

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA



Germinación *in vitro* de Semillas de Dos Especies de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus y *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* en Dos Concentraciones de Medio Murashige y Skoog y Dos Estimuladores de Germinación

Por:

DALILA GARCÍA MORENO

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Saltillo, Coahuila, México

Febrero de 2018

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA

Germinación *in vitro* de Semillas de Dos Especies de *Mammillaria chionocephala*
J. A. Purpus y *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* en Dos
Concentraciones de Medio Murashige y Skoog y Dos Estimuladores de
Germinación

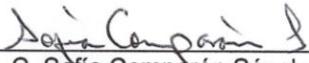
Por:

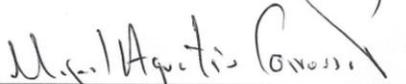
DALILA GARCÍA MORENO

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA


M. C. Sofía Comparán Sánchez
Asesor Principal


Biól. Miguel Agustín Carranza Pérez
Coasesor


Biól. Sergio Antonio Pérez Mata
Coasesor


Dr. Gabriel Gallegos Morales
Coordinador de la División de Agronomía



Coordinación
Saltillo, Coahuila, México de Agronomía

Febrero de 2018

DEDICATORIA

A mis padres DELFINO GARCÍA VILCHIS y AMBROSIA MORENO VILCHIS son los seres que me regalaron la vida, agradezco a ellos por los consejos que siempre me han dado, por el grandioso y valioso apoyo incondicional, cariño, comprensión y por ese aliento de esperanza que me empujaba a seguir adelante, sin ellos no tendría luz en mi camino para alcanzar este sueño que hoy se hace realidad. Gracias por la confianza que depositaron en mí a pesar de la distancia que nos separó. Siempre estarán en mi corazón.

A mis hermanos: SAÚL que siempre estuvo para escucharme y darme consejos para seguir adelante, por su gran comprensión que siempre me ha regalado, gracias a su gran ejemplo me motiva para seguir luchando por lo que me proponga y que no hay motivos o palabras para seguir abriendo puertas hacia el camino de la felicidad y ANELY por esos momentos de risa que hemos compartido juntas; son los mejores hermanos que Dios me dejó conocer, sin ellos mi vida tendría otro sentido. Gracias por estar con migo cuando más los necesito.

A mi cuñada Isidra gracias por la motivación que siempre me brindo y a mis sobrinas Edén, Arlethe y Zarahí por los momentos de risa que siempre me han regalado.

A mis tíos y primos que siempre fue indispensable el apoyo moral que me brindaron.

*A mis **compañeros** y **amigos** de la **generación CXXI**, por ese gran apoyo y amistad.*

*A la gran persona que me brindo su amistad convirtiéndose como una hermana más para mí, gracias por compartir tu tiempo conmigo **Mari Ruíz Patishtán**.*

AGRADECIMIENTOS

Agradezco primeramente a Dios y a la Virgen de Guadalupe por la vida que me han regalado guiando mi camino a donde quiera que voy, dándome la fortaleza para seguir adelante y no rendirme tan fácil hasta dar el último suspiro de aliento.

A mi segunda casa de resguardo la UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO por darme esa única oportunidad de formarme y llenarme de conocimientos para salir adelante y emprender el vuelo.

A la Biól. Sofía Comparán Sánchez por darme la oportunidad de trabajar con ella y ser asesora principal de la investigación realizada.

Al maestro M.C. Fidel Maxmiano Peña Ramos, al Biól. Miguel Agustín Carranza Pérez y al Biól. Sergio Antonio Pérez Mata por contribuir a esta investigación.

A la laboratorista del área de Biología M. C. Mariel Guadalupe Mireles Juárez por el apoyo que me brindo en la parte experimental.

A la maestra M.C. Martha Vázquez Rodríguez por el apoyo moral que me brindo en las sesiones de tutorías.

A mis profesores por brindarme sus conocimientos en el aula.

A mi familia por todo el apoyo, cariño y comprensión que me brindaron.

A F. J. M. Arizmendi por enseñarme a ver el lado positivo de la vida, que a pesar de todo siempre hay motivos para seguir adelante, por el grandioso apoyo y amor que me has brindado y por tu grata compañía a mi lado.

Al Museo del Desierto por facilitarme las semillas para la realización de esta investigación.

INDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE CUADROS	ix
ÍNDICE DE FIGURAS	x
RESÚMEN	xii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVO GENERAL.....	3
III. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	3
IV. HIPÓTESIS	4
V. ANTECEDENTES	5
5.1. La biodiversidad de México	5
5.2. El mundo de las cactáceas	6
5.3. Explotación de especies	6
5.4. Protección de las cactáceas	8
5.5. Morfología de las cactáceas	9
5.5.1. Raíz.....	9
5.5.2. Tallo.....	9
5.5.3. Areolas	10
5.5.4. Espinas.....	10
5.5.5. Flor	10
5.5.6. Fruto	10
5.5.7. Semilla.....	10
5.6. Descripción del género <i>Mammillaria</i>	12
5.6.1. Descripción morfológica de <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus..	13
5.6.2. Descripción morfológica de <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i>	14
5.7. Propagación de cactáceas.....	15
5.7.1. Propagación por semilla	16
5.7.2. Propagación por brote o vástago.....	16
5.7.4. Propagación por injerto.....	17
5.7.5. Germinación <i>in vitro</i>	18
5.6. Estructura de la semilla.....	18
5.8. Proceso de germinación	19

5.9. Factores internos que afectan la germinación	19
5.10. Factores externos que afectan la germinación	20
5.11. Proceso de la germinación	21
5.12. Dormición de semillas.....	22
5.13. Tratamientos para romper la dormancia	23
5.14. Composición del Medio Murashige y Skoog (1962).....	24
5.15. Reguladores de crecimiento	27
5.15.1. Ácido Sulfúrico (H ₂ SO ₄) y Ácido Giberélico (AG ₃) para estimular la germinación.....	27
VI. MATERIALES Y MÉTODOS	29
6.1. Ubicación del experimento.....	29
6.2. Metodología	29
6.2.1. Preparación del medio Murashige y Skoog (1962).....	29
6.3. Recolección de semillas	30
6.4. Protocolo de germinación	30
6.5. Siembra	31
6.6. Diseño experimental	33
6.7. Variable evaluada	33
VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	34
VII. CONCLUSIONES.....	57
VIII. LITERATURA CITADA.....	58

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Componentes del medio Murashige y Skoog (1962).....	32
Cuadro 2. Distribución de los tratamientos.	33
Cuadro 3. Valores promedio del porcentaje de germinación para dos especies de cactáceas <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus y <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i> con seis tratamientos y doce repeticiones.....	36
Cuadro 4. Valores promedio del porcentaje de semillas sin germinación para dos especies de cactáceas <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus y <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i> con seis tratamientos y doce repeticiones.	37
Cuadro 5. Valores promedio de germinación acumulativa para las dos especies de cactáceas <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus y <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i> con seis tratamientos y doce repeticiones.....	38

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Estructura y partes de una semilla.....	11
Figura 2. a) Semillas de <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus y b) Semillas de <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i>	12
Figura 3. <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus.....	13
Figura 4. Mapa de distribución geográfica de <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus para el estado de Coahuila.....	14
Figura 5. <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i>	15
Figura 6. Mapa de distribución geográfica de <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i> para el estado de Coahuila.....	15
Figura 7. Tratamientos con germinación al 100% de <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus a los 60 días después de la siembra.....	39
Figura 8. Tratamientos con germinación al 100% de <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i> a los 60 días después de la siembra.....	40
Figura 9. Porcentaje de semillas germinadas (PSG) de <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus con doce tratamientos a los 8 días después de la siembra.....	41
Figura 10. Porcentaje de semillas germinadas (PSG) de <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus con doce tratamientos a los 20 días después de la siembra.....	42
Figura 11. Porcentaje de semillas germinadas (PSG) de <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus con doce tratamientos a los 30 días después de la siembra.....	43
Figura 12. Porcentaje de semillas germinadas de <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus con doce tratamientos a los 40 días después de la siembra.....	44
Figura 13. Porcentaje de semillas germinadas (PSG) de <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus con doce tratamientos a los 50 días después de la siembra.....	45
Figura 14. Porcentaje de semillas germinadas (PSG) de <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus con doce tratamientos a los 60 días después de la siembra.....	46
Figura 15. Porcentaje de semillas sin germinar (PSSNG) de <i>Mammillaria chionocephala</i> J. A. Purpus con doce tratamientos a los 60 días después de la siembra.....	47

Figura 16. Porcentaje de semillas germinadas <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i> con doce tratamientos a los 8 días después de la siembra.	48
Figura 17. Porcentaje de semillas germinadas de <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i> con doce tratamientos a los 20 días después de la siembra.	49
Figura 18. Porcentaje de semillas germinadas de <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i> con doce tratamientos a los 30 días después de la siembra.	50
Figura 19. Porcentaje de semillas germinadas de <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i> con doce tratamientos a los 40 días después de la siembra.	51
Figura 20. Porcentaje de semillas germinadas de <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i> con doce tratamientos a los 50 días después de la siembra.	52
Figura 21. Porcentaje de semillas germinadas de <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i> con doce tratamientos a los 60 días después de la siembra.	53
Figura 22. Porcentaje de semillas sin germinar de <i>Mammillaria heyderi</i> Muehlenpf. subsp. <i>heyderi</i> con doce tratamientos a los 60 días después de la siembra.	54

RESÚMEN

El presente trabajo se realizó en el Laboratorio de Biología General del Departamento de Botánica de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Saltillo, Coahuila, México. El trabajo tuvo como objetivo evaluar el porcentaje de germinación de dos especies de cactáceas del género *Mammillaria* (*M. chionocephala* J. A. Purpus y *M. heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi*) para facilitar su producción. La variable evaluada fue el porcentaje de germinación a los 8, 20, 30, 40, 50 y 60 días después de la siembra para las dos especies. Se utilizó un diseño de bloques completamente al azar con 12 tratamientos y cinco repeticiones (Como testigos: T₁: MS100% y T₇: MS50%). Los resultados obtenidos para *M. chionocephala* muestran el T₈ y T₁₁ concluyen la germinación al 100% a los 40 días después de la siembra, el T₁₂ lo concluye a los 50 días después de la siembra; a los 20 días se obtuvo el porcentaje de germinación más alto para los tratamientos T₆, T₇, T₈, T₉, T₁₀, T₁₁ y T₁₂. Para *M. heyderi* subsp. *heyderi* el porcentaje de germinación al 100% lo obtiene el T₁₀ a los 20 días después de la siembra, el T₇ a los 30 días, el T₃ a los 50 días y el T₁₁ a los 60 días, el porcentaje de germinación más alto para todos los tratamientos fue a los 20 días. Con esta investigación se buscó un tratamiento viable para facilitar la germinación de estas especies, ya que en su medio natural se pierden muchas semillas que no germinan; el producir en laboratorio-invernadero se contribuye a la conservación de las especies. Los resultados del presente trabajo permiten concluir que al evaluar el porcentaje de germinación de las dos especies fue posible estimar distintos porcentajes de germinación y los tratamientos adecuados para aumentar su propagación.

Palabras clave: *Mammillaria*, germinación *in vitro*, escarificación, ácido giberélico, ácido sulfúrico.

I. INTRODUCCIÓN

La República Mexicana, por su gran diversidad de condiciones fisiográficas y climáticas, así como por su ubicación en la zona limítrofe entre los reinos Neártico y Neotropical, es considerada como una de las zonas florísticamente más ricas del mundo, pues se estiman que en ella existen alrededor de 30,000 especies de plantas vasculares (Rzedowski, 1978). Nuestro país es considerado como uno de los cuatro lugares con mayor diversidad vegetal en el mundo, presentando recursos naturales únicos en el continente americano (Villavicencio *et al.*, 2006).

El estado de Coahuila forma parte del desierto Chihuahuense, esta circundado por montañas, planicies, bolsones y valles, los cuales cubren un territorio de 152,000 kilómetros cuadrados, considerando uno de los más importantes a nivel mundial en cuanto a riqueza botánica se refiere, ya que se desarrollan más de 200 especies de cactáceas y alrededor de 100 especies de suculentas, algunas incluidas en la Norma Oficial Mexicana (NOM) 059-SEMARNAT-2001, por considerarse amenazadas, en estatus indeterminado, raras o vulnerables, en donde muchas especies de cactáceas son endémicas, y tienen una distribución restringida formando pequeñas poblaciones, lo que las vuelve más vulnerables a la reducción de su hábitat desde el punto de vista biológico, las cactáceas y suculentas del estado de Coahuila representan géneros botánicos perfectamente adaptados a las condiciones actuales del semidesierto (Villavicencio, *et al.*, 2006).

Muchas especies del género *Mammillaria* son consideradas como plantas “raras” por sus restringidos rangos de distribución y por sus poblaciones que son poco abundantes (Peters, 2001).

Factores ambientales como la sequía y las altas temperaturas que se han registrado en los últimos años; así como el saqueo ilegal de especies endémicas, el cambio de uso de suelo y el sobrepastoreo ha provocado que este género se encuentre en la lista roja de especies amenazadas causado por el hombre.

El presente estudio pretende realizar una investigación detallada que proporcione información en cuanto al tiempo de germinación y crecimiento de las dos especies del género *Mammillaria* para su conservación.

II. OBJETIVO GENERAL

Evaluar el porcentaje de germinación de dos especies de cactáceas del género *Mammillaria* (*M. chionocephala* J. A. Purpus y *M. heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi*) para asegurar su conservación.

III. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Evaluar el porcentaje de germinación de las dos especies para saber cuál tratamiento es mejor en la germinación de las dos especies de *Mammillaria*.

Evaluar los tiempos de colecta y los cambios producidos durante la germinación para saber que especie tiene más probabilidad de propagarse por germinación de semillas.

Evaluar los medios de cultivo Murashige y Skoog con diferentes concentraciones para determinar cuál presentó el valor más alto en la germinación de semillas.

Evaluar los mejores tratamientos para determinar la germinación al 100%.

IV. HIPÓTESIS

Las concentraciones del Medio Murashige y Skoog (1962) y el Método de escarificación estimulará significativamente la germinación de las dos especies de *Mammillaria* (*M. chionocephala* J. A. Purpus y *M. heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi*).

Las concentraciones del Medio Murashige y Skoog (1962) y el AG₃ estimulará significativamente la germinación de las dos especies de *Mammillaria* (*M. chionocephala* J. A. Purpus y *M. heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi*) en comparación con el método de escarificación.

