

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA
FACULTAD DE INGENIERÍA Y NEGOCIOS SAN QUINTÍN



**Evaluación de tratamientos de escarificación de semilla de
Stenocereus gummosus y su germinación *in vitro* y sustrato Peat
Moss.**

**TESIS PARA OBTENER EL GRADO DE:
INGENIERO AGRÓNOMO**

**PRESENTA
RODRIGO CANSECO CARREÑO**

ENSENADA B.C

20/02/2018

CONSTANCIA DE APROBACIÓN

Director de Tesis: _____
(M.B.C. Jorge Luis Delgadillo Ángeles)

Codirector de Tesis: _____
(Dra. Laura Dennisse Carrasco Peña)

Aprobado por los Integrantes del Sínodo:

1.- _____
Sinodal (M.P. y José Guadalupe Pedro Méndez)

2.- _____
Sinodal (M.P. Imelda Virginia López Sánchez)

3.- _____
Sinodal (Dr. Salvador Ordaz Silva)

AGRADECIMIENTO

Ante todo agradecerles a mis padres por darme la vida, como inculcarme los valores que me fueron formando como persona hasta hoy en día, que me a permitió concluir mis estudios académicos.

A mi madre que siempre está a mi lado en los momentos difíciles que he pasado, a ti madre gracias por tu comprensión, consejos, por tu perseverancia y gran amor que has tenido así a mí.

A ti padre por tus consejos que me ha permitido ser consiente y valorar las oportunidades que se tiene en la vida.

A mi hermano Eduardo que siempre me ha impulsado moral mente y económicamente a terminar mis estudios.

A mi A mi “Alma Máter”, UABC y a la FIN San Quintín por permitirme por haber pasado 4 años de mi vida y a la formación académica que me ha permitido obtener para ser un profesionista en el ámbito laboral.

A mis asesores, que me han apoyado, motivado a realizar esta investigación y gracias por su gran labor dela revisión de la tesis.

Al Dr. Salvador Ordaz Silva por su apoyo, sus palabras de aliento y por ser un gran amigo.

Al maestro Jorge Luis Delgadillo Ángeles por sus consejos y disponibilidad de tiempo que permitió para elaborar este gran proyecto.

A la profe Imelda Sánchez, José Guadalupe Pedro Méndez por sus consejos y su gran amistad que me han dado

Diodoro Gracida, Abel solano olivera por estar en mis círculos de amigos en estos 4 años de mi formación.

A mi esposa y a mi hija que las adoro y que han creído en mí.

ÍNDICE

I Índice de figuras.....	I
II Índice de cuadros	II
III Resumen.....	III
IV Summary.....	V
V Introducción	VII
1 Revisión de literatura	1
1.1 Generalidades de las cactáceas.....	1
1.1.1 Origen.....	1
1.1.2 Adaptación de las cactáceas.....	1
1.1.3 Reproducción de las cactáceas.....	2
1.1.4 Morfología de las cactáceas.....	3
1.2 Género <i>Stenocereus</i>	4
1.2.2 Importancia económica.....	5
1.2.3 Valor nutrimental	5
1.3 <i>Stenocereus gummosus</i>	5
1.3.1 Taxonomía	5
1.3.2 Distribución.....	6
1.3.3 Morfología de <i>Stenocereus gummosus</i>	6
1.3.4 Propagación sexual.....	7
1.3.5 Propagación vegetativa.....	8
1.4 La semilla y germinación	9

1.5	Latencia y dormancia	Error! Bookmark not defined.
1.6	Escarificación	9
1.6.1	Escarificación química.....	10
1.6.2	Escarificación biológica.....	11
1.6.3	Escarificación con agua a temperatura ambiente.	11
1.6.4	Escarificación mecánica	11
1.7	Germinación in vitro	11
1.8	Germinación en sustrato.....	12
2	Justificación.....	13
3	Objetivos	14
3.1	Objetivo general.....	14
3.2	Objetivos específicos.....	14
4	Materiales y métodos	15
4.1	Localización de la investigación.....	15
4.2	Esterilización del material de trabajo	16
4.3	Desinfección de la semilla de <i>Stenocereus gummosus</i>	16
4.4	Medio de cultivo	17
4.4.1	Preparación de MS	18
4.5	Descripción del tratamiento.....	20
4.5.1	Escarificación de la semilla <i>Stenocereus gummosus</i>	20
4.6	Diseño experimental.....	21
5	Resultados.....	24
6	Discusión de resultados	27

6.1	Porcentaje de germinación de los medios ms y Peat Mos sin escarificación..	27
6.2	Escarificación en el medio ms	28
6.3	Escarificación en el sustrato Peat Moss.....	30
7	Conclusión.....	33
8	Bibliografía.....	35

I ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Distribución Geográfica de la Pitaya en México. (Granados et al., 1999).

..... **Error! Bookmark not defined.**

Figura 2. Cladodio de *Stenocereus gummosus* 7

Figura 3. Flor de *Stenocereus gummosus*..... 8

Figura 4. Cladodio de *Stenocereus gummosus* en floración..... 8

Figura 5. Matraz Erlenmeyer con hipoclorito de sodio con movimiento orbital..... 17

Figura 6. Solución Nutritiva, A, B, C, D, E, F, G..... 19

Figura 7. Ajuste de pH del Medio MS 20

Figura 8. Porcentaje de germinación sin ningún tratamiento de escarificación 24

Figura 9. Porcentaje de germinación con tratamiento de escarificación sembrado en medio MS y Peat Moss 25

Figura 10. Tiempo promedio de germinación con tratamiento de escarificación germinado en medio MS y Peat Moss. 26

Figura 11. Velocidad de germinación con tratamiento de escarificación germinado en medio MS y Peat Moss. 26

II ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Valor nutrimental de la Pitaya (<i>Stenocereus spp</i>)	5
Cuadro 2. Materiales y Métodos	15
Cuadro 3. Composición de medio MS (Murashige y Skoog).	17
Cuadro 4. Formulación para 1 Litro de medio MS.	18
Cuadro 5. Tratamientos de escarificación de <i>Stenocereus gummosus</i>	21

III RESUMEN

En Baja California se distribuye una gran cantidad de cactáceas entre las cuales destaca *Stenocereus gummosus* que es endémica y está presente en la mayor parte de la península, esta cactácea es ampliamente apreciada por su fruto, el cual es explotado por los habitantes de las regiones donde hay presencia de este cactus. Esta especie es de lento crecimiento, baja germinación y se enfrenta al deterioro de su hábitat, esto hace que tenga problemas de propagación de forma natural.

El fruto es consumido por aves de la región, las cuales a través de la digestión eliminan la cutícula de las semillas permitiendo que tengan un mayor porcentaje de germinación.

En la actualidad existe poca información sobre tratamientos alternos para aumentar el porcentaje de germinación de la especie *Stenocereus gummosus*. Por lo tanto, la finalidad de esta investigación es proponer diferentes tratamientos de escarificación y sustratos que incrementen el porcentaje de germinación de la cactácea. La información generada sería útil para iniciar un programa de propagación y reintroducción de esta especie a su hábitat, investigaciones de procesos fisiológicos o biotecnológicos, así como también establecer campos experimentales para la producción y explotación de su fruto u otros derivados.

Para el desarrollo de la investigación se colectaron frutos de zonas montañosas del valle de San Quintín, Baja California, de los cuales se extrajeron las semillas y se almacenaron en condiciones de temperatura ambiente (25 ± 2 °C). Los tratamientos evaluados para la escarificación fueron; ácido giberélico comercial (Activol®) en una concentración de 20,000, 10,000, 5,000 ppm, con una exposición de 2 minutos, ácido sulfúrico al 70%, 80%, y 90% durante 2 minutos, agua oxigenada por 10 minutos y el testigo. En la etapa de germinación se utilizaron dos sustratos: Peat Moss y medio MS sin adición de reguladores de crecimiento, se

evaluó durante 15 días el porcentaje, tiempo promedio y velocidad de germinación de cada tratamiento.

Los resultados obtenidos mostraron que los medios de germinación MS y Peat Moss tienen diferencia significativa en el porcentaje de germinación siendo superior el primero. En cuanto a los tratamientos de escarificación, en el medio MS no se observó una modificación en el porcentaje de germinación, sin embargo, en el sustrato Peat Moss, hubo dos tratamientos (Ácido giberélico a 20,000 y 10,000 ppm) que incrementaron significativamente el porcentaje de germinación respecto al testigo.

Palabras claves: Escarificación, Peat Moss, Germinación, Medio MS, Acido Giberélico.

IV SUMMARY

In the peninsula of Baja California is distributed one of the cactus species that has a great value for the inhabitants of the region, as an exploited resource in the area, such is the case of the fruit of the pitaya agria (*Stenocereus gummosus*). However, this species has a problem of slow growth, apart from the deterioration of its habitat, this makes it have problems of propagation naturally.

The germination of their seeds naturally occurs thanks to the action of the birds of the region, which consume the fruit, which goes through a digestive process inside the bird, its waste is left without the protection of the cuticle, allows the seed to have a higher percentage of germination.

There is currently little scarification information and its germination, of the species *Stenocereus gummosus*, therefore, the purpose of this research is to obtain a broader knowledge of germination percentage with the different treatments of scarification and its type of substrate.

The material was obtained from the mountainous areas of the San Quintín Valley, Baja California and stored under ambient temperature conditions, which ranges from $27 \pm 2^{\circ}\text{C}$ during a period of 11 months. The treatments used were; commercial gibberellic acid (Activol®) in a concentration of 20,000, 10,000, 5,000 ppm, with a 2-minute exposure, 70% sulfuric acid, 80%, and 90% for 2 minutes, oxygenated water for 10 minutes and the control no scarification treatment was given, in the germination stage, two substrates were used: Peat Moss and MS medium without the addition of growth regulators. The germination was reflected at 8 days and was followed up until 15 days, the gibberellic acid with the concentration of 20,000 ppm germination in MS medium, obtained 100% germination while pedestrians with scarification with gibberellic acid at the concentration of 10,000 it obtained a germination of 90%. With the data obtained from the germination we

obtained the following values: germination speed, germination index, average time of germination and percentage of germination of each treatment.

