



BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE PUEBLA

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

PROPAGACIÓN DE *Myrtillocactus geometrizans* EN
CONDICIONES DE INVERNADERO

Tesis que para obtener el título de
LICENCIADO (A) EN BIÓLOGIA

PRESENTA:
Paula Mariana Calzada Tlapalamatl

TUTOR: M.C María del Carmen Navarro Carbajal

Octubre 2017

ÍNDICE

RESUMEN

I. INTRODUCCIÓN	1
II. ANTECEDENTES	3
2.1 Propagación de las cactáceas	3
2.2 Técnicas de propagación de las cactáceas	5
2.3 Factores ambientales necesarios para el cultivo de cactáceas en invernadero. 8	
2.4 Hormonas de crecimiento	11
III. JUSTIFICACIÓN	14
IV. OBJETIVOS	15
V. HIPOTÉISIS	16
VI. MATERIAL Y MÉTODOS	17
6.1 Descripción de la especie	17
6.2 Colecta de frutos	18
6.3 Pruebas de germinación	18
6.4 Limpieza de semillas y pruebas de viabilidad	19
6.5 Descripción de los tratamientos	20
6.6 Descripción de los sustratos	22
6.7 Diseño experimental	23
6.8 Análisis de datos	27
VII. RESULTADOS	28
7.1 Porcentajes de geminación por semana	28
7.2 Porcentaje de germinación de las semillas al aplicar tratamientos pregerminativos	31
7.3 Porcentajes germinativos de las semillas en diferentes sustratos	33
7.4 Índice de velocidad de germinación de las semillas de <i>Myrtillocactus</i> <i>geometrizers</i>	35
7.5 Concentraciones de Agromil-Plus sobre la tasa de crecimiento	37
7.6 Tasa de crecimiento de las plántulas sobre diferentes sustratos	40
7.7 Porcentajes de supervivencia de las plántulas de <i>Myrtillocactus geometrizers</i> 42	
VIII. DISCUSIÓN	43
8.1 Porcentajes de germinación en relación con el tiempo después de la siembra43	
8.2 Porcentajes de germinación de las semillas de <i>Myrtillocactus geometrizers</i> .. 44	
8.3 Porcentajes de germinación de las semillas de <i>Myrtillocactus geometrizers</i> en diferentes sustratos	45
8.4 Índice de velocidad de germinación de las semillas de <i>Myrtillocactus</i> <i>geometrizers</i>	46
8.5 Efecto de la aplicación de Agromil-Plus a plántulas de <i>Myrtillocactus</i> <i>geometrizers</i>	47
8.6 Tasa de crecimiento de las plántulas de <i>Myrtillocactus geometrizers</i> sobre diferentes sustratos	48
8.7 Supervivencia de las plántulas de <i>Myrtillocactus geometrizers</i>	48
IX. CONCLUSIONES	50
X. BIBLIOGRAFÍA	51

ÍNDICE DE FIGURAS Y TABLAS

Figura 1. Invernadero de la colección de cactáceas y suculentas “Helia Bravo-Hollis” de la Facultad de Ciencias Biológicas, BUAP	18
Figura 2. Semillas extraídas del fruto de <i>Myrtillocactus geometrizans</i>	19
Figura 3. Charola utilizada para la germinación de las semillas de <i>M. geometrizans</i> , dividida en cuatro cuadrados(sustratos) y cada cuadrado en 9 filas (tratamientos).....	21
Figura 4. Sustratos utilizados para la germinación de semillas de <i>M. geometrizans</i>	22
Figura 5. Aparición de la radícula como señal de germinación de las semillas de <i>M. geometrizans</i>	28
Figura 6. Porcentajes de respuesta germinativa en cuanto al tiempo, obtenidos al escarificar y estratificar las semillas de <i>M. geometrizans</i>	30
Figura 7. Porcentajes de germinación obtenidos al aplicar diferentes tratamientos de escarificación y estratificación a semillas de <i>Myrtillocactus geometrizans</i>	32
Figura 8. Porcentajes de germinación de semillas de <i>M. geometrizans</i> al ser sembradas en diferentes sustratos: tierra negra(TN), tierra de hoja (TH), tierra negra con peatmoss (TN+PM), tierra de hoja con peatmoss (TH+PM)	38
Figura 9. Índice de velocidad de germinación obtenidos de los tratamientos de escarificación y estratificación aplicados a las semillas de <i>Myrtillocactus geometrizans</i>	36
Figura 10. Concentraciones promedio de Agromil-Plus de la tasa de crecimiento de las plántulas de <i>M. geometrizans</i>	38
Figura 11. Morfología de las plántulas de <i>M. geometrizans</i> al no aplicar Agromil-Plus (testigo)	39
Figura 12. Cambios morfológicos observados al aplicar 1ml de Agromil-Plus sobre las plántulas de <i>M. geometrizans</i>	39
Figura 13. Cambios morfológicos observados al aplicar 1.5 ml de Agromil-Plus sobre las plántulas de <i>M. geometrizans</i>	39
Figura 14. Tasa de crecimiento que proporcionan los sustratos a las plántulas de <i>M. geometrizans</i> , (TN) tierra negra, (TH) tierra de hoja, (TN+PM) tierra negra con peatmoss, (TH+PM), tierra de hoja con peatmoss	14
Cuadro 1. Porcentajes de supervivencia de las plántulas de <i>M. geometrizans</i> sobre cuatro tipos de sustrato y al aplicar diferentes concentraciones de Agromil-Plus	42

RESUMEN

La germinación es un método de propagación que permite la preservación de la diversidad genética de las cactáceas. *Myrtillocactus geometrizans* es una cactácea columnar, su fruto comestible es apreciado por su sabor debido a esto, es objeto de comercio activo. Con la finalidad de contribuir al conocimiento actual de *Myrtillocactus geometrizans* se evaluó el efecto de diferentes tratamientos de escarificación, estratificación y del sustrato sobre la germinación de las semillas de esta cactácea columnar, así como la supervivencia de las plántulas al aplicar Agromil-Plus en condiciones controladas de invernadero. Se compararon los porcentajes y el Índice de velocidad de germinación al aplicar tratamientos pregerminativos (estratificación a 4° C por una y dos semanas, agua 50° C por 5 y 10 min ácido sulfúrico por 1.5 y 3 min, ácido clorhídrico por 1.5 y 3 min) a las semillas de esta cactácea columnar. Las semillas fueron puestas a germinar en cuatro tipos de sustratos: 1) tierra negra, 2) tierra de hoja, 3) tierra negra con peatmoss, 4) tierra de hoja con peatmoss. Posteriormente, se determinó el efecto de dos concentraciones (1ml y 1.5 ml) de Agromil-Plus en las plántulas obtenidas después de la germinación. Los resultados mostraron diferencias entre los tratamientos pregerminativos. Los porcentajes más altos de germinación se obtuvieron de las semillas estratificadas con agua a 50° C por 5 minutos (89.16%), a 4°C por una semana (83.33%) y dos semanas (84.16%) y en el testigo (85.83%). Los sustratos compuestos por tierra negra con peatmoss (81.29%) y tierra de hoja más peatmoss (81.59%) son los que alcanzaron un mayor porcentaje de germinación. En cuanto al IG, se observó que las semillas del testigo germinan de una forma más rápida (IG=24.44 semillas/días después de la siembra). Posteriormente a las plántulas de *M. geometrizans* se les aplicaron concentraciones de 1 y 1.5 ml de Agromil-Plus sobre los mismos sustratos utilizados para la germinación y como resultado se observó que no es necesario aplicar ninguna concentración de Agromil-Plus ya que la tasa de crecimiento para los tratamientos fue igual al testigo (TC= 0.25 mm), mientras que, sobre el sustrato compuesto por tierra de hoja con peatmoss se incrementa la tasa de crecimiento (TC=0.31 mm) de las plántulas. Para la supervivencia de las plántulas, no se observaron resultados significativos entre concentraciones ($F= 1.446$, $p=0.249$), ni entre sustratos ($F=0.551$, $p=0.651$).

I. INTRODUCCIÓN

Las cactáceas son una familia de plantas muy diversa que se distribuye en las zonas áridas y semiáridas del Continente Americano desde Canadá hasta la Patagonia; comprende cerca de 1900 especies agrupadas en 125 géneros. En México se concentra la mayor diversidad y abundancia de cactáceas del mundo, cuenta con 60 géneros y 670 especies, de las cuales 80 son columnares (Anderson, 2001; Guzmán *et al.*, 2003; Areces, 2004; Arias *et al.*, 2012).

Las cactáceas columnares cumplen funciones ecológicas muy importantes entre las cuales destacan ser alimento, refugio y hábitat de muchos organismos, como pequeños mamíferos (roedores y murciélagos), aves, reptiles y un gran número de insectos (Jiménez-Sierra, 2011).

Entre las medidas que se han tomado para llevar a cabo la conservación de las cactáceas mexicanas destacan: la colecta y preservación de las semillas; cultivo *in vitro* y propagación en invernaderos para propiciar la investigación; inserción de plantas a sus hábitats naturales y el fomento del comercio legal; establecimiento de áreas de exclusión en los hábitats naturales (Jiménez-Sierra, 2011).

Para el género *Myrtillocactus* se reconocen cuatro especies (*Myrtillocactus schenckii*, *Myrtillocactus eichlamii*, *Myrtillocactus cochal* y *Myrtillocactus geometrizans*) de las cuales la última es la que predomina y se distribuye en el Valle de Tehuacán, Puebla (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978; Hernández-López *et al.*, 2008). Los frutos de *Myrtillocactus geometrizans* son conocidos como “arándano cactus” y por su agradable sabor son objeto de activo comercio para la elaboración de productos como helado y aguardiente. Debido a que las poblaciones de *Myrtillocactus geometrizans* no se encuentran bajo algún tipo de protección se recolectan anualmente 8.1 toneladas de los frutos de esta cactácea columnar (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978; Pérez-González, 1999; Luna-Morales & Aguirre, 2001; González-Insuasti & Caballero, 2007; Pérez-Negrón *et al.*, 2014).

Son pocos los estudios que se han realizado para contribuir al conocimiento del estado actual de *M. geometrisans*. Se han realizado estudios etnobotánicos y ecológicos con la finalidad de domesticar y cultivar la especie (Pérez-González & González, 1999), también se han realizado estudios relacionados a la diversidad y distribución geográfica de la especie (Gómez-Hinostrosa & Hernández, 2000) y de morfo anatomía (Delgado-Alvarado & Terrazas, 2007; Loza-Cornejo & Terrazas, 2011), así como caracterizaciones bioquímicas del fruto debido a las propiedades nutricionales (Guzmán-Maldonado *et al.*, 2010; Duran, 2014), antioxidantes y medicinales (García-Barrera *et al.*, 1998; Herrera-Hernández *et al.*, 2011; Salazar *et al.*, 2011; Uribe-Chiquete *et al.*, 2014).

II. ANTECEDENTES

2.1 Propagación de las cactáceas

La propagación o multiplicación de las cactáceas es considerada una forma efectiva de proteger y conservar sus poblaciones naturales (Arcila, 2011). Se puede realizar mediante la producción de cactáceas en invernadero (es una técnica moderna usada en la producción agrícola), su ventaja sobre la técnica tradicional a cielo abierto es que, se establece una barrera entre el medio ambiente externo y el cultivo, esta barrera crea un microclima que permite protegerlo del viento, granizo, heladas, plagas, enfermedades y animales, además de controlar la temperatura, la cantidad de luz y hacer un control químico y biológico efectivo para proteger el cultivo (Miranda & Ruiz, 2007).

Así, el uso de invernaderos para la producción de cactáceas facilita la propagación mediante el empleo de tres técnicas convencionales: por medio del cultivo de tejidos in vitro, por propagación vegetativa y mediante la germinación de semillas (Rojas-Aréchiga & Vázquez-Yanes, 2000; Arredondo, 2002).

El cultivo de tejidos vegetales (CTV) es una alternativa utilizada para la conservación de cactáceas en México y se refiere al conjunto de técnicas que permiten el establecimiento, mantenimiento y desarrollo de cualquier parte de una planta (desde una célula hasta un organismo completo) bajo condiciones artificiales, axénicas y controladas (Pérez Molphe Balch *et al.*, 1999); mediante este método se han establecido protocolos para la propagación de especies como *Mammillaria eriacantha*, donde se trabajó con la germinación de semillas, para lo cual utilizó como desinfectante una solución de hipoclorito de sodio al 10% y una solución fungicida (Benlate) concentrada al 0.4mg/L, el medio utilizado fue MS (Murashige & Skoog) complementado con adenina sulfatada, Myoinositol, Ac. Nicotínico, Tiamina y Piridoxina. Con esto se obtiene un alto número de plántulas sanas, logrando un 66.6% de germinación en un periodo de 15 días (Salazar, 2001); también se han cultivado

explantes basales y apicales de *Myrtillocactus geometrizans* los cuales fueron cultivados en medio MS adicionado con diferentes concentraciones de 6-bencilaminopurina (BA) y 0.1 mg l⁻¹ de ácido indolacético (AIA), los resultados destacan que la región apical produce el mayor número de brotes con 0.5 a 2.0 mg l⁻¹ de BA, en promedio 7.6, seguido por los explantes basales y las plántulas, los cuales producen 3.1 y 2.1 brotes respectivamente (Gómez-Juárez *et al.*, 2004). De igual forma en *Hylocereus undatus* y *Selenicereus validus* cultivados en medio MS adicionado con reguladores de crecimiento vegetal, se obtuvieron 12 brotes para *H. undatus* al aplicar una concentración de 1.5mg/L de mT, mientras que para *S. validus* se registraron 12 brotes al aplicar una concentración de BA (Ávalos-Esparza, 2010).

Por otro lado, la propagación vegetativa, se define como la multiplicación de una planta a partir de una célula, un tejido o un órgano como: raíces, tallos, ramas y hojas (Rojas *et al.*, 2004); una especie de cactácea que se han propagado mediante esta técnica es *Opuntia ficus-indica*, los cladodios fueron fraccionados y colocados en suelo arenolimoso con y sin materia orgánica, no se obtuvieron resultados significativos entre tratamientos, pero se observó una tendencia a producir mayor cantidad de cladodios por planta y biomasa (Guevara *et al.*, 1997); también se han cultivado en medio MS (Murashige & Skoog) aréolas de *Cephalocereus senilis* complementado con ácido naftalenacético (ANA) sólo y en combinación con 6-benzyladenina (BA) o cinetina (K) a concentraciones de 0.0, 0.3, 1.0y 3.0 mg·litro⁻¹, se lograron plántulas con una altura de 0.9cm y de diámetro 0.6 cm con apariencia vigorosa y sana (Choreño-Tapia *et al.*, 2002); en *Hylocereus undatus*, se probaron 3 tipos de sustratos combinados con estiércol bovino y zeolita, además de aplicar tres dosis de AIB para el enraizamiento de estacas de *H. undatus*, el resultado muestra que al aplicar dosis altas de AIB (10000 mg/L) en las estacas el número de raíces tiende a incrementar mientras que el sustrato en combinación con estiércol de bovino mejoró la emisión de raíces primarias y secundarias (Vargas *et al.*, 2003).

Por otra parte, la propagación de cactáceas por medio de semillas obtenidas mediante la polinización natural o artificial de sus flores es considerada la estrategia más importante para su conservación (Rojas-Aréchiga & Vázquez-Yanes, 2000; Arredondo-Gómez, 2007).

La ventaja de la propagación sexual es que al germinar las semillas, se obtienen plántulas recombinadas genéticamente (entrecruza sexual), esto es importante porque se consigue variabilidad en la población, además de que esta estrategia reproductiva le permite a la especie tener una mayor dispersión a través de las semillas (Rojas-Aréchiga & Vázquez-Yanes, 2000; Anderson, 2001; Avedaño-Yañez, 2016). La desventaja de este método de propagación es la difícil obtención de semillas y la lentitud en el crecimiento y desarrollo de las plantas (Reyes, 1994). Tal es el caso de la propagación por semilla de *Myrtillocactus geometrizans*, se registró que la tasa de germinación es baja (60 %), pero a pesar de ello, la propagación de esta especie de cactácea columnar es posible (Hernández- López *et al.*, 2008).

