un elemento se les conoce como compuestos (Guzmán, 2018).

Los fertilizantes orgánicos o biofertilizantes tienen origen orgánico, pueden ser productos agro-biotecnológicos, que contienen microorganismos vivos o latentes y productos de desechos vegetales (Kloepper *et al.*, 1980, Bertsch, 2003 Soto, 2003; SAGARPA, 2017). Los abonos fabricados se producen con diferentes tipos de composta, bocashi o lombricomposta. En su producción se les puede inocular microorganismos, extractos de algas y biofermentados (Acuña, 2003).

## **2.4.- Hongos micorrízicos arbusculares (HMA) como biofertilizantes**

Los hongos micorrízicos arbusculares son una asociación endosimbiótica obligada, asociados a la raíz de una planta hospedera; el término proviene de los vocablos griegos *mike* = hongo y *rrhiza* = raíz, que significa literalmente “raíz fúngica” (Sánchez, 2005; Ramos *et al.*, 2007). Forman simbiosis con el 90% de las plantas terrestres, y permite que estas se adapten con facilidad a situaciones adversas. Las principales estructuras que forman dentro de las células corticales de la raíz que colonizan son: arbuscúlos, vesículas, hifas y esporas, (Sánchez, 2005; Barrer, 2009). Esta simbiosis empieza cuando las hifas que se encuentran en el suelo o sustrato crecen sobre la superficie de la raíz de la planta hospedera, luego, una o más hifas producen un apresorio entre las células de la epidermis hasta las células corticales de la raíz. Estas hifas cruzan la hipodermis y se ramifican en el interior del córtex (Sánchez, 2005; Meléndez, 2016). Después, se produce un acoplamiento entre el hongo y la planta a través de un arbuscúlo (Gianinazzi *et al.*, 1984; Azcón y Bago, 1994).

### **2.4.1.- Morfofisiología de los HMA**

Las hifas asociadas a raíces micorrizadas forman una red extensa en la mayoría de los suelos, para poder observar estas estructuras es necesario aplicar técnicas de tinción y usar microscopios ópticos.

Los HMA tienen estructuras que pueden encontrarse en el suelo y en la raíz del hospedero; las hifas del suelo llamadas extra radicales, alcanzan diferentes grosores y su función es absorber y conducir nutrientes hacía el arbuscúlo. Las esporas son células reproductivas que alcanzan tamaños de 20 a 1000 micrometros de diámetro y se pueden formar en las hifas extra radicales o dentro de la raíz, contienen lípidos, citoplasma y miles de núcleos (2000 a 3000), se forman cuando los nutrimentos disminuyen y se asocian con la senescencia.

En la raíz del hospedero, también se encuentran hifas no septadas que se ramifican a lo largo del córtex pero no atraviesan las paredes celulares, a partir de las cuales se pueden formar arbuscúlos, vesículas o esporas. Los arbuscúlos son hifas ramificadas que se asemejan a un árbol, de ahí su nombre, permanecen al exterior del citoplasma y su función es intercambiar nutrimentos entre el hongo y la planta. Las vesículas son estructuras de reserva que almacenan



lípidos; son globosas y se forman en la punta de las hifas, se pueden encontrar intercelularmente y desarrollan paredes gruesas, en raíces viejas pueden funcionar como propágulos (Figura 10).

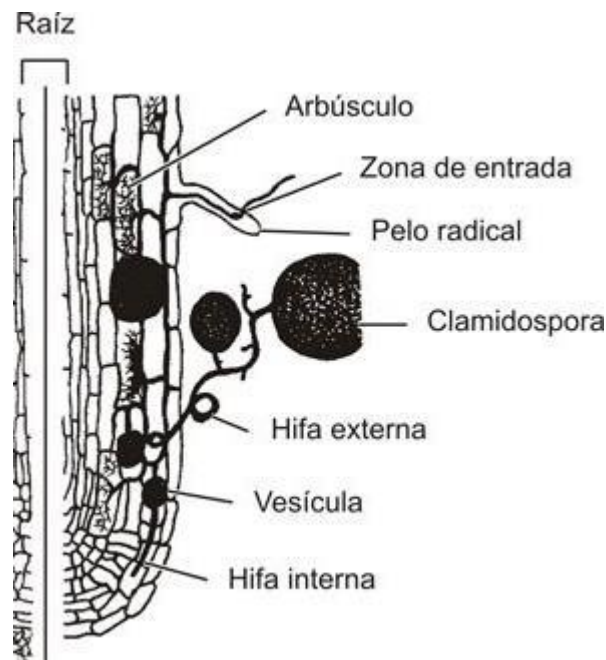


Figura 10. Esquema de las principales estructuras de los hongos micorrízicos arbusculares. (Tomado y modificado de: <https://lahuertadelosrobles.wordpress.com/2017/05/13/haciendo-suelo/> consultado el: 10/01/2020)

Los HMA pueden ser utilizados como biofertilizantes, mediante la elaboración de un inóculo que consiste en suelo o sustrato impregnado con propágulos (esporas, hifas, raíces con vesículas y arbusculos) de una especie determinada de hongo y es bien caracterizado por su alta tasa de infectividad y sencilla manipulación (Meléndez, 2016).

#### **2.4.2.- ¿Cómo los HMA ayudan al crecimiento de las plantas?**

Los HMA asociados a las raíces de los hospederos forman una unidad morfológica y fisiológica, que permite que las plantas incrementen la superficie de exploración del suelo en busca de agua y nutrientes, sobre todo fósforo y nitrógeno, dos de los macronutrientes esenciales para el desarrollo vegetal. Las plantas micorrizadas tienen la ventaja de captar mayor cantidad de agua gracias a la red hifal, por ello, estas plantas soportan mejor el estrés hídrico (Kothari *et al.*, 1990; Cruz, 2006). Los HMA incorporan más agua y nutrientes a las plantas, lo cual acelera su crecimiento y aumenta su biomasa (Vasanthakrishna y Bagyaraj, 1993; Stütmer

y Bellei, 1994; Nájera, 1999; Cruz, 2006). En la figura 11 se observan las diferencias en el crecimiento de plantas inoculadas con HMA y plantas no inoculadas.

El estrés salino es similar al estrés hídrico, pues en ambos casos la disposición de agua se encuentra limitada; bajo estas condiciones de estrés, los HMA brindan resistencia a la planta hospedera (Michelsen & Rosendahl, 1989; Ruíz-Lozano y Azcón, 1997).



Figura 11. Esquejes de *Mentha piperita* sometidos a estrés salino. **A.** No inoculadas, **B.** Inoculadas con *Glomus moseae* especie de HMA (Beltrano, 2014). (Tomado de: [http://www.economiayviveros.com.ar/mayo2014/produccion\\_cultivo-plantas\\_ornamentales\\_y\\_flores\\_de\\_corte\\_1.html](http://www.economiayviveros.com.ar/mayo2014/produccion_cultivo-plantas_ornamentales_y_flores_de_corte_1.html) consultado el 21/01/2020).

También los HMA están íntimamente relacionados con el aumento de las poblaciones microbianas dentro de la rizosfera, estos microorganismos están involucrados en procesos de óxido-reducción del manganeso y otros macro y micro-elementos, lo cual aumenta la disponibilidad de nutrientes y modifica la morfología de la raíz del hospedero (Figura 12) (Kothari *et al.*, 1990; Bago *et al.*, 2000).



Figura 12. Diferencia morfológica de la raíz en la aplicación de HMA en un cultivo. **A.** No inoculado, **B.** Inoculado con HMA. (Tomado y modificado de: [http://www.economiayviveros.com.ar/mayo2014/produccion\\_cultivo-plantas\\_ornamentales\\_y\\_flores\\_de\\_corte\\_1.html](http://www.economiayviveros.com.ar/mayo2014/produccion_cultivo-plantas_ornamentales_y_flores_de_corte_1.html) consultado el 21/01/2020).

Sagrero (2002), expone que los efectos benéficos en la asociación simbiótica con HMA se deben a que las hifas aumentan el área de superficie de absorción de las plantas hospederas, pues la exploración en volumen dentro del suelo es mayor, además, los hongos inducen a la longevidad de las raíces (Marshall y Perry, 1987), también aceleran el movimiento del fósforo hacia la raíz debido a que las hifas incrementan la afinidad por este elemento, pues solubilizan el fósforo del suelo al liberar ácidos orgánicos y enzimas fosfatasas, lo cual incrementa el almacenamiento del fósforo absorbido. Hernández (2013) y Meléndez (2016), indicaron que en plantas medicinales inoculadas con HMA, la incidencia de flores, el peso seco, el peso fresco del vástago y de la raíz aumentaron.

La promoción en el uso de HMA como biofertilizante, implica una reducción de fertilizantes químicos, una disminución en el impacto ambiental, una solución sostenible ante problemáticas de erosión y desnutrición vegetal por falta de nutrientes asimilables en un suelo o sustrato; lo cual ayudaría a encaminar proyectos relacionados con la producción de alimento, naturación de espacios urbanos y restablecimiento de especies endémicas en zonas perturbadas, hacia la sostenibilidad.

## JUSTIFICACIÓN

Por su fisiología y morfología, las especies de la familia Crassulaceae requieren de pocos cuidados para su mantenimiento, sin embargo, también es a causa de estas cualidades que su reproducción y crecimiento es tardado, por lo que se busca reducir el tiempo de su propagación y desarrollo con inoculación de Hongos Micorrízicos Arbusculares y composta; esto podría ayudar a la preservación de especies amenazadas en sus ecosistemas naturales, tal como *Echeveria elegans*, que se encuentra dentro de la NOM 059 por su alto valor ornamental.

## HIPÓTESIS

La adición de HMA y composta como biofertilizantes dentro de un mismo sustrato para la propagación vegetativa de *Echeveria elegans*, aumentará en menor tiempo el número de esquejes de tallo y el crecimiento de la planta.

## OBJETIVO:

Evaluar el efecto de los HMA y la composta en la propagación vegetativa y crecimiento de *Echeveria elegans*, para hacer una propuesta de propagación alternativa de crasuláceas.

## OBJETIVOS PARTICULARES:

- ✚ Elaborar y evaluar la calidad de un inóculo de hongos micorrízicos mediante una planta trampa (*Zea mays*), para su implementación en la propagación vegetativa por esquejes del tallo de *Echeveria elegans*.
- ✚ Determinar el efecto del inóculo de micorriza y la composta sobre la propagación vegetativa de *Echeveria elegans*, mediante el brote de esquejes del tallo.
- ✚ Evaluar el crecimiento de *Echeveria elegans* en los diferentes tratamientos experimentales.

