

**GERMINACION *in vitro* DE DIECIOCHO ESPECIES DE CACTÁCEAS  
ENDÉMICAS DEL DESIERTO CHIHUAHUENSE**

**REPORTE DE ESTANCIA**

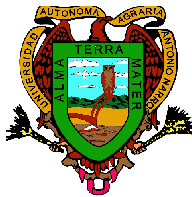
**POR:**

**ARELI GONZALEZ CORTES**

**Presentada como requisito parcial para**

**Obtener el diploma como especialista en:**

**MANEJO SUSTENTABLE DE RECURSOS NATURALES DE ZONAS ÁRIDAS Y  
SEMIÁRIDAS**



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA**

**ANTONIO NARRO**

**SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO**

**Saltillo, Coahuila, México Julio de 2015.**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO**

SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO

**GERMINACION *in vitro* DE DIECIOCHO ESPECIES DE CACTÁCEAS  
ENDÉMICAS DEL DESIERTO CHIHUAHUENSE**

**REPORTE DE ESTANCIA**

**POR:**

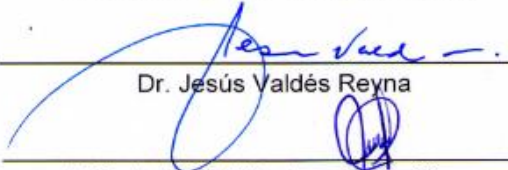
**ARELI GONZALEZ CORTES**

Elaborada bajo la supervisión del Comité de Asesoría y  
Aprobada como requisito parcial para optar por el diploma de:


**ESPECIALISTA EN MANEJO SUSTENTABLE DE RECURSOS NATURALES  
DE ZONAS ÁRIDAS Y SEMIÁRIDAS**

**COMITÉ DE ASESORÍA**

Asesor principal:


  
\_\_\_\_\_  
Dr. Jesús Valdés Reyna

Asesor:

  
\_\_\_\_\_  
M.C. E. Edith Villavicencio Gutiérrez

Asesor:

  
\_\_\_\_\_  
Dra. Rosa María Garza Quiñones

  
\_\_\_\_\_  
Dr. Alberto Sandoval Rangel  
Subdirector de Postgrado

Saltillo, Coahuila, México. Julio de 2015.

## **Agradecimientos**

*A Dios por darme esa gran oportunidad de seguir superándome, por enseñarme el camino correcto y por darme la fortaleza para seguir adelante ante cualquier adversidad.*

*A la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”, Mi Alma Terra Mater por abrirme sus puertas nuevamente.*

*Al CONACYT, por el apoyo brindado al otorgarme una beca, la cual me ayudo a culminar esta especialidad.*

*Al Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) Campo Experimental Saltillo, por permitir realizar mi estancia.*

*A la M. C. Edith Villavicencio Gutiérrez, por todo su apoyo incondicional y por darme la oportunidad de participar en uno de sus proyectos al realizar esta investigación, transmitiéndome sus conocimientos, gracias por su tiempo.*

*Al Dr. Jesús Valdés Reyna por todo su apoyo brindado durante esta especialidad y por su asesoría, por todas las sugerencias brindadas y sobre todo por todos los conocimientos transmitidos que llevare siempre conmigo.*

*A la Dra. Rosa María Garza Quiñones por ser una gran persona, amable y sencilla que siempre genero en mí una gran confianza y por su buena disposición y tiempo en la participación de este trabajo y por las sugerencias brindadas gracias.*

## Índice

I. INTRODUCCIÓN	1
Objetivo general	3
Objetivos específicos	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
Generalidades de cactáceas	4
Problemas de conservación	7
Colecta y comercio legal e ilegal	8
Propagación convencional	9
Semilla	9
Germinación	10
Factores que interfieren en la germinación	11
Cultivo de tejidos vegetales	13
Micropropagación de cactáceas	15
Germinación <i>in vitro</i>	16
Género <i>Ariocarpus</i>	17
Descripción Morfológica	17
Género <i>Astrophytum</i>	18
Descripción morfológica	18
Género <i>Aztekium</i>	19
Descripción morfológica	20
Género <i>Coryphantha</i>	21
Descripción morfológica	22
Género <i>Geohintonia</i>	23
Descripción morfológica	24
Género <i>Leuchtenbergia</i>	25
Descripción morfológica	26
Género <i>Mammillaria</i>	27
Descripción morfológica	27
Género <i>Pelecyphora</i>	29
Descripción morfológica	30
Género <i>Stenocactus</i>	31

Descripción morfológica _____	31
Género <i>Thelocactus</i> _____	33
Descripción morfológica _____	34
Género <i>Turbinicarpus</i> _____	34
Descripción morfológica _____	35
III. MATERIALES Y MÉTODOS _____	37
Localización del sitio _____	37
Características del Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales _____	37
Sala de lavado _____	37
Sala de preparación de medio y material vegetativo _____	37
Sala de siembra y disección _____	38
Sala de incubación _____	38
Material biológico _____	38
Etapa 1. Establecimiento de semillas en un cultivo aséptico _____	40
Desinfección de semillas _____	40
Porcentaje de germinación (PG) _____	41
Velocidad de germinación (VG) _____	41
Longitud de tallo (LT) y longitud de raíz (LR). _____	41
Análisis Estadístico _____	42
IV. RESULTADOS OBTENIDOS _____	43
Porcentaje de germinación de <i>Ariocarpus retusus</i> en tres localidades _____	43
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Ariocarpus retusus</i> en tres localidades. _____	44
Velocidad de germinación _____	46
Porcentaje de germinación de <i>Astrophytum capricorne</i> _____	47
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Astrophytum capricorne</i> _____	47
Velocidad de germinación _____	48
Porcentaje de germinación de <i>Astrophytum capricorne</i> ssp. <i>nidulans</i> en dos localidades _____	49
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Astrophytutm capricorne</i> ssp. <i>nidulans</i> en dos localidades _____	49
Velocidad de germinación _____	51
Porcentaje de germinación de <i>Astrophytum capricorne</i> ssp. <i>senilis</i> _____	52
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Astrophytum capricorne</i> ssp. <i>senilis</i> _____	52

Velocidad de germinación_____	53
Porcentaje de germinación de <i>Astrophytum myriostigma</i> _____	54
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Astrophytum myriostigma</i> _____	54
Velocidad de germinación_____	55
Porcentaje de germinación de <i>Aztekium hintoni</i> _____	56
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Aztekium hintoni</i> _____	56
Velocidad de germinación_____	57
Porcentaje de germinación de <i>Coryphantha poselgeriana</i> _____	58
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Coryphantha poselgeriana</i> _____	58
Velocidad de germinación_____	59
Porcentaje de germinación de <i>Geohintonia mexicana</i> _____	60
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Geohintonia mexicana</i> _____	60
Velocidad de emergencia _____	61
Porcentaje de germinación de <i>Leuchtenbergia principis</i> , en dos localidades __	61
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Leuchtenbergia principis</i> , en dos localidades _____	62
Velocidad de germinación_____	64
Porcentaje de germinación de <i>Mammillaria backebergiana</i> _____	64
Velocidad de germinación_____	65
Porcentaje de germinación de <i>Pelecyphora strobiliformis</i> , en dos localidades _	66
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Pelecyphora strobiliformis</i> , en dos localidades _____	67
Velocidad de germinación_____	68
Porcentaje de germinación de <i>Stenocactus multicosatus</i> , en dos localidades	68
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Stenocactus multicosatus</i> , en dos localidades _____	69
Velocidad de germinación_____	70
Porcentaje de germinación de <i>Thelocactus bicolor</i> _____	71
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Thelocactus bicolor</i> _____	72
Velocidad de germinación_____	73

Porcentaje de germinación de <i>Turbinicarpus beguinii</i> ssp. <i>senilis</i> _____	73
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Turbinicarpus bicolor</i> _____	74
Velocidad de germinación _____	75
Porcentaje de germinación de <i>Turbinicarpus lophophoroides</i> _____	76
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Turbinicarpus lophophoroides</i> _____	76
Velocidad de germinación _____	77
Porcentaje de germinación de <i>Turbinicarpus polaski</i> _____	78
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Turbinicarpus polaski</i> _____	78
Velocidad de germinación _____	79
Porcentaje de germinación de <i>Turbinicarpus pseudopectinatus</i> _____	80
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Turbinicarpus pseudopectinatus</i> _____	80
Velocidad de germinación _____	81
Porcentaje de germinación de <i>Turbinicarpus valdezianus</i> _____	82
Longitud de tallo y longitud de raíz de <i>Turbinicarpus valdezianus</i> _____	82
Velocidad de germinación _____	83
V. CONCLUSIONES _____	84
VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS _____	85

## I. INTRODUCCIÓN

Las zonas áridas y semiáridas de la República Mexicana, se encuentran habitadas en gran parte por la familia Cactaceae, la cual actualmente en México existen alrededor de 675 especies y 244 categorías, de las cuales cerca de 520 especies y 205 categorías son endémicas con un nivel de endemismo del 82.6% para el país (Guzmán *et al.*, 2003, Villaseñor, 2003, Hernández *et al.*, 2004 y Hunt, 2006).

La distribución de las cactáceas abarca todos los estados del país; sin embargo, la concentración por entidad federativa varía notablemente. Sólo en siete estados del norte del país se concentra cerca de 100 o más especies, la mayoría de las cuales se localizan en estados de San Luis Potosí, Coahuila, Nuevo León, Tamaulipas y Querétaro, siendo el núcleo de concentración y diversidad genética de cactáceas amenazadas más importante del Continente. Los estados de San Luis Potosí, Oaxaca y Tamaulipas respectivamente tienen la mayor diversidad de géneros; sin embargo, a nivel de especies la porción sureste del desierto Chihuahuense conformada por los estados de San Luis Potosí, Coahuila y Nuevo León, es donde existe la mayor riqueza de especies (Arredondo *et al.*, 2007; Godínez-Álvarez y Ortega Baes, 2007). Los estados de Hidalgo y Sonora tienen en orden de importancia una menor diversidad y riqueza de especies (Guzmán *et al.*, 2003).



El desierto Chihuahuense parte mexicana (Coahuila, Nuevo León, San Luis Potosí, Querétaro y parte de Chihuahua, Durango y Zacatecas) es una región con una gran riqueza cactológica y diversidad de especies, las cuales se distribuyen en la vegetación xerófita, agrupándose en 25 géneros con aproximadamente 148 especies. El mayor índice de endemismo para esta familia, también se ubica en esta zona, siendo principalmente las cactáceas de uso ornamental las que se han visto fuertemente afectadas (Bárcenas, 2006; Villavicencio *et al.*, 2010; Villavicencio *et al.*, 2011).

El impacto del hombre hacia estas especies y su hábitat es muy importante, porque han sido afectadas de diversas formas como; el crecimiento de las zonas industriales, urbanas, agrícolas y ganaderas, mismas que han deteriorado el hábitat al que están adaptadas y por consiguiente se ha perdido una gran diversidad de cactáceas que son endémicas.

Con el propósito de conservar la diversidad genética de diferentes especies de cactáceas, se han implementado estrategias de conservación *ex situ* en el laboratorio de cultivo de tejidos vegetales de INIFAP - Campo Experimental Saltillo, desarrollando métodos con la aplicación de técnicas de Cultivo de Tejidos Vegetales para promover la germinación *in vitro* en especies y poder generar protocolos de micropropagación para especies en estatus de riesgo, haciendo que la extinción de las que ahora se encuentran catalogadas como amenazadas sea menor, contribuyendo de este modo con el rescate y

conservación de este recurso filogenético de las zonas semiáridas del desierto Chihuahuense.

### **Objetivo general**

- ✓ Evaluar la geminación *in vitro* de dieciocho especies de cactáceas endémicas del desierto chihuahuense con diferentes medios de cultivo.

### **Objetivos específicos**

- ✓ Evaluar el porcentaje de germinación *in vitro* en diferentes medios de cultivo
- ✓ Evaluar el índice de velocidad de emergencia en diferentes medios de cultivo
- ✓ Evaluar la altura de tallo y longitud radicular en diferentes medios de cultivo

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

Con más de 20,000 especies probables de plantas vasculares, México se considera de las zonas florísticas más ricas. Este aspecto reside en sus condiciones fisiográficas, representadas por una gran diversidad de climas y alto porcentaje de endemismo. Por otra parte, el pasado geológico, donde las intensas migraciones de plantas de procedencia diversa y la evolución de floras, contribuyeron para la riqueza florística que contemplamos hoy (Rzedowski, 2006).

Entre las plantas más notables que caracterizan el paisaje de las zonas áridas de México se distinguen, junto con los magueyes, los mezquites y las yucas, un fascinante grupo vegetal, la familia Cactaceae (Bravo- Hollis y Sánchez- Mejorada, 1978).

### **Generalidades de cactáceas**

Las cactáceas son plantas que han desarrollado adaptaciones, las cuales les permiten enfrentar las adversas condiciones climáticas de las zonas áridas y semiáridas donde cerca del 70% de los cactus se distribuyen; siendo los elementos dominantes de la vegetación (Becerra, 2000).

A lo largo de su evolución y adaptación a las condiciones climáticas, las cactáceas transformaron su morfología y fisiología, perdieron sus hojas (excepto *Pereskioideae*) mostrando grandes modificaciones de estas en forma de espinas, las cuales ayudan a desalentar a los herbívoros, además de ayudar a disminuir el calor provocado por la incidencia de los rayos solares. Los cactus presentan varios tipos de tallos suculentos (globoso o columnar, grandes o pequeños), que les permite almacenar y conservar grandes cantidades de agua, con el gran desarrollo de los parénquimas responsables de la succulencia y con la existencia de una cutícula gruesa impermeable se evita la pérdida de agua por evapotranspiración. Sus flores son pequeñas o grandes, de diversos colores y sus raíces largas, ramificadas y superficiales les ayudan en la captación de agua en las ocasionales lluvias o de la condensación de la humedad atmosférica que ocurre por las noches. Presentan un metabolismo conocido como Metabolismo Ácido de las Crasuláceas (CAM por sus siglas en inglés); realizan los procesos fotosintéticos durante la noche cuando la temperatura es menor, evitando así la deshidratación (Bravo-Hollis, 1978, Cházaro *et al.*, 2001, Anderson, 2001, Landrum, 2002, y Hernández, 2006).

Por todas estas características las cactáceas son un grupo de plantas con un gran valor ornamental, haciendo de ellas hoy en día, una de las familias botánicas más codiciadas y endémicas del desierto chihuahuense (Becerra, 2000).

Las cactáceas endémicas de América, se encuentran principalmente en zonas áridas y semiáridas; se distribuyen desde Peace River en el norte de Canadá, a 59° de Latitud Norte, hasta la Patagonia en Argentina, a 52° de Latitud Sur (Bravo-Hollis y Scheinvar, 1999). Esta gran familia se ha adaptado a los diversos tipos de vegetación excepto a la acuática; alcanzando su máximo desarrollo en los matorrales xerófilos (Fitz y Anderson, 1997), donde las condiciones de aridez son más o menos extremas (Bravo-Hollis y Scheinvar, 1999).

Hernández y Godínez (1994) reportan que México concentra dentro de su territorio 48 géneros y 563 especies de cactáceas, presentando un elevado endemismo a nivel genérico y específico (73 y 78% respectivamente). Recientemente, Villaseñor (2003) reportó que ésta familia mundialmente registra alrededor de 100 géneros de los cuales 74 se presentan en México, por lo que del total de especies, del 50 al 70% se localizan en nuestro país (946 de 1,500 especies a nivel mundial), además de tener 239 variedades o subespecies. La familia Cactaceae es la quinta familia con el mayor número de especies nativas en la flora de México, con un endemismo del 82.6%. Las principales regiones desérticas donde este grupo se distribuye en México son: Desierto Chihuahuense (subregión principal, meridional y este), Desierto Sonorense y Valle de Tehuacán-Cuicatlán (Fitz y Anderson, 1997; Hernández, 2006).

## **Problemas de conservación**

La problemática de la protección y conservación de las cactáceas es muy compleja, ya que la mayoría de las especies que se encuentran amenazadas pertenecen a poblaciones pequeñas, de distribución restringida; o son especies recientemente descubiertas por la ciencia, por lo que se conoce muy poco de su biología. Aunado a esto, la colecta ilegal se ha convertido en una seria amenaza para la familia, lo que aumenta la vulnerabilidad de las especies y el riesgo de extinción.