V. ANTECEDENTES

5.1. La biodiversidad de México

La megadiversidad biológica de México constituye un privilegio y un potencial para el desarrollo del país, al mismo tiempo es una responsabilidad de mantenerla hacia nuestra sociedad y el mundo; sin embargo su manejo y conservación son muy complicados. México es uno de los países con mayor diversidad biológica y cultural, una gran parte de la biodiversidad es exclusiva de nuestra nación, lo que representa una gran responsabilidad ante el mundo (Sarukhán *et al.*, 2009).

La ubicación de nuestro país, su complicado relieve, sus climas y su historia evolutiva ha sido resultado de una gran riqueza de ambientes, fauna y flora que nos colocan entre los primeros cinco lugares en el mundo. Esta gran diversidad natural nos ha ofrecido y sigue ofreciendo muchas oportunidades de desarrollo y a su vez una gran responsabilidad como custodios de la naturaleza. Dentro de las áreas silvestres que se encuentran en México se destaca el desierto chihuahuense el cual cubre los estados de Chihuahua, Coahuila y Nuevo León (Humboldt, 2009).

Los matorrales xerófilos abarcan diversos tipos de vegetación en las zonas áridas y semiáridas con mayor extensión en México, prácticamente el 30% de la cobertura total del territorio. El INEGI ha reportado que la mayor parte de estos matorrales mantienen relativamente un buen estado de conservación, pues menos del 3% de la cobertura total se encuentra en estado secundario. No obstante dado su uso predominante ganadero, estos sistemas presentan diversos grados de deterioro (Barrios *et al.*, 2009).

Se tiene un registro aproximado de 1600 especies de la familia Cactaceae, en nuestro país crecen cerca del 65 géneros y alrededor de 700 especies, de las que aproximadamente el 85% son endémicas, lo que convierte a México en el país más rico en cuanto a la diversidad de cactáceas (Ceballos *et al.*, 2009). Una característica de estas plantas es que se distribuyen en zonas áridas y semiáridas del centro y norte del país (Sánchez y Cantú, 1999).

5.2. El mundo de las cactáceas

La familia de las cactáceas es una de las más fascinantes del mundo vegetal, por su variedad de formas y capacidad de adaptación a diversos ambientes, especialmente el árido. Son plantas con espinas y tallos carnosos, aunque algunos géneros carecen de espinas *Lophophora* (peyote) y especies como *Astrophytum myriostigma* (bonete de obispo), *Astrophytum asterias* (ochitos) y algunas especies de *Epiphyllum*, *Opuntia* y *Rhipsalis*, no presentan hojas y si las tienen son muy pequeñas. Su característica más importante es que poseen areolas en sus tallos y a veces frutos. Las areolas son estructuras que semejan minúsculos cojincillos provistos de lana y espinas, que en realidad son meristemos, es decir, tejidos a partir de los cuales se forman los demás tejidos y órganos de la planta. Las cactáceas son nativas del continente americano, donde lograron evolucionar y adaptarse a casi todo tipo de ambientes, son plantas xerófilas; prefieren los climas áridos y semiáridos. La familia Cactaceae se estima que aparecieron hace 80 millones de años en Sudamérica, las primeras plantas de esta familia fueron árboles, arbustos y enredaderas con hojas laminares arregladas en forma helicoidal sobre los tallos, al pasar el tiempo fueron aumentando las áreas con sequías, estas respondieron con la modificación de hojas a espinas o la desaparición total de todas ellas, inclusive la base de las hojas se transformó en estructuras conocidas como podarios, costillas y tubérculos. A consecuencia de la baja precipitación y la desaparición de las hojas, los tallos se adaptaron para almacenar agua, y garantizar la sobrevivencia en ambientes con temperaturas extremas; estos tallos se tornaron suculentos; es decir jugosos y gruesos con la capacidad de almacenar hasta un 80% de agua, los tallos también se adecuaron a las condiciones de los hábitats, es por ello que tenemos plantas de porte columnar, candelabriforme, globoso, cilíndrico y toneliforme, así mismo estas pueden tener un crecimiento solitario o en colonias (Ceballos *et al.*, 2009).

5.3. Explotación de especies

De todos los desiertos mexicanos, el Desierto Chihuahuense es el más grande, en él se encuentra la mayor riqueza de cactáceas en el mundo con aproximadamente 329 especies; pero se ubica entre los menos estudiados. Las cactáceas se

caracterizan por su tamaño; que van desde pequeños cactus hasta medianos, en ellos también influye su distribución geográfica muy restringida y su lenta traza de crecimiento de cada especie. La gran demanda que se tiene por las características que presentan las ha colocado como una de las familias más amenazadas (Bárcenas, 2006).

La extracción ilegal de organismos de un medio natural, sea por cacería furtiva, captura, colecta, transporte y comercio no autorizado de ejemplares, representa un factor negativo que afecta directamente a las poblaciones silvestres de fauna y flora en México, lo que lo ubica en los tres principales factores responsables de la extinción local (Barrios *et al.*, 2009).

El factor de amenaza más importante es la modificación de hábitat. Esto es, la estructuración de su ambiente natural por actividades como la agricultura, asentamientos humanos, ganadería, construcción de vías de comunicación, extracción de materiales pétreos y el saqueo de especies para el comercio local, nacional e internacional (Ceballos *et al.*, 2009).

La gran biodiversidad de especies de cactus mexicanos ha despertado interés en personas extranjeras y del país; el comercio ilegal de flora ha afectado en grandes proporciones a las cactáceas de México, lo cual ha colocado a muchas de ellas en peligro de extinción. El tráfico de cactáceas representa un verdadero peligro para la supervivencia de muchas especies; existen varios factores como la pérdida del hábitat y el tráfico ilegal de especies, estos son los principales factores que han tenido mayor impacto en la pérdida de especies endémicas y únicas de cactáceas (Sánchez y Cantú, 1999).

Las principales causas de riesgo para las cactáceas son: el cambio de uso de suelo, la introducción de especies exóticas y la colecta directa de ejemplares; las cactáceas son elementos importantes en la escultura y la dinámica de las comunidades de las zonas semidesérticas ya que la desaparición de ellas conlleva a un empobrecimiento biológico y a la pérdida de recursos útiles para las poblaciones humanas, ya que en algunas ocasiones de ellas depende el recurso económico (Jiménez, 2011).

5.4. Protección de las cactáceas

Las cactáceas son las plantas más emblemáticas y representativas de nuestro país; y es que México de manera natural posee el mayor número de especies y endemismos en el mundo (Reyes, 2013)

México es el país con mayor número de especies de la familia Cactaceae, la mayoría de estas especies viven únicamente en nuestro país y se distribuyen principalmente en regiones áridas y semiáridas del norte y centro del territorio nacional, actualmente esta gran riqueza de especies se encuentra amenazada por actividades humanas como la destrucción del hábitat y el comercio ilegal que han sido los principales factores que determinan que un gran número de especies se encuentre en extinción (Castillo, 1992).

Una de las formas de propagación de las cactáceas es por medio de semillas, a partir de plantas conservadas *ex situ* (fuera del hábitat natural) esto se convierte en una necesidad; por lo tanto, se han desarrollado programas de producción como parte de las estrategias para conservar la diversidad biológica. Al considerar la propagación por semillas es el método tradicional o convencional en la propagación de cactáceas, en este caso se hace contar en cantidad y variedad suficiente de especies, y por tanto, de plantas para producir semillas, contar con un banco de germoplasma permite garantizar el origen o procedencia, el tiempo de almacenamiento y porcentaje de germinación, así como proveer las cantidades necesarias de semillas para los programas de producción de plantas (Arredondo, 2010).

Ante la situación de riesgo en las que se encuentran las cactáceas las medidas que se deben considerar para la protección de las mismas son: colecta y preservación de semillas, cultivo de plantas en invernadero con el fin de propiciar la investigación, introducción de plantas a sus hábitats naturales, se sugiere el establecimiento de áreas de exclusión, tanto al daño ocasionado por el ganado, como para evitar la extracción de ejemplares de sus ambientes naturales (Jiménez, 2011).

Durante los últimos años en México ha habido un agresivo avance de la desertificación debido a la descomposición y destrucción parcial o total de los

ecosistemas, por ello es necesario tener muy claro que el avance de la desertificación y de los cambios climáticos como el calentamiento de la Tierra son consecuencias de la desaparición de las cactáceas y otras especies vegetales (Bauer y Hernández, 2016).

5.5. Morfología de las cactáceas

5.5.1. Raíz

La raíz es en general bastante superficial y ramificada; puede estar constituida por una parte principal muy engrosada, napiforme, tuberosa o algo ramificada (Ceroni y Castro, 2013).

La raíz en las cactáceas puede ser bastante superficial, extendiéndose mucho en amplitud, o bien ser axonomorfas, y realizan entonces funciones de reserva. Esto sucede sobre todo en los pequeños cactus de zonas extremadamente áridas en las que al tallo reducido le corresponde un aparato radical totalmente anormal; en determinadas especies estas reservas se dividen como precaución, y adoptan una estructura que les permite seguir siendo funcionales a pesar de que alguna parte llegue a escaparse (Delgado, 2013).

5.5.2. Tallo

Los tallos son suculentos, principalmente de color verde, especialmente en plantas jóvenes; frecuentemente se lignifica y se cubre de una gruesa cutícula cerosa, lo cual reduce la transpiración. Las formas columnares o globulares han sido diseñadas para maximizar las reservas de agua. En algunos casos, el tallo es articulado en secciones llamadas cladodios, presenta hendiduras longitudinales, las cuales producen la proyección de crestas denominadas costillas. Estas son valiosas para la clasificación de las especies, confieren al tallo mayor resistencia a la flexión. En muchos tipos de cactus las costillas a su vez, están divididas por hendiduras transversales formando protuberancias denominadas tubérculos o mamilas en la superficie de los tallos (Ceroni y Castro, 2013).

El tallo es leñoso en los tipos de hojas persistentes y se modifica en los restantes, junto con las funciones clorofílicas, le corresponde la realización de todos los intercambios gaseosos con la atmósfera. La forma puede ser cilíndrica,

semicilíndrica o globular a fin de reducir la superficie de transpiración; esta última queda también limitada por la presencia de espinas (Delgado, 2013).

5.5.3. Areolas

Son elementos semejantes a yemas existente en los tallos de las demás dicotiledóneas, son estructuras afelpadas, exclusivas de los cactus, donde van aparecer las espinas, los pelos, las hojas, las flores, ramas y los frutos (Ceroni y Castro, 2013).

5.5.4. Espinas

Son hojas modificadas que crecen en las areolas en medio de un indumento de tricomas pluricelulares, las espinas están presentes en todos los géneros, al menos durante las primeras etapas de su vida, pueden preservar variaciones en tamaño y apariencia dentro de una misma areola, frecuentemente formando 2 series, las centrales y las radiales (Ceroni y Castro, 2013).

5.5.5. Flor

En cuanto a la flor de las cactáceas suelen ser solitarias, presentan formas que pueden ser ovales, lanceoladas, obtusas, acuminadas, dentadas o incluso recortadas; su color puede variar entre blanco, amarillo, rojo y violeta (Delgado, 2013).

5.5.6. Fruto

En casi todas las especies el fruto es una baya con varias o muchas semillas bastante grandes en el género *Opuntia* pero en la mayoría son muy pequeñas (Delgado, 2013). Dependiendo de la especie del tipo de fruto que se genera puede ser carnoso, semicarnoso, seco o semiseco y pueden o no presentar dehiscencia (las semillas salen del fruto al estar seco) (Arredondo *et al.*, 2002).

5.5.7. Semilla

Lallana *et al.*, (2002) mencionan que la semilla es la estructura formada en el fruto que contiene el embrión de las plantas, procede del óvulo fecundado y está formado por el embrión, los tejidos nutritivos (endosperma y cotiledones) y tegumentos

protectores (Figura 1 y 2) (la testa en el exterior y el tegmen o endopleura en el interior):

El embrión: Consiste en un eje llamado hipocotilo, una radícula y un punto vegetativo, las células del embrión contienen una gran cantidad de alimentos almacenados (aceites, almidón y proteínas) para la supervivencia.

Tejidos nutritivos: El material de reserva se encuentra en el endospermo que tiene como función la acumulación de sustancias de reserva que serán metabolizadas durante el proceso de germinación y durante las primeras etapas del desarrollo de la plántula (Sánchez, 2003).

Tegumentos protectores: También conocida como testa. Durante el desarrollo la cubierta de la semilla se modifica, presentando un aspecto característico; usualmente la cubierta externa es seca y algo endurecida de color parduzco a oscuro (Lallana *et al.*, 2005).

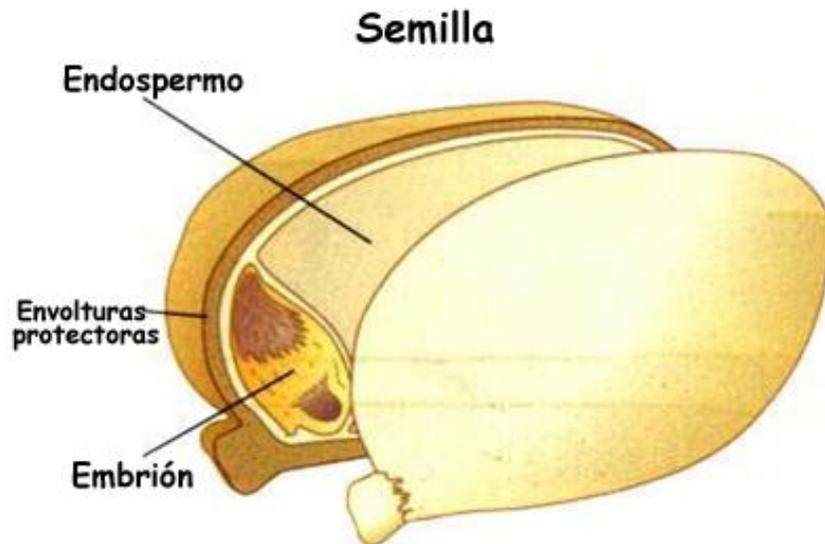


Figura 1. Estructura y partes de una semilla.

