

15
2ej



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

GERMINACION DE *Astrophytum myriostigma* Lemaire
EN RELACION CON LA DISPONIBILIDAD DE LUZ,
LUGAR DE PROCEDENCIA Y REGULADORES
DE CRECIMIENTO

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
B I O L O G A
P R E S E N T A

SANDRA DEL ROSARIO BERISTAIN MANTEROLA



DIRECTOR: ING. AGRON. FRANCISCO CAMACHO MORFIN

MEXICO, D. F. CIENCIAS
SECRETARIA GENERAL

1997

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

M. en C. Virginia Abrín Batule
Jefe de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo de Tesis:

"GERMINACION DE *Astrophytum myriostigma* Lemaire EN RELACION CON LA
DISPONIBILIDAD DE LUZ, LUGAR DE PROCEDENCIA Y REGULADORES DE CRECIMIENTO"
realizado por Beristáin Manterola Sandra del Rosario

con número de cuenta 8508654-0 , pasante de la carrera de Biología

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis

Propietario Ing. Agr. Francisco Gamacho Morfín

Propietario M. en C. Martha Juana Martínez Gordillo

Propietario M. en C. Susana Valencia Avalos

Suplente M. en C. Enrique Ortiz Bermúdez Enrique Ortiz B.

Suplente *Epa. Morales V.*
Ing. Agr. Guadalupe Morales Vidal

Consejo Departamental de Biología

M. EN C. ALEJANDRO MARTINEZ MENA

DEDICATORIA

Agradezco a:

Dios, por todo lo que me ha dado en la vida.

A mis padres: Agustín y Esperanza, que me dieron la vida y con ello la posibilidad de lograr mis metas y de seguir luchando para alcanzar nobles ideales.

A mis hermanos: Rosalía, Germán, Verónica, Daniel, Miriam, Evelyn y Adán, por sus estímulos y apoyos que me han brindado para salir adelante.

En especial esta tesis la dedico a un gran hombre, que con su apoyo, paciencia y consejos, han logrado que esta se vea concluida.

Para ti Germán, te deseo lo mejor de la vida

A mis mascotas, que representan a todos lo animales del mundo, que son seres vivos que merecen cariño y respeto: Winnie, Poppy, Coki y Siamesita².

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional Autónoma de México y en especial a la Facultad de Ciencias por sus enseñanzas recibidas.

Al Ing. Agron. Francisco Camacho Morfín, por su gran paciencia y acertada dirección que dedico a mi trabajo y a mi persona durante su realización. Ya que más que director, es un gran amigo.

A la Biol. Martha Juana Martínez Gordillo, por sus enseñanzas y su apoyo para la revisión de esta tesis.

A la Biol. Susana Valencia Avalos, por su valiosa colaboración en la revisión de esta tesis.

Al M. en C. Enrique Ortiz Bermudez, por los momentos compartidos como compañeros de estudio y por su apoyo en la revisión de este trabajo.

A mis Maestros de la Carrera, por todos sus conocimientos brindados y los beneficios que de ellos recibo.

Al Sr. Jorge Saldivar, encargado del área de computo en el Jardín Botánico de la UNAM, por su apoyo y ayuda incondicional para la realización y mejora de este trabajo.

A todos mis amigos y amigas que he conocido a lo largo de mi vida. Por los momentos que hemos compartido y por los estímulos brindados.

A todas las personas que de alguna u otra manera han contribuido para que este trabajo se vea concluido.

'El que persevera alcanza, el caso es no rendirse'

INDICE GENERAL

1. RESUMEN	1
2. INTRODUCCION	2
3. OBJETIVOS	6
3.1. Objetivo general	6
3.2. Objetivos específicos	6
4. ANTECEDENTES	7
4.1. Familia Cactaceae	7
4.1.1. Subfamilias.....	8
4.1.2. Tribu Notocactae.....	10
4.2. Aspectos botánicos referentes al Bonete de Obispo (<i>Astrophytum myriostigma</i> Lemaire)	10
4.2.1. Clasificación Botánica.....	10
4.2.2. Origen.....	11
4.2.3. Descripción.....	11
4.2.4. Distribución.....	15
4.2.5. Clima.....	15
4.2.6. Suelos.....	15
4.2.7. Tipos de vegetación.....	15
4.2.8. Fenología.....	15
4.3. Propagación de cactáceas	16
4.3.1. División de matas.....	16
4.3.2. Propagación por estacas.....	16

4.3.3. Propagación por injerto.....	17
4.3.4. Propagación por cultivo de tejidos.....	18
4.3.5. Propagación por semillas.....	18
4.4. Germinación.....	23
4.4.1. Definición.....	23
4.4.2. Efecto de la luz sobre la germinación.....	24
4.4.3. Efectos de las características de la luz sobre la germinación.....	25
4.4.4. Dormición secundaria.....	26
4.4.5. Uso de fitorreguladores para estimular la germinación	27
4.4.6. Métodos para la aplicación de fitorreguladores.....	28
4.4.7. Efecto de las procedencias en la germinación.....	29
4.5. Propagación de <i>Astrophytum myrtilloides</i>	31
5. MATERIAL Y METODOS.....	33
5.1. Material biológico.....	33
5.2. Variables experimentales evaluadas.....	33
5.3. Tratamientos.....	36
5.4. Unidad Experimental.....	36
5.5. Condiciones de incubación.....	37
5.6. Condiciones de iluminación.....	37
5.7. Preparación de las soluciones de fitorreguladores.....	37
5.8. Evaluación del experimento.....	38
5.8.1. Toma de datos.....	38
5.8.2. Análisis gráfico.....	38
5.8.3. Cálculo de índices para evaluar la emergencia.....	39

5.8.4. Análisis estadístico.....	42
6.-RESULTADOS	43
6.1. Análisis gráfico.....	43
6.2. Efecto de transformaciones sobre la homogeneidad de varianzas de las variables de respuesta.....	46
6.3. Significancias observadas en los análisis de varianza.....	47
6.4. Interacción entre la iluminación y los fitoreguladores.....	48
6.5. Efecto de la procedencia de las semillas en la germinación.....	49
6.6. Crecimiento de plántulas.....	50
7. DISCUSION	54
8. CONCLUSIONES	58
9. BIBLIOGRAFIA	59
10. ANEXOS	66
10.1. Sinonimias de <i>Astrophytum myriostigma</i>	66
10.2. Variedades de <i>Astrophytum myriostigma</i>	67
10.3. Características de las zonas de procedencia de <i>Astrophytum myriostigma</i>	68
10.4. Análisis de Varianza para todas las variables de respuesta.....	73
10.5. Tablas de las medias obtenidas para los tratamientos.....	76

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Modelo de control hormonal de la germinación.....	28
Cuadro 2. Procedencias de las semillas de <i>Astrophytum myriostigma</i>	33
Cuadro 3. Tratamientos aplicados a las semillas de <i>Astrophytum myriostigma</i>	36
Cuadro 4. Prueba de Bartlett para homogeneidad de varianzas.....	47
Cuadro 5. Probabilidad de obtener un valor de F, mayor o igual al observado en la germinación de <i>Astrophytum myriostigma</i> , en relación con los factores luz, reguladores de crecimiento y procedencia de la semilla (Significancia observada).....	48
Cuadro 6. Germinación de semillas de <i>Astrophytum myriostigma</i> , en relación con la disponibilidad de luz y la aplicación de fitorreguladores.....	49
Cuadro 7. Germinación de semillas de tres procedencias de <i>Astrophytum myriostigma</i>	50

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Morfología de <i>Astrophytum myriostigma</i>	14
Figura 2. Diagrama de flujo de la metodología empleada.....	34
Figura 3. Ubicación de los municipios donde se colectaron las semillas de <i>Astrophytum myriostigma</i> empleadas en el presente trabajo	35
Figura 4. Desarrollo de la germinación de semillas de <i>Astrophytum myriostigma</i> , procedentes de Ciudad del Maíz, S.L.P., incubadas a 25°C con 12 hrs de iluminación diaria en relación con la aplicación de reguladores de crecimiento.....	43
Figura 5. Desarrollo de la germinación a 25°C de <i>Astrophytum myriostigma</i> , de semillas procedentes de Cd. del Maíz, S.L.P., en relación con la disponibilidad de luz y a la aplicación de reguladores de crecimiento.....	44
Figura 6. Desarrollo de la germinación de semillas de <i>Astrophytum myriostigma</i> , procedentes de Villa Guadalupe, S.L.P., incubadas a 25°C con 12 hrs de iluminación diaria en relación con la aplicación de reguladores de crecimiento.....	44
Figura 7. Desarrollo de la germinación a 25°C de <i>Astrophytum myriostigma</i> , de semillas procedentes de Villa de Guadalupe, S.L.P., en relación con la disponibilidad de luz y a la aplicación de reguladores de crecimiento.....	45
Figura 8. Desarrollo de la germinación de semillas de <i>Astrophytum myriostigma</i> procedentes de Guadalcázar, S.L.P., incubadas a 25°C con 12 hrs de iluminación diaria en relación con la aplicación de reguladores de crecimiento.....	46
Figura 9. Desarrollo de la germinación a 25°C de <i>Astrophytum myriostigma</i> , de semillas procedentes de Guadalcázar, S.L.P., en relación con la disponibilidad de luz y a la aplicación de reguladores de crecimiento.....	46
Figura 10. Crecimiento de plántulas de <i>Astrophytum myriostigma</i> procedente de Ciudad del Maíz, S.L.P., 30 días después de la siembra de las semillas....	51
Figura 11. Crecimiento de plántulas de <i>Astrophytum myriostigma</i> procedente de Villa Guadalupe, S.L.P., 30 días después de la siembra de las semillas.....	52
Figura 12. Crecimiento de plántulas de <i>Astrophytum myriostigma</i> procedente de Guadalcázar, S.L.P., 30 días después de la siembra de las semillas.....	53

1. RESUMEN

El Bonete de Obispo (*Astrophytum myriostigma* Lemaire), es una cactácea mexicana amenazada en los sitios en que crece silvestre. Por su valor como planta ornamental se le colecta masivamente y los ejemplares obtenidos se comercializan ilegalmente. Para evitar la desaparición de la especie en su habitat y aprovechar la demanda que tiene como ornamental es necesario producirla en viveros.

En el presente trabajo por medio de un experimento trifactorial se abordan los siguientes problemas: a) valorar el efecto de la presencia de luz en la germinación de *Astrophytum myriostigma*, b) determinar la importancia del lugar de procedencia de las semillas en el fotoblastismo germinativo de la especie, y c) evaluar el papel de los reguladores de crecimiento (giberelina (1000 ppm) y tiourea (2%)), como sustitutos de las exigencias de luz que tiene la especie para germinar.

Las siembras se efectuaron con tres procedencias de San Luis Potosí, México, en cajas de petri, con papel filtro como sustrato y la incubación se realizó a una temperatura constante de 25°C, la cual dispuso de iluminación fluorescente que permaneció encendida durante las 12 horas del día. En las unidades experimentales que se mantuvieron en obscuridad, la siembra consistió en efectuar primeramente el riego con las soluciones de fitoreguladores correspondientes, después colocar las semillas e inmediatamente envolver las cajas con papel aluminio. Las cajas así dispuestas se descubrieron ocho días después de la siembra para permitir el acceso de la luz.

Todas las procedencias de *Astrophytum myriostigma* evaluadas, tuvieron una germinación rápida y completa cuando se incubaron con iluminación y se regaron con agua. La germinación se inició a los tres días y empezó a estabilizarse a los ocho, alcanzando porcentajes cercanos al 100%. En las unidades experimentales que se mantuvieron en obscuridad, durante ocho días después de la siembra, prácticamente no se presentó germinación. Una vez que estas siembras se descubrieron a la luz, la germinación se inició a los 11 días. Los mejores resultados se obtuvieron cuando se regó con agua.

Los fitoreguladores aplicados, giberelina (1000 ppm) y tiourea (2%), no estimularon la germinación en ningún caso, debido a que produjeron porcentajes de germinación inferiores a los logrados en siembras regadas con agua, sobre todo en las siembras que se mantuvieron inicialmente en obscuridad. El mayor efecto negativo sobre la germinación se obtuvo con la aplicación de tiourea.

La disponibilidad de luz desde la siembra, eliminó el efecto negativo de la giberelina y tiourea sobre la germinación; la aplicación de estas sustancias no eliminó el fotoblastismo germinativo de las semillas del bonete de obispo.

2. INTRODUCCION

México es un país con una gran diversidad biológica ya que cuenta con un número estimable de especies de flora y fauna, principalmente por su amplia variedad de climas, topografía y suelos, así como a su posición geográfica, intermedia entre Norteamérica y Sudamérica, que pertenecen a las regiones biogeográficas Neártica y Neotropical respectivamente.

La flora mexicana se calcula en aproximadamente 22000 especies de plantas vasculares, está constituida por elementos boreales, meridionales y endémicos, siendo los dos últimos de gran importancia en la composición florística del país, ya que a nivel de género y especie representan el 10 y el 52% respectivamente del total de la flora fanerogámica de México (Alvarez, 1991).

Dentro del gran número de especies endémicas se encuentran las cactáceas, originarias del continente americano y que se distribuyen desde Canadá hasta Argentina. México cuenta con la mayor riqueza de especies de cactáceas, aproximadamente entre 800 y 1000, las cuales se encuentran principalmente en las zonas áridas y semiáridas del norte y centro del país, donde su interacción con otras poblaciones es importante en la dinámica de las comunidades vegetales (Alvarez, 1991).

Una característica fundamental de las cactáceas, es su adaptación en los lugares secos y calientes. Asimismo han jugado un papel trascendental en la cultura de distintos grupos étnicos de México, en virtud de que han sido empleadas para la alimentación, para la curación de enfermedades, como materia prima para la construcción de viviendas y además como plantas de ornato. Incluso en el aspecto religioso algunas especies llegaron a ser consideradas plantas sagradas y en ocasiones elevadas a la categoría de dioses.