Las grandes amenazas en las poblaciones de plantas generalmente se dan por cambio de uso del suelo con fines urbanos, agrícolas y por la ganadería (Fitz y Anderson 1997), Así mismo las cactáceas se ven amenazadas por los problemas que acompañan al desarrollo económico tales como la contaminación industrial, residencial, vehicular, la desviación del agua natural y la erosión del suelo (Fitz y Anderson, 1997).

Hernández y Godínez (1994) señalan que en México hay zonas donde se encuentran un gran número de cactáceas amenazadas, entre ellas el Desierto Chihuahuense y la zona Árida Queretano-Hidalguense, particularmente en los estados de Coahuila con 29 especies amenazadas, San Luís Potosí con 26 spp, Tamaulipas con 25 spp, Nuevo León con 24 spp, Querétaro con 20 spp e Hidalgo con 18 spp amenazadas. Esto quizá debido al continuo empleo de las cactáceas ya sea como alimento, medicinal, forraje, combustible, construcción

y ornamental, lo cual genera una declinación de la densidad poblacional de estas especies (Fitz y Anderson, 1997).

### **Colecta y comercio legal e ilegal**

El uso de las cactáceas como plantas de ornato se debe a la gran rareza y particular belleza que presentan los miembros de esta familia. Esto por el hecho de que las cactáceas se hibridan fácilmente, lo cual ha introducido una gran variabilidad morfológica (Domínguez y Domínguez, 1976), y pese a esta ventaja, se ha generado para el grupo una gran demanda de propagación, importación y comercio de especies de manera legal e ilegal. Benítez y Dávila (2002) señalan que la colecta ilegal de plantas y semillas en cactáceas, está principalmente encaminado a satisfacer la demanda del mercado internacional especialmente de Estados Unidos, Japón y varios países europeos. Challenger (1998) reportó que tan sólo de los ecosistemas áridos del norte de México, por año se extraen 100,000 ejemplares que son enviados a Estados Unidos, y que en 1989, se exportaron de este país 75,183 cactus vivos, de los cuales 35,000 eran especies consideradas en peligro de extinción, raras o sobreexplotadas (Fisher y Campbell, 1990, citados por Challenger, 1998).

No obstante entre 1990 y 1991, la aduana de México evitó la exportación ilegal de 700,000 cactus, confiscando 30,000 de ellos en tan sólo un día (Aridjis, 1991, citado por Challenger, 1998). Becerra (2000), menciona que compradores japoneses en el año 1994 pagaron precios muy elevados por

cactus como *Geohintonia mexicana* y *Aztekium hintonii*, al ofrecer 2,000 dólares por tan sólo un ejemplar.

### **Propagación convencional**

Por el creciente deterioro del que han venido siendo objeto las cactáceas (extracción ilegal, uso irracional, destrucción de su hábitat, enfermedades y depredación, entre otros), surge la necesidad de crear estrategias enfocadas a la conservación, protección y recuperación de estas especies.

Una estrategia es la propagación convencional, *vía sexual* (semilla): la cual implica la recombinación genética proporcionando variabilidad fenotípica. Para algunas cactáceas este método es poco satisfactorio ya que presentan una baja producción de semillas, además de que cierto porcentaje pueden no ser viables; y *vía asexual*: en la cual no existe la recombinación genética existiendo la desventaja de perder la diversidad genética. Este tipo de propagación puede ser mediante esquejes, vástagos e injertos.

### **Semilla**

La semilla es el medio de reproducción sexual de las espermatofitas, gimnospermas y angiospermas; y es definida como ovulo fecundado, independientemente de la planta madre, que ha madurado hasta adquirir la diferenciación y capacidad fisiológica para originar un nuevo vegetal. (Camacho-Morfin, 1994). En el interior de las semillas se encuentran algunos



elementos que posibilitan su germinación, como también reservas nutritivas para los primeros días de la planta nueva (Rodríguez y Apezteguía, 1985).

El cultivo a través de la semilla es más lento y difícil en su forma convencional, pero proporciona la oportunidad de obtener variantes seleccionadas de las especies y cultivar híbridos nuevos por polinización manual (León, 2006).

En una semilla madura se distinguen las siguientes partes: la testa, que es la cubierta de la semilla y se forma de los tegumentos; el endosperma, que puede existir en gran cantidad o casi faltar; el embrión, que no es más que el joven esporofito parcialmente desarrollado. (Fahn, 1978).

### **Germinación**

La germinación es el comienzo del crecimiento activo del embrión, o sea su paso de vida latente a la vida activa (Medina, 1977).

Se define como la emergencia y desarrollo de las estructuras esenciales que provienen del embrión, manifestando la habilidad que tiene la semilla para producir una planta normal bajo condiciones favorables (Moreno *et al.*, 1992). Reyes, (1993) agrega que los cambios tanto físicos como fisiológicos que dan como resultado la iniciación del crecimiento y movilización de las sustancias de reserva dentro de la semilla son utilizados por el embrión para su crecimiento y desarrollo.

Para que la germinación ocurra, se deben de satisfacer determinadas condiciones; que la semilla sea viable, que existan condiciones ambientales favorables (agua, temperatura, oxígeno y luz) para la semilla germine y que la semilla esté libre de patógenos (Hartmann y Kester, 1995).

El proceso de germinación requiere de la absorción de agua, que suele efectuarse en tres fases; la fase inicial de rápida absorción, una fase intermedia en la cual el contenido de agua de la semilla permanece casi constante y una fase final de intensa absorción que está relacionada con el alargamiento de las células y aparición de la radícula (Besnier, 1989).

En las células en donde se efectúa la hidrólisis, la mayor parte se transloca a través del floema hacia las células en crecimiento de raíz y partes aéreas. La liberación de fosfato y cationes procedentes de la fitina en cuerpos proteínicos también ocurre durante la germinación (Salisbury y Ross, 1994).

### **Factores que interfieren en la germinación**

Para que una semilla germine, es necesario que haya una serie de condiciones externas favorables que son: humedad, temperatura y aireación.

**Humedad:** Para que la semilla tenga un metabolismo activo es necesario que sus tejidos se rehidraten de nuevo. Para ello la semilla debe de estar en contacto físico con el agua. Se debe de evitar un exceso de agua porque es desfavorable para la llegada del oxígeno a la semilla (al embrión). Cuando la

radícula sale al exterior, el agua llega hasta el embrión a través de las paredes celulares de la cubierta seminal.

**Temperatura:** Es un proceso decisivo para el proceso de germinación. Influye en las enzimas que regulan la velocidad de las reacciones bioquímicas que ocurren en la semilla tras la hidratación.

En la actualidad no existen recomendaciones en los rangos de temperatura requeridas para el 85 % de las especies de las cactáceas (Mrinskii, 1985). Por otra parte, Pilbean (1980) menciona que han hecho pruebas de germinación en cactáceas y se ha visto que 20 °C es la temperatura óptima para germinar.

**Oxígeno:** La aireación es necesaria para que la semilla germine, pues el embrión necesita disponer del oxígeno suficiente para la obtención de energía imprescindible para realizar sus actividades metabólicas (Pérez y Martínez, 1994).

La mayoría de las cactáceas germinan en un lapso de una semana, aunque hay algunas excepciones. Por lo general las semillas viejas tomarán más tiempo en germinar, de tres semanas o más (Álvarez, 1986).

Silverton, (1999) agrega que una prueba de germinación puede ser afectada por la forma en que son colectadas las semillas, por las condiciones ambientales en donde germina, periodos de almacenamiento, por la forma y fecha de aplicación de la prueba.

Yang, (1999) demostró que las semillas de diferentes poblaciones de una misma especie pueden presentar variación en sus características morfológicas y fisiológicas, y que el comportamiento de la germinación puede diferir entre regiones, debido a adaptaciones locales del clima.

Por lo anterior una estrategia importante y necesaria para la conservación de cactáceas, es lograr la reproducción de especies de manera segura, mediante el uso del Cultivo de Tejidos Vegetales.

### **Cultivo de tejidos vegetales**

El cultivo de tejidos vegetales es una herramienta importante que consiste en aislar una porción de la planta (explante) y proporcionarle artificialmente en un laboratorio las condiciones físicas y químicas que requiera, para que las células expresen su potencial intrínseco (Roca y Mroginski, 1991). Para ello se necesita todo un procedimiento donde lo más importante es la asepsia para mantener los cultivos libre de contaminación microbiana. Los principios en los que se fundamenta la aplicación de esta técnica son la regulación hormonal y la totipotencialidad característica de células meristemáticas que tienen la capacidad para permitir el crecimiento y el desarrollo de un individuo completo, sin la fusión de gametos (Rojas, *et al.*, 2004). Al igual que en otro método de multiplicación vegetativa o asexual, los individuos descendientes de una planta madre propagada *in vitro* son clones, es decir, copias genéticamente idénticas entre ellas e idénticas a la planta madre (Abdelnour-Esquivel y Vincent, 1994).

El cultivo de tejidos vegetales permite el estudio de la naturaleza del crecimiento vegetal, de los efectos de las sustancias reguladoras del crecimiento, para la obtención de material vegetativo de alta calidad genética y fitosanitaria, el estudio de fenómenos morfogénicos e inclusive para la propagación masiva de especies de interés económico y biológico (Gómez, 2004).

Los medios de cultivo más comúnmente utilizados están sustentados en las formulaciones originales de Heller propuesta en 1953, Murashige y Skoog publicada en 1962 (Fig. 3.1), White dada a conocer en el año de 1963, Linsmaier y Skoog (medio conocido como LS y formulado en 1965), medio B5 propuesto por Gamborg en 1968 (Dixon y González, 1996).

Cuadro 1. Compuestos del medio MS (Murashige y Skoog, 1962) complementados con Vitaminas

Compuestos	g L <sup>-1</sup>
<b>Macronutrientes</b>	
Nitrato de amonio (NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> )	1.65
Nitrato de potasio (KNO <sub>3</sub> )	1.9
Cloruro de calcio (CaCl <sub>2</sub> · 2H <sub>2</sub> O)	0.44
Fosfato de Potasio (KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> )	0.17
Sulfato de Magnesio (MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O)	0.37
<b>Micronutrientes</b>	
Yoduro de potasio (KI)	0.00083
Ácido Bórico (H <sub>3</sub> BO <sub>4</sub> )	0.0062
Sulfato de manganeso (MnSO <sub>4</sub> · 4H <sub>2</sub> O)	0.017
Sulfato de zinc (ZnSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O)	0.0086
Molibdato de sodio (Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> · 2H <sub>2</sub> O)	0.00025
Sulfato de cobre (CuSO <sub>4</sub> · 5H <sub>2</sub> O)	0.000025
Cloruro de cobalto (CoCl <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O)	0.000025
<b>Solución Ferrosa</b>	
Ácido etilendiaminotetracético (Sal disódica, Na <sub>2</sub> EDTA)	0.0373
Sulfato ferroso (FeSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O)	0.0278
<b>Vitaminas</b>	
Inositol	0.1
Ácido nicotínico	0.0005
Piridoxina (HCL)	0.0005
Tiamina (HCL)	0.0001
Glicina	0.002

## Micropropagación de cactáceas

El cultivo *in vitro* en plantas se inicia en 1898 cuando Harberlan concibió la posibilidad del cultivo de las células, órganos o tejidos vegetales; sin embargo, los avances más importantes en esta área se han llevado a cabo en las últimas décadas (Barrera, 2007).

La multiplicación de cactáceas puede realizarse por medio del cultivo de tejidos *in vitro*, por propagación vegetativa y por semilla (Rojas, 1995), método que ha sido utilizado por diversos investigadores.

Choreño y colaboradores (2002), basan su trabajo en la propagación *in vitro* de *Cephalocereus senilis* Haworth Pfeiffer a partir de aréolas de plántulas producto de la germinación sembradas en el medio de cultivo Murashige y Skoog (MS) complementado con ANA (ácido naftalenacético) sólo y en combinación con BA (6-benzyladenina) o KIN (cinetina) en concentraciones de 0.0, 0.3, 1.0 y 3.0 mg/L, evaluando la activación de aréolas y la formación de brotes en plántulas enteras, plántulas sin ápice y plántulas fraccionadas. En este mismo año Juárez y Passera inducen la activación de areolas de *Opuntia ellisiana* usando el medio MS, suplementado con sacarosa y diferentes combinaciones de BAP (6-bencilaminopurina) y AIA (ácido indol-acético). Los explantes se colocaron en condiciones de  $27\pm 2^{\circ}\text{C}$ , bajo un fotoperiodo de 16 h.

Los brotes producidos fueron usados en el ensayo de enraizamiento usando diferentes combinaciones de auxinas.

Asimismo, Cuellar, *et al.* (2006), germinan semillas de las especies: *Hylocereus undatus*, *Stenocereus griseus*, *S.queretaroensis* y *S. gummosus*. En medio MS 1962, adicionado con BAP y KIN, en una proporción (2:1 miligramos/litro); que mantienen en condiciones de luz (12 horas) y temperatura constantes (24 a 26°C), obteniendo un porcentaje de germinación de 84% en *S. queretaroensis*, 60% para *S.gummosus*, 15.2% para *S. griseus* y 12.9% para *H. undatus*.

Por su parte, Cortés, *et al.* (2008) buscan la germinación de 83 semillas de *Peniosereus greggii* (Engelml.) Britton & Rose utilizando medio MS sin reguladores de crecimiento. Las plántulas obtenidas se subcultivaron en MS suplementado BAP y 2-isopentilo (2-iP) ambas, en combinación con el ácido indolbutírico (IBA). Luego de tres subcultivos, se tomaron 100 plántulas para someterlas al proceso de enraizamiento.

### **Germinación *in vitro***

Uno de los problemas que frecuentemente se tiene en el cultivo de tejidos vegetales es la obtención y desinfección de explantes, ya que en ocasiones no se dispone del material vegetativo, o bien este puede tener un alto grado de contaminación en el medio natural donde se desarrolla, por lo que las semillas son una muy buena alternativa para obtener explantes en condiciones

asépticas, al inducir su germinación *in vitro*. El cultivo *in vitro* es una alternativa para la germinación de semillas de cactáceas (Comparan y Luna, 1994)

Por lo que en este trabajo se consideraron 18 especies provenientes de 11 géneros.

### **Género *Ariocarpus***

El nombre del género proviene del término *Ario*, fruto similar al *Aria* (*Pyrus*) y del carpo, fruto. Las especies reciben el nombre común de “chautes”, “peyote cimarrón” o “pezuña de venado”.

### **Descripción Morfológica**

**Plantas** pequeñas, con raíces fusiformes grandes. **Tallo** simple, globoso-aplanado o redondeado, con un extenso sistema de canales mucilaginosos; la parte que emerge de la tierra con grandes tubérculos imbricados, dispuestos en series espiraladas en forma de roseta. **Tubérculos** cartilagosos, triangulares, más o menos largos, carinados abajo, redondeados o aplanados arriba, lisos o fisurados, de color verde glauco a verde olivo, a veces con leve tinte rojo purpúreo. **Aréolas** espiníferas hacia el ápice de los tubérculos, vestigiales o ausentes; aréolas floríferas cerca de la axila de los tubérculos. **Flores** diurnas en las axilas de los tubérculos jóvenes, emergiendo del ápice de la planta entre abundante lana, rotado-campanuladas, grandes, blancas, amarillas o purpúreas, colores que pueden presentarse en una misma especie; pericarpelo



y tubo receptacular sin escamas; segmentos del perianto elípticos, con la punta atenuada o mucronada y el margen entero; estambres numerosos, de color amarillo intenso; polen tricolpado; estilo amarillo claro purpúreo, al secarse de color castaño, persistente entre la lana del ápice donde se desintegra dejando escapar las numerosas semillas. **Semillas** pequeñas, con testa tuberculada y negra; hilo grande, basal (Bravo y Sánchez, 1991).

De este género se considero a *Ariocarpus retusus* para su germinación, especie que se distribuyen en el área de influencia del Desierto Chihuahuense.

### **Género *Astrophytum***

*Astrophytum* proviene del griego *Áster*, estrella y *phyton*, planta. Planta en forma de estrella, su espectacular floración y sus variadas formas. Ha dado lugar a centenares de cultivares muy apreciados especialmente para los japoneses, que han hecho de su cultivo todo un arte.