- ✚ Establecer un protocolo de producción masiva a través de la propagación vegetativa, para implementarlo en 4 especies diferentes de los géneros *Echeveria* y *Sedum*, a partir de los resultados obtenidos con *Echeveria elegans*.
- ✚ Proponer el uso sostenible de crasuláceas para la naturación de un espacio urbano a través de un prototipo de muro verde, con apoyo de los resultados en los tratamientos experimentales y en la propagación vegetativa de 5 especies de crasuláceas de los géneros *Echeveria* y *Sedum*.

## MATERIAL Y MÉTODO

El trabajo se dividió en 3 fases:

- A. Gabinete
- B. Experimental
- C. Propagación vegetativa

### A. Fase de gabinete

Durante la fase de gabinete, se revisaron los fundamentos básicos del presente trabajo mediante la recopilación, lectura y depuración de la información relacionada con la familia Crassulaceae y su propagación, naturación de espacios urbanos, aplicación de biofertilizantes, medición de variables de crecimiento y su análisis estadístico, el cuál fue consultado en StatPoint Inc., (2006); Thierer, (2012) y Zubcoff, (2015).

### B. Fase experimental

Definido el marco teórico de la investigación, se inició con la elaboración de un inóculo de hongos micorrízicos arbusculares de alta calidad. En los trabajos de Hernández (2013) y Meléndez (2016), se obtuvo un inóculo de HMA mediante el cultivo de *Zea mays*, a partir de muestras de suelo procedentes del Parque Nacional Iztaccíhuatl-Popocatepetl. Para el presente estudio, dicho inóculo se colocó en 6 contenedores plásticos, donde se sembró nuevamente *Zea mays* para de aumentar la calidad del biofertilizante (Figura 13).



Figura 13. Siembra al voleo de la planta trampa *Zea mays*.



Figura 14. Maíz con la altura adecuada para su cosecha



Figura 15. Maíz cosechado desde la raíz

El cultivo de maíz se mantuvo a riego constante por tres meses y un mes bajo estrés hídrico, para inducir la producción de hifas, arbusculos y esporas (estructuras con alto potencial propagativo). Una vez alcanzó los 15 a 20 cm de altura (Figura 14), se cosechó desde la raíz, se conservó esta última y se desechó la parte aérea (Figura 15). La raíz se cortó y almacenó en una bolsa plástica, se etiquetó por contenedor y se procedió a congelar. Se escogieron las raíces más delgadas para su tinción y posterior observación bajo microscopio óptico, para el conteo de colonización micorrízica.

### **B.1.- Conteo de colonización micorrízica en raíces de *Zea mays***

Para calcular el porcentaje de colonización micorrízica en las raíces de maíz, se eligieron 20 segmentos de aproximadamente 1 a 2 cm de longitud por contenedor y se procedió al clareo de ellas por acción del hidróxido de potasio (KOH) al 10%, se dejaron en la solución por 3 minutos. Posteriormente se enjuagaron con agua destilada, con ayuda de una piseta y un tamiz fino. Hecho esto, se introdujeron en agua oxigenada al 10% durante 3 minutos y nuevamente se lavaron con agua destilada. A continuación, las raíces se cubrieron con ácido clorhídrico (HCl) al 10% por 3 minutos más y se procedió nuevamente al enjuague de ellas con agua destilada. Por último, se introdujeron las raíces en una solución colorante de azul de tripano al 0.05% y se enjuagaron una vez más (Citado por Ferrera-Cerrato, 1993; tomado de Phillips y Hayman, 1970). Se montaron veinte segmentos en portaobjetos de manera paralela y se adicionó sobre ellos gotas de lactoglicerol, para ser cubiertos con un cubreobjetos. Se

observaron al microscopio y el cálculo del porcentaje de colonización total se realizó usando la fórmula:

$$\% \text{ colonización total} = \frac{\# \text{ segmentos colonizados}}{\# \text{ de segmentos locales}} \times 100$$

De igual forma se realizó el conteo de estructuras micorrízicas: hifas, arbusculos y vesículas, observadas en la laminilla.

### **B.2.- Conteo de microesporas**

Para el conteo de microesporas, se realizó el método de Gerdemann y Nicolson (1963), de tamizado y decantación en húmedo. Se colocó en suspensión 10 gr de cada muestra por contenedor en 1 L de agua, se agitó por 5 minutos y se dejó reposar por otros 3 más para la sedimentación de las partículas grandes. La suspensión se pasó por una serie de tamices de 0.250 mm, 0.125 mm y 0.35 mm, respectivamente, lavando con agua y se repitió el proceso dos veces más. Las fracciones obtenidas en cada tamiz se llevaron en una caja Petri con un cuadrículado para la cuantificación de esporas.

$$\% \text{ esporas en 10 g de suelo} = \frac{\# \text{ esporas contadas}}{10 \text{ g de suelo}} \times 100$$

Una vez que se obtuvo el conteo preliminar de la colonización micorrízica en raíces de *Zea mays* y el conteo de micro esporas dentro del inóculo de HMA, se procedió a realizar la parte experimental con los sustratos y los biofertilizantes.

### **B.3.- Preparación de tratamientos experimentales**

Una vez que se determinó el mejor inóculo de HMA, en función al porcentaje de colonización micorrízica y conteo de microesporas de cada contenedor, se implementó un diseño experimental con 4 tratamientos, preparados con sustratos inertes, el mejor inóculo de HMA y composta; con el fin de evaluar los efectos en la propagación vegetativa por esquejes de tallo y el crecimiento de *Echeveria elegans*. De acuerdo con Reyes y col. (2014), los materiales

utilizados para elaborar los tratamientos proporcionan las condiciones físicas-químicas-biológicas adecuadas para el cultivo de crasuláceas (Tabla 2). La experimentación se llevó a cabo en la azotea verde del gimnasio de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Campus II (Figura 16).



Figura 16. Azotea verde indirecta en la FES Zaragoza, Campus II.

Tabla 2. Diseño experimental de los diferentes tratamientos, donde los colores corresponden a los biofertilizantes aplicados: (Verde: inóculo y azul: composta). Tratamiento 1 (**HCOM**) contiene ambos biofertilizantes; tratamiento 2 (**COM**) sólo composta; tratamiento 3 (**CTR**) ningún biofertilizante; tratamiento 4 (**HMA**) sólo inóculo de hongos).

<b>Tratamiento 1 (HCOM)</b> 2:2:2:2:1	<b>Tratamiento 2 (COM)</b> 2:2:2:1	<b>Tratamiento 3 (CTR)</b> 3:2:1	<b>Tratamiento 4 (HMA)</b> 1:1:1:1
Tezontle grueso	Tezontle grueso	Tezontle grueso	Tezontle grueso
Agrolita	Agrolita	Agrolita	Agrolita
Suelo	Suelo	Suelo	Suelo
HMA	Composta		HMA
Composta			

Se utilizaron 4 contenedores con dimensiones de 72 cm de largo, 40 cm de ancho y 32 cm de profundidad, los cuales se llenaron con los materiales de la tabla 2 hasta 2/3 del contenedor para formar una mezcla; se tomó en cuenta una proporción V:V. Se emplearon 8 organismos de *Echeveria elegans* (Tabla 3) y se trasplantaron 2 organismos en cada tratamiento experimental. Se realizó la medición por mes de cada organismo de las siguientes variables: **a)** conteo de esquejes del tallo producidos, **b)** tasa de crecimiento relativo (TCR), **c)** cobertura total (CT) y al finalizar el experimento se obtuvo el peso fresco y peso seco de las hojas. Este experimento, generó resultados para la elección del tratamiento a utilizar en el cultivo del resto



de especies de crasuláceas utilizadas en este trabajo y su implementación en un prototipo de muro verde.

Tabla 3. Diámetros, alturas y brote de esquejes de ocho *Echeveria elegans* dentro de los tratamientos al inicio de la fase experimental.

Organismos	Tratamiento	Altura cm	Diámetro cm	Esquejes del tallo
<i>Echeveria elegans</i>	HCOM	6.3	9.2	0
<i>Echeveria elegans</i>	HCOM	6.1	6.4	0
<i>Echeveria elegans</i>	COM	6.7	8.5	0
<i>Echeveria elegans</i>	COM	6.4	7.5	0
<i>Echeveria elegans</i>	CTR	6.3	9.2	0
<i>Echeveria elegans</i>	CTR	6.1	6.3	0
<i>Echeveria elegans</i>	HMA	4.6	5.3	0
<i>Echeveria elegans</i>	HMA	4.9	5.7	0

#### B.4.- Medición de las variables en *Echeveria elegans*.

##### B.4.1.- Conteo de esquejes del tallo.

Para evaluar el rendimiento de cada sustrato experimental en la propagación vegetativa por esquejes del tallo de *Echeveria elegans*, se realizó un conteo por mes de brotes formados durante 9 meses.

##### B.4.2.- Tasa de crecimiento relativo (TCR).

Para evaluar el crecimiento de *Echeveria elegans* en cada tratamiento, se calculó, de acuerdo con Islas (2012), el incremento de las alturas y diámetros, iniciales y finales de cada organismo y se dividió entre el número de días que duro el experimento, a razón de la siguiente ecuación:

$$TCR = [L2 - L1]/t$$

Donde:

**TCR** = Tasa de crecimiento relativo

**L2** = Altura/Diámetro final (cm)

**L1** = Altura/Diámetro inicial (cm)

**t** = Número de días del experimento

Los resultados obtenidos se analizaron con el paquete estadístico Statgraphics Centurion, mediante una prueba de ANOVA y Fisher.

#### **B.4.3.- Cobertura total (CT).**

Se midió el diámetro mayor y el diámetro menor de cada planta, permitiendo calcular el diámetro promedio; este se consideró como la cobertura total. La recolecta de datos se realizó aproximadamente cada 30 días y se calculó con la siguiente fórmula:

$$CT = \frac{DM + dm}{2}$$

Donde:

**DM** = Diámetro mayor

**dm** = Diámetro menor

**CT** = Cobertura total

De igual forma, los datos recabados se analizaron mediante el paquete estadístico Statgraphics Centurion, a través de una prueba de ANOVA y Fisher.