El uso ornamental de las cactáceas mexicanas se atribuye a su gran diversidad de formas de crecimiento y a la vistosidad de sus flores, siendo éstas las principales razones de la sobreexplotación y el comercio ilegal de las mismas. Coleccionistas de países como Holanda, Bélgica, Estados Unidos, Alemania, Inglaterra y Japón se interesan en ellas, por lo que familias de escasos recursos se dedican a colectarlas para luego venderlas a precios muy bajos. Este comercio ilegal ha provocado que muchas especies se encuentren en peligro de extinción (Alvarez, 1991; Mejorada, 1982; y Moreno, 1995).

Día a día, la amenaza a la sobrevivencia de las cactáceas en México crece de manera alarmante, la implacable destrucción de habitats naturales y las colectas excesivas y sin cuidado para propósitos comerciales son las causas principales. Pocos son los

mexicanos que aprecian su valor natural y enterados de las amenazas de extinción. La fuerte creencia popular de que las cactáceas son una molestia y que crecen en números infinitos representa una actitud que no favorece la conservación.

Tal vez uno de los problemas más difíciles confrontados por la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de la Fauna y de la Flora (CITES) en relación a las cactáceas de México, es que se dispone de poca información confiable sobre las áreas de distribución de las especies, densidad poblacional, los efectos de la destrucción de su habitat, así como de la colecta excesiva, todo lo cual hace imposible determinar el verdadero estado de muchas especies.

La única manera de valorar el verdadero estado biológico de cualquier especie es por medio de un sondeo de campo y estudios ecológicos, los cuales son necesarios urgentemente.

La falta de interés en la conservación de las cactáceas, se refleja también en que en nuestro país hay pocos viveros comerciales que produzcan plantas de esta familia, por lo que la gran demanda internacional se cubre con ejemplares obtenidos en el campo, tanto por colectores nacionales como por extranjeros; ambos empleando técnicas generalmente destructivas que devastan poblaciones enteras (Mateos, 1989).

Existen leyes federales que prohíben la recolección y exportación de cactáceas, salvo con un permiso expreso de la Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos (SARH), cuya concesión está muy restringida; sin embargo la falta de interés de las autoridades por hacer cumplir estas leyes, sumado a la expedición de numerosos permisos ilícitos de colecta y exportación por parte de agencias gubernamentales no autorizadas, facilita el saqueo de cactáceas (Mateos, 1989).

Lunas (1990), sugiere los siguientes planteamientos, que aplicados en proyectos se podrían realizar en coordinación con universidades y secretarías:

- 1) Agilizar los tramites y la comunicación con los países, que en forma ilegal, importan cactáceas de México, con el propósito de que se pueda recibir un mayor número de cargamentos decomisados y destinarlos para su recuperación a los jardines botánicos o viveros reconocidos a nivel nacional, a través de la Secretaría del Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca (SEMARNAP) y la Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural (SAGAR), con apoyo de la Secretaría de Programación y Presupuesto (SPP).
- 2) Iniciar la elaboración de estadísticas sobre las exportaciones que se realizan desde México, en colaboración con la Secretaría de Comercio y Fomento Industrial (SECOFI) y la SEMARNAP.

3) Establecer un plan que contemple la recuperación y control de las especies afectadas, realizando un monitoreo continuo del comercio en el que participen tanto instituciones de gobierno como las universidades y que no se vea interrumpido por los procesos políticos sexenales del país.

4) Establecer el mercado de cactáceas silvestres mexicanas, sus potencialidades y costos actuales.

5) Buscar las factibilidades de mercado para la venta de especies propagadas.

6) Elaborar folletos sobre las especies protegidas por la CITES, en conjunto con la SECOFI, la SEMARNAP, la SAGAR y la Secretaría de Educación Pública (SEP), que estén dirigidos al personal de las aduanas ya que la falta de conocimiento ha propiciado que su exportación se realice con relativa facilidad.

7) Establecer en cooperación de asociaciones civiles, modelos de seguimiento y monitoreo de las actividades turísticas en las zonas más afectadas por las colectas, así como de las actividades de intermediarios y comerciantes.

8) Para establecer planes de recuperación, cualquiera que estos sean, es muy importante el evitar contradicciones entre los proyectos de investigadores, así como de las propuestas de los mismos y grupos interesados en la conservación. Tal vez una asociación no gubernamental podría coordinarlos.

9) Ubicar y conocer con precisión los viveros nacionales que exportan cactáceas, vigilando que se cumplan las disposiciones legales con el apoyo de la SAGAR y la SEMARNAP.

México no ha ratificado el CITES y ello es lamentable, dado que la indolencia imputable a las autoridades aduanales de E.U.A. es notable, pues a pesar de que ese país es miembro del CITES, las cactáceas saqueadas se ofrecen a la venta anunciadas como "colectadas en el campo" o de "importación", entre cuyas especies se encuentran algunas en peligro de extinción (Apéndice 1, CITES) (Mateos, 1989).

En las condiciones actuales de destrucción de la riqueza biológica, es indispensable utilizar todos los medios posibles para enfrentar el problema de desaparición de especies en su medio natural. Se tienen que desarrollar técnicas y tecnologías, tanto para producir cactáceas como para aprovechar de manera adecuada este recurso ignorado por muchos (Reyes, 1994).

De acuerdo con listados y estimaciones publicadas por investigadores nacionales y extranjeros, se calcula que existen

más de 20 géneros colectados extensamente, cuyas poblaciones están en franca declinación. Entre estos se encuentran especies de géneros monotípicos como, *Aztekium ritteri*, *Backebergia militaris* y *Strombocactus disciformis*, todas las especies de *Turbincarpus* y *Pelecypora* y algunas de las especies de los géneros *Ariocarpus*, *Astrophytum*, *Coryphanta* y *Mammillaria*, por mencionar sólo algunos (Lunas, 1990; y Sánchez, 1982).

El Bonete de Obispo (*Astrophytum myriostigma*), es una cactácea mexicana amenazada en los sitios en que crece silvestre, pues por su valor como planta ornamental se le colecta masivamente para comercializarla ilegalmente (Arredondo, 1994). Para evitar la desaparición de la especie en su habitat y aprovechar la demanda que tiene como ornamental, es necesario producirla en viveros (Arredondo y Camacho, 1995).

Por lo general las semillas de las cactáceas requieren de luz para germinar (Nobel, 1988), es decir, son fotoblásticas positivas (Orozco, 1989), aunque la luz en ocasiones se puede sustituir con la aplicación de reguladores de crecimiento como giberelina y tiourea (Camacho, 1994 a; y Segovia, 1986).

El presente trabajo aborda tres problemas: a) valorar el efecto de la presencia de luz en la germinación de *Astrophytum myriostigma*, b) determinar la importancia del lugar de procedencia de las semillas en el fotoblastismo germinativo de la especie, y c) evaluar el papel de los reguladores de crecimiento (giberelina y tiourea), como sustitutos de las exigencias de luz que tiene la especie para germinar.

Para abarcar los problemas en las semillas empleadas, se realizó un experimento trifactorial descrito en el presente trabajo, el cual se desarrollo en el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias (INIFAP).

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo general

Evaluar la respuesta germinativa a la aplicación de luz y fitorreguladores en las semillas de tres distintas procedencias del Bonete de Obispo (*Astrophytum myriostigma* Lemaire).

3.2. Objetivos específicos

- Determinar si la luz es un factor necesario para que se realice la germinación del Bonete de Obispo.
- Determinar la respuesta germinativa con la aplicación de ácido giberélico y tiourea en condiciones de luz y oscuridad.
- Analizar el efecto de la procedencia de las semillas sobre la germinación.
- Evaluar la interacción existente entre los factores luz, reguladores de crecimiento y procedencia, sobre la germinación del Bonete de Obispo.

4. ANTECEDENTES

4.1. Familia Cactaceae

En general se acepta que las cactáceas son originarias del continente americano y según Buxbaum (1950), provienen de formas ancestrales del Caribe las cuales emigraron hacia el noroeste (Anaya, 1986).

La familia está formada por plantas perennes, suculentas, con distintos hábitos, generalmente espinosas y caracterizadas por la presencia de aréolas, órganos peculiares equivalentes a las yemas axilares de las demás dicotiledóneas (Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978; y Barthlott, 1979).

Las aréolas están situadas en las axilas de las hojas o en sus primordios cuando éstas faltan, actúan como yemas produciendo ramas, flores, pelos y glándulas, aunque su característica principal es la de producir espinas relativamente largas y poco numerosas; junto con estas últimas pueden estar presentes las glóquidas, que en México se denominan "ajuates", las cuales son tricomas con pequeñas púas apicales retrorsas, que se visualizan como espinas pequeñas dispuestas en cojinetes (Font Quer, 1985; Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978; y Fahn, 1989).

En la familia Cactaceae las hojas están reducidas a escamas pequeñas o a primordios anatómicos, sólo se encuentran bien desarrolladas en los géneros *Pereskia*, *Peresklopsis* y *Quiabentia*, en donde son grandes, aplanadas y carnosas; en tanto que en el género *Opuntia* son pequeñas, subuladas y caducas (Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978).

En casi todas las cactáceas las espinas son sólo un vestigio de hoja de la cual derivan, son estructuras desarrolladas de la misma o de una parte de ella; tienen tamaños, formas, consistencias, colores y disposición que varían en cada especie y a veces se presenta una vaina más o menos definida (Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978; y Schuster, 1990).

Los tallos de las cactáceas son suculentos y en general de color verde, dado que almacenan grandes cantidades de agua y son los encargados de realizar la fotosíntesis. Hay géneros como *Opuntia*, en que el tallo se divide en artículos o pencas aplanadas (cladodios), que son ramas modificadas que hacen las funciones de las hojas (Font Quer, 1985; Gola, Negri y Cappelletti, 1959).

Las flores de las cactáceas son casi siempre solitarias, a veces en inflorescencias, de colores variables, diurnas o nocturnas. El eje de la flor es axial pues lleva como el tallo, aréolas y escamas en espiral que pasan a ser, por transición

gradual, los segmentos del perianto, los cuales son libres y de colores variados. El receptáculo es corto o largo, tubular, infundibuliforme o campanular; en su interior y en su base está la cámara nectarial, hallándose los estambres en las paredes del receptáculo con desarrollo centrifugo, largos o cortos. El ovario está integrado por varios carpelos que se unen para dar lugar a una sola cavidad. Los óvulos son casi siempre numerosos, campilótropos, anátropos, funiculos a veces ramificados y frecuentemente ensanchados en un arilo (Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978; y Schuster, 1990).

El fruto puede ser seco o jugoso, dehiscente o indehiscente, con numerosas semillas y el pericarpio está cubierto con frecuencia de aréolas y escamas (Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978).

Las semillas tienen un embrión curvo o recto, con dos cotiledones bien desarrollados o muy reducidos. La testa es café, bayo clara, lisa, foveolada, tuberculada o reticulada. El endospermo puede faltar en las semillas maduras o estar reducido a una capa delgada. El perispermo, tejido de reserva de origen nucelar, puede encontrarse desarrollado o estar ausente (Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978; y Engelman, 1960).

4.1.1. Subfamilias

Se han elaborado diversas clasificaciones para la familia Cactaceae, las cuales están basadas en la morfología externa de las plantas, a excepción del sistema de clasificación de Buxbaum, que se fundamenta en los estudios de anatomía comparada y es la más utilizada en la actualidad.

La familia Cactaceae se divide en las tres subfamilias siguientes (Anaya, 1986; y Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978):

a) Subfamilia Pereskioideae: plantas con hábitos arbustivos y arbóreos semejantes a las demás dicotiledóneas, aunque los tallos, ramas y hojas son algo suculentas; las aréolas llevan espinas pero no glóquidas; las flores son más o menos pedunculadas, simples o en inflorescencias; el pericarpelo cuenta con brácteas; los óvulos poseen funiculos cortos; las semillas presentan una testa delgada, frágil y negra.

b) Subfamilia Opuntioideae: cactáceas arborescentes, arbustivas y hasta rastreras, con tallos cilíndricos, claviformes, casi globosos o en cladodios, ramas aplanadas y discoides o también llamados pencas, más o menos ramificados. Las hojas son caducas con limbo pequeño y cilíndrico-subulado; las aréolas circulares hasta elípticas, con fieltro, pelos, glóquidas y espinas, estas últimas son más o menos largas y delgadas, o a veces con vaina papirácea; las flores diurnas o vespertinas,

sésiles, una en cada aréola; el ovario es infero; el pericarpelo presenta podarios más o menos prominentes, con aréolas que llevan glóquidas y en ocasiones espinas; el receptáculo es corto; el perianto rotáceo y regular; el fruto es seco o carnoso, a veces prolifero; las semillas son de color lino o negras, discoides, con arilo muy duro y globosas; el embrión es curvo con cotiledones grandes y perispermo bien desarrollado.

c) Subfamilia Cereoideae: las plantas que la integran pueden ser desde muy pequeñas hasta arborescentes terrestres o epifitas; sus tallos están integrados por un solo eje o ramificados, los cuales pueden ser globosos, oblongos, cilíndricos o en cladodios. Asimismo el tallo presenta partes salientes llamadas aristas, que frecuentemente están coronadas por las costillas, el espacio comprendido entre dos aristas se le denomina surco. El limbo de la hoja se atrofia hasta estar representado por vestigios primordiales como una escama; en cambio, la base se hipertrofia en un podario prominente que aislado constituye el tubérculo, y asociado con otros en hileras longitudinales, integran las costillas, las cuales se visualizan como filas de aréolas; estas últimas, aunque no presentan vainas ni glóquidas, pueden estar provistas o no de lana, pelos, cerdas o espinas casi siempre presentes, con estructura, forma, color y disposición variadas.