Comparing the controls in which the seed of *Stenocereus gummosus* was sown, the MS medium obtained a germination of 73.33%, in comparison Peat Moss with 16.66%.

Statistically in the MS medium, with% .G, T.P.G and V.G, there was no significant difference with the treatments.

But in Peat Moss the best treatment, in comparison to the control it presented the gibberellic acid with the concentration of 20,000 ppm with a 100% of germination. In T.P.G and V.G there was no significant difference with the treatments

Keywords: Scarification, Peat Moss, Germination, MS Medium, Giberelic acid

V INTRODUCCIÓN

Stenocereus gummosus (Englem.) (Gibson y Horak, 1978) comúnmente llamada pitaya agria, es una cactácea columnar predominante y de presencia más constante en las comunidades xerófilas de la península de Baja California, también se distribuye en la región oeste del desierto sonorense (Felger y Moser, 1985)

Esta especie produce frutos comestibles llamados pitayas, con la característica que tienen espinas y al madurar se le cae, en comparación de la pitahaya (*Hylocereus* sp.) el cual no tiene espinas, tal fruto es conocido como "fruta del dragón".

Debido a que la planta de pitayo se propaga por semilla, su crecimiento y desarrollo de la misma es muy lento (de 4 a 5 cm por año), como sucede con muchas de las especies de cactáceas. (Loza *et al.*, 2003).

Naturalmente su propagación es de manera asexual (debido a la especie), es una planta rastrera y al tener contacto con la superficie del suelo tiene mayor probabilidad de generar una nueva planta, debido a que rápidamente responde a la presencia de humedad formando raíces adventicias. (Ramírez, 2006).

Posee una estructura peculiar, en la cual el tallo está provisto de una cutícula gruesa y cerosa, la cual le permite que por el día no tenga una pérdidas de agua a altas temperaturas, cabe destacar que esta característica (de no perder agua a altas temperaturas) también es gracias a que cuenta con el metabolismo del ácido crasuláceo (MAC), mismo que se da de manera nocturna. En cada areola emerge una yema floral en la cual la polinización es efectuada durante el crepúsculo, debido a que las flores son de apertura nocturna, cerrándose al mediodía, los agentes polinizadores que participan son los murciélagos, mariposas nocturnas y diversas especies de abejas. (Loza *et al.*, 2003).

Para su desarrollo, el intervalo de temperatura oscila entre 10° y 40° c, pero suele ser sensible a bajas temperaturas, y más cuando la etapa vegetativa es de

crecimiento o desarrollo floral. Lo que implica aborto de flores o de fruto, (Pimienta, 2000).

Un gran número de semillas no germina debido a que la testa es dura o serosa lo cual no permite la entrada de agua, a este proceso se le conoce como latencia física, la cual la semilla no germina al menos que se use un método de escarificación de la testa el cual significa que cualquier tratamiento que destruye o reduce la permeabilidad de la cubierta de la semilla se le llama escarificación, hay varios métodos: el físico, mecánico y biológico, como el calor seco la ruptura de la testa, el remojo en agua y solución química (Padilla, 1995).

1 REVISIÓN DE LITERATURA

1.1 Generalidades de las cactáceas.

1.1.1 Origen

Algunas partes de América del Sur han sido señaladas como posible área de origen aún no se ha determinado con exactitud un lugar, una de las primeras hipótesis propuesta por Buxbaum (1969) sugiere áreas del Caribe y regiones centrales de América del Sur debido a la existencia de *Pareokia* sp. y otras especies con características ancestrales de la subfamilia Opuntioideae y Cactocidaeae. A su vez, Leuenberger (1986) propuso la región noroeste de América del Sur, mientras que Wallace y Gibson (2002) sugirieron la región andinas de Argentina, Bolivia y Perú.

América es uno de los continentes donde existe gran diversidad de especies de cactáceas, como en el sur oeste de Estados Unidos de América, el noroeste de Brasil y la porción de Norte de Argentina junto algunas regiones de Bolivia y Perú (Bravo y Scheinvar, 1995).

Las cactáceas columnares son las especies más importantes de los desiertos cálidos en norte América, así como en las comunidades del Caribe y montañas de América del Sur (Bravo, 1978). Por su sitio geográfico y conformación geológica, México es el país que alberga la mayor cantidad de especies de cactáceas, Aunque las podemos ubicar mayormente en zonas áridas y semiáridas, también se pueden encontrar en zonas tropicales, subtropicales, y templadas (Paredes *et al.*, 2000).

Hun (1999); Guzman *et al.*, (2007) y Velasco (2009) mencionan que aproximadamente la familia cactácea comprende entre 1500 y 2000 especies. Para México esta familia tiene gran importancia en cuanto a su diversidad biológica alcanzando aproximadamente 700 especies, que corresponde al 40% de la familia, siendo México el país más diverso, teniendo más de 84% de endemismo a nivel especie (Arias, 1993).

1.1.2 Adaptación de las cactáceas

Las cactáceas son plantas xerófitas porque puede soportar largos periodos de sequía y altas temperaturas ya que cuentan con mecanismos adaptativos, que han desarrollado un tejido succulento, cuya característica es la retención de agua, ya sea en órganos como raíz, tallo u hojas, pero no todas las plantas xerófitas son suculentas (Rivas, 1996) ya que puede presentar otros tipos de adaptación fisiológica, entre ellos, la acumulación de lignina o celulosa en la hoja permite que ésta sea dura y esté esclerotizada, con el objetivo de evitar la transpiración por los estomas. Debido a esta característica la planta no está sujeta a la presencia del agua para mantener la forma de su hoja (Contreras, 2015). Otra característica es que la planta eleva su presión osmótica para la obtención de agua, debido a que las plantas xerófitas acumulan grandes cantidades de sales en el tejido celular, lo que permite que la presión osmótica sea mayor en la célula vegetal que en la del agua del suelo, obteniendo por resultado una gran fuerza de succión.

La evolución de las cactáceas se ha caracterizado por sobrevivir en zonas áridas gracias a que han desarrollado funciones fisiológicas y anatómicas, una de las más destacadas es su fotosíntesis; conocida como metabolismo ácido de las crasuláceas o CAM (por sus siglas en inglés), que le permite desarrollar la función de la fotosíntesis en la noche, evitando la transpiración por el día, esto debido a las altas temperaturas (Sánchez, 1982).

Cuando la temperatura va en aumento, los estomas permanecen cerrados con el fin de evitar la deshidratación, esto evita el ingreso de CO₂ durante el día, y en la noche los estomas se abren para recibir el CO₂, para elaborar ácidos orgánicos que se reservan en las vacuolas; subsecuentemente son descarboxilados durante el día dando como resultado el CO₂, mismo que queda retenido en las hojas y no puede salir debido a que los estomas permanecen cerrados en el día, de esta manera se evita que transpire más agua de lo que absorbe por medio de sus raíces, lo que justifica la adaptación a las zonas áridas en donde se ubican (Rivas, 1996).

1.1.3 Reproducción de las cactáceas

La propagación se puede llevar a cabo por vía sexual y asexual: en la reproducción sexual la semilla tiene variabilidad fenotípica que se va heredando de generación a generación, en la asexual por su parte, no existe recombinación genética, este tipo de propagación (asexual) se puede llevar a cabo mediante esquejes, vástagos e injertos. (Ramírez, 2006).

1.1.4 Morfología de las cactáceas

1.1.4.1 Tallo

Las cactáceas tienden a ser trepadoras, arbustivas o epífitas, con tallos y cladodios suculentos, que pueden presentarse en formas cilíndricas o globos, pueden contar con hojas vestigiales, subuladas o laminadas, la fotosíntesis se lleva a cabo en el tallo, el cual tiene función de almacén de agua (Paredes *et al.*, 2000).

1.1.4.2 Raíz

Las cactáceas poseen generalmente una raíz principal ramificada, el sistema radicular es superficial y extenso, tiene formas cónicas, napiformes o tuberosas.

1.1.4.3 Areolas

Cuenta con areolas circulares cubierta con tricomas y espinas, la areola constituye unas de las regiones meristemáticas; en la cual, la célula realiza su replicación y su diferenciación (células especializada, o no especializada), misma que servirá para la formación de órganos tales como: espinas, tricomas, raíces, botones florales (Anderson, 2001: Paredes *et al.*, 2000).

En la estructura de las areolas nacen los botones florales, se genera una flor por cada areola, aunque en *Myrtillocactus geometrizans* surgen varios botones florales en una areola (Anderson. 2001).

1.1.4.3 Flor

Las flores de las cactáceas tienen características atrayentes para su polinización, tales como: las diferentes longitudes, formas, colores y olores, siendo los polinizadores: abejas, colibríes, murciélagos y polillas. La polinización se lleva a cabo en la noche y el amanecer, a este tipo de flores se le conoce como quiropterófilas (Faegri *et al.*, 1971).

Sahley (2001) describe que la mayoría de las cactáceas columnares estudiadas son especies que presentan xenogamia debido a que tienen el mecanismo de autoincompatibilidad. Algunas especies auto-incompatibles en el Suroeste de Estados Unidos y Noroeste de México son: *Carnegiea gigantea*, *Pachycereus schottii*, *Pachycereus pecten-aboriginum*, *Stenocereus gummosus* y *S. thurberi* (Fleming *et al.*, 1996, 2001; Holland & Fleming 1998; Molina *et al.*, 2004). La polinización de las flores de las cactáceas de los géneros *Carnegiea*, *Pachycereus*, *Stenocereus*, *Pilosocereus* y *Subpilocereus* ocurre debido a polinizadores como los murciélagos (Petit, 1995) y en el género *Carnegiea gigantea* y *Stenocereus thurberi* se ha descubierto que atrae abejas, mariposas nocturnas y colibrí, entre otras aves. (Fleming *et al.*, 1996, 2001; Fleming 2002).

1.2 *Stenocereus* sp.