### **Descripción morfológica**

Las plantas de *Astrophytum*, son dicotiledóneas perennes, globosas, más o menos aplanadas hasta cortamente cilíndricas. **Costillas** escasas, muy prominentes, con la epidermis provista o no de múltiples y diminutos estigmas, o sea borlas de pelos (tricomos) estrellado, blancos. **Espinas** ausentes en dos especies; cuando existen, largas, flexibles, o rígidas, tubuladas. **Flores** dispuestas en el ápice de la planta, brotando de las aréolas jóvenes,

campanuladas hasta cortamente infundibuliformes, de color amarillo con el centro rojizo; pericarpelo con numerosas escamas largas, triangulares y angostas, con punta escariosa y pungente, cuyas axilas llevan lana abundante; tubo receptacular infundibuliforme, más bien corto, provisto también de lana y escamas triangulares con punta escariosa y base carnosa, más anchas que las anteriores; segmentos del perianto en tres series, lanceolados y ciliados; lóbulos del estigma lineares; estambres numerosos, los primarios insertos hasta muy abajo del tubo receptacular; zona nectarial dehiscente, en forma de estrella (dehiscencia septifraga), escamosos y más o menos lanoso. **Semillas** de 2 mm de longitud y 3.5 mm de espesor, con hilo navicular muy grande, de 3 mm de longitud; testa de color castaño oscuro, brillante, lisa (Bravo *et al.*, 1991).

De este género se consideraron a cuatro especies para su germinación: *Astrophytum capricorne*, *Astrophytum capricorne ssp. nidulans*, *Astrophytum capricorne ssp. senilis* y *Astrophytum myriostigma*.

### **Género *Aztekium***

El género ***Aztekium*** tiene solo dos especies de pequeños cactus globosos. En 1928 Frederich Boedeker describió *Echinocactus ritteri*, en base a una planta facilitada de Frederich Ritter en México, al año siguiente Boedeker describió el género *Aztekium*, basando este nombre en la apariencia de la planta y compararla con las pirámides de la cultura azteca de México. Boedeker no designo localidad tipo en su descripción, pero una descripción algo más extensa apreció en la obra *Kakteen* de Alwin Berger, donde se decía que la

planta era del estado de Nuevo León, México, aunque a ciencia cierta no se sabe de donde obtuvo Berger esta información. En 1990 George Hinton describió una segunda especie para el género causando un gran revuelo en el mundo de los cactus y sus aficionados, Hinton le pidió a los señores Charles Glass y W. A. Fitz Maurice, que lo describieran y fue bautizado como *A. hintonii* en su honor. Ambas especies florecen durante el día en primavera y verano. Un estudio comparativo entre *Aztekium* y *Strombocactus* fue realizado en 1984 por Anderson y Skillman, quienes determinaron que ambos géneros son diferentes, investigaciones adicionales comparando las dos especies de *Aztekium* fueron realizadas por Charles Glass y Fitz Maurice en 1992. *Aztekium ritterii* y *Aztekium hintonii* se distribuyen únicamente en Nuevo León (CITES, 2001).

Este género se encuentra sólo en México y es nativo del estado de Nuevo León. Su nombre está dedicado al pueblo azteca, debido a ciertas reminiscencias entre el formato del cacto y algunas esculturas aztecas (CONABIO 1998)

### **Descripción morfológica**

**Plantas** pequeñas, más o menos cespitosas. **Tallos** globosos-aplanados, de color verde grisáceo, con ápice lanoso, provisto de costillas y falsas costillas. **Costillas** en número variable, integradas por tubérculos triangulares muy numerosos y apretados longitudinalmente; la comprensión lateral de la base de los tubérculos ejercida entre una y otra costilla da origen a las falsas costillas que son mas angostas e interpuestas entre las primarias. **Areolas** muy

próximas entre sí, algo lanosas; **Espinas** solo en las areolas apicales, pequeñas y algo aplanadas. **Flores** en el ápice del tallo, en la región florífera de las areolas jóvenes; pericarpelo cortamente cilíndrico; receptáculo infundibuliforme, con el tubo largo y angosto; segmentos del perianto de color rosa claro. **Estambres** escasos, los primarios insertos en la parte superior del tubo receptacular. **Estilo** largo, lóbulos del estigma 4 o 5. **Fruto** pequeño, claviforme, blanquecino con tinte rosado, membranoso cuando madura, quedando incluido en la lana del ápice, donde revienta. **Semillas** globosas hasta piriformes, de 0.5 mm de longitud, con testa negra y gruesamente tuberculada; hilo basal amplio; arilo muy grande (Bravo y Sánchez, 1991).

De este género se consideró a *Aztekium hintoni* para su germinación

### **Género *Coryphantha***

Este es uno de los géneros con mayor distribución en América del Norte y también es uno de los que necesitan un mejor entendimiento, para lo cual son necesarios extensos estudios de campo y laboratorio. En 1856 George Engelmann describió *Coryphantha* como un subgénero de *Mammillaria*, después en 1868 Charles Lemarie lo elevó a nivel de género (Lectotipo *M. sulcata* = *C. sulcata*). El nombre se deriva del griego *koryphe*, cabeza, y *anthos*, flor, esto se refiere al hecho de que las flores nacen del ápice de las plantas. Desde un comienzo, los investigadores se han debatido sobre los límites de este género, algunas veces se ha incluido a *Escobaria* dentro. En la actualidad el Grupo Internacional de Sistemática de Cactáceas incluye dentro de

*Coryphantha* a *Cumarina* y a *Lepidocoryphantha*. De forma general este género incluye plantas globosas a cilíndricas a veces formando grandes agregados, los tubérculos presentan un surco completo o parcial, las flores nacen en el ápice y abren durante el día en verano, el pericarpelo está casi desnudo y el fruto es desnudo, jugoso e indehiscente. Estudios más a fondo están siendo completados por Reto Dicht y Adrian Lüthy como una monografía. Allan (1985) y Lawrie (1988) manejan algunos aspectos del género.

La palabra *Coryphantha* proviene de las palabras griegas *koryphe* (cabeza) y *anthos* (flor) haciendo referencia al hábito de florecer en el ápice de la planta.

### **Descripción morfológica**

**Plantas** solitarias o cespitosas, de tamaño medio hasta pequeñas. **Tallos** hemisférico, globoso, ovoide o cilíndrico hasta cortamente columnar. **Tubérculos** dispuestos en series espiraladas, cónicos hasta deprimidos, con la base ensanchada y más o menos poligonal. **Aréolas** monomorfas, la región espinífera en el ápice de los tubérculos, la florífera se extiende por el lado adaxial del tubérculo en un surco que llega a la mitad del tubérculo o hasta cerca de la axila; surcos con o sin glándulas; espinas de 3-95 por areola, setaceas a subuladas, derechas, curvas o encorvadas. **Flores** dispuestas en la base del surco de los tubérculos jóvenes cercanos al ápice, de 6-100 mm de ancho y 10-65 mm de largo, infundibuliforme a campanulado; pericarpelo desnudo con 1 o 2 escamas pequeñas; tubo receptáculor corto; segmentos del perianto numerosos, de color amarillo limón, roseado o purpúreo; estambres

numerosos, los primarios insertos en la base del receptáculo; floración diurna, en verano.

La mayor parte de las especies tienen flores amarillas que se producen en verano aunque algunas tienen flores rosadas o rojas. **Fruto** parecido a una baya de 2-60 mm de largo, desnudo o con 1 o 2 escamitas, jugoso, verdoso-rojizo. **Semillas** reniformes, forma de coma, obovoide o esferoidal con testa lisa, reticulada, de color castaño más o menos claro; embrión recto o curvo; perisperma presente (Bravo y Sánchez, 1991).

De este género se consideró a *Coryphantha poselgeriana* para su germinación

### **Género *Geohintonia***

Este es un género único para el estado de Nuevo León ya que no crece fuera de este estado de forma natural, fue descubierto en 1991 por George S. Hinton mientras exploraba áreas yesosas en el sur del estado, fueron Charles Glass y W.A. Fitz Maurice quienes describieron la planta una año después nombrándola en honor a su descubridor. Este descubrimiento causó un gran revuelo en el mundo y trajo consigo graves problemas de conservación para este y otro género descubierto casi al mismo tiempo, *Aztekium hintonii*, el cual crece junto con *Geohintonia*, ya que en un comienzo ambos fueron buscados de manera incansable por los aficionados para satisfacer la demanda en el mercado, a pesar de que en un principio fue colectada de forma incontrolada en la actualidad las poblaciones están relativamente a salvo gracias a el elevado

número de individuos que la integran. Algunos investigadores han sugerido que el origen de *Geohintonia* proviene de un híbrido antiguo con *Aztekium hintonii*. Es un género con una sola especie (*Geohintonia mexicana*) restringida a Nuevo León (CONABIO, 1998).

Género monoespecífico, sólo consta de *Geohintonia mexicana* Glass (Maurice 1991), muy próximo al género *Aztekium*. De hecho, George S. Hinton descubrió *Geohintonia mexicana* poco después y en el mismo hábitat que *Aztekium hintonii*. Durante algún tiempo se consideró la hipótesis de que fuera un híbrido natural de *Aztekium*. Sus flores son parecidas, pero presentan vellosidades en la base de los segmentos del perianto y surgen al atardecer y no por la mañana, como en *Aztekium*. Además, los *Aztekium* tienen estrías laterales en las costillas. Los estudios filogenéticos del ADN en cactáceas de Charles, Butterworth, Cota-Sánchez y Wallace (2002) sitúan a *Geohintonia* próxima a *Aztekium*, situándolos como los más primitivos en la tribu Cactaceae.

Su nombre deriva del nombre de su descubridor, Hinton, al que se le añadió el prefijo geo por el tipo de sustrato donde crece.

### **Descripción morfológica**

Tallo simple, globoso, de color verde-azul-gris, de 10 cm de altura y 11 cm de diámetro, acostillado; epidermis azul-grisácea, con el ápice notablemente hundido y cubierto por una gruesa cutícula llena de lana; Costillas, entre 18 y 20, de 16 mm, sin tubérculos, están bien definidas, son lisas y con el tiempo se

vuelven suberosas y quebradizas, y entonces se separan de la planta; Aréolas, que crecen en el borde de las costillas son ovales, de 3 mm de longitud y 2 mm de espesor, dispuestas cada 2 a 3 mm, cuando jóvenes cubiertas de una extraña estructura escamosa; al envejecer, tira las espinas y luego la areola misma; Espinas 3, de 3 a 12mm de longitud, encorvadas, en forma de cuchara; Flores, desde el ápice, de 2 a 4 cm de diámetro, de rosa intenso a magenta abren desde el atardecer hasta la noche y tienen forma de embudo, presentan algunos vellos largos en las axilas de los segmentos del perianto; Fruto de membrana delgada, desnudo, se encuentra escondido entre la lana apical, de 9 mm de longitud, con dehiscencia irregular, conserva adheridos restos del perianto; Semillas son de 1,2 mm, de color negro brillante (Bravo y Sánchez, 1991).

### **Género *Leuchtenbergia***

Este es uno, de varios géneros monotípicos que comprenden una sola especie *Leuchtenbergia principis* Hooker (1848), que se distribuye en México. De acuerdo con Wilhelm Barthlott (1979), este cactus ya era cultivado en Europa desde 1946. Willian Hooker fue quien describió este género en 1848 en honor a Eugene Beauharnais (1781-1824), Duque de Leuchtenberg y Príncipe de Eichstädt, (Charles, 1991).

No es una especie que se encuentre con abundancia en su hábitat, regularmente solo se pueden observar ejemplares dispersos en un área relativamente grande, aun así, se supone que fue relativamente abundante en



la Sierra de Parras y Sierra La Paila en Coahuila. Se reporta de una forma amplia en la zona entre Saltillo y Matehuala (Anderson 1986).

### **Descripción morfológica**

**Plantas** pequeñas, simples o cespitosas, de aspecto agavoideo. **Tallo** cilíndrico, más o menos largo, que conserva en la base los restos secos de los tubérculos. **Tubérculos** dispuestos en series espiraladas, muy largos, abajo triangulares y hacia la punta cuadrangulares, con la punta truncada, con las aristas agudas, duros, de color verde glauco. **Aréolas** situadas en la punta truncada de los tubérculos, provistas de rudimentos de escamas y, cuando jóvenes, con lana blanca. Axilas lanosas. **Espinas** varias, unas largas y papiráceas de cerca de 5 cm de longitud, otras más pequeñas, más o menos subuladas. **Flores** amarillas, brotando en el ápice del tallo, naciendo de la porción adaxial de las aréolas jóvenes, infundibuliformes; pericarpelo cilíndrico, provisto de escamas anchamente cordiformes, con margen papiráceo; tubo receptacular infundibuliforme, con escamas ovales a lanceoladas, con margen papiráceo; segmentos del perianto lanceolados, apiculados, los interiores gruesamente denticulados; nectario algo largo; filamentos insertos por encima de la cámara nectarial; anteras pequeñas; cavidad del ovario largamente ovoide; estilo grueso; lóbulos del estigma 9 a 14. Fruto ovoide, fusiforme o piriforme, seco, dehiscente por la base, blanco verdoso o con tinte rosado, pruinoso. **Semillas** en forma de gorro, con hilo basal muy profundo y micrópilo incluido; testa finamente tuberculada, de color castaño oscuro o grisáceo;

embrión algo curvo; cotiledones pequeños; perisperma presente. **Raíz** napiforme, ramificada (Bravo y Sánchez, 1991).

### **Género *Mammillaria***

Este género es uno de los más grandes y populares dentro de la familia, también es uno de los que más se ha estudiado. Como resultado de esta popularidad, se han descrito cientos de especies, algunas de ellas con poca o ninguna validez científica. Gracias al grupo de aficionados y científicos que pertenecen a la Sociedad de *Mammillaria*, se ha generado algo de confusión sobre este género y sus especies (Butterworth et al 2004). *Mammillaria* fue descrito por Adrián Haworth en 1812, el nombre derivó del latín mamilla, pezón o teta, refiriéndose al tubérculo. Desgraciadamente, el nombre de *Mammillaria* se había usado en 1809 por John Stackhouse para un género de algas. Britton y Rose estrictamente siguieron las reglas de prioridad, recalcando el nombre de *Neomammillaria*.

### **Descripción morfológica**

**Plantas** pequeñas hasta muy pequeñas, simples o cespitosas. **Tallos** globosos - aplanados, globosos, cortamente cilíndricos o hasta ocasionalmente cilíndricos, generalmente erectos, rara vez rastreros o pendulosos, ramificándose por brotes basales o laterales y, a veces, por dicotomía apical, con jugo acuoso, semilechoso o lechoso. **Tubérculos** 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, cónico - piramidales, o poliédricos, duros o suaves, sin surco areolar ni glándulas. **Aréolas** dimorfas, las espiníferas situadas en el ápice de los tubérculos, provistas de lana cuando jóvenes, con o sin cerdas; las floríferas situadas en la axila de los tubérculos, con lana, con cerdas o desnudas. **Espinas** generalmente diferenciadas en centrales y radiales, con ambas clases en la mayoría de las especies, pero, a veces, con tan solo centrales o solo radiales, variables en número, forma, dimensiones y color; aciculares, subuladas o aplanadas; rectas, curvas, retorcidas y en ocasiones, con la punta uncinada; dispuestas en las aréolas en formas diversas. **Flores** generalmente dispuestas en corona cerca del ápice, pequeñas hasta algo grandes; infundibuliformes o campanuladas, de color blanco, amarillo, rosado, rojo o púrpura; pericarpelo normalmente sin escamas; tubo receptacular corto en la mayoría de los casos, normalmente también sin escamas, pero ocasionalmente con algunas cuantas muy pequeñas; sedimentos del perianto escasos, dispuestos en una o varias series; anillo nectarial más o menos corto; estambres escasos, incluidos, insertos a partir del límite superior del anillo nectarial hasta la garganta; pistilo delgado, incluido; lóbulos del estigma lineares. **Fruto** una baya pequeña, claviforme o casi así, normalmente sin escamas, con el pericarpelo delgado, de color rosado púrpureo hasta escarlata, a veces verdoso, conserva adheridos los restos secos del perianto. **Semilla** pequeña más o menos globosa, ovoide o piriforme; hilo basal o sub-basal, sin o con estrofílo; micrópilo en un extremo del hilo, dentro del mismo o muy próximo al borde; testa con estructura reticulada, y de color

castaño más o menos oscuro hasta foveolada y de color castaño rojizo oscuro hasta negro; embrión ovoide o algo cilíndrico, muy succulento, con cotiledones reducidos; perisperma reducido hasta ausente (Bravo y Sánchez, 1991).

Se reconocen alrededor de 171 especies dependiendo de los diferentes criterios taxonómicos. Se distribuyen desde los Estados Unidos, México, el Caribe, América Central y hasta el norte de Sudamérica. Nuevo León aparentemente cuenta con cerca de 25 especies (CONABIO, 1998). Del desierto chihuahuense se consideraron 9 especies de este género.