2.2 Técnicas pregerminativas para la propagación de cactáceas

Las técnicas pregerminativas son todos aquellos procedimientos (realizados en laboratorio) necesarios para romper la latencia de las semillas (Donoso, 1993; Arnold, 1996). Varias de estas técnicas han demostrado su efectividad para disminuir la dureza de las semillas y acelerar el proceso de germinación (Burbano, 1990; Fariñas *et al.*, 1997). Las técnicas pre germinativas más comunes son: la escarificación (química o mecánica) y la estratificación (fría o cálida); sin embargo, diversas especies de cactáceas responden de diferente forma a dichas técnicas (Sanabria *et al.*, 2001).

Con respecto a la escarificación, se define que es cualquier proceso que rompa, raye, altere mecánicamente o ablande las cubiertas de las semillas para hacerlas permeables al agua y a los gases, esta se ha clasificado en escarificación mecánica y escarificación química (Poulsen & Stubsgaard, 2000; Varela & Arana, 2011).

De tal modo que, la escarificación mecánica es una técnica que consiste en provocar pequeños daños en las cubiertas (testa) de las semillas mediante diversos sistemas como: incisiones, punciones o lijado. Se ha observado que al realizar una escarificación mecánica a las semillas de *Wilcoxia viperina*, *Stenocereus stellatus*, *Ferocactus latispinus*, *Cephalocereus hoppenstedtii* y *Cephalocereus chrysacanthus* obtienen porcentajes de germinación altos (68.5 %) para *Wilcoxia viperina* mientras que para las demás especies la germinación bajo este tratamiento fue de 33.8 % (Aguirre & Montaña, 1997; Varela & Arana, 2011).

Por otro lado, la escarificación química tiene como finalidad la simulación del paso de las semillas por el tracto digestivo de animales (Romero-Schimidt *et al*, 1992; De la Rosa-Ibarra & García, 1994). El método químico más utilizado para la escarificación de semillas de cactáceas es el ácido sulfúrico (H_2SO_4) concentrado, porque disuelve, agrieta y debilita la testa de las semillas, lo cual permite la entrada de agua e intercambio de gases, facilita la expansión del embrión y la salida de la radícula. (Pérez, 2002). Se indica que el uso la escarificación química sobre semillas de *Myrtillocactus geometrizans* y *Stenocereus queretaroensis* no es necesario para favorecer su germinación (De la Barrera & Nobel, 2003; Rojas-Aréchiga, 2013) en contraste, si se aplican concentraciones de 20 % y 30 % de H_2SO_4 en semillas de *Stenocereus griseus*, *Pachycereus pringlei* y *Opuntia spp.*, se observa que estas no presentan respuesta alguna en los porcentajes de germinación (Rojas-Aréchiga & Vázquez-Yanes, 2000; Martínez-Cárdenas *et al.*, 2001)

Para probar los efectos de la escarificación con ácido clorhídrico, se ha utilizado sobre semillas de *Pachycereus hollianus* (60%), *Myrtillocactus geometrizans* (65.5%) y *Corryocactus melanotrichus* (78%), los resultados muestran que promueve la germinación de estas especies (Godínez-Álvarez & Valiente-Banuet, 1998; Larrea-Alcázar & López, 2008). También se ha probado el efecto del ácido clorhídrico a pH de 1.5 y 3 para escarificar semillas de *Neobuxbaumia macrocephala*, los resultados mostraron menor capacidad germinativa (75-78%); en contraste con las de *N. tetetzo* y *N. mezcalaensis* donde más de 92% germinaron. Mientras que en las especies como *Cephalocereus chrysacanthus*, *C. hoppenstedtii*, *Ferocactus latispinus*, *Stenocereus*

stellatus, este ácido no influye de manera significativa en los porcentajes de germinación (Álvarez & Montaña, 1997; Ramírez-Padilla & Valverde, 2005).

Por otra parte, existe otra técnica pregerminativa la cual consiste en imitar la temperatura de las semillas en su estado natural para conseguir que germinen, ya que muchas veces estas no lo hacen debido a la inmadurez del embrión que ocasiona la latencia de las semillas (Bewley & Black, 1985) y se le conoce como estratificación; en laboratorio, la estratificación consiste en exponer la semilla a temperaturas de a 4 a 7°C durante un período de tiempo (Vázquez- Yanes *et al.*, 1997), para demostrarlo se estratificaron semillas de *Astrophytum myriostigma* a 4° C por 12 horas antes de sembrar y de *Pseudomitrocereus fulviceps* por una semana, se observaron porcentajes altos de germinación de 92% y 62.50% respectivamente (Navarro *et al.*, 2015; Flores & Jurado, 2011). En contraste, se estratificaron semillas de *Mammillaria pectinifera* y *Ferocactus robustus* el inhibidor de letargo (temperatura baja 4 °C por una semana) no favoreció la germinación (Navarro & Deméneghi, 2007; Navarro & González, 2007).

También se pueden estratificar semillas de cactáceas si se exponen a temperaturas altas mediante el uso de agua caliente (Pérez, 2002), por ejemplo, se sumergieron en agua a una temperatura de 50°C semillas de *Pachycereus weberi*, de esta forma se obtuvo un 80 % de germinación (Jiménez-Sierra *et al.*, 2009). Mientras que al sumergir semillas en agua a una temperatura de 45 °C en *Pachycereus pecten-aboriginum* y a una temperatura que oscile entre los 20 y 30 °C en *Stenocereus queretaroensis* se elevan los valores de germinación de 55% a 68% y de 80 a 84% respectivamente (Vega-Villasante *et al.*, 1996; De la Barrera & Nobel, 2003).

2.3 Factores ambientales necesarios para el cultivo de cactáceas en invernadero.

Para propagar cactáceas es necesario reunir condiciones ambientales adecuadas para que estas puedan crecer de forma óptima; un invernadero permite controlar factores ambientales como: la humedad, la temperatura, la luz y el sustrato, que además de las técnicas pregerminativas de propagación de las cactáceas, influyen en la germinación de las semillas (Ruiz *et al.*, 1997; Arredondo-Gómez, 2002; Pérez, 2002; Varela & Arana, 2011).

El primer factor es la humedad del suelo, este puede afectar la germinación de las semillas, por lo que las cactáceas que se cultivan en invernadero requieren suficiente disponibilidad de agua en el suelo para que la semilla tenga un metabolismo activo, sus tejidos se rehidraten y puedan germinar. Se debe evitar un exceso de agua porque es desfavorable para la llegada del oxígeno a la semilla (Lorenzo, 2012); en condiciones de invernadero y de humedad del suelo optimas (0 y -0.1 MPa) la germinación de semillas de *Stenocereus queretaroensis*, *Neobuxbaumia mezcalaensis* y *Myrtillocactus geometrizans*, se inicia de tres a seis días y alcanzó porcentajes de germinación superiores al 80% (Rojas-Aréchiga, 2000; Loza-Cornejo *et al.*, 2003; Hernández-López *et al.*, 2008; Mazzola *et al.*, 2013).

El segundo factor que controla la germinación de las cactáceas dentro de un invernadero es la temperatura, esta actúa sobre las enzimas que intervienen en el proceso de germinación afectando tanto la tasa como el porcentaje final de germinación (Bewley & Black, 1994; Shafii & Price, 2001). Se considera que la temperatura requerida para la germinación y crecimiento de las semillas de cactáceas varía con la especie y oscila entre los 21-30 °C (Ballester, 1978); sin embargo, existen rangos muy altos de temperatura (40 °C) o muy bajos (-5 °C) que obstaculizan la germinación de las semillas (Hernández-López *et al.*, 2008).

Se realizó un estudio sobre la respuesta germinativa de semillas de *Astrophytum myrisotigma*, germinadas y mantenidas en invernadero; bajo condiciones controladas de temperatura; la respuesta germinativa incrementó con el aumento de la temperatura, la mejor fue a 25°C (89.5%) y la menor a 15°C (45.5 %; Hernández- Aguilar & Collazo, 2007).

El tercer factor que regula la germinación de las semillas de las cactáceas es la luz (Rojas-Aréchiga *et al.*, 2001). En condiciones de invernadero se ha estudiado el efecto que tiene la luz sobre la germinación de *Pachycereus pecten-aboriginum* bajo diferentes longitudes de onda muestran que las semillas son capaces de germinar sin la necesidad de que la luz active este proceso y más aún en condiciones de obscuridad (Vega-Villasante *et al.*, 1996); en contraste al germinar semillas de *Astrophytum myriostigma* Lem., en condiciones de invernadero, se obtuvo el 100% de germinación después del tercer día en semillas expuestas a 12 horas de iluminación diaria (Beristain *et al.*, 2001).

Además de los factores antes mencionados, las características que poseen los sustratos también pueden afectar o promover la germinación de las semillas. Se considera al sustrato como una mezcla de materiales que sirve como medio de soporte donde se desarrollan las semillas o crecen las plántulas de cactáceas; el sustrato utilizado para germinación de cactáceas se puede componer de: tierra de hoja, tierra negra, turba (conocido como musgo de Canadá), mantillo, agrolita, arena, vermiculita, tepojal o tezontle (piedras de origen volcánico, sin embargo se ha planteado que la mezcla ideal de sustratos utilizada para cactáceas requiere reunir tres condiciones: ser poroso para retener humedad, tener buen drenaje para favorecer la aireación y ser nutritivo (Arredondo-Gómez, 2002), estas características concuerdan con un estudio realizado al género *Myrtillocactus*, donde se afirma que los suelos demasiado porosos o demasiado blandos son los que afectan la germinación de las especies de este género (Hernández-López *et al.*, 2008).

Debido a lo anterior y considerando que los suelos en donde las cactáceas columnares dominan son de tierra negra (ricos en nitrógeno), se realizó un estudio donde se determinó que el sustrato más adecuado para el crecimiento y desarrollo de dos especies de cactáceas columnares, *Pachycereus pecten-aboriginum* y *Pachycereus pringlei* es tierra negra (TN) con un 80% de germinación, mientras que al mezclar la tierra negra con tezontle (TN-TZ) y tepojal (TJ) registraron un 65% de germinación (Paredes-Aguilar *et al.*, 2000; Tejeda-Corona *et al.*, 2009), sin embargo, diversos autores también indican que la tierra de hoja sola o combinada con diferentes materiales es un sustrato eficaz para la producción de plántulas (Quiñones, 1995; Velázquez, 1995; Arias, 1998), por esta razón, se utilizó este tipo de sustrato mezclado con cacahuatillo y arena (3:2:1) para la germinación de semillas de *Mammillaria pectinifera*, como resultado se obtuvo un porcentaje de germinación de 95% (Navarro & Demeneghi, 2007).

Otro tipo de material que ha sido utilizado en mezclas con tierra negra y tierra de hoja para la germinación y aclimatación de cactáceas es el peat moss; este material es ácido, retiene la humedad muy fácilmente pero se apelmaza demasiado por lo que es necesario utilizarlo en proporción menor y mezclarlo con arena o gravillas (Abad, 1993) y solamente se ha empleado para la aclimatación de plántulas micro propagadas, como es el caso de un experimento en donde este sustrato fue combinado con partes iguales de arena y perlita (peat moss: perlita: arena), para aclimatar plántulas de *Mammillaria plumosa*, los resultados obtenidos fueron positivos ya que se registró un 86% de sobrevivencia (Borcado & Osuna, 2002).

2.4 Hormonas de crecimiento

Después de la fase de germinación de las semillas de cactáceas, debe tomarse en cuenta cuáles serán los mecanismos que incrementan la velocidad de crecimiento de las plántulas, entre las sustancias que pueden cumplir este papel se encuentran las hormonas de crecimiento, que van a controlar sus procesos de desarrollo (Rojas-Garcidueñas, 1995), por lo tanto, las hormonas de crecimiento son aquellas que en su formulación contienen moléculas protagónicas para la expresión o bien inhibición de un cierto proceso (Lluna, 2006).

Una de las hormonas de crecimiento utilizadas para la propagación de cactáceas son las citoquininas, están involucradas en una serie de actividades fisiológicas de las plantas como la división celular, formación de órganos, alargamiento celular, retraso en la degradación de la clorofila, desarrollo de cloroplastos, retraso de la senescencia y translocación de nutrimentos. Las citoquininas más usadas son: BAP (bencilamino purina), quinetina y 2-IP isopentenil-adenina (Saborío, 2002; Jordán & Casaretto, 2006).

La aplicación práctica más común que se le da a las citoquininas es en la micropropagación a través del cultivo de tejidos, donde la aplicación de esta sustancia es esencial para la regeneración de brotes; mientras que el uso de las citoquininas para la propagación de cactáceas ha sido ampliamente manejada a diferentes rangos de concentración, así como en varias combinaciones, y que la respuesta morfo genética depende de factores biológicos (especie, tipo y tamaño de explante, edad del explante, nivel de concentración endógena de la hormona, forma de vida, etc.) y de factores ambientales (composición del medio de cultivo, número de subcultivos, tipo y concentración de regulador de crecimiento, tiempo y condiciones de incubación (Clayton *et al.*, 1990; Saborío, 2002).

Otro tipo de hormonas que se encuentran químicamente ligadas al ácido giberélico (GA3) son las giberelinas, estas se relacionan con el incremento de la longitud de las plantas (estimulan la división celular en los meristemos subapicales). Actualmente los

productos giberélicos comerciales contienen giberelinas activas: GA3, GA4 y GA7, todas ellas naturales (Ueguchi-Tanaka *et al.*, 2007).

Las giberelinas tienen una función clave en el control de la germinación de las semillas y por ello son ampliamente utilizadas para promover o inducir la germinación en semillas de cactáceas (Amador-Alfárez *et al.*, 2013); los primeros estudios de germinación en donde fue utilizado ácido giberélico en cactáceas fueron realizados (Mc Donough, 1954; Alcorn & Kurtz, 1959) en *Stenocereus thurberi* y *Carnegiea gigantea* respectivamente, promoviendo la germinación con concentraciones de 500 y 100 ppm en ambos casos; por otro lado se estudió la germinación y el crecimiento de *Ferocactus histrix* sometidas a escarificación e inmersión en ácido giberélico (5% y 10%), el resultado de la escarificación produjo mayor porcentaje de germinación (90%), mientras que el menor fue con giberelina al 10% (62%), las plántulas derivadas de semillas escarificadas presentaron más aréolas (8.5); mientras que las semillas tratadas con giberelina al 5% derivaron plántulas con menos aréolas (7.2), aunque de mayor volumen (Malda-Barrera & Hernández-Sandoval, 2014), en contraste, el uso del ácido giberélico en concentraciones de 200ppm no promueve la germinación de semillas de especies de *Opuntia* como *O. rastrera*, *O. microdasys* y *O. Macrocentra* (Mandujano, *et al.*, 2007).

Las auxinas son otro grupo de hormonas vegetales naturales que regulan muchos aspectos del desarrollo y crecimiento de plantas, se relacionan con la elongación, tropismo, dominancia apical, abscisión, enraizamiento y otros. Las auxinas más utilizadas son: IBA (ácido indolbutírico), NAA (ácido naftalenacético), AIA (ácido indolacético) y 2,4-D (ácido diclorofenoxiacético); él IBA y el NAA son usados frecuentemente para enraizamiento (Ludwig-Müller & Cohen, 2002); esta fitohormona ha sido utilizada para evaluar la respuesta germinativa y el crecimiento de plántulas en especies de *Ferocactus latispinus* y *Ferocactus histrix*, a las cuales se les aplicaron concentraciones de 125, 250, 500 ppm de ácido indolacético (AIA), ácido naftalenacético (ANA) y ácido giberélico (AG₃), mientras que otras semillas (control) se sembraron con agua destilada solamente, los resultados mostraron que el AIA (ácido indolacético) a una concentración de 125 ppm promovió 51% de germinación en *F.*

latispinus, un 62% de germinación se registró para *F. histrix* con 250 ppm de ANA; mientras que el porcentaje de germinación más bajo (< 40%) se observó en ambas especies con 125 y 250 ppm de AG₃, los resultados obtenidos muestran que la adición de auxinas no incrementa de manera significativa la germinación de semillas y tampoco favorece el crecimiento de plántulas, dado que las plántulas más vigorosas se obtuvieron con el control (Amador- Alférez *et al.*, 2013).