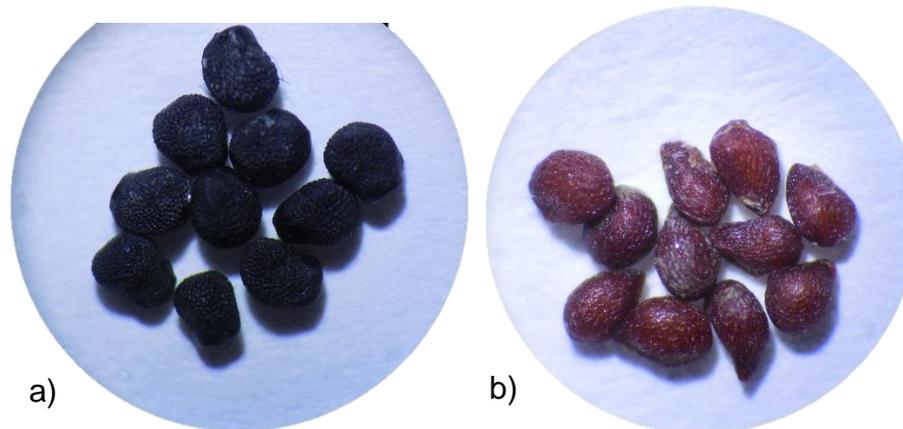


Figura 2. a) Semillas de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus y b) Semillas de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi*.

5.6. Descripción del género *Mammillaria*

Son plantas pequeñas, simples o cespitosas, presentan tallos globosos, globosos-aplanados, cilíndricos, generalmente erectos, rara vez rastreros o pendulados, con jugo acuoso, semi-lechoso o lechoso, los tubérculos se encuentran dispuestos en series espiraladas, 3 y 5, 5 y 8, 8 y 13, 13 y 21 o 21 y 34, más o menos numerosos, cónicos, cónicos cilíndricos, cónicos piramidal, duros o suaves, sin surco areolar ni glándulas. Las areolas son dimorfas, provistas de lana cuando son jóvenes, con o sin cerdas. Las espinas son diferenciadas en centrales y radiales, varían en número, forma, color, pueden ser aciculares, subuladas o aplanadas, rectas o curvas. Las flores están dispuestas en corona cerca del ápice pequeñas o algo grandes, infundibuliformes o campanuladas, color blanco, amarillo, rosado, rojo o purpura; el pericarpelo sin escamas y el tubo receptacular corto. Los estambres son escasos, incluidos insertos en el límite superior del anillo nectarial, los lóbulos del estigma lineares. El fruto es una baya pequeña, claviforme, sin escamas, de color rosado, purpura hasta escarlata. Las semillas con testa reticulada, de color castaño oscuro o rojizo o casi negro y el embrión es ovoide o algo cilíndrico muy succulento con los cotiledones reducidos o ausentes (Bravo y Sánchez, 1991).

5.6.1. Descripción morfológica de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus

Planta casi siempre simple, rara vez con brotes desde la base. *Tallo* cónico-globoso a claviforme, de 8 a 12 cm de altura y de 6 a 8 cm de diámetro. Ápice redondeado con el centro hundido. *Tubérculos* dispuestos de 13 a 21 series. *Axilas* con densa lana blanca en la zona apical y florífera. *Areolas* circulares o elípticas. *Espinas radiales*, 18 a 24, de 5 a 8 y hasta 15 mm de longitud, cetosas y muy finamente aciculares. *Espinas centrales* 1 a 6, de 4 a 10 mm de longitud. *Flores* infundibuliformes de 12 a 22 mm de longitud y diámetro de color rosado hasta castaño rojizo. *Fruto* claviforme, de 10 a 22 mm de longitud, de color rojo hasta rojo carmín oscuro. *Semillas* encorvado-piriformes, de 1 a 1.5 mm de longitud (Figura 3). Se distribuye en los estados de Coahuila, Durango, Zacatecas, San Luis Potosí y Querétaro. Se encuentra ampliamente distribuida en el estado de Coahuila donde Glass la señala que fue reportada en El Chiflón, cerca de la estación de Microondas Próxima a Parras, en Cañón Verde, al N de la Pila; entre el Pilar y Saltillo; entre paso de Carneros y Angostura, a 15 millas de Saltillo, sobre la carretera a Piedras Negras, y a 60 km al S de Monclova. Caig indica que ha sido señalada del Cañón de Arteaga, cerca de Monterrey, en el Río Nazas y en la Sierra del Rosario. Crece en lomeríos rocosos bajos en alturas de 1200 a 1800 msnm (Figura 4) (Bravo y Sánchez, 1991).



Figura 3. *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus



Figura 4. Mapa de distribución geográfica de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus para el estado de Coahuila.

5.6.2. Descripción morfológica de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi*

Tallo casi siempre simple. *Tubérculos* dispuestos en 8 y 13 series espiraladas, *Axilas* a veces lanosas solo cuando son jóvenes, después desnudas. *Aréolas* circulares, cerca de 2 mm de diámetro al principio con lana blanca escasa, después desnudas. *Espinas radiales* generalmente 14 a 22, a veces solo 10, de 4 a 12 mm de longitud. *Espina central* 1, de 4 a 8 mm de longitud. *Flores* infundibuliformes, de 18 a 25 mm de longitud y hasta 2 cm de diámetro de color rosa hasta casi blancos. *Fruto* alargado-claviforme, de cerca de 36 mm de longitud, de color rojo carmín. *Semillas* de 1 mm de longitud; de color castaño rojizo (Figura 5). Se distribuye en los desiertos Sonorense y Chihuahuense, al S de Estados Unidos de América hasta el N de México, en el SE de Arizona, E de Sonora, Chihuahua, y Tamaulipas, E y S de Coahuila. Crece en terrenos rocosos en alturas de 800 a 1800 msnm (Figura 6) (Bravo y Sánchez, 1991).



Figura 5. *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi*



Figura 6. Mapa de distribución geográfica de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* para el estado de Coahuila.

5.7. Propagación de cactáceas

Para la propagación de cactáceas se pueden utilizar diferentes técnicas como son: por semilla, brotes o vástago, esquejes, injerto y cultivo de tejidos vegetales, se

requieren espacios para la germinación, que es el área donde las plantas en forma individual alcanzan el tamaño comercial para su venta, así mismo se considera como área de conservación de la planta madre, que es donde se controla la producción y cosecha de semillas (Arredondo *et al.*, 2002).

5.7.1. Propagación por semilla

La propagación de cactáceas por semillas es considerada el método tradicional o convencional de propagación (Arredondo *et al.*, 2002).

Este método de multiplicación es el más importante debido a que la mayoría de las cactáceas y suculentas produce una gran cantidad de semillas y permite la obtención de miles de plantas con variación genética, factor muy importante para un programa de restauración ecológica (Reyes, 2013).

La multiplicación de cactáceas por semillas es una forma efectiva de propagar y ampliar cualquier especie, además que es una manera de proteger y conservar las poblaciones naturales (Arcila, 2011).

6.7.1.1. Obtención y limpieza de semilla

Toda semilla se puede obtener de los frutos mediante las colectas directas de las plantas en campo en lugares que cuentan con la autorización oficial, por cosecha en plantas de colecciones, por intercambio o compra. Una forma de asegurar la calidad y producción de semillas es realizar una polinización controlada (Arredondo *et al.*, 2002).

5.7.2. Propagación por brote o vástago

Los vástagos o hijuelos son brotes que presentan algunas cactáceas; esta técnica de multiplicación es relativamente fácil, ya que solo se trata de desprender los brotes que emergen alrededor de la planta madre. Una vez desprendidos se dejan cicatrizar durante diez a quince días en un sitio seco y ventilado; se esparce sobre los cortes azufre en polvo o algún fungicida para evitar la proliferación de bacterias y hongos, después se plantan en un sustrato. La ventaja de este método es la rápida obtención de plantas adultas y la desventaja es la recombinación genética que es muy importante para la conservación (Arredondo *et al.*, 2002).

5.7.3. Propagación por esquejes

El método asexual más fácil para propagar cactus consiste en cortar los brazos o pedazos de tallo, que deben dejarse cicatrizar en un lugar seco y ventilado. Se debe cortar con una navaja desinfectada con hipoclorito de sodio o alcohol y a cada corte adicionar un poco de azufre o fungicida con enraizador sobre el corte (no indispensable) para facilitar el enraizamiento y evitar las enfermedades o pudrición del esqueje, una vez teniendo los esquejes se plantan directamente sobre el sustrato (Arredondo *et al.*, 2002).

Es el método asexual más fácil de propagar, los cactus y suculentas se fragmentan en trozos que se deben dejar cicatrizar en un lugar fresco y ventilado (Reyes, 2013).

5.7.4. Propagación por injerto

Este método consiste en unir porciones de dos plantas distintas. Se recomienda aplicar esta técnica para propagar especies amenazadas o en plantas que han sido afectadas por alguna enfermedad ya que puede acelerar el desarrollo y crecimiento de plantas que han perdido el sistema radicular y para aquellas que tienen dificultades para vivir directamente en el suelo. Para hacer injertos en Cactáceas, el material a utilizar deberá estar perfectamente limpio y esterilizado. Se puede utilizar como patrón o portainjertos (la especie más fuerte que soporta a la otra) las especies de los géneros *Pereskia* (alfilerillo, pereskia), *Myrtillocactus* (garambullo) e *Hylocereus* (pitaya) y como injerto la especie que se desee; la cicatrización de los tejidos requiere de 15 a 30 días, durante este tiempo, la planta deberá mantenerse a media sombra, proporcionándole si necesita un riego muy ligero, no deberá rociarse directamente la planta a fin de evitar la pudrición de los cortes. Después solo se corta o retira el sujetor (Arredondo *et al.*, 2002).

Esta técnica consiste en unir porciones de dos plantas distintas, una llamada patrón y otra injerto, se utilizan para ayudar a aquellas que tienen dificultad para vivir directamente en el suelo y para obtener ejemplares raros o llamativos; es interesante esta técnica para salvar especies en peligro de extinción ya que puede acelerar el desarrollo y crecimiento de plantas que han perdido el sistema radicular.

Los sistemas de injertos más utilizados son: de caras planas, de cuña y lateral (Reyes, 2013).

5.7.5. Germinación *in vitro*

El cultivo de tejidos *in vitro* comprende una diversidad de técnicas mediante las cuales un explante (célula, tejido, órgano) se cultiva asépticamente en un medio químico de composición definida y se incuba en condiciones en ambientes controlados (Aucapiña y López, 2016).

La expresión Cultivo *in vitro* de plantas, significa cultivar plantas dentro de un frasco de vidrio en un ambiente artificial; esta forma de cultivar las plantas tiene dos características fundamentales: la asepsia (ausencia de bacterias, hongos y gérmenes) y el control de los factores que afectan el crecimiento. El avance de los últimos años el estudio detallado de las plantas tanto a nivel celular como molecular, y en condiciones de laboratorio es posible reproducir todos los factores que pueden estar relacionados con el crecimiento y desarrollo de las plantas (Castillo, 2004).

Es un conjunto de herramientas biotecnológicas que a partir de una célula en medio de cultivo nutritivo, se puede crear una nueva planta completa, obteniendo explantes a partir de semilla, hoja, tallo, raíz, anteras, polen, etc., por lo que a partir de cualquier célula podemos propagar, producir o desarrollar una nueva planta (Sánchez, 2017).

5.6. Estructura de la semilla

En las cactáceas, las semillas van de 1 a 2 mm de longitud, aunque pueden existir algunas que pueden llegar a medir hasta medio centímetro, presentan varias formas como: globosas, discordes, reniformes, ovoides, etc., pueden presentar varios colores que van desde café claro, café oscuro, o negro (Camacho, 1994).

5.7. Condiciones para la germinación

La germinación es el proceso mediante el cual el embrión adquiere el metabolismo necesario para reiniciar el crecimiento y transcribir la cadena genética (Camacho, 1994).

El proceso de germinación se inicia con la entrada de agua en la semilla (Imbibición) y finaliza con el comienzo de la elongación de la radícula.

5.8. Proceso de germinación

Según Sánchez (2003), para que el proceso de germinación tenga lugar, se deben de dar una serie de condiciones ambientales favorables. La absorción de agua por la semilla desencadena una secuencia de cambios metabólicos que incluyen la respiración, la síntesis de proteínas y la movilización de reservas; sin embargo, las semillas de muchas especies son incapaces de germinar, incluso cuando se encuentran en condiciones favorables. Esto se debe a que la semilla se encuentra en estado de latencia.

La germinación es iniciada con la entrada de agua en la semilla y finaliza con el comienzo de la elongación de la radícula. Para condiciones de laboratorio, la rotura de las cubiertas seminales por la radícula es el hecho que se utiliza para considerar que la germinación ha tenido lugar (criterio fisiológico); sin embargo en condiciones de campo no se considera que la germinación ha finalizado hasta que se produce la emergencia y desarrollo de una plántula normal (criterio agronómico) (Pita y Pérez, 1998).

En el proceso de germinación se presentan tres fases:

- **Hidratación:** La absorción de agua es el primer paso de la germinación, si hace falta el proceso no puede darse; en esta fase se produce una intensa absorción de agua por parte de los distintos tejidos que forman la semilla.
- **Germinación:** En ella se producen las transformaciones metabólicas necesarias para el desarrollo de la plántula. La absorción de agua se reduce, incluso se detiene.
- **Crecimiento:** Está asociado con la emergencia de la radícula, la absorción de agua vuelve a aumentar, así como la actividad respiratoria.

5.9. Factores internos que afectan la germinación

- **Madurez de la semilla:** La madurez morfológica se consigue cuando las distintas estructuras de la semillas se han completado, dándose por

finalizada cuando el embrión ha alcanzado su máximo desarrollo, la madurez se logra sobre la misma planta, aunque existen algunas especies que sueltan sus semillas antes de que estas maduren (Doria, 2010).

- Viabilidad de la semilla: Es el periodo de tiempo durante el cual las semillas conservan su capacidad de germinar. Es un periodo variable y depende del tipo de semilla y las condiciones de almacenamiento. Una semilla será más longeva cuando menos activo sea su metabolismo, las bajas temperaturas dan lugar a un metabolismo mucho más lento. La deshidratación también alarga la vida de la semilla (Doria, 2010).