El género *Stenocereus* está representado por 19 especies en el territorio de México, las cuales son: *S. marginatus*, *S. dumortieri*, *S. stellatus*, *S. treleasei*, *S. griseus*, *S. laevigatus*, *S. pruinosus*, *S. eichlamii*, *S. fricii*, *S. martinezii*, *S. queretaroensis*, *S. quevedonis*, *S. montanus*, *S. thurberi*, *S. chacalopensis*, *S. chrysocarpus*, *S. wever*, *S. beneckeii* y *S. standleyi* (Sánchez, 1984), *S. gummosus* (Engelm) (Gibson y Horak 1978).

1.2.2 Importancia económica

Del género *Stenocereus* las especies que más se explotan son: *S. griseus*, *S. pruinosus*, *S. stellatus*, *S. marginatus*, *S. treleasei*, *S. fricii*, *S. queretaroensis* y *S. quevedonis* (Granados *et al.*, 1999). Bravo (1978) menciona que los campesinos explotan sus frutos y los venden en los mercados en el mes de mayo, del cual proviene el nombre de una de las frutas pitaya de mayo (*S. griseus*). Adicionalmente del fruto se extraen colorantes y pectinas, que se encuentran en la cáscara y pulpa, mismas que contienen betalainas que son pigmentos hidrosolubles similares a las que se extraen del betabel (Reynoso *et al.*, 1997; Beltrán *et al.*, 2009), se utilizan también en alimentos y cosméticos que dan desde un tono de color rojo al amarillo (Casas *et al.*, 2001).

1.2.3 Valor nutrimental

Ramírez (2016) menciona que el fruto de pitayo tiene un sabor dulce que generalmente ronda entre los 15 y 19 grados brix. En el cual, por cada 100 gr de fruto, oscilan los siguientes valores. Cuadro 1.

Cuadro 1. Valor nutrimental de la Pitaya (*Stenocereus spp*) Ramírez, 2006

Calorías (Cal)	48.8
Agua	85.2 %
Carbohidratos	12.2 g.
Fibra dietética	3.3 g
Proteína	1.29 g
Grasas	1.1 g

1.3 *Stenocereus gummosus*

1.3.1 Taxonomía

Reino *Plantae*

División Magnoliophyta

Clase *Magnoliopsida*

Orden *Caryophyllales*

Familia *Cactaceae*

Subfamilia *Cactoideae*

Tribu *Pachycereae*

Género *Stenocereus*

Especie *S. gummosus* (*Engelm*) *Gibson & K.E.Horak* (1978)

1.3.2 Distribución

Stenocereus gummosus es una cactácea columnar endémicas de las regiones de baja california, se desarrolla en áreas tipo matorral desde el nivel del mar hasta aproximadamente 800 metros de elevación (*Hasting et al.*, 1972). En nuestro país lo podemos encontrar desde los desiertos de Sonora hasta la península de Baja California (*Felger y Moser*, 1985; *Granados et al.*, 1999).

1.3.3 Morfología de *Stenocereus gummosus*

Stenocereus gummosus (pitaya agria), es un arbusto semirrecto que forma matorrales de 1-3 metros de alto, con ramas de color verde oscuro con un diámetro de 5-8 cm, con costillas y areolas grandes con una distancia entre sí, de 2 cm de entre areola, cuenta con espinas gruesas de color gris con 4 cm de largo (*Figura 1*) (*Paredes et al.* 2000).

Sus frutos son ovoides, globosos de 6-8 cm de diámetro, envueltos por un pericarpio o cáscara que lleva areolas, espinas o tricomas, en el caso de las areolas, se desprenden del pericarpio cuando el fruto madura, la pulpa es generalmente de color rojo púrpura y sabor agridulce. Las semillas son de color negro o castaño oscuro, con una forma piriforme, con un diámetro de 2.5mm (*Saenz*, 1995; *Paredes et al.* 2000). Cabe mencionar que el pigmento betacianinas y betalanas le da el color

atractivo al fruto, la maduración será determinada por el color rojo de la cáscara (Nerd *et al.*, 1999).



Figura 1. Cladodio de *Stenocereus gummosus*

1.3.4 Propagación sexual

La polinización se realiza nocturnamente, su principal polinizador es el murciélago y mariposas nocturnas (Petit 1995: Clark *et al.* 2003) y en el crepúsculo es polinizado por abejas, colibríes y otras aves (Faegri *et al.*, 1979).

El tipo de flor (Figura 2) que presenta es de color blanco a rosado púrpura, alcanza a medir de largo hasta 20 cm y 8 cm diámetro, estas flores son zigomorfitas de estrecho tubo floral (Pimienta, 2002).



Figura 2. Flor de *Stenocereus gummosus*

1.3.5 Propagación vegetativa

De manera sexual *Stenocereus gummosus* se propaga a través de semillas, y por vía asexual (Figura 3) por medio de su tallo, disminuyendo la variabilidad genética de su especie, y su desarrollo es de aproximadamente de 4 a 5 cm en un año (Loza *et al.*, 2003).



Figura 3. Propagación asexual de *Stenocereus gummosus*.

1.4 La semilla y su germinación

La estructura de la semilla consta de varias partes: el embrión, el perisperma, la testa, el micrópilo, el hilo, la carúncula, y en algunos géneros la cobertura tunicular. La testa cubre toda la semilla ofreciéndole una protección al medio adverso y al ataque de sus depredadores (aves y mamíferos). La testa varía en su color que va desde castaño, anaranjado, café y negro, su diseminación es por aves, mamíferos, así como también la acción de las lluvias y/o vientos. (Paredes *et al.*, 2000).

Existen diferentes procesos antes de la germinación de la semilla, como la imbibición de agua y culmina con la emergencia de la plántula a través de la cubierta seminal, y su establecimiento y la dispersión junto con la germinación es la etapa más vulnerable del ciclo de vida de las plantas (López *et al.*, 2001). Cuando la latencia se rompe la germinación empieza y para que esto ocurra, se debe de considerar determinadas condiciones: que la semilla sea viable, que exista condiciones ambientales favorables (agua, oxígeno y luz) y que la semilla esté libre de patógeno para que su germinación sea exitosa. (Vázquez *et al.*, 1997). En algunas especies de la familia de las cactáceas se ha observado que para su germinación dependen de la luz (Fotoblastismo) y otras que germinan en presencia o ausencia de esta (indiferentes) (Rojas *et al.*, 2000).

Hay dos procesos fisiológicos de la semilla, que pueden retardar su germinación, una es la dormancia asociada a condiciones propias de la semilla que impide que germine aunque los factores ambientales (Luz, agua, temperatura, pH, etc.) sean favorables. Cuando uno de estos no es el ideal y a pesar de que la semilla sea viable y ésta no germina, a este proceso se le conoce como latencia (Derek y Black, 1994).

1.5 Escarificación

Rojas (2016) menciona que existen impedimentos físicos propios de la semilla tales como la testa gruesa, que dificultan el proceso de germinación. La FAO (1991) describe que existen tratamientos conocidos como escarificación (química,

biológica, física y mecánica) que favorecen la germinación rápida y uniforme de las semillas.

1.6.1 Escarificación química

La escarificación química consiste en la inmersión de semillas en ácido para romper su testa o la cubierta serosa que lo cubre, de forma natural cuando la semilla pasa por el tracto digestivo de vertebrados (Rojas *et al.*, 2000). El jugo digestivo que está compuesto por enzimas y ácidos el cual desgasta y en algún caso remueve el mucílago de la semilla, en algunos caso se destruye el embrión y otras quedan viables y germina (Silva *et al.*, 1997; Flores *et al.*, 2002).

Para determinar si la semilla tiene una capa permeable al agua es utilizar la técnica de imbibición, si la semilla no absorbe agua tiene dormancia física el cual se puede romper con la escarificación química o mecánica (Orosco *et al.*, 2007). Este proceso favorece a la permeabilidad de la testa activando el proceso de germinación, es el caso de los frutos que son comido por las lagartijas (Casado y Soriano, 2010), en el caso de especies como *Stenocereus griseus* y *Subpilocereus repandus* las aves son las que desempeñan ese papel (Soriano, 1999).

Godínez (1991) realizó un estudio en ocho especies de cactáceas, el cual concluyó que el escarificado con ácido clorhídrico a diferentes concentraciones le permite obtener mayores porcentajes de germinación. Sin embargo Álvarez & Montaña (1997) concluyen que la escarificación con ácido clorhídrico de las especies, *Cephalocereus chrysacanthus*, *Cephalocereus hoppenstedtii*, *Ferocactus latispinus*, *Stenocereus stellatus* y *Wilcoxia viperina*, no influyó de manera significativa en los porcentajes de germinación.

1.6.2 Escarificación biológica

La escarificación biológica es aquella en el cual un microorganismo degrada la testa, erosionando o agrietando alrededor del endocarpio reduciendo su mecanismo de resistencia de la germinación de la semilla con dormancia fisiológica (Morpeh y Hall, 2000).

1.6.3 Escarificación con agua a temperatura ambiente.

La dureza de la testa va determinar el tiempo que va tener que estar sumergida la semilla en agua a temperatura ambiente, como puede ser horas o días con la finalidad que la testa se degrade o rompa su permeabilidad (Pérez, 2008).

1.6.4 Escarificación mecánica

Consiste en la eliminación de la testa de la semilla de forma manual, con la ayuda de un instrumento mecánico sin dañar al embrión. (Pérez, 2008).

1.7 Germinación in vitro

El cultivo in vitro de plantas corresponde a colocar, la semilla, embriones, órganos, explantes, tejido celular y protoplasto de planta, en un medio nutritivo usándolo como sustrato, dándole condiciones óptimas ambientales, asépticas y de nutrientes (Pierik, 1990).

El problema que se ha tenido con la técnica de tejido vegetales es la obtención y la desinfección del explantes, debido a que a veces no se cuenta con el tejido vegetal o bien este presenta un alto contenido de contaminación debido al medio natural al que se encuentra, por la cual la micropropagación por semilla es la

idónea para obtener explantes en condiciones asépticas, al inducirlo la germinación in vitro, por lo cual puede ser una alternativa en cactáceas para obtener una planta y poder obtener el tejido e inducirlo en forma de callo, brotes, y otros usos, etc. (Comparan y Luna, 1994).