#### **B.4.4.- Peso fresco y peso seco de hojas.**

Al final del experimento se recolectaron 8 hojas por tratamiento con base en su estadio (joven y maduro); se consideraron las hojas más alejadas al centro de la roseta como maduras y las más cercanas al centro como jóvenes. Se cortaron desde la base del tallo y se cuidó de obtener la muestra completa de hoja sin romperla, para posteriormente, colocarlas dentro de pequeñas bolsas de estraza y transportarlas al laboratorio, donde con ayuda de una balanza analítica se tomó el peso en fresco de las 32 muestras, el cual refleja la masa de los tejidos vegetales más la masa de agua que se almacena dentro de la hoja. Las 32 muestras se dejaron reposar dentro de una estufa de secado a 65 °C, se hizo una medición del peso cada 2 días y se llevó a peso constante, considerado como peso seco, lo cual se expresa como la masa total del tejido vegetal de la hoja. Los datos recabados fueron analizados por el paquete estadístico Statgraphics Centurion, se realizó una prueba de ANOVA Multifactor para determinar las diferencias

estadísticas de la varianza entre factores (estadio de la hoja y tratamiento) y una prueba de Tukey para hacer un comparativo entre las medias de los tratamientos<sup>1</sup>.

### C. Fase de propagación vegetativa

A la par con la fase experimental, se inició la propagación vegetativa de *Echeveria elegans*, más otras 4 especies de la familia Crassulaceae, *Echeveria Perle Von Numberg*, *Echeveria pulvinata*, *Sedum clavatum* y *Sedum robrotinctum* (Figuras 17 y 18)

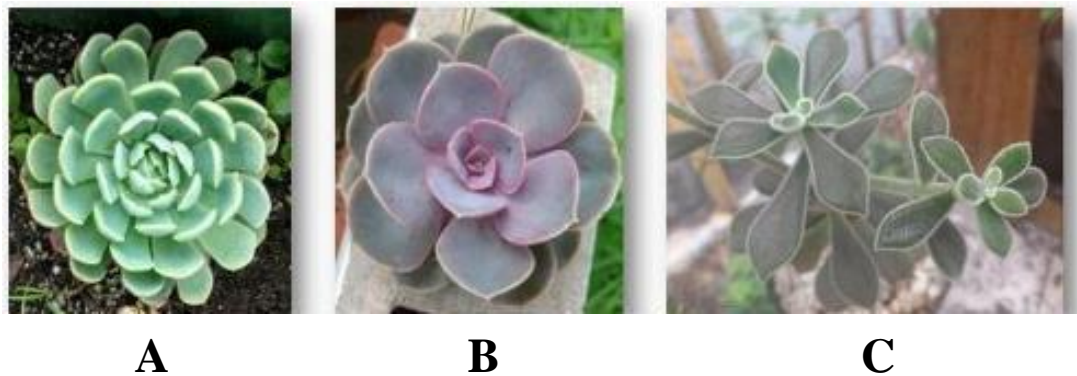


Figura 17. **A)** *Echeveria elegans*; **B)** *Echeveria Perle Von Numberg*; **C)** *Echeveria pulvinata*.

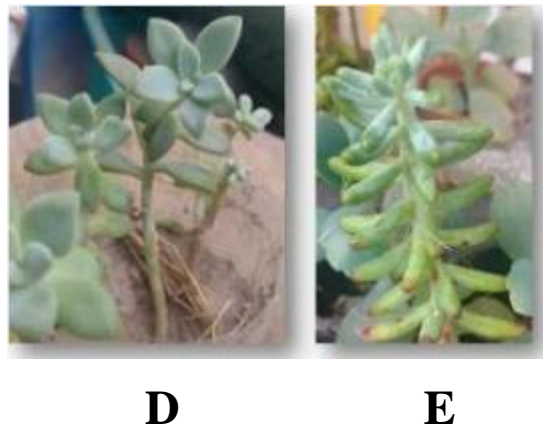


Figura 18. **D)** *Sedum clavatum*; **E)** *Sedum robrotinctum*

Se llevaron a cabo 3 técnicas de propagación vegetativa, esquejes del tallo, estacas de hojas y estacas de brácteas del tallo floral, aplicadas a 33 organismos de las especies mencionadas con anterioridad. Debido a que en algunas especies se contaba con menos de 3 organismos (*Echeveria Perle Von Numberg* y *Echeveria pulvinata*) se realizó solamente una

---

<sup>1</sup> Diseño experimental (tratamientos): **A)** HCOM inóculo y composta; **B)** COM composta; **C)** CTR ningún biofertilizante; **D)** HMA inóculo.

repetición de cada técnica de propagación. Las plantas madre se mantuvieron dentro del sustrato comercial con las que ya venían integradas y los brotes obtenidos se colocaron dentro de una mezcla de tezontle grueso, agrolita y suelo, en una proporción 1:1:1 en V:V. Se mantuvieron en un invernadero, con un riego a capacidad de campo cada 5 días.

Concluida la parte experimental con los biofertilizantes, se colocaron en un prototipo de mero verde, los nuevos brotes obtenidos mediante las técnicas de propagación, el cual fue adicionado con el mejor tratamiento resultante de la parte experimental; con el fin de generar un espacio urbano productor de especies de la familia Crassulaceae.

## RESULTADOS

Los resultados para el conteo de colonización micorrízica en raíces de *Zea mays* mediante la técnica de tinción, se desglosan en la tabla 4.

Tabla 4. Conteo de colonización micorrízica de hifas, vesículas, arbuscúlos y esporas en raíces de maíz.

	Contenedor <b>I</b>	Contenedor <b>II</b>	Contenedor <b>III</b>	Contenedor <b>IV</b>	Contenedor <b>V</b>	Contenedor <b>Incendio</b>	<b>TOTAL</b>
<b>Hifas internas</b>	251	98	113	277	70	228	<b><u>1037</u></b>
<b>Hifas externas</b>	29	8	18	79	13	28	175
<b>Vesículas</b>	208	49	82	114	27	150	<b><u>630</u></b>
<b>Esporas</b>	23	-	4	-	-	-	27
<b>Arbuscúlos</b>	125	54	71	124	26	65	<b><u>465</u></b>
<b>TOTAL</b>	<b><u>636</u></b>	209	288	<b><u>594</u></b>	136	<b><u>471</u></b>	2334

El contenedor con mayor colonización micorrízica fue el “I”, con 636 estructuras morfológicas de HMA, seguido por el contenedor “IV” con 594 y el contenedor “Incendio” con 471 estructuras.

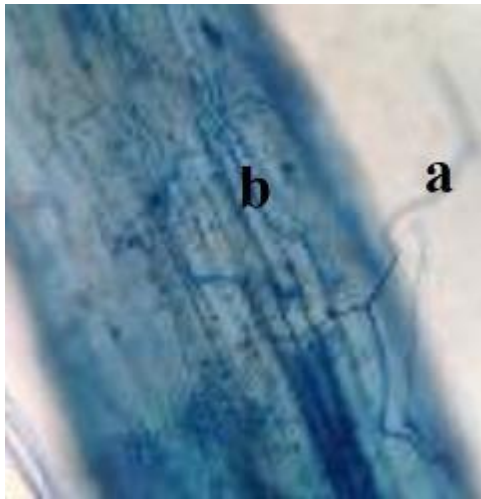


Figura 19. Raíz de *Zea mays* bajo microscopio óptico, donde se observan estructuras de HMA: a) hifa externa, b) hifa interna.

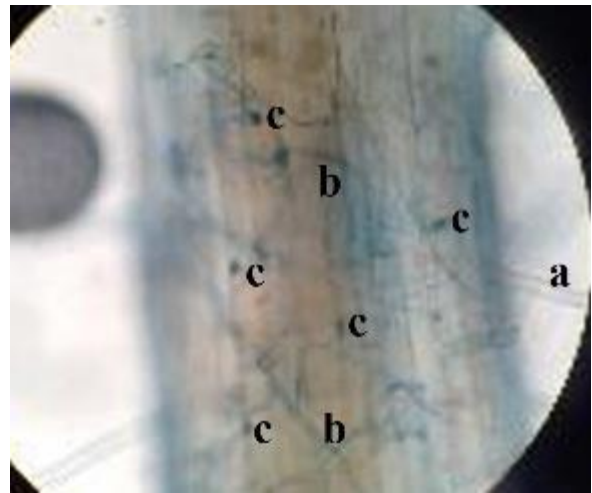


Figura 20. Raíz de *Zea mays* bajo microscopio óptico, donde se observan estructuras de HMA: a) hifa externa, b) hifa interna, c) vesícula.

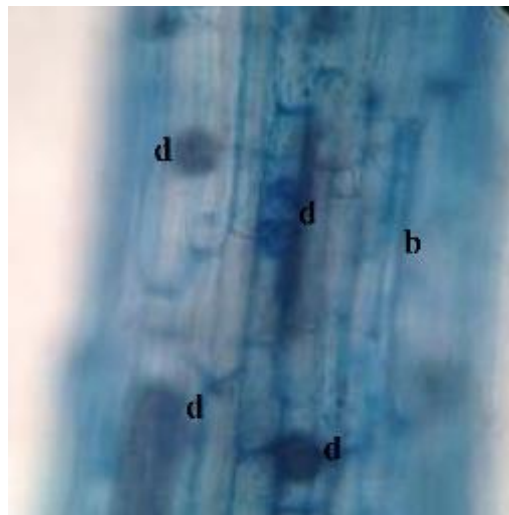


Figura 21. Raíz de *Zea mays* bajo microscopio óptico, donde se observan estructuras de HMA: b) hifa interna, d) arbúsculo

Respecto a las estructuras con mayor presencia en las muestras obtenidas de las raíces, se encontró en primer lugar las hifas con 1037 unidades (Figura 19), seguido por las vesículas y arbusculos con 630 y 465 unidades respectivamente (Figuras 20 y 21). El porcentaje de colonización micorrízica y el conteo de microesporas se desglosan en las tablas 5 y 6, donde los contenedores “I”, “IV” e “Incendio” presentaron la mayor incidencia de estas estructuras.

Tabla 5. Porcentaje de colonización micorrízica.

Contenedor	% colonización
<b>I</b>	<b>100%</b>
<b>II</b>	80%
<b>III</b>	75%
<b>IV</b>	<b>100%</b>
<b>V</b>	65%
<b>Incendio</b>	<b>100%</b>

Tabla 6. Conteo de microesporas en los seis contenedores

	0.250 mm	0.125 mm	0.035 mm
<b>I</b>	4	21	302
<b>II</b>	3	16	91
<b>III</b>	4	18	153
<b>IV</b>	6	19	368
<b>V</b>	2	14	75
<b>Incendio</b>	5	20	378

El conteo preliminar de la colonización micorrízica y microesporas, fue el parteaguas en la elección de los contenedores a utilizar como inóculo en la parte experimental con los tratamientos, bajo este tenor, se eligieron los contenedores “I”, “IV” e “Incendio”, pues presentaron mayor cantidad de estructuras micorrízicas (hifas, arbusculos, vesículas, esporas) las cuales actúan como propágulos y con ello, un biofertilizante de alta calidad. Los resultados obtenidos en la medición de las variables de propagación y crecimiento para los organismos de *E. elegans* sometidos a los 4 sustratos experimentales (HCOM, COM, CTR y HMA)<sup>2</sup>, mostraron efectos positivos y diferencias significativas dentro del tratamiento HCOM; esto se detalla a continuación.