5.10. Factores externos que afectan la germinación

- Humedad: La absorción de agua es el primer paso para que la semilla recupere su metabolismo es necesaria la rehidratación de sus tejidos. La entrada de agua en el interior se debe a una diferencia de potencial hídrico entre la semilla y el medio que le rodea. En condiciones normales el potencial hídrico es menor en semillas secas que en el medio exterior (Doria, 2010).
- Temperatura: Este es un factor decisivo en el proceso de germinación, influye sobre las enzimas que regulan la velocidad de las reacciones bioquímicas que ocurren en la semilla después de la rehidratación. La actividad de cada enzima tiene lugar entre un máximo y un mínimo de temperatura, por ello las semillas solo germinan en un cierto margen de temperatura (Doria, 2010).
- Aire: La mayor parte de las semillas requieren para su germinación un medio suficiente aireado que permita una adecuada disponibilidad de O₂ y CO₂; así el embrión obtiene la energía necesaria para mantener sus actividades metabólicas (Doria, 2010).
- Luz: Aunque la mayoría de las especies germina en ausencia de la luz para algunas es indispensable (Doria, 2010).

Sánchez (2003) suele clasificar a las semillas en tres grupos de acuerdo a sus necesidades para germinar:

- a) Semillas con fotosensibilidad positiva: Son semillas que germinan perfectamente bajo condiciones de iluminación.

- b) Semillas con fotosensibilidad negativa: Son semillas que germinan preferentemente en oscuridad, siendo la luz desfavorable para la germinación.
- c) Semillas no fotosensibles: Semillas diferentes a las condiciones de iluminación.

5.11. Proceso de la germinación

Fase I. Imbibición: Con el ingreso de agua, en la semilla se producen alteraciones estructurales en las membranas; en la semilla seca, los componentes fosfolípidicos de la membrana se encuentran en la fase de gel, esto provoca una salida de solutos y de metabolitos de bajo peso molecular hacia la solución que rodea la semilla. Con la rehidratación las membranas retornan rápidamente a un estado cristalino hidratado (Herrera *et al.*, 2006).

Fase II. Activación metabólica: En esta fase ocurre la síntesis de proteínas, a partir de las reservas disponibles, de nuevas estructuras y compuestos necesarios para las siguientes fases (Herrera *et al.*, 2006).

Fase III. Crecimiento del embrión: El desarrollo de la planta es el resultado de la división celular continuada en puntos de crecimiento separados del eje embrionario, seguido por la expansión de estructuras de la plántula. La iniciación de la división celular en los puntos de crecimiento es indispensable para la elongación; por lo que una vez que comienza el crecimiento del embrión se incrementa el peso fresco y el peso seco de la plántula y disminuye el peso total de los tejidos de almacenamiento (Herrera *et al.*, 2006).

Fase IV. Emergencia de la radícula: Con la penetración de las envolturas de la semilla por parte de la radícula se marca el final del proceso de germinación y el inicio del crecimiento de la plántula (Herrera *et al.*, 2006).

Fase V. Establecimiento de la plántula: Las plantas se mantienen así mismas cuando pueden abastecerse de agua y fotosintetizar, se someten a un estado de innovación durante el cual producen algún alimento propio

dependiendo en forma parcial del desdoblamiento de las reservas de los tejidos de almacenamiento como la plántula se va implantando firmemente en el suelo (Herrera *et al.*, 2006).

5.12. Dormición de semillas.

Para que las semillas germinen deben encontrarse en condiciones ambientales de temperatura, humedad y concentración de oxígeno adecuados, en muchas especies aun dándose estas condiciones, la germinación no se puede presentar ya que está motivado por un estado fisiológico de la semilla denominado dormición (Pérez y Pita, 1999).

Lallana *et al.*, (2005) mencionan que las propiedades adaptativas más importantes de los vegetales es la capacidad que presentan las semillas en retener su viabilidad durante periodos prolongados de tiempo lo que les permite vivir en condiciones adversas.

Según Camacho (1994) los tipos de dormancia se clasifican en:

Física: Las semillas poseen testas que son impermeables al agua debido a la presencia de cutícula gruesa y a un desarrollo considerable de capas de células en empalizada. Permanecen en el suelo hasta que la actividad microbiana y las condiciones térmicas comienzan a ablandar las cubiertas haciéndolas blandas para absorber el agua.

Mecánica: Este tipo de dormición se atribuye a las semillas con pericarpio duro que por su resistencia mecánica impide que el embrión pueda romperlo.

Química: La germinación se encuentra bloqueada por los inhibidores que impiden la germinación en estaciones secas; tales inhibidores se encuentran en el pericarpio. Para que la semilla germine es necesario la eliminación del pericarpio y así se inicie la germinación.

Fisiológica: Esta se debe a una disminución en la actividad de los embriones. Se puede salir de este estado de dormición mediante un almacenamiento seco o bien por un tratamiento frío o por un determinado tratamiento luminoso.

Morfológica: Se debe a una inmadurez en el embrión y la germinación no tiene lugar hasta que el embrión haya completado su desarrollo. Para eliminar el bloqueo de la germinación en semillas con dormancia morfo-fisiológica, primero debe desarrollarse el embrión, por lo que si se invierte la secuencia de calor y frío, la dormición no se elimina y si es simple, el crecimiento del embrión se realiza principalmente en el periodo cálido y continuo en el frío.

Combinada: Teóricamente es la combinación de todos los tipos de dormancia; en este caso casi siempre es necesario aplicar más de un tratamiento para que la semilla pueda germinar.

5.13. Tratamientos para romper la dormancia

Para propósitos de propagación de plantas por medio de semillas, es requerible la aplicación de métodos o prácticas para romper la dormancia (Hernández, 2016).

Congelamiento: Consiste en someter a las semillas a temperaturas por debajo de los 0°C; el congelamiento se consigue con aparatos de refrigeración o con inmersiones de gases licuados que llegan a alcanzar temperaturas por debajo de los -180°C (Camacho, 1994).

Pre-enfriamiento: Este es un tratamiento húmedo frío aplicado a las semillas para romper la latencia en algunos casos se prolonga el tiempo o se repite nuevamente, la temperatura recomendada es de 5 – 10°C por periodos de 3 – 7 días o mayores dependiendo de la especie (Bonner, 1984).

Escarificación: Es el proceso que rompe la cubierta de las semillas para hacerlas permeables al agua (Valera y Arana, 2011).

Escarificación mecánica: Consiste en raspar la cubierta de las semillas con lijas, limas o quebrarlas. La semilla que va ser tratada debe tomarse para hacer la escarificación con mucho cuidado para no dañar al embrión (Reyes, 1993).

Escarificación química: Consiste en remojar las semillas por periodos breves en compuestos químicos como Ácido Sulfúrico (H_2SO_4) que es efectivo en algunas especies siendo sumergidas las semillas hasta que la cubierta comienza a abrirse.

Al final del periodo de tratamiento se escurre el ácido y las semillas se lavan con abundante agua (Valera y Arana, 2011).

Hormonas: Existen compuestos que estimulan la germinación, entre los más usados están el AG₃, este es empleado a diferentes concentraciones y tiempos de exposición, dependiendo de la especie (Valera y Arana, 2011).

Pre-secado: Las semillas son colocadas a una temperatura que no exceda los 40°C bajo continua circulación de aire en un periodo de hasta 7 días, después de secarlas son sometidas a la prueba general de germinación (Pérez, 1990).

Tratamientos térmicos: El agua caliente y el quemado de las semillas puede estimular la germinación, aunque es frecuente que también se reduzca la probabilidad de vida (Hernández, 2016).

Pre-lavado de semillas: De forma natural existen sustancias en el pericarpio que actúan como inhibidores para la germinación y los cuales pueden ser removidos de la cubierta mediante el lavado de las semillas de agua que este corriendo a una temperatura de 25°C antes de realizar la prueba de germinación (Pérez, 1990).

Remojo: Las semillas que presentan cubiertas duras pueden germinar rápidamente si son sometidas a un pre-tratamiento de remojo durante un tiempo aproximado de 24 a 48 horas en agua, por lo que la lixiviación de los inhibidores pueden lograrse mediante un periodo continuo de remojo, la prueba de germinación se hace una vez que termina el proceso (Hernández, 2016).

Remoción de estructuras circundantes: Para promover la germinación de ciertas especies deberán extirparse algunas estructuras; ya que estas son las que se involucran de alguna forma en la presencia de dormancia (Reyes, 1993).

5.14. Composición del Medio Murashige y Skoog (1962)

Para toda planta las células requieren una gran variedad de nutrientes orgánicos e inorgánicos, estos requerimientos se muestran fácilmente en órganos y tejidos de plantas superiores e inferiores. Los nutrimentos orgánicos, al igual que los inorgánicos son requeridos en dos niveles: micronutrientes y macronutrientes. Las células en crecimiento pueden fabricar sus proteínas a partir de fuentes adecuadas

de nitrógeno y carbonatos suministrados por el medio de cultivo; así mismo existe una cantidad de sustancias orgánicas adicionales que se requieren en cantidades mínimas y que son muy activas en el crecimiento de la planta (Cuadro 1) (Roca *et al.*, 1993).

En el Medio se deben incluir los macroelementos (C, H, O, P, K, N, Ca, y Mg) y microelementos (B, Zn, Mn, Cu, Mo, Fe, Cl) ya que son todos los que utilizan las plantas en condiciones normales y en diferentes concentraciones:

- Calcio (Ca): Es requerido para formar pectato de calcio, el cual forma parte de la pared celular, así mismo ayuda a la permeabilidad y facilita el movimiento de los hidratos de carbono y aminoácidos a través de la planta. Promueve el desarrollo de la raíz e interviene en el crecimiento y desarrollo así como en la asimilación de nitrógeno. La falta de este elemento puede traer como consecuencia muerte en las puntas de la raíz. Es adicionado en forma de cloruro de calcio ($\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$) (Avalos, 2010).
- Magnesio (Mg): Este elemento es empleado en forma de Sulfato de Magnesio ($\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) (Avalos, 2010).
- Azufre (S): Se requiere bajo la forma de sulfatos, se encuentra presente en aminoácidos y proteínas, este elemento promueve el crecimiento de raíces (Avalos, 2010).
- Nitrógeno (N): Influye en la proporción de crecimiento de la planta, es esencial para formar ácidos nucleicos, proteínas, clorofila, aminoácidos, alcaloides, y algunas hormonas vegetales. Se suministra bajo la forma de Nitrato de Amonio (NH_4) (Avalos, 2010).
- Potasio (K): Este elemento es necesario para el intercambio celular; así mismo para promover el intercambio meristemático, ayuda a la síntesis de hidratos de carbono y proteínas. Es suministrado bajo la forma de Fosfato de potasio (KH_2PO_4) (Avalos, 2010).
- Fosforo (P): Tiene un papel muy importante en el desarrollo de la planta, se utiliza en la síntesis de ácidos nucleicos y compuestos de alta energía,

participa en la actividad de varias enzimas, se suministra como Fosfato de potasio (KH_2PO_4) (Avalos, 2010).

Los micronutrientes tienen función como cofactores enzimáticos y en los sistemas de transporte de electrones. La concentración a la que son utilizados debe de encontrarse en los rangos determinados, ya que existen casos en los que pueden ser muy tóxicos si se agregan el exceso:

- Boro (B): Este elemento interviene en el movimiento de azúcar, agua y hormonas; se encuentra involucrado en el metabolismo del Nitrógeno (Avalos, 2010).
- Manganeso (Mg): Es esencial en la membrana del cloroplasto (Avalos, 2010).
- Cobre (Cu): Involucrado en la conversión de energía, síntesis de clorofila y síntesis de enzimas (Avalos, 2010).
- Molibdeno (Mo): Participa en la conversión de nitrógeno en amonio y en la fijación de nitrógeno (Avalos, 2010).
- Cobalto (Co): Es esencial para la fijación de nitrógeno (Avalos, 2010).
- Hierro (Fe): Interviene en la síntesis de clorofila y en la conversión de energía (Avalos, 2010).
- Zinc (Zn): Involucrado en la síntesis de clorofila y auxinas (Avalos, 2010).

Además de los micronutrientes y macronutrientes en el medio de cultivo se requieren de otros elementos que permiten el desarrollo de la planta como: Sacarosa, Vitaminas, Fuente de Nitrógeno Orgánico, Complejos Orgánicos, Reguladores de Crecimiento Vegetal y Gelificantes:

- Sacarosa: Es la fuente de carbono que se supe en un cultivo *in vitro* al carbono que la planta toma de la atmosfera como CO_2 , juega un papel como regulador del potencial osmótico del medio de cultivo (Avalos, 2010).
- Vitaminas: Una planta en condiciones normales sintetiza las vitaminas que requiere, pero en condiciones artificiales pierden la capacidad parcial

o totalmente por lo que se le deben suministrar; entre las vitaminas que deben adicionarse al medio son : Tiamina, Piridoxina, Ácido Nicotínico, Inositol, y Glicina (Avalos, 2010).

- Fuente de Nitrógeno Orgánico: Este nitrógeno utiliza aminoácidos de manera individual o como mezcla. La Glicina, Glutamina y Asparagina son los más ampliamente utilizados de manera individual (Avalos, 2010).
- Gelificantes: En condiciones artificiales se requiere un medio semisólido que puede obtenerse utilizando un gelificante que no sea reactivo y no sea digerible por el tejido vegetal; los más utilizados son Agar-Agar, Phytigel o Gelrite (Avalos, 2010).

5.15. Reguladores de crecimiento

Los fitorreguladores se definen como sustancias reguladoras del crecimiento vegetal que son sintetizadas en el interior de una planta y que a bajas concentraciones pueden activar, inhibir o modificar cualitativamente el crecimiento (Sánchez, 2004).

5.15.1. Ácido Sulfúrico (H₂SO₄) y Ácido Giberélico (AG₃) para estimular la germinación.

Debido a la acción del Ácido Giberélico (AG₃) tiene como promotor o inductor de la germinación en diversas plantas, se evaluó su efecto en la germinación de semillas de tres especies del genero *Opuntia* hay diferencias significativas entre las especies, pero no entre la germinación de adición de AG₃ (27.4% ± 1 EE 3.6) y el control (28.4% ± 3.6). La interacción entre ambos factores no resulto significativa. Mientras que el porcentaje de germinación de *Opuntia microdasys* (47.5%) fue el mayor, el de *O. rastrera* intermedio (30.9%) y el más bajo se observó en *O. macrocentra* (5.3%) (Mandujano, *et al.*, 2007).