La incorporación nutrimental (sales minerales) es importante en el medio de cultivo in vitro, por lo general siempre se utiliza soluciones concentrada llamada solución madre, para facilitar la manipulación de las dosis (Pierik, 1990). Infante (1992) germinó semilla de pitahaya amarilla (*Melocactus coccineus*) en medio MS con sales minerales, del cual se desarrolló brotes y callo embriogénicos utilizando reguladores de crecimiento.

El medio nutritivo MS tiene dos funciones principales, proporcionar los nutrientes básicos y dirigir el crecimiento y desarrollo mediante reguladores de crecimiento (auxinas, citocininas y giberelinas) (Hartmann, 1999). La incorporación de sacarosa al medio de cultivo, son esenciales para el crecimiento y desarrollo de planta in vitro, ya que la sacarosa son fuente de carbono y es la más utilizada, también se puede utilizar glucosa, fructosa y el almidón (Pierik, 1990).

Starling (1985) realizó un estudio de germinación de la especie *Leuchtenbergia principis* en medio de cultivo MS, al cual no le agrego reguladores de crecimiento, obteniendo como resultado plántulas a la seis semanas.

1.8 Germinación en sustrato

La elección de sustrato para un experimento de germinación es opcional tomando en cuenta las características físicas de este, la retención de agua y la entrega de la misma para la semilla, los sustratos más empleados son papel filtro, toallas de papel y se puede emplear el papel periódico no impreso (ISTA, 1999).

2 JUSTIFICACIÓN

El fruto del pitayo (*Stenocereus gummosus*) tiene un valor importante para los habitantes del valle de San Quintín, éste es obtenido de plantas silvestres para su consumo y venta, esta actividad conlleva su sobreexplotación. La colecta de este fruto limita la disponibilidad para la alimentación de la fauna silvestre, en especial las aves, las cuales por el proceso digestivo facilitan la germinación de la semilla, a través del rompimiento de la cutícula, aumentando así su viabilidad y la dispersión de ésta en la región. Aunado a esto, el crecimiento de la población y la agricultura han sido factores en la destrucción del hábitat donde esta especie prolifera. La semilla de pitayo presenta un bajo porcentaje de germinación, por lo que es necesario realizar estudios para abordar esta problemática y plantear en un futuro la reintroducción de plantas nuevas en su hábitat.

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo general

Evaluar diferentes tratamientos de escarificación para aumentar la germinación de la semilla de la especie *Stenocereus gummosus*,

3.2 Objetivo específico

- 1 Evaluar la germinación en sustrato Peat Moss de la marca BM2 y medio in Vitro MS.
- 2 Evaluar el porcentaje y la velocidad de germinación de la semilla de cada uno de los tratamientos de escarificación evaluados en sustrato Peat Moss y el medio in Vitro MS.

4 MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Localización de la investigación

La investigación se realizó en el laboratorio de fitopatología de la Facultad de Ingeniería y Negocios San Quintín (FINSQ), ubicada en el Ejido Padre Kino, km 180.2 de la carretera transpeninsular, el material utilizado fueron semillas de la especie *Stenocereus gummosus*, conocida comúnmente como pitayo agria, los frutos fueron recolectados en la zona montañosa desde la localidad del Rosario hasta el poblado Padre Kino.

Para la colecta del fruto se tomaron ciertas características de maduración, color y las espinas. Ya obtenido el material (fruto), se extrajeron las semillas y se colocaron en cajas Petri, posteriormente se sellaron y las semillas fueron almacenadas para su posterior utilización.

Cuadro 2. Materiales y Métodos

Equipos	Materiales	Reactivos
Horno.	Pipetas 10 y 20 ml.	Ácido sulfúrico.
Agitador electromagnético.	Tubo de ensayo.	Alcohol 70%.
Cámara de flujo laminar.	Vaso de precipitado.	Ácido giberélico comercial (Activol®).
Autoclave.	Matraz Erlenmeyer.	Hipoclorito de sodio (NaClO).
Refrigerador.	Frasco lavado.	Macro y micronutrientes del medio básico de cultivo Murashige y Skoog (1962).
Cámara de germinación.	Botella.	
Conductímetro.	Cajas Petri	Agua destilada.
	Papel aluminio.	Sacarosa.
	Marcador.	Agar.
	Pinzas.	Agua oxigenada.
	Malla.	Peat moss (BM2).

Papel canela.

Vaso de unicel.

4.2 Esterilización del material de trabajo

El área de trabajo fue la cámara de flujo laminar el cual se desinfecto con alcohol al 70% y con Hipoclorito de sodio (NaClO₃) al 20 %, luego se prendió la luz ultravioleta con una duración de 30 minutos, él tubo de ensayo, Matraz Erlenmeyer, Frasco lavado, pinzas, Vaso de precipitado, Pipetas 10 y 20 ml, se lavaron con jabón y con Hipoclorito de sodio (NaClO₃), posteriormente se metieron al autoclave.

4.3 Desinfección de la semilla de *Stenocereus gummosus*

La semilla se desinfecto primero con alcohol al 70% durante 2 minutos, posteriormente se lavó y se colocó en un matraz Erlenmeyer con hipoclorito de sodio donde se puso en agitación continua por 20 minutos posteriormente cumplido el tiempo fue llevado dentro de la cámara de flujo laminar en donde el hipoclorito de sodio fue retirado dejando la semilla expuesta en el matraz, se enjuago la semilla 5 veces con abundante agua, después se colocaron en cajas Petri para su secado.

Una vez secada la semilla se sembraron en el medio MS y Peat Moss.



Figura 1. Matraz Erlenmeyer con hipoclorito de sodio con movimiento orbital

4.4 Medio de cultivo

Se utilizó como medio de cultivo como base la de MS, con la comparación nutrimental (cuadro 3).

Cuadro 3. Composición de medio MS (Murashige y Skoog 1962).

Cuadro 4. Composición de medio MS (Murashige y Skoog 1962).

SOLUCIÓN CONCENTRADA

SOLUCIÓN A: concentración : 1000 X. Volumen: 50 ml

Cloruro de calcio ($\text{CaCl}_2 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$) 22.00 g

SOLUCIÓN B: concentración : 1000 X. Volumen: 50 ml

Yoduro de potasio (KI) 41.50 mg

Cloruro de cobalto ($\text{CoCl}_2 \cdot 6 \text{H}_2\text{O}$) 1.25 mg

SOLUCIÓN C: concentración : 400 X. Volumen: 50 ml

Fosfato Monobásico de potasio 3.400 g
(KH_2PO_4)

AC. Bórico (H_3BO_3) 0.124 g

Molibdato de sodio (NaMoO_4) 0.005 g

SOLUCIÓN D: concentración : 400 X. Volumen: 50 ml

Sulfato de magnesio ($\text{MgSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$) 7.800 g

Sulfato de manganeso ($\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$) 0.340 g

Sulfato de zinc ($\text{ZnSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$) 0.172 g

Sulfato de cobre ($\text{CuSO}_4 \cdot 5 \text{H}_2\text{O}$) 0.50 mg

SOLUCIÓN E: concentración : 200 X. Volumen: 100 ml

Sulfato ferroso (FeSO ₄ - 7 H ₂ O)	0.557 g
EDTA disódico (Na ₂ EDTA)	0.745 g
Solución F: concentración : 100 X. Volumen: 100 ml	
Glicina	20.00 mg
Piridoxina HCl	5.00 mg
Ac. Nicotínico	5.00 mg
Tiamina HCl	1.00 mg
Mio inositol	1.00 g
SOLUCION G: Para una concentración de 850 ml de agua destilada	
Sacarosa	30.00 g
Nitrato de potasio	1.90 g
Nitrato de amonio	1.65 g

En la solución E: Se recomienda disolver ambos componentes por separado, por cual se podría re querer calentarse, como consiguiente se agregó poco a poco la solución de Fe a la de EDTA y aforar, debido que la solución debe de quedar de un color amarillento sin precipitados.

4.4.1 Preparación de MS

1. Para una concentración de 850 ml de agua destilada, agregar el volumen indicado de la concentración concentrada en el cuadro 4.

Cuadro 5. Formulación para 1 Litro de medio MS

solución	Volumen(ml)
A	1
B	1
C	2.5
D	2.5
E	5

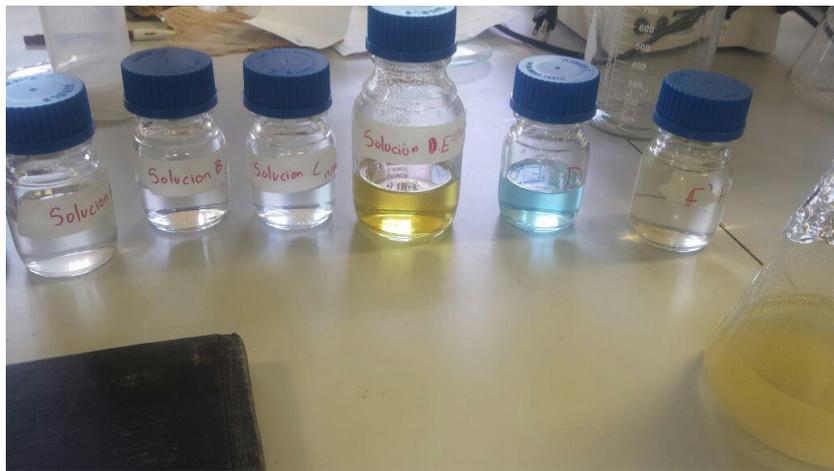


Figura 2. Solución Nutritiva, A, B, C, D, E, F, G.

2. Se pesó lo siguientes compuestos y se agitó hasta disolver:

Sacarosa: 30.00 g

Nitrato de potasio: 1.90 g

Nitrato de amonio: 1.65 g

Jiménez (1998) menciona la importancia de la sacarosa en el medio de cultivo para el enraizamiento para logra una crecimiento vigoroso en la raíz, debido a que soporta el estrés hídrico debido al aumento de la presión osmótica del medio.