### Esquejes del tallo de *Echeveria elegans*

En la propagación vegetativa de *E. elegans* por esquejes del tallo, se muestra que el tratamiento HCOM tiene una alta producción de estas estructuras vegetativas, en comparación con el resto de los tratamientos (Tabla 7). El tratamiento HCOM consiguió el 56% del total de nuevos brotes producidos, seguido por el tratamiento COM con el 26%, el restante 18% se obtuvo en el tratamiento HMA. En cuanto al tratamiento CTR, no se reportó el brote de esquejes del tallo (Gráfico 1). Las diferencias entre las *Echeveria elegans* al día 196 del experimento, se observan en la figura 22.

<sup>2</sup> Diseño experimental con biofertilizantes donde: **HCOM**) Hongos micorrízicos arbusculares y composta; **COM**) Composta; **CTR**) Ningún biofertilizante y **HMA**) Hongos micorrízicos arbusculares

Tabla 7. Conteo total de esquejes de *Echeveria elegans* en los cuatro tratamientos.

Sustrato	Organismos por tratamiento	Brote total de esquejes
HCOM	2	22
COM	2	10
CTR	2	0
HMA	2	7

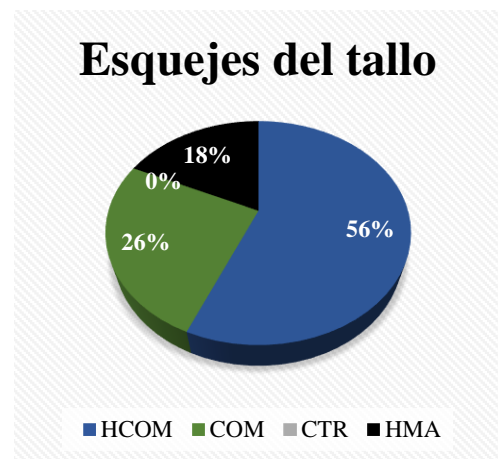


Gráfico 1. Porcentaje de esquejes de *Echeveria elegans* obtenidos en los cuatro tratamientos.



1:0.9 A



1:0.9 B



1:1.2 C



1:1.95 D

Figura 22. *E. elegans* sometidas a los 4 tratamientos en el día 196 del experimento: A) Tratamiento CTR; B) Tratamiento COM; C) Tratamiento HMA; D) Tratamiento HCOM. En donde se observa la diferencia en el brote de esquejes del tallo.

El registro por tratamiento de los nuevos brotes a lo largo de todo el experimento se observa en el gráfico 2, donde se muestra el comportamiento de esta técnica de propagación vegetativa en *Echeveria elegans*, frente a la adición de hongos micorrízicos y composta.

### Brote de esquejes del tallo de *E. elegans*

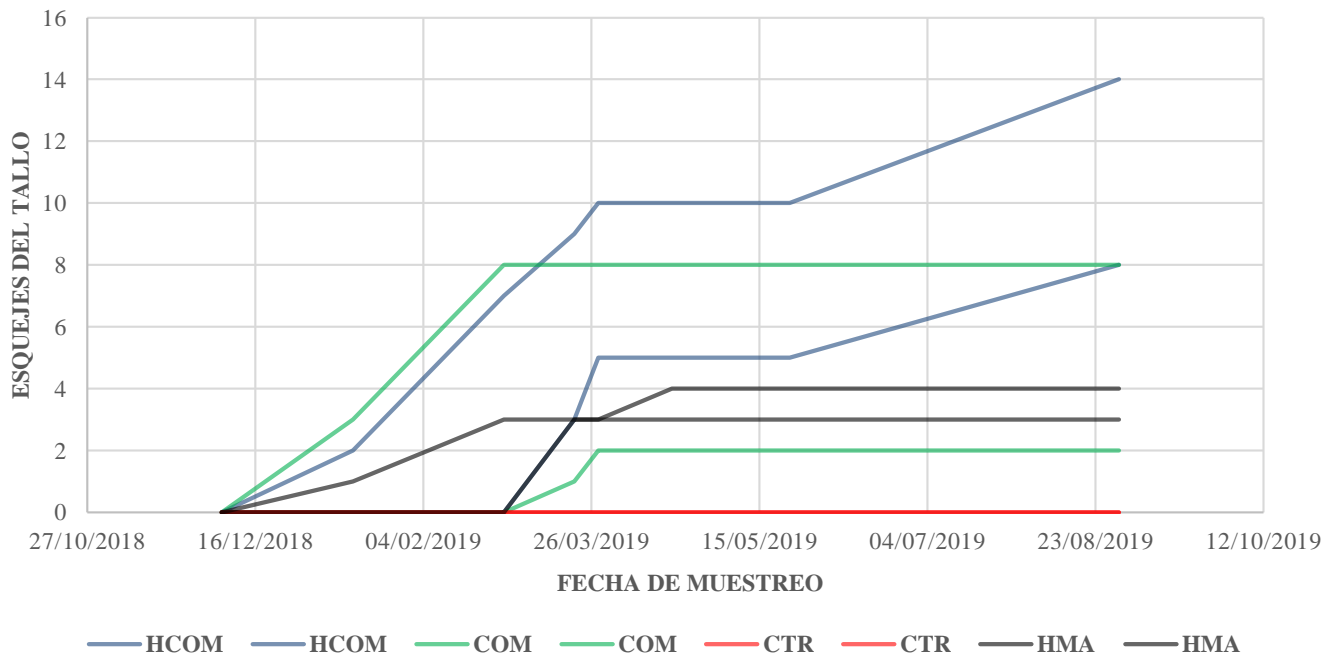


Gráfico 2. Brote de esquejes del tallo en *Echeveria elegans* durante 8 meses

### Cobertura total (CT)

Las mediciones del diámetro promedio de *Echeveria elegans* realizadas a lo largo de 267 días, muestran un aumento evidente en la cobertura total para el tratamiento HCOM, en comparación con los demás (Gráfico 3). En la tabla 8, se observa que existen diferencias estadísticas significativas ( $P\text{-value} < 0.0001$ ) para esta variable. Los tratamientos CTR, HMA y COM presentan una media semejante entre sí, sin embargo, el tratamiento HCOM muestra una diferencia estadística significativa (Gráfico 4, Tabla 9), por lo que se tiene evidencia de que la adición de ambos biofertilizantes en el mismo sustrato beneficia el aumento en la cobertura de *Echeveria elegans* (Figura 23).



## Cobertura Total

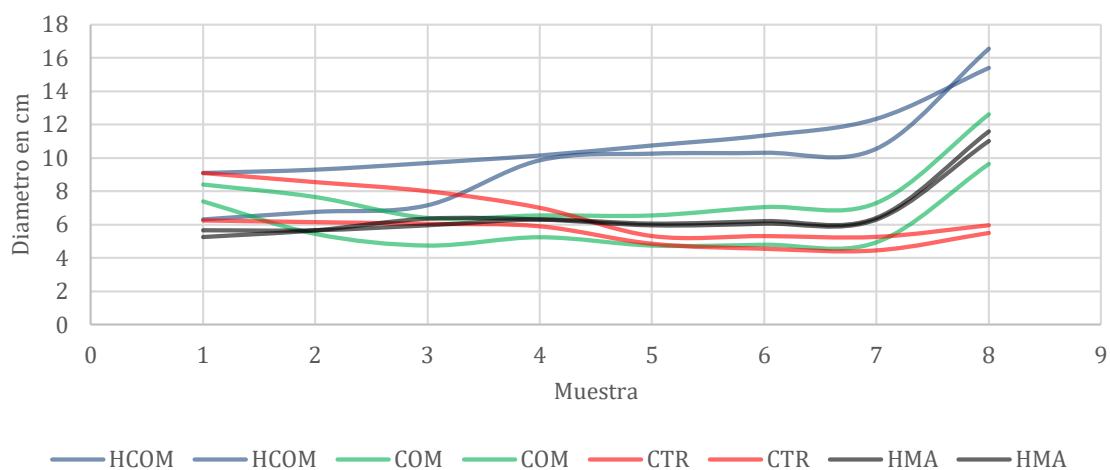


Gráfico 3. Cobertura total de ocho *Echeveria elegans* sometidas a los 4 sustratos

Tabla 8. ANOVA para la variable cobertura total.

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	178.971	3	59.6569	13.90	0.0000
Intra grupos	257.504	60	4.29173		
Total (Corr.)	436.475	63			

Tabla 9. Diferencias estadísticas entre grupos para cobertura. Método: 95.0% Fisher LSD.

	Casos	Media	Grupos Homogéneos
B.CTR	16	6.13437	X
B.HMA	16	6.66562	X
B.COM	16	6.84375	X
B.HCOM	16	10.3625	X

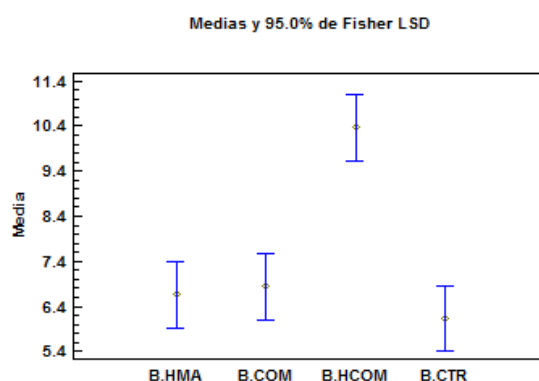


Gráfico 4. Comparación de medias entre tratamientos para la variable cobertura total.