La germinación que se tuvo en *Astrophytum myriostigma* se inició a los tres días en los tratamientos en los que se escarificó la semilla con ácido sulfúrico durante 30 y 45 segundos y empezó a estabilizarse a los nueve días después de la siembra, esto se indica aplicando la fórmula de Maguire en las semillas tratadas con ácido

sulfúrico durante 45 segundos tuvieron mejor germinación que las tratadas con ácido sulfúrico a los 30 segundos (Velázquez, 2004).

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1. Ubicación del experimento

El presente trabajo se llevó a cabo en el Área de Incubación del laboratorio de Biología General del Departamento de Botánica de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

6.2. Metodología

6.2.1. Preparación del medio Murashige y Skoog (1962)

Todos los reactivos se pesaron en una balanza analítica (Marca: AND; Modelo No: GR-120) dividiéndose en Micronutrientes, Macronutrientes, Solución de Fierro, Vitaminas, Carbohidratos y Solidificante (Cuadro 1). Para la siembra se prepararon 2 litros de medio MS, donde un litro de medio fue utilizado para los tratamientos al 100% y el otro fue utilizado para los tratamientos al 50%. Se disolvieron en agua estéril con un agitador-calefactor (Marca: Thermolyne CIMAREC; Modelo No: SP131325) con temperatura constante dividiendo los 1000 ml de agua en 500 ml para diluir los micronutrientes, 300 ml para macronutrientes y la solución de fierro y 200 ml para diluir la sacarosa; una vez que los componentes se diluyeran por completo fueron colocados en el matraz de 1000 ml para mezclar las soluciones. Después con el potenciómetro (Marca: HANNA; Modelo No: HI 8314) se tomó el pH de 5.7 de la solución madre, donde se utilizó Ácido clorhídrico HCL al 0.1 para disminuir el pH y Hidróxido de sodio NaOH al 0.4 para aumentar el pH; una vez obtenido el pH adecuado a las soluciones se le agrego el solidificante Agar-Agar y se colocaron en el agitador-calefactor. Los matraces fueron cubiertos con tapones para evitar que se contaminaran, se colocaron en una autoclave (Marca: ALLAMERICAN; Modelo No: 25X-1) para la esterilización total del medio, se mantuvo una temperatura de 125°C durante 15 minutos. Posteriormente los matraces fueron llevados a la cámara de siembra para vaciar el medio en cajas Petri con un aproximado de 15 ml con su respectiva etiqueta por caja adicionando 5 cajas más para las que resultaran contaminadas.

6.3. Recolección de semillas

Las semillas de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* utilizadas para la realización de este experimento, fueron proporcionadas por el Museo del Desierto ubicado en la ciudad de Saltillo Coahuila, México colectadas en Marzo de 2016. Así como también del Jardín Botánico “Gustavo Aguirre Benavides” del departamento de Botánica de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro ubicado en Buenavista Saltillo, Coahuila, México; sitio en el cual fueron colectados los frutos de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus los cuales fueron deshidratados para su posterior extracción de semillas.

6.4. Protocolo de germinación

Las semillas fueron colocadas en tela de fibra de polietileno para tener un control en el número de semillas y así poder manipularlas con mayor facilidad; al mismo tiempo evitar que se perdieran durante los traslados de un vaso de precipitado a otro donde se encontraban las soluciones a diferentes concentraciones para los tratamientos.

Posteriormente se efectuó el siguiente procedimiento:

1. DESINFECCIÓN DE SEMILLAS

- Lavado con 0.1 gr de fungicida TECTO 60 / 100 ml de agua desionizada estéril por 1 minuto.

2. ESCARIFICACIÓN DE SEMILLAS

- Tratamiento con solución de Ácido sulfúrico (H_2SO_4) 15 ml / 85 ml de agua desionizada estéril por 15 segundos.
- Tratamiento con solución de Ácido sulfúrico (H_2SO_4) 30 ml / 70 ml de agua desionizada estéril por 15 segundos.
- Tratamiento con solución de 0.5 gr de Ácido giberélico (AG_3) / 100 ml de agua desionizada estéril por 1 minuto.
- Tratamiento con solución de 1 gr de Ácido giberélico (AG_3) / 100 ml de agua desionizada estéril por 1 minuto.
- Tratamiento con solución de 2 gr de Ácido giberélico (AG_3) / 100 ml de agua desionizada estéril por 1 minuto.

3. ESTERILIZACION DE SEMILLAS

- Lavado con 20 gotas de Tween / 100 ml de agua desionizada estéril por 5 minutos.
- Lavado con solución de Etanol al 70% (100 ml) por 1 minuto.
- Lavado con solución de Cloro al 20% / 100 ml de agua desionizada por 10 minutos.
- Agua desionizada estéril (para limpiar exceso del paso anterior y proceder a la siembra).

6.5. Siembra

Para la siembra se siguieron los protocolos establecidos para las dos especies utilizadas en este experimento. Se procedió previamente a la desinfección total y completa de las áreas de siembra e incubación del Laboratorio de Biología del Departamento de Botánica de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

Se esterilizaron los materiales y equipo utilizados; las semillas seleccionadas fueron colocadas y preparadas en proceso de agitación constante con ayuda del agitador calefactor durante el proceso previo a la germinación.

Se utilizaron 25 semillas por tratamiento y se siguieron los protocolos de colocación, siembra, esterilización y etiquetado en cada tratamiento.

Una vez realizada la siembra respectiva a cada tratamiento las cajas se colocaron en el área de incubación manteniendo una temperatura constante entre 34-36°C y un fotoperiodo de 24 horas luz para su germinación.

Cuadro 1. Componentes del medio Murashige y Skoog (1962).

CONSTITUYENTES			
MACRONUTRIENTES			
		gr/L	MM (g/mol)
NH ₄ NO ₃	Nitrato amónico	1.65	80.04
KNO ₃	Nitrato de potasio	1.9	101.1
CaCl ₂ .2H ₂ O	Cloruro de calcio monobásico	0.33217	147.014
KH ₂ PO ₄	Fosfato de potasio monobásico	0.17	136.086
MgSO ₄ .7H ₂ O	Sulfato de magnesio	0.37	246.48
MICRONUTRIENTES			
KI	Yoduro de potasio	0.00083	166.086
H ₃ BO ₃	Ácido bórico	0.0062	61.83
MnSO ₄ .4H ₂ O	Sulfato de manganeso	0.012	228.0
ZnSO ₄ .7H ₂ O	Sulfato de zinc	0.0086	287.54
Na ₂ MoO ₄ .2H ₂ O	Molibdato sódico hidratado	0.00025	241.96
CuSO ₄ .5H ₂ O	Sulfato cúprico pentahidratado	0.00002	249.685
CoCl ₂ .6H ₂ O	Cloruro de cobalto	0.00002	239.935
SOLUCIÓN DE FIERRO			
Na ₂ EDTA	Sal de sodio de ácido etilendiamico tetraacético	0.0373	372.24
FeSO ₄ .7H ₂ O	Sulfato ferroso heptahidrato	0.0278	278.28
VITAMINAS			
Inositol		0.1	
Piridoxina HCL		0.0005	0.5
Tiamina HCL		0.0001	0.1
Glicina		0.002	2.0
CARBOHIDRATOS			
Sacarosa		30	
SOLIDIFICANTE			
Agar-Agar		8	
pH		5.7	
GA3		0.3 mg/l	

Fuentes: Murashige, T. y F. Skoog- (1962).

6.6. Diseño experimental

Se utilizó un Diseño experimental Completamente al Azar con 10 tratamientos y 5 repeticiones para cada tratamiento y 2 testigos con 5 repeticiones. Lo anterior se diseñó para las dos especies (*Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus y *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi*) (Cuadro 2), con los datos obtenidos se llevó a cabo el análisis de varianza midiendo los resultados con el método de Tukey ($p=0.05$). Utilizando el programa R versión 3.2.5 (Team Core, 2016).

Cuadro 2. Distribución de los tratamientos.

Tratamiento	Compuesto	Dosis
T ₁ : MS100 (Testigo)	Medio MS al 100%	
T ₂ : MS100H ₂ SO ₄ 15	Medio MS al 100% + Ácido Sulfúrico al 15%	15 ml/85 ml
T ₃ : MS100H ₂ SO ₄ 30	Medio MS al 100% + Ácido Sulfúrico al 30%	30 ml/70 ml
T ₄ : MS100AG ₃ .5	Medio MS al 100% + .5 gr de Ácido giberélico	.5 gr/100 ml
T ₅ : MS100AG ₃ 1	Medio MS al 100% + 1 gr de Ácido giberélico	1 gr/100 ml
T ₆ : MS100AG ₃ 2	Medio MS al 100% + 2 gr de Ácido giberélico	2 gr/100 ml
T ₇ : MS50 (Testigo)	Medio MS al 50%	
T ₈ : MS50H ₂ SO ₄ 15	Medio MS al 50% + Ácido Sulfúrico al 15%	15 ml/85 ml
T ₉ : MS50H ₂ SO ₄ 30	Medio MS al 50% + Ácido Sulfúrico al 30%	30 ml/70 ml
T ₁₀ : MS50AG ₃ .5	Medio MS al 50% + .5 gr de Ácido giberélico	.5 gr/100 ml
T ₁₁ : MS50AG ₃ 1	Medio MS al 50% + 1 gr de Ácido giberélico	1 gr/100 ml
T ₁₂ : MS50AG ₃ 2	Medio MS al 50% + 2 gr de Ácido giberélico	2 gr/100 ml

6.7. Variable evaluada

Se evaluó el número de semillas germinadas a los 8, 20, 30, 40, 50 y 60 días después de la siembra teniendo 6 muestreos considerando como variable el Porcentaje de Germinación con la siguiente fórmula:

$$PG = \# SG * 100 / \# TSGT$$

Donde:

PG: Porcentaje de germinación

SG: Semillas germinadas

TSGT: Total de semillas germinadas por tratamiento

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El análisis de varianza (ANVA) del porcentaje de semillas germinadas (PSG) y porcentaje de semillas sin germinar (PSSNG) mostró diferencias significativas ($p < 0.05$) entre tratamientos para dos especies de cactáceas (*Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus y *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi*) durante seis tiempos de evaluación.

Mammillaria chionocephala J. A. Purpus

Porcentaje de semillas germinadas (PSG).

Los resultados del ANVA para el PSG mostró diferencias significativa ($p < 0.05$) y la prueba de medias (método de tukey, $p = 0.05$) mostró que los tratamientos T₉:MS50H₂SO₄30, T₁₀:MS50AG₃.5, T₈:MS50H₂SO₄15 y T₁₂:MS50AG₃2 realizaron mayor efecto a los 20 días de evaluación después de la siembra. Indicando que aventajaron la variable con valores 76, 68, 64, y 64 por ciento, lo que indica que tuvieron mayor germinación (Cuadro 3).

Mammillaria heyderi Muehlenpfotdt subsp. *heyderi*

Los resultados del ANVA para el PSG mostró diferencia significativa ($p < 0.05$), la prueba de medias (método de Tukey, $p = 0.05$) mostró que los tratamientos T₁₂:MS50AG₃2, T₃:MS100H₂SO₄30, T₉:MS50H₂SO₄30 y T₁₀:MS50AG₃.5 obtuvieron mayor efecto a los 20 días de evaluación después de la siembra. Esto indica que aventajaron la variable con valores de 76, 72, 72, 68 por ciento, lo que indica que obtuvieron la mayor germinación (Cuadro 3).

Los datos fueron agrupados de manera más compleja para una mejor interpretación de las gráficas (Cuadro 3 y 4).

De acuerdo a Mérola y Díaz (2012) mencionan que el ácido sulfúrico es el químico más utilizado en semillas para la germinación, ya que permite la entrada de agua así como el intercambio de gases, facilita la expansión del embrión y la salida de la radícula. En semillas de leguminosas de los géneros: *Medicago*, *Calopogonium*,

Centrosema, *Leucaena*, *Neonotonia* y *Stylosantes*, se han obtenidos altos porcentajes de germinación (80-90%) cuando la semilla se trata por un periodo de tiempo de 10 a 15 minutos.

El Ácido giberélico acelera la aparición de los brotes y se favorece la presencia de una cantidad mayor en el tallo, rompe la latencia de la semilla lo antes posible ocurriendo así la germinación.

Navarro *et al.*, (2008) mencionan que en *Mammillaria hamata* las semillas escarificadas con ácido sulfúrico/2 min y sumergidas en Twenn/3 min registraron el valor más alto (100%) que excede a los obtenidos para el testigo y agua 50°C/4 min (90%), el menor porcentaje de germinación (68%) se observó al someter las semillas a 4°C/1 semana. Los valores más altos en la velocidad de germinación de *M. hamata* se presentaron en los tratamientos de ácido sulfúrico por 1,5 y 2 min (32,2) y el menor en agua a 50°C por 4 min (23,5). Para *M. sphacelata* la mayor velocidad se registró en agua a 50°C por 4 min (32,4) y la menor (18,6) en ácido giberélico.

Cuadro 3. Valores promedio del porcentaje de germinación para dos especies de cactáceas *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus y *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* con seis tratamientos y doce repeticiones.