3. No se agregó ningún regulador de crecimiento, Se aforó 1 litro con agua destilada, se ajustó el pH del medio a 5.7 con NaOH o HCL 0.1N.

4. Se colocó en una estufa con agitador electromagnético hasta que las solución estuviera de un color amarillo, se dejó enfriar procediendo a introducirlo en el autoclave, alcanzado los 180 grados, se extrajo y se procedió a llevarlo a la cámara de flujo laminar en el cual se trabajó, colocando la solución nutritiva en las cajas petris, una vez llenado las cajas Petri se dejó enfriar y se guardaron el refrigerador hasta su uso.



Figura 3. Ajuste de pH del Medio MS

4.5 Descripción del tratamiento

4.5.1 Escarificación de la semilla *Stenocereus gummosus*

Para llevar a cabo la escarificación de la semilla se utilizaron los siguientes tratamientos: ácido giberélico comercial (Activol®) con las siguientes concentraciones 5,000 ppm, 10,000 ppm y 20,000 ppm por un lapso de dos minutos, ácido sulfúrico al 70%, 80% y 90% por el mismo lapso de tiempo, agua oxigenada por 10 minutos y el testigo. Después del tratamiento se realizó la desinfección de la semilla con una solución de hipoclorito de sodio (Cloralex) al 20 % durante 20 minutos en agitación, después se enjuagaron con agua destilada estéril para retirar el exceso de cloro.

El tamaño de la muestra fue 10 semillas por tratamiento con tres repeticiones, la cual se sembró en caja Petri con una solución nutritiva (MS) y Peat Moss

Se sacaron las cajas Petri del refrigerador el cual tenía el medio MS y se trabajó en la cámara de flujo laminar, una vez ya desinfectada la semilla se colocaron en el medio MS, obteniendo 3 repeticiones por tratamiento.

El sustrato se hidrato en una relación de 1 litro de agua destilada por 5.5 litros de sustrato Peat Moss de la marca BM2, posteriormente se colocó en vasos de unicel de 12 oz (354 ml) colocando un volumen de .330 litro de Peat Moss hidratado el cual se colocaron 10 semilla por vaso obteniendo 3 repeticiones por tratamiento, sé utilizó FILM trasparente para tapar los vasos de unicel, para evitar la pérdida de agua del sustrato hidratado.

Una vez colocadas las semillas en las cajas Petri y vasos de unicel, colocamos en la cámara de germinación con condiciones de fotoperiodo de 16 h luz y 8 h de oscuridad, con una temperatura de 25 grados centígrados, la toma de dato se realizó del día 1 a día 15.

4.6 Diseño experimental

Cuadro 6. Tratamientos de escarificación de *Stenocereus gummosus*

Numero de tratamientos	Descripción
T1	A. SULFURICO 90 %
T2	A. SULFURICO 80 %
T3	A. SULFURICO 70 %
T4	A. GIBERELICO 20,000 ppm
T5	A. GIBERELICO 10,000 ppm
T6	A. GIBERELICO 5,000 ppm
T7	AGUA OXIGENADA
T8	TESTIGO

El diseño experimental el cual se empleo fue un diseño factorial en bloques completamente al azar donde el factor A esta conformado por 8 tratamiento de escarificación y el factor B por 2 combinaciones de sustratos.

Para poder analizar el análisis de varianza, bajo un modelo factorial, Los datos obtenidos como porcentaje de conteos se procesaron mediante transformación angular y se examinaron mediante ANOVA y la comparación de medias se realizó por Tukey con un nivel de significancia del 5%. Utilizando el programa estadístico minitab versión 17.

Las variables de respuesta evaluadas fueron: porcentaje de germinación (P.G), tiempo promedio de germinación (T.P.G.), velocidad de germinación (V.G.) Gonzales y Orosco (1996).

$$T = \frac{\sum(n_i t_i)}{\sum N_i};$$

Donde T = tiempo promedio de germinación, t = número de días después de la siembra, n_i =numero de semillas germinas.

Él cual provee una medida del tiempo promedio de germinación que necesita la semilla para germinar.

$$M = \sum\left(\frac{n_i}{t}\right)$$

Donde M = velocidad de germinación n_i =numero de semillas germinas el día i , t = tiempo de germinación desde la siembra hasta la germinación de la última semilla.

Es la relación del número de semilla con el tiempo de germinación, de acuerdo con el índice de germinación entre mayor sea el valor calculado, mayor será la velocidad a la que ocurra la germinación de la semilla.

5 RESULTADOS

Al comparar el resultado obtenido sobre el proceso de germinación, donde no se le aplicó ningún tratamiento de escarificación a la semilla. El cual indicó que el medio MS fue el del mayor porcentaje de germinación (73.33 %) en comparación con el Peat Moss (16.67 %) el análisis de varianza mostró diferencia altamente significativa (T-Student donde valor $P = 0.038$) figura 4.

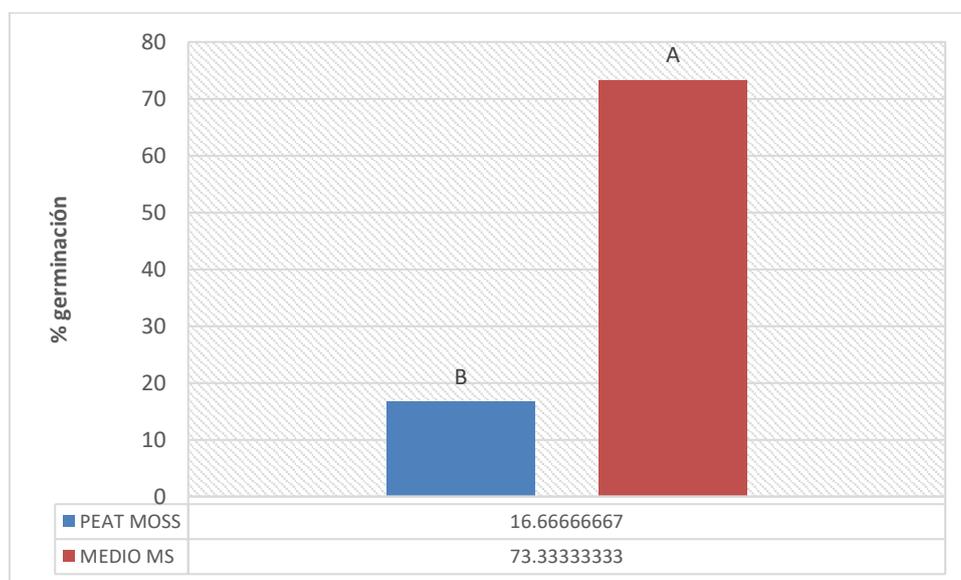


Figura 4. Porcentaje de germinación sin ningún tratamiento de escarificación, semillas de *S. gummosus* a los 15 días de incubación. Sin ningún tipo de tratamiento de escarificación. Tratamientos con la misma letra son iguales entre sí (t-Student donde $P: 0.038$).

En los tratamientos de escarificación en la cual se germinó en sustrato Peat Moss no se encontró diferencia significativa. En el P.G, T1(80%), T2(83.33%), T3(80%), T4(100%), T5(86.66%), T6(76.66%), Y T7(73.33%) pero si hay diferencia significativa en T4(100%), T5(86.66%) con respecto al T8(16.66%). En comparación al T8 (16.66%) no hay diferencia significativa con T1 (80%), T2 (83.33%), T3 (80%), T6 (76.66%), Y T7 (73.33%). La escarificación en el medio MS estadísticamente no hay diferencia significativa en ninguno de los tratamientos con una significancia de 0.05 (figura 5).

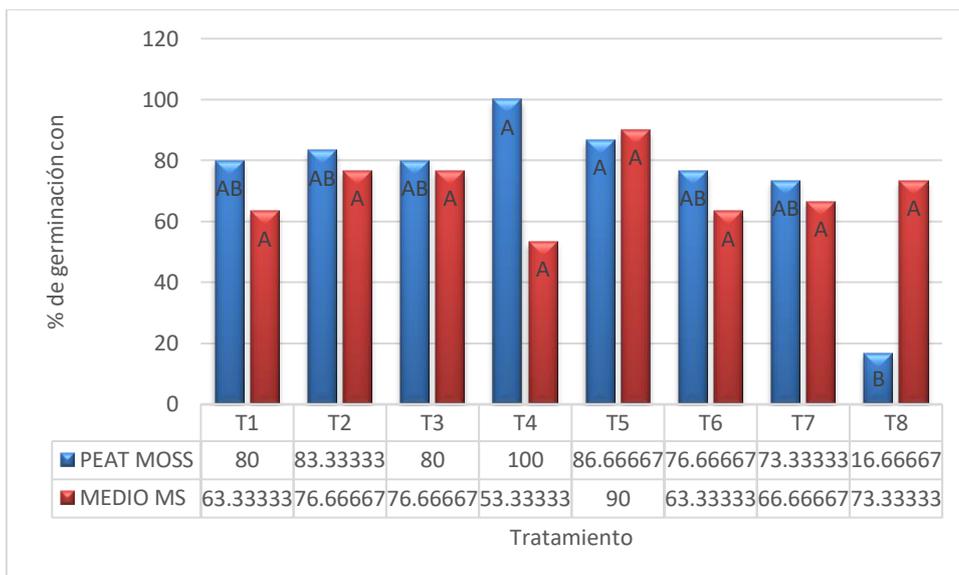


Figura 5. Porcentaje de germinación con tratamiento de escarificación sembrado en medio MS y Peat Moss

Al comparar el tiempo promedio germinación entre los tratamientos de escarificación tanto para el Peat Moss como en el medio MS no se presentó diferencia significativa entre sí. (Figura 10)