Las flores son diurnas o nocturnas, generalmente una en cada aréola, son sésiles con simetría radial o zigomorfa y de tamaño variado; el pericarpelo tiene podarios o tubérculos que son la base hipertrofiada de las hojas y se pueden ordenar en series espiraladas y acropetas. En las plantas ya desarrolladas los tubérculos más viejos se encuentran en la base del tallo, en tanto que los de reciente formación están en el ápice, y en la parte superior de estos órganos se hallan las aréolas más o menos numerosas, con o sin escamas; cuando las hay, éstas poseen lana, pelos o espinas. El tubo receptacular es largo o muy corto, cuando es largo es infundibuliforme, campanulado o tubular, con o sin podarios, estos a veces decurrentes pudiendo presentar o no escamas o brácteas; los segmentos del perianto son más o menos grandes, desnudos o con aréolas a veces caducas, con o sin lana, pelos y espinas. Las semillas son generalmente pequeñas, con testa negra o morena y con ornamentaciones variadas; los cotiledones son por lo regular pequeños, a veces grandes y foliados, con o sin endospermo.

La especie en estudio pertenece a esta subfamilia que a su vez se subdivide en cinco tribus: Hylocereae, Pachycereae, Echinocereae, Echinocactae (Cactaeae) y Notocactae en la cual se encuentra el género *Astrophytum* (Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978; Britton y Rose, 1919-1923; y Haustein, 1986).

Con el fin de lograr una mejor comprensión de la morfología de la especie trabajada, se presenta una breve descripción de la tribu.

4.1.2. Tribu Notocacteeae

Está integrada por plantas de tallos simples o ramificados desde la base, globosos hasta globoso-aplanados, o columnares; provistos de costillas más o menos tuberculadas, con aréolas en el ápice de los tubérculos; con una o varias flores en la misma aréola, dispuestas en un pseudocefalio o cefalio terminal; el pericarpelo y el receptáculo presentan escamas lanosas o pilosas; las aréolas floríferas pueden o no producir espinas; el receptáculo es campanulado hasta infundibuliforme; los estambres están distribuidos uniformemente desde el anillo nectarial, que es angosto y corto, hasta el ápice del tubo receptacular; las semillas son de forma variable, con testa verrucosa donde los tubérculos tienen forma de espina, y cuando están aplanados dan a la testa una apariencia lisa.

4.2. Aspectos botánicos referentes al Bonete de Obispo (*Astrophytum myriostigma* Lemaire)

4.2.1. Clasificación Botánica

Con base en lo presentado en la sección 4.1., la ubicación taxonómica de la especie en estudio es la siguiente (Anaya, 1986; y Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978):

Reino	Vegetal
División	Embriophyta
Subdivisión	Angiospermae
Clase	Dicotyledoneae
Orden	Cactales
Familia	Cactaceae
Subfamilia	Cereoideae
Tribu	Notocacteeae
Género	<i>Astrophytum</i>
Especie	<i>Astrophytum myriostigma</i> Lemaire
Sinonimias	Ver Anexo 1

Originalmente esta especie fue clasificada en 1845 dentro de la tribu Echinocactaceae por Salm-Dyck, pero debido a que sus flores y semillas son parecidas a las del género *Frailea*, fue transferido por Buxbaum a la tribu Notocacteeae. El nombre original dado a la especie fue *Cereus cachicochi*, sin embargo la ausencia de espinas, su forma y otras características, hicieron que el belga Charles Lemaire (1868) creara el género *Astrophytum* y le diera el nombre científico de *Astrophytum myriostigma*, aunque no

fue hasta 1922 que se estableciera definitivamente con este nombre por Britton y Rose (Anaya, 1986). Por esta razón en el nombre científico queda acentuada la autoría de Lemaire.

De esta especie se han descrito 6 diferentes variedades según Anaya (1986): *coahuilensis*, *potosina*, *tamaulipensis*, *quadricostata* (o var. *tetragona*), *columnaris* y *nuda* (Anexo 2).

Otras especies comprendidas dentro del género *Astrophytum* son: *A. Asterias*, *A. capricorne* y *A. ornatum* (Martin, 1963; Hajek, 1977; Bernhard, 1987; Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978; y Mateos, 1989).

Astrophytum myriostigma, es conocida en su área de distribución como "Peyote Cimarrón" y "Bonete" (Durango), "Mitra" (San Luis Potosí y Monterrey), "Birrete de Obispo" (Coahuila), pero en la mayoría de la información bibliográfica se le da el nombre de "Bonete de Obispo" en alusión a la forma que presenta (Anaya, 1986).

4.2.2. Origen

Astrophytum myriostigma, es originaria del noreste del país y fue descubierta en los cerros de la Hacienda de San Lázaro, al noroeste de San Luis Potosí, por Galeotti en 1837, quien le diera el nombre científico de *Cereus cachicochi*, cuyo significado en griego es estrella de mar; posteriormente Charles Lemaire le dió el nombre de *Astrophytum myriostigma*, donde *Astrophytum* significa estrella y *myriostigma* se refiere a sus escamas pilosas que le dan el color gris blanquecino (Anaya, 1986; y Martin, 1963).

4.2.3. Descripción

Forma (Figura 1F): la planta completa presenta dos partes claramente diferenciadas: el tallo y la raíz; el primero tiene una forma más o menos esférica, en tanto que la raíz es pivotante. La parte aérea puede alcanzar 60 cm de altura y muchos especímenes vistos en colecciones son casi globulares en su forma y tienen 10 cm de diámetro. La planta es poco espinosa y está cubierta por pequeños puntos o manchas blancas (Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978; y Weightman, 1970).

El tallo tiene el ápice ligeramente hundido y longitudinalmente presenta de 4 a 10 costillas (Fahn, 1989; Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978; y Arias, 1989).

Los cambios geológicos climáticos y varios otros mecanismos de selección han producido tres grupos conformacionales de *Astrophytum myriostigma*, éstas son las del sureste denominadas "Potosinas", las "Jaumaves" que se encuentran en el noreste y las "Columnares", que se hallan entre las dos áreas antes mencionadas.

En los diferentes hábitats, las poblaciones han evolucionado con una tendencia hacia la reducción de las manchas (Hook, 1990).

El crecimiento de las "Potosinas" se da más a lo ancho que a lo alto cuando son jóvenes; mientras que las "Jaumaves" crecen a lo alto en edad temprana. Ambas a menudo presentan al brotar costillas extras, pero sólo las últimas muestran una tendencia a retener su forma juvenil de 4 costillas. Las "Columnares" son muy distintas a las anteriores, cuando son jóvenes presentan un mayor número de costillas, a menudo seis o más, además la característica de que las plántulas poseen una forma de gota invertida (Hook, 1990).

El tejido epidérmico del tallo está formado por 3 ó 4 capas de paredes fuertemente cutinizadas, las que se agrupan formando papilas uniformemente distribuidas y entre las que hay borlas diminutas de pelos o escamas cuya función parece ser la de absorber el agua de la atmósfera. Estas pequeñas escamas lanosas de color blanco son las que le dan a la planta la apariencia grisácea, pero pueden estar ausentes como en la variedad nuda. Debajo de la epidermis existe una capa de células que constituye la hipodermis en donde se encuentran inclusiones cristalinas de oxalato de calcio (Anaya, 1986).

La capa adyacente al sistema tegumentario es el tejido colenquimatoso y en *Astrophytum myriostigma* forma un verdadero exoesqueleto que le da la consistencia y solidez al tallo (Anaya, 1986).

Aréolas: dispuestas a todo lo largo del filo de cada costilla, de 10 a 15 mm distantes entre si; son circulares, lanosas y de color pardusco (Anaya, 1986; Rod y Ken, 1991).

Escamas: toda la planta está cubierta por muy pequeñas escamas lanosas de color blanco, sólo en raras ocasiones se encuentra desprovista de ellas.

Costillas: generalmente presenta 5, aunque se han observado 4, 6, 8 y hasta 10 de ellas. Las costillas son anchas y sus aristas varían desde muy agudas hasta ligeramente redondeadas con un surco bien marcado (Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978; y Arias, 1989). En algunos casos las costillas se bifurcan dando origen a las llamadas "costillas extras" (Hook, 1990).

Flor (Figura 1A, 1B): tiene un tamaño de 4 a 6 cm, crece en el centro de la planta y es amarilla con lustre sedoso por la parte interna. Los segmentos externos del perianto son angostos con las puntas oscuras, mientras que los internos son oblongos; los filamentos y los estilos son amarillos, el ovario es escamoso y el estigma presenta 7 lóbulos amarillos. La cavidad del ovario es grande y los rudimentos seminales presentan funículos ramificados (Arias, 1989; y Anaya, 1986).

Frutos: son verdes, globosos, gruesos, espinosos, secos, con dehiscencia apical y en forma de estrella una vez abiertas (Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978; y Arias, 1989).

Semillas (Figura 1C): son naviculares o de forma abarquillada color negro, brillantes, suaves, de 3 mm de longitud y 2 mm de espesor, el hilio es muy amplio y cóncavo, constituido por células con paredes engrosadas; el micropilo está ubicado en el borde de la cápsula hilar (Anaya, 1986; Arias, 1989; Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978; y Engelman, 1960).

Aunque la mayor parte del endospermo es digerido durante el desarrollo de la semilla por el crecimiento del embrión, este tejido nutritivo prevalece en la semilla madura como una capa delgada, la cual generalmente forma una envoltura sobre la radícula que se extiende hasta los cotiledones (Engelman, 1960). El perispermo, es decir el tejido nucelar de reserva que se mantiene en algunas cactáceas (Anaya, 1986; Arias, 1989, Bravo y Sánchez-Mejorada, 1978; y Engelman, 1960), según Font Quer (1985), puede existir en ellas como tejido nutricio único.

La semilla madura de *Astrophytum myriostigma* (Figura 1D, 1E), está compuesta en su mayor parte por el embrión, el cual a su vez está constituido básicamente por el hipocotilo. Los cotiledones como en otras plantas de la subfamilia Cereoideae son pequeños. No se presentan primordios secundarios de hojas que rodeen al poco diferenciado brote apical, en cambio el extremo correspondiente a la raíz se encuentra bien diferenciado (Engelman, 1960).

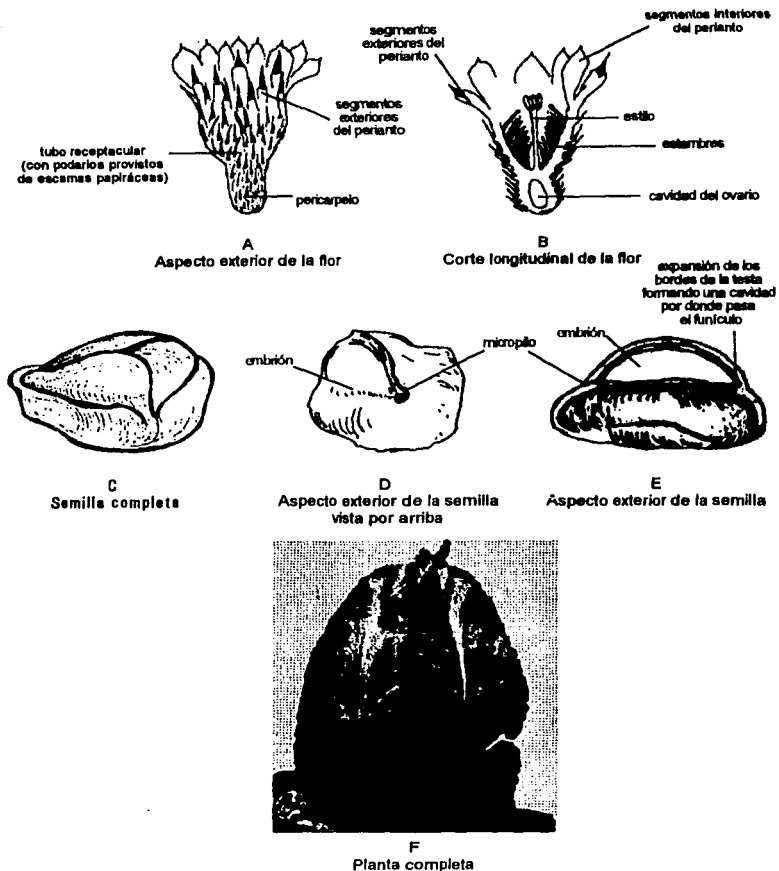


Figura 1.- Morfología de *Astrophytum myriostigma*: A, B, C y D son esquemas redibujados a partir de Bravo-Hollis y Sánchez-Mejorada (1978).; E, redibujado de Buxbaum (1950); F. Foto de Salvador Arias.

4.2.4. Distribución

Las cactáceas se distribuyen desde el Estado de Alberta y Columbia Británica en Canadá a los 53° de latitud norte hasta Patagonia en Argentina a los 50° de latitud sur (Anaya, 1986).

Las especies del género *Astrophytum*, son básicamente de México y dado que en nuestro país se encuentra el mayor número de especies de cactáceas se le ha dado el nombre de "Hogar de los cactáceas". Esto se debe principalmente a sus características geográficas, topográficas y a sus climas variados (Anaya, 1986).

Las especies de *Astrophytum* se distribuyen básicamente en el norte del país en su porción centro-este en los estados de San Luis Potosí, Coahuila, Tamaulipas, Chihuahua, Durango e Hidalgo, en la región conocida como el Altiplano mexicano y delimitada en forma general por las principales serranías: Sierra Madre Oriental, Sierra Madre Occidental y el Eje Volcánico Transversal (Arias, 1989; y Anaya, 1986).

4.2.5. Clima

Astrophytum myriostigma se encuentra hasta una altitud de 2500 msnm, en sitios con lluvias de verano con precipitación media anual de 400 a 600 mm (Anaya, 1986; y Arredondo, 1994).

4.2.6. Suelos

Esta planta se halla desde suelos franco arenosos hasta franco arcillosos, en sitios con calizas del cretácico inferior (Arredondo, 1994).