Por otro lado, una solución comercial aplicada para manipular el crecimiento de las plántulas es el Agromil-Plus, un biorregulador de crecimiento que agrupa altas concentraciones de citoquininas (2081.90 ppm), giberelinas (31.00 ppm) y auxinas (30.50 ppm; Agroenzymas). Estas hormonas exhiben fuertes propiedades de regulación para el crecimiento de las plántulas de cactáceas que desencadenan varios mecanismos a nivel fisiológico y anatómico (Lluna, 2006). El único estudio para cactáceas en donde se ha probado esta hormona de crecimiento es en *Mammillaria pectinifera*, donde se aplicaron concentraciones de 0.75, 1.0, 1.25 y 1.5 ml y se registró la altura y los cambios morfológicos de las plántulas, los resultados mostraron diferencias significativas en el crecimiento de las plántulas para las distintas concentraciones hormonales, donde las mayores alturas se obtuvieron para el tratamiento de 1,5 ml de Agromil-Plus, en contraste las plántulas más pequeñas se registraron con 0,75 y 1,0 ml de hormona, mientras que las plántulas sometidas a concentraciones de 1.25, 1.0 y 1.5 ml fueron las que presentaron deformaciones (tallos aplanados y sin espinas) y una coloración rojiza (Navarro & Dmeneghi, 2007).

III. JUSTIFICACIÓN

Los estudios de germinación son particularmente importantes debido a que esta es la etapa más vulnerable de las cactáceas. En la última década el número de publicaciones concernientes a la germinación de semillas de cactáceas se ha incrementado considerablemente (Ramírez-Padilla & Valverde 2005; Hernández-Aguilar & Collazo-Ortega, 2007; Rojas-Aréchiga, 2001; Rojas-Aréchiga *et al.*, 2008; Almeida *et al.*, 2009; Castillo-Campohermoso, 2010; Meiado *et al.*, 2010; Flores *et al.*, 2011; Cheib & García 2012; Rojas-Aréchiga *et al.*, 2013), y en estos trabajos se abordan principalmente los efectos que la temperatura, luz, ácido giberélico y tipo de sustrato. Sin embargo, la información concerniente a la germinación de cactáceas y en específico de *M. geometrizzans* bajo condiciones controladas de invernadero es escasa.

Debido a la carencia de información concerniente a los aspectos de germinación y crecimiento de las plántulas de *M. geometrizzans* se realizaron pruebas de germinación bajo diferentes tratamientos de escarificación y estratificación, así como el uso de diferentes sustratos, con los cuales se pretende determinar el tratamiento y sustrato idóneo para su propagación en invernadero. Posteriormente se determinó la concentración de Agromil-Plus que favorece el crecimiento y la pronta disponibilidad de plántulas de *Myrtillocactus geometrizzans* con la finalidad de conocer las necesidades de propagación de esta cactácea columnar.

IV. OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto de diferentes tratamientos de escarificación, estratificación y del sustrato sobre la germinación de las semillas de *Myrtillocactus geometrizans*, así como la supervivencia de las plántulas al aplicar Agromil-Plus en condiciones controladas de invernadero.

Objetivos particulares

1. Determinar el porcentaje de germinación de las semillas de *M. geometrizans* de cada tratamiento de escarificación, estratificación y sustrato.
2. Determinar el índice de velocidad de germinación (IG) de las semillas de *M. geometrizans* con respecto a cada tratamiento de escarificación, estratificación y sustrato.
3. Evaluar el efecto que tiene la aplicación de Agromil-Plus sobre la altura de las plántulas obtenidas a partir de la germinación de semillas de *M. geometrizans*.
4. Determinar la sobrevivencia de las plántulas de *M. geometrizans* después de aplicarles Agromil-Plus.

V. HIPÓTESIS

La fase de germinación se considera una de las más críticas en el desarrollo de las cactáceas debido a que las semillas pueden presentar diversos factores los cuales evitan la germinación, por lo que al aplicar tratamientos pregerminativos como la escarificación y estratificación sobre las semillas de *M. geometrizans* se espera observar un mayor porcentaje de germinación, ya que estos tratamientos favorecen y acortan el tiempo de germinación de las semillas.

Se sabe que la aplicación de fitohormonas estimula el crecimiento de las plántulas ya que estas se ven beneficiadas fisiológica y morfológicamente, estos cambios se pueden observar en la altura de las plántulas. En consecuencia, se espera que la aplicación de Agromil-Plus favorezca la tasa de crecimiento de las plántulas de *M. geometrizans*.

VI. MATERIAL Y MÉTODOS

6.1 Descripción de la especie

Myrtillocactus geometrizans es una cactácea con crecimiento arborescente que llega a medir hasta 4.5 m de altura, posee un tronco bien definido y una ramificación que forma una copa amplia o circular hasta de 6 m, ramas numerosas que a su vez se ramifican, algo encorvadas, color verde azulado; costillas 5 a 6, redondeadas de 2 a 3 cm de alto; areolas distantes entre sí 1.5 a 3cm, lanosas; espinas radiales y centrales diferentes de 1 a 5 cm de longitud, las jóvenes con la punta rojiza; las flores se encuentran en la parte superior de las aréolas, pequeñas, de 2.5 a 3.5 cm de ancho, de color blanco verdoso, varias en la misma aréola, los segmentos del perianto oblongos de 1.5 cm de longitud, los estambres son numerosos, exsertos cuando la flor está bien abierta, de 3 a 5 lóbulos del estigma, fruto pequeño de 1 a 2 cm de diámetro, globoso hasta elipsoide, moreno purpúreo, sin espinas, comestible, las semillas son pequeñas, cortamente ovoides, con bordes afilados, de ± 2 mm de largo, 0.5 a 1mm de ancho y 1 a 2 mm de espesor, de forma muy variable aun en el mismo fruto, en forma más o menos de gorro con amplio hilo basal, la superficie es color negro mate y la parte superior es toscamente rugosa y lisa cerca del hilo, el hilo es cóncavo y lleva el micrópilo; no existe endospermo; el embrión tiene cotiledones grandes y curvos que llevan reservas grasosas; las plántulas tienen hipocótilo grueso y cotiledones anchos el epicótilo forma pronto costillas (Bravo-Hollis, 1978; Hernández- López, *et al.*, 2008).

Se distribuye desde Tamaulipas hasta Oaxaca, Querétaro, Hidalgo, Guanajuato, San Luis Potosí, Tlaxcala y Puebla (Bravo, 1988), en donde se reporta que crece en la región de Zapotitlán Salinas en el Valle de Tehuacán (Guzmán *et al.*, 2003; Hernández-López *et al.*, 2008).

6.2 Colecta de frutos

Para el desarrollo del estudio, los frutos de *Myrtillocactus geometrizans* se colectaron en el Cerro San Juanico (Latitud 18° 19.648' N, Longitud 97° 27.607' O) y en Zapotitlán Salinas (Latitud 18° 19.657' N, Longitud 97° 27.54' O) durante las fechas del 15 de Mayo del 2015 y el 27 de Junio de 2015. De un total de 90 plantas maduras, se colectaron 506 frutos.

6.3 Pruebas de germinación

Los estudios de germinación de las semillas de *Myrtillocactus geometrizans* se realizaron en el laboratorio de Ecología vegetal y en el invernadero “Helia Bravo-Hollis” ambos pertenecientes a la Facultad de Ciencias Biológicas de la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla (Figura 1).



Figura 1. Invernadero de la colección de cactáceas y suculentas “Helia Bravo-Hollis” de la Facultad de Ciencias Biológicas, BUAP.

6.4 Limpieza de semillas y pruebas de viabilidad

Para la extracción de las semillas se desmenuzó el fruto manualmente en un vaso de precipitado con agua y posteriormente se separaron las semillas que flotan de las que se precipitan en el fondo del recipiente, siendo estas últimas las que se utilizaron para las pruebas de germinación (Arredondo-Gomez, 2002). Posteriormente, las semillas que se extrajeron de los frutos se contaron y se guardaron en sobres de papel bond reciclado con 50 semillas cada uno. (Figura 2).



Figura 2. Semillas extraídas del fruto de *Myrtillocactus geometrizans*.

Antes de someter a las semillas a los tratamientos de escarificación y estratificación se llevó a cabo durante dos semanas la aleatorización de las semillas, de las charolas, de los tratamientos y de los sustratos. Para llevar a cabo esto se utilizó una tabla de números aleatorios. En total fueron aleatorizadas 2170 semillas.

6.5 Descripción de los tratamientos

Las semillas de *Myrtillocactus geometrizans* se sometieron a tratamientos de estratificación a dos temperaturas (fría/caliente) y de escarificación química utilizando dos ácidos: ácido sulfúrico y ácido clorhídrico.

Para estratificar las semillas de *M. geometrizans*, se guardaron en bolsas Ziploc y fueron introducidas a un refrigerador marca Frigidare. La temperatura y tiempos de estratificación fueron de 4°C por una semana y dos semanas; mientras que la estratificación a temperaturas altas se realizó calentando en un vaso de precipitado 100 ml de agua destilada a una temperatura de 50°C (la temperatura se midió utilizando un termómetro de mercurio), posteriormente las semillas fueron sumergidas en el agua caliente por un tiempo de 5 minutos y 10 minutos, completado el tiempo se decantó el agua con la ayuda de una coladera, posteriormente fueron sumergidos en una solución de fungicida por 1 minuto e inmediatamente se sembraron en los sustratos correspondientes (Figura 3).

Para la escarificación con ambos ácidos (sulfúrico y clorhídrico) se realizó el mismo procedimiento: las semillas de *M. geometrizans* se sumergieron en 100 ml del ácido por un tiempo de 1.5 min y 3 min, durante el tiempo de inmersión las semillas se revolvieron con ayuda de un agitador de vidrio para que se mantuvieran en contacto con el ácido. Concluido el tiempo de inmersión, se decantó el ácido con la ayuda de una coladera metálica y se enjuagaron las semillas con agua destilada por un minuto, posteriormente, las semillas se sumergieron en una solución de fungicida (1gr/100ml Captan) por 1 minuto y las semillas fueron sembradas en los sustratos correspondientes (Figura 3).

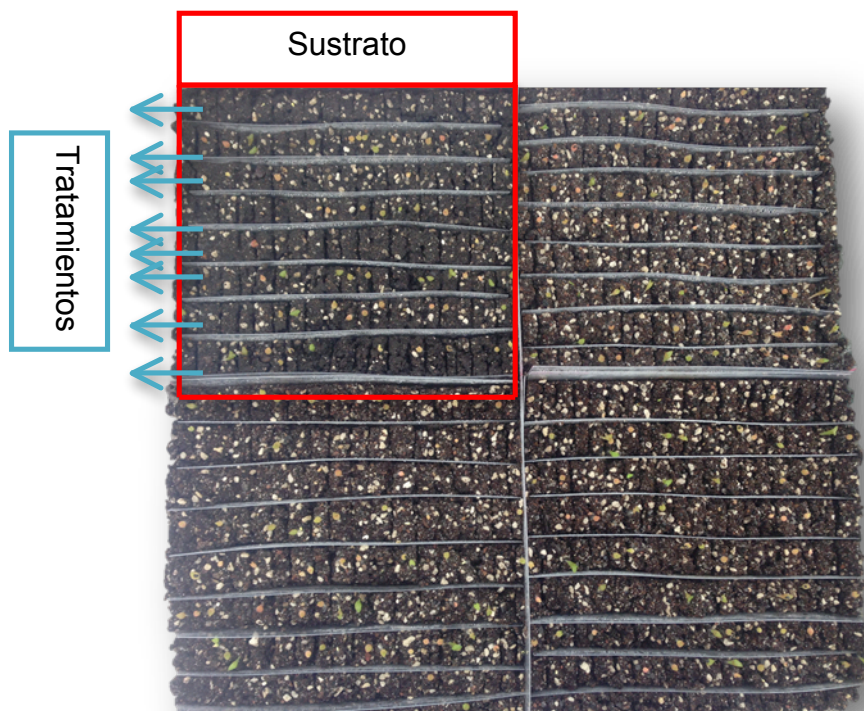


Figura 3. Charola utilizada para la germinación de las semillas de *M. geometrizans*, se dividida en cuatro cuadrados (sustratos) y cada cuadrado en 9 surcos (tratamientos).

6.6 Descripción de los Sustratos

Para la germinación de las semillas de *M. geometrizans* se elaboraron sustratos compuestos por: 1) tierra negra (TN), se utilizaron proporciones de 1:1:2 (arena, cacahuatillo, tierra negra respectivamente), 2) tierra negra con peat moss (TN+PM) con proporciones 1:1:1:2 (arena, cacahuatillo, peat moss, tierra negra), 3) tierra de hoja (TH) con proporciones 1:1:2 (arena, cacahuatillo, tierra de hoja respectivamente) y 4) tierra de hoja con peat moss (TH+PM) con proporciones 1:1:1:2 (arena, cacahuatillo, peat moss, tierra de hoja; Figura 4).

Antes de utilizar los sustratos se esterilizaron en un horno de microondas a la máxima potencia durante 10 minutos y se dejó enfriar a temperatura ambiente (Navarro *et al.*, 2013).

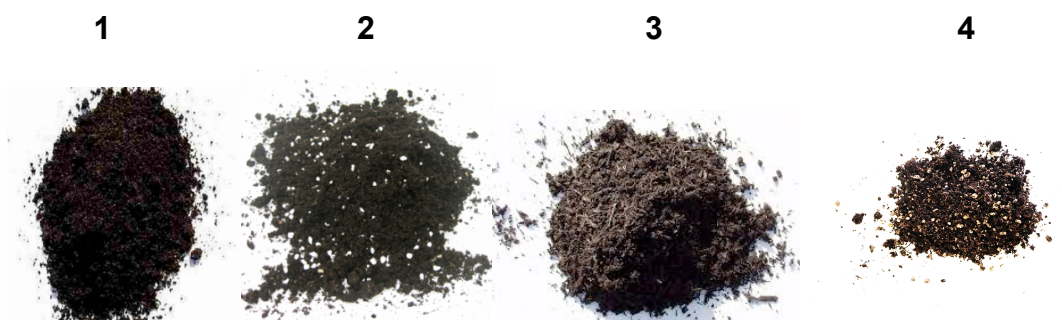


Figura 4. Sustratos utilizados para la germinación de las semillas de *M. geometrizans*. 1) tierra negra (TN), 2) tierra negra con peat moss (TN+PM), 3) tierra de hoja (TH), 4) tierra de hoja con peat moss (TH+PM).

6.7 Diseño experimental

Se utilizó un diseño factorial con dos factores. Se probó el efecto del sustrato con 4 niveles (tierra negra, tierra de hoja, tierra negra con peat moss y tierra de hoja con peat moss) y los tratamientos pregerminativos con 9 niveles (estratificación por una y dos semanas, escarificación en agua a 50°C por 5 y 10 minutos, escarificación con ácido sulfúrico por 1.5 y 3 minutos, escarificación con ácido clorhídrico por 1.5 y 3 minutos y el testigo. Se utilizaron 20 semillas por tratamiento cada uno con tres repeticiones.

La primera etapa consistió en la germinación de las semillas de *M. geometrizans*, se utilizaron tres charolas transparentes 30x 25cm, que se dividieron en cuatro zonas y en cada sección se colocaron 250gr de cada tipo de sustrato (tierra negra, tierra de hoja, tierra negra con peatmoss, tierra de hoja con peat moss). Posteriormente se regaron con agua destilada a capacidad de campo. Y finalmente se realizaron 9 surcos en el sustrato de cada una de las secciones, en cada surco se colocaron 20 semillas (previamente aleatorizadas) por tratamiento pre germinativo (se usaron 180 semillas por unidad experimental).

Después, las charolas fueron llevadas al invernadero de la colección de cactáceas y suculentas “Helia Bravo-Hollis” de la Facultad de Ciencias Biológicas, en donde se mantuvieron a capacidad de campo (con agua destilada) y se registró diariamente el número de semillas germinadas durante los meses de Agosto a Noviembre de 2016.

Para calcular el índice de velocidad de germinación (IG) de las semillas de *M. geometrizans* se utilizó la fórmula propuesta por Scott (1984), González-Zertuche & Orozco-Segovia (1996) y Peña *et al.* (2000), en donde, se calcula la relación del número de semillas con el tiempo de germinación:

$$IG = \sum (n_i * t_i) / N$$

Dónde:

IG=Índice de velocidad de germinación

n_i = número de semillas germinadas en el día i

t_i = número de días después de la siembra

N = número de semillas sembradas

La segunda etapa de este proyecto, consistió en determinar la tasa de crecimiento y la supervivencia de las plántulas de *M. geometrizans* (obtenidas en la primera etapa) después de aplicar diferentes concentraciones de Agromil-Plus. Para esta etapa se utilizó un diseño factorial con 3 factores. Se probó el efecto de los mismos sustratos utilizados en la etapa de germinación con 4 niveles (tierra negra, tierra negra+peat moss, tierra de hoja, tierra de hoja+peat moss), del tamaño de las plántulas con 3 niveles (3-5 mm, 5-10 mm, 10-15 mm) y la concentración de Agromil-Plus con 3 niveles (1ml, 1.5ml, testigo).