De este género se consideró a *Mammillaria backebergiana* para su germinación

### **Género *Pelecyphora***

Este mítico género fue creado en 1843 y desde entonces no ha dejado de ser demandado por coleccionistas. Aunque algunas especies fueron incluidas años atrás, hoy en día sólo lo componen dos especies; *Pelecyphora aselliformis* Ehrenberg y *Pelecyphora strobiliformis* (Werdermann) Fric & Schelle ex Kreuzinger. Ambas especies son de crecimiento lento y años atrás fueron fuertemente recolectadas en su hábitat. Son dos especies muy longevas y que no es raro superen los 100 años si se les deja crecer fuera de amenazas. Por el contrario *Pelecyphora strobiliformis* suele ser una especie solitaria y muy rara vez forma pequeños grupos, la mayoría de las veces debido a algún tipo de lesión.

## Descripción morfológica

**Plantas** pequeñas o muy pequeñas, simples o cespitosas, globosas, de 1 a 4 cm de altura y 2 a 6 cm de diámetro, de color verde amarillento, castaño amarillento o grisáceo; ápice algo aplanado y con una ligera depresión. **Tubérculos** numerosos dispuestos en series espiraladas, pequeños, triangulares-elípticos, de 4 a 12 mm de longitud y 1 a 2 mm de anchura, con surco areolar rudimentario. **Aréolas** dimorfas, con la porción espinífera en la región apical del tubérculo y la florífera en la base, cerca de la axila, ambas porciones conectadas por una banda de tricomas. **Espinas** 7 a 60 en cada areola, pectinadas o casi así, de 0.7 a 2 mm de longitud, blanquecinas. **Flores** de 1.2 a 2.8 cm de longitud y 1.3 a 3 cm de diámetro; pericarpelo y tubo receptacular desnudos; pericarpelo globoso; tubo receptacular abajo largo y angosto, y hacia arriba cortamente infundibuliforme; segmentos exteriores del perianto elípticos, de 8 a 15 mm de longitud y 1 a 5 mm de anchura, de color verdoso o castaño solferino, con margen entero o ciliado; segmentos interiores del perianto elípticos, de 14 a 22 mm de longitud y 3 a 6 mm de anchura, con el margen entero, de color solferino oscuro; nectarios cortos, en la base del estilo; **Estambres** primarios insertos desde la base del tubo por arriba de la región nectarial o en la base de la región ampliada del receptáculo; filamentos blancos; **Anteras** amarillas con polen esferoidal, tricolpado, entre 42 y 56 micras de diámetro; **Estilo** de color crema o blanco con tinte rosado, lóbulos del estigma 3 a 5, blancos. Época de floración Abril a Junio. **Frutos** globosos, desnudos,

pequeños, de 3.8 a 8 mm de longitud y 2.8 a 6 mm de diámetro, seco cuando madura, escondido entre la lana del ápice en donde se desintegra pronto al madurar. **Semillas** finas y suelen esconderse entre la lanosidad, manteniendo el poder de germinación durante muchos años. Son reniformes, muy curvas, de 1 a 1.3 mm de longitud y 0.8 a 1 mm de anchura, con testa longitudinalmente reticulada, castaño rojiza; hilo lateral pequeño, triangular, inconspicuo; poro micropilar cerca del hilo, en el grueso reborde que lo rodea; perisperma ausente. **Raíces** fusiformes (Bravo y Sánchez, 1991).

De este género se consideró a *Pelecypora strobiliformis* para su germinación

### **Género *Stenocactus***

Este es uno de los grupos menos entendidos y estudiados de la familia, además es un género que ha tenido los mayores problemas taxonómicos. También es conocido como *Echinofossulocactus*, aunque después de una serie de argumentación dentro del Código Internacional de Nomenclatura Botánica, finalmente se aceptó a éste género sobre *Echinofossulocactus*. Este género (*Stenocactus*) se deriva del griego *stenos*, que significa angosto, haciendo referencia a las numerosas costillas angostas. Está estrechamente relacionado con *Ferocactus*, actualmente se relaciona con *Hertrichocereus* y *Echinofossulocactus*.

### **Descripción morfológica**

**Plantas** simples o cespitosas. **Tallo** globoso o globoso aplanados, pequeño, generalmente no mayor de 12 cm de diámetro, con el ápice algo hundido, lanoso y ocasionalmente oculto por las espinas. **Costillas** numerosas, casi siempre entre 25 y 55, a veces menos, a veces más, hasta cerca de 120, muy delgadas, casi laminares, onduladas y sinuadas, ensanchadas alrededor de las aréolas. **Aréolas** escasas, es su habitad generalmente tan solo 2 o 3 en cada costilla, rara vez más, aumentando mucho bajo cultivo, bastante separadas entre sí, provistas de fieltro o lana blanca hasta grisácea solo cuando jóvenes. **Espinas** escasas hasta más o menos numerosas, diferenciadas en centrales y radiales; las radiales cuando escasas 2 a 6 u 8, situadas en la parte inferior de la aréola, y cuando abundantes (10 a 25), dispuestas en torno de toda la aréola; aciculares, cortas, blancas y algo vítreas; las centrales generalmente 3 o 4, todas varían en consistencia, tamaño, forma y color. **Flores** se observan a finales del verano, son cortas en forma de chimenea y generalmente presentan una línea más oscura en la parte media. Brotan de la aréolas jóvenes del ápice, pequeñas, de 2 a 4.5 cm de longitud, campanuladas y con el tubo receptacular ancho y corto o infundibuliformes y con el tubo largo y angosto; pericarpelo y tubo receptacular con escamas más o menos numerosas, imbricadas o distantes, semicirculares o cordiformes, con el ápice obtuso o apiculado y el margen papiráceo, lacerado o más o menos ciliado, blanquecino con axilas desnudas; segmentos del perianto lanceolados, anchos o angostos, con el ápice obtuso o acuminado, a menudo mucronado, con el margen más o menos entero o, a veces, algo dentado, de color blanquecino

amarillento o más o menos purpúreo hacia los bordes y una franja media rojiza o purpúrea de intensidad y anchura variable; estambres numerosos; anteras amarillas; polen tricolpado; **Filamentos** blanquecinos o con tinte purpurino; **Estilo** más o menos largo; cámara nectarial corta. **Fruto** globoso hasta oblongo, con escamas papiráceas, verdoso, seco, dehiscente por ruptura de sus paredes. **Semillas** pequeñas, con testa negra gruesamente reticulada; hilo basal amplio y truncado. La floración de la mayor parte de las especies tiene lugar de diciembre a marzo; las flores son diurnas y persisten durante varios días (Bravo y Sánchez, 1991).

De este género se consideró a *Stenocactus multicostatus* para su germinación

### **Género *Thelocactus***

En la obra *The Cactaceae* de Nathaniel Britton y Joseph Rose (1919-1923) se describen varios géneros nuevos, entre ellos esta *Thelocactus*, el cual fue simplemente elevado al nivel de género después de ser utilizado como un subgénero de *Echinocactus* el cual originalmente tenía 22 especies y fue reducido solamente a 12. El nombre se deriva del griego *thele*, pezón, resultando en cactus con pezones. Las especies están restringidas a Estados Unidos y México. En Nuevo León encontramos 7 especies: *Thelocactus bicolor*, *T. conothelos*, *T. hexaedrophorus*, *T. macdowellii*, *T. rincoensis*, *T. setispinus* y *T. tulensis*.



## Descripción morfológica

**Plantas** de tamaño medio o pequeño, simple o a veces cespitoso. **Tallos** globosos, globoso-aplanados o hasta algo cilíndricos, provistos de tubérculos dispuestos en series espiraladas, frecuentemente organizados en costillas indefinidas o más o menos definidas formadas por la coalescencia de la base de los tubérculos. **Aréolas** en las plantas adultas provistas de un surco adaxial florífero más o menos largo. Espinas más o menos numerosas, diferenciadas en radiales y centrales. **Flores** naciendo en el surco de la aréolas cercanas al ápice; pericarpelo con escamas más o menos imbricadas o desnudo. **Fruto** al principio carnosos después seco, dehiscente por una hendidura longitudinal o por un poro oblicuo basal más o menos amplio, con o sin escamas. **Semillas** con testa negra o de color castaño rojizo oscuro, lisa, apenas papilada o tuberculada, con las papilas más o menos pronunciadas; hilo basal amplio; micrópilo fuera o dentro del hilo en su parte superior.

De este género se consideró a *Thelocactus bicolor* para su germinación

### Género *Turbinicarpus*

*Turbinicarpus* fue descrito en 1937 por Franz Buxbaum y Curt Backeberg, el nombre se origina del latín *turbinatus*, trompo y del griego *carpos*, fruto, haciendo referencia a la forma general de las plantas. Se ha relacionado estrechamente con los géneros *Neolloydia* y *Thelocactus*, e incluso se ha llegado a proponer que estas especies no son más que formas juveniles de

*Neolloydia* con la capacidad de florece y fructificar a una edad temprana, esta idea no ha sido aceptada del todo por los estudiosos de las cactáceas y se ha decidió mantener este género independiente con 24 especies y un híbrido natural. Cabe mencionar que algunas especies de este género presentan una distribución muy restringida, ocupando en lagunas ocasiones solamente unas cuantas lomas o laderas, y debido a que son plantas muy pequeñas con formas caprichosas, fáciles de cultivar y florecen con facilidad son muy buscadas por los coleccionistas, quienes no vacilan en coleccionar ejemplares de formas ilegal en campo, eso ha llevado a algunas especies al borde de la extinción en su hábitat natural. Sin embargo como una noticia alentadora, se tienen registros de poblaciones que han sido colectadas hasta desaparecer y se han recuperado gracias a la reserva de semillas que existe en el suelo de estas localidades. Este género se distribuye solo en México desde Coahuila hasta Guanajuato. En Nuevo León se encuentran cerca de 10 especies.

### **Descripción morfológica**

**Plantas** pequeñas, más o menos globosas, generalmente simples; provistas de tubérculos o rara vez con costillas divididas en tubérculos, aréolas monomorfas. **Espinas** escasas, suaves, no pungentes. **Flores** en las aréolas del ápice del tallo, blancas o de color rosa; pericarpelo desnudo, a veces con una escama diminuta hacia su porción superior; estambres numerosos. **Fruto** una baya irregularmente dehiscente. **Semillas** de 1 a 1.5 mm de longitud; testa negra y verrugosa, sin arilo.

De este género se consideró a *Turbinicarpus beguinii* ssp. *senilis*, *Turbinicarpus lophophoroides*, *Turbinicarpus polaski*, *Turbinicarpus pseudopectinatus*, y *Turbinicarpus valdezianus* para su germinación.

### **III. MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **Localización del sitio**

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el laboratorio de cultivo de tejidos vegetales del centro de investigación regional del noreste del INIFAP de Saltillo, Coahuila.

#### **Características del Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales**

El Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales consta de 4 áreas de trabajo:

#### **Sala de lavado**

En esta sala se lleva a cabo el lavado de la cristalería en general. Aquí se encuentran instaladas las autoclaves para esterilizar tanto el medio de cultivo como el material y tubos o recipientes que se requieren en el proceso.

#### **Sala de preparación de medio y material vegetativo**

En esta sala se preparan los medios de cultivo que serán utilizados en las diferentes fases de desarrollo de los inóculos, al igual que el material vegetativo del cual se tomara el inóculo seleccionado.

**Sala de siembra y disección**

En esta sala se deben tener los máximos cuidados de asepsia, para lo cual se emplean cámaras de flujo laminar de aire, utensilios estériles, cubre bocas, y aire filtrado en la sala.

**Sala de incubación**

En esta sala se mantienen el material vegetativo en sus diferentes fases del crecimiento considerando diferentes fotoperiodos, temperatura, intensidad lumínica.

**Material biológico**

Se utilizaron semillas de 18 especies de cactáceas provenientes de diferentes accesiones y cosechadas en diferentes periodos (Cuadro 2), estas se lavaron con agua corriente varias veces. Una vez limpias, se guardaron en un sobre de papel, se colocaron en un lugar seco y fresco hasta el momento de la siembra.

Cuadro 2. Listado de las especies germinadas *in vitro* en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales CIRNE-INIFAP-CESAL

	GENERO	ESPECIE	LOCALIDAD	# DE SEMILLAS	CATEGORIA NOM 059 SEMARNAT 2010
1	<i>Ariocarpus</i>	<i>retusus</i>	Cruz de lorza, Dr. Arroyo N.L	88	Pr
			Cerro Bola, Saltillo Coahuila	180	
			Rancho Nuevo, Mazapil, Zacatecas	178	
2	<i>Astrophytum</i>	<i>capricorne</i>	San Luis Potosí	88	A
3	<i>Astrophytum</i>	<i>capricorne ssp. nidulans</i>	Pilar de Richardson, Parras de la Fuente, Coahuila	88	A
			Presas la Rosa, General Cepeda, Coahuila.	88	
4	<i>Astrophytum</i>	<i>capricorne ssp. senilis</i>	Cañada Ancha, Ramos Arizpe, Coahuila	180	A
5	<i>Astrophytum</i>	<i>myriostigma</i>	Ciudad del Maíz, S.L.P	88	A
6	<i>Aztekium</i>	<i>hintoni</i>	Rio de San José, Galeana, N.L	95	R
7	<i>Coryphantha</i>	<i>poselgeriana</i>	Estación Marte, General Cepeda, Coahuila	20	A
8	<i>Geohintonia</i>	<i>mexicana</i>	Rio de San José, Galeana, N.L	80	R
9	<i>Leuchtenbergia</i>	<i>principis</i>	Las Bayas, Arteaga, Coahuila	88	A
			La Sauceda, Ramos Arizpe, Coahuila	66	
10	<i>Mammillaria</i>	<i>backebergiana</i>	San Luis Potosí	88	R
11	<i>Pelecyphora</i>	<i>strobiliformis</i>	Cerro el Macho, Dr. Arroyo N.L	20	P
			Cerro El Órgano, Cedral, San Luis Potosí	20	
12	<i>Stenocactus</i>	<i>multicostatus</i>	Cedral, San Luis Potosí	25	A
			Carneros, Saltillo, Coahuila	96	
13	<i>Thelocactus</i>	<i>bicolor</i>	Monclova	50	A
14	<i>Turbincarpus</i>	<i>beguinii ssp. senilis</i>	Cerro Borrado, Villa Hidalgo, S.L.P	20	Pr
15	<i>Turbincarpus</i>	<i>lophophoroides</i>	San Luis Potosí	20	A
16	<i>Turbincarpus</i>	<i>polaski</i>	San Luis Potosí	20	Pr
17	<i>Turbincarpus</i>	<i>pseudopectinatus</i>	San Luis Potosí	20	R
18	<i>Turbincarpus</i>	<i>valdezianus</i>	Cerro el Jabonero, Venegas, S.L.P	20	A

## Etapa 1. Establecimiento de semillas en un cultivo aséptico

### Desinfección de semillas

Las semillas fueron previamente desinfectadas de acuerdo al protocolo de Villavicencio *et al.*, (2009) (Cuadro 3).

Cuadro 3. Protocolo de desinfección utilizado en diferentes semillas de cactáceas, utilizado en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL-INIFAP.

PROTOCOLO DE DESINFECCIÓN
<ul style="list-style-type: none"> <li>-Lavar con agua estéril y detergente líquido por 5 min.</li> <li>-Sumergir en alcohol 70 % por 6 min.</li> <li>-Sumergir en Hipoclorito de sodio al 100 % (6% concentración comercial) por 5 min más unas gotas de Tween 20 al 20 %.</li> <li>-Enjuagar cinco veces con agua destilada estéril dentro de la campana de flujo laminar.</li> <li>-Sembrar las semillas en tubo o frasco con 5 y 15 mL de medio respectivamente.</li> </ul>

(Villavicencio *et al.*, 2009).

Todo el procedimiento se realizó con la mayor asepsia posible como lo requieren todos los procesos de las técnicas de cultivo *in vitro*.

En esta etapa se evaluó la germinación *in vitro* de 18 especies de cactáceas, provenientes de diferentes accesiones mediante un diseño experimental completamente al azar considerando cuatro diferentes medios de germinación (MBG): **T1**= MS (Murashige y Skoog, 1962) al 50%, **T2**= MS (Murashige y Skoog, 1962) al 50% + 8.65  $\mu$ M de AG<sub>3</sub>, **T3**= 0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub>; **T4**= 0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> + 8.65  $\mu$ M de AG<sub>3</sub>; con diferentes repeticiones por tratamiento asignadas de acuerdo al número de semillas existentes (Cuadro 4).