4.2.7. Tipos de vegetación

Astrophytum myriostigma forma parte de los matorrales rosetofoilo y submontano de las regiones donde se le encuentra (Arredondo, 1994). Esta especie generalmente crece entre las rocas, solitaria o algunas veces se le encuentra asociada con *Opuntia* (Anaya, 1986); también se le halla junto con algunas especies de *Echinocactus*, *Echinocereus*, *Ferocactus*, *Fouquieria splendens*, *Hechtia* y *Mammillaria*, las cuales forman parte de los matorrales xerófilos (Rzedowski, 1978; y Hoock, 1990).

4.2.8. Fenología

El evento conspicuo es la floración, la cual ocurre en los meses de abril a octubre (Anaya, 1986).

4.3. Propagación de cactáceas

La propagación de cactáceas mexicanas debe desarrollarse en nuestro país como una alternativa más para la conservación de la biodiversidad. Con esta actividad se estudiarían los requerimientos de cada especie, tanto en la germinación como en el crecimiento, el establecimiento y su adaptación.

Los métodos de propagación empleados son: por división de matas, estacas, injertos, cultivo de tejidos y mediante semillas (Reyes, 1994; Simerda, 1990; y Hartmann y Kester, 1987).

4.3.1. División de matas

En las cactáceas globosas se forman clones, los cuales están constituidos por hijuelos que se desarrollan desde la base de la planta. En este caso la propagación puede realizarse mediante la individualización de los brotes, que enraizan con facilidad (Hartmann y Kester, 1987; Reyes, 1990). El método es relativamente fácil, ya que consiste en desprender los hijuelos mediante la utilización de pinzas de panadero. Los géneros susceptibles de propagarse de esta manera son *Ancistrocactus*, *Astrophytum*, *Aztekium*, *Coryphantha*, *Echinocactus*, *Echinocereus*, *Epithelantha* y *Ferocactus*, entre otras (Reyes, 1990).

Antes de poner a enraizar los hijuelos, se deben dejar secar unos cuantos días para que cicatricen (subericen), las superficies cortadas (Hartmann y Kester, 1987).

Las ventajas de este método son obtener plantas resistentes y de rápido crecimiento, aunque hay desventajas, dadas por una parte por el número limitado de hijuelos disponibles y lo poco uniforme de sus tamaños (lo que dificulta su manejo homogéneo), y por otra parte las poblaciones carecen de variabilidad pues no hay recombinación genética, por lo que se considera un método poco útil para la propagación masiva y no es recomendable como medio principal para la conservación (Reyes, 1994).

4.3.2. Propagación por estacas

Los tallos de algunas cactáceas se pueden cortar en partes y hacerse enraizar como estacas. Antes de ponerlas a enraizar se deben dejar secar de dos a tres semanas para que cicatricen (subericen), las superficies cortadas (Hartmann y Kester, 1987).

Las estacas requieren poco cuidado durante el enraizamiento, es innecesario proporcionar una humedad atmosférica elevada y en cuanto al calentamiento del sustrato, aunque no es necesario, sí resulta benéfico (Hartmann y Kester, 1987).

Las ventajas de este método son la de obtener plantas resistentes, de tallas uniformes y de rápido crecimiento, además de que es muy útil para una propagación masiva. La desventaja es la poca variabilidad, ya que no hay recombinación genética y por lo tanto no es recomendable como medio principal para la conservación (Reyes, 1994).

4.3.3. Propagación por injerto

Este método consiste en unir porciones de dos plantas de la misma o de diferentes especies. La planta inferior es llamada patrón o portainjertos, que proporciona un sistema radicular fuerte a la planta superior denominada púa o injerto. Este método es conveniente realizarlo cuando las plantas están en pleno crecimiento (Reyes, 1994).

El método se ha usado para proporcionar un patrón resistente contra la pudrición a ciertas especies y obtener formas poco comunes. Por ejemplo, *Zigocactus truncatus*, que es el péndulo, se ha injertado a veces en los tallos erectos de *Pereskia aculeata*. Los injertos intergenéricos por lo general tienen éxito (Hartmann y Kester, 1987).

Esta forma de propagar es importante como un medio para acelerar el desarrollo o salvar plantas que han perdido el sistema radicular. También funciona para aprovechar la parte terminal de un ejemplar sano o de enraizamiento difícil y según Schuster (1990), los injertos incrementan la velocidad de crecimiento tanto en plántulas como en plantas jóvenes. Esta técnica se ha usado para plantas colgantes como, *Aporocactus*, *Epiphyllum* y *Rhyphsalis*, entre otras; además se ha utilizado para muchos géneros de crecimiento lento como *Ariocarpus*, *Aztekium*, *Pelecyphora*, *Obregonia*, *Strombocactus*, etc.

En términos generales la injertación consiste en tener un patrón o portainjertos ya enraizado, y sobre él y la púa se hacen los cortes para acoplarlos. La superficie cortada debe quedar totalmente lisa y horizontal, y el acoplamiento se hace con un ligero movimiento circular para evitar la formación de burbujas, en donde es importante que coincidan los cambias. El mucilago que producen, al ponerse en contacto púa y portainjerto, puede ser suficiente para sujetar ambas partes, aunque se pueden emplear ligas o puas para sostener el injerto en su lugar (Hartmann y Kester, 1987; Reyes, 1994). Los cortes para unir púa y portainjerto pueden ser: de caras planas, de cuña o de hendedura y de acoplamiento lateral; siendo la primer técnica la que más se emplea (Hartmann y Kester, 1987; Reyes, 1994).

Para garantizar que el método tenga éxito, es conveniente mantener los ejemplares injertados en un ambiente con una humedad

atmosférica relativamente alta, por lo que se acostumbra mantenerlos dentro de un invernadero hasta que cicatricen las heridas (Hartmann y Kester, 1987).

4.3.4. Propagación por cultivo de tejidos

Cuando la propagación por esqueje, injerto o semilla, no resulta satisfactorio, el cultivo de tejidos vegetales representa una alternativa. Este método consiste en la obtención de plantas completas a partir de porciones u órganos vegetales (meristemos, embriones, etc.) bajo condiciones asépticas; resultando de gran importancia para la propagación de cactáceas con fines comerciales, por la homogeneidad de los individuos, además de que se obtienen ejemplares libres de parásitos u otros organismos (Mateos, 1989; Anaya, 1986; y Reyes, 1994).

Las ventajas que se obtienen por este método son: la preservación de germoplasma, multiplicación clonal rápida, obtención de plantas libres de patógenos y la propagación en cualquier época del año; sin embargo, las desventajas que se pueden encontrar son, una difícil adaptación de las plantas al medio ambiente, además de que resulta ser un método sofisticado de propagación, por lo costoso de montar y mantener un laboratorio, así como la compra de reactivos (Reyes, 1994).

En *Astrophytum myriostigma*, la propagación por yemas axilares fue realizada por Vyskot y Jara (1984), la cual consistió básicamente en una estimulación hormonal del crecimiento y desarrollo de meristemos quiescentes in vitro, sobre un medio de cultivo de agar nutritivo, con la adición de bajas concentraciones de auxinas y citoquininas. Dicho método, según los autores, resultó exitoso para la obtención de nuevos tallos, lo cual promete una mayor estabilidad genética y uniformidad de las plantas clonadas.

4.3.5. Propagación por semillas

Las cactáceas se pueden propagar por semillas, aunque algunas de ellas germinan con lentitud. El problema de la propagación de cactáceas por semilla es que se requiere de condiciones precisas, ya que el porcentaje de germinación va a depender de la especie y edad de la semilla, así como de la temperatura, la humedad y las condiciones de luz (Anaya, 1986; y Godínez, 1991).

En condiciones adecuadas de luz y temperatura, las especies con semillas pequeñas tales como *Encephalocarpus*, *Strombocactus*, *Parodia*, *Turbiniacarpus*, *Coryphantha* y *Escobaria*, entre otras, presentan buena germinación en un lapso menor a las dos semanas, alcanzando porcentajes del 90 al 100%. En otras especies la

germinación puede ser problemática como *Pediocactus* y *Echinocactus*, en las que se han alcanzado porcentajes del 10 al 20% (Simerda, 1990).

Nobel (1988), menciona que la temperatura, en muchos casos, es la principal determinante de la germinación de los cactáceas; la temperatura óptima se encuentra en el intervalo de 17 a 34°C, con una media de 25°C. La germinación para cactáceas, se reduce en un 50% en promedio, con temperaturas 9°C arriba o por debajo de la óptima. Este autor menciona también que la disponibilidad de luz es una exigencia determinante de la germinación en muchas cactáceas. Lo anterior concuerda con lo encontrado por Alcorn y Kurtz (1959) y McDunough (1964) en *Carnegiea gigantea* y en *Lemaireocereus thurberi*, especies en las que la oscilación térmica no produjo un estímulo notable de la germinación, ni fue suficiente para eliminar el fotoblastismo positivo.

Mrinskii (1985), describió un método para lograr la germinación de las semillas de cactáceas, que consiste en incubarlas inicialmente a temperaturas de 14 a 16°C en un período de cinco a ocho días, condición que favorece la germinación en algunas especies y en las que no, permite la imbibición. Posteriormente, al incrementar la temperatura de 12 a 22°C, una porción de las semillas que no hayan germinado lo harán en el transcurso de dos a cuatro días. La etapa final consiste en someterlas a temperatura de 30 a 35°C, con lo que se espera que germinen las semillas remanentes en un lapso de dos a tres días. Añadiendo que con este método se han logrado germinaciones del 90 al 95% en el curso de 9 a 15 días.

Varios trabajos hacen notar la importancia que tiene la luz en la germinación de varias especies de cactáceas, como lo reporta Alcorn y Martín (1974), quien con suficiente luz obtuvo un porcentaje del 95% para *Cereus giganteus*. Por su parte Martínez (1983), al trabajar con *Stenocereus griseus* y Del Castillo (1986), al someter a *Ferocactus histrix*, ambas especies a condiciones de obscuridad, reportaron ausencia de la germinación; sin embargo López y Sánchez (1989); y Gómez y Romero (1989), lograron obtener alguna germinación en obscuridad, en *Stenocereus griseus*.

Hernández, et al. (1994), encontraron que las semillas de *Ferocactus hamacanthus*, *Mammillaria winteriae*, *Astekium ritterii*, *Escobaria runyonii*, *Echinocactus texensis* y *Wilcoxia poselgeri*, que no germinaron en la obscuridad, lo pudieron hacer cuando dispusieron de iluminación, alcanzando porcentajes similares a los obtenidos cuando dispusieron de luz desde el inicio de la incubación.

Se ha encontrado que la luz de color rojo estimula la germinación de los cactáceas, mientras que la luz rojo lejano la

inhibe, esto se ha observado en *Stenocereus griseus* (Hernández, 1983) y en *Cereus gigantea* (Alcorn y Kurtz, 1959; McDunough, 1964), así como en *Lemaireocereus thurberi* (McDunough, 1964).

En las últimas dos especies mencionadas en el párrafo anterior, es posible revertir el efecto estimulante de la luz roja, si inmediatamente se aplica luz rojo lejano, y el efecto inhibitorio de este color se anula si nuevamente se aplica luz roja. Esta reacción se pierde si se prolonga la exposición a la luz roja más allá de un límite que depende de la especie (Alcorn y Kurtz, 1959; y McDunough, 1964).

Maiti et al. (1994), expone que las variaciones en la ultraestructura de algunas especies de cactáceas está relacionada con la capacidad germinativa. Así también, el alto y rápido porcentaje de germinación se encuentra asociado con una testa delgada y la presencia de gránulos de almidón. Además que las semillas requieren de luz para germinar y esto lo relaciona a la actividad del fitocromo, en tanto que McDunough (1964), señala que el hilio actúa como un punto importante en la repuesta germinativa a la luz.

Los requerimientos de intensidad de luz y la duración del periodo iluminado para estimular la germinación en las cactáceas pueden ser bajos, como en el caso de *Carnegiea gigantea* y *Lemaireocereus thurberi*, en donde al tercer día, con 8 horas de fotoperiodo a 100 p-c, se obtuvo casi un 100% de germinación. Al reducir la intensidad luminosa a un céntimo de la anterior, envolviendo las cajas en papel seda, ocasionó que la germinación fuera de un 60% en tres días y de un 90% al quinto día.

En algunas especies la imbibición a oscuras puede inducir dormición secundaria. El tiempo de imbibición a oscuras de 15 minutos a 5 horas, redujo la sensibilidad a la luz en *Carnegiea gigantea*, y por lo tanto el porcentaje de germinación se fue reduciendo y cada vez se requirió de exposiciones más largas a la luz para que hubiera algo de germinación. Esta situación se revirtió con la exposición a fotoperiodos de 8 horas, alcanzándose casi el 100% de germinación, mientras en la imbibición a oscuras se tuvo menos del 60% con cualquier exposición a la luz. La reversión también se logró con ciclos de secado e imbibición con giberelina (1000 ppm), sobre todo con luz (McDunough, 1964).

En *Ferocactus peninsulæ*, las semillas incubadas por 10 días en oscuridad no tuvieron germinación. Cuando se quitó el papel aluminio que cubría las cajas, la germinación se inició tres días después bajo iluminación constante, transcurridos 19 días se logró un 14% de germinación, mientras que el testigo bajo iluminación constante obtuvo el 38% (Romero, et al. 1992).

La exposición a temperaturas superiores a los 35°C también puede inducir dormición secundaria, tanto en semillas secas como en semillas embebidas. En *Carnegiea gigantea* y en *Lemaireocereus thurberi* embebidas, que recibieron 30 minutos de luz roja, se encontró que al exponerlas posteriormente a temperaturas de 6 y 40°C, redujeron la germinación. Conforme se alargó la exposición de 0 a 48 horas el efecto supresor fue mayor a 40°C, especialmente en *Carnegiea gigantea*, mientras que *Lemaireocereus thurberi* soportó mejor la exposición a 40°C (McDunough, 1964).

Con exposiciones por 1 hora a 55°C, seguidas por 12 horas de imbibición a 25°C, hubo pérdida de la sensibilidad a la luz, se requirió de aplicar giberelina para tener más del 10% de germinación, y combinar la giberelina con luz para lograr más del 50% (McDunough, 1964).