Para llevar a cabo esta etapa del experimento, se eligieron al azar tres individuos agrupados en diferentes categorías de tamaño: 3-5mm, 5-10mm, 10-15mm. Posteriormente, las plántulas aleatorizadas fueron trasplantadas a nuevas charolas que contenían 140 g de cada sustrato: Tierra negra, tierra de hoja, tierra negra+peat moss y tierra de hoja+peat moss. A cada lote experimental se le aplicaron concentraciones de 1ml y 1.5 ml del fertilizante Agromil-Plus disueltos en 100 ml de agua destilada, mientras que al grupo testigo no se le aplicó ningún tratamiento (Navarro & Gonzáles, 2007). Se utilizaron un total de 432 plántulas de *M. geometrizans* y se realizaron cuatro repeticiones.

A los quince días después de haber aplicado el fertilizante se registró la altura de las plantas con un Vernier digital marca Mitutoyo, así como también se registró la supervivencia de las plántulas. Las plantulas se regaban por la mañana a capacidad de campo con agua destilada cada 3 días. Las mediciones se tomaron cada dos semanas durante los meses de Diciembre 2016 a Enero 2017.

Para estimar la tasa de crecimiento de las plántulas de *M. geometrizzans* se utilizó la siguiente fórmula (Evans, 1972; Hunt, 1990; Poorter, 1989; Lambers & Poorter, 1992; Hunt *et al.*, 2002):

$$TC = (Mt - Mt-1) / (t2 - t1)$$

Dónde:

Mt= Longitud final

Mt-1=Longitud inicial

t2-t1= Valor promedio en un intervalo de tiempo (semanas)

Para evaluar el porcentaje de sobrevivencia de las plántulas de *M. geometrizzans*, se calculó el porcentaje de sobrevivencia, el cual se evaluó durante un periodo de tres meses. El porcentaje de supervivencia se calculó utilizando la siguiente formula (Wellendorf, 1997; Téllez, 1998; Espinoza & López, 2011):

$$\% \text{ Supervivencia} = \frac{\text{No. final de individuos presentes por concentración de Agromil- Plus / por sustrato}}{\text{No. Inicial de individuos presentes por Concentración de Agromil- Plus / por sustrato}} (100)$$

6.8 Análisis de datos

Para evaluar el efecto de los tratamientos pregerminativos sobre el porcentaje de germinación, del Índice de velocidad de germinación, tasa de crecimiento y supervivencia, los datos fueron transformados angularmente ($\text{Arc Sen } \sqrt{\%/100}$) para cubrir los supuestos de normalidad (Sokal & Rohlf, 2012). Posteriormente los datos fueron sometidos a una prueba de Levene para comprobar la homogeneidad de varianzas. Se realizó un análisis de varianza de dos factores con bloques aleatorios; los datos de crecimiento y supervivencia fueron sometidos a un análisis de varianza de tres factores con bloques aleatorios y se realizó una prueba de Tukey para la comparación de medias. Los análisis se efectuaron con el programa "Statistica ver. 7".

VII. RESULTADOS

7.1 Porcentajes de germinación en relación con el tiempo después de la siembra.

La prueba de germinación de las semillas de *Myrtillocactus geometrizans* se registró desde la primera semana después de la siembra y concluyó hasta la semana 12, debido a que en esta fecha ya no germinaron más semillas. Se consideró que las semillas habían geminado cuando se observó que la radícula había emergido (Figura 5).



Figura 5. Aparición de la radícula como señal de germinación de las semillas de *Myrtillocactus geometrizans*.

Se obtuvo un porcentaje de germinación mínimo de 5.55 %, un máximo de 91.66 % y una media de 69.53 %. El tiempo de respuesta germinativa de las semillas de *M. geometrizans* es más rápida cuando estas se estratifican.

En la segunda semana después de la siembra se registró un porcentaje de germinación de 50 % en las semillas del tratamiento testigo y en las estratificadas a 4° C por una y dos semanas, siendo este el menor tiempo en comparación con los demás tratamientos. Las semillas estratificadas con agua a 50° C por 5 y 10 minutos registraron un 50 % de germinación hasta la semana 3, las semillas estratificadas con ácido sulfúrico por 1.5 y 3 minutos lo alcanzaron en la semana 4, mientras que, las semillas escarificadas con ácido clorhídrico por 1.5 y 3 minutos germinaron en un 50 % hasta la semana 5 (Figura 6).

A las 12 semanas después de la siembra se observó que los porcentajes más altos de germinación fueron alcanzados por las semillas estratificadas a 4° C por dos semanas alcanzando un 93.33 % de germinación, seguido de las semillas estratificadas con agua a 50° C por 5 minutos con 91.66 %. Las semillas del tratamiento testigo obtuvieron un porcentaje de germinación de 83.33 %, mientras que las semillas estratificadas a 4° C por una semana obtuvieron un 76.66 % de germinación, el tratamiento de estratificación con agua a 50° C por 10 minutos realizado a las semilla obtuvo un porcentaje de germinación 73.33 % (Figura 6).

Las semillas escarificadas con ácidos obtuvieron porcentajes bajos de germinación; hasta la semana 12 las semillas escarificadas con ácido sulfúrico por 1.5 y 3 minutos registraron un 75%-71.66 % de germinación respectivamente, mientras que para los tratamientos de ácido clorhídrico por 1.5 y 3 minutos se obtuvieron porcentajes de germinación de 68.33- 61.66% respectivamente (Figura 6).

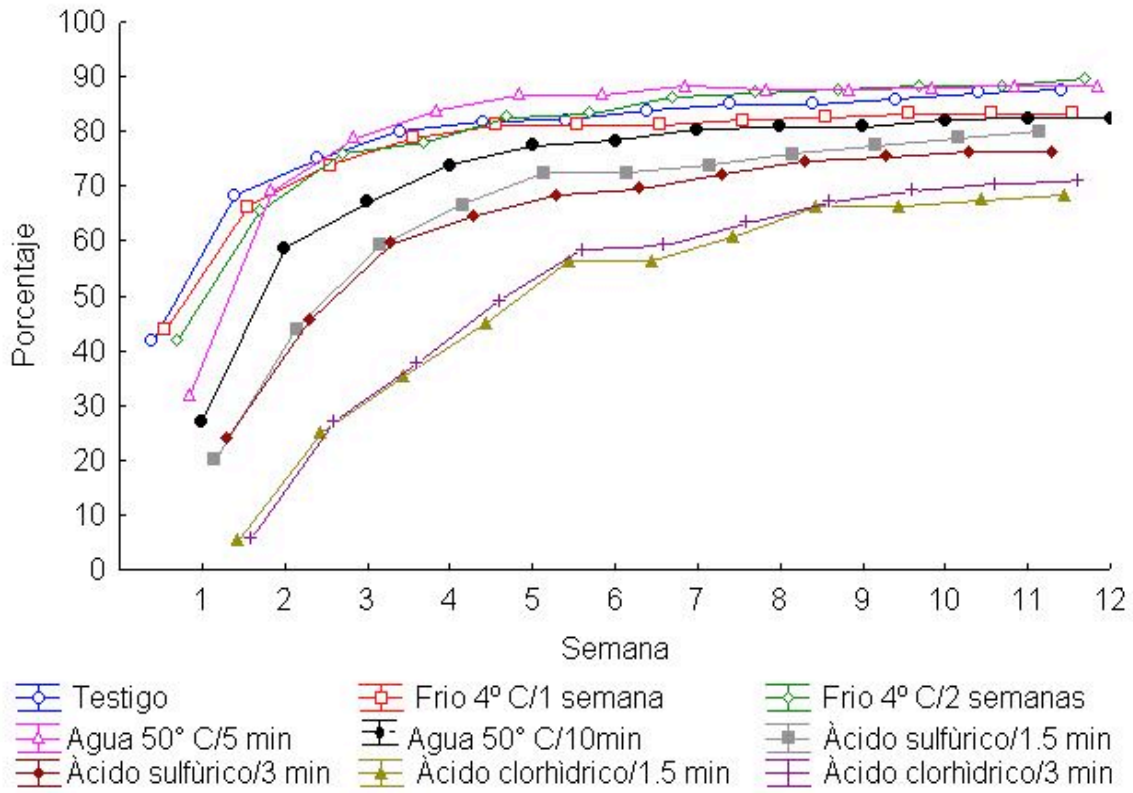


Figura 6. Porcentajes de la respuesta germinativa en cuanto al tiempo, obtenidos al escarificar y estratificar las semillas de *M. geometrizans*.

7.2 Porcentajes de germinación de las semillas de *Myrtillocactus geometrizans* al aplicar tratamientos pregerminativos.

Al aplicar tratamientos pregerminativos a las semillas de *M. geometrizans*, se obtuvo, un mínimo de 65.83% y un máximo de 89.16% y una media de 79.67%. Los resultados muestran diferencias significativas ($F=7.57$, $p<0.05$) entre los porcentajes de los tratamientos pregerminativos utilizados en las semillas de *M. geometrizans*.

La prueba realizada agrupó las medias del testigo ($85.83\pm 2.94\%$; Media \pm EE) junto con las medias obtenidas de las semillas estratificadas (frio 4°C por 1 semana $83.33\pm 2.90\%$ y 2 semanas $87.08\pm 2.64\%$; agua a 50°C por 5 minutos $89.16\pm 2.28\%$ y 10 minutos $82.50\pm 2.91\%$). Por otro lado se agruparon las medias de las semillas escarificadas con ambos ácidos (sulfúrico 1.5 minutos $77.91\pm 3.50\%$ y 3 minutos $75.41\pm 2.64\%$; clorhídrico por 1.5 minutos $65.83\pm 4.43\%$ y 3 minutos $70\pm 3.74\%$). El no obtener diferencia significativa entre tratamientos de estratificación y el testigo indica que los tratamientos pregerminativos no benefician la germinación de las semillas de *M. geometrizans* (Figura 7).

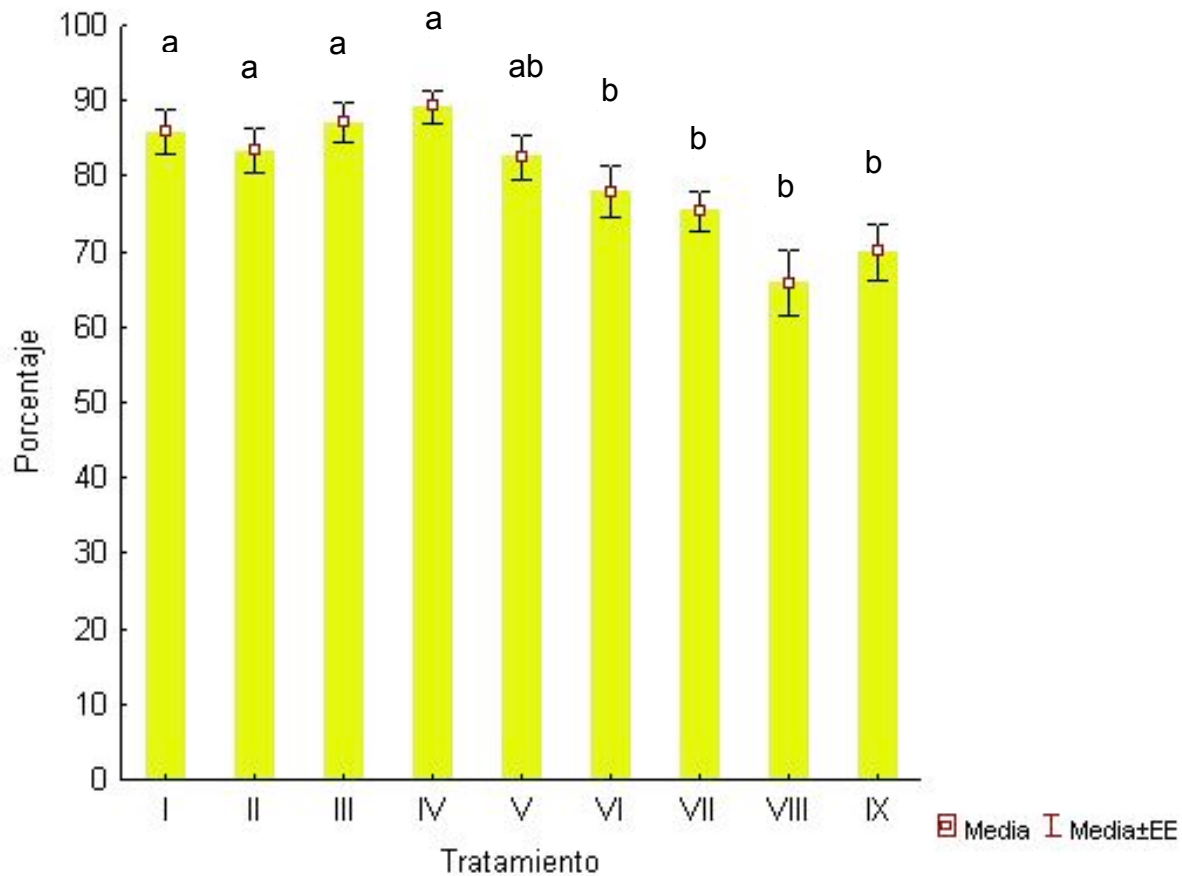


Figura 7. Porcentajes de germinación promedio obtenidos al aplicar diferentes tratamientos de escarificación y estratificación a semillas de *Myrtillocactus geometrizans* ($p < 0.05$). I) Testigo, II) Estratificación 4°C/ 1 semana, III) Estratificación 4°C/ 2 semanas, IV) Agua 50°C/ 5 minutos, V) Agua 50°C/ 10 minutos, VI) Ácido sulfúrico/ 1.5 minutos, VII) Ácido sulfúrico/ 3 minutos, VIII) Ácido clorhídrico/ 1.5 minutos, IX) Ácido clorhídrico/ 3 minutos. Letras diferentes muestran diferencia entre los tratamientos.

7.3 Porcentajes germinativos de las semillas de *Myrtillocactus geometrizans* en diferentes sustratos.

Para los porcentajes de germinación de las semillas de *M. geometrizans* sobre los diferentes tipos de sustrato se obtuvo un mínimo de 74%, un máximo de 81.59% y una media de 79.10%. El análisis de Tukey realizado para la comparación entre sustratos, también mostró diferencias significativas ($F= 3.66, p<0.05$) e indica que en al menos un sustrato utilizado para la germinación de las semillas de *M. geometrizans* se obtuvieron altos porcentajes de germinación.

Se puede observar en la Figura 8 que la prueba de Tukey realizada a los datos de los sustratos para la germinación de las semillas agrupó a los sustratos compuestos por tierra negra+peat moss (TN+PM, $81.29\pm 10.79\%$) y tierra de hoja+peat moss (TH+PM, $82.59\pm 11.21\%$), los cuales se obtuvieron mayores porcentajes para la germinación de las semillas, lo que significa que es ideal la germinación de las semillas de *M. geometrizans* en estos sustratos; por otro lado, se puede observar que el uso de tierra de hoja (TH, $80.55\pm 12.11\%$) es igual a ambos sustratos compuestos por peat moss (TN+PM-TH+PM) y a el sustrato de tierra negra (TN, $74\pm 16.27\%$), el cual obtuvo un bajo porcentaje de germinación en comparación a los demás sustratos.