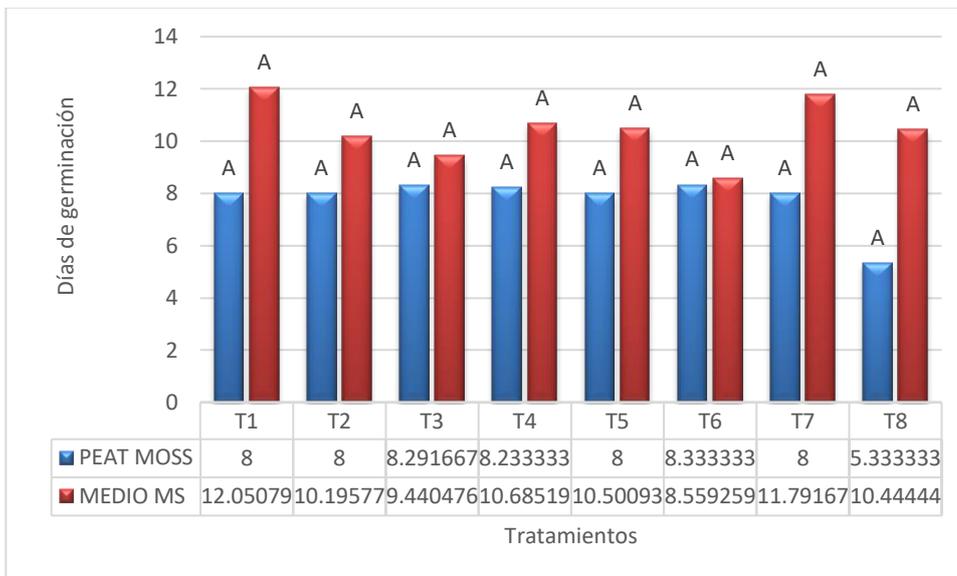


Figura 6. Tiempo promedio de germinación con tratamiento de escarificación germinado en medio ms y Peat Moss.

De acuerdo con la ANOVA y comparación múltiple de medias de tukey con una significancia al 5% la velocidad de germinación no presento diferencias significativas en ninguno de los tratamiento de escarificación tanto para el medio MS Y Peat moss.

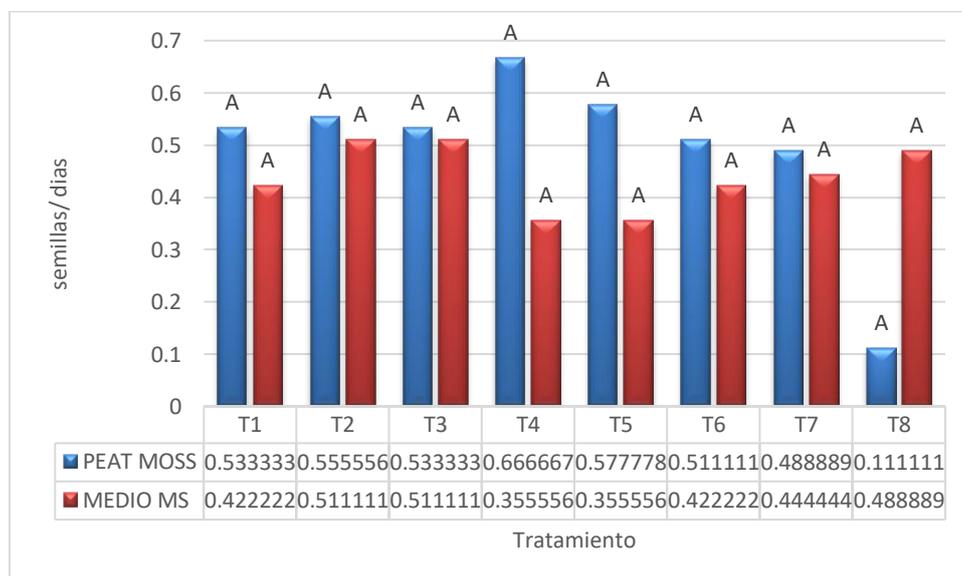


Figura 7. Velocidad de germinación con tratamiento de escarificación germinado en medio ms y Peat Moss.

6 DISCUSIÓN DE LOS RESULTADOS

6.1 Porcentaje de germinación de los medios ms y Peat Moss sin escarificación.

La germinación de la semilla está determinada por factores, la luz, humedad, temperatura, el sustrato y la característica genética de la material, en las cactáceas se han encontrado diferentes estrategias para promover la germinación tal es el caso de la escarificación química, biológica y mecánica.

Los resultados obtenidos evidencian la utilización del medio MS en sustitución al Peat Moass, debido a que se obtuvieron resultados en el porcentaje de germinación 73.33 % y 16.67% con medio MS y Peat Moss, (figura 8).

Debido a que el medio MS es una solución acuosa y al estar la semilla mucho más tiempo en humedad uniforme, la cubierta del material se ablando y así permitió la entrada del agua al embrión. En cambio el Peat Moss se le dio la humedad, pero no le fue suficiente para abarcar toda la semilla y alcanzar un porcentaje mayor en su germinación. La FAO (1991) menciona que al remojar la semilla en agua remueve los inhibidores químicos presentes en la cubierta, este tratamiento es el empleado con el objetivo de ablandar la testa, y el tiempo de remojo puede ser de 12, 24, 48 y hasta 72 horas.

Al tener nitrato de potasio el medio de cultivo aumenta la germinación. Martínez (1992) describe que al colocar la semilla en cajas Petri y en el sustrato y humedecerlo con una solución de nitrato de potasio al 0.2% la germinación es mucho mejor. Merlín (1987) describe que al darle tratamiento con nitrato de potasio al .02%

durante 6 minutos, la semilla de *Pothecellobium mexicanum*, obtuvo 98% de germinación que fue lo más alto registrado en su investigación.

6.2 Escarificación en el medio ms

En la figura 5 se puede observar que el mejores resultados se obtuvo en escarificación con ácido giberélico a 10,000 ppm, con una germinación de un 90%, el segundo tratamiento lo obtuvo el ácido sulfúrico al 80 y 70% (76.66%-76.66%) el tercer lugar lo presento el testigo con 73.33% de germinación, aunque se mostraron altos porcentaje de germinación, estadísticamente no hubo diferencia significativa entre los 8 tratamientos.

Debido a que los tratamiento, se germinaron en la solución nutritiva MS, el cual tiene disuelto nitrato de potasio como nutriente, que es empleado como escarificarte adicional para la ruptura de testa , Merlín (1987) menciona que al utilizar nitrato de potasio al 0.2% aumenta 98% de germinación de la semilla *Pothecellobium mexicanum*.

El testigo presento un porcentaje de (73.33%) el cual fue mayor a los tratamientos de ácido sulfúrico al 90% (63.33%), agua oxigenada (66.66%), ácido giberélico a 5,000 ppm (63.33 %), ácido giberélico a 20,000 ppm (53.33 %), este fue un motivo para que el testigo presentara un porcentaje mayor a los tratamiento ya mencionado, otro factor fue que al sembrarse en un medio el cual tiene humedad constante, la semilla presento un tipo de escarificación en el medio llamado

lixiviación, la FAO (1991) describe que se debe dejar a remojar, 1 día hasta 3 días, con el objetivo de remover los inhibidores presente en la cubierta, también es empleado para ablandar la testa de la semilla.

Pero no presento diferencia significativa cuando se comparó el testigo con los tratamientos ácidos sulfúrico al 90, 80 y 70%, con el agua oxigenada y el ácido giberélico a 5,000 ppm.

Hay documentación donde menciona que el ácido sulfúrico en solución diluida acelera el tiempo de germinación, debido que ablanda el tegumento de la semilla y hace permeable a la semilla. La semilla del género *Mammillaria Zephyranthoides* requiere de un efecto de escarificación, para generar el proceso de germinación el cual se utilizaron escarificación de ácido sulfúrico aplicado por 1,5 minutos el cual obtuvo el 52% de germinación, en comparación de lo demás tratamiento los cuales fueron : agua 50 °C por 5 minutos, agua 50 °C por 10 minutos y temperaturas de 4 a 6 °C por una semana el cual el porcentaje de germinación oscilaron entre 2% y 19%, el cual sugiere que la semilla debe pasar por el tracto digestivo de algún herbívoro para tener una planta (Navarro y Juárez, 2006) .

Corona & Chávez (1982) realizaron estudios con los tratamiento de escarificación de las semillas *Echinocactus grandis* y *E. grusonii* con ácido sulfúrico concentrado y posteriormente sometido a nitrato de potasio al 0,2 % obteniendo como resultado una pequeña disminución en el tiempo de obtención de la plántula.

Esta información sugiere que la capacidad de germinación de las semillas puede tener una respuesta diferencial de acuerdo con la especie y método de escarificación empleado. A pesar de que el porcentaje de germinación obtenido en este estudio para *Stenocereus gummosus* que se le dio escarificación química con ácido giberélico con una concentración a 10,000 ppm, teniendo 90 % germinación en comparación con la especie *M. pectinifera* que no se sometieron a escarificación presentó una germinación hasta 95% (Navarro & Deméneghi, 2007). Comparándolo con el testigo el cual presentó una germinación de 73.33%.

Para el tiempo promedio y velocidad de germinación, se ha observado cuando la semilla es colocada en condiciones óptimas, como temperaturas que oscilen entre 20 a 35°C la germinación se incrementan, posiblemente que favoreció la germinación, además de otros, disponibilidad de nutrientes, agua en el medio de cultivo, horas luz (Vázquez *et al.*, 1997; Patiño *et al.*, 1983), en cuanto a la temperatura se manejó 25 °C en la cámara germinación, por lo cual no se presentó cambios representativos por la temperatura. Taylor (1999) menciona que en cuestión a los porcentajes y velocidad de germinación aumenta en forma directa con la temperatura.