Cuadro 4. Tratamientos utilizados en la germinación *in vitro*, en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TRATAMIENTOS	
1	MS 50%
2	MS 50% + 8.65 $\mu$ M de AG <sub>3</sub>
3	0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub>
4	0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 $\mu$ M de AG <sub>3</sub>

Las evaluaciones se realizaron cada siete días, durante un período de siete semanas, considerando como variables; porcentaje de germinación (PG) y velocidad de germinación (VG), longitud de tallo (LT) y longitud de raíz (LR).

#### **Porcentaje de germinación (PG)**

Para evaluar el porcentaje de germinación, el primer conteo de las semillas germinadas se realizó a los 7 días de establecido el experimento, posteriormente la siguiente evaluación se hizo con el mismo intervalo de tiempo.

#### **Velocidad de germinación (VG)**

La velocidad de germinación se obtuvo mediante la evaluación del número de semillas germinadas en función del tiempo.

#### **Longitud de tallo (LT) y longitud de raíz (LR).**

Estas variables se midieron al final de la evaluación, cuando las plántulas requerían de un subcultivo, La medición se realizó con una fracción de hoja milimétrica colocada bajo una caja petrí, cuantificado en milímetros.



### **Análisis Estadístico**

Las variables evaluadas se analizaron estadísticamente mediante el procedimiento GLM del Sistema de Análisis Estadístico SAS, empleando los cuadrados medios del error, respectivas significancias obtenidas del análisis de varianza, así como la comparación de medias con una probabilidad del 95% para la selección de los tratamientos significativos.

#### IV. RESULTADOS OBTENIDOS

##### Porcentaje de germinación de *Ariocarpus retusus* en tres localidades

La interacción del medio base para la germinación (MBG) con ácido giberélico (AG<sub>3</sub>) (T2), como promotor de la germinación generó un efecto positivo en la localidad 2 obteniendo un 40% de germinación; sin embargo en la localidad 1 y 3, el medio MBG con 0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> (T3), incremento la emergencia de las vitroplántulas, obteniendo un porcentaje de germinación máximo de 80.95% (Cuadro 5).

Mientras que en el T1 y T4 no existió diferencia significativa entre las localidades.

Cuadro 5. Porcentaje de germinación *in vitro* de *A. retusus*, en tres localidades.

ESPECIE	LOCALIDAD	T1	T2	T3	T4	r <sup>2</sup>	CV	media
<i>Ariocarpus retusus</i>	Cruz de lorza, Dr. Arroyo N.L	47.06 b	0.00 d	<b>70.59 a</b>	29.41 c	0.78	26.00	36.76
	Cerro Bola, Saltillo Coahuila	34.14 b	<b>40.47 a</b>	21.15 c	17.0 d	0.94	29.00	27.47
	Rancho Nuevo, Mazapil, Zacatecas	67.92 b	37.03 c	<b>80.95 a</b>	76.00 ab	0.94	22.16	65.90

T1=MS 50 %; T2=MS 50% + AG<sub>3</sub>; T3=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub>; T4=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> + 8.65 μM de AG<sub>3</sub>

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Ariocarpus retusus* en tres localidades.

Longitud de tallo (LT): en esta variable se puede observar que existieron diferencias significativas entre tratamientos siendo el T1 el que generó una mayor altura en las tres localidades evaluadas generando una altura que va de 6.87 a 11.72 mm, siendo la localidad 3 (Rancho nuevo, Mazapil, Zacatecas) la que muestra vitroplantulas con mayor longitud de tallo (Cuadro 6, Figura 1)

Longitud de raíz (LR): Para las localidades 1 y 2 el tratamiento que generó una mayor longitud fue el T3 obteniendo plantas con 10 mm, a diferencia de la localidad 3 la cual requirió del AG3 para generar una altura de 8.10 mm (Cuadro 6).

Cuadro 6. Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de vitroplantulas de *A. retusus*, en tres localidades.

TRAT	LOCALIDAD		Cruz de lorza, Dr. Arroyo N.L		Cerro Bola, Saltillo Coahuila		Rancho Nuevo, Mazapil, Zacatecas	
	LT (mm)	LR (mm)	LT (mm)	LR (mm)	LT (mm)	LR (mm)		
T1 (MS 50%)	<b>6.87 a</b>	5.83 ab	<b>9.35 a</b>	8.07 b	<b>11.72 a</b>	7.25 ab		
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	0.00 c	0.00 b	<b>9.17 a</b>	6.76 bc	7.45 b	5.50 b		
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	4.91 b	<b>10.83 a</b>	6.09 b	<b>10.00 a</b>	4.80 c	7.19 ab		
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	<b>7.00 a</b>	4.60 ab	6.37 b	7.00 bc	5.97 c	<b>8.10 a</b>		
r <sup>2</sup>	0.95	0.78	0.81	0.46	0.83	0.73		
CV	29.00	28.00	18.91	30.80	24.43	26.48		
Media	3.54	4.70	8.10	7.88	7.19	7.33		



Figura 1. Apariencia de las vitroplantulas de *Ariocarpus retusus* de la localidad de Cruz de lorza, Dr. Arroyo N.L con los diferentes tratamientos establecidos.



Figura 2. Apariencia de las vitroplantulas de *Ariocarpus retusus* de la localidad de Cerro Bola, Saltillo Coahuila, con los diferentes tratamientos establecidos.



Figura 3. Apariencia de las vitroplantulas de *Ariocarpus retusus* de la localidad de Rancho Nuevo, Mazapil, Zacatecas, con los diferentes tratamientos establecidos.

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 14 días, concluyendo a los 42 días (Cuadro 7).

Cuadro 7. Velocidad de germinación *in vitro* de *A. retusus*, en diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

Especie	TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)											
		Cruz de lorza, Dr. Arroyo N.L				Cerro Bola, Saltillo Coahuila				Rancho Nuevo, Mazapil, Zacatecas			
		T1	T2	T3	T4	T1	T2	T3	T4	T1	T2	T3	T4
<i>Ariocarpus retusus</i>	7	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0
	14	0	0	0	0	0	5	13	4	6	9	3	4
	21	0	0	17	0	5	26	17	13	19	22	40	36
	28	18	0	41	12	22	33	21	17	25	26	44	46
	35	29	0	53	18	27	40	21	17	40	37	60	54
	42	41	0	71	24	34	40	21	17	55	37	76	60
	49	47	0	71	29	34	40	21	17	68	37	81	76

T1=MS 50 %; T2=MS 50% + AG<sub>3</sub>; T3=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub>; T4=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> + 8.65 μM de AG<sub>3</sub>.

### Porcentaje de germinación de *Astrophytum capricorne*

En tres tratamientos T1, T3 y T4 se obtuvieron resultados estadísticamente iguales obteniendo un 95 % de germinación (Cuadro 8). Esto muestra que las semillas de *A. capricorne* son viables; sin embargo, requieren de nutrientes para promover la germinación. Los resultados encontrados pueden estar influenciados al corto tiempo de almacenamiento, y a la dureza de testa.

Cuadro 8. Porcentaje de germinación *in vitro* y Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de *A. capricorne*. Localidad: San Luis Potosí

TRAT	% DE GERMINACIÓN	LT	LR
T1 (MS 50%)	<b>95 a</b>	<b>10.31 a</b>	5.54 d
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	76.19 b	7.75 b	11.00 c
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	<b>95.45 a</b>	6.09 b	<b>15.35 a</b>
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	<b>96 a</b>	6.54 b	13.00 b
r <sup>2</sup>	0.82	0.75	0.98
CV	17.90	23.25	8.54
Media	90.90	7.56	11.74

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Astrophytum capricorne*

Longitud de tallo (LT): en esta variable se puede observar que existieron diferencias significativas entre tratamientos siendo nuevamente el T1 el que generó una mayor altura de 10 mm, (Cuadro 8, Figura 4).

Longitud de raíz (LR): El tratamiento que generó una mayor longitud fue el T3 obteniendo vitroplantas con 15 mm, (Cuadro 8, figura 4).



Figura 4. Apariencia de las vitroplantulas de *Astrophytum capricorne* de la localidad de San Luis Potosí, con los diferentes tratamientos establecidos.

Cuadro 9. Velocidad de germinación *in vitro* de *A. capricorne*, en diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)			
	T1	T2	T3	T4
7	5	0	9	12
14	95	48	59	72
21	95	76	86	88
28	95	76	91	92
35	95	76	95	96
42	95	76	95	96
49	95	76	95	96

T1=MS 50 %; T2=MS 50% + AG<sub>3</sub>; T3=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub>; T4=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> + 8.65 μM de AG<sub>3</sub>

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 7 días, concluyendo a los 35 días, con

estos resultados se puede ver que las semillas de esta especie tenían buena viabilidad y vigor lo que condujo a una emergencia más rápida (Cuadro 9).

### Porcentaje de germinación de *Astrophytum capricorne* ssp. *nidulans* en dos localidades

La interacción del medio base para la germinación (MBG) con ácido giberélico (AG<sub>3</sub>) (T4), como promotor de la germinación generó un efecto positivo en las dos localidades obteniendo un 100 y 89% de germinación; sin embargo en la localidad 1 los tratamientos T1 y T3 fueron estadísticamente iguales al T4, por lo que se puede observar que las semillas provenientes de esta localidad eran semillas viables (Cuadro 10).

Cuadro 10. Porcentaje de germinación *in vitro* de *A. capricorne* ssp. *nidulans*, en dos localidades.

ESPECIE	LOCALIDAD	T1	T2	T3	T4	r <sup>2</sup>	CV	media
<i>A. capricorne</i> ssp. <i>nidulans</i>	Pilar de Richardson, Parras de la Fuente, Coahuila	100.00 a	80.00 b	100.00 a	100.00 a	0.84	12.00	95.29
	Presa la Rosa, General Cepeda, Coahuila.	69.56 b	86.95 ab	85.71 ab	89.47 a	0.85	23.31	82.55

T1=MS 50 %; T2=MS 50% + AG<sub>3</sub>; T3=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub>; T4=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> + 8.65 μM de AG<sub>3</sub>

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Astrophytum capricorne* ssp. *nidulans* en dos localidades

Longitud de tallo (LT): en esta variable se puede observar que existieron diferencias significativas entre tratamientos, siendo el T1 por tercera ocasión el que generó una mayor altura en las dos localidades evaluadas generando una altura que va de 7.68 a 11.85 mm, siendo la localidad 1 (Pilar de Richardson,



Parras de la Fuente, Coahuila) la que muestra vitroplantulas con mayor longitud de tallo (Cuadro 11, Figuras 5 y 6)

Longitud de raíz (LR): Para las localidades 1 y 2 el tratamiento que generó una mayor longitud fue nuevamente el T3 obteniendo plantas con raíces de 10 a 13 mm (Cuadro 11, Figuras 5 y 6).

Cuadro 11. Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de vitroplantulas de *A. capricorne ssp. nidulans*, en dos localidades.

TRAT	LOCALIDAD	Pilar de Richardson, Parras de la Fuente, Coahuila		Presa la Rosa, General Cepeda, Coahuila.	
		LT (mm)	LR (mm)	LT (mm)	LR (mm)
T1 (MS 50%)		<b>11.85 a</b>	9.00 c	<b>8.40 a</b>	9.25 c
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )		9.06 b	9.43bc	7.68 ab	11.80 a
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )		6.50 c	<b>13.35 a</b>	6.16 c	<b>10.16 b</b>
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )		7.32 bc	11.12 b	7.52 b	8.64 d
r <sup>2</sup>		0.71	0.86	0.75	0.65
CV		25.16	14.33	16.10	20.71
Media		8.58	10.98	7.46	10.05



Figura 5. Apariencia de las vitroplantulas de *A. capricorne ssp. nidulans*, de la localidad de Pilar de Richardson, Parras de la Fuente, Coahuila, con los diferentes tratamientos establecidos



Figura 6. Apariencia de las vitroplantulas de *A. capricorne ssp. nidulans*, de la localidad de Presa la Rosa, General Cepeda, Coahuila., con los diferentes tratamientos establecidos

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 7 días, concluyendo a los 28 días en los tratamientos T1 y T2 en la localidad 1 (Cuadro 12).

Cuadro 12. Velocidad de germinación *in vitro* de *A. capricorne ssp. nidulans*, en diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

Especie	TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)							
		Pilar de Richardson, Parras de la Fuente, Coahuila				Presa la Rosa, General Cepeda, Coahuila.			
		T1	T2	T3	T4	T1	T2	T3	T4
<i>Astrophytum capricorne ssp. nidulans</i>	7	0	5	10	8	0	4	0	0
	14	70	60	95	88	9	13	57	26
	21	80	70	100	92	43	52	76	53
	28	100	70	100	96	65	60	81	68
	35	100	75	100	100	70	73	86	79
	42	100	80	100	100	70	83	86	89
	49	100	80	100	100	70	87	86	89

T1=MS 50 %; T2=MS 50% + AG<sub>3</sub>; T3=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub>; T4=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> + 8.65 μM de AG

### Porcentaje de germinación de *Astrophytum capricorne* ssp. *senilis*

La interacción del medio base para la germinación (MBG) con ácido giberélico (AG<sub>3</sub>) (T2), como promotor de la germinación generó un efecto positivo en la germinación de esta especie con un 97.95 % de germinación (Cuadro 13).

Cuadro 13. Porcentaje de germinación *in vitro* y Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de *A. capricorne* ssp. *senilis*, Localidad Cañada Ancha, Ramos Arizpe, Coahuila

TRAT	% DE GERMINACIÓN	LT	LR
T1 (MS 50%)	80.95 c	<b>12.80 a</b>	<b>15.00 a</b>
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	<b>97.95 a</b>	<b>12.72 a</b>	12.69 ab
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	94.00 ab	6.61 b	<b>14.15 a</b>
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	82.00 bc	6.58 b	13.73 ab
r <sup>2</sup>	0.78	0.75	0.82
CV	19.48	23.33	21.83
Media	90.00	9.30	13.61

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Astrophytum capricorne* ssp. *senilis*

Longitud de tallo (LT): en esta variable se puede observar que existieron diferencias significativas entre tratamientos siendo los tratamientos T1 y T2 los que generaron una mayor altura de 12.80 mm, lo que muestra que la germinación y altura de tallo de esta especie requiere de la adición de nutrimentos (Cuadro 13, Figura 7).

Longitud de raíz (LR): Para esta variable se encontró que los tratamientos T1 y T3 fueron favorables para el desarrollo radicular de esta especie obteniendo vitroplantas con una longitud 15 mm. (Cuadro 13, Figura 7).

Sin embargo con el T2 obtenemos vitroplantas con raíz de 12.69 mm y 12.72 de longitud de tallo con un porcentaje de germinación del 97%, lo que muestra claramente que para tener éxito en la germinación de esta especie es necesaria la adición de nutrimentos con la ayuda de AG<sub>3</sub> (MS 50% + AG<sub>3</sub>).

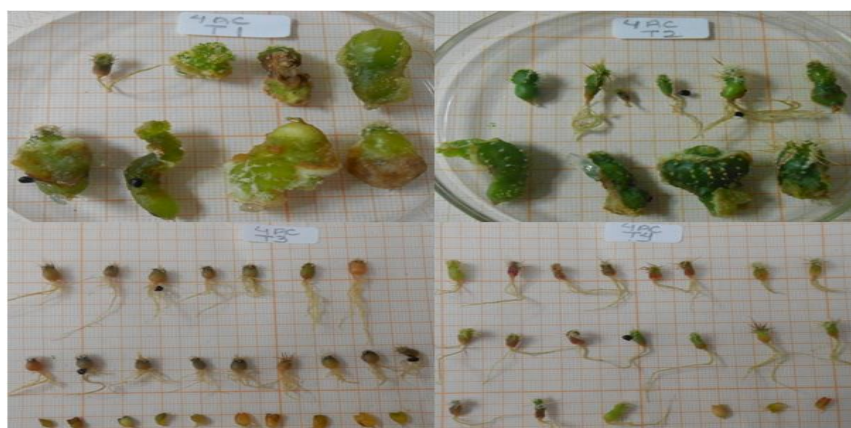


Figura 7. Apariencia de las vitroplantulas de *A. capricorne ssp. senilis*, de la localidad de Cañada Ancha, Ramos Arizpe, Coahuila., con los diferentes tratamientos establecidos

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 7 días, concluyendo a los 35 días en los cuatro tratamientos evaluados (Cuadro 14).