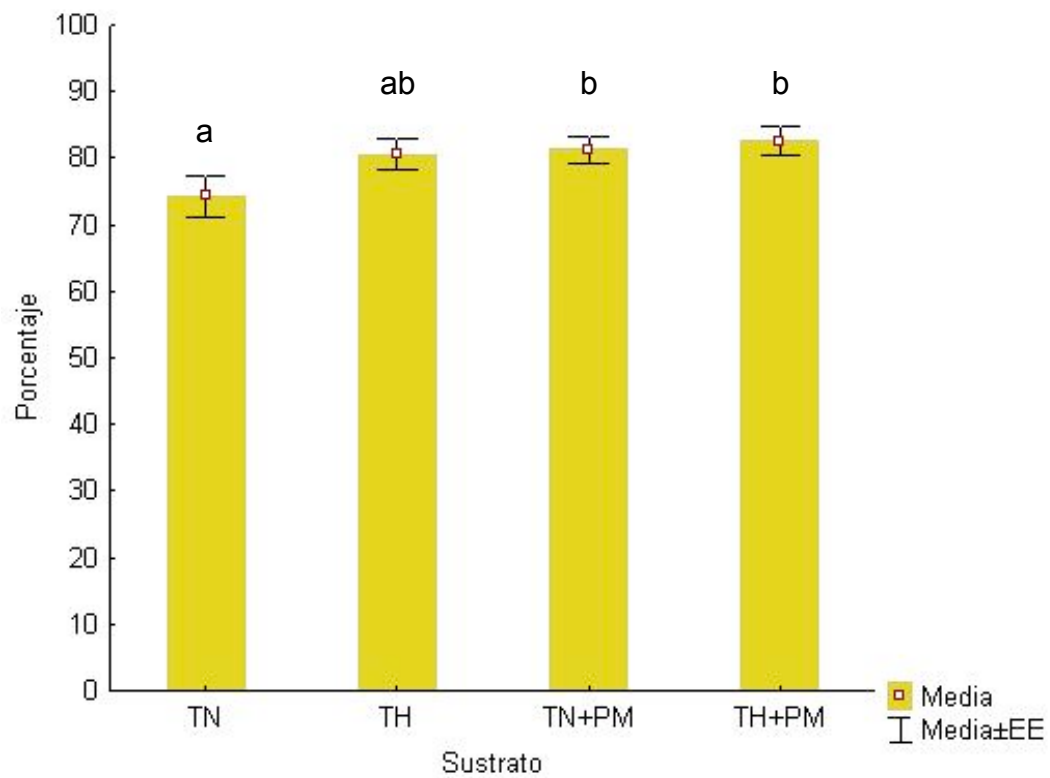


Figura 8. Porcentajes de germinación promedio de las semillas de *M. geometrizans* al ser sembradas en diferentes sustratos ($p < 0.005$). tierra negra (TN), tierra de hoja (TH), tierra negra con peat moss (TN+PM), tierra de hoja con peat moss (TH+PM). Letras diferentes muestran diferencia entre los sustratos.

7.4 Índice de velocidad de germinación de las semillas de *Myrtillocactus geometrizans*

En cuanto a los datos obtenidos del Índice de velocidad de germinación (IVG) de las semillas de *M. geometrizans* al aplicar tratamientos de estratificación y escarificación, se obtuvo, un mínimo de 17.10, un máximo de 24.90 y una media de 20.21. Los resultados del análisis de Tukey indican diferencias significativas ($F=7.00$, $p=0.00$).

En la Figura 9 se puede observar que la prueba de contraste de medias agrupó al testigo (IG= 24.90 ± 1.47 semillas/ días después de la siembra; Media \pm EE) junto con las semillas estratificadas con frío a 4° C por una y dos semanas (IG= 22 ± 0.81 , 24.70 ± 0.84 semillas/ días después de la siembra respectivamente), así como con agua a 50° C por 5 y 10 minutos (IG= 24.85 ± 1.15 , 23.80 ± 1.41 semillas/ días después de la siembra respectivamente) siendo estos tratamientos los que aumentan la velocidad germinativa de las semillas de *M. geometrizans*; en el siguiente grupo, se encuentran las semillas escarificadas con ácido sulfúrico por 1.5 y 3 minutos (IG= 21 ± 1.61 , 20 ± 1.34 semillas/días después de la siembra), por otro lado, las semillas tratadas ácido clorhídrico por 1.5 y 3 minutos (IG= 17.10 ± 2.66 y 17.25 ± 1.55 semillas/días después de la siembra) son los que disminuyen el número de semillas germinadas por día.

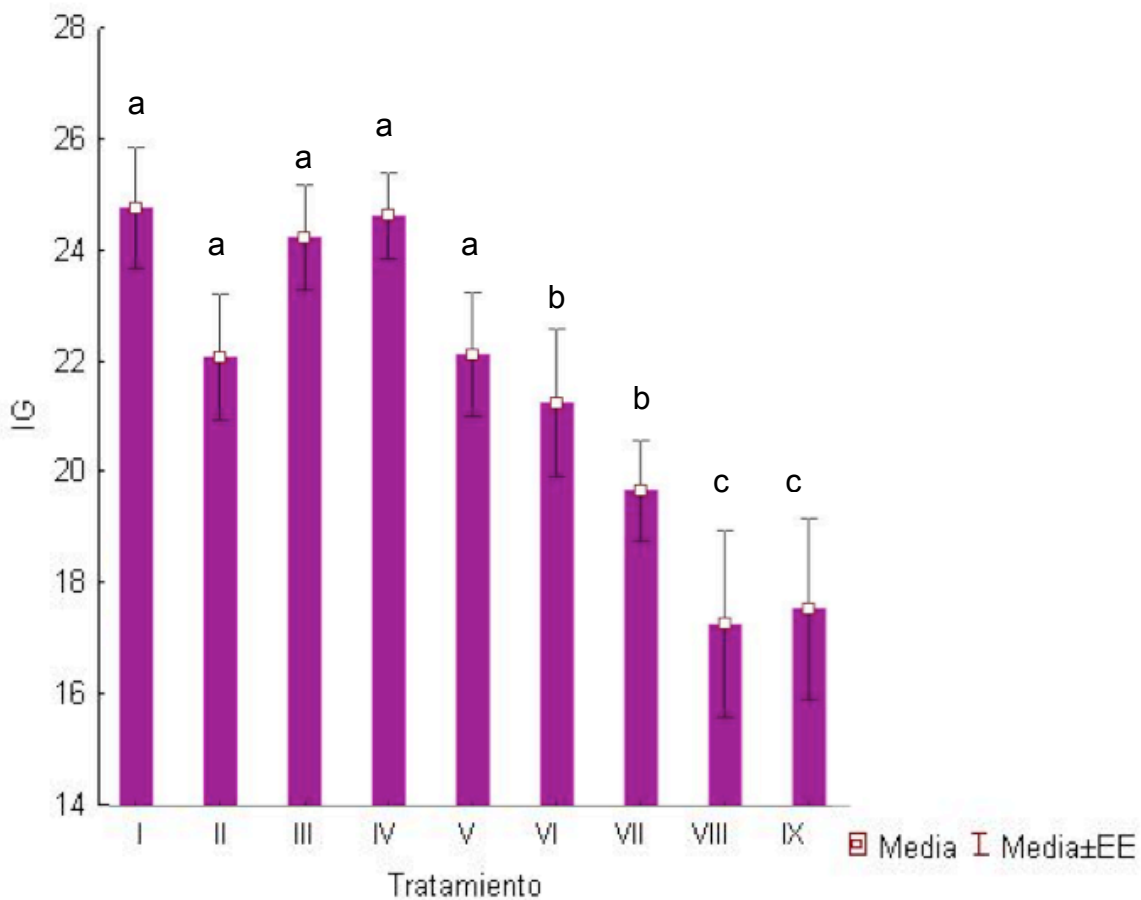


Figura 9. Índice de velocidad de germinación promedio obtenido de los tratamientos de escarificación y estratificación aplicados a las semillas de *Myrtillocactus geometrizans* ($p < 0.05$). I) Testigo, II) Estratificación 4°C/ 1 semana, III) Estratificación 4°C/ 2 semanas, IV) Agua 50°C/ 5 minutos, V) Agua 50°C/ 10 minutos, VI) Ácido sulfúrico/ 1.5 minutos, VII) Ácido sulfúrico/ 3 minutos, VIII) Ácido clorhídrico/ 1.5 minutos, IX) Ácido clorhídrico/ 3 minutos. Letras diferentes muestran diferencia entre los tratamientos.

7.5 Efecto sobre el crecimiento por la aplicación de Agromil-Plus a plántulas de *Myrtillocactus geometrizans*.

En el análisis de datos correspondientes a la segunda etapa de este experimento se obtuvo un crecimiento mínimo de 0.22mm, un máximo de 0.29mm y una media de 0.25mm. Se encontraron diferencias significativas entre las concentraciones de Agromil-Plus y la tasa de crecimiento de las plántulas de *M. geometrizans* ($F=3.32$, $p<0.05$).

La Figura 10 indica que al aplicar Agromil-Plus a una concentración de 1.5 ml (TC=0.29± 0.01 mm) la tasa de crecimiento de las plántulas de *M. geometrizans* es diferente a la del testigo (TC= 0.25± 0.02mm) y a las plántulas a las que se les aplicó 1 ml (TC= 0.22±0.01 mm) de la hormona de crecimiento. Siendo así que al aplicar una concentración de 1.5 ml de Agromil-Plus se obtienen plántulas más grandes de *M. geometrizans*.

Con respecto a las características morfológicas que presentaron las plántulas correspondientes al testigo, se observó que presentaron un promedio de 21 espinas y una coloración verde claro. Para las plántulas a las que se les aplicó una concentración de 1 ml de Agromil-Plus se observó que estas presentaron una coloración a un tono de verde más oscuro que las del testigo, se registró un promedio de 30 espinas y el tallo se agrandó. Mientras que, la aplicación de Agromil-Plus a una concentración de 1.5 ml a las plántulas de *M. geometrizans*, provocó que la coloración de estas se tornara a un color rojizo, que se presentaron un promedio de 42 de espinas, y que el tallo disminuyera su grosor (Figura 11, 12, 13).

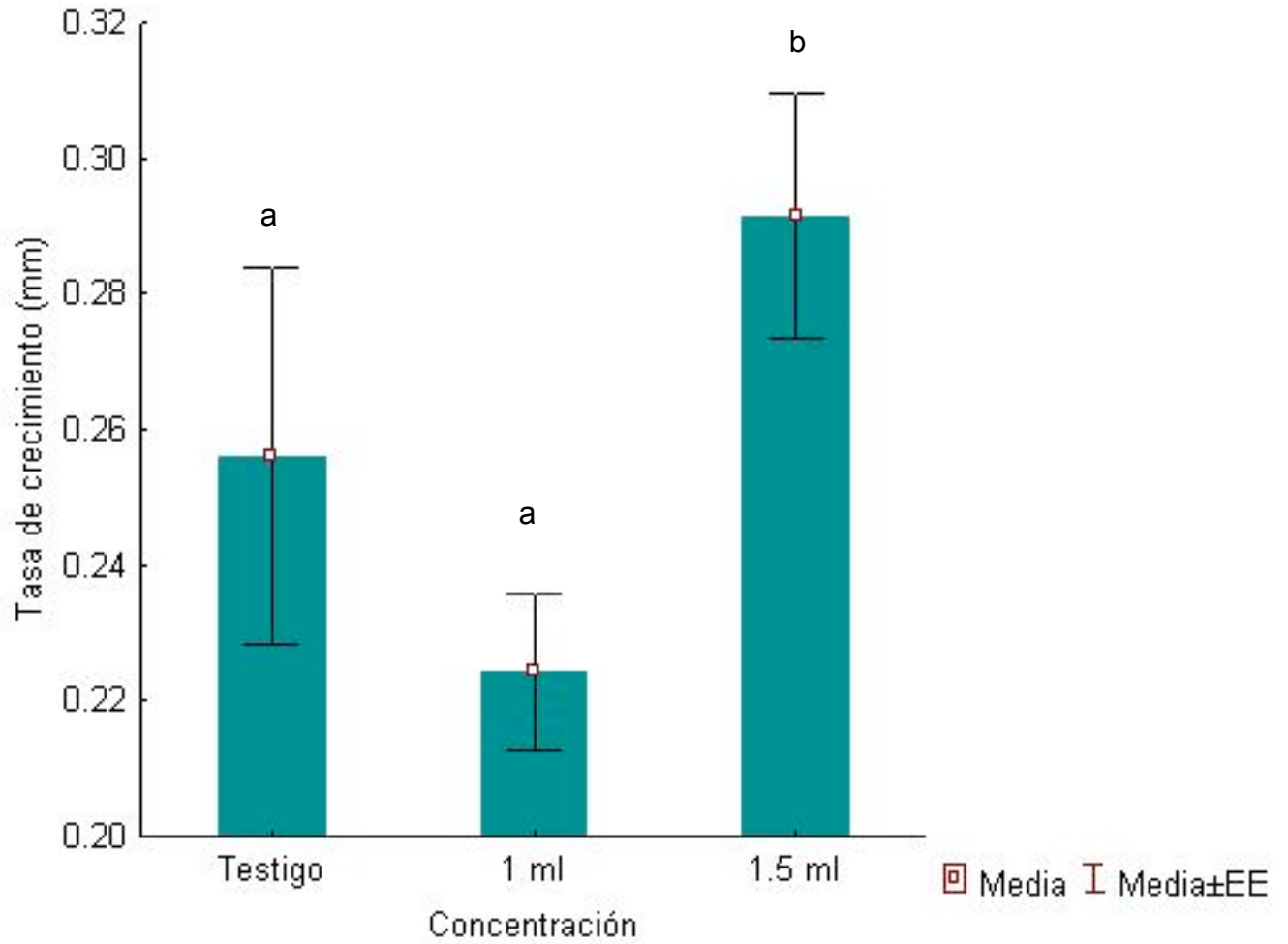


Figura 10. Concentraciones promedio de Agromil-Plus de la tasa de crecimiento de las plántulas de *M. geometrizans* ($p < 0.05$). Letras diferentes muestran significancia.



Figura 11. Morfología de las plántulas de *M. geometrizzans* al no aplicar Agromil-Plus (testigo).



Figura 12. Características morfológicas observadas al aplicar 1 ml de Agromil-Plus sobre las plántulas de *M. geometrizzans*.



Figura 13. Características morfológicas observadas al aplicar 1.5 ml de Agromil-Plus sobre las plántulas de *M. geometrizzans*.

7.6 Tasa de crecimiento de las plántulas de *Myrtillocactus geometrizans* sobre diferentes sustratos.

Para los datos de la tasa de crecimiento de las plántulas de *M. geometrizans* sobre diferentes tipos de sustrato, se obtuvo una tasa de crecimiento mínima de 0.22 mm, un máximo de 0.31 mm y una media de 0.25 mm. El análisis muestra diferencias significativas ($F=4.08$, $p<0.05$) entre los sustratos utilizados para el crecimiento de las plántulas de *M. geometrizans*.

El sustrato compuesto por tierra de hoja con peat moss registró un aumento en la tasa de crecimiento (TH+PM, $TC=0.31\pm 0.02$ mm) de las plántulas de *M. geometrizans*, mientras que, entre los sustratos compuestos por tierra negra (TN, $TC=0.22\pm 0.01$ mm), tierra de hoja (TH, $TC=0.25\pm 0.02$ mm), tierra negra con peat moss (TN+PM, $TC=0.23\pm 0.02$ mm) presentan la misma capacidad de crecimiento a las plántulas (Figura 14)

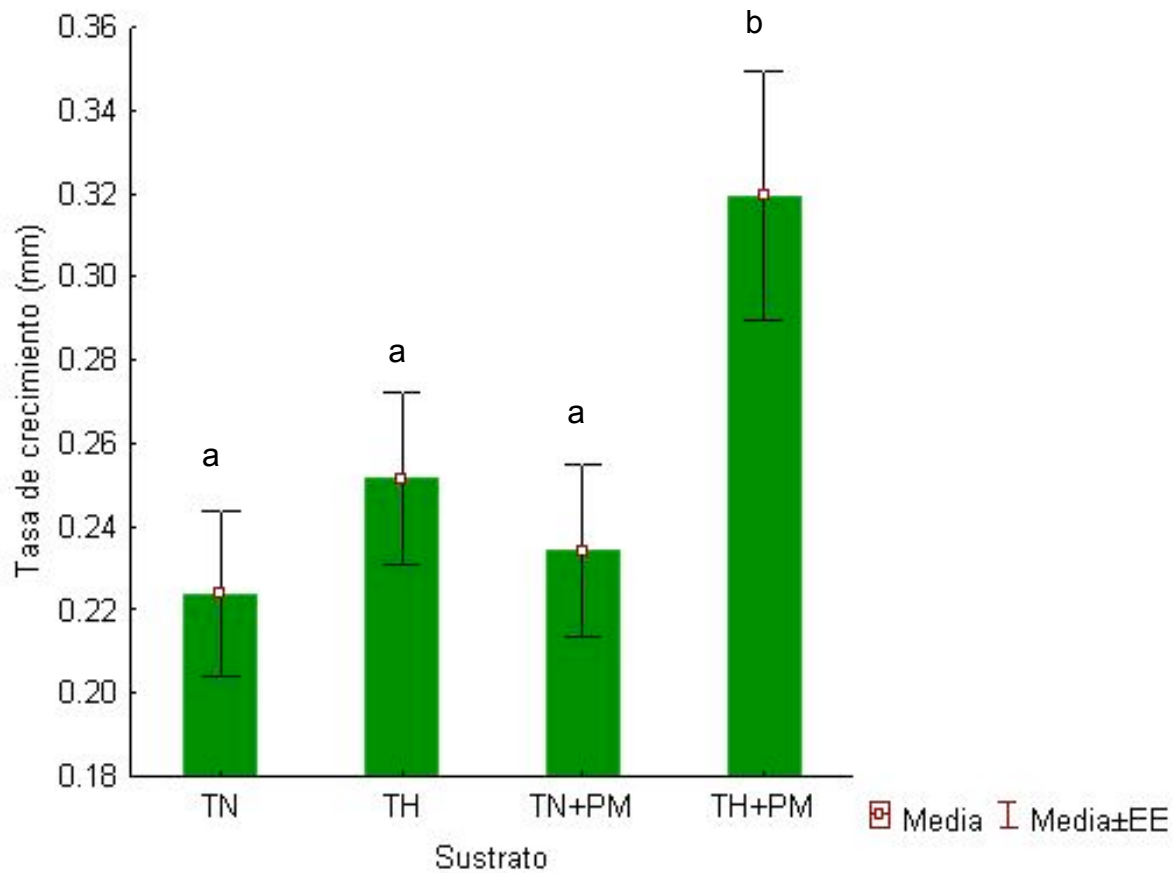


Figura 14. Tasa de crecimiento promedio que proporcionan los sustratos a las plántulas de *M. geometrizans*. (TN) tierra negra, (TH) tierra de hoja, (TN+PM), tierra negra con peat moss, (TH+PM) tierra de hoja con peat moss ($p < 0.05$). Letras diferentes muestran diferencias significativas entre los sustratos.