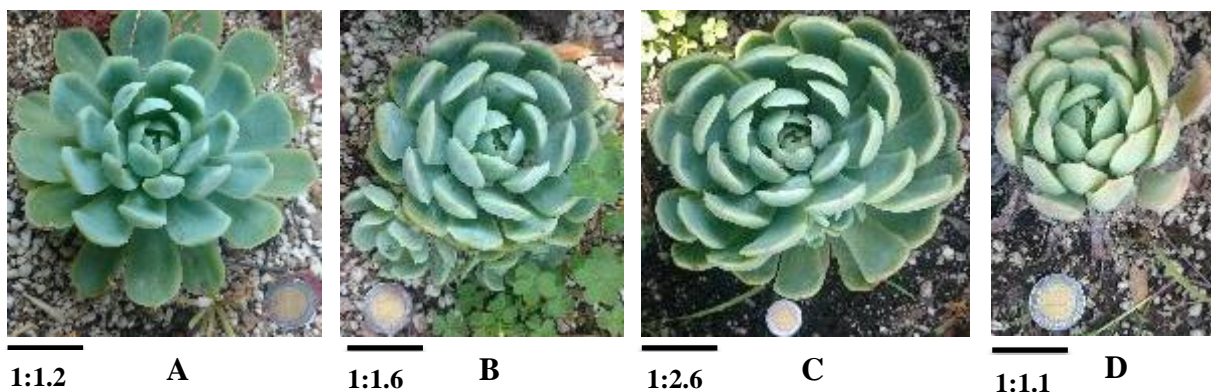


Figura 23. *Echeveria elegans* en los cuatro tratamientos: A) COM, B) HMA, C) HCOM, D) CTR.

## Tasa de Crecimiento Relativo (TCR)

Los resultados de esta variable se muestran en las tablas 10 y 11:

Tabla 10. TCR en altura de *Echeveria elegans*.

Tratamiento	Altura final (cm)	Altura inicial (cm)	TCR altura mm
HCOM	10.4	6.3	0.1535
HCOM	11.2	6.1	0.1910
COM	7.6	6.7	0.0337
COM	6.3	6.4	-0.0037
CTR	4.2	6.3	-0.0786
CTR	3.6	6.1	-0.0936
HMA	7.6	4.6	0.1123
HMA	7.6	4.9	0.1011

Tabla 11. TCR en diámetro de *Echeveria elegans*.

Tratamiento	Diámetro final (cm)	Diámetro inicial (cm)	TCR diámetro (mm)
HCOM	15.5	9.2	0.2359
HCOM	16.7	6.4	0.3857
COM	12.8	8.5	0.1610
COM	9.8	7.5	0.0861
CTR	6.1	9.2	-0.1161
CTR	5.7	6.3	-0.0224
HMA	11.1	5.3	0.2172
HMA	11.7	5.7	0.2247

Con respecto a las alturas obtenidas a lo largo del experimento, se observa un aumento en la talla de los organismos sometidos al tratamiento HCOM, en donde la TCR va de 0.1535 a 0.191 milímetros por día. El segundo tratamiento que mostró un mejor desempeño fue HMA, con un crecimiento por día de 0.1011 a 0.1123 milímetros. Los resultados con TCR negativa se encuentran en el tratamiento COM y CTR, lo cual indica una pérdida en talla.

Para la TCR obtenida en diámetros de *Echeveria elegans*, se expresa un comportamiento similar al anterior, en donde el tratamiento HCOM tiene mejor desempeño de

los cuatro tratamientos, seguido del tratamiento HMA. De igual forma, el peor desempeño se expresa en los tratamientos COM y CTR.

Estadísticamente existe una diferencia significativa entre tratamientos (P-value = 0.0008) (Tabla 12), en donde se demuestra que ningún tratamiento es semejante y la media más elevada se obtiene en el tratamiento HCOM (Tabla 13, Gráfico 5).

Tabla 12. ANOVA para variable TCR en altura.

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	0.0758375	3	0.0252792	64.08	0.0008
Intra grupos	0.00157807	4	0.000394517		
Total (Corr.)	0.0774156	7			

Tabla 13. Diferencias estadísticas entre grupos para TCR en altura. Método: 95.0% Fisher LSD.

	Casos	Media	Grupos Homogéneos
B.CTR	2	-0.0861425	X
B.COM	2	0.0149815	X
B.HMA	2	0.106742	X
B.HCOM	2	0.172285	X

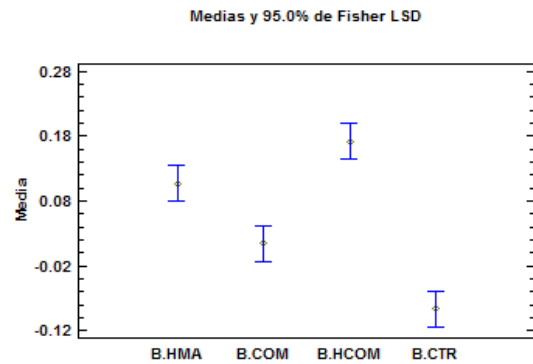


Gráfico 5. Comparación de medias entre tratamientos para la variable TCR en altura.

Para el caso de la TCR en diámetro de *Echeveria elegans* existe diferencia estadística significativa entre los tratamientos con un P-value = 0.0195 (Tabla 14). Nuevamente el tratamiento HCOM presenta la media más elevada de los 4 tratamientos (Tabla 15, Gráfico 6).

Tabla 14. ANOVA para variable TCR en diámetro.

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	0.159301	3	0.0531002	11.52	0.0195
Intra grupos	0.0184391	4	0.00460978		
Total (Corr.)	0.17774	7			

Tabla 15. Diferencias estadísticas entre grupos para TCR en diámetro. Método: 95.0% Fisher LSD.

	Casos	Media	Grupos Homogéneos
A.CTR	2	-0.0692885	X
A.COM	2	0.123596	X
A.HMA	2	0.220974	X
A.HCOM	2	0.310862	X

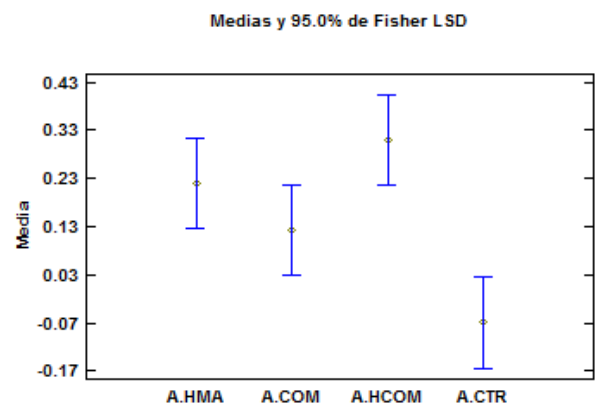


Gráfico 6. Comparación de medias entre tratamientos para la variable TCR en diámetro.

## Peso fresco y peso seco de hojas de *Echeveria elegans*.

Los resultados del análisis estadístico para el peso fresco de las hojas son:

Tabla 16. ANOVA-Multifactor para el peso fresco de hojas de *Echeveria elegans*.

Fuente	Suma de c.	Df	Media cuadrada	Valor-F	Valor-P
A: Estadio	1.87206	1	1.87206	5.33	0.0299
B: Tratamiento	118.653	3	39.5509	112.59	0.0000
INTERACCIONES					
AB	0.471365	3	0.157122	0.45	0.7215
RESIDUAL	8.43071	24	0.351279		
TOTAL (CORREGIDO)	129.427	31			

### Medias peso fresco. Método: 95.0% Tukey HSD

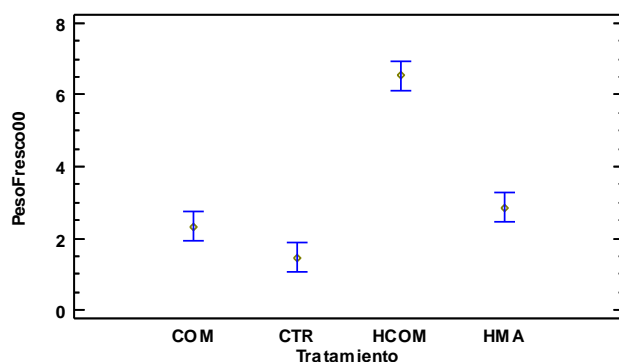


Gráfico 7. Comparación de las medias del peso fresco en hojas de *Echeveria elegans* en los 4 tratamientos.

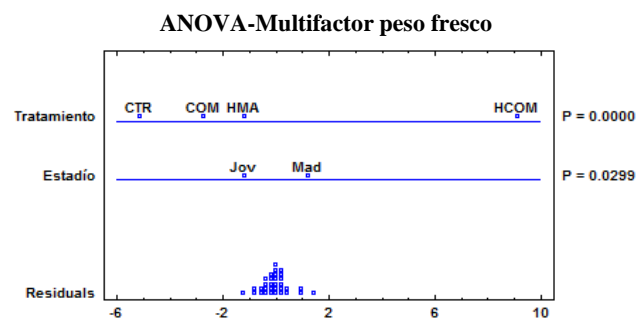


Gráfico 8. Comparación entre tratamientos y estadios de hojas para peso fresco.

Se observa una diferencia estadística significativa entre el estadio de la hoja (P-value = 0.0299) y también entre tratamientos (P-value < 0.0001) (Tabla 16, Gráfico 8). La media más elevada obtenida en la prueba de Tukey se reflejó en el tratamiento HCOM, seguida por las medias de los tratamientos HMA y COM; el grupo CTR presentó la media de peso fresco más baja (Gráfico 7). De igual forma, no existe semejanza entre los grupos de hojas maduras (Mad.) y el de hojas jóvenes (Jov.), denotando una diferencia estadística significativa.

Los resultados estadísticos para el peso seco son:

Tabla 17. ANOVA-Multifactor para el peso seco de hojas de *Echeveria elegans*.

Fuente	Suma de c.	Df	Media cuadrada	Valor-F	Valor-P
MAIN EFFECTS					
A:Estadio	0.00103513	1	0.00103513	3.18	0.0873
B:Tratamiento	0.16274	3	0.0542466	166.54	0.0000
INTERACTIONS					
AB	0.0020593	3	0.000686434	2.11	0.1258
RESIDUAL	0.0078176	24	0.000325733		
TOTAL (CORRECTED)	0.173652	31			

ANOVA-Multifactor para peso seco

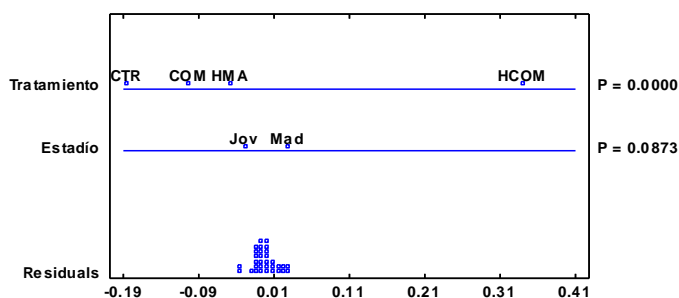


Gráfico 9. Comparación entre tratamientos y estadios de hojas para peso seco.