Cuadro 14. Velocidad de germinación *in vitro* de *A. capricorne ssp. senilis*, Localidad Cañada Ancha, Ramos Arizpe, Coahuila. En diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)			
	T1	T2	T3	T4
7	19	0	12	12
14	43	88	84	60
21	57	98	88	78
28	81	98	90	80
35	81	98	94	82
42	81	98	94	82
49	81	98	94	82

### Porcentaje de germinación de *Astrophytum myriostigma*

Para esta especie se puede observar el mismo resultado que se obtuvo en *A. capricorne ssp. senilis* en donde la interacción del medio base para la germinación (MBG) con ácido giberélico (AG<sub>3</sub>) (T2), como promotor de la germinación generó un efecto positivo en la germinación con un 94.44 % de germinación (Cuadro 15).

Cuadro 15. Porcentaje de germinación *in vitro*, Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de *A. myriostigma*, Localidad Ciudad del Maíz, S.L.P

TRAT	% DE GERMINACIÓN	LT	LR
T1 (MS 50%)	72.72 c	<b>13.81 a</b>	7.93 c
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	<b>94.44 a</b>	11.11 ab	<b>15.35 ab</b>
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	93.33 a	7.75 b	11.03 b
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	88.88 b	6.03 b	<b>18.83 a</b>
r <sup>2</sup>	0.89	0.82	0.75
CV	16.95	24.60	26.68
Media	87.62	9.00	13.51

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Astrophytum myriostigma*

Longitud de tallo (LT): Existen diferencias significativas entre tratamientos siendo el tratamiento T1 el que generó una mayor altura de 13.81 mm, seguido por el T2 el cual obtuvo una altura de 11.11 a diferencia de los tratamientos T3 y T4 los cuales fueron estadísticamente iguales con una LT promedio de 6.5 mm (Cuadro 15, Figura 8).

Longitud de raíz (LR): Para esta variable se encontró que el T4 fue favorables para el desarrollo radicular de esta especie obteniendo vitroplantas con una LR de hasta 18.83 mm. (Cuadro 13, Figura 8).

Sin embargo al igual que con *A. capricorne* ssp. *senilis* con el T2 obtenemos vitroplantas con LR de 15.35 mm y 11.11 mm de LT con un porcentaje de germinación del 94.44%, lo que indica que el T2 también es el mejor para la germinación de de esta especie.



Figura 8. Apariencia de las vitroplantulas de *A. myriostigma*, de la localidad de Ciudad del Maíz, S. L. P, con los diferentes tratamientos establecidos

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 7 días, concluyendo a los 49 días en los cuatro tratamientos evaluados (Cuadro 16).

Cuadro 16. Velocidad de germinación *in vitro* de *A. myriostigma*, Localidad Ciudad del Maíz, S.L.P. En diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)			
	T1	T2	T3	T4
7	9	11	0	11
14	45	22	50	52
21	68	44	67	74
28	73	50	76	82
35	73	56	83	89
42	73	72	93	89
49	73	94	93	89

### Porcentaje de germinación de *Aztekium hintoni*

Para esta especie se observa claramente que el T2 es el mejor para la germinación generando un porcentaje del 90.47%, lo que indica que no se necesita de la adición de nutrimentos para obtener un buen porcentaje de germinación (Cuadro 17, Figura 8).

Cuadro 17. Porcentaje de germinación *in vitro*, Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de *A. hintoni*, Localidad Rio de San José, Galeana, N.L

TRAT	% DE GERMINACIÓN	LT	LR
T1 (MS 50%)	44.44 d	<b>4.00 a</b>	2.37 b
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	68.42 c	<b>4.07 a</b>	2.23 b
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	<b>90.47 a</b>	2.15 c	<b>3.84 a</b>
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	75 b	3.66 ab	2.06 b
r <sup>2</sup>	0.87	0.82	0.83
CV	30.70	26.78	26.98
Media	70.51	3.29	2.76

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Astekium hintonii*

Longitud de tallo (LT): Existen diferencias poco significativas entre tratamientos siendo los tratamientos T1 y T2 los que generan una mayor altura de 4.00 mm, seguido por el T3 el cual obtuvo una altura de 3.66 a diferencia del T1 el cual genero una LT de 2.15 mm (Cuadro 17, Figura 9).

Longitud de raíz (LR): Para esta variable se encontró que el T3 fue favorables para el desarrollo radicular de esta especie obteniendo vitroplantas con una LR de 3.84 mm. (Cuadro 17, Figura 9).

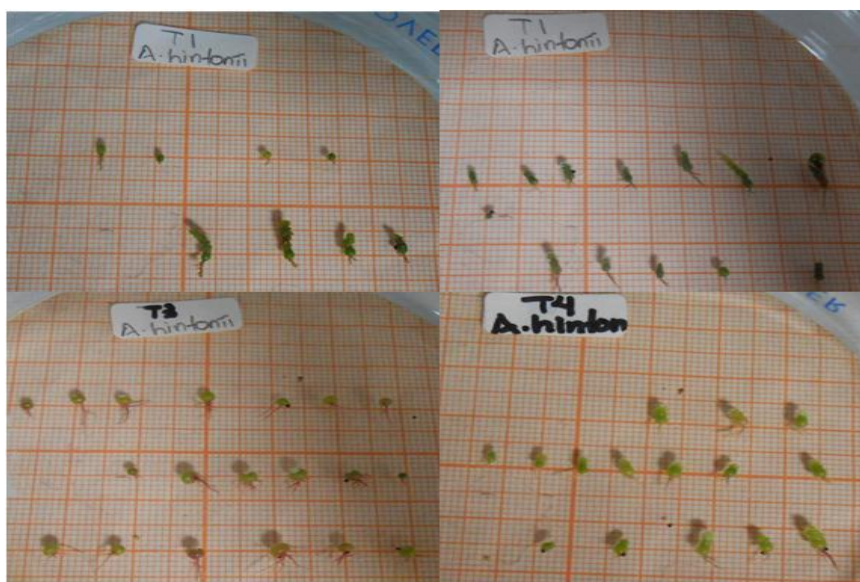


Figura 9. Apariencia de las vitroplantulas de *A. hintoni* de la localidad de Rio de San José, Galeana, N.L., con los diferentes tratamientos establecidos

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 7 días, concluyendo a los 42 días en los cuatro tratamientos evaluados (Cuadro 18).

Cuadro 18. Velocidad de germinación *in vitro* de *A. hintoni*, Localidad: Rio de San José, Galeana, N.L. En diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)			
	T1	T2	T3	T4
7	0	16	52	25
14	0	42	67	50
21	33	47	67	60
28	44	58	71	65
35	44	68	76	70
42	44	68	90	75
49	44	68	90	75



### Porcentaje de germinación de *Coryphantha poselgeriana*

En esta evaluación se puede observar que las semillas de *C. poselgeriana* germinaron al 100% en los cuatro tratamientos establecidos, lo que muestra que las semillas de esta especie son viables y que dentro de la técnica de germinación *in vitro* se obtienen resultados positivos (Cuadro 19 y Figura 10).

Cuadro 19. Porcentaje de germinación *in vitro*, Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de *C. poselgeriana*, Localidad: Estación Marte, General Cepeda, Coahuila

TRAT	% DE GERMINACIÓN	LT	LR
T1 (MS 50%)	100 a	6.80 c	<b>14.00 a</b>
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	<b>100 a</b>	<b>11.80 a</b>	10.20 ab
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	100 a	5.80 c	11.20 ab
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	100 a	9.00 b	9.00 b
r <sup>2</sup>	1.00	0.99	0.94
CV	0.00	5.98	11.84
Media	100	8.35	11.10

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Coryphantha poselgeriana*

Longitud de tallo (LT): Existen diferencias significativas entre tratamientos siendo el tratamiento T2 el que generó una mayor altura de 11.80 mm, seguido por el T4 el cual obtuvo una altura de 9 mm a diferencia de los tratamientos T3 y T4 los cuales fueron estadísticamente iguales con una LT promedio de 6 mm (Cuadro 19, Figura 10).

Longitud de raíz (LR): Para esta variable se encontró que el T1 fue favorable para el desarrollo radicular de esta especie obteniendo vitroplantas con una LR de hasta 14 mm. (Cuadro 19, Figura 10).

Estos resultados muestran que el T2 es el mejor para la germinación de *C. poselgeriana* ya que se obtiene vitroplantas más vigorosas (Figura 10).



Figura 10. Apariencia de las vitroplantas de *C. poselgeriana* de la localidad de Estación Marte, General Cepeda, Coahuila., con los diferentes tratamientos establecidos

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 7 días, concluyendo a los 28 días en los cuatro tratamientos evaluados (Cuadro 20).

Cuadro 20. Velocidad de germinación *in vitro* de *C. poselgeriana*, Localidad: Estación Marte, General Cepeda, Coahuila. En diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)			
	T1	T2	T3	T4
7	60	80	100	80
14	80	100	100	80
21	100	100	100	80
28	100	100	100	100
35	100	100	100	100
42	100	100	100	100
49	100	100	100	100

### Porcentaje de germinación de *Geohintonia mexicana*

En condiciones *in vitro* las semillas de *G. mexicana* requieren de un medio compuesto por las sales del medio MS (Murashige y Skoog, 1962) al 50% y la adición e AG<sub>3</sub> (T2) para promover las tres fases de la germinación (Absorción de agua, transformaciones metabólicas-hidratación de enzimas y emergencia de radícula y posteriormente de la plúmula), obteniendo un PG máximo del 92%, porcentaje que supera a su homólogo sin la adición de AG<sub>3</sub> (T1), lo que muestra que esta especie requiere de giberelinas para promover la emergencia de las vitroplantas (Cuadro 21).

Cuadro 21. Porcentaje de germinación *in vitro*, Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de *G. mexicana*, Localidad: Rio de San José, Galeana, N.L

TRAT	% DE GERMINACIÓN	LT	LR
T1 (MS 50%)	80 b	3.60 b	6.64 b
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	<b>92 a</b>	<b>5.68 a</b>	7.24 b
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	52 c	4.52 ab	<b>11.40 a</b>
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	78 bc	4.63 ab	<b>10.24 a</b>
r <sup>2</sup>	0.50	0.61	0.71
CV	22.33	24.13	27.98
Media	81.00	4.60	8.84

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Geohintonia mexicana*

Longitud de tallo (LT): Existen diferencias poco significativas entre tratamientos siendo los tratamientos T2 el que genera una mayor altura de 5.68 mm, seguido por los tratamientos T3 y T4 los cuales obtuvieron unza LT de 4 mm a diferencia (Cuadro 21).

Longitud de raíz (LR): Para esta variable se encontró que los T3 y T4 fue favorables para el desarrollo radicular de esta especie obteniendo vitroplantas con una LR de hasta 11 mm. (Cuadro 21).

**Velocidad de emergencia (VE).**- De los diferentes medios evaluados en la germinación, se determinó que el T2 registra a los 21 días de incubación una mayor VE, esta tendencia se mantiene hasta los 42 días de la evaluación, mostrando que los nutrimentos de este medio favorecen el proceso de germinación y la emergencia de las vitroplantas (Cuadro 22).

Cuadro 22. Velocidad de germinación *in vitro* de *G. mexicana*, Localidad: Rio de San José, Galeana, N.L. En diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)			
	T1	T2	T3	T4
7	0	0	0	0
14	0	0	0	0
21	10	15	7	17
28	35	40	18	43
35	55	88	33	90
42	78	92	52	94
49	78	92	54	94

### **Porcentaje de germinación de *Leuchtenbergia principis*, en dos localidades**

Los resultados arrojados para esta especie indican que existen diferencias altamente significativas entre tratamientos ya que la germinación de las semillas provenientes de la localidad 1, se favorece con el T1 obteniendo un 70% de germinación, a diferencia del resto de los tratamientos los cuales se mantienen por debajo del 40%.

Sin embargo para la localidad 2, el T4 es el que favoreció la germinación pero solo se alcanza una germinación máxima del 30%, mientras que con los tratamientos T1 y T3 el porcentaje de germinación es de 0%, esto podría indicar que las semillas de esta localidad fueron colectadas en un tiempo prolongado por lo que se necesita de la adición de hormonas para su germinación (Cuadro 23, Figura 12).

Cuadro 23. Porcentaje de germinación *in vitro*, de *L. principis*, en dos localidades.

ESPECIE	LOCALIDAD	T1	T2	T3	T4	r <sup>2</sup>	CV	media
<i>Leuchtenbergia principis</i>	Las Bayas, Arteaga, Coahuila	70.00 a	20.00 c	29.16 bc	41.66 c	0.90	29.00	39.77
	La Saucedá, Ramos Arizpe, Coahuila	0.00 c	10.00 b	0.00 c	30.00 a	0.62	30.60	10

T1=MS 50 %; T2=MS 50% + AG<sub>3</sub>; T3=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub>; T4=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> + 8.65 μM de AG<sub>3</sub>

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Leuchtenbergia principis*, en dos localidades

Longitud de tallo (LT): Existen diferencias significativas entre tratamientos siendo el tratamiento T1 el que generó una mayor LT de 16.21 mm en la localidad 1, a diferencia de la localidad 2 en donde el T2 y T4 obtuvieron una LT más baja de 7 mm, con estos resultados se puede ver que las semillas de esta especie requieren de nutrimentos para su desarrollo (Cuadro 15, Figura 8).

Longitud de raíz (LR): Para esta variable se encontró que el T1 fue favorable para el desarrollo radicular de esta especie obteniendo vitroplantas con una LR de hasta 10 mm en la localidad 1; sin embargo en la localidad no

hubo diferencias significativas ya que los dos tratamientos que obtuvieron germinación (T2 y T4) fueron estadísticamente iguales con una longitud de apenas 4 mm (Cuadro 24, Figura 12).

Cuadro 24. Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de vitroplantulas de *L. principis*, en dos localidades.

TRAT	LOCALIDAD		La Saucedá, Ramos Arizpe, Coahuila	
	Las Bayas, Arteaga, Coahuila	La Saucedá, Ramos Arizpe, Coahuila	LT (mm)	LR (mm)
T1 (MS 50%)	<b>16.21 a</b>	<b>10.33 a</b>	0.00 b	0.00 b
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	9.25 b	3.75 c	<b>7.00 a</b>	<b>4.00 a</b>
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	6.57 c	3.71 c	0.00 b	0.00 b
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	9.30 b	7.60 b	<b>7.33 a</b>	<b>4.25 a</b>
r <sup>2</sup>	0.95	0.84	1.00	0.88
CV	14.06	26.30	29.00	30.00
Media	11.51	7.30	1.20	0.84



Figura 12. Apariencia de las vitroplantulas de *L. principis* de la localidad de Las Bayas, Arteaga, Coahuila., con los diferentes tratamientos establecidos

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 14 días en la localidad 1 concluyendo a los 42 días, a diferencia de la localidad 2 la cual inicia a los 7 días y finaliza a los 21 pero con un bajo porcentaje de germinación (Cuadro 25).

Cuadro 25. Velocidad de germinación *in vitro* de *L. principis*, en diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

Especie	TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)							
		Las Bayas, Arteaga, Coahuila				La Sauceda, Ramos Arizpe, Coahuila			
		T1	T2	T3	T4	T1	T2	T3	T4
<i>Leuchtenbergia principis</i>	7	0	0	0	0	0	10	0	10
	14	5	5	4	0	0	10	0	20
	21	15	20	17	17	0	10	0	30
	28	40	20	25	33	0	10	0	30
	35	55	20	29	42	0	10	0	30
	42	70	20	29	42	0	10	0	30
	49	70	20	29	42	0	10	0	30

T1=MS 50 %; T2=MS 50% + AG<sub>3</sub>; T3=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub>; T4=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> + 8.65 μM de AG<sub>3</sub>

### Porcentaje de germinación de *Mammillaria backebergiana*

Para esta variable se observó que el T3 fue el que generó respuesta positiva en la germinación de esta especie obteniendo un 71%; pero cabe hacer mención que los tratamientos T1 y T2 están muy relacionados con el T1 ya que la respuesta germinativa fue de 68% en el T1 y de 69 en el T2, lo que indica que la diferencia entre estos tratamientos fue mínima, por lo que para germinar semillas de esta especie se puede aplicar cualquiera de estos tratamientos (Cuadro 26, Figura 13).