7.7 Porcentajes de supervivencia de las plántulas de *Myrtillocactus geometrizans*

Para los datos obtenidos con respecto a la supervivencia se observaron porcentajes altos de supervivencia para las plántulas de *M. geometrizans*. Se registró un mínimo de 80.55%, un máximo de 97.22% y una media de 88.54%. Mientras que en los análisis de varianza y prueba de Tukey realizados a los datos de concentración de Agromil-Plus y de los sustratos, no se obtuvieron resultados significativos ($F= 1.44$, $p=0.24$; $F=0.55$, $p=0.65$ respectivamente; Cuadro 1).

Cuadro 1. Porcentajes de supervivencia de las plántulas de *M. geometrizans* en cuatro tipos de sustrato y al aplicar diferentes concentraciones de Agromil-Plus.

Sustrato	Concentración Agromil-Plus			Tukey
	Testigo	1 ml	1.5 ml	
Tierra negra	88.89	91.66	88.88	a
Tierra de hoja	80.55	80.55	91.66	a
Tierra negra+peat moss	80.55	97.22	86.11	a
Tierra de hoja+peat moss	80.55	91.66	97.22	a

VIII. DISCUSIÓN

8.1 Porcentajes de germinación en relación con el tiempo después de la siembra.

La germinación de las semillas de cactáceas, como las de *M. geometrizzans* es considerada una etapa importante en el ciclo de vida de las cactáceas columnares, y es determinante para la propagación y conservación (Turner *et al.*, 1966; Steenbergh & Lowe, 1969; Valiente-Banuet & Ezcurra, 1991; Godínez-Álvarez *et al.*, 1998), por ello se determinó que, la germinación de las semillas de *M. geometrizzans* del grupo testigo ocurrió siete días después de haber sido sembradas y germinó el 50% de las semillas de este grupo; se ha encontrado que, al germinar semillas de otras especies de cactáceas tales como *Stenocereus beneckeii* y *Ferocactus robustus* se registra un 70% de germinación en un periodo de 5 a 7 en el grupo testigo (Ayala-Cordero *et al.*, 2004; Navarro & Gonzáles, 2007). Por lo tanto, al observar una clara tendencia en el aumento del porcentaje de germinación en corto tiempo (semanas) al no aplicar ningún tratamiento, se sugiere que las semillas de *Myrtillocactus geometrizzans* poseen una alta capacidad germinativa (debido a su tamaño que es muy pequeño) que supone una ventaja adaptativa en un medio donde las condiciones de humedad son breves (Del Castillo, 1986; Gómez-Restrepo, 2004). En contraste, las semillas que obtuvieron porcentajes de germinación más bajos (en relación con el tiempo) fueron las semillas escarificadas con ácido sulfúrico (1.5 y 3 minutos) y con ácido clorhídrico (1.5 y 3 minutos), las cuales alcanzaron un 50% de germinación hasta la quinta semana después de la siembra y un porcentaje final en la semana 12 después de la siembra de 75% y 71% (respectivamente) para el ácido sulfúrico y 68.33% y 61.66% (respectivamente) para el ácido clorhídrico; estos datos coinciden con los registrados para semillas de *Pseudomitrocereus fulviceps*, donde al ser escarificadas con ácido sulfúrico y clorhídrico las semillas germinan (50%) después de la cuarta y quinta semana después de la siembra (Navarro *et al.*, 2015), se infiere que el uso de estos ácidos pudo haber dañado las semillas, provocando un retraso en el tiempo de germinación (Mérola & Díaz, 2012).

8.2 Porcentajes de germinación de las semillas de *Myrtillocactus geometrizans* al aplicar tratamientos pregerminativos.

Para garantizar la propagación y rápida obtención de plántulas de *M. geometrizans* a través de la germinación de sus semillas, es necesario utilizar tratamientos de escarificación y estratificación, con la finalidad de que la cubierta seminal de las semillas se haga permeable al agua y mejorar la germinación después de la siembra (Abad, 1993; Poulsen & Stubsgaard, 2000; William, 2000; Hartman & Kester, 2003; Zamora-Morales, 2005; Cruz-Crespo, 2010; Oberpaur *et al.*, 2010; Mérola & Díaz, 2012). Por esta razón, se aplicaron los tratamientos antes mencionados (estratificación y escarificación) a las semillas de garambullo, pero al no obtener diferencias significativas entre el testigo (85.83%) y los tratamientos de estratificación a 4 °C por 1 y 2 semanas (83.33%, 87.08%), estratificación con agua a 50 °C por 5 y 10 minutos (89.16%, 82.50%), se sugiere que las semillas de *Myrtillocactus geometrizans* toleran temperaturas extremas sin perder la capacidad para germinar y que, en condiciones naturales las características de las semillas de esta cactácea no son un impedimento para la germinación, a diferencia de otras especies de cactáceas tales como *Pseudomitrocereus fulviceps* donde al estratificar las semillas con agua caliente a 50°C por 5 minutos se obtuvo un porcentaje de germinación alto (83.75%), en contraste, al estratificar semillas de *Opuntia engelmannii* (6.7%) se registraron porcentajes más bajos de germinación (Navarro *et al.*, 2010; Chávez Martínez & Galván, 2014; Navarro *et al.*, 2015).

Los porcentajes de germinación más bajos en comparación al del testigo (85.83%), se registraron en las semillas escarificadas con ácido sulfúrico y clorhídrico (77.91%, 75.41%; 65.83%, 70% respectivamente); lo anterior sugiere que las semillas de *Myrtillocactus geometrizans* no necesitan de escarificación química para la germinación debido a que su testa es permeable como es el caso de *Pachycereus pecten-aboriginum*, *Stenocereus beneckeii*, *Stenocereus griseus* y *Cephalocereus repandus* *Escontria chiotilla*, *Opuntia macrocentra* y *Opuntia camanchica* donde las semillas al

ser tratadas con ácido no presentaron respuesta germinativa (Del castillo, 1986; Vega-Villasante *et al.*, 1996; Martínez-Cárdenas *et al.*, 2001; Ayala-Cordero *et al.*, 2004; Méndez-Natera *et al.*, 2008; Nassar & Emaldi, 2008; Chávez Martínez & Galván, 2014; Navarro *et al.*, 2015). En contraste, se determinó que al escarificar semillas de *Pseudomitricereus fulviceps* en ácido sulfúrico por 1.5 (77.91%) y 3 minutos (73.75%), y en ácido clorhídrico para especies como *Pachycereus hollianus* (60%), *Myrtillocactus geometrizans* (65.5%) y *Corryocactus melanotrichus* (78%), se determinó que estos ácidos promueven la germinación (Godínez-Álvarez & Valiente-Banuet, 1998; Larrea-Alcázar & López, 2008).

8.3 Porcentajes de germinación de las semillas de *Myrtillocactus geometrizans* en diferentes sustratos.

Los resultados indican que los porcentajes más altos se obtuvieron al utilizar sustratos compuestos por tierra negra con peat moss y la tierra de hoja con peat moss (82.59%, 81.29%), aunque el peat moss como sustrato único para la germinación de semillas no es recomendable, pero al combinarlo con tierra negra y tierra de hoja se agrupan en conjunto características como la humedad, materia orgánica y porosidad que son necesarias para permitir la adecuada aireación al igual que facilitan el drenaje de agua promoviendo así la germinación de las semillas de *M. geometrizans* (Hartmann *et al.*, 1977; Burés, 1997; Bastida, 2002; Glime, 2007). Los porcentajes más bajos se obtuvieron al germinar las semillas de *M. geometrizans* en el sustrato compuesto únicamente por tierra negra (74.16%), a diferencia de cactáceas columnares tales como *Pachycereus pecten-aboriginum* (80%) y *Pachycereus pringlei* (80%) para las cuales el sustrato compuesto por tierra negra es el más adecuado para la germinación y crecimiento. Es probable que los bajos porcentajes de germinación obtenidos al usar tierra negra como sustrato único para la germinación de semillas de *M. geometrizans* se deba a que este sustrato es característico de una textura pesada que le proporciona a las semillas demasiada humedad y escasa aireación para poder germinar (Hernández-López *et al.*, 2008; Tejeda-Corona *et al.*, 2009).

8.4 Índice de velocidad de germinación de las semillas de *Myrtillocactus geometrizans*.

El índice de velocidad de germinación expresa la relación del número de semillas con el tiempo de germinación (Pece *et al.*, 2010; Peña *et al.*, 2000); se obtuvo el Índice de germinación más alto en el testigo (IG= 24.9 / días después de la siembra), por lo tanto, esto indica que las semillas de *Myrtillocactus geometrizans* germinan de una forma más rápida si no se les aplica ningún tratamiento pregerminativo; en contraste, se ha observado que al estratificar semillas (agua a 50°C/ 5 y 4 minutos) de cactáceas como *Pachycereus weberi* (IG=13.85), *Mammillaria sphacelata* (IG=32.4), *Mammillaria hamata* (IG= 23.5) y *Pseudomitrocereus fulviceps* (IG=13.85) se obtiene un mayor índice de germinación (Sánchez *et al.*, 2006; Navarro *et al.*, 2008; Navarro *et al.*, 2010; Sánchez-Hermes *et al.*, 2014). Los Índices de germinación más bajos se obtuvieron al escarificar las semillas con ácido sulfúrico (IG=22.22, 21) y clorhídrico (IG=19.08, 19.60), como en el caso de las semillas de *Pachycereus pringlei* y *Pachycereus pecten-aboriginum*, las cuales no necesitan de la escarificación con ácido para aumentar su germinación (Tejeda-Corona, 2009); con esto se infiere que los tratamientos de estratificación y escarificación inhiben la germinación e impiden emerger a la radícula de las semillas de *M. geometrizans* (Sánchez-Venegas, 1997; Peña, 2000; Baskin *et al.*, 2014; Sánchez-Salas, 2006).

8.5 Efecto de la aplicación de Agromil-Plus a plántulas de *Myrtillocactus geometrizans*.

Al aplicar diferentes concentraciones (1 ml y 1.5 ml) de Agromil-Plus a plántulas de *M. geometrizans*, se observó que la concentración de 1.5 ml es la que aumenta la tasa de crecimiento de las plántulas (TC= 0.29 mm), lo cual concuerda con lo observado en las plántulas de *Mammillaria pectinifera* (10.4 mm), a las cuales se les aplicó la misma concentración (1.5ml) de Agromil-Plus (Navarro & Gonzáles, 2007); se infiere que esto sucedió debido a que las hormonas de crecimiento controlan procesos de desarrollo y estimulan el crecimiento así como la elongación celular para aumentar la talla de manera rápida (Hunt, 1978; Radosevich, 1984; Raven *et al.*, 1992; Rojas, 1995; Taiz & Zeiger, 2006).

En cuanto a las características morfológicas que presentaron las plántulas de *M. geometrizans* al aplicar concentraciones de 1 ml y 1.5 ml de Agromil-Plus coinciden con las registradas para *Mammillaria pectinifera*, donde al aplicar una concentración de 1.5 ml, las plántulas de *M. geometrizans* presentan deformaciones morfológicas tales como: una coloración rojiza, tallos aplanados y carencia de espinas. Mientras que al no aplicar Agromil-Plus las plántulas de ambas cactáceas presentan características normales como un color verde oscuro un promedio de 30 espinas y el tallo grueso (Navarro & Demeneghi, 2007). Lo anterior sugiere que aplicar Agromil-Plus en las plántulas de *M. geometrizans* favorece su crecimiento, sin embargo, utilizar concentraciones altas de esta hormona provoca deformaciones como un cambio de color en las plántulas y un tallo aplanado, por lo que no es factible su uso para mejorar su crecimiento (Bravo *et al.*, 2000; Navarro & Demeneghi, 2007).

8.6 Tasa de crecimiento de las plántulas de *Myrtillocactus geometrizans* en diferentes sustratos.

Por otro lado, el sustrato compuesto por tierra de hoja con peat moss es el que aumenta la tasa de crecimiento de las plántulas de *M. geometrizans* (TC=0.31); lo que coincide con *Stenocereus griseus* en donde se recomienda el uso de tierra de hoja mezclado con peat moss para el crecimiento de plántulas (López & Sánchez, 1989; Martínez- Cárdenas *et al.*, 2006) y se considera que esta mezcla de materiales le brinda a las plántulas las mejores condiciones para crecer, debido a que contiene gran cantidad de materia orgánica así como humedad favorable, que aunado a la mezcla de cacahuatillo y arena mejora su drenaje y aireación (Burés, 1997).

8.7 Supervivencia de las plántulas de *Myrtillocactus geometrizans*.

Las plántulas de *M. geometrizans* presentaron altos porcentajes de supervivencia para la concentración de hormona de crecimiento y sustrato. En cuanto a los porcentajes de supervivencia obtenidos al aplicar 1 ml y 1.5 ml de Agromil-Plus fueron altos (97.22% para ambos) al igual que en plántulas de *Pilosereus sp.* al aplicar concentraciones de una hormona de crecimiento compuesta en su mayoría por citoquininas (como en el caso del Agromil-Plus) se observó un 88% de supervivencia en de las plántulas al aplicar 1 mg de BAP (Montalvo *et al.*, 2004). Mientras que en plántulas de *Stenocereus stellatus* al aplicar una concentración de 17.6 μ M de citoquininas (kinetina, 6-benciladenina, y 2-isopentiladenina) se obtiene un 92% de supervivencia en plántulas aclimatadas (Martínez, 2011); al no obtener una diferencia significativa entre el testigo y las concentraciones de Agromil-Plus, se infiere que si se aplica o no una hormona de crecimiento compuesta su mayoría por citoquininas no afecta negativamente la supervivencia de las plántulas de *M. geometrizans*, debido a que este tipo de hormonas controlan el crecimiento de la plántula de una forma lenta y no explosiva como en el caso de otro tipo de hormonas como las giberelinas (*Agroenzimas*). En cuanto a la supervivencia de las plántulas sobre los sustratos compuestos por tierra negra con peat

moss y tierra de hoja con peat moss se registraron porcentajes altos (97.22% para ambos) en contraste, en plántulas de *Pachycereus pecten-aboriginum* y *Pachycereus pringlei* se observaron porcentajes de supervivencia menores en las plántulas de (40% y 65 %) al utilizar un sustrato compuesto por tierra negra+tepojal (Tejeda-Corona *et al.*, 2009); pero al no obtener una diferencia significativa entre los cuatro tipos de sustrato, se infiere que el uso de materia orgánica como tierra negra y tierra de hoja sola o combinada con peat moss le provee a las plántulas de *M. geometrizans* un medio adecuado para su crecimiento (Izquierdo *et al.*, 2002; Salas-Cruz *et al.*, 2011).