En la mayoría de las cactáceas las semillas pueden permanecer viables por lapsos de 5 a 10 años, almacenadas con un contenido de humedad menor al 15% a temperaturas de 20 a 25°C y con una humedad relativa en la atmósfera del 80%; no obstante el almacenamiento en refrigeración a una temperatura de 8°C, es recomendable para prolongar la longevidad de las semillas; aunque algunas semillas de cactáceas pueden requerir de un período de almacenamiento en seco para alcanzar su máxima germinación (Reyes y Arias, 1995).

En cuanto a tratamientos para estimular la germinación de semillas de cactáceas, Nobel (1988) menciona que se ha encontrado que el remojo de las semillas en agua por lapsos de 12 a 72 horas pueden estimular la germinación.

En el caso de *Mammillaria carnea* y *Coryphantha calipensis*, Trujillo (1989), utilizó soluciones a base de nitratos para obtener una mejor germinación y en un período de tiempo más corto, pues estas soluciones actúan sustituyendo o complementando el efecto estimulante que tiene la luz. Corona y Chávez (1982) mencionan que la aplicación de nitrato de potasio al 0.2% durante 24 horas reduce el tiempo de germinación de *Echinocactus grandis*. En *Carnegiea gigantea* la aplicación de nitrato de potasio en dosis de 0.025 y 0.4% mejoró el efecto estimulante de la luz roja, produciendo una germinación mayor al 24%, superior al 15 y 10% se lograron después de imbibiciones de 24 y 28 horas, previas a la aplicación de una exposición de 30 minutos a la luz roja, en tanto que en la obscuridad no produjo un estímulo de la germinación (Alcorn y Kurtz, 1959).

Más adelante López y Sánchez (1989); y Gómez y Romero (1989), hicieron notar la importancia de la aplicación de ácido giberélico para sustituir la presencia de luz en la germinación de *Stenocereus griseus*, que se mantuvo en la obscuridad.

Borrego y Hernández (1986), mencionan que en las semillas del nopal el uso de ácido giberélico dio un valor mayor en la germinación. Muratalla, et al. (1990), evaluaron el efecto del ácido giberélico en *Opuntia amygdalae* para aumentar el porcentaje de germinación y los resultados obtenidos indicaron que se requiere de una mayor investigación en el empleo de esta sustancia como estimulante de la germinación.

En *Carnegiea gigantea* y en *Lemaireocereus thurberi*, la dosis óptima de ácido giberélico ha sido de 1000 ppm, no obstante se requiere de luz para obtener una buena germinación (Alcorn y Kurtz, 1959; McDunough, 1964). Al respecto de uso de hormonas para estimular la germinación se presenta más información en la sección 4.4.2.

En cuanto al efecto de la escarificación, Simerda (1990) menciona que en *Pediocactus* y *Echinocactus*, donde la germinación sin tratamiento fue del 10 al 20%, al hacer la remoción de la parte de la cubierta de la semilla que rodea el hilo se produjo una germinación que resultó exitosa del 70 al 90% en semillas que habían permanecido sin germinar por dos meses. El autor recomienda usar la escarificación básicamente en condiciones de siembra aseptica.

En *Carnegiea gigantea* y *Lemaireocereus thurberi*, la escarificación por abrasión o lijado no tuvo influencia sobre la germinación, en cambio la ruptura de la testa o su eliminación fueron completamente inhibitorios (McDunough, 1964).

En cuanto al uso de tratamientos de inmersión en ácido sulfúrico, Corona y Chávez (1982), lo emplearon para acortar el tiempo de germinación en *Echinocactus grandis*. En *Ferocactus peninsulæ* el tratamiento de inmersión en ácido sulfúrico al 0.5N por lapsos de 1 y 3 minutos, produjo una germinación superior a la del testigo, ya que se alcanzó aproximadamente un 60%, mientras que a los 14 días de incubación con inmersiones de 5 y 12 minutos el porcentaje se redujo a menos del 15%, ya que sin tratamiento y sin luz no se obtuvo germinación, en tanto que el testigo bajo iluminación constante alcanzó el 38% (Romero, et al. 1992).

La germinación de semillas de varias especies de *Opuntia* aumentó casi el 50%, después de pasar a través del tracto digestivo de conejos y/o del ganado (Nobel, 1988).

Un problema adicional que tiene la propagación de cactáceas por semilla es que las plántulas son fácilmente atacadas por los hongos, por lo que se ha recomendado sembrarlas directamente en sustrato estéril, previamente tratadas con fungicida. Es importante usar una mezcla estéril bien drenada, la que debe regarse con parquedad, sin dejar que se seque el medio (Hartmann y Kester, 1987; y Simerda, 1990).

El lento desarrollo de las plántulas obtenidas por semilla, es una de las mayores limitantes que tiene el uso de este método. Como ventaja es la conservación de las especies, ya que se obtiene una mayor variación genética que con el resto de los métodos. Las semillas se pueden obtener de cactáceas cultivadas, como producto de polinización natural o artificial (Reyes, 1994).

4.4. Germinación

4.4.1. Definición

La germinación es el proceso mediante el cual el embrión de la semilla adquiere el metabolismo necesario para reiniciar el crecimiento y transcribir las porciones del programa genético que lo convertirán en una planta adulta (Camacho, 1994 a; Cota, 1984).

Para que la germinación se realice son necesarias las siguientes condiciones:

a) Viabilidad: cualidad de una semilla de estar viva en un momento dado, lo cual a pesar de ser una condición necesaria para la germinación no implica que pueda realizarse. Conviene mencionar que en muchas especies la viabilidad se puede conservar aunque las semillas tengan bajos contenidos de humedad (menos de 10% del peso fresco), mientras que en algunas otras como los encinos y muchas especies de sitios cálido-húmedos la viabilidad se pierde cuando las semillas se secan a menos del 20% (Vázquez y Toledo, 1989; Vázquez, 1992; y Fearn, 1981).

b) Quiescencia: es el estado en que se encuentra una semilla cuyo embrión no inicia su crecimiento debido a que el medio ambiente se lo impide, básicamente por falta de agua y por bajas temperaturas (Vázquez y Toledo, 1989).

En muchas especies la dispersión de las semillas se realiza cuando estas se encuentran en quiescencia, debido al secado que ocurre en la maduración; en otras en las que la pérdida de la humedad no es tan drástica, la falta de germinación durante la dispersión se debe a bajas temperaturas. Por el contrario existen en la naturaleza algunas plantas como los mangles, cuyas semillas denominadas vivíparas, no pasan por una etapa de quiescencia, sino que germinan antes de liberarse de la planta madre y se dispersan como plántulas con capacidad fotosintética (Vázquez, 1992).

c) Ambiente adecuado para el proceso: para que la germinación pueda realizarse se requiere de suficiente humedad para que las semillas se embeban, una composición gaseosa similar a la de las primeras capas de la biosfera y una temperatura entre 10 y 30°C que permita el crecimiento vegetal (Camacho, 1994 a y

b). Cumplidas estas condiciones, una semilla quiescente o en quiescencia puede germinar en un intervalo amplio de condiciones ambientales.

d) Ausencia de dormancia: con esto se quiere decir que no existe un mecanismo fisiológico que impida la germinación en condiciones adecuadas para el crecimiento vegetal. Como dormancia o dormición, se define al estado en que se encuentra una semilla viable, que no germina aunque disponga de humedad para embeberse, así como de una mezcla de gases similar a la de las primeras capas de la biosfera y temperaturas entre 10 y 30°C. Si bien la ruptura de la dormición no constituye por sí misma germinación, si es un requisito necesario y previo. Es por ello que requerimientos especiales de luz, temperatura y composición gaseosa, son manifestaciones de bloqueos fisiológicos de la germinación (Camacho, 1994 a; y Rabenda, 1990).

Cuando las semillas se liberan de la planta, estas son esparcidas a ambientes muy heterogéneos, en los cuales pocos son los sitios que probablemente sean seguros, por lo que la dormición es un mecanismo retardante que previene la germinación en condiciones que pudieran ser inapropiadas para su establecimiento, pero mientras la semilla permanezca viable, existe la posibilidad de que pueda eventualmente encontrar un sitio más favorable (Fenner, 1985)

4.4.2. Efecto de la luz sobre la germinación

Aunque las semillas quiescentes pueden germinar fácilmente tanto iluminadas como en obscuridad, la luz puede tener un efecto definitivo en las latentes; una exigencia de luz para inducir la germinación indica dormancia (Camacho, 1994 a).

Se ha clasificado a las semillas de acuerdo con su reacción a la luz en (Camacho, 1994 a; y Orozco, 1989):

a) Fotoblásticas positivas: son las que requieren de luz para germinar y constituyen el 70% de las especies, como ejemplo se tiene a las semillas de *Lactuca sativa* y *Nicotiana tabacum*.

b) Fotoblásticas negativas: son las que su germinación es inhibida por la luz y conforman el 25% de las especies. Como ejemplos se tienen a las semillas de *Acanthostachys strobilacea*, *Phacelia tanacetifolia*, *Nemophila insignis* y *Nigella spp.*

c) Indiferentes: hay un grupo de especies en que la reacción germinativa es insensible a la luz, conformado únicamente por un 5%. Como ejemplo de semillas insensibles a la luz están las de maíz (*Zea mays*) y rábano (*Raphanus spp*) (Mayer y Poljakoff, 1982).

En general para que la germinación de las semillas sea estimulada por la luz deben estar embebidas, no obstante, hay casos en que las semillas secas son capaces de reaccionar a la luz, esto se ha observado en *Pinus resinosa* y en algunos cultivares de *Lactuca sativa*, en los cuales se ha notado además que las semillas secas, requieren para responder a la luz, de mayores intensidades que las semillas embebidas. Es importante señalar que el efecto estimulante de la aplicación de luz a las semillas embebidas no se pierde cuando estas últimas son secadas y se manifiesta cuando se les pone a germinar (Camacho 1994 a).

Una subdivisión mas que se puede hacer dentro de las semillas que requieren luz para germinar es, denominar fotoblásticas positivas estrictas a las que únicamente tienen germinación cuando disponen de luz, y fotoblásticas positivas parciales a las que presentan alguna germinación en condiciones de obscuridad (Elizalde, 1995).

4.4.3. Efectos de las características de la luz sobre la germinación

La clasificación citada en el punto anterior 4.3.2. no es definitiva, pues en la formación de estos grupos no han sido consideradas muchas especies tropicales, como las semillas de los árboles de la selva madura, cuya germinación es seguramente indiferente a la luz; además de que se han encontrado un gran número de variaciones en estos patrones básicos, porque a ciertas temperaturas la reacción de las semillas a la luz cambia y la germinación de las llamadas fotoblásticas positivas puede ser inhibida por la luz y la de las llamadas fotoblásticas negativas puede ser estimulada por la luz. El efecto de este elemento resulta de la combinación de los siguientes factores (Camacho, 1994 a; Orozco, 1989):

a) Longitud de onda: se ha encontrado que la luz blanca y la de color rojo (de 600 a 700 nm), tienden a inducir la germinación, mientras que la violeta (menos de 480 nm), y sobre todo la infrarroja (de 700 nm en adelante) tienen un efecto inhibitorio sobre la germinación, aún en las semillas quiescentes, este último tipo de luz prevalece bajo una sombra densa de follaje vivo (Fenner, 1985; y Besnier, 1988). La luz de color verde tiende a presentar un efecto parecido al de la obscuridad, no inhibe la germinación de las semillas quiescentes, pero tampoco la induce en semillas durmientes.

b) Intensidad: en exposiciones cortas, menores a los 60 minutos, una mayor intensidad agudiza el efecto de la longitud de onda, en exposiciones largas independientemente del color de la luz altas intensidades (28 mw/cm²) tienden a inhibir la germinación; con luz infrarroja se puede inducir o profundizar la dormancia.

c) Duración: aunque muy ligado a lo anterior, hay especies en que la germinación es favorecida por días cortos, menores de 12 horas, como en *Betula pubescens* y otras por días largos, mayores de 12 horas, como en *Lepidium spp.* Esta reacción al fotoperíodo también es alterada por la temperatura y la intensidad de la luz, por ejemplo en *Tsuga canadensis* que es de día corto de 17 a 20°C y de día largo a 27°C; las semillas de tabaco pueden germinar después de una exposición de 0.01 seg. a luz intensa mientras que con luz de baja intensidad requieren de una exposición de 15 minutos de duración.

Una exposición prolongada a la luz de alta intensidad puede inhibir la germinación, a este respecto las semillas de *Amaranthus fimbriatus* germinan en bajo porcentaje en la obscuridad, y cuando son expuestas de 1 a 3 horas alcanzan el 100%, pero si la exposición a la luz se prolonga más de 6 horas, el porcentaje de germinación decrece hasta alcanzar un valor cercano a cero.

4.4.4. Dormición secundaria

La importancia de la dormición secundaria radica en que es un mecanismo que impide que las semillas pierdan la viabilidad en un medio que propicia su muerte; puede presentarse en las semillas de los cultivos sólo bajo ciertas condiciones como suelos encharcados, siembra profunda y altas temperaturas. Por lo que la dormición secundaria desempeña una función importante en la formación de bancos de semillas.

El material que se presenta a continuación se tomó de Camacho (1994 a), quien explica lo referente a este fenómeno al cual se le relaciona con los siguientes comportamientos:

- a) La dormición inducida a las semillas quiescentes.
- b) Una dormición más profunda inducida a las semillas con dormición fisiológica leve.
- c) La recaída en la dormición de las semillas con dormición fisiológica sometidas a enfriamiento en húmedo (este último punto sale de los objetivos del trabajo por lo cual no se le analizará).

En general se coincide en que la dormición secundaria es resultado de someter a las semillas embebidas a condiciones que no permiten la germinación, aunque también puede deberse a un almacenamiento prolongado; un ejemplo de esto son las semillas de *Criptomeria japonica*, en las que después de un almacenamiento de varios años a -20°C, requieren de tres semanas de enfriamiento en húmedo para poder germinar, tratamiento que no se necesita para que germinen las semillas recién cosechadas.