Cuadro 26. Porcentaje de germinación *in vitro*, de *M. backebergiana*, Localidad: San Luis Potosí

TRAT	% DE GERMINACIÓN
T1 (MS 50%)	68.18 ab
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	69.56 ab
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	<b>71.42 a</b>
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	56.25 b
r <sup>2</sup>	0.92
CV	25.93
Media	67.07

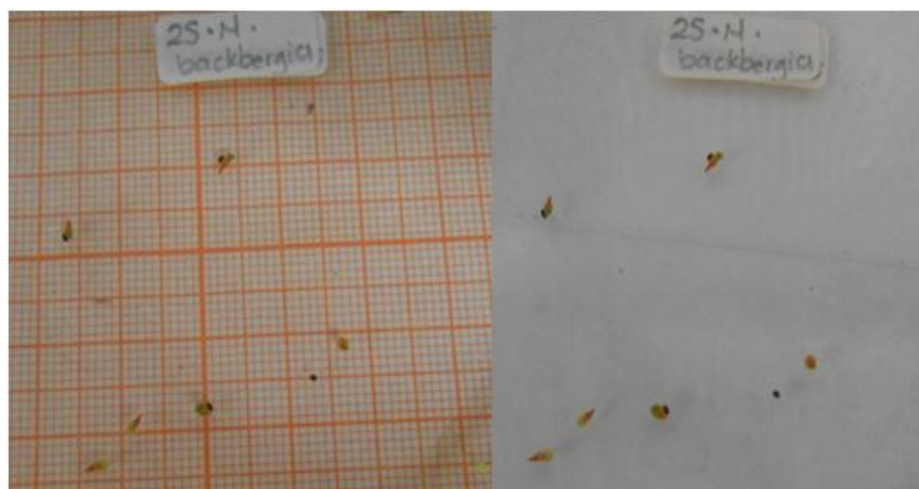


Figura 13. Apariencia de las vitroplantulas de *M. backebergiana* de la localidad de San Luis Potosí.

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da hasta los 14 días, concluyendo a los 42 días (Cuadro 27).



Cuadro 27. Velocidad de germinación *in vitro* de *M. backebergiana*, Localidad: San Luis Potosí. En diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)			
	T1	T2	T3	T4
7	0	0	0	0
14	0	0	0	0
21	14	17	29	25
28	32	39	43	37
35	55	57	62	50
42	68	70	71	56
49	68	70	71	56

### Porcentaje de germinación de *Pelecypora strobiliformis*, en dos localidades

La interacción del medio base para la germinación (MBG) con ácido giberélico (AG<sub>3</sub>) (T4), como promotor de la germinación generó un efecto positivo en las dos localidades obteniendo un 60 % en la localidad 1 y un 100% en la localidad 2; sin embargo en la localidad 1 el T3 fue estadísticamente igual al T4, por lo que se puede observar que las semillas provenientes de esta localidad eran semillas muy longevas (Cuadro 28).

Cuadro 28. Porcentaje de germinación *in vitro*, de *P. strobiliformis*, en dos localidades.

ESPECIE	LOCALIDAD	T1	T2	T3	T4	r <sup>2</sup>	CV	media
<i>Pelecypora strobiliformis</i>	Cerro el Macho, Dr. Arroyo N.L	25 b	20 b	60 a	<b>60 a</b>	0.82	29.98	42.10
	Cerro El Órgano, Cedral, San Luis Potosí	40 c	20 d	60 b	<b>100 a</b>	0.89	28.79	55.00

T1=MS 50 %; T2=MS 50% + AG<sub>3</sub>; T3=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub>; T4=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> + 8.65 μM de AG<sub>3</sub>

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Pelecypora strobiliformis*, en dos localidades

Longitud de tallo (LT): en esta variable se puede observar que existieron diferencias significativas entre tratamientos, siendo el T2 el que generó una mayor LT en la localidad 1; sin embargo en la localidad 2 los tratamientos T1, T3, T4 fueron estadísticamente iguales con una LT de 6 mm, pero existe una correlación entre estos tratamientos y el T2 ya que las diferencias en esta localidad no fueron estadísticamente significativas pues el T2 obtuvo una LT de 5 mm, lo que indica que para obtener una buena LT se debe aplicar un medio con MS 50% + AG<sub>3</sub>. (Cuadro 29).

Longitud de raíz (LR): Para las localidades 1 y 2 el tratamiento que generó una mayor longitud fue el T2 obteniendo plantas con raíces de 6 mm (Cuadro 29).

Cuadro 29. Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de vitroplantulas de *P. strobiliformis*, en dos localidades.

TRAT \ LOCALIDAD	Cerro el Macho, Dr. Arroyo N.L		Cerro El Órgano, Cedral, San Luis Potosí	
	LT (mm)	LR (mm)	LT (mm)	LR (mm)
T1 (MS 50%)	5.00 b	3.00 b	<b>6.00 a</b>	5.00 b
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	<b>7.00 a</b>	<b>6.00 a</b>	5.00 ab	<b>6.00 a</b>
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	5.00 b	<b>6.66 a</b>	<b>6.00 a</b>	5.00 ab
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	6.00 ab	<b>6.66 a</b>	<b>6.02 a</b>	5.20 ab
r <sup>2</sup>	0.91	0.99	0.75	0.88
CV	17.77	8.16	20.41	28.91
Media	5.62	6.12	6.00	5.09

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 7 días en ambas localidades, concluyendo a los 14 días en la localidad 1 en los cuatro tratamientos mientras que en la localidad 2 el proceso concluye a los 35 días (Cuadro 30).

Cuadro 30. Velocidad de germinación *in vitro* de *P. strobiliformis*, en diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

Especie	TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)							
		Cerro el Macho, Dr. Arroyo N.L				Cerro El Órgano, Cedral, San Luis Potosí			
		T1	T2	T3	T4	T1	T2	T3	T4
<i>Pelecypora strobiliformis</i>	7	0	0	0	0	0	0	0	0
	14	25	20	60	60	20	0	60	80
	21	25	20	60	60	20	0	60	100
	28	25	20	60	60	20	0	60	100
	35	25	20	60	60	40	20	60	100
	42	25	20	60	60	40	20	60	100
	49	25	20	60	60	40	20	60	100

T1=MS 50 %; T2=MS 50% + AG<sub>3</sub>; T3=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub>; T4=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> + 8.65 μM de AG<sub>3</sub>

### Porcentaje de germinación de *Stenocactus multcostatus*, en dos localidades

La interacción del medio base para la germinación (MBG) con ácido giberélico (AG<sub>3</sub>) (T2), como promotor de la germinación generó un efecto positivo en las dos localidades obteniendo un 80 y 100% de germinación; sin embargo en la localidad 1 el T1 fue estadísticamente igual al T2, por lo que se puede observar que las semillas provenientes de esta localidad requieren de nutrientes para su germinación, mientras que en la localidad 2 todos los tratamientos promovieron la germinación en un 100% lo cual da referencia que

las semillas de esta localidad tenían mejor viabilidad (Cuadro 31, Figura 14 y 15).

Cuadro 31. Porcentaje de germinación *in vitro* de *S. multicosatus*, en dos localidades.

ESPECIE	LOCALIDAD	T1	T2	T3	T4	r <sup>2</sup>	CV	media
<i>Stenocactus multicosatus</i>	Cedral, San Luis Potosí	80 a	80 a	60 b	60 b	0.88	29.16	70.00
	Carneros, Saltillo, Coahuila	100.00 a	100.00 a	100.00 a	100.00 a	0.87	1.00	100

T1=MS 50 %; T2=MS 50% + AG<sub>3</sub>; T3=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub>; T4=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> + 8.65 μM de AG<sub>3</sub>

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Stenocactus multicosatus*, en dos localidades

En ambas variables existieron diferencias significativas siendo el T2 el que generó una respuesta positiva en la LT y en la LR en las dos localidades, lo que muestra que esta especie requiere de la adición de nutrientes y hormonas para generar un buen porcentaje de germinación con vitroplantulas bien desarrolladas (Cuadro 32, Figura 14 y 15).

Cuadro 32. Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de vitroplantulas de *S. multicosatus*, en dos localidades.

TRAT	LOCALIDAD	Cedral, San Luis Potosí		Carneros, Saltillo, Coahuila	
		LT (mm)	LR (mm)	LT (mm)	LR (mm)
T1 (MS 50%)		7.00 bc	16.25 b	12.33 a	7.00 b
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )		<b>10.00 a</b>	<b>25.00 a</b>	<b>12.50 a</b>	<b>11.00 a</b>
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )		8.33 b	14.00 b	5.16 b	10.33 ab
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )		6.66 c	9.33 c	6.00 b	10.00 ab
r <sup>2</sup>		0.76	0.85	0.85	0.98
CV		26.04	28.15	23.27	4.14
Media		8.07	16.78	9.00	9.69



Figura 14. Apariencia de las vitroplantulas de *S. multicosatus* de la localidad de Cedral, S. L. P., con los diferentes tratamientos establecidos.



Figura 15. Apariencia de las vitroplantulas de *S. multicosatus* de la localidad de Carneros, Saltillo, Coahuila., con los diferentes tratamientos establecidos.

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 7 días en ambas localidades, concluyendo a los 21 días en la localidad 2 en los cuatro tratamientos mientras que en la localidad 2 el proceso concluye a los 49 días (Cuadro 33).

Cuadro 33. Velocidad de germinación *in vitro* de *S. multicosatus*, en diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

Especie	TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)							
		Cedral, San Luis Potosí				Carneros, Saltillo, Coahuila			
		T1	T2	T3	T4	T1	T2	T3	T4
<i>Stenocactus multicosatus</i>	7	20	0	40	20	0	17	50	100
	14	60	20	60	40	50	100	100	100
	21	80	20	60	60	100	100	100	100
	28	80	20	60	60	100	100	100	100
	35	80	40	60	60	100	100	100	100
	42	80	60	60	60	100	100	100	100
	49	80	80	60	60	100	100	100	100

T1=MS 50 %; T2=MS 50% + AG<sub>3</sub>; T3=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub>; T4=0.6% agar + 87.64 mM C<sub>12</sub>H<sub>22</sub>O<sub>11</sub> + 8.65 μM de AG<sub>3</sub>

### Porcentaje de germinación de *Thelocactus bicolor*

Para esta variable se observó que los tratamientos T2 y T4 fueron los que generaron una respuesta positiva en la germinación de esta especie obteniendo un 100%; pero cabe hacer mención que los tratamientos T1 y T3 están muy relacionados con los anteriores ya que la respuesta germinativa fue de 90%, lo que indica que la diferencia entre estos tratamientos fue mínima, también se puede observar que los tratamientos que germinaron al 100% contenían AG<sub>3</sub>, por lo que si aplicamos esta hormona para germinar *T. bicolor* nos generará un cambio positivo en dicho proceso (Cuadro 34, Figura 16).

Cuadro 34. . Porcentaje de germinación *in vitro*, Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de *T. bicolor*, Localidad: Monclova, Coahuila

TRAT	% DE GERMINACIÓN	LT (mm)	LR (mm)
T1 (MS 50%)	90.00 b	6.88 ab	10.44 bc
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	<b>100.00 a</b>	<b>9.50 a</b>	<b>14.60 ab</b>
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	90.00 b	5.11 b	<b>15.62 a</b>
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	<b>100.00 a</b>	7.40 ab	8.80 c
r <sup>2</sup>	0.73	0.84	0.84
CV	19.21	22.42	20.77
Media	95.00	7.28	12.24

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Thelocactus bicolor*

Longitud de tallo (LT): en esta variable se puede observar que existieron diferencias significativas entre tratamientos siendo nuevamente el T2 el que generó una mayor altura de 9.5 mm, (Cuadro 34, Figura 16).

Longitud de raíz (LR): El tratamiento que generó una mayor longitud fue el T3 obteniendo vitroplantas con una LT de 15 mm, seguido del tratamiento T2 con una LR de 14.60 mm (Cuadro 34, figura 16).



Figura 16. Apariencia de las vitroplantulas de *T. bicolor* de la localidad de Monclova, Coahuila., con los diferentes tratamientos establecidos.

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 7 días, concluyendo a los 49 días en los cuatro tratamientos (Cuadro 35).

Cuadro 35. Velocidad de germinación *in vitro* de *T. bicolor*, Localidad: Monclova, Coahuila. En diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)			
	T1	T2	T3	T4
7	0	50	30	30
14	20	50	30	80
21	50	50	70	80
28	60	60	70	100
35	70	90	90	100
42	90	90	90	100
49	90	100	90	100

### **Porcentaje de germinación de *Turbinicarpus beguinii* ssp. *senilis***

Para esta variable igual que en la especie *T. bicolor* se observo que los tratamientos T2 y T4 fueron los que generaron una respuesta positiva en la germinación obteniendo un 60%; se puede observar que ambos tratamientos contenían AG<sub>3</sub>, por lo que si aplicamos esta hormona para germinar *T. beguinii* ssp. *senilis* nos generara un cambio positivo en dicho proceso (Cuadro 36, Figura 17).



Cuadro 36. Porcentaje de germinación *in vitro*, Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de *T. beguinii* ssp. *senilis*, Localidad Villa Hidalgo, San Luis Potosí

TRAT	% DE GERMINACIÓN	LT (mm)	LR (mm)
T1 (MS 50%)	40 b	10.50 b	<b>15.00 a</b>
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	<b>60 a</b>	<b>15.00 a</b>	<b>15.00 a</b>
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	40 b	5.50 c	5.00 b
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	<b>60 a</b>	11.66 ab	<b>16.66 a</b>
r <sup>2</sup>	0.86	0.77	0.75
CV	28.85	29.40	27.80
Media	50.00	11.20	13.33

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Turbinicarpus bicolor*

Longitud de tallo (LT): en esta variable se puede observar que existieron diferencias significativas entre tratamientos siendo nuevamente el T2 el que generó una mayor altura de 15 mm, (Cuadro 34, Figura 16).

Longitud de raíz (LR): Los tratamientos que generaron una mayor longitud fueron el T1, T2 y el T4 obteniendo vitroplantas con una LR de 16 a 15 mm, lo que indica que para aumentar la LR se requiere de nutrientes y hormonas (Cuadro 36, figura 17).



Figura 17. Apariencia de las vitroplantulas de *T. beguinii ssp. senilis* de la localidad de Villa Hidalgo, San Luis Potosí., con los diferentes tratamientos establecidos.

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 14 días, concluyendo a los 21 días en los cuatro tratamientos (Cuadro 37).

Cuadro 37. Velocidad de germinación *in vitro* de *T. beguinii ssp. senilis*, Localidad Villa Hidalgo, San Luis Potosí. En diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)			
	T1	T2	T3	T4
7	0	0	0	0
14	20	20	20	40
21	40	60	40	60
28	40	60	40	60
35	40	60	40	60
42	40	60	40	60
49	40	60	40	60

### Porcentaje de germinación de *Turbinicarpus lophophoroides*

La interacción del medio base para la germinación (MBG) con ácido giberélico ( $AG_3$ ) (T2), como promotor de la germinación generó un efecto positivo en la germinación de esta especie con un 75 % (Cuadro 38).

Cuadro 38. Porcentaje de germinación *in vitro*, Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de *T. lophophoroides*, Localidad: San Luis Potosí

TRAT	% DE GERMINACIÓN	LT (mm)	LR (mm)
T1 (MS 50%)	50.00 c	<b>15.00 a</b>	5.50 bc
T2 (MS 50% + $AG_3$ )	<b>75.00 a</b>	3.66 b	<b>8.00 a</b>
T3(0.6% agar + 87.64 mM $C_{12}H_{22}O_{11}$ )	60 b	4.66 b	6.66 b
T4(0.6% agar + 87.64 mM $C_{12}H_{22}O_{11}$ + 8.65 $\mu$ M de $AG_3$ )	60 b	3.66 b	6.67 b
$r^2$	0.97	0.85	0.88
CV	27.02	29.80	28.30
Media	56.00	6.00	6.70

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Turbinicarpus lophophoroides*

Longitud de tallo (LT): en esta variable se puede observar que existieron diferencias significativas entre tratamientos siendo el tratamiento T1 el que generó una mayor altura de 15 mm, lo que muestra que la germinación y altura de tallo de esta especie requiere de la adición de nutrimentos (Cuadro 38, Figura 18).

Longitud de raíz (LR): Para esta variable se encontró que el T3 fue favorable para el desarrollo radicular de esta especie obteniendo vitroplantas con una longitud 8 mm. (Cuadro 38, Figura 18).



Figura 18. Apariencia de las vitroplantulas de *T. lophophoroides*. de la localidad de San Luis Potosí., con los diferentes tratamientos establecidos.

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 14 días, concluyendo a los 28 días en los cuatro tratamientos evaluados (Cuadro 39).