IX. CONCLUSIONES

Actualmente las poblaciones naturales de *Myrtillocactus geometrizans* no se encuentran bajo ninguna amenaza, pero es considerada como una especie útil debido a que la flor y el fruto son comestibles. El fruto posee propiedades medicinales, es utilizado como materia prima para la construcción, como combustible y es forrajera. La importancia de información obtenida en los resultados de esta investigación yace en que el uso de diferentes sustratos para la germinación de las semillas y el crecimiento de las plántulas de *Myrtillocactus geometrizans* bajo los métodos aplicados puede ser aplicada en otras investigaciones relacionadas que ayuden a mantener y a evitar una futura disminución de la población actual de esta cactácea columnar.

Para la germinación de las semillas de *Myrtillocactus geometrizans* se determinó que es factible propagarlas sin necesidad de algún tratamiento de escarificación o estratificación.

Como sustrato de germinación y de crecimiento, se sugiere el uso de un sustrato compuesto por tierra de hoja y tierra negra ambos combinados con peatmoss ya que son una alternativa viable para el cultivo en invernadero de esta especie de cactácea.

La aplicación de 1.5 ml de Agromil-Plus para promover el crecimiento de las plántulas de *M. geometrizans* no es recomendable debido a que aunque si aumenta la tasa de crecimiento, provoca una coloración entre rojiza y morada, así como deformaciones morfológicas, por ello es recomendable no aplicarlo.

X. BIBLIOGRAFÍA

Abad, M. (1993). Sustratos, características y propiedades.. Instituto de Estudios Almerienses. FIAPA, 47-62.

Agroenzimas. Manual de uso de AGROMIL-PLUS®.<http://agroenzimas.com>.

Alcorn, S. M & Kurtz, E.B. (1959). Some factors affecting the germination of seed of the saguaro cactus (*Carnegiea gigantea*). *American Journal of Botany*, 46: 526-529.

Álvarez, M. G & Montaña, C. (1997). Germinación y supervivencia de cinco especies de cactáceas del Valle de Tehuacán: implicaciones para su conservación. *Acta Botánica Mexicana*, 40: 43-58.

Amador-Alfárez, K. A., Díaz-González, J., Loza-Cornejo, S., & Castro. (2013). Efecto de diferentes reguladores de crecimiento vegetal sobre la germinación de semillas y desarrollo de plántulas de dos especies de *Ferrocactus* (Cactaceae). *Polibotánica*, 35: 109-131.

Anderson, E. F. (2001) *The Cactus Family*. Timber Press. Portland, OR, EEUU. 776 pp.

Arias A., S. E. (1998). Sustratos para la producción de plántulas de lechuga "Great Lakes 407" bajo invernadero. Tesis Profesional. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México.

Arcilla, E. (2011). Manual de Propagación de cactáceas por semilla. Asociación Yucateca de Cactáceas y Suculentas.

Areces, A. (2004). Cactaceae. *Flowering Plants of the Neotropics*. Princeton University Press. Princeton, New Jersey; 2004. p. 73-76.

Arnold, M. (1996). Natural Hybridization and Introgression. Princeton University Press, Princeton.

Arredondo-Gómez, A. (2002). Propagación y Mantenimiento de Cactáceas. Instituto Nacional de Invenstigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias.

Arredondo-Gómez, A. (2007). El Sistema Producto Cactáceas en San Luis Potosí. Campo Experimental San Luis. CIRNE-INIFAP. San Luis Potosí, México. Folleto para Productores Núm. 46. 17 p.

Avalos-Esparza, R. E. (2010). Cultivos y propagación in vitro de cactáceas de los géneros *Hylocereus* y *Selenicereus*. Tesis (Maestría en Ciencias en el Área de Biotecnología Vegetal), Universidad Autónoma de Aguascalientes. Centro de Ciencias Básicas.

Avendaño-Yañez M. D. L. L. (2016). La reproducción de las plantas: costos y beneficios. *Revista Ciencia*, 1: 80-84.

Ayala-Cordero G., Terrazas, T., López-Mata, L., & Trejo, C. (2004). Variación en el tamaño y peso de la semilla y su relación con la germinación en una población de *Stenocereus beneckeii*. *Interciencia*, 29: 692-697.

Ballester, J. F. (1978). Los cactus y las otras plantas suculentas. Valencia, ES. Floraprint. p. 82

Barrera, F. G., Reynoso, C. R., & González de Mejía, E. (1998). Estabilidad de las betalaínas extraídas del garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*). *Revista de Agroquímica y Tecnológica de Alimentos*, 4(2): 115-120.

Baskin, C. C., Baskin, J. M., Auld, J. R., Venable, D. L., Cavender-Bares, J., & Rubio de Casas, R. (2014). The evolution of seed dormancy: environmental cues, evolutionary hubs, and diversification of the seed plants. *New Phytologist*, 203(1): 300-309.

Bastida, T. A. (2002). Sustratos Hidropónicos. Materiales para cultivo sin suelo. Serie de publicaciones AGRIBOT. UACH. Preparatoria Agrícola. Chapingo, México. 121 pp.

Beristain, M. S., Arredondo G. A., & Camacho M. F. (2001). Germinación del bonete de obispo (*Astrophytum myriostigma* Lemaire). En: III Congreso Mexicano y II Latinoamericano y del Caribe sobre Cactáceas y Otras Plantas Suculentas, UAT, Cd. Victoria, Tamps. Septiembre. 23-27 pp.

Bewely, J.D & Black, M. (1985). Seeds-Physiology of development and germination. *Plenum Press*. USA.

Bravo, U. A., Aviña, A. F., Hu, E. F., Aldana, S. R., González, A. S., Villavicencio, C. A., & Sánchez, J. R. (2000). Efecto de la aplicación de Agromil Plus® en el desarrollo de plantas de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Will) bajo condiciones de vivero en Xochimilco, Distrito Federal. *Manejo Integral de la Cuenca de Xochimilco y Sus Afluentes*, 45.

Bocardo, L. E., Meléndez, R. R., & Osuna, H. T. (2002). Climatización de *Mammillaria plumosa* Weber. Universidad Autónoma Antonio Narro. Avances y Resultados de Proyectos de Investigación. Segunda Edición. 1-4 p.

Bravo-Hollis, H. & H. Sánchez-Mejorada. (1978). Las cactáceas de México, vol. I. Universidad Nacional Autónoma de México, México, D. F. 743 p

Burbano, E. A. (1990). Efecto de la escarificación química en la calidad de semilla de *Centrosema* spp. durante el almacenamiento. *Agronomía Mesoamericana*.1: 63-67.

Burés, S. (1997). Sustratos. Ediciones Agro técnicas. Madrid, España. 341 pp.

Castillo Campohermoso, C., & Delia, A. (2010). Manejo y aprovechamiento de cactáceas como alternativa productiva para comunidades campesinas: el caso de Coxcatlán, Puebla. Tesis de Maestría, Colegio de Posgraduados.

Chávez-Martínez, J. Á. D., & Galván, V. (2014). Morfología y germinación de semillas de ocho especies de *Opuntioideae* del área de Samalayuca. *Ciencia en la frontera: Revista de Ciencia y Tecnología de la UACJ*, 7: 109-120.

Cheib, A. L. & Q. S. Garcia. (2012). Longevity and germination ecology of seeds of endemic Cactaceae species from high altitude sites in south eastern Brazil. *Seed Science Research* 22: 45-53.

Choreño-Tapia, J., H. González-Rosas, T. Terrazas-Salgado & A. Hernández-Livera. (2002). Propagación in vitro de *Cephalocereus senilis* Haworth Pfeiffer a partir de aréolas. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 8(2): 183-196.

Clayton, P., Hubstenbert, J., Phillips, G., Butler, S. (1990). Micropropagation of members of the Cactaceae Subtride Cactinae. *HortScience*, 115(2): 337-343.

Cruz-Crespo, E., Can-Chulim, A., Sandoval-Villa, M., Bugarín-Montoya, R., Robles-Bermúdez, A., & Juárez-López, P. (2013). Sustratos en la horticultura. *Revista Bio Ciencias*, 2(2).

De la Barrera, E., & Nobel, P. S. (2003). Physiological ecology of seed germination for the columnar cactus *Stenocereus queretaroensis*. *Journal of Arid Environments*, 53(3): 297-306.

Del Castillo, R. F. (1986). Semillas, germinación y establecimiento de *Ferocactus histrix*. *Cactáceas y Suculentas mexicanas*, 31(1): 5-11.

De la Rosa-Ibarra M, García H. (1994). Estimulación de la germinación de cinco especies de cactáceas consideradas en peligro de extinción. *Phyton, International Journal of Experimental Botany*, 56: 147-150.

Delgado-Alvarado, A., Hernández, M., Luna Cavazos, M., & Terrazas, T. (2007). Los estomas de *Myrtillocactus geometrizans* (Mart. Ex. Pfeiff.) console (Cactaceae): variación en su área de distribución. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 30(3): 235-240.

Donoso, C. (1993). Bosques Templados de Chile y Argentina. Variación, Estructura y Dinámica. Editorial Universitaria, Santiago de Chile. 483 pp.

Duran Rodríguez, P. (2014). Posibles beneficios del consumo de garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*) sobre la gastritis, tomando como referencia las propiedades curativas del nopal y la sábila. Tesis. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

Espinoza, O. J. N., & López, J. C. M. (2011). Evaluación de la producción de forraje de *Cnidocolus aconitifolium* (Mill) LM Johnst, *Moringa oleifera* (Lam) y *Leucaena leucocephala* (Lam) de Wit, para banco proteico en Pacora, San Francisco Libre, Nicaragua. *La Calera*, 8(9):54-59.

Evans, G. C. (1972). The quantitative analysis of plant growth. Blackwell Scientific Publications. Oxford, Reino Unido.

Fariñas, M.J., V.D. Sanabria & R. Silva-Acuña. (1997). Escarificación química de semillas de tres especies de *Centrosema* para sabanas bien drenadas. *Zootecnia Tropical*, 15: 221-237.

Flores, J. & Jurado, E., (2011). Germinación de especies de cactáceas en categoría de riesgo del desierto chihuahuense. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales* 2(8): 5970.

García Barrera F. A., Reynoso C. R. & Gonzales de Mejía E. G. (1998). Stability of betalains extracted from garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*). *International Journal of Food, Science & Technology*, 4: 115-120.

Glime, J.M. (2007). Economic and ethnic uses of Bryophytes. Pages 14-41. In: Zander REA (ed.). Flora of North America. Vol. 27. Oxford University Press, NY, USA.

Godínez-Álvarez, H. & Valiente-Banuet, A. (1998). Germination and early seedling growth of Tehuacan Valley cacti species: the role of soils and seed ingestion by dispersers on seedling growth. *Journal of Arid Environments*, 39: 21-3.

Gómez-Hinostrosa, C., & Hernández, H. M. (2000). Diversity, geographical distribution, and conservation of Cactaceae in the Mier y Noriega region, Mexico. *Biodiversity and Conservation*, 9(3): 403-418.

Gómez, J. 2004. Reproducción in vitro del garambullo, *Myrtillocactus geometrizans* (Mart.) Console. Tesis de especialidad. Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa. México.

Gómez-Restrepo, M. L. (2004). Estimación de la capacidad germinativa y el vigor de las semillas de diomate (*astronium graveolens* jacq.) sometidas a diferentes tratamientos y condiciones de almacenamiento. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 57(1); 2215-2227.

González-Insuasti, M. S. & Caballero, J. (2007). Managing plant resources: How intensive can it be?. *Human Ecology* 35: 303-314.

González-Zertuche, L. & Orozco-Segovia, A. (1996). Métodos de análisis de datos en la germinación de semillas, un ejemplo: *Manfreda brachystachya*. Boletín de la Sociedad Botánica de México, 58: 15-30.

Guevara, J. C., Carretero, E. M., Juárez, M. C., & Berra, A. B. (1997). *Opuntia ficus indica* f. inermis. *Multequina*, 6: 1-8.

Guzmán, U., S. Arias & P. Dávila. (2003). Catálogo de Cactáceas Mexicanas. Universidad Nacional Autónoma de México/Comisión Nacional para el conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D. F., 315 pp.

Guzmán-Maldonado, S. H., Herrera-Hernández, G., Hernández-López, D., Reynoso-Camacho, R., Guzmán-Tovar, A., Vaillant, F., & Brat, P. (2010). Physicochemical, nutritional and functional characteristics of two underutilised fruit cactus species (*Myrtillocactus*) produced in central Mexico. *Food Chemistry*, 121(2): 381-386.

Hartman, T.H & Kester, E.D. (2003). Plant propagation. Principles and practices. Ed.Prentice-Hall inc. 733p

Hernández-Aguilar, A. & M. Collazo-Ortega. (2007). Respuesta germinativa a la luz y temperatura de plantas de *Astrophytum myriostigma* Lemaire (Cactaceae) mantenidas en invernadero. *Cactáceas y suculentas mexicanas*, 52(4): 109-121.

Hernández-López, D., Vaillant, F., Reynoso-Camacho, R., & Guzmán-Maldonado, S. H. (2008). *Myrtillocactus* (cactaceae): botanical, agronomic, physicochemical and chemical characteristics of fruits. *Fruits*, 63(5): 269-276.

Herrera-Hernández, M. G., Guevara-Lara, F., Reynoso-Camacho, R., & Guzmán-Maldonado, S. H. (2011). Effects of maturity stage and storage on cactus berry (*Myrtillocactus geometrizans*) phenolics, vitamin C, betalains and their antioxidant properties. *Food Chemistry*, 129(4): 1744-1750.

Hunt, D. (1992). CITES Cactaceae checklist. Royal Botanic Gardens, Kew, Richmond, TW9 3AE (United Kingdom).

Hunt, R. (1990). Basic growth analysis. Unwin Hyman, Londres, Reino Unido.

Hunt, R., Causton, D. R., Shipley, B., & Askew, A. P. (2002). A modern tool for classical growth analysis. *Annals of Botany*, 90: 485-488.

Izquierdo, H., Quiñones, Y., Disotuar, R. & Pedroso, D. (2002). Evaluación de diferentes sustratos en la aclimatización de vitroplantas y microbulbillos de ajo (*Allium sativum* L.). *Cultivos Tropicales*, 23(3):63-69.

Jiménez-Sierra, C. (2011). Las cactáceas mexicanas y los riesgos que enfrentan. *Revista Digital Universitaria*, 12(1): 1-22.

Jiménez-Sierra, C., Matías-Palafox, L. & Jiménez Sánchez, M. (2009). Aspectos demográficos y reproductivos de *Pachycereus weberi* (JM Coult.) Backeb.(Cactaceae) en una nueva localidad en el Estado de Hidalgo, México. *Cáctaceas y Suculentas Mexicanas*, 54(2): 36-47.

Lambers, H., & Poorter, H. (1992). Inherent variation in growth rate between higher plants: A search for physiological causes and ecological consequences. *Advances in Ecological Research*, 23: 187-261.

Larrea-Alcázar, D. M. & López, R. P. (2008). Germinación de semillas de *Corryocactus melanotrichus* (K. Schum.) Britton & Rose (Cactaceae): un cactus columnar endémico de los Andes bolivianos. *Ecología en Bolivia*, 43(2): 135-140.

Lorenzo, P. (2012). El cultivo en invernadero y su relación con el clima. *Cuadernos de Estudios Agroalimentarios (CEA)*, (3): 23-44.

Loza-Cornejo, S. (2004) Características del desarrollo de plántulas de seis especies de Pachycereaceae (Cactoideae-Cactaceae). Tesis. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México. 157 pp.

Loza-Cornejo, S., Terrazas, T., López-Mata, L. & Trejo, C. (2003) Características morfo-anatómicas y metabolismo fotosintético en plántulas de *Stenocereus queretaroensis* (Cactaceae): su significado adaptativo. *Interciencia*, 28: 83-89.

Ludwig-Müller, J., & Cohen, J. D. (2002). Identification and quantification of three active auxins in different tissues of *Tropaeolum majus*. *Physiologia Plantarum*, 115(2): 320-329.

Luna-Morales, C. & Aguirre, J. R. (2001). Variación morfológica del fruto y domesticación de *Stenocereus pruinosus* (Otto) Buxb. y *S. stellatus* (Pfeiff.) Riccob. (Cactaceae) en la Mixteca Baja, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 24: 213-221.

Lluna, R. (2006). Hormonas vegetales: crecimiento y desarrollo de la planta. *Horticultura*, 22-26.

Malda-Barrera, G., & Hernández-Sandoval, L. (2014). Estudio de germinación y crecimiento en semillas de *Ferocactus histrix* (De Candolle).