En las semillas quiescentes y en las semillas con fotoblastismo positivo, la dormición secundaria se puede inducir sometiendo a condiciones de aeración limitada. Tanto la falta de oxígeno, como el exceso de bióxido de carbono originan la dormición secundaria.

Con frecuencia la dormición secundaria en semillas durmientes es resultado de someterlas a condiciones contrarias a las que permiten la salida de la dormición. En la lechuga, la dormición secundaria se obtiene cuando sus semillas se exponen a una temperatura de 37°C durante 48 o 72 horas, o bien con una exposición prolongada a una luz color azul o rojo lejano y en los cereales, se obtiene mediante el almacenamiento con altos contenidos de humedad.

Se dice que la dormición secundaria de las semillas con fotoblastismo es más profunda porque aumenta las exigencias que tienen las semillas para germinar. Por ejemplo en la lechuga, la germinación se induce con luz y con ácido giberélico, pero al adquirir la dormición secundaria las semillas no responden a la combinación de ambos. El aumento de la profundidad en la dormición puede llegar a tal extremo que las semillas pierdan su capacidad de reaccionar ante la temperatura, por lo que el enfriamiento en húmedo se convierte en la única forma de producir la germinación, hecho que se ha observado en las semillas de *Ambrosia trifida*.

Como ejemplos de inducción a la dormición secundaria que no están relacionados directamente con condiciones desfavorables para la salida de la dormición, se tiene que en las semillas secas de cebada, la dormición secundaria se induce a 50°C en cuatro días; a 70°C en cuatro horas y a 90°C en una hora; por otro lado, aplicaciones de altas dosis de giberelinas también inducen dormición secundaria; en *Chenopodium*, *Capsella bursa-pastoris* y *Poa annua*, la exposición al enfriamiento en húmedo durante siete días elimina la dormición, mientras que los períodos más prolongados inducen dormición secundaria.

4.4.5. Uso de fitorreguladores para estimular la germinación

Khan (1975 y 1977), propuso una hipótesis acerca del papel de diferentes hormonas en el control de la dormancia, en la que asigna un papel primario a las giberelinas, pues sin ellas no se puede realizar la germinación, las citocininas tienen un papel permisivo pues contrarrestan los inhibidores, los cuales tienen la función de impedir la germinación aún en presencia de giberelinas (Cuadro 1).

Cuadro 1. Modelo de control hormonal de la germinación (Khan, 1975).

SITUACION	GIBERELINA	CITOCININA	INHIBIDOR	RESULTADO
I	+	+	+	Germinación
II	+	+	-	Germinación
III	+	-	+	Dormición
IV	+	-	-	Germinación
V	-	-	+	Dormición
VI	-	-	+	Dormición
VII	-	+	+	Dormición
VIII	-	+	-	Dormición

+Indica un contenido de la hormona en la semilla capaz de ejercer un efecto fisiológico.

-Indica un contenido incapaz de tener efecto fisiológico.

Acerca del papel del etileno y las auxinas en la germinación, se ha encontrado que el primero tiene acción sinérgica y estimulante tanto con las citocininas como con las giberelinas, ya que las primeras contrarrestan al ácido absísico; sin embargo las auxinas se consideran inhibidores por que su aplicación aún a bajas dosis reduce la germinación, y se le ha aislado en embriones de semillas con dormición fisiológica (Heydecker y Coolbear, 1979; Ketring, 1977; Khan, 1977; y Nikolaeva, 1969 y 1977).

Las sustancias más empleadas para estimular artificialmente la germinación son las giberelinas y el etileno, también se han usado compuestos sulfhidrúlicos como la tiourea, el efecto de ésta es parecido al de la citocinina (Camacho, 1994 a).

La dosificación de tratamientos hormonales se realiza en partes por millón y la concentración depende de la especie, el estado de las cubiertas, el método de aplicación, la duración del tratamiento, la temperatura y la mezcla de hormonas. El momento culminante es cuando la hormona penetra en el embrión; en ocasiones es necesario eliminar el pericarpio, dañar la testa e incluso hasta el endospermo, pues de otra forma se requeriría de una dosis muy alta y el tratamiento podría no tener ningún efecto (Camacho, 1994 a).

4.4.6. Métodos para aplicación de fitorreguladores

Camacho (1994 a), menciona algunos fitorreguladores de la germinación como son las hormonas, los inhibidores de la respiración, los aceptores de electrones y los compuestos sulfhidrúlicos, que se pueden aplicar mediante las siguientes técnicas:

a) Aplicación directa al medio: en laboratorio se prepara una solución acuosa en la que los fitorreguladores se pueden disolver directamente en agua, por ejemplo si se usa un compuesto a partir de preparados comerciales de giberelina, ya con la solución preparada se riega la siembra y los demás riegos se hacen con agua.

Para aplicar los fitorreguladores en siembras de campo, las semillas deben peletizarse o encapsularse cubriéndolas con un adherente primero y luego con una mezcla de un material inerte pulverizado que contenga la dosis requerida de fitorregulador, fungicida y repelentes.

b) Remojo continuo: las semillas se ponen a remojar en una solución acuosa de algún fitorregulador. Dado que quedan embebidas deben sembrarse inmediatamente; en ocasiones se les puede secar sin que pierdan el efecto; el período de remojo recomendado es de 48 a 96 horas a 23°C.

c) Solución en disolventes orgánicos: el fitorregulador se disuelve en acetona, etanol, éter o metanol. Las semillas se sumergen entre cinco minutos y dos horas, se extraen de la solución y se permite que el disolvente se evapore. Este es un método considerado como el más efectivo para la penetración de los fitorreguladores y requiere de dosis menores que las del remojo continuo.

Entre las limitaciones del uso de fitorreguladores están su alto costo y lo difícil de conseguirlos, además frecuentemente es necesario dañar las semillas para facilitar su penetración.

4.4.7. Efecto de las procedencias en la germinación

El concepto de variación dentro de las especies arbóreas, se desarrolló según se fueron considerando desde un punto de vista taxonómico y biológico, a las diferentes especies forestales existentes. El reconocimiento de esta variabilidad se hizo patente, tanto a los taxónomos que recolectaban muestras vegetativas en varias localidades, así como a los forestales afectados por el movimiento de especies de una localidad a otra (Callahan, 1964).

Por otra parte Heaman (1984), señala que la procedencia describe el origen geográfico de cualquier material, refiriéndola más usualmente como la fuente de semilla. En consecuencia un ensayo de procedencia será el estudio de la variabilidad ecológica dentro de la especie, la relación entre esa variabilidad y la influencia del medio ambiente así como las reacciones de poblaciones diferentes al desplazamiento a un medio extraño al suyo (Callahan, 1964).

Una de las aplicaciones más importantes de estos ensayos, es la determinación de aquellos orígenes de semilla que proporcionen árboles o plantas adaptados y productivos, con el objeto de poderlos utilizar en la propagación a gran escala.

De acuerdo a Pryor (1963), y Callaham (1964), cuando se conoce poco o nada sobre una especie, es preferible iniciar un ensayo de procedencias con estudio biosistemáticos de ella para conocer su rango de variación, mencionando además que la realización de pruebas en ambiente regulado artificialmente, resulta útil para conocer más rápidamente el comportamiento de las diferentes procedencias.

El estudio de la variación natural se puede considerar bajo los siguientes niveles: variación geográfica (procedencias); de localidad, individual y dentro de individuos (Zobel, 1964).

La variación geográfica, representa las diferencias fenotípicas entre árboles nativos que crecen en diferentes localidades del área de su distribución natural, donde la cantidad de variación está determinada por la extensión del área de distribución de las especies y cambios en los factores ambientales (latitud, elevación, temperatura, humedad) dentro de la misma, así como la presencia y extensión de barreras geográficas (Wright, 1978). En ocasiones las diferencias geográficas son tan grandes que las especies ameritan un reconocimiento a nivel taxonómico inferior.

Los estudios de variación en la respuesta del proceso germinativo, llevados a cabo en condiciones ambientales más o menos uniformes o de ambiente controlado o bien a través del establecimiento de experimentos en vivero o invernadero han demostrado la existencia de variación, tanto en la respuesta de germinación así como con las primeras etapas de crecimiento y desarrollo de las plántulas; estas variaciones han sido atribuidas a diferencias que se relacionan con el origen natural (geográfico) de las semillas y parecen ser propuestas como evidencia de la existencia de cambios adaptativos, es decir del resultado de fuerzas selectivas exteriores, específicamente del medio ambiente local (Thompson, 1981).

De acuerdo a Thompson (1981), las características de la germinación están al menos parcialmente bajo control genético, por lo que las especies silvestres pueden poseer estrategias reproductivas complejas en las que se mantiene un balance de opciones sin selección rápida en favor de una estrategia a otra.

Los estudios sobre variación en características de la germinación deben ser relacionados con el posterior vigor y crecimiento de las plántulas, con el propósito de determinar la posibilidad de realizar selecciones genéticas tempranas (Malagón, 1990).

Cervantes (1986) al desarrollar un estudio sobre el efecto de la temperatura en la germinación y crecimiento de plántulas de 53 familias de 6 procedencias de *Pinus tecunumanii*, observó que las diferencias en la energía y porcentaje de germinación se debieron principalmente a la variación geográfica (procedencia) y a diferencias entre familias dentro de procedencias, también encontró una influencia definitiva en los porcentajes de sobrevivencia en todas las procedencias; señalando también que los días y períodos de germinación de plántulas están controlados por diferencias entre familias y por factores del medio.

Por otra parte, se dispone de información que se ha obtenido a través de otros estudios cuyos objetivos específicos no han sido la investigación de la variación genética, ejemplo de ello es el trabajo de Caballero (1967), quien al efectuar un estudio comparativo entre *Pinus montezumae* Lamb. y *Pinus pseudostrobus* Lindl. con material de poblaciones naturales procedentes de Michoacán, México y Puebla, encontró diferencias significativas entre árboles dentro y entre sitios de colecta para la capacidad y energía germinativa. Para ambas especies el número de días de germinación mostró diferencias significativas entre árboles y dentro de sitios, mientras que no hubo diferencias entre sitios.

Malagón (1990), al realizar estudios de variación de caracteres morfológicos y del comportamiento de las características de germinación en 4 poblaciones naturales de *Pinus greggii* Engelm encontró que la variación de los árboles dentro de las poblaciones es restringida hallando dos poblaciones con mayor número de diferencias. Encontró que el tiempo de germinación variaba de 7 a 15 días en las procedencias analizadas de los estados de Hidalgo, Querétaro y Coahuila, el menor tiempo de germinación correspondió a las muestras de semillas obtenidas de Coahuila y el mayor a la procedencia de Hidalgo. Es interesante mencionar que hubo diferencias significativas entre procedencias de este mismo estado de tal manera que las semillas obtenidas en Jacala tuvieron un tiempo de germinación de 11 días y las de Molango de 15 días.

4.5. Propagación de *Astrophytum myriostigma*

Se ha afirmado que *Astrophytum myriostigma* tiene problemas para germinar y que se debe aplicar un tratamiento para aprovechar el potencial de las semillas para producir plantas. Aunque hay técnicas de propagación vegetativa de la especie mediante injertos (Zieslin y Keren, 1986), y por medio de cultivo de tejidos (Vyskot y Jara, 1984), por lo general se le multiplica por semillas, en las cuales se han encontrado algunas dificultades para obtener la

germinación. García y De la Rosa (1992) mencionan que las semillas de *Astrophytum myriostigma* tienen baja viabilidad; estos autores encontraron que en siembras incubadas a 20°C, la aplicación de ácido giberélico a 0.1 ppm produjo una germinación del 72% contra 16% que obtuvo el testigo.

Rodríguez y Gómez (1994), encontraron que la aplicación de enfriamiento en húmedo de 4 a 7°C por 3 días produjo un 68% de germinación en *Astrophytum myriostigma*, en laboratorio, mientras que en siembras realizadas en suelo en invernadero, con el remojo en un extracto de algas se obtuvo el 62% de germinación. Lo anterior pone en manifiesto que las semillas de la especie trabajadas puede presentar un tipo de dormición fisiológica leve, la cual se relaciona con exigencias de luz para que ocurra la germinación, así como una fuerte sensibilidad a la temperatura de incubación (Camacho, 1994 a).

Arredondo y Camacho (1995), realizaron siembras de semillas de tres procedencias de *Astrophytum myriostigma* (Cd. del Maíz, Guadalucazar y Villa Guadalupe, San Luis Potosí, México), sobre papel filtro húmedo a temperaturas de 20, 25, 30 y 35°C, con un fotoperíodo natural de 12.5 horas. La mejor germinación se obtuvo a 25°C, cerca de un 100% en 6 días. La velocidad de germinación y el porcentaje de semillas germinadas disminuyeron con 30 y 35°C.

5. MATERIAL Y METODOS

El diagrama de flujo de la metodología empleada se ilustra en la Figura 2 del presente trabajo.

5.1. Material biológico

Las semillas empleadas se obtuvieron de frutos colectados en tres poblaciones naturales, presentes en el estado de San Luis Potosí, México, en el verano de 1994 (Cuadro 2). Los frutos se colectaron maduros y se dejaron secar al aire en bolsas de papel, dentro de las cuales se efectuó la dehiscencia.

Una vez que se liberaron las semillas, se eliminaron los restos del fruto, para empacarlas en sobres de papel y enviarlas al Laboratorio de Semillas Forestales del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias, en Coyoacán, D.F.

Cuadro 2. Procedencias de las semillas de *Astrophytum myriostigma* obtenidas de San Luis Potosí, México, utilizadas en el presente trabajo.