6.3 Escarificación en el sustrato Peat Moss

Los estimulantes químicos, tienen una actividad significativa en la fisiología de las semillas. El ácido giberélico estimula la germinación en ciertas semillas, estimula el crecimiento de las plántulas y aumenta la velocidad de germinación (Hartmann y Kester, 1988). La germinación en el sustrato con la escarificación, el

mejor tratamiento lo presento el ácido giberélico a 20,000 ppm con 100% de germinación. El segundo tratamiento fue el ácido giberélico a 10,000 ppm, con 86.6% germinación, en comparación al testigo que obtuvo una germinación de 16.66% de germinación. Estadísticamente hubo diferencias significativas entre ácido giberélico a 20,000 ppm y el testigo, Un tratamiento químico utilizado frecuentemente para escarificar en una gran diversidad de semillas así como promover su germinación, es la aplicación exógena del fitorregulador, como el ácido giberélico en sus diversas concentraciones, como se ha demostrado que la semilla de *Trichocereus terscheckii*, bajo condiciones de luz y temperatura, estas semillas expuesta a la hormona, la cual germina aun en condiciones de oscuridad (Ortega *et al.*, 2007). Salisbury & Ross (1994) contempla que al adicionar la hormona GA3 promueve la ruptura de la fotolancia, provocando un estímulo de movilidad de los nutrientes durante la germinación esto ocurre en la oscuridad. Hay pocos estudios que se han realizado sobre la germinación de pitaya (Martínez 1983; López & Sánchez 1989). Los autores Rojas *et al.* (2000), De la Barrera & Nobel (2003) mencionan la importancia de la luz en la inducción a la germinación de la semilla, debido a que germina mejor sobre el suelo o sustrato y expuesta a la misma.

Hay un estudio en el cual menciona que al agregar ácido giberélico induce al rompimiento de la latencia, esta hormona reemplaza la necesidad de un estímulo ambiental específico como la temperatura o la luz (Hacemi y Estilai, 1994). Karssen *eta al.*, (1989) describe dos mecanismo de acción en el cual interviene las giberelinas en el proceso de germinación, el primer mecanismo provoca la hidrolisis de la pared celular de las semillas ricas en galactomanana que es parte de la resistencia mecánica, el segundo mecanismo consiste en un efecto directo sobre el crecimiento del embriones la influencia de la ruptura de la pared celular.

McDonough (1964) menciona que 500 y 1000 ppm de AG₃ es promotora de la germinación de la especie *Stenocereus thuberi*.

El comportamiento de la velocidad de germinación el testigo, con los diferentes tratamientos de escarificación, el número de semilla germinada por día, no fue significativa en relación al tiempo de germinación.

El tiempo promedio de germinación no mostro diferencia significativa entre los tratamientos, la germinación fue a los 8 días después de la siembra y se culminó los 15 días, en comparación a Loza *et al.*, 2001 en cual menciona que las germinaciones de las semillas *Stenocereus queretaroensis*, *Neobuxbaumia mezcalaensis* y *Myrtillocactus geometrizans*, inicia generalmente a los tres y seis días, alcanzado porcentaje de germinación superiores 80 % en un lapso relativamente corto.

7 CONCLUSIÓN

1.- Los tratamientos con descalcificación y sembrado en medio MS no mostraron diferencia significativa en comparación al testigo con los demás tratamientos, pero sí se vio diferencia significativa en cuanto al tratamiento que se germinó en un sustrato Peat Moss, el cual el ácido giberélico a una concentración de 20,000 ppm, sumergida la semilla por un lapso de dos minutos, alcanzó una germinación de 100 % y el testigo con un 16.66 %, de acuerdo a estos resultados, para la especie *Stenocereus gummosus* el mejor tratamiento para la escarificación es el ácido giberélico sembrado en el sustrato Peat Moss hidratado con una relación 1 lt de Peat Moss (BM2) Y 5.5 lt de agua destilada, para la germinación de la misma con una temperatura de 25 grados centígrados con condiciones de fotoperiodo de 16 h luz y 8 h de oscuridad.

2. Para la germinación en el medio MS para la misma especie, la semilla germina con escarificación o sin ella debido a que el medio es acuoso y tiene como fuente de nutriente nitrato de potasio el cual favorece la germinación.

3. Entre mayor sea la cantidad de semilla en los tratamientos, la germinación por día será mayor, debido que la muestra fue pequeña no se alcanzó ver la velocidad de germinación por lo tanto no se vio diferencia significativa entre los tratamientos.

4. Los tratamientos de escarificación mostraron porcentajes idóneos para la germinación de la semilla de *Stenocereus gummosus*, pero si se quiere preservar la especie, el mejor tratamiento fue el del ácido giberélico en la concentración 20,000

ppm germinada en Peat Moss, también se mostró que el testigo germinado en el medio MS fue mayor (73.33%) que el testigo sembrado en el sustrato Peat Moss (16.66 %), estos resultados sugieren estudios posteriores para optimizar las concentraciones y el tiempo el cual está expuesto la semilla en los tratamiento de ácido giberélico y ácido sulfúrico en el medio MS.

8 BIBLIOGRAFÍA

Álvarez, G. & C. Montaña. 1997. Germinación y supervivencia de cinco especies de Cactáceas del Valle de Tehuacán: implicaciones para su conservación. *Act. Bot. Mex.* 40:43-58.

Anderson, E. F. 2001. *The cactus family*. Timber Press. Portland, Oregon.

Arellano, E. 2001. Manejo tradicional y variación morfológica en poblaciones silvestres y manejadas de *Escontriachiotilla* (F.A.C. Weber) Rose (Cactaceae) en el Valle de Tehuacán, Puebla. Tesis de licenciatura. Facultad de Biología, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Morelia.

Arias M., S. 1997. Distribución general de las cactáceas. In: mexicanas: Cactáceas. Rodríguez, P.L. (ed.) *suculentas México*, D.F.

Arias, S. 1993. Cactáceas: conservación y diversidad en México. In: Gío, A. R. y López, O. E. (eds.) *Diversidad Biológica en México*. Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural. Vol. Esp. (XLIV):109-115.

Baerthlott W. y D.R. Hunt. 1993. Cactaceae in: Kubitzki, K. J. Rohwer y V. Bittrich (Eds.). *The families and genera of vascular plants*. Vol. II. Flowering plants. Dicotyledons Springer-Verlag. Berlin-Heidelberg. Pp. 161-197.

Beltrán, M. et al., 2009, "Ácido Ascórbico, Contenido Fenólico, y Capacidad Antioxidante de las Variedades Roja, Cereza, Amarilla y Blanca del Fruto del Cactus de la Pitaya (*Stenocereus Stellatus Riccobono*)", *Agrociencias* 43:153-162.

Bravo H. y Sheinvar, L. 1995. *El interesante mundo de las Cactáceas*. Consejo Nacional de Ciencias y Tecnología, Fondo de Cultura Económica, México.

Burleigh M., 1997. Graftin with Peresquiopsis. *Cac. And suc. J.* 39(1):34-39.

Bravo H., H. 1972. Nuevas cactáceas mexicanas. *Cact. Suc. Mex.* 17: 115-119.

Bravo-Hollis, H. 1978. *Las cactáceas de México*, vol. 1., Universidad Nacional Autónoma de México., México.

Bravo-Hollis, H. 1978. *Las cactáceas de México*. 2ª. Ed. Instituto de Biología. UNAM. México.

Casado, B. & J. Soriano. 2010. Fruiting, frugivory and dispersal of the globular cactus *Melocactus schatzlii* in the semiarid enclave of Lagunillas, Mérida, Venezuela. *Ecotropicos* 23(1):18-36.

Casas, A. et al., 2001, "plant resources of the Tehuacan- Cuicatlan Valley, Mexico", en *Economic botany* 55:129-166.

Compara Sánchez S y J. Luna Martínez. 1994. Aplicación de la técnica de cultivo *in vitro* de tejidos para la propagación de las especies *Echinocereus delaetii* y *pelecyphora aselliformis*. Primer congreso nacional de Biotecnología Agropecuaria y Forestal. México D.F. pág. 56.

Contrera, 2015. Adaptaciones de las plantas xerófitas a la sequía.

Corona N. V. & V. M. Chávez. 1982. Cultivo de cactáceas en medios asépticos. *Cact. Suc. Mex.* 27:17-22 .

De la Barrera E & Nobel PS. 2003. Physiological ecology of seed germination for the columnar cactus *Stenocereus queretaroensis*. *Journal of Arid Enviroments* 53:297-306.

Derek, J.B., Black, M., 1994. Seeds: physiology of development and germination. Plenum Publishing Corporation. Springer Street, New York.

Faegri, K. & van der Pijl, L. 1979. *The principles of pollination ecology*. Pergamon Press. Oxford.

FAO., 1991. Guía para la manipulación de semillas forestales. Roma, Italia. En línea disponible en: <http://www.fao.org/docrep/006/ad232s/ad232s00.htm#TOC>.

Felger, R.S., M.B. Moser. 1985. People of the Desert and Sea. Ethnobotany of the Seri Indians. University of Arizona press. Tucson, Arizona.

Fleming, T. H. 2002. Pollination biology of four species of Sonoran Desert columnar cacti. Pp.207-224

Fleming, T. H. y A. Valiente- Banuet (eds). *Columnar cacti and their mutualistic: evolution, ecology and conservation*. University of Arizona Press. Tucson, Arizona.

Fleming, T. H., Sahley, C. T., Holland, J. N., Nason, J. D. & Hamrick, J. L. 2001. Sonoran desertcolumnar cacti and the evolution of generalized pollination systems. *Ecological Monographs* 71:511-530.

Fleming, T. H., Tuttle, M. D. & Horner, M. A. 1996. Pollination biology and the relative importance of nocturnal and diurnal pollinators in three species of Sonoran Desert columnar cacti. *The Southwestern Naturalist*.

Flores-Martínez A & Manzanero-Medina GI. 2002. Conservación de cactáceas endémicas de Oaxaca, páginas 143-147. En *Memorias del III Simposio Internacional Sobre la Flora Silvestre de Zonas Áridas*. Universidad de Sonora. Hermosillo, México.

Gibson, A.C., y K.E. Horak. 1978. Systematic anatomy and phylogeny of Mexican columnar cacti. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 65:999-1057.

Godínez, H. 1991. Propagación de Cactáceas por semilla: una experiencia para su cultivo y conservación. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias. Universidad Autónoma de México

Granado, D. et al., 1999, "las pitayas de México", en *Ciencias y Desarrollo* 145 (2): 58-67.

Granado, S.D., Mercado, B, J, A. y R.G.F. López. 1999. Las pitayas de México. *Revista Ciencia y Desarrollo*. Marzo/ Abril. Vol. XXV. 145. CONACYT. México. PP. 58-67.