Medias peso seco. Método: 95.0% Tukey HSD

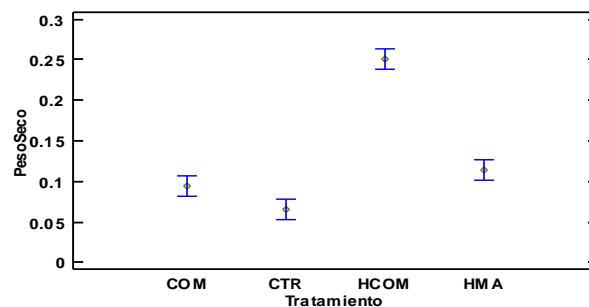


Gráfico 10. Comparación de las medias del peso seco en hojas de *Echeveria elegans* en los 4 tratamientos.

Existen diferencias estadísticas significativas entre tratamientos ( $P\text{-value} < 0.0001$ ) pero no entre los estadios de las hojas ( $P\text{-value} = 0.0873$ ) (Tabla 17, Gráfico 9). La prueba de Tukey, refleja nuevamente a la media más elevada para el peso seco dentro del tratamiento HCOM (Gráfico 10). Con ello se demuestra la eficacia en la producción de tejido vegetal en la combinación de inóculo de micorriza con composta.

### Propagación vegetativa de *Echeveria* y *Sedum*.

Se propagó con éxito un total de 5 especies de la familia Crassulaceae mediante 3 técnicas: estacas de hojas, estacas de brácteas del tallo floral y esquejes del tallo. Los resultados de estas técnicas se desglosan dentro de la tabla 18.

Tabla 18. Cinco especies de la familia Crassulaceae propagadas vegetativamente.

Especie	Plantas madre	Tipo de propagación	Nuevos organismos
		Brote de esquejes	39
<i>Echeveria elegans</i>	14	Hojas	43
		Bráctea	2
<i>Echeveria Perle Von Numberg</i>	2	Hojas	4
<i>Echeveria pulvinata</i>	1	Brácteas	5
		Brote de esquejes	6
<i>Sedum clavatum</i>	10		
		Hojas	13
<i>Sedum robrotinctum</i>	6	Hojas	5
		Brote de esquejes	9
<b>TOTAL</b>	<b>33</b>		<b>126</b>

Tabla 19. Total de nuevos organismos obtenidos mediante las tres técnicas de propagación vegetativa.

Propagación	Organismos obtenidos
Brote de esquejes	54
Hojas	65
Brácteas	7
<b>TOTAL</b>	<b>126</b>



Gráfico 11. Gráfico pastel correspondiente a los organismos obtenidos por las 3 técnicas de propagación

A lo largo de 9 meses, se logró aumentar la población de crasuláceas en un 381% mediante la propagación vegetativa de sus hojas, brácteas y esquejes del tallo. De los 33 organismos iniciales, se obtuvieron 126 nuevos brotes repartidos en las 5 especies, donde el mayor número de individuos se obtuvieron por propagación de hojas (Figuras 25 y 27), con el 52% de la producción total; la propagación por esquejes del tallo (Figuras 24, 26, y 28) registró 54 nuevos individuos, lo que corresponde al 43% y por último, la propagación por brácteas del

tallo floral con 5% representado por 7 nuevos especímenes (Tabla 19, Gráfico 11). Incluida en las estadísticas recabadas en la propagación vegetativa, se encuentran también los organismos producidos por esquejes del tallo en la fase experimental con *Echeveria elegans*.



Figura 24. Propagación vegetativa por brote de esquejes. A) Planta madre, B) Brote de esquejes, 1) *Sedum robotinctum*, 2) *Echeveria elegans*, 3) *Sedum clavatum*

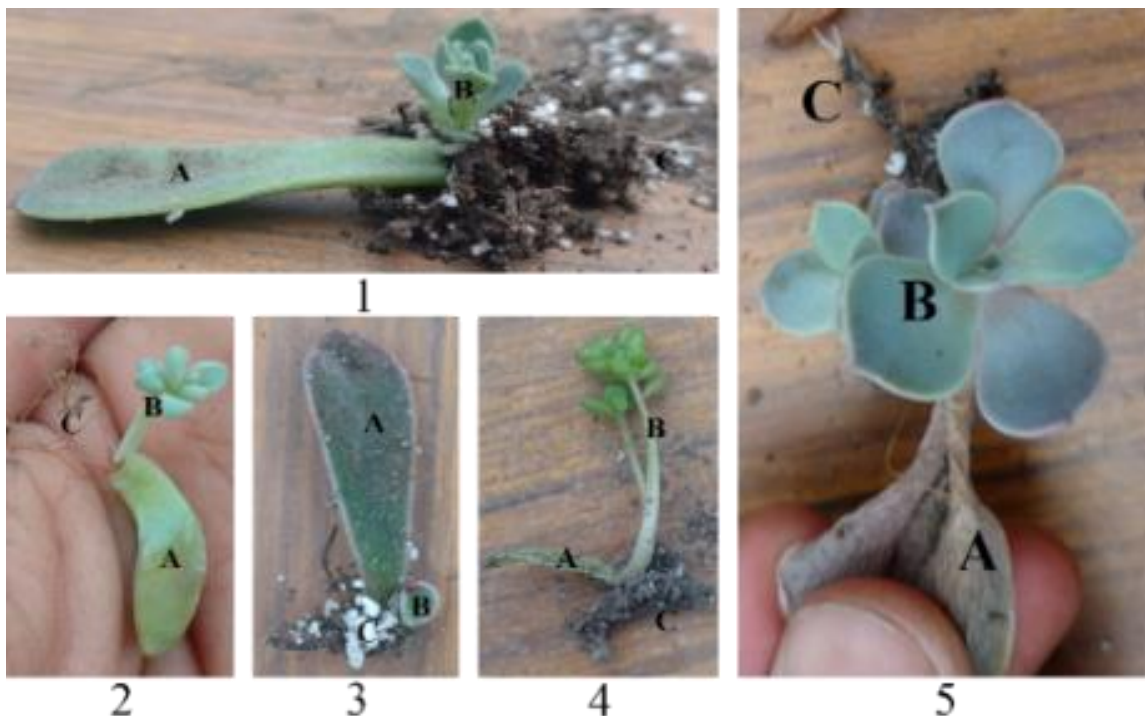


Figura 25. Propagación vegetativa por hoja. A) Hoja recolectada, B) Nuevo organismo, C) Primordio de raíz; 1) *Echeveria elegans*, 2) *Sedum clavatum*, 3) *Echeveria pulvinata*, 4) *Sedum robotinctum*, 5) *Echeveria Perle Von Numberg*

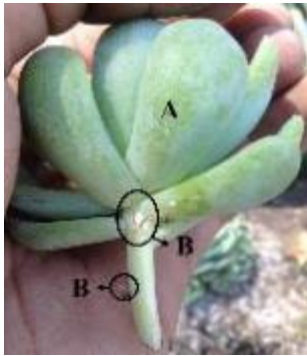


Figura 26. Morfología de un esqueje. Especie: *Echeveria elegans*. A) Esqueje, B) Primordio de raíz.



Figura 27. Organismo de *Echeveria Perle Von Numemberg*, propagación por hoja.



Figura 28. Organismo de *Sedum clavatum*, propagación por brote de esqueje.



**1**



**2**

Figura 29. Diferencia en tamaños de: 1) Propagación por hojas. 2) Propagación por brote de esquejes.

El brote del primordio de raíz en la base de las hojas, se observó alrededor de la semana 2 a 4, esta técnica presentó el mayor número de nuevos brotes, pero de menor tamaño y con crecimiento muy tardado, en comparación con la propagación por esquejes del tallo, donde los brotes obtenidos fueron de mayor tamaño y crecimiento rápido, alrededor de la semana 3 a 5; esto se puede apreciar en la figura 29 donde la diferencia de tamaños entre los brotes de estacado de hojas y esquejes del tallo, es evidente.



### **Alternativa en la producción de crasuláceas, mediante un prototipo de muro verde.**

Con base en los resultados obtenidos en la fase experimental con los tratamientos, se utilizó el tratamiento HCOM para la implementación de un prototipo de muro verde, se utilizaron como sustratos el tezontle grueso, agrolita y suelo. Como biofertilizantes se utilizó inóculo de HMA y composta; las proporciones que sigue esta mezcla de materiales es 3:3:3:3:2 V:V respectivamente.

El prototipo de muro verde se diseñó con masetas de plástico, las cuales se montaron sobre un perfil de metal de forma vertical. En cada maceta se colocaron de 2 a 3 organismos obtenidos de las técnicas de propagación vegetativa, y sobre cada perfil de metal se montaron cinco macetas (Figura 30). Durante el periodo primavera-verano se regó al menos una vez por semana; para el periodo otoño-invierno, al menos una vez cada dos semanas; durante la temporada de lluvia el riego fue suspendido, a menos de observarse el sustrato seco por más de una semana.



Figura 30. Prototipo de muro verde en jardín de mariposas con crasuláceas propagadas vegetativamente

Conforme las especies colocadas en los muros fueron creciendo, se aplicaron nuevamente las técnicas de propagación vegetal descritas dentro del presente trabajo, para consolidar un espacio productor de crasuláceas sustentable (Figura 31); los nuevos brotes se colocaron en otros contenedores o macetas individuales.



Figura 31. Brote de esqueje de la especie *Echeveria elegans* (en medio) trasplantado dentro del mismo contenedor donde brotó de la planta madre (izquierda).

## DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Las estructuras de los hongos micorrízicos arbusculares sirven como propágulos dentro de un inóculo para ser utilizado como biofertilizante. Estas estructuras cumplen funciones muy específicas, por ejemplo, las hifas y las vesículas se relacionan con el transporte, reserva y absorción de agua-nutrientes, y el intercambio de nutrimentos entre planta-hongo está dado por los arbusculos (Sánchez, 2005). Es por ello que asegurar una alta calidad de inoculación, en función a las estructuras y colonización micorrízica, es indispensable para la elaboración de un biofertilizante de buena calidad (Hernández, 2013; Meléndez, 2016).

Barrer (2009), menciona que la simbiosis con hongos micorrízicos aumenta la producción de cultivos en contraste con plantas no inoculadas, esto debido a la alta capacidad que adquieren las raíces para absorber agua y nutrientes específicos del suelo o sustrato como el fósforo, nitrógeno y potasio, que normal mente no podrían absorber, esto se debe gracias a la ampliación en el sistema radicular, producto de la red hifal de los hongos y las enzimas que producen. Por otra parte, la composta brinda porosidad al sustrato, mantiene la humedad y añade materia orgánica rica en nutrientes disponibles para la planta. Es por estas afirmaciones, que *Echeveria elegans* presenta valores altos de propagación por esquejes del tallo, ante la adición de ambos biofertilizantes dentro del mismo tratamiento (HCOM), pues los beneficios

de estos se complementan y potencian, en comparación con los demás tratamientos donde sólo se adicionó un biofertilizante y donde no se agregó ninguno.