CLAVE	LOCALIDAD	MUNICIPIO
Guadalupe	Cerro Prieto	Villa Guadalupe
Guadalcazar	Presa de Guadalupe	Guadalcazar
Cd. del Maíz	Palomas	Ciudad del Maíz

5.2. Variables experimentales evaluadas

En el experimento realizado se tomaron en cuenta los siguientes tres factores con distintos niveles dentro de cada uno de ellos:

- Procedencia de la semilla: Guadalupe, Guadalcazar y Cd. del Maíz (Figura 3 y Anexo 3).
- Luz: con el fin de evaluar la presencia de fotoblastismo se efectuaron siembras en luz y siembras en oscuridad.
- Fitorreguladores: Se consideraron tres niveles consistentes en el riego con giberelina, tiourea y con agua, este último como testigo.

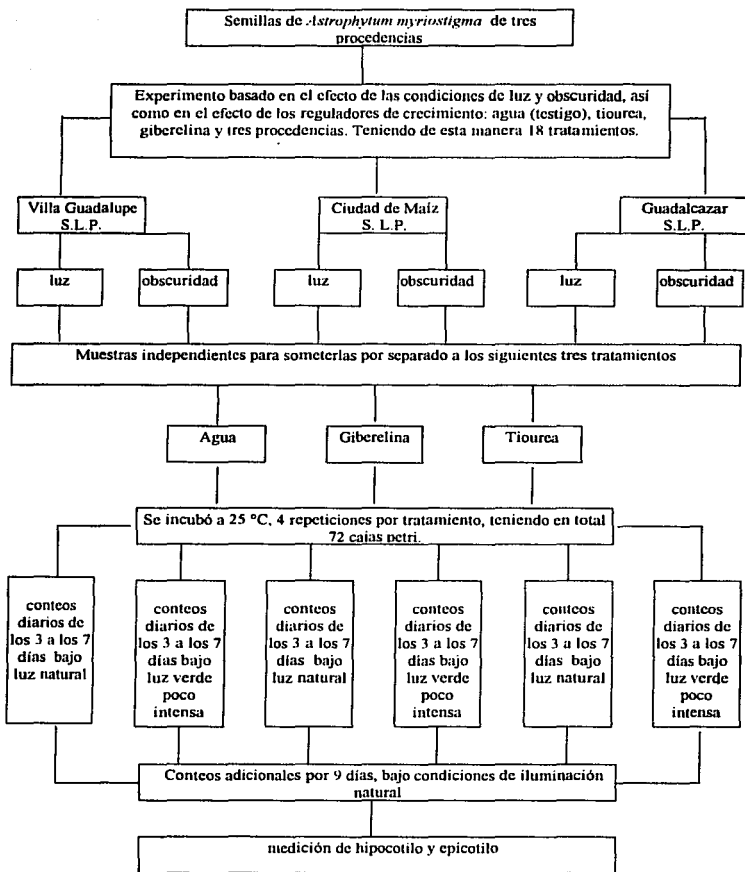


Figura 2. Diagrama de flujo de la metodología empleada

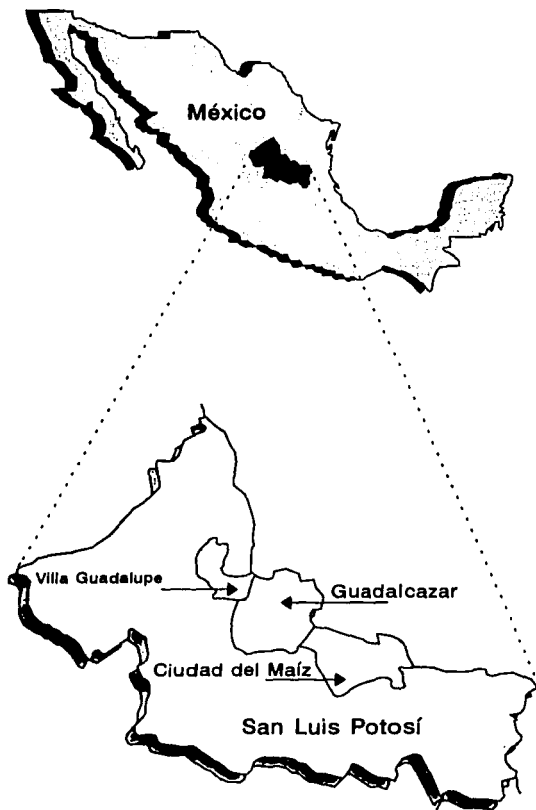


Figura 3.-Ubicación de los municipios donde se colectaron las semillas de *Astrophytum myriostigma* empleadas en el presente trabajo.

5.3. Tratamientos

Todas las variables experimentales se evaluaron en un solo experimento (Cuadro 3), por lo que al combinar sus niveles se obtuvieron 18 tratamientos factoriales (3 procedencias x 2 niveles de iluminación x 3 niveles de aplicación de fitorreguladores).

Cuadro 3. Tratamientos aplicados a las semillas de *Astrophytum myriostigma*.

Número	Procedencia	Iluminación	Fitorregulador
1	Guadalupe	Luz	Testigo (agua)
2	Guadalupe	Luz	Tiourea
3	Guadalupe	Luz	Giberelina
4	Guadalupe	Oscuridad	Testigo (agua)
5	Guadalupe	Oscuridad	Tiourea
6	Guadalupe	Oscuridad	Giberelina
7	Guadalcazar	Luz	Testigo (agua)
8	Guadalcazar	Luz	Tiourea
9	Guadalcazar	Luz	Giberelina
10	Guadalcazar	Oscuridad	Testigo (agua)
11	Guadalcazar	Oscuridad	Tiourea
12	Guadalcazar	Oscuridad	Giberelina
13	Cd. del Maiz	Luz	Testigo (agua)
14	Cd. del Maiz	Luz	Tiourea
15	Cd. del Maiz	Luz	Giberelina
16	Cd. del Maiz	Oscuridad	Testigo (agua)
17	Cd. del Maiz	Oscuridad	Tiourea
18	Cd. del Maiz	Oscuridad	Giberelina

5.4. Unidad Experimental

Las siembras se hicieron en cajas de Petri de vidrio Pyrex transparente las cuales tenían 9 cm de diámetro; en ellas se colocó una capa de papel filtro de poro mediano como sustrato, material que se acepta internacionalmente en pruebas de germinación (Moreno, 1984).

La unidad experimental estuvo integrada por una caja en que se colocaron 25 semillas, acomodadas de manera que no se tocaran entre sí para evitar la propagación de infecciones secundarias (Moreno, 1984). Se uso un total de 72 cajas para cubrir las necesidades del experimento realizado, es decir la siembra de 18 tratamientos con cuatro repeticiones.

5.5. Condiciones de incubación

Las cajas de petri se depositaron en una germinadora SEEDBURO modelo 1500, con una cámara ajustada a temperatura constante de 25°C, con una humedad relativa del 70%, condiciones en las que de acuerdo con Arredondo y Camacho (1995), ocurre la mejor germinación de *Astrophytum myriostigma*.

5.6. Condiciones de iluminación

La cámara de incubación empleada dispuso de iluminación fluorescente que permaneció encendida durante las 12 horas del día. Como uno de los factores a evaluar fue el efecto de la luz sobre la germinación del bonete de obispo, 36 cajas se incubaron en obscuridad y las 36 restantes con luz.

En las unidades experimentales que se mantuvieron en obscuridad, la siembra consistió en efectuar primeramente el riego con la solución de fitorreguladores correspondiente, después se colocaron las semillas e inmediatamente se envolvió la caja con papel aluminio.

En las unidades experimentales que recibieron iluminación, la siembra consistió en efectuar el riego con la solución de fitorreguladores correspondiente, posteriormente se colocaron las semillas y se cerraron las cajas de petri, las cuales como se dijo son transparentes.

5.7. Preparación de las soluciones de fitorreguladores

Como se enunció anteriormente, la aplicación de los reguladores de crecimiento se hizo en el riego inicial sobre el papel filtro en las cajas de petri, antes de colocar las semillas. Cuando se requirió hacer otros riegos se empleó únicamente agua (Camacho, 1994 a y b). En resumen los niveles manejados para la variable experimental de los fitorreguladores fueron:

- a) Solución de tiourea al 2%, la cual se preparó mezclando agua con el reactivo químicamente puro de los laboratorios Backer.
- b) Solución de giberelina a 1000 ppm se preparó usando el producto comercial, Biogib, el cual contiene un 10% de ácido giberélico (AG3), en una presentación de polvo efervescente con un gramo de ingrediente activo, la cual disuelta y aforada a un litro de agua produce una solución de 1000 ppm.
- c) Agua: se empleó como testigo para comparar el efecto de los niveles anteriores.

5.8. Evaluación del experimento

5.8.1. Toma de datos

Con base en los resultados de Arredondo y Camacho (1995); Moreno et al. (1992); y Cota (1982), transcurridos tres días después de la siembra se procedió a contar la cantidad de semillas germinadas, para lo cual se considero que una semilla había germinado cuando la radícula era visible, con una longitud de cuando menos un milímetro.

Las evaluaciones se hicieron de manera acumulativa durante 21 días después de la siembra, las semillas germinadas se dejaron en las cajas.

Las cajas envueltas en papel aluminio se descubrieron dentro de un cuarto oscuro, en el cual se tenía una lámpara de luz fluorescente, que tenía una pantalla de acrílico translúcido blanca, la cual se cubrió con siete capas de papel celofán de color verde.

Las evaluaciones se hicieron en esta forma siguiendo a Martínez (1983) y a McLemore (1964), porque generalmente la aplicación de luz de color verde de baja intensidad no promueve la germinación de las semillas con fotoblastismo positivo, es decir, tiene un efecto similar al de la obscuridad (Camacho, 1994 a y b).

Las cajas que se envolvieron en papel aluminio se descubrieron en forma definitiva transcurridos siete días después de la siembra, a partir de este momento se incubaron iluminadas (ya no se envolvieron con papel aluminio). Este cambio en las condiciones de incubación es similar a lo aplicado por Romero, et al. (1992); y Cousens, et al. (1994) en *Rapistrum rugosum*, con la finalidad de determinar si se induce una profundización de los mecanismos inhibitorios, lo cual Camacho (1994 b) denomina dormición secundaria.

5.8.2. Análisis gráfico

Se obtuvo el promedio de la germinación acumulada en cada una de las evaluaciones tomando en cuenta las cuatro repeticiones realizadas para cada uno de los tratamientos, dichos datos se graficaron en el eje de las ordenadas (eje "Y") del plano cartesiano, y en el eje de las abscisas (eje "X") se empleó el tiempo transcurrido desde la siembra a cada evaluación.

En el análisis de las gráficas se consideraron los siguientes elementos (Camacho y Morales, 1992; y Camacho, 1994 b):

a) Porcentaje de germinación final: se visualizó como la altura máxima de la curva poligonal que representa la germinación acumulada, lo cual corresponde a la capacidad de la muestra para germinar, por lo que a mayor altura se tiene mejor germinación.

b) Tiempo de germinación: se refiere a la cercanía de las curvas poligonales al eje de los porcentajes, a mayor cercanía de la poligonal al eje se considera que se tiene mejor germinación, pues se realiza en menos tiempo.

c) Uniformidad germinativa: esta característica, muy ligada al tiempo de germinación, se refleja en la inclinación general de la gráfica obtenida, muestras con curvas cercanas a la línea recta indican gran uniformidad y a la vez el tiempo que transcurre entre las primeras germinaciones y las últimas es corto; conforme las curvas van perdiendo la linealidad, disminuye la uniformidad germinativa, pues dicho tiempo se incrementa.

5.8.3. Cálculo de índices para evaluar la germinación

El análisis de las curvas de germinación acumulada es una forma sencilla y completa de estudiar el fenómeno, pero tiene el riesgo de hacer apreciaciones subjetivas acerca de las diferencias existentes entre las curvas, pues no permite hacer comparaciones estadísticas (Camacho y Morales, 1992).

Para eliminar esta dificultad, se calculó el índice numérico correspondiente a cada una de las características de la curva de germinación enunciadas en la sección anterior, por lo que una de las funciones de las gráficas fue la de visualizar lo que miden los índices (Camacho, 1994 b).

Siguiendo a Camacho (1994 b), para facilitar la presentación de los índices empleados en el estudio numérico de la germinación, se usó la siguiente simbología:

i = Término que indica el número de evaluación realizada, el cual toma valores desde 0 en la evaluación anterior al inicio de la germinación, hasta "e" la cantidad total de evaluaciones realizadas durante el experimento.

A_i = Germinación acumulada obtenida en la evaluación número "i", corresponde a los datos tomados durante los experimentos.

G_i = $A_i - A_{(i-1)}$, corresponde a la germinación sencilla en la evaluación número "i".

T_i = Tiempo transcurrido desde la siembra hasta la evaluación número "i".

P_i = $(T_i + T_{(i-1)})/2$, corresponde al punto medio del tiempo transcurrido hasta dos evaluaciones sucesivas.

Aclarado lo anterior, se procede a presentar las fórmulas empleadas en el estudio numérico de la germinación, las cuales se tomaron de Morales y Camacho (1985 y 1992), y Camacho (1994 b):

a) Porcentaje de germinación final: evalúa la relación existente entre el total de plántulas obtenidas y la cantidad de semillas sembradas:

$$CG = (Ae \times 100) / M$$

donde:

CG = Capacidad de germinación.

Ae = Germinación acumulada hasta la última evaluación.

M = Muestra evaluada, lo que corresponde al total de semillas sembradas.

Este índice tiene un enorme valor práctico pues se usa como uno de los principales indicadores de la calidad de las semillas, asimismo es indispensable en el cálculo de necesidades de semillas para siembra. Se requiere tomarlo en cuenta como variable de respuesta en experimentos que estudian la germinación; no obstante, se abusa de su empleo al considerarlo como el único indicador de la calidad de ésta, lo cual es un error, pues como se trata de un índice particular, no toma en cuenta el tiempo y uniformidad de germinación.

b) Tiempo de germinación: es una medida representativa del lapso requerido por las semillas para convertirse en plántulas. Para evaluarlo, considerando todos los datos tomados, se usa el tiempo medio de germinación (TMG):

$$TMG = SPG / SG$$

donde:

TMG = Tiempo medio de germinación.