Guzmán, U.; Arias, S. & Dávila, P. 2003. *Catálogo de cactáceas mexicanas*. Universidad Nacional Autónoma de México y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México D.F.

Guzmán, U.; Arias, S. y Dávila, P. 2007. *Catálogo de cactáceas mexicanas*, Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), 1ra reimpresión. D. F., México. 315p.

Hartmann, H. y Kester, D. E. 1999. *Propagación de plantas* Ed. Continental S. A. de C. V. México. 760 p.

Hartmann, T. H. y Kester, E. D. 1988. *Propagación de plantas, principios y prácticas*. 2ed. CECSA. México p. 161, 109-191, 193- 195.

Hasting, J.M., R.M. Turner y D.K. Warren. 1972. An atlas of some plant in the sonoran Desert. University of Arizona. Institute of Atmospheric Physics. Technical Reports on the Meteorology and Climatology of Arid Regions. No. 21. Tucson. 255 pp.

Hashemi, A. and A. Estilai, 1994. Seed germination response of golden chia (*Salvia columbariae* Benth.) to low temperature and gibberellins. *Industrial Crops and Products*, 2: 107-109.

Holland, J. N. & Fleming, T. H. 1998. The evolution of obligate pollination mutualisms: Senita cactus and senita moth. *Oecologia* 114:368-375.

Hunt, D. 1999. CITES Cactaceae checklist. 2nd edition. Kew: Royal Botanic Gardens. Kew and International Organization for Succulent Plant Study. Lemous Limited. Milborne Port... 315p.

Hunt, D. R. 1999. CITES. Cactaceae checklist. 2^a ed. Royal Botanic Gardens Kew and International Organization for Succulent Plants Study. Lemous Limited. Milborne Port.

Infante Rodrigo. 1992. "In vitro" axillary shoot proliferation and somatic embryogenesis of yellow pitaya *Mediocactus coccineus* (Salm-Dyck). Plant cell tissue and organ culture. 31(2):155-159.

Ista (International Seed Testing Association). 1999. International rules for seed testing, 1999. Seed Science and Technology 27, Supplement.

Jiménez G. E. 1998. Cultivo de ápices y meristemos en: Propagación y mejora genética de plantas por biotecnología (Ed.) Perez Ponce. Santa Clara, Cuba, pp. 45-46.

Jurado, E. and J. Flores. 2005. Is seed dormancy under environmental control or bound to plant traits? Journal of Vegetation Science 16: 559-564.

Karsen, C.M., S. Zagorski, J. Kepczynski y S.P.C. Groot, 1989. Key role for endogenous gibberellins in the control of seed germination. *Ann. of Bot.*, **63**: 71-80.

López GR & Sánchez RP. 1989. Germinación de dos variedades de pitaya *Stenocereus griseus* (Haworth) Buxbaum. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas* **34**:34-40.

López, G., Rocha L., Cantu I. y Martinez A. 2001. Evaluación de tratamientos pregerminativos de la biznaga verde *Echinocactus platycanthus* Link Et Otto. Memorias del Tercer Taller Regional de cactáceas del Noreste de México. UANL.

Loza, S., T. Terrazas y L. López, 2003, *Características Morfo- Anatómicas y Metabolismo Fotosintético en Plántulas de Stenocereus queretaroensis* (Cactaceae): Su Significado Adaptativo, vol.28, núm. 2, p83-89.

Loza-Cornejo, S. et al. 2001. Características morfológicas y germinación de semilla en especies de *Pachycerae* (Cactaceae). XV Congreso Mexicano de Botánica. Botánica Estructural. Edición en CD. Sin número.

Martínez HE. 1983. Germinación de semillas de *Stenocereus griseus* (Haw.) Buxbaum (pitaya de mayo). *Cactáceas y Suculentas Mexicanas* **28**:51-56.

Martínez, R, O.A. 1992. Estudio preliminar para promover la germinación de *Atriplex canescens*. In: Resúmenes XIV Congreso Nacional de Fitogenética. Sociedad Mexicana de Fitogenética. p. 204.

Merlín B, E. 1987 Evaluación del precondicionamiento a la semilla de cuatro leguminosas forestales del desierto sonorense. Tesis profesional. Chapingo México. p. 51-53

Morpeth, D.R., Hall, A.M., 2000. Microbial enhancement of seed germination in *Rosa corymbifera* 'Laxa'. *Seed Sci Res.* 10:489-94

Molina-Freaner, F., Rojas-Martínez, A., Fleming, T. H. & Valiente-Banuet, A. 2004. Pollination biology of the columnar cactus *Pachycereus pecten-aboriginum* in north-western México. *Journal of Arid Environments* **56**:117-127.

McGregor, S. E., Alcorn, S. M. & Olin, G. 1962. Pollination and pollinating agents of the saguaro. *Ecology* **43**:259-267.

McDonough, W., 1964. "Germination responses of *Carnegiea gigantea* and *Lemaireocereus thurberi*". *Ecology*, **45**: 155-159.

Navarro, M.C & M.S. Juárez. 2006. Evaluación de algunos parámetros demográficos de *Mammillaria zephyranthoides* en Cuauhtinchan Puebla México. *Zon. Arid.* 10:74-83.

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

NERD, A.; GUTMAN, F.; MIZRAHI, Y. 1999. Ripening and postharvest behaviour of fruits of two *Hylocereus* species (Cactaceae). *Postharvest Biology and Technology* 17:39-45.

Orozco-Segovia, A., J. Marquez-Guzman, M. E. Sanchez-Coronado, A. Gamboa de blen, J.M. Baskin and C.C. Baskin. 2007. Seed Anatomy and Water Uptake in Relation to Seed Dormancy in *Opuntia tomentosa* (Cactaceae, opuntioideae). *Annals of Botany* 99:581-592. Available online at WWW.aob.Oxfordjournals.org.

Ortega-Baes P & Rojas-Aréchiga M. 2007. Seed germination of *Trichocereus terscheckii* (Cactaceae): light, temperature and gibberellic acid effects. *J Arid Environ* **69**:169-176.

Paredes, A.R., Van, D.R.T & Felger, R.S. 2000. Cactáceas de Sonora, México: su Diversidad, Uso y Conservación. *IMADES*. 114(1):5-12.

Petit, S. 1995. The pollinators of two species of columnar cacti on Curaçao, Netherlands Antilles. *Biotropica* **27**:538-541.

Pimienta-Barrios, E. & del Castillo, R. F. 2002. Reproductive biology. Pp. 75-90 en P. S. Nobel ed. *Cacti: biology and uses*. University of California Press. California.

Pimienta-Barrios, E (comp.), 2000, Simposio internacional sobre el cultivo y aprovechamiento de la Pitaya (*Stenocereus*) y la Pitahaya (*Hylocereus* y *Selenicereus*), Universidad de Guadalajara, México.

Pierik R.L. 1990. Cultivo "in Vitro" de Plantas Superiores. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. Págs. 15-18, 92-95.

Padilla, M. (1995). Tratamientos pregerminativos para semillas forestales. In Curso Nacional de Recolección y procesamiento de Semillas Forestales (I., 1995, Guatemala). Memoria. Guatemala. CATIE.

Pérez, a (2008). Evaluación de doce métodos de escarificación en semilla de chonte (*Zanthoxylum aguilarii*) y Canoj (*Ocotea guatemalensis*) en el Asintal Retalhuleu. Tesis Ing. Agr. Quetzaltenango, Guatemala, URL 126 p.

Rojas-Aréchiga M, Vázquez-Yanes C. 2000. Cactus seed germination: a review. *J Arid Environ* 44:85-104.

Ramírez, F., 2006, *Manual de producción de pitaya*, Secretaria de Desarrollo Rural, Puebla, México.

Ramírez, F., 2006, *Manual de producción de pitaya*, Secretaria de Desarrollo Rural, Puebla, México.

Reynoso, R. et al., 1997, "Stability of betalain pigments from a cactácea fruit" ,en *Journal of Agricultura and food chemistry* 45(8):2884-2889.

Rojas-A., M. and C. Vázquez-Y. 2000. Cactus seed germination: a review. *Journal of Arid Environments* 44: 85-104.

Rojas, F., 2006. *Viveros Forestales*, second ed. San José, Costa Rica.

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

Rivas, R.M. 1996. Cactáceas y suculentas del Jardín Botánico Lankester. EUNED.

Silva De AAC, Bruno LM, De Oliveira SAD & Nunes RF. 1997. Quebra de dormência de sementes de sucupira-preta. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* **32**:465-469.

Sahley, C. 2001. Vertebrate pollination, fruit production, and pollen dispersal of *Stenocereus thurberi* (Cactaceae). *The Southwestern Naturalist* **46**:261-271

Sánchez-Mejorada, R. H. 1984. Breves notas sobre la vegetación y las cactáceas de las Islas Marías. *Cact. Suc. Mex.* 29: 8-9

Starling R. 1985. In Vitro propagation of *Leuchtenbergia principis*. *Cactus and Succulent Journal*. 57(3):114-115

Sánchez-Mejorada, H. 1972. *Stenocereus chysocarpus*, una nueva especie de Michoacán.

Salisbury FB & Ross CW. 1994. *Fisiología vegetal*. Iberoamérica. México.

Vázquez, C., Orozco, A. Rojas-Aréchiga, M. & C. Sánchez - Virgina. 1997. La reproducción de las plantas: Semillas y Meristemas; Fondo de la cultura económica; México.

Velázco, M. C. G. 2009. Flora del estado de Nuevo León, México: diversidad y análisis espacio-temporal. UANL. 299 pp.

Taylor, J. P., D. B. Wester y L. M. Smith. 1999. Soil disturbance, flood management, and riparian woody plant establishment in the Rio Grande floodplain. *Wetlands* 19: 372-382.

Wallace, R.S.; Gibson, A.C. 2002. Evolution and systematics. In: Park S. Nobel (ed.). *Cacti: Biology and Uses*. Ed. University of California Press. California, EUA 280 p.