De acuerdo con Andrade *et al.* (2007), Islas (2012) y Rodríguez (2012), las especies que presentan metabolismo CAM (por sus siglas en inglés), tienen características especiales que les ayudan a sobrevivir en ambientes secos, además, debido al intercambio nocturno de gases, estos organismos desarrollan tejidos de reserva muy grandes, lo cual limita el desarrollo de tejido fotosintético, esto implica una tasa de crecimiento muy baja. En este trabajo se demostró la eficacia de los hongos micorrízicos arbusculares y la composta como biofertilizantes para aumentar la tasa de crecimiento en *Echeveria elegans*, así como su cobertura total, peso seco y peso fresco de sus hojas; pues como lo reporta Hernández (2013) y Meléndez (2016), la capacidad de crecimiento de los cultivos se incrementa al inocular micorrizas en un sustrato rico en materia orgánica, pues se potencia la capacidad de absorción en la zona radicular de agua y nutrientes. Vasanthakrishna y Bagyaraj (1993), Stütmer y Bellei (1994) y Cruz (2006), afirman que los hongos micorrízicos arbusculares, aumentan la capacidad en la producción de biomasa en organismos inoculados, tal y como se demostró con *Echeveria elegans*.

En cuanto a las técnicas de propagación vegetativa, Reyes y colaboradores (2014) las describen, pero no se hace una comparación entre ellas en cuanto a efectividad. En el presente estudio, se obtuvo el mayor número de brotes por medio de la propagación por hojas, sin embargo, resulta ser tardado, pues el desarrollo del brote es muy lento, además, no todas las hojas recolectadas desarrollaron un primordio de raíz, lo que hace a esta técnica inviable en este último caso; además, el crecimiento del brote está limitado al contenido nutrimental e hídrico que se encuentra almacenado dentro de las células de la hoja, esto restringe su desarrollo. En contrapunto, el crecimiento de los brotes obtenidos por esquejes del tallo, está fuertemente influenciado por el suministro hídrico y nutrimental brindado por la planta madre, lo cual ayuda a que el brote se desarrolle más rápido, incluso muchos esquejes del tallo presentan primordios de raíz, esto garantiza su supervivencia. En la propagación por brácteas del tallo floral, se aprovecha bien cuando se cuenta con una inflorescencia, pero tiene las mismas limitaciones que la propagación por hojas y aunado a estas, se cuenta con la desventaja de que se generan inflorescencias 1 o 2 veces al año dependiendo de la especie, es por ello que sólo se logró producir 7 organismo a través de esta técnica, pues a lo largo de toda la investigación, *Echeveria elegans* y *Echeveria pulvinata* fueron las únicas especies que presentaron estas estructuras.

Por último, como lo menciona Kumar (2012), la implementación en un prototipo de muro verde con las crasuláceas propagadas en este estudio, ayuda a la preservación de la flora nativa e incrementa las superficies verdes en zonas urbanas. Con el protocolo elaborado para la propagación en masa de crasuláceas con apoyo de los hongos micorrízicos arbusculares y la composta, no solamente es un espacio urbano naturado, sino que también funge como fuente de conservación y producción alternativa de estas especies, sobre todo para aquellas que se encuentren catalogadas en algún estatus de riesgo.

## CONCLUSIONES

De acuerdo con el porcentaje de colonización micorrízica y conteo de microesporas, se comprueba la confiabilidad de la técnica propuesta por Hernández (2013) y Meléndez (2016) para la producción de un inóculo de HMA de óptima calidad.

El tratamiento con mejores resultados para la propagación y crecimiento de *Echeveria elegans*, está compuesto por tezontle grueso, agrolita, suelo, inóculo de hongos micorrízicos arbusculares y composta, en proporciones 3:3:3:3:2, V:V respectivamente; ya que se logró aumentar en un lapso menor de tiempo el brote de esquejes del tallo, el crecimiento, la cobertura total, el peso fresco y peso seco de las hojas.

En la experimentación con las técnicas de propagación vegetativa de cinco especies de crasuláceas, la técnica más eficiente fue la propagación de esquejes del tallo, pues su crecimiento y supervivencia es mayor, en comparación con las hojas y brácteas. Existe la posibilidad de mejorar estas técnicas de propagación si se ocupa un sustrato enriquecido con inóculo de hongos micorrízicos y composta.

El uso de crasuláceas propagadas vegetativamente es una buena alternativa en la naturación de espacios urbanos, debido a la alta capacidad de adaptación a condiciones extremas de temperatura y estrés hídrico de estas especies, además, si el sustrato se enriquece con inóculo de HMA y composta, se potencializan estas ventajas fisiológicas y morfológicas. Así, se obtienen los beneficios de una zona naturada y con la correcta aplicación de las técnicas de propagación vegetativa, un espacio productor de crasuláceas.

Actualmente, la información bibliográfica relacionada a la aplicación, uso y caracterización de hongos micorrízicos arbusculares como biofertilizantes para crasuláceas es escasa; sin embargo, los resultados de esta investigación, permiten considerar a los HMA como

una buena alternativa para generar protocolos de propagación y conservación de especies de la familia Crassulaceae, tal y como se demostró con *Echeveria elegans*.

## BIBLIOGRAFÍA

Acuña, O. (2003). El uso de biofertilizantes en la agricultura. Taller Abonos Orgánicos, San José, CATIE/GTZ/UCR/CANIAN, pp. 16.

Alarcón, V. (2006). Cultivos sin suelo, volumen 17 de compendios de horticultura. Ediciones de horticultura, 269 págs.

Andrade, J. L.; De la Barrera, E.; Reyes, C.; Ricalde M. F.; Vargas, G. & Cervera, C. (2007). “El metabolismo ácido de las crasuláceas: diversidad, fisiología ambiental y productividad.” *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, No. 81, pp. 37 – 50.

Aragón, J.; Carrillo, P., Rodríguez, A. & Munguía, G. (2019). “*Diversidad y distribución geográfica del género Sedum (Crassulaceae) en la Sierra Madre del Sur, México.*” *Revista Mexicana de Biodiversidad*, Instituto de Biología, UNAM, No. 90, 17 págs.

Ayala, I. & García, F. (2018). “Importancia cultural de las crasuláceas.” Morelos, México: *HYPATIA, Revista de Divulgación Científico-Tecnológica del Gobierno del Estado de Morelos*. No. 58.

Azcón, A. C. & Bago, B. (1994). “Impact of Arbuscular Mycorrhizal on Sustainable Agriculture.” *ALS. Birkhäuser*, pp. 47-60.

Bago, B.; Pfeffer, P. E. & Schachar-Hill, Y. (2000). “Carbon metabolism and transport in arbuscular mycorrhizal.” *Plant Physiol*, No. 124: pp. 1-10.

Barrer, S. (2009). El uso de hongos micorrízicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. Bucaramanga: Colombia. Artículos en revisión. Universidad Industrial de Santander.

Bertsch, F. (2003). Abonos orgánicos, manejo de la fracción orgánica y de los aspectos biológicos del suelo. Costa Rica, Centro de investigaciones Agronómicas: Fertilizantes, características y manejo. *CIA/UCR* Pags. 112-130.

Coyotes sedum (seudónimo de los integrantes). (2015). Propagación vegetativa por hojas de Siempreviva (*Sedum* spp.). Universidad Nacional Autónoma de México: XXIII Concurso Universitario feria de las Ciencias, la Tecnología y la Innovación.

Cruz, G. (2006). Ecología del suelo. Un enfoque hacia la nutrición mineral de plantas superiores. México, Ciudad de México: Universidad Nacional Autónoma de México. Proyecto PAPPIT 228403, FES Zaragoza. Drüge, U. & Schönbeck, F. (1992). "Effect of vesicular-arbuscular mycorrhizal infection on transpiration, photosynthesis and growth of flax-*Linum usitatissimum* L. in relation to cytokinin levels." *Plant Physiol.* No. 141: pp. 40-48.

Ferrera-Cerrato, R.; González, M. C. & Rodríguez, M. M. (1993). Manual de Agromicrobiología. Trillas, México, Pags. 142.

Gerdemann, J. W. & Nicolson, T. H. (1963). Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Trans, Br. Mycol. Soc.* No. 46: pp. 235-244

Gianinazzi, P. V.; Dumas, G. E.; Gollote, A.; Tahiri, A. & Gianinazzi, S. (1984). "Cellular and molecular defence-relates root responses to invasion by arbuscular mycorrhizal fungi." *New Phytol.* No. 133: pp. 45-57.

Guzmán, J. (2018). Reporte de investigación: Fertilizantes químicos y biofertilizantes en México. Ciudad de México, México: Cámara de Diputados, CEDRSSA.

Hernández, A. (2013). Manual de diseño bioclimático urbano. Recomendaciones para la elaboración de normativas urbanísticas. Bragança: Instituto Politécnico de Bragança.

Hernández, Z. (2013). Inoculación con micorriza arbuscular y uso de vermicomposta en el cultivo de albahacar (*Ocimum basilicum* L.) en una azotea naturada. México: Ciudad de México. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, tesis de licenciatura.

Islas Trejo, B. (2012). Desarrollo de plantas de *Cephalocereus senilis Pfeiff.* inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en condiciones de invernadero. Ciudad de México, México. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, tesis de licenciatura.

Kaplan, S. & Kaplan, R. (2003). "Health, supportive environments, and the Reasonable Person Model." *American Journal of Public Health*. No. 93: pp. 1484-1489.

Kothari, K. S.; Marschner, H.; & George, E. (1990). "Effect of VA mycorrhizal fungi and rhizosphere microorganisms on root and shoot morphology, growth and water relations in maize." *New Phytologist*. No. 116: pp. 303-311.

Kloepper, J. W.; Schroth, M. N.; & Miller, T. D. (1980). "Effects of Rhizosphere colonization by plant growth-promoting rhizobacteria on potato plant development and yield." *Phytopathology*. No. 70: pp. 1078-1082.

Kumar, P. (2012). "The economics of ecosystems and biodiversity." *Ecological and economic foundations*. Routledge.