Especie	Tratamiento	Tiempo (días)					
		8	20	30	40	50	60
<i>Mammillaria chionocephala</i>	T ₁ : MS100	4.0 d	8.0 g	----	4.0 f	4.0 d	----
	T ₂ : MS100H ₂ SO ₄ 15	----	4.0 h	20.0 b	8.0 e	12.0 b	12.0 a
	T ₃ : MS100H ₂ SO ₄ 30	----	8.0 g	16.0 c	4.0 f	----	----
	T ₄ : MS100AG ₃ 5	----	8.0 g	16.0 c	60.0 a	----	----
	T ₅ : MS100AG ₃ 1	----	4.0 h	20.0 b	8.0 e	8.0 c	----
	T ₆ : MS100AG ₃ 2	4.0 d	24.0 f	16.0 c	16.0 c	24.0 a	----
	T ₇ : MS50	4.0 d	48.0 e	24.0 a	12.0 d	4.0 d	----
	T ₈ : MS50H ₂ SO ₄ 15	20.0 a	64.0 c	12.0 d	4.0 f	----	----
	T ₉ : MS50H ₂ SO ₄ 30	8.0 c	76.0 a	8.0 e	----	----	----
	T ₁₀ : MS50AG ₃ 5	16.0 b	68.0 b	8.0 e	4.0 f	----	----
	T ₁₁ : MS50AG ₃ 1	8.0 c	56.0 d	16.0 c	20.0 b	----	----
	T ₁₂ : MS50AG ₃ 2	8.0 c	64.0 c	12.0 d	12.0 d	4.0 d	----
<i>Mammillaria heyderi</i> subsp. <i>heyderi</i>	T ₁ : MS100	4.0 f	56.0 f	4.0 d	12.0 d	----	----
	T ₂ : MS100H ₂ SO ₄ 15	4.0 f	44.0 h	4.0 d	8.0 e	12.0 a	----
	T ₃ : MS100H ₂ SO ₄ 30	----	72.0 b	8.0 c	16.0 c	4.0 c	----
	T ₄ : MS100AG ₃ 5	----	56.0 f	----	28.0 b	8.0 b	----
	T ₅ : MS100AG ₃ 1	8.0 e	48.0 g	24.0 a	8.0 e	4.0 c	----
	T ₆ : MS100AG ₃ 2	----	36.0 i	12.0 b	44.0 a	4.0 c	----
	T ₇ : MS50	36.0 a	60.0 e	4.0 d	----	----	----
	T ₈ : MS50H ₂ SO ₄ 15	36.0 a	56.0 f	----	----	4.0 c	----
	T ₉ : MS50H ₂ SO ₄ 30	20.0 c	72.0 b	----	4.0 f	----	----
	T ₁₀ : MS50AG ₃ 5	32.0 b	68.0 c	----	----	----	----
	T ₁₁ : MS50AG ₃ 1	16.0 d	64.0 d	8.0 c	8.0 e	----	4.0 a
	T ₁₂ : MS50AG ₃ 2	16.0 d	76.0 a	----	4.0 f	----	----

Medias con una letra común no son significativamente diferentes de acuerdo al Método de Tukey ($p \leq 0.05$).

Cuadro 4. Valores promedio del porcentaje de semillas sin germinación para dos especies de cactáceas *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus y *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* con seis tratamientos y doce repeticiones.

Especie	Tratamiento	Tiempo (Días) 60
<i>M. chionocephala</i>	T ₁ : MS100	80.0 a
	T ₂ : MS100H ₂ SO ₄ 15	44.0 d
	T ₃ : MS100H ₂ SO ₄ 30	72.0 b
	T ₄ : MS100AG ₃ 5	16.0 e
	T ₅ : MS100AG ₃ 1	60.0 c
	T ₆ : MS100AG ₃ 2	16.0 e
	T ₇ : MS50	8.0 f
	T ₈ : MS50H ₂ SO ₄ 15	----
	T ₉ : MS50H ₂ SO ₄ 30	8.0 f
	T ₁₀ : MS100AG ₃ 5	4.0 g
	T ₁₁ : MS100AG ₃ 1	----
	T ₁₂ : MS100AG ₃ 2	----
<i>M. heyderi</i> subsp. <i>heyderi</i>	T ₁ : MS100	24.0 b
	T ₂ : MS100H ₂ SO ₄ 15	28.0 a
	T ₃ : MS100H ₂ SO ₄ 30	----
	T ₄ : MS100AG ₃ 5	8.0 c
	T ₅ : MS100AG ₃ 1	8.0 c
	T ₆ : MS100AG ₃ 2	4.0 d
	T ₇ : MS50	----
	T ₈ : MS50H ₂ SO ₄ 15	4.0 d
	T ₉ : MS50H ₂ SO ₄ 30	4.0 d
	T ₁₀ : MS100AG ₃ 5	----
	T ₁₁ : MS100AG ₃ 1	----
	T ₁₂ : MS100AG ₃ 2	4.0 d

Medias con una letra en común no son significativamente diferentes de acuerdo al Método de Tukey ($p \leq 0.05$).

Cuadro 5. Valores promedio de germinación acumulativa para las dos especies de cactáceas *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus y *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* con seis tratamientos y doce repeticiones.

Especie	Tratamientos	Tiempos de evaluación (Días)						Germinación acumulativa	Sin germinación
		8	20	30	40	50	60		
<i>Mammillaria chionocephala</i>	T ₁ : MS100	4.0	8.0	----	4.0	4.0	----	20.0 h	80.0 a
	T ₂ : MS100H ₂ SO ₄ 15	----	4.0	20.0	8.0	12.0	12.0	56.0 e	44.0 d
	T ₃ : MS100H ₂ SO ₄ 30	----	8.0	16.0	4.0	0.0	----	28.0 g	72.0 b
	T ₄ : MS100AG ₃ 5	----	8.0	16.0	60.0	0.0	----	84.0 d	16.0 e
	T ₅ : MS100AG ₃ 1	----	4.0	20.0	8.0	8.0	----	40.0 f	60.0 c
	T ₆ : MS100AG ₃ 2	4.0	24.0	16.0	16.0	24.0	----	84.0 d	16.0 e
	T ₇ : MS50	4.0	48.0	24.0	12.0	4.0	----	92.0 c	8.0 f
	T ₈ : MS50H ₂ SO ₄ 15	20.0	64.0	12.0	4.0	----	----	100.0 a	----
	T ₉ : MS50H ₂ SO ₄ 30	8.0	76.0	8.0	0.0	----	----	92.0 c	8.0 f
	T ₁₀ : MS100AG ₃ 5	16.0	68.0	8.0	4.0	----	----	96.0 b	4.0 g
	T ₁₁ : MS100AG ₃ 1	8.0	56.0	16.0	20.0	----	----	100.0 a	----
	T ₁₂ : MS100AG ₃ 2	8.0	64.0	12.0	12.0	4.0	----	100.0 a	----
<i>Mammillaria heyderi</i> subsp. <i>heyderi</i>	T ₁ : MS100	4.0	56.0	4.0	12.0	----	----	76.0 e	24.0 b
	T ₂ : MS100H ₂ SO ₄ 15	4.0	44.0	4.0	8.0	12.0	----	72.0 f	28.0 a
	T ₃ : MS100H ₂ SO ₄ 30	----	72.0	8.0	16.0	4.0	----	100.0 a	----
	T ₄ : MS100AG ₃ 5	----	56.0	----	28.0	8.0	----	92.0 c	8.0 c
	T ₅ : MS100AG ₃ 1	8.0	48.0	24.0	8.0	4.0	----	92.0 c	8.0 c
	T ₆ : MS100AG ₃ 2	----	36.0	12.0	44.0	4.0	----	96.0 b	4.0 e
	T ₇ : MS50	36.0	60.0	4.0	----	----	----	100.0 a	----
	T ₈ : MS50H ₂ SO ₄ 15	36.0	56.0	----	----	4.0	----	96.0 b	4.0 e
	T ₉ : MS50H ₂ SO ₄ 30	20.0	72.0	----	4.0	----	----	96.0 b	4.0 e
	T ₁₀ : MS100AG ₃ 5	32.0	68.0	----	----	----	----	100.0 a	----
	T ₁₁ : MS100AG ₃ 1	16.0	64.0	8.0	8.0	----	4.0	100.0 a	----
	T ₁₂ : MS100AG ₃ 2	16.0	76.0	----	4.0	----	----	96.0 b	4.0 e

De manera acumulativa se determinaron los tres mejores tratamientos para la germinación total a los 60 días después de la siembra para cada especie.

Los resultados obtenidos para *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus muestran que los tres mejores tratamientos que tuvieron la germinación total al 100% fueron: T₈:MS50H₂SO₄15 y el T₁₁:MS50AG_{3.5} a los 40 días y T₁₂: MS50AG₂ a los 50 días después de la siembra (agrupamiento a) (Cuadro 5 y Figura 7).

Para la especie *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* los tres mejores tratamientos que tuvieron la germinación total al 100% fueron: T₁₀:MS50AG_{3.5} a los 20 días, T₃:MS100H₂SO₄30 a los 50 días y T₁₁:MS50AG₃₁ a los 60 días; para esta especie el testigo T₇:MS50 también concluyó la germinación al 100% a los 30 días después de la siembra (agrupamiento a) (Cuadro 5 y Figura 8).



Figura 7. Tratamientos con germinación al 100% de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus a los 60 días después de la siembra.



Figura 8. Tratamientos con germinación al 100% de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* a los 60 días después de la siembra.

El tratamiento que presentó un mayor porcentaje de germinación a los 8 días después de la siembra para la especie de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus fue el T₈ con un porcentaje de germinación del 20% (5 semillas) (agrupamiento a); seguido del T₁₀ que presentó un valor total de germinación del 16% (4 s) (agrupamiento b); mientras que los tratamientos T₉, T₁₁ y T₁₂ presentaron una germinación del 8% (2 s) (agrupamiento c), para los tratamientos T₁, T₆ y T₇ presentaron el 4% (1 s) (agrupamiento d); los tratamientos T₂, T₃ T₄ y T₅ aún no presentaron germinación alguna (Cuadro 3 y Figura 9). Con un error medio de 0.23 y una diferencia significativa de 1.40.



Figura 9. Porcentaje de semillas germinadas (PSG) de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus con doce tratamientos a los 8 días después de la siembra.

A los 20 días de evaluación de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus se obtuvo que el tratamiento que presentó mayor porcentaje de germinación fue el T₉ con un valor de 76% (19 semillas) (agrupamiento a), seguido del T₁₀ con un 68% (17s) (agrupamiento b), el T₈ y T₁₂ presentaron un valor de germinación del 64% (16s) (agrupamiento c), el T₁₁ con un 56% de germinación (14s) (agrupamiento d), el T₇ presentó el 48% de germinación (12s) (agrupamiento e), el T₆ presentó el 24% (6s) (agrupamiento f), los tratamientos T₁, T₃ y T₄ presentaron un 8% (2s) (agrupamiento g) de germinación; mientras que los tratamientos T₂ y T₅ presentaron solo el 4% de germinación (1s) (agrupamiento h) (Cuadro 3 y Figura 10). A los 20 días se obtuvo el porcentaje de germinación más alto para los tratamientos T₆, T₇, T₈, T₉, T₁₀, T₁₁ y T₁₂. Se obtuvo un valor en el error medio de 1.20 y una diferencia significativa de 3.22. Siendo esta la mejor evaluación que obtuvo el mayor porcentaje de germinación.



Figura 10. Porcentaje de semillas germinadas (PSG) de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus con doce tratamientos a los 20 días después de la siembra.

A los 30 días después de la siembra se obtuvo que el tratamiento T₇ presentó un 24% (6 semillas) de germinación (agrupamiento a), el T₂ y T₅ tuvieron el 20% (4s) de germinación (agrupamiento b), los tratamientos T₃, T₄, T₆ y T₁₁ presentaron el 16% (4s) (agrupamiento c) de la germinación, los tratamientos T₈ y T₁₂ con un 12% (3s) de germinación (agrupamiento d), los tratamientos T₉ y T₁₀ presentaron el 8% (2s) de germinación (agrupamiento e) y el T₁ no presentó germinación (Cuadro 3 y Figura 11). En la evaluación a los 30 días de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus se obtuvo un error medio de 0.68 y una diferencia significativa de 2.43.



Figura 11. Porcentaje de semillas germinadas (PSG) de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus con doce tratamientos a los 30 días después de la siembra.

A los 40 días de evaluación de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus el tratamiento T₄ presentó un 60 % (15 semillas) de germinación (agrupamiento a), el T₁₁ un 20% (5s) de germinación (agrupamiento b), T₆ un 16% (4s) de germinación (agrupamiento c), mientras que los tratamientos T₇ y T₁₂ solo presentaron el 12% (3s) de germinación (agrupamiento d); los tratamientos T₂ y T₅ obtuvieron el 8% (2s) de la germinación (agrupamiento e), los tratamientos T₁, T₃, T₈ y T₁₀ germinaron el 4% (agrupamiento f) (1s) y el T₉ ya no presentó germinación alguna (Cuadro 3 y Figura 12). El tratamiento T₈ y T₁₁ concluyen la germinación en esta evaluación. Se presentó un error medio de 0.43 y una diferencia significativa de 1.94.

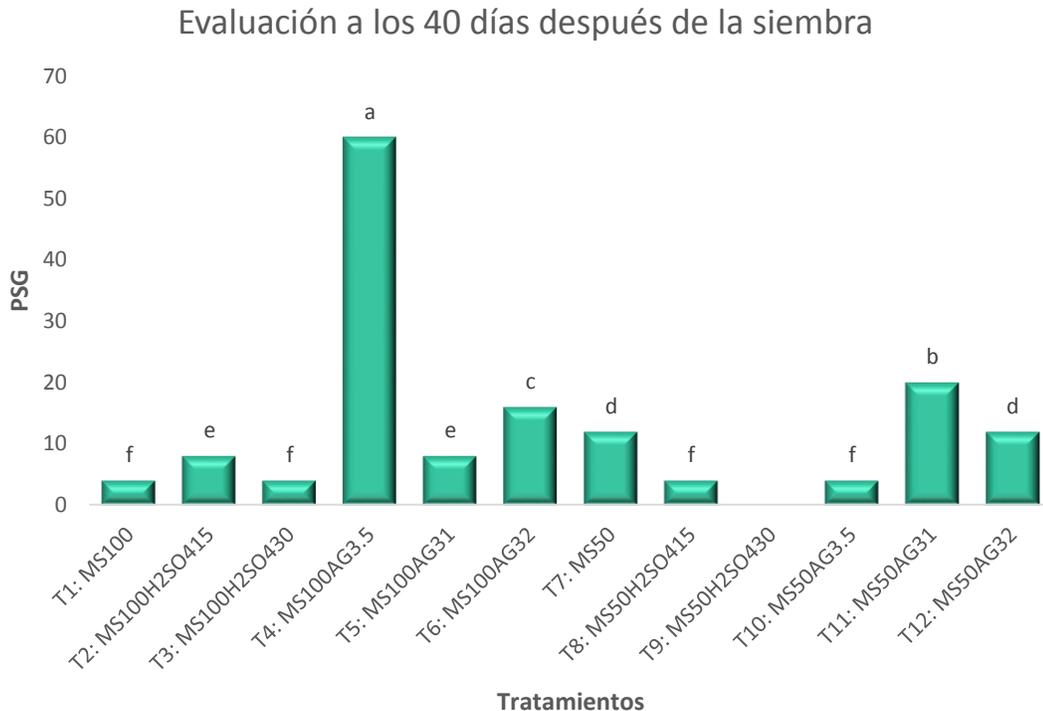


Figura 12. Porcentaje de semillas germinadas de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus con doce tratamientos a los 40 días después de la siembra.