Cuadro 39. Velocidad de germinación *in vitro* de *T. lophophoroides*, Localidad: San Luis Potosí. En diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)			
	T1	T2	T3	T4
7	0	0	0	0
14	50	25	20	40
21	50	50	60	60
28	50	75	60	60
35	50	75	60	60
42	50	75	60	60
49	50	75	60	60

### Porcentaje de germinación de *Turbinicarpus polaski*

La interacción del ácido giberélico (T4), como promotor de la germinación generó un efecto positivo en la germinación de esta especie con un 100 % de (Cuadro 40), lo que indica que las semillas de esta especie se pueden poner a germinar solo en agar con sacarosa, pero agregando AG<sub>3</sub>.

Cuadro 40. Porcentaje de germinación *in vitro*, Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de *T. polaski*, Localidad, San Luis Potosí

TRAT	% DE GERMINACIÓN	LT (mm)	LR (mm)
T1 (MS 50%)	80 b	7.50 b	<b>13.00 a</b>
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	60 c	8.00 ab	11.67 ab
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	80 b	4.50 c	10.00 b
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	<b>100 a</b>	<b>9.80 a</b>	7.50 bc
r <sup>2</sup>	0.84	0.78	0.79
CV	28.45	27.22	26.34
Media	80.00	7.56	11.07

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Turbinicarpus polaski*

Longitud de tallo (LT): en esta variable se puede observar que las diferencias son mínimas entre tratamientos siendo el tratamiento T4 el que generó una mayor altura de 9.80 mm, (Cuadro 40, Figura 19).

Longitud de raíz (LR): Para esta variable se encontró que el T1 fue favorable para el desarrollo radicular de esta especie obteniendo vitroplantas con una LR de 13 mm. (Cuadro 40, Figura 19).



Figura 19. Apariencia de las vitroplantulas de *T. polaski* de la localidad de San Luis Potosí., con los diferentes tratamientos establecidos.

Para esta especie, el mejor tratamiento para obtener una buena germinación sería el T4, ya que genera una germinación al 100% con plantas bien desarrolladas.

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 14 días, concluyendo a los 21 días en los cuatro tratamientos evaluados (Cuadro 41).

Cuadro 41. Velocidad de germinación *in vitro* de *T. polaski*, Localidad, San Luis Potosí. En diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)			
	T1	T2	T3	T4
7	0	0	0	0
14	40	40	60	60
21	80	60	80	100
28	80	60	80	100
35	80	60	80	100
42	80	60	80	100
49	80	60	80	100

### Porcentaje de germinación de *Turbincarpus pseudopectinatus*

La interacción de nutrientes con el ácido giberélico (T2), como promotor de la germinación generó un efecto positivo en esta especie con un 83%, lo que indica que las semillas de esta especie necesitan de la adición de nutrientes para obtener un buen porcentaje de germinación, siempre y cuando lleve la adición del AG<sub>3</sub>, ya que se puede observar que el T1 el cual tiene solo la adición de nutrientes germinó el 20%, mientras que en los demás tratamientos no existió germinación (Cuadro 42).

Cuadro 42. . Porcentaje de germinación *in vitro*, Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de *T. pseudopectinatus*, Localidad: San Luis Potosí

TRAT	% DE GERMINACIÓN	LT (mm)	LR (mm)
T1 (MS 50%)	20.00 b	7.00 b	2.00 b
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	<b>83.33 a</b>	<b>8.00 a</b>	<b>5.40 a</b>
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	0.00 c	0.00 c	0.00 c
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	0.00 c	0.00 c	0.00 c
r <sup>2</sup>	0.91	0.99	1.00
CV	27.55	8.78	4.00
Media	28.57	2.93	1.81

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Turbincarpus pseudopectinatus*

En estas variables se puede observar que las diferencias son significativas entre tratamientos siendo el tratamiento T2 el que generó una mayor altura tanto de tallo como de raíz, obteniendo una LT de 8 mm y una LR de 5 mm, (Cuadro 40, Figura 20).

Con los resultados obtenidos, podemos aplicar en futuras germinaciones el T2 para las semillas de esta especie ya que genera un buen porcentaje de germinación y un buen desarrollo de las vitroplantas.



Figura 20. Apariencia de las vitroplantas de *T. pseudopectinatus* de la localidad de San Luis Potosí., con los diferentes tratamientos establecidos.

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 14 días, concluyendo a los 28 días en los cuatro tratamientos evaluados, observando que los tratamientos T3 y T4 no generan ningún resultado (Cuadro 43).

Cuadro 43. Velocidad de germinación *in vitro* de *T. pseudopectinatus*, Localidad: San Luis Potosí. En diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)			
	T1	T2	T3	T4
7	0	0	0	0
14	20	33	0	0
21	20	50	0	0
28	20	83	0	0
35	20	83	0	0
42	20	83	0	0
49	20	83	0	0



### Porcentaje de germinación de *Turbinicarpus valdezianus*

La interacción del ácido giberélico como promotor de la germinación generó un efecto positivo en los tratamientos que llevan la adición de esta hormona, ya que el T2 y T4 generaron un 80% de germinación, lo que indica que las semillas de esta especie necesitan del AG<sub>3</sub> para promover dicho proceso, ya que se puede observar que en los tratamientos T1 y T3 que no llevan esta hormona solo germinó el 20 y 40% (Cuadro 44).

Cuadro 44. Porcentaje de germinación *in vitro*, Altura de tallo (AT) y longitud de raíz (LR) de *T. valdezianus*, Localidad: Cerró el Jabonero, Venegas, S.L.P

TRAT	% DE GERMINACIÓN	LT (mm)	LR (mm)
T1 (MS 50%)	20 c	7.00 a	11.30 a
T2 (MS 50% + AG <sub>3</sub> )	80 a	7.00 a	4.50 c
T3(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> )	40 b	5.00 b	3.00 c
T4(0.6% agar + 87.64 mM C <sub>12</sub> H <sub>22</sub> O <sub>11</sub> + 8.65 μM de AG <sub>3</sub> )	80 a	7.50 a	9.50 b
r <sup>2</sup>	0.92	0.97	0.87
CV	25.45	8.46	27.84
Media	55.00	6.81	7.45

### Longitud de tallo y longitud de raíz de *Turbinicarpus valdezianus*

Longitud de tallo (LT): En esta variable se puede observar que no existen diferencias significativas entre tratamientos ya que tanto el T1, T2 y T3 obtuvieron una LT de 7 mm (Cuadro 44, Figura 21).

Longitud de raíz (LR): Para esta variable se encontró que el T1 fue favorable para el desarrollo radicular de esta especie obteniendo vitroplantas con una LR de 11 mm. (Cuadro 44, Figura 21).



Figura 21. Apariencia de las vitroplantulas de *T. valdezianus* de la localidad de Cerro el Jabonero, Venegas, S.L.P, con los diferentes tratamientos establecidos.

**Velocidad de germinación (VG):** En esta variable se puede observar que la germinación inicial se da a partir de los 7 días, concluyendo a los 48 días en los cuatro tratamientos evaluados, observando que los tratamientos T1 y T2 finalizan a los 7 y 14 días (Cuadro 45).

Cuadro 45. Velocidad de germinación *in vitro* de *T. valdezianus*, Localidad: Cerró el Jabonero, Venegas, S.L.P. En diferentes medios de cultivo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del CESAL.

TIEMPO (Días)	GERMINACIÓN (%)			
	T1	T2	T3	T4
7	20	60	20	0
14	20	80	20	0
21	20	80	20	0
28	20	80	20	40
35	20	80	20	60
42	20	80	40	60
49	20	80	40	80

## V. CONCLUSIONES

Al utilizar la técnica de germinación *in vitro* de cactáceas endémicas se obtienen resultados favorables, lo que contribuye a la conservación de varias especies con cierto estatus de riesgo.

Al evaluar las semillas de una misma especie provenientes de diferentes localidades se observó que existen diferencias en la germinación *in vitro* esto puede ser por la edad de la planta o por el tiempo de cosecha.

Con estas evaluaciones se observa que el tratamiento T2 fue el que funcionó mejor en la mayoría de las especies establecidas, lo que indica que las semillas de cactáceas requieren de un medio a base de nutrientes con la ayuda de hormonas como es el AG<sub>3</sub> para acelerar la germinación.

Se obtuvieron vitroplantulas de 18 especies en la etapa 1 del proceso de micropropagación, las cuales serán utilizadas en la etapa de multiplicación, por lo que con este trabajo se aportó material vegetativo para poder desarrollar protocolos de micropropagación y poder contribuir a la conservación de varias especies endémicas de desierto Chihuahuense.

## VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abdelnour-Esquivel A. y J. Vincent.** 1994. Conceptos Básicos del Cultivo de Tejidos Vegetales. CATIE. 39 Pp.
- Anderson, E. F.** 2001. The cactus family. Timber press. Portland, Oregón. 93-103.
- Barrera, C.** 2007. Cultivo de células de *Jacaratia mexicana* en un biorreactor airlift: Efecto de un inductor y un elicitor en la producción de enzimas proteolíticas. Tesis de maestría. Instituto Politécnico Nacional. México D.F
- Becerra, R.,** 2000. Las cactáceas, plantas amenazadas por su belleza. CONABIO. Biodiversitas 32: 1-5
- Benítez, H. y P. Dávila.** 2002. Las cactáceas mexicanas en el contexto de la CITES. *Biodiversitas*. Año 6 Núm. 40:8-11.
- Bravo-Hollis H. y H. Sánchez-Mejorada.** 1978. Las cactáceas de México. Vol. 1. Universidad Autónoma de México, México D.F. 744 Pp.
- Bravo-Hollis, H. y H. Sánchez-Mejorada.** 1991. Las cactáceas de México Vol. III. UNAM. México, D. F. 643.
- Bravo-Hollis, H. y L. Scheinvar.** 1999. El interesante mundo de las Cactáceas. Fondo de Cultura Económica, México. 233.
- Challenger, A.** 1998. Utilización y Conservación de los ecosistemas terrestres de México. Pasado, presente y futuro. CONABIO. México. 847.
- Cházaro, M., M. P. Hernández y J. Cortés.** 2001. Las Cactáceas: Joyas de la Flora Mexicana. *Biodiversitas*. Año 11. Vol. 10. Núm. 5:19-23.
- Choreño-Tapia, J., H. González-Rosas, T. Terrazas-Salgado y A. Hernández-Livera.** 2002. Propagación *in vitro* de *Cephalocereus senilis*

Haworth Pfeiffer a partir de aréolas. Revista Chapingo Serie Horticultura 8(2): 183-196.

**Collin, H. A. y G. S. Edwards.** 1998. Plant Cell Culture. Bios Scientific Publishers. Inglaterra. 157.

**Comparan Sánchez S y J. Luna Martínez.** 1994. Aplicación de la Técnica de cultivo *in vitro* de tejidos para la propagación de las especies *Echinocereus delaetii* y *Pelecypora aselliformis*. Primer congreso Nacional de Biotecnología Agropecuaria y Forestal. México D.F 65pp.

**Cortés, C., Sánchez, J., Alvarado, M., Almanza, L. y Fraire, S.** 2008. Establecimiento de un sistema de micropropagación de *Peniosereus greggii* (Engelml.) Britton & Rose, especie de cactácea en peligro de extinción. Revista Investigación Científica 4(2): 1-7

**Cuéllar, L., Morales, M. y Treviño, J.** 2006. La Germinación *in vitro* una Alternativa para obtener explantes en Cactáceas. Depto. de biología celular y genética, Fac. De Ciencias Biológicas UANL.

**Dixon, R. A., González., R.A.** (1996) Plant cell cultura. A practical approach. Ed. IRL Press, Oxford. 2da. Edition.127 Pp.

**Domínguez, S. J. A. y S. J. A. Domínguez.** 1976. Aspectos químicos de las Cactáceas. **Cact. Suc. Mex.** XXI. 39-47.

**Fitz, M. W. A. y E. F. Anderson.** 1997. México. En: Oldfield, S. (Ed.). Status Survey and Conservation Action Plan. Cactus and Succulent Plants. UICN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK. 89-99.

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

**Guzmán, U., S. Arias y P. Dávila.** 2003. Catálogo de cactáceas mexicanas. UNAM-CONABIO. México. 315.

**Hernández, H. M. y A. H. Godínez.** 1994. Contribución al conocimiento de las cactáceas Mexicanas Amenazadas. Acta Botánica Mexicana 26: 33-52.

- Hernández H. M., C. Gómez-Hinostrosa y B. Goettsch.** 2004. Checklist of Chihuahuan Desert Cactaceae. *Harvard papers in Botany* 9(1): 51-68.
- Hernández, H. M.** 2006. *La vida en los desiertos mexicanos*. Fondo de cultura Económica. México, D. F. 188.
- Hunt, D.** 2006. *The New Cactus Lexicon. Descriptions & Illustrations of The Cactus Family*. Compiles and edited by members or the International Cactaceae Systematic Group. England Editorial. 373 p.
- Landrum, J. M.** 2002. Four succulent families and 40 million year of evolution and adaptation to xeric environments: What can stem and leaf anatomical characters tell us about their phylogeny? *Taxon* 51: 463-473.
- Murashige, T. y F. Skoog.** 1962. A revised medium for rapid growth and bio assays with Tobacco tissue cultures. *Physiologia Plantarum*. 15: 473-497.
- Roca, W. y L. Mroginski.** 1991. Establecimiento de un laboratorio para el cultivo de tejidos vegetales. En: *Cultivo de tejidos en la agricultura: Fundamentos y aplicaciones*. CIAT, Centro Internacional de Agricultura Tropical. Cali, Colombia. 1: 1-17.
- Rojas, M.** 1995. Estudios sobre la germinación de cactáceas del Valle de Zapotitlán de las Salinas, Puebla. Tesis M. en C. Facultad de Ciencias. UNAM. 114 p.
- Rojas, S., M. Alarcón, J. García.** 2004. Propagación asexual de plantas: conceptos básicos y experiencias en especies amazónicas. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria. 55 Pp.
- Rzedowski, J.** 2006. *Vegetación de México*. 1ra. Edición digital, Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México, 504 Pp.
- Sánchez, M. H.** 1987. Observaciones sobre el estado de conservación de doce especies de cactáceas amenazadas del noreste de México. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*. XXXII. 3: 61-71
- SEMARNAT.** 2010. NORMA Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-2010. Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Anexo Normativo II.

<http://www.ine.gob.mx>  
normas/rec\_nat/no\_059a2g.html. (4/Marzo/2015).

ueajei/publicaciones

- Villaseñor J. L.** 2003. Diversidad y Distribución de las Magnoliophyta de México. *Interciencia*. 28(3): 1-9.
- Villavicencio G., E. E.** 2011. Tecnología para la micropropagación y producción *in vitro* de cactáceas ornamentales amenazadas de extinción. Ficha Tecnológica de Transferencia. Campo Experimental Saltillo CIRNE-INIFAP, Saltillo Coahuila, México, (inédito). P. 13
- Villavicencio G., E. E., A. Arredondo G., M. A. Carranza P., O. Mares A., S. Comparan S., A. González C.** 2010 Cactáceas ornamentales del desierto Chihuahuense que se distribuyen en Coahuila, San Luis Potosí y Nuevo León, México. Libro técnico No. 2 ISBN: 978-607-425-473-0 Campo Experimental Saltillo CIRNE-INIFAP, Saltillo Coahuila, México, 345 p.
- Villavicencio G., E. E.; A. Cano P. y A. Juárez S.** 2009. Micropropagación producción de plantas del bonete o birrete de obispo, cactácea ornamental amenazada de extinción del desierto Chihuahuense. Campo Experimental Saltillo. INIFAP-CIRNE. Folleto Técnico Núm. 39. ISBN 978-607-425-130-2 Coahuila, México. 42 p.
- Villavicencio G., E. E.; A. Cano P.; I. H. Almeyda L. y M. A. Arellano G.** 2006. Nueva técnica para la producción comercial del bonete o birrete de obispo (*Astrophytum myriostigma* Lem.) Cactácea ornamental del desierto Chihuahuense. INIFAP-CIRNE. Campo Experimental Saltillo. Folleto para productores Núm. 12. ISBN 970-43-0118-9 Coahuila, México. 10 p.
- Vovides A., P.** 1981. Lista Preliminar de Plantas Mexicanas Raras o en Peligro de Extinción. Instituto Nacional de Investigaciones Sobre Recursos Bióticos, (INIREB): Vol. 6 No. 2, Jalapa Veracruz, México. 219-228 p.