Mandujano, M. C., Golubov, J., & Rojas-Aréchiga, M. (2007). Efecto del ácido giberélico en la germinación de tres especies del género *Opuntia* (Cactaceae) del Desierto Chihuahuense. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*, 52: 46-52.

Martínez-Cárdenas, M. L., Cabrera-Jiménez, M. C., Carmona, A., & Varela-Hernández, G. J. (2001). Promoción de la germinación de semillas de *Stenocereus griseus* (Haworth) *Buxbaum* y *Escontria chiotilla* (weber) Rose. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*, 51(4): 111-121.

Martínez Villegas, Y. M., Andrade Rodríguez, M., Villegas Monter, Á., Alia Tejacal, I., Villegas Torres, O. G., & López Martínez, V. (2011). Cultivo in vitro de pitayo (*Stenocereus stellatus* [Pfeiffer] Riccobono). *Revista Chapingo. Serie horticultura*, 17(3): 95-105.

Mazzola, M. B., Cenizo, V. J., & Kin, A. G. (2013). Factores que afectan la germinación de *Trichocereus candicans* (Cactaceae). *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 48(3-4): 515-523.

Mc Donough, W. (1964). Germination responses of *Carnegiea gigantea* and *Lemaireocereus thurberi*. *Ecology*, 45: 155–159.

Meiado, M. V., Corrêa de Albuquerque, L. S., Rocha, E. A., Rojas-Aréchiga, M. & Leal, I. R. (2010). Seed germination responses of *Cereus jamacaru* DC. ssp. *jamacaru* (Cactaceae) to environmental factors. *Plant Species Biology*, 25: 120-128.

Méndez-Natera, J. R., Merazo-Pinto, J. F., & Montañó-Mata, N. J. (2008). Relación entre la tasa de imbibición y el porcentaje de germinación en semillas de maíz (*Zea mays L.*), caraota (*Phaseolus vulgaris L.*) y quinchoncho (*Cajanus cajanL.*) Mill]. *UDO Agrícola*, 8: 61-66.

Mérola, R., & Díaz, S. (2012). Métodos, técnicas y tratamientos para inhibir dormancia en semillas de plantas forrajeras. *Trabajo final curso de post-grado: Producción de semillas de plantas forrajeras*. Universidad de la empresa, Facultad de Ciencias Agrarias.

Miranda, R. C., Vera, R. D. R. P., & Ruiz, G. H. (2007). Análisis y simulación del modelo físico de un invernadero bajo condiciones climáticas de la región central de México. *Agrociencia*, 41(3): 317-333.

Montalvo, G., Quiala, E., Mederos, R., Matos, J., de Feria, M., Chávez, & León, M. (2004). Propagación in vitro de *Pilosocereus sp.* *Biotecnología Vegetal*, 4(1): 43-48.

Nassar J & Emaldi U. (2008). Fenología reproductiva y capacidad de regeneración de dos cardones, *Stenocereus griseus* (Haw.) Buxb. y *Cereus repandus* (L.) Mill. (Cactaceae). *Acta Botánica Venezuelica*, 31(2): 495-528.

Navarro, M. C., & Demeneghi, A. P. (2007). Germinación de semillas y efecto de las hormonas en el crecimiento de *Mammillaria pectinifera*. *Zonas Áridas*, 11(1): 233-239.

Navarro, M. C., & González, E. M. (2007). Efecto de la escarificación de semillas en la germinación y crecimiento de *Ferocactus robustus* (Pfeiff.) Britton & Rose (Cactaceae). *Zonas Áridas*, 11: 195-205.

Navarro, M. C., León, H. R. E, González, E. M. & Rodríguez, R. L. (2015). Efecto de tratamientos pregerminativos en la germinación de semillas y supervivencia de

plántulas de *Pseudomitrocereus fulviceps*. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*, 60(3): 68-79.

Navarro, M. C., Sánchez, S. S., & León, H. R. E. (2016). Efecto de la escarificación y de la edad de semillas en la germinación de *Mammillaria mystax*. *Zonas Áridas*, 14(1): 196-205.

Navarro, M. C., Tzompa, M. R., & González, E. M. (2013). Propagación de *Echinocactus platyacanthus*: efectos del sustrato, viabilidad y escarificación de semillas. *Zonas Áridas*, 15(1), 31-47.

Carbajal, M. C., Olvera, G. C., & Castellanos, J. O. L. (2008). Efecto de la escarificación de semillas en la germinación de dos especies de *Mammillaria*. *Zonas Áridas*, 12(1), 97-105.

Oberpaur, C., Puebla, V., Vaccarezza, F., & Arévalo, M. E. (2010). Preliminary substrate mixtures including peat moss (*Sphagnum magellanicum*) for vegetable crop nurseries. *Ciencia e Investigación Agraria*, 37(1): 123-132.

Ochoa, M. J., González-Flores, L. M., Cruz-Rubio, J. M., Portillo, L., & Gómez-Leyva, J. F. (2015). Effect of substrate and gibberellic acid (GA3) on seed germination in ten cultivars of *Opuntia* sps. *Journal of the Professional Association for Cactus Research*, 17: 50-60.

Paredes-Aguilar, R., Van Devender, T. R., & Felger, R. S. (2000). *Cactáceas de Sonora, México: su diversidad, uso y conservación*. Arizona-Sonora Desert Museum Press.

Pece, M. G., de Benítez, C. G., Acosta, M., Bruno, C., Saavedra, S., & Buvenas, O. (2010). Germinación de *Tipuana tipu* (Benth.) O. Kuntze (tipa blanca) en condiciones de laboratorio. *Quebracho*, 18(1-2): 5-15.

Peña, E. G. E., Azpiri, H. S., & Barrera, G. M. (2000). Viabilidad y germinación de semillas de *Taxodium mucronatum* (Ten.) en el estado de Querétaro, México. *Agrociencia*, 38(3): 375-381.

Pérez-González., S. (1999). Estudio etnobotánico, ecológico y de usos potenciales del garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*) como base para su domesticación y cultivo. Cuaderno de Trabajo, Sistema de Investigación Miguel Hidalgo, CONACYT. Querétaro, Qro. México. 31 p.

Pérez-González, S. (1995). Agroecological study and determination of yield potential of garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*) in Querétaro, Mexico. *HortScience*, 30(4): 894-894.

Pérez, F. (2002). Germinación y dormición de semillas. Junta de Andalucía. Material Vegetal de Reproducción: Manejo, Conservación y Tratamiento. *Consejería de Medio Ambiente*, 7(1): 177-200.

Pérez Molphe Balch, E. M., Ramírez Malagón, R., Núñez Palenius, H. G., & Ochoa Alejo, N. (1999). Introducción al Cultivo de Tejidos Vegetales. México: Universidad Autónoma de Aguascalientes.

Pérez-Negrón, E., Dávila, P., & Casas, A. (2014). Use of columnar cacti in the Tehuacán Valley, Mexico: perspectives for sustainable management of non-timber forest products. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine*, 10(1): 1.

Poorter, H. (1989). Interspecific variation in relative growth rate: on ecological causes and physiological consequences. *Causes and consequences of variation in growth rate and productivity of higher plants*, 24: 45-68.

Poulsen, K. & Stubsgaard, F. (2000). Tres métodos de escarificación mecánica de semillas de testa dura. *Técnicas para la escarificación de semillas forestales. Serie Técnica. Manual Técnico*, (36): 35.

Quiñones, P. R. (1995). Influencia del sustrato y fertilización en el crecimiento de plántulas de *Pinus greggii* bajo condiciones de vivero. Tesis Profesional. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México.

Radosevich, S. R. & Holt, J. S. (1984). Weed ecology. *Implications for vegetation management*. New York. John Wiley. 95 pp.

Ramírez-Padilla, C.A. & T. Valverde. (2005). Germination responses of three congeneric cactus species (*Neobuxbaumia*) with differing degrees of rarity. *Journal of Arid Environments*, 61: 333-343.

Reyes, J. (1994). Métodos para la propagación de cactáceas mexicanas. *Amaranto*, 7(2): 1-12.

Rojas-Aréchiga, M. (1995). Estudios sobre la germinación de cactáceas del Valle de Zapotitlán de las Salinas, Puebla. Tesis de Maestría en Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. México.

Rojas-Aréchiga, M., & Batis, A. (2001). Las semillas de cactáceas...¿forman bancos en el suelo?. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*, 46: 76-82.

Rojas-Aréchiga, M., Casas, A. & Vázquez-Yanes, C. (2001). Seed germination of wild and cultivated *Stenocereus stellatus* (Cactaceae) from the Tehuacán Cuicatlán Valley, Central México. *Journal of Arid Environments*, 49: 279-287.

Rojas-Aréchiga, M. & Vázquez-Yanes, C. (2000). Cactus seed germination: a review. *Journal of Arid Environments*, 44: 85-104.

Rojas-Aréchiga, M., Golubov, J., Romero, O., & Mandujano, M. C. (2008). Efecto de la luz y la temperatura en la germinación de dos especies de cactáceas en CITES I. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*, 53: 51-57.

Rojas-Aréchiga, M. & Mandujano, M. C. (2013). Aspectos sobre la germinación de *Myrtillocactus geometrizans*, *Stenocereus dumortieri* y *Echinocereus cinerascens*. *Cáctaceas y Suculentas Mexicanas*, 58(4): 118-126.

Rojas-Aréchiga, M., Mandujano, M. C., & Golubov, J. K. (2013). Seed size and photoblastism in species belonging to tribe Cactaeae (Cactaceae). *Journal of plant research*, 126(3): 373-386.

Rojas Garcidueñas, M. (1995). Manual de Herbicidas y Fitorreguladores. Aplicación y Uso de Productos Agrícolas. Editorial Limusa, México, 157 p.

Rojas, S., Alarcon, M. & García, J. (2004). Propagación asexual de plantas: conceptos básicos y experiencias en especies amazónicas. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, 55 p.

Romero-Schmidt, H. L., Vega-Villasante, F., Nolasco, H. & Montaña, C. (1992) The effect of darkness, freezing, acidity and salinity on seed germination of *Ferocactus peninsulae* (Cactaceae). *Journal of Arid Environments*, 23: 389-395.

Ruiz, U. M. E., Morales, R. E., Cárdenas, C. E., Torres, C. R., Mercado, H. & Treviño N. (1997). Micropropagación de *Hylocereus undatus* (Haworth) Britton and Rose. En R. Vázquez A. *et al.* (eds). Memorias del V Congreso Internacional y VII Nacional sobre el Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, N.L. México. pp. 314-315.

Saborío, F. (2002). Bioestimulantes en fertilización foliar. Costa Rica: Asociación Costarricense de la Ciencia el Suelo.

Salas-Cruz, L. R., Foroughbackch-Pournabav, R., Díaz-Jiménez, M. D. L., Cárdenas-Ávila, M. L., & Flores-Valdés, A. (2011). Germinación in vitro de cactáceas, utilizando zeolita como sustrato alternativo. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 2(3), 565-575.

Salazar, R. (2001). Propagación in vitro y establecimiento en suelo de *Mammillaria eriacantha* Link & Otto (Cactaceae). Tesis de Licenciatura. Universidad Veracruzana. Facultad de Biología. 30 Pp.

Salazar, J. R., Martínez-Vázquez, M., Céspedes, C. L., Ramírez-Apan, T., Nieto-Camacho, A., Rodríguez-Silverio, J., & Flores-Murrieta, F. (2011). Anti-inflammatory and cytotoxic activities of chichipegenin, peniocerol, and macdougallin isolated from *Myrtillocactus geometrizans* (Mart. ex Pfeiff.) Con. *Zeitschrift für Naturforschung (Section C), a Journal of Bioscience*, 66(1-2): 24-30.

Sanabria, D., Silva, R., Oliveros, M., & Barrios. R. (2001). Escarificación química y térmica de semillas subterráneas de *Centrosema rotundifolium*. *Revista Bioagro* 13(3):117-124.

Sánchez-Salas, J. (2006). Efecto del tamaño de semilla en la germinación de *Astrophytum myriostigma* Lemaire. (Cactaceae), especie amenazada de extinción. *Interciencia*, 31(5): 371-375.

Sánchez-Soto, B. H., Reyes-Olivas, Á., García-Moya, E., & Terrazas, T. (2010). Germinación de tres cactáceas que habitan la región costera del noroeste de México. *Interciencia*, 35(4): 299-305.

Sánchez- Venegas, G. (1997). Germinación, viabilidad y características distintivas de las semillas de *Opuntia joconostle* Weber, forma cuaresmero. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*, 42: 16-21.

Scott, S. J., Jones, R. A. & Williams, W. A. (1984). Review of data analysis methods for seed germination. *Crop Science*, 24:1129-1199.

Seemann, P., Rodríguez, C., & Jara, G. (2007). Cultivo in vitro de Cactáceas con fines de conservación ex situ. *Agro sur*, 35(2): 24-26.

Shafii, B., & Price, W. J. (2001). Estimation of cardinal temperatures in germination data analysis. *Journal of Agricultural, Biological, and Environmental Statistics*, 6(3): 356-366.

Steenbergh, W.F & Lowe C.H. (1969). Critical factors during the first years of life of the Saguaro (*Cereus giganteus*) at Saguaro National Monument. Arizona. *Ecology*, 50(3): 825-834

Taiz, L. & Zeiger, E. (2006) Plant Physiology, Fourth Edition. Sinauer Associates. Sunderland, MA. p.764.

Tejeda-Corona, G., Rojas-Aréchiga, M., & Golubov, J. (2009). Efecto de tres sustratos distintos en el establecimiento de plántulas de *Pachycereus pringlei* y *Pachycereus pecten-aboriginum*. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*, 54: 113-122.

Telléz Obregón, I. (1998). Comportamiento en supervivencia, crecimiento y producción de biomasa seca en 30 especies forestales bajo condiciones de la zona de seca de Azul, La leona, León. Tesis, Universidad Nacional Agraria.

Turner, R. M., Alcorn, S. M., Olin, G., & Booth, J. A. (1966). The influence of shade, soil, and water on saguaro seedling establishment. *Botanical Gazette*, 127(2-3), 95-102.

Ueguchi-Tanaka, M., Nakajima, M., Motoyuki, A., & Matsuoka, M. (2007). Gibberellin receptor and its role in gibberellin signaling in plants. *Annual Review of Plant Biology*, 58: 183-198.

Uribe-Chiquete, R. F., Salazar, J. R., Ariza-Castolo, A., & Ramos-Gonzales, V. H. (2014). Actividad antimicrobiana de extracto metanólico, peniocerol y longispinogenina extraídos de *Myrtillocactus geometrizans*. *Vitae*, 21(1): 71-72.

Valiente-Banuet, A. & Escurra, E. (1991). Shade as a cause of the association between the cactus *Neobuxbaumia tetezo* and the nurse plant *Mimosa luisana* in the Tehuacan Valley, México. *Journal of Ecology*, 79: 961- 971.

Varela, S. A., & Arana, V. (2011). Latencia y germinación de semillas. *Tratamientos pregerminativos. Sistemas Forestales Integrados*, (3): 1-10.

Vargas-Santiago, G., Ortiz-Hernández, Y. D., & Alcántar-González, G. E. (2003). Propagación vegetativa de *Hylocereus undatus* y su relación con el AIB y sustrato. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*, (4): 111.

Vázquez-Yanes, C., Orozco, A., Rojas, M., Sánchez, M. E. & Cervantes, V. (1997). La reproducción de las plantas: semillas y meristemas. La ciencia para todos/157. Fondo de Cultura Económica, México, D.F. 167 pp.

Vega-Villasante, F., Nolasco, H., Montañó, C., Romero-Schmidt, H. & Vega-Villasante, E. (1996). Efecto de la temperatura, acidez, iluminación, salinidad, irradiación solar y humedad sobre la germinación de semillas de *Pachycereus pecten-aboriginum* “cardón barbon” (Cactaceae). *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*, 41: 51-61.

Velázquez R., J. M. (1995). Evaluación de *Quercus crassipes* en vivero bajo diferentes tipos de sustrato e intensidades de luz. Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México.

Wellendorf. (1997). Variation in flowering and reproductive success in a danish *Picea abies* (Karst.) seed orchard. *Forest Genetics*, 4(4): 181-188.

William, R. L. (2000). Pre tratamiento de semillas. *Técnicas para la germinación de semillas forestales. Serie Técnica. Manual Técnico*, (39): 15.

Zamora-Morales, B. P. (2005). Formulación de mezclas de sustratos mediante programación lineal. *Interciencia*, 30(6): 365-369.