En la evaluación realizada a los 50 días después de la siembra el tratamiento que presentó el valor mayor de germinación fue el T₆ con el 24% (6 semillas) de germinación (agrupamiento a), seguido de T₂ con el 12% (3s) de germinación (agrupamiento b), mientras que el T₅ presentó el 8% (2s) de germinación (agrupamiento c), los tratamientos T₁, T₇ y T₁₂ obtuvieron el 4% (1s) de germinación (agrupamiento d); los tratamientos T₃, T₄, T₈, T₉, T₁₀ y T₁₁ ya no presentaron germinación; ya que los tratamientos T₈ y T₁₁ obtuvieron la germinación total en la evaluación anterior, el tratamiento T₁₂ concluye la germinación total (Cuadro 3 y Figura 13). *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus a los 50 días presentó un error medio de 0.20 y una diferencia significativa de 1.32.



Figura 13. Porcentaje de semillas germinadas (PSG) de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus con doce tratamientos a los 50 días después de la siembra.

Para la evaluación final de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus a los 60 días después de la siembra solo el Tratamiento T₂ presentó un 12% (3 semillas) de germinación (agrupamiento a), los tratamientos T₈ y T₁₁ concluyeron la germinación a los 40 días, mientras que el tratamiento T₁₂ terminó de germinar a los 50 días; para los tratamientos T₁, T₃, T₄, T₅, T₆, T₇, T₉, y T₁₀ ya no presentaron germinación (Cuadro 3 y Figura 14). Obteniendo un error medio de 0.07 y una diferencia significativa de 0.76.

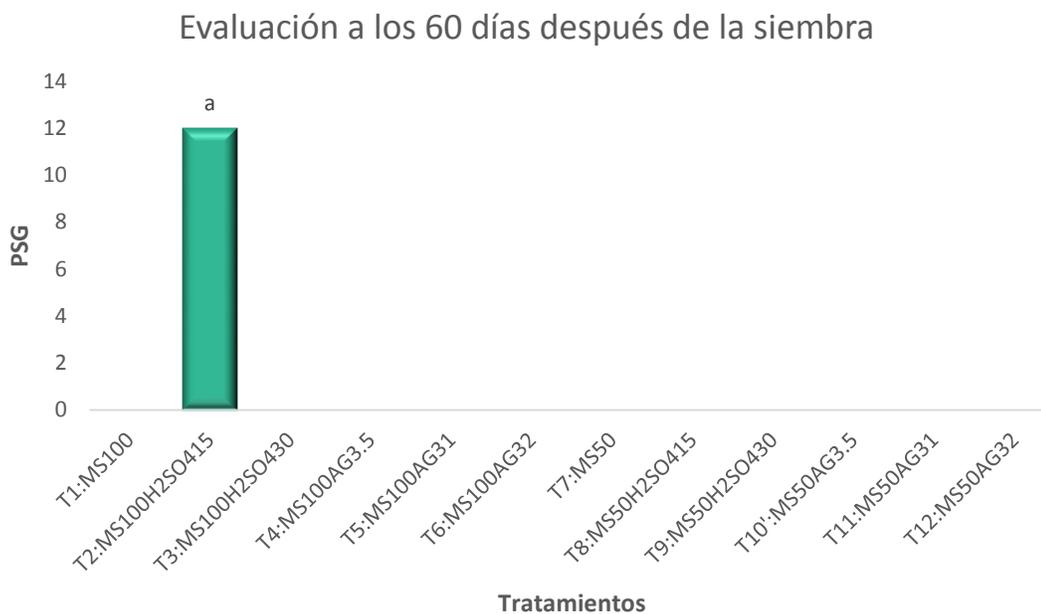


Figura 14. Porcentaje de semillas germinadas (PSG) de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus con doce tratamientos a los 60 días después de la siembra.

A los 60 días también se evaluó el porcentaje de semillas sin germinar después de la siembra de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus teniendo como resultados que el tratamiento T₁ fue el que presentó el mayor porcentaje de semillas no germinadas con un 80% (20 semillas) (agrupamiento a), seguido del T₃ que presentó un 72% (18s) de semillas sin germinar (agrupamiento b), el T₅ presentó un 60% (15s) (agrupamiento c), el T₂ con un 44% (11s) de semillas sin germinar (agrupamiento d), los tratamientos T₄ y T₆ presentaron el 16% (4s) de semillas sin germinar (agrupamiento e), para los tratamientos T₇ y T₉ presentaron el 8% (2s) de semillas que no germinaron (agrupamiento f), mientras que el tratamiento T₁₀ presentó el 4% (1s) de semillas no germinadas, los tratamientos T₈ y T₁₁ concluyeron la germinación total al 100% a los 40 días después de la siembra y T₁₂ presentó el 100% de germinación total a los 50 días después de la siembra (Cuadro 4 y Figura 15). Con un error medio de 1.09 y una diferencia significativa de 3.08.

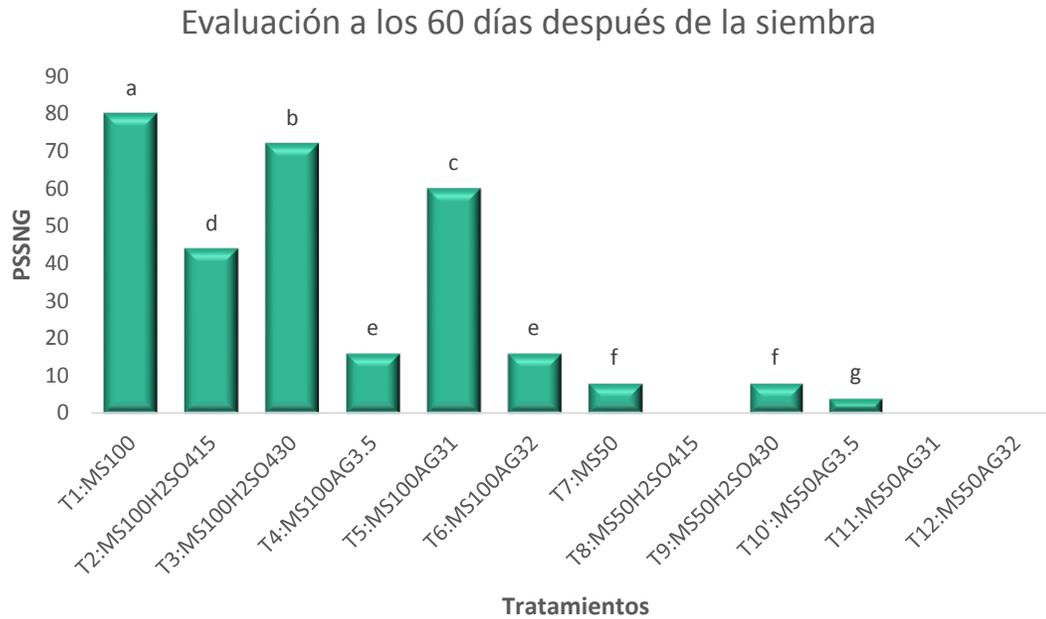


Figura 15. Porcentaje de semillas sin germinar (PSSNG) de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus con doce tratamientos a los 60 días después de la siembra.

Para la especie de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* los resultados que se obtuvieron en la primera evaluación a los 8 días después de la siembra los tratamientos T₇ y T₈ presentaron el 36% (9 semillas) de germinación (agrupamiento a), el tratamiento T₁₀ presentó el 32% (8s) de germinación (agrupamiento b), el tratamiento T₉ el 20% (5s) (agrupamiento c), los tratamientos T₁₁ y T₁₂ germinaron el 16% (4s) (agrupamiento d), el tratamiento T₅ germinó el 8% (2s) (agrupamiento e), los tratamientos T₁ y T₂ solo germinaron el 4% (1s) (agrupamiento f) y los tratamientos T₃, T₄ y T₆ no presentaron germinación alguna (Cuadro 3 y Figura 16). Se obtuvo un error medio de 0.77 y una diferencia significativa de 2.59.



Figura 16. Porcentaje de semillas germinadas *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* con doce tratamientos a los 8 días después de la siembra.

A los 20 días después de la siembra de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* se presentó el mayor porcentaje de germinación en todos los tratamientos, siendo el Tratamiento T₁₂ el de mayor valor con el 76% (19 semillas) de germinación (agrupamiento a), los tratamientos T₃ y T₉ con valor del 72% (18s) (agrupamiento b), para el T₁₀ se obtuvo un valor de 68% (17s) (agrupamiento c), el T₁₁ presentó un 64% (16s) de germinación (agrupamiento d), el T₇ con el 60% (15s) de germinación (agrupamiento e), para los tratamientos T₁, T₄ y T₈ presentaron un porcentaje del 56% (14s) (agrupamiento f), el T₅ con un porcentaje del 48% (12s) (agrupamiento g), para el T₂ se obtuvo el 44% (11s) de germinación (agrupamiento h) y para el T₆ el 36% (9s) de germinación (agrupamiento i) (Cuadro 3 y Figura 17). Teniendo un error medio de 1.66 y una diferencia significativa de 3.80. Concluyendo el porcentaje de germinación al 100% el tratamiento T₁₀.



Figura 17. Porcentaje de semillas germinadas de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* con doce tratamientos a los 20 días después de la siembra.

A los 30 días después de siembra *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* el tratamiento que presentó el mayor porcentaje de germinación fue el T₅ con un valor de 24% (6 semillas) (agrupamiento a), el tratamiento T₆ presentó un 12% (3s) (agrupamiento b), los tratamientos T₃ y T₁₁ tuvieron un 8% (2s) de germinación (agrupamiento c), mientras que los tratamientos T₁, T₂ y T₇ solo presentaron el 4% (1s) (agrupamiento d); los tratamientos T₄, T₈, T₉, T₁₀ y T₁₂ no presentaron germinación. Siendo el tratamiento T₇ el segundo tratamiento que concluye la germinación al 100% (Cuadro 3 y Figura 18). Se obtuvo un error medio de 0.18 y una diferencia significativa de 1.26.



Figura 18. Porcentaje de semillas germinadas de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* con doce tratamientos a los 30 días después de la siembra.

En la evaluación a los 40 días después de la siembra de *Mammillaria heyderi* Muehlenp. subsp. *heyderi* el tratamiento que presentó un 44% (11 semillas) de germinación fue el T₆ (agrupamiento a), el T₄ obtuvo el 24% (6s) de germinación (agrupamiento b), el T₃ con un 16% (4s) (agrupamiento c), el T₁ presentó un 12% (3s) de germinación (agrupamiento d), los tratamientos T₂, T₅, y T₁₁ presentaron el 8% (2s) de germinación (agrupamiento e), mientras que los tratamientos T₉ y T₁₂ solo presentaron el 4% (1s) (agrupamiento f). Los tratamientos T₇, T₈ y T₁₀ no presentaron germinación (Cuadro 3 y Figura 19). El tratamiento T₃ concluye la germinación al 100%. Se obtuvo un error medio de 0.51 y una diferencia significativa de 2.11.



Figura 19. Porcentaje de semillas germinadas de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* con doce tratamientos a los 40 días después de la siembra.

En la evaluación a los 50 días después de la siembra de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* el tratamiento T₂ presentó un 12% (3 semillas) de germinación (agrupamiento a), el T₄ presentó el 8% (2s) de germinación (agrupamiento b), los tratamientos T₃, T₅, T₆ y T₈ presentaron el 4% (1s) de germinación (agrupamiento c), el tratamiento T₁₁ no presentó germinación y los tratamientos T₁, T₉ y T₁₂ ya no tuvieron germinación (Cuadro 3 y figura 20). Se obtuvo un error medio de 0.19 y una diferencia significativa de 1.31.



Figura 20. Porcentaje de semillas germinadas de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* con doce tratamientos a los 50 días después de la siembra.

A los 60 días después de la siembra *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* solo el tratamiento T₁₁ presentó el 4% (1s) de germinación (agrupamiento a), concluyendo así el 100% de la germinación total. El tratamiento T₁₀ concluyó la germinación al 100% a los 20 días, el tratamiento T₇ presentó la germinación total al 100% a los 30 días, tratamiento T₃ a los 50 días concluyó la germinación total y para los tratamientos T₁, T₂, T₄, T₅, T₆, T₈, T₉ y T₁₂, ya no presentaron germinación alguna (Cuadro 3 y Figura 21). Obteniendo un error medio de 0.01 y una diferencia significativa de 0.38.



Figura 21. Porcentaje de semillas germinadas de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* con doce tratamientos a los 60 días después de la siembra.

Concluidos los 60 días se evaluaron las semillas no germinadas de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* el tratamiento T₂ presentó el 28% (7 semillas) de semillas no germinadas (agrupamiento a), el tratamiento T₁ presentó el 24% (6s) de semillas sin germinar (agrupamiento b), los tratamientos T₄ y T₅ presentaron el 8% (2s) de semillas sin germinar (agrupamiento c), los tratamientos T₆, T₈, T₉ y T₁₂ presentaron el 4% (1s) de semillas sin germinar (agrupamiento d); para los tratamientos T₃, T₇, T₁₀ y T₁₁ concluyeron la germinación en las evaluaciones anteriores (Cuadro 4 Figura 22). Se obtuvo un error medio de 0.20 y una diferencia significativa de 1.31.



Figura 22. Porcentaje de semillas sin germinar de *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* con doce tratamientos a los 60 días después de la siembra.

De acuerdo con Mendoza (2007) menciona que la germinación de *Astroplitum ornatum* se presentó al segundo día de incubación, en el agua con agar (11.11%) y en medio MS 50% (4.44%), mientras que en el medio MS 100% se presentó al cuarto día con el 6.66%.

Montiel *et al.*, (2016) concluyen que la germinación de las semillas de *Hillocereus monacanthus* (Lem.) Britton y Rose ocurrió entre 4 y 6 días después de la siembra y el porcentaje de germinación fue del 70%. La viabilidad de las semillas en este experimento se mantuvo al coleccionar frutos jóvenes muy cercanos a la maduración total y con la selección de las semillas.

Garza *et al.*, (2012) mencionan que los datos obtenidos en cuanto a los tiempos de germinación de *Lophocereus schottii* fueron sometidos a un ANOVA, realizado con el programa estadístico SPSS; al comparar los días 4, 8 y 10 de cada tratamiento nos indican una significancia, para el día cuatro de 0.634, valor que indica que los tratamientos no presentan diferencia alguna, en el día ocho la significancia fue de 0.005 por lo que los tratamientos son diferentes mientras que en el día diez, el valor

de significancia es de 0.007 lo que indica que los tratamientos presentan una diferencia significativa.