López, C. A. (2016). Propagación de *Echeveria elegans* Rose y *Echeveria gigantea* Rose & Purpus (Crasulaceae). Ciudad de México, México. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, tesis de licenciatura.

Llorente-Bousquets, J.; & Ocegueda, S. (2008). Estado del conocimiento de la biota, en Capital natural de México, Vol. I: Conocimiento actual de la biodiversidad. CONABIO, México, pp. 283-322.

Luna, C. L. & Monroy, A. (2002). Efecto de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) sobre el desarrollo de *Agave salmiana* y *Opuntia streptacantha* en condiciones de invernadero. México, Ciudad de México: Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, tesis de licenciatura.



Marshall, J. D. & Perry, D. A. (1987). "Basal and maintenance respiration of mycorrhizal and non mycorrhizal root systems of conifers." *Can. J. For. Res.* No. 17: pp. 872-877.

Martínez, A.; Méndez, G. E. & Jiménez, L. M. (2010). Cambio global España 2020/50. Madrid, España: Programa Ciudades.

Meléndez, B. (2016). Determinación del efecto de micorrizas arbusculares en el cultivo de plantas medicinales, en una azotea naturada en la FES Zaragoza. Ciudad de México, México: Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, tesis de licenciatura.

Mercedes, M. & González A. M. (2019). Botánica morfológica, morfología de plantas vasculares. Argentina: Facultad de Ciencias Agrarias, UNNE.

Michelsen, A. & Rosendahl, S. (1989). "Propagule density of VA-mycorrhizal fungi in semi-arid Bushland in Somalia." *Agriculture, Ecosystems and Environment.* No. 29: pp. 295-301.

Müller, E. L. (2000). Manual de laboratorio de morfología vegetal. Turrialba, Costa Rica: Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza.

Nájera, J. A. (1999). Ecuaciones para estimar Biomasa, Volumen y Crecimiento en Biomasa y Captura de Carbono en diez especies típicas del Matorral Espinoso Tamaulipeco del nordeste de México. Nuevo León, México: Universidad Autónoma de Nuevo León, tesis de maestría.

Osuna, H. R.; Osuna, A. M. & Fierro, A. (2017). Manual de propagación de plantas superiores. Ciudad de México, México: Universidad Autónoma Metropolitana.

Pérez Calix, E. (2008). Flora del bajío y de regiones adyacentes: *Crassulaceae*. Michoacán, México: Centro Regional del Bajío, Instituto de Ecología.

Pimienta, E.; Zañundo, J. & López, E. (2009). "Efecto de las micorrizas arbusculares en el crecimiento, fotosíntesis y anatomía foliar de plantas jóvenes de *Agave tequilana*." Guadalajara, México: *Act. Bot. Mex.* No. 89.

Reyes Santiago, J.; Islas Luna, M. A. & González Zorzano, O. (2014). Guía práctica de propagación y cultivo de las especies del género *Echeveria*. Ciudad de México, México: Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología.

Rodríguez, J. (2012). Obtención y propagación *in vitro* de la crasulácea ornamental *Pachyphytum compactum* Rose para su rescate y conservación. Estado de México, México: Universidad Autónoma de Chapingo, Departamento de Fitotecnia, tesis de Maestría.

Ruíz, M. J. & Azcón, R. (1997). "Effect of calcium application on the tolerance of mycorrhizal lettuce plants to polyethylene glycol-induced water stress." *Symbiosis*. No. 23: pp. 9-22.

SAGARPA, (2017). Acuerdo por el que se dan a conocer las Reglas de Operación del Programa de Fomento a la Agricultura, publicado en el Diario Oficial de la Federación del 29 de diciembre de 2017, México.

Sagrero, A. (2002). Presencia de hongos micorrízicos arbusculares en plantas silvestres de suelos salinos en el estado de Colima. Tecomán, México: Universidad de Colima.

Salas, R. E. (2003). "Nutrición mineral de plantas y el uso de fertilizantes." Costa Rica: *Centro de investigaciones Agronómicas*, fertilizantes, características y manejo. CIA/UCR Pags. 1-20.

Sánchez Colín, M. (2005). Micorrizas: Aspectos generales. Ciudad de México, México: Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza.

Santamarina, P. & Roselló, J. (2018). Anatomía y morfología de las plantas superiores. Valencia, España: Editorial Universitat Politècnica de Valencia.

Soto, G. (2003). "Abonos orgánicos: el proceso de compostaje." Taller Abonos Orgánicos, San José: *CATIE/GTZ/UCR/CANIAN*, pp. 27.

Stütmer, L. S. & Bellei, M. M. (1994). "Composition and seasonal variation of spore populations of arbuscular mycorrhizal fungi, in dune soils on the island of Santa Catalina, Brazil." *Canadian Journal of Botany*. Vol. 72 No. 3: pp. 359-363.

Thierer, J. (2012). "Estadística. Comparación de tres o más muestras." *Prosac*, Vol. 8 No. 1: pp. 133-136.

Vasanthakrishna, M. & Bagyaraj, D. J. (1993). "Selection of efficient VA mycorrhizal fungi for inoculation *Casuarina equisetifolia*." *Arid Soil Research and Rehabilitation*. No. 7: pp. 377-380.

## WEBGRAFÍA

Beltrano, J.; Ruscitti, M. & Arango, C. (2014). "Micorrizas." Buenos Aires, Argentina: *Economía y viveros*. Tomado de: [http://www.economiayviveros.com.ar/mayo2014/produccion\\_cultivo-plantas\\_ornamentales\\_y\\_flores\\_de\\_corte\\_1.html](http://www.economiayviveros.com.ar/mayo2014/produccion_cultivo-plantas_ornamentales_y_flores_de_corte_1.html) consultado el: 21/01/2020.

Botanical-Online. (2020). Características de las plantas suculentas. Tomado de: <https://www.botanical-online.com/botanica/plantas-suculentas> consultado el 05/03/2020

Caballero, M. (2018). Suelos. México: Ciudad de México. Curso ciencias de la Tierra, Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. Tomado de: <http://usuarios.geofisica.unam.mx/cecilia/cursos/34c-Suelos%20y%20edafizacion.pdf> consultado el 28/10/2018.

CONABIO. (2010). Biodiversidad Mexicana, Suculentas (*Crassulaceae*). Tomado de: [https://www.biodiversidad.gob.mx/especies/gran\\_familia/plantas/magnoliayMarg/suculentas/pdf/Suculentas.pdf](https://www.biodiversidad.gob.mx/especies/gran_familia/plantas/magnoliayMarg/suculentas/pdf/Suculentas.pdf) consultado el 18/11/2019.

Fernández Tabasco, C. (2010). "Muro verde - Sistema de contención respetuoso con el Medio Ambiente." TECONMA, S.A.: CONAMA10 Congreso Nacional del Medio Ambiente. Tomado de:

<http://www.conama.org/conama10/download/files/conama/CT%202010/1335416311.pdf>

consultado el 05/07/2019.

Garduño, M. (2020). “México: Un país megadiverso y poco valorado.” México, Ciudad de México: Forbes México. Tomado de: <https://www.forbes.com.mx/noticias-mexico-pais-megadiverso-poco-valorado/> consultado el 08/07/2020.

Infoagro Systems, S. L. (1997). Tipos de sustratos de cultivo. Madrid, España. Tomado de: [https://www.infoagro.com/industria\\_auxiliar/tipo\\_sustratos.htm](https://www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos.htm) consultado el 10/01/2020.

Lardizábal, R. (2012). Manejo del suelo y sustratos para la producción en invernaderos. USAID del pueblo de los Estados Unidos de América. Tomado de: [http://bvirtual.infoagro.hn/xmlui/bitstream/handle/123456789/317/ACCESO\\_Produccion\\_Invernadero\\_Manejo\\_Suelo\\_Sustrato\\_04\\_12\\_HANDOUTS.pdf?sequence=1](http://bvirtual.infoagro.hn/xmlui/bitstream/handle/123456789/317/ACCESO_Produccion_Invernadero_Manejo_Suelo_Sustrato_04_12_HANDOUTS.pdf?sequence=1) consultado el 12/11/2019.

Megías, M., Molist, P. & Pombal, M. A. (2019). Atlas de histología vegetal y animal. Órganos Vegetales. Tomado de: [http://mmegias.webs.uvigo.es/2-organos-v/guiada\\_o\\_v\\_inicio.php](http://mmegias.webs.uvigo.es/2-organos-v/guiada_o_v_inicio.php) consultado el: 05/03/2020

Ochoa, R. (2014). “Jardines verticales de altura.” *Revista construcción y tecnología*, pp. 44 - 47 Tomado de: <http://www.revistacyt.com.mx/pdf/mayo2014/urbanismo.pdf> consultado del 10/01/2020.

Ramos, Z.; Marrufo, Z.; Guadarrama, C. & Carrillo, S. (2007). “Hongos micorrízico-arbusculares.” *Biodiversidad*. pp. 170-172. Tomado de: <https://www.cicy.mx/Documentos/CICY/Sitios/Biodiversidad/pdfs/Cap4/07%20Hongos%20micorrozicos.pdf> consultado el 14/11/2019.

SEMARNAT, (2010). Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Tomado

de: [https://www.biodiversidad.gob.mx/especies/pdf/NOM\\_059\\_SEMARNAT\\_2010.pdf](https://www.biodiversidad.gob.mx/especies/pdf/NOM_059_SEMARNAT_2010.pdf)  
consultado el 16/11/2019.

StatPoint, Inc. (2006). Comparación de varias muestras. Pags. 29. Tomado de:  
<http://www.statgraphics.net/wpcontent/uploads/2011/12/tutoriales/Comparacion%20de%20Varias%20Muestras.pdf> consultado el 13/04/2020

Zubcoff, J. J. (2015). “Curso de ANOVA Multifactorial – Tema 1 – ANOVA Intro.”  
*ReserchGate*. Tomado de:  
[https://www.researchgate.net/publication/284158728\\_Curso\\_de\\_ANOVA\\_Multifactorial\\_-\\_Tema\\_1\\_-\\_ANOVA\\_Intro](https://www.researchgate.net/publication/284158728_Curso_de_ANOVA_Multifactorial_-_Tema_1_-_ANOVA_Intro) consultado el 13/04/2020

Zuria, I. & Castellanos, I. (2008). “Ecología urbana y ciudades verdes.” *ResearchGate*:  
Volumen 4, N°1. Tomado de:  
[https://www.researchgate.net/publication/313893797\\_Ecologia\\_urbana\\_y\\_ciudades\\_verdes](https://www.researchgate.net/publication/313893797_Ecologia_urbana_y_ciudades_verdes)  
consultado el 08/06/2019