Avalos (2010) menciona que después de 20 a 30 días aproximadamente de incubación de semillas de *Hylocereus undatus*, se hizo el conteo del número de semillas germinadas, una de las etapas más importantes del proceso de propagación *in vitro* para las semillas es la desinfección, en el trabajo se obtuvieron muy altos niveles de contaminación (72%) y el porcentaje de semillas germinadas solo fue del 28%.

De acuerdo a los resultados obtenidos por Hernández (2000) en la germinación de la semilla de *Mammillaria plumosa* el Tratamiento 0 (Testigo) a los 15 días se obtuvo un 4.16% de semillas germinadas y a los 60 días un 25.83%, presentando una etapa de no germinación a los 30 y 35 días; de esta manera se puede concluir que la germinación se comportó casi constante en la 2da, 3ra y 5ta semana, posteriormente se disparó en la 4ta semana y en la 5ta semana no hubo semillas germinadas, esto indica que las semillas presentan diferente grado de intensidad de letargo. Para el Tratamiento uno (semilla imbibida en agua destilada), se obtuvo un 0.83% de germinación en los primeros 15 días a los 60 días un 33.83%, en relación al histograma de frecuencia se observó que en la 5ta semana fue menor el número de semillas germinadas que en la 6ta y 7ma semana. En el Tratamiento dos (Semilla imbibida en una solución de Nitrato de Potasio a 200 ppm) fue el mejor de los tratamientos probados en el experimento presentando un 5.83% de germinación a los 15 días y un 40.83% a los 60 días; notándose en el histograma de frecuencia que el máximo valor para semillas germinadas 0.83 se alcanzó en la tercera semana, en la cuarta semana se tuvo un valor cercano al anterior, 0.74 semillas germinadas, para luego disminuir gradualmente. En tratamiento tres (Giberelina a 100 ppm) resulto inhibitorio, ya que este presento un 9.10% de germinación a los 60 días. En la 3ra y 5ta semana se presentó mayor germinación, mientras que la 4ta, 6ta y 7ma semana fue menor, siendo muy irregular en el tiempo posiblemente por ser una alta concentración impidió la absorción de agua, o por ser semillas silvestres recién colectadas no germinan, presentando diferente grado de letargo

por condiciones adversas del medio ambiente. En el tratamiento cuatro (Semilla imbibida en Cinetina a 100 ppm) presento un 2.5% de germinación a los 15 días y un 30% a los 60 días.

Sánchez (2004) menciona que para evaluar la germinación *in vitro*, mediante un diseño completamente al azar se evaluaron 4 tratamientos con 10 repeticiones por especie. Los tratamientos evaluados fueron: T1 = MS 100% (Testigo); T2 = MS 100% + 0.5 mgL⁻¹ GA₃; T3 = MS 100% + 1 mgL⁻¹ GA₃; T4 = MS 100% + 1.5 mgL⁻¹ GA₃. En general, el tratamiento 4 fue el mejor en cuanto al porcentaje de germinación de *Normanbokea valdeziana* (91.66%), *Ferocactus stainesii* (var. *Pringlei*) (91,6%), *Epithelantha micromeris* (66%) y en lo que respecta a *Astrophytum myriostigma* el mejor resultado se obtuvo en el testigo con 50% de germinación.

Los medios nutritivos (Tratamientos) utilizados en la germinación *in vitro* favorecieron para *Mammillaria backebergiana* con 79% de germinación con el T1 (MS) siendo este el mejor, pues produjo mejores características en altura de plántula y longitud de raíz. Para *Mammillaria pringlei* con un 85% de germinación fue el mejor el T2 (MS + AG3), pues presentó las mejores características en las plántulas (Ramírez, 2008).

VII. CONCLUSIONES

Los resultados del presente trabajo permiten concluir que al evaluar el porcentaje de germinación de las especies del género *Mammillaria* (*M. chionocephala* J. A. Purpus y *M. heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi*), fue posible estimar el mayor porcentaje de germinación para aumentar su propagación.

Los resultados permitieron establecer los tres mejores tratamientos para la germinación de semillas de *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus (T₈:MS50H₂SO₄15, T₁₁:MS50AG₃1 y T₁₂:MS50AG₃2) y *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi*. (T₃:MS100H₂SO₄30, T₇:MS50, T₁₀:MS50AG_{3.5} y T₁₁:MS50AG₃1) aunque el testigo resultó ser un tratamiento más.

Las semillas que fueron utilizadas para el experimento con 1 mes de colecta *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus y con 1 año de colecta *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* resultaron viables para la germinación en el experimento.

Las semillas presentan diferentes grados de letargo; para *Mammillaria chionocephala* J. A. Purpus puede ser por la colecta de frutos inmaduros y para *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. subsp. *heyderi* puede ser por la dormición de semillas, es por ello que en los diferentes tiempos de evaluación la germinación se detiene y vuelve aparecer para las dos especies.

El medio MS50% resultó ser el mejor para la germinación de las dos especies de cactáceas y concentraciones de AG₃ al .5, 1 y 2 gr/l.

Es probable que en los tratamientos con el medio MS100% las semillas retarden más su germinación debido al alto contenido de sales disueltas en ellos limitan la disponibilidad de agua, esto hace lenta la imbibición por lo que el proceso germinativo se retrasa y por ello requiere mayor tiempo.

VIII. LITERATURA CITADA

- Arcila, E. 2011. Manual de propagación de cactáceas por semilla. Asociación de Cactáceas y Suculentas.
- Arredondo, G.A. 2002. Propagación y mantenimiento de cactáceas. Folleto técnico No. 21. ISSN 1405 – 1915. San Luis Potosí. México. 28 pp.
- Arredondo, G. A. 2010. Manual para la cosecha y beneficio de semilla de cactáceas ornamentales. Folleto técnico No. 38. INIFAP. San Luis Potosí. México. 32 pp.
- Aucapiña, C. C. B. y P. P. A. López. 2016. Definición de protocolos para el uso de fitohormonas en el crecimiento de orquídeas a nivel *in vitro*. Tesis de licenciatura. Universidad Politécnica Salesiana Sede Quito. Quito. 79 pp.
- Avalos, E. R. E. 2010. Cultivo y propagación *in vitro* de cactáceas de los géneros *Hylocereus* y *Selenicereus*. Tesis de Maestría en Ciencias. Universidad Autónoma de Aguascalientes. Aguascalientes. 89 pp.
- Bárcenas, R. T. 2006. Comercio de cactáceas mexicanas y perspectivas para su conservación. CONABIO. Biodiversitas 68:11 – 15.
- Barrios, C. Y. H. D. Benítez, A. J. Challenger, A. A. Cruz, J. E. G. Herrera, P. O. Koleff, J. C. A. López, L. H. Manzanera, I. B. Núñez, L. M. O. Ortiz y D. S. Sánchez. 2009. Cuarto informe Nacional de México al Convenio sobre Diversidad Biológica. 1er edición. México D.F. 190 pp.
- Bauer, E. G. W. y R. V. Hernández. 2016. Las cactáceas de Coahuila. Secretaria del Medio Ambiente. Saltillo, Coahuila, México. 8pp.
- Bravo, H. y H. Sánchez-Mejorada. 1991. Las Cactáceas de México. Volumen III. U. N. A. M. México, D. F.
- Bonner, F. T. 1984. Glosario de términos sobre germinación de semillas para personal que trabajan en semillas forestales. 10 pp.

- Camacho, M. F. 1994. Dormición de semillas: causas y tratamientos, Editorial Trillas. México.
- Castillo, A. A. 1992. Conservación de cactáceas. Universidad Autónoma de México. México. 4 pp.
- Castillo, A. A. 2004. Propagación de plantas por cultivo *in vitro*: una biotecnología que nos acompaña hace mucho tiempo. Jornada de divulgación. Paysandú, Uruguay. 8 pp.
- Ceroni, S. A.H. y V. C. Castro. 2013. Manual de identificación de cactus. Identificación y origen. 1ra edición. Edit. Tiraje. Perú. 26 pp.
- Delgado, M. 2013. Adéntrate al fascinante mundo de las cactáceas que está a tu alcance. Panorama estudiantil. 2 pp.
- Doria, J. 2010. Generalidades sobre las semillas: su producción, conservación y almacenamiento. Cultivos tropicales. 31(1) 74 – 85.
- Garza, P. R. A., Z. M. Pedraza, N. J. F. Treviño, G. R. G. Rodríguez, G. M. P. Barrón y R. M. E. Morales. 2012. Germinación *in vitro* y respuesta morfogénica de *Lophocereus schittii*. J. PACD 14:23-34. Nuevo León.
- Hernández, G. I. 2000. Densidad, distribución y germinación *In-vitro* de *Mammillaria plumosa* (Waber). Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. 44 pp.
- Hernández, L. M. del R. 2016. Germinación *in vitro* de semillas de *Mammillaria pottsii* Scheer ex Salm-Dyck aplicando concentraciones de nutrientes en Medio de Cultivo Murashige y Skoog y estimuladores de germinación. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. 52 pp.
- Herrera, J., R. Alizaga, E. Guevara y V. Jiménez. 2006. Germinación y crecimiento de la planta. Edit. Universidad de Costa Rica. San José. Costa Rica. 44 pp.
- Humboldt, A. 2009. Riqueza natural. CONABIO. 2 pp.

- Jiménez, S. C. L. 2011. Las cactáceas mexicanas y los riesgos que enfrentan. Revista Digital Universitaria. Volumen 12 Numero 1. 3-23. México.
- Lallana, V. H., J. H. Elizalde, L.F. García. 2005. Germinación y Latencia de Semillas y Yemas. Oro Verde, Panamá. 22 pp.
- Mandujano, M., G. Jordan y A. M. Rojas. 2017. Efecto del ácido giberelico en la germinación de tres especies del género *Opuntia* (Cactaceae) del Desierto Chihuahuense. Cactáceas y Suculentas Mexicanas. Vol. 52. No. 2. 46-52.
- Mendoza, M. G. 2007. Propagación *in vitro* de *Astrophytum ornatum* (De Candolle) Weber (Cactaceae), especie amenazada de extinción. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Pachuca de Soto, Hidalgo. 87 pp.
- Mérola, R. D. S. Sebastián. 2012. Métodos, técnicas y tratamientos para inhibir dormancia en semillas de plantas forrajeras. Universidad de la Empresa Facultad de Ciencias Agrarias. Montevideo, Uruguay. 35 pp.
- Montiel, F. L. B., del V. J. R. Enrique y A. Cisneros. 2015. Propagación *in vitro* de *Hylenocereus monacanthusk* (Lem.) Britton y Rose. Biotecnología vegetal. Vol. 15. No. 2:13-23. Oaxaca, México.
- Navarro, C. M.C., O. G. Cervantes, C. J. O. Lázaro. 2008. Efecto de la escarificación de semillas en la germinación de dos especies de *mammilarias* Zonas Áridas 12:1. Puebla. México.
- Pérez, L. H. 1990. Efecto de los bioestimuladores Biozyme T.S y Biozyme P.P., sobre la emergencia y principios de desarrollo en Maíz (*Zea mays*), Frijol (*Phaseolus vulgaris*) y Trigo (*Triticum aestivum*). Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo. Coahuila. México.
- Pérez, G. F. y J. M. V. Pita. 1999. Dormición de semillas. Serie Técnico Científica. Núm. 2103 HD. Madrid. 20 pp.
- Peters, R. E. 2001. Conocimiento y conservación de las mamilarias endémicas del Valle de Tehuacán-Cuicatlán. México. 30 pp.

- Pita, V. J. M. y G. F. Pérez. 1998. Germinación de semillas. Serie Técnico – Científica. Núm. 2090 HD. Madrid. 20 pp.
- R Core Team (2016). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>.
- Ramírez, C. E. 2008. Germinación *in vitro* de dos especies de cactáceas del género *Mammillaria ammillaria* y *Turbincarpus*, en estatus de riesgo. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. 60 pp.
- Reyes, R. 1993. Latencia de semillas: Mecanismo de control y Métodos de Rompimiento de. Monografía. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. 66 pp.
- Reyes, S. G. 2013. Conservación y restauración de cactáceas y otras plantas suculentas mexicanas. Manual práctico. SAGARPA. México. 108 pp.
- Roca, W. M., L. A. Mroginski. 1993. Cultivo de Tejidos en la Agricultura: Fundamentos y Aplicaciones. Centro Internacional de Agricultura Tropical. 1^{ra}. Publicación CIAT No. 151. Cali. Colombia. 969 pp.
- Rzedowski, J. 1978. Vegetación de México. Edit. LIMUSA. México. 432 pp.
- Sánchez, M. E. y J. C. Cantú. 1999. La guerra de las cactáceas. Teyeliz, AC y Greenpeace México. México. 6 pp.
- Sánchez, L. A. 2003. Material Vegetal de Reproducción: Manejo, Conservación y Tratamiento. Edit. Consejería de Medio Ambiente. Sevilla. 199 pp.
- Sánchez, B. N. A. 2004. Germinación *in vitro* de cuatro especies de cactáceas *Astrophytum myriostigma*, *Epithelantha micromeris*, *Ferocactus Stainessi* var. *pringlei*, *Normanbokea valdeziana*. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. 58 pp.

- Sánchez, B. F. 2017. El potencial biotecnológico del cultivo *in vitro*. Agencia Informativa Conacyt. CIQA. Saltillo, Coahuila. 3 pp.
- Sarukhán, J., P. Koleff, J. Carabias, J. Soberón, R. Dirzo, B. J. Llorente, G. Halffter, R. González, I. March, A. Mohar, S. Anta y J. de la Maza. 2009. Conocimiento actual, evaluación y perspectivas de sustentabilidad. Síntesis Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México. México. 100 pp.
- Valera, S. A. y V. Arana. 2011. Latencia y germinación de semillas. Tratamientos pregerminativos. Serie técnica: Sistemas Forestales Integrados. Silvicultura en vivero. Cuadernillo No. 3. 10 pp.
- Velázquez, T. N. E. 2004. Efecto de la escarificación y aplicación de ácido giberelico en la puesta germinativa de *Astrophytum myriostigma* (Bonete de obispo). Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. 95 pp.
- Villavicencio, G. E., G. J. J. López, B. O. U. Martínez. 2006. Distribución digitalizada y características biológicas de género *Ariocarpus spp.* en Coahuila. INIFAP. Centro de Investigación Regional del Noreste. Campo Experimental Saltillo. Núm. 8. 53 pp.