SPG = Suma puntos medios por germinaciones sencillas.
= P1 x G1 + P2 x G2 Pe x Ge

SG = Suma de las germinaciones sencillas.
= G1 + G2 + Ge

Este índice es indispensable en la planificación de las fechas para realizar labores de transplante, aclareo y resiembra, entre otras. Conforme se reduce su valor la germinación es más

veloz, los cultivos se establecen mejor y aprovechan más la temporada de crecimiento. Es importante señalar que el tiempo de germinación indica el punto central del lapso en que ocurre ésta, por lo tanto no corresponde al momento en que todas las plántulas emergen.

c) Intervalo de germinación: es un índice que ayuda a representar el lapso que transcurre entre las primeras y las últimas germinaciones. Se evalúa mediante la siguiente fórmula:

$$ITG = 2 \times \text{raíz cuadrada de } \left\{ \frac{(SCG - (SPG^2 / SG))}{(SG - 1)} \right\}$$

donde:

ITG = Intervalo típico de germinación.

SCG = Suma puntos medios cuadrados por germinaciones sencillas.
 = $P_1 \times P_1 \times G_1 + P_2 \times P_2 \times G_2 \dots + P_e \times P_e \times G_e$

SPG = Suma puntos medios por germinaciones sencillas.
 = $P_1 \times G_1 + P_2 \times G_2 \dots P_e \times G_e$

SG = Suma de germinaciones sencillas.
 = $G_1 + G_2 \dots + G_e$

El cálculo del intervalo típico de germinación, indica que se considera que el lapso en que ocurre el grueso de ésta, es el doble de la desviación típica del tiempo requerido para que las semillas de la muestra produzcan plántulas. Conforme se reduce el intervalo de germinación, se incrementa la uniformidad de ésta, lo cual mejora el establecimiento de los cultivos y se facilita su manejo.

d) Valor de germinación: los índices particulares presentados anteriormente, dan por separado una visión incompleta del proceso de germinación, ante lo cual conviene utilizar una fórmula que los pondere dentro de un sólo valor numérico para evaluar la calidad de germinación. Una propuesta para realizar lo anterior es el índice de Maguire (1962):

$$MG = (G_1/T_1 + G_2/T_2 \dots + G_e/T_e) \times 100 / M$$

donde:

MG = Valor de germinación o índice de Maguire.

G_i = Germinación sencilla en la evaluación número "i".

T_i = Tiempo transcurrido desde la siembra hasta la evaluación número "i".

M = Cantidad de semillas sembradas.

Esta fórmula representa el total acumulado de las tasas de germinación sencilla respecto al tiempo (Parraguirre y Camacho, 1992), con su aplicación se obtienen valores que van de cero, cuando no hay germinación, a 100 cuando toda la germinación se realiza en la primera unidad de tiempo evaluada; por lo que conforme se incrementa el valor del índice de Maguire, se incrementa la calidad de germinación, es decir que el fenómeno es más completo y se realiza en menos tiempo.

La utilidad de este índice es la de permitir hacer comparaciones estadísticas objetivas, ponderadas y completas de la calidad de germinación usando una sola variable. No obstante como los valores obtenidos son abstractos, es necesario acompañarlos con los datos referentes a capacidad, tiempo y uniformidad de germinación (Camacho y Morales, 1992).

e) Crecimiento de plántulas: al finalizar el experimento, con un vernier se midió la longitud del hipocótilo y la raíz de las plántulas obtenidas en cada uno de los tratamientos.

5.8.4. Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza para los datos correspondientes al porcentaje, tiempo, intervalo de germinación e índice de Maguire del experimento trifactorial. Las diferencias entre los promedios de los 18 tratamientos factoriales, se establecieron empleando la prueba de Tukey de acuerdo con la significancia de las siguientes interacciones (Reyes, 1978):

- a) AB: Procedencia por iluminación
- b) AC: Procedencia por fitorreguladores
- c) BC: Iluminación por fitorreguladores
- d) ABC: Procedencia por iluminación por fitorreguladores

Con el fin de evaluar el cumplimiento del supuesto de homogeneidad de varianzas que requiere un análisis de varianza válido, se efectuó la prueba de Bartlett (Cochran y Snedecor, 1979) tanto con los datos obtenidos como con las transformaciones de raíz cuadrada, logaritmo del índice de Maguire y el arcoseno del porcentaje. En todo caso se optó por el tipo de datos que produjeran una X^2 no significativa (Cochran y Snedecor, 1979).

6. RESULTADOS

6.1. Análisis gráfico

La germinación que se obtuvo con semillas de *Astrophytum myriostigma* cosechadas en Cd. de Maíz incubadas con iluminación, fue relativamente rápida y completa cuando se regaron con agua. La germinación se inició a los tres días y empezó a estabilizarse a los ocho días, alcanzando porcentajes cercanos al 100%.

Cuando las siembras recibieron tiourea en condiciones de iluminación la germinación evolucionó en forma muy parecida a la que se obtuvo al regar con agua, lo mismo sucedió con la giberelina, aunque se aprecia cierto atraso en la germinación (Figura 4).



Figura 4. Desarrollo de la germinación de semillas de *Astrophytum myriostigma*, procedentes de Cd. del Maíz, S.L.P. incubadas a 25°C con 12 horas de iluminación diarias en relación con la aplicación de reguladores de crecimiento.

En siembras que se mantuvieron en obscuridad, se encontró que durante el período que permanecieron sin iluminación prácticamente no se dio la germinación. Cuando las siembras se descubrieron la germinación se inició hacia los 11 días, tres días después de que fueron descubiertas. Los mejores resultados se obtuvieron con agua, una germinación parecida a la que se obtuvo con luz aunque requirió de mucho más tiempo. La giberelina y la tiourea produjeron porcentajes bastante inferiores de germinación (Figura 5).

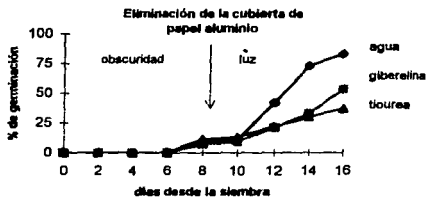


Figura 5. Desarrollo de la germinación a 25°C de *Astrophytum myriostigma* de semillas procedentes de Cd. del Maíz, S.L.P., en relación con la disponibilidad de luz y la aplicación de reguladores de crecimiento.

Las semillas procedentes de Villa Guadalupe tuvieron un comportamiento similar al obtenido con las cosechadas en Cd. de Maíz, esto es, que la mejor germinación se obtuvo en siembras que se mantuvieron con iluminación y regadas con agua. Por otro lado, los reguladores de crecimiento no estimularon la germinación en siembras que se mantuvieron en iluminación, ya que con giberelina se aprecia un ligero retraso de la germinación (Figura 6).

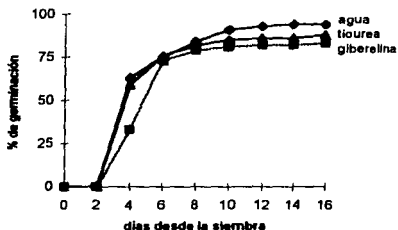


Figura 6. Desarrollo de la germinación de semillas de *Astrophytum myriostigma*, procedentes de Guadalupe, S.L.P. incubadas a 25°C con 12 horas de iluminación diarias en relación con la aplicación de reguladores de crecimiento.

Durante el periodo en el que las siembras se mantuvieron en la obscuridad tampoco se registró germinación, cuando se les destapó la germinación se inició aproximadamente a los tres días. Los mejores porcentajes se obtuvieron cuando se regó con agua, con la aplicación de giberelina el porcentaje de germinación fue menor, aunque con tiourea éste se vio mas reducido. La diferencia de respuesta de esta sustancia sulfhidrúlica con respecto al agua es mucho más grande que la que se obtuvo en Cd. de Maiz(Figura 7).

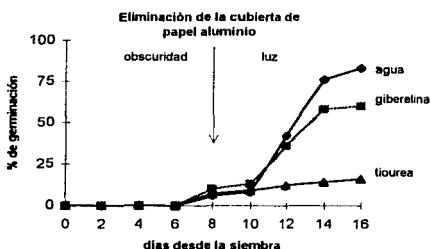


Figura 7. Desarrollo de la germinación a 25°C de *Astrophytum myriostigma* de semillas procedentes de Guadalupe, S.L.P., en relación con la disponibilidad de luz y la aplicación de reguladores de crecimiento.

El comportamiento de la germinación para las semillas cosechadas en el municipio de Guadalcázar fue similar al obtenido con las procedencias mencionadas anteriormente. Otra vez las siembras regadas con agua dieron una mejor germinación (Figura 8).

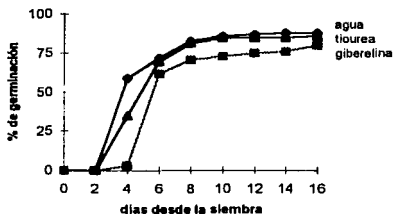


Figura 8. Desarrollo de la germinación de semillas de *Astrophytum myriostigma*, procedentes de Guadalcázar, S.L.P. incubadas a 25°C con 12 horas de iluminación diarias en relación con la aplicación de reguladores de crecimiento.

En las siembras mantenidas inicialmente en obscuridad, tanto la giberelina como la tiourea produjeron una germinación mucho menor que la obtenida con agua, en este caso es muy acentuada la reducción que se obtiene sobre todo con la tiourea; sin embargo al principio del cambio de obscuridad a la luz la tiourea produjo mejores porcentajes de germinación que la giberelina (Figura 9).

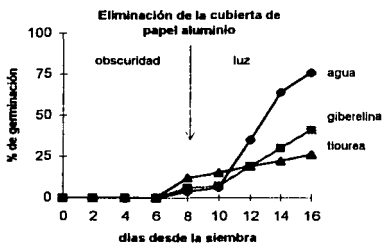


Figura 9. Desarrollo de la germinación a 25°C de *Astrophytum myriostigma* de semillas procedentes de Guadalcázar, S.L.P., en relación con la disponibilidad de luz y la aplicación de reguladores de crecimiento.

6.2. Efecto de transformaciones sobre la homogeneidad de variables de respuesta

Respecto al índice de Maguire, la X^2 de la prueba de Bartlett fue altamente significativa, tanto sin transformaciones como con la aplicación de logaritmo y raíz cuadrada.

Para el porcentaje de germinación las varianzas fueron homogéneas, tanto los datos reales como los transformados a arco seno. Las varianzas también fueron homogéneas para el tiempo y la uniformidad de germinación.

Con base en lo anterior, las agrupaciones de medias obtenidas para la variables porcentaje, tiempo y uniformidad de germinación se consideraron confiables; mientras que las referentes al índice de Maguire tan sólo se consideran como indicativas (Cuadro 4).

Cuadro 4. Prueba de Bartlett para homogeneidad de varianzas

	Índice de Maguire	Raíz cuadrada del Índice de Maguire	Log del Índice de Maguire	Porcentaje de germinación	Arcoseno % Germinación	Días Medios	Intervalo de Germinación
Prueba de Bartlett	0.000012*	0.003060*	0.000111*	0.166329	0.284932	0.000001*	0.0588965

* Significancias observadas

6.3. Significancias observadas en los análisis de varianza

El presente trabajo fue un experimento trifactorial, por lo tanto es conveniente discriminar cuales son los factores que resultan significativos y como interaccionan entre ellos.

En el análisis de las variables de respuesta consideradas, se encontró que la interacción entre la luz y la aplicación de reguladores fue significativa para la mayoría de las variables evaluadas, lo cual indica que la respuesta a estas sustancias dependió de que las semillas estuvieran bajo iluminación o en la obscuridad.

Por otra parte, en el índice de Maguire se encontró que el factor de procedencia no interaccionó sino que resultó significativo en forma independiente (Cuadro 5).

Cuadro 5. Probabilidad de obtener un valor de F mayor o igual al observado, en la germinación de *Astrophytum myriostigma* en relación con los factores luz, reguladores de crecimiento y procedencia de la semilla (Significancia Observada). Para los valores obtenidos ver Anexo 4.

Fuentes de Variación	Indice de Maguire	Porcentaje de Germinación	Días Medios	Intervalo de Germinación
Luz (A)	0.0000 *	0.0000 *	0.0000 *	0.9207
Regulador (B)	0.0000 *	0.0000 *	0.0001 *	0.4962
Procedencia (C)	0.0094 *	0.0828	0.2436	0.5261
AB	0.0000 *	0.0000 *	0.0019 *	0.6925
AC	0.0941	0.5109	0.4772	0.5524
BC	0.4100	0.3802	0.8823	0.5668
ABC	0.1412	0.0631	0.4819	0.5210

* Significativo al 0.05

Lo anterior indica que las pruebas de medias deberían de realizarse, en primer lugar sin considerar procedencias comparando para con un mismo nivel de luz los fitorreguladores y en segundo lugar hacer comparaciones entre las procedencias para cada variable de respuesta, con excepción del intervalo de germinación en la que no hubo significancia.

6.4. Interacción entre la iluminación y los fitorreguladores

La calidad de germinación, evaluada mediante el índice de Maguire, fue mayor cuando las semillas se mantuvieron a la luz que respecto al material incubado en obscuridad. Los mejores resultados se obtuvieron con las siembras regadas con agua. La interacción significativa se notó cuando las condiciones de luz dieron lugar a un índice de Maguire estadísticamente igual al alcanzado con la aplicación tanto de agua como de tiourea, en cambio en obscuridad la diferencia fue significativa; sin embargo, en ambas condiciones de iluminación la aplicación de giberelina tuvo efecto inhibitorio sobre la germinación.

Las siembras regadas con agua y que dispusieron de luz tuvieron una germinación mayor al 90%, mientras que las semillas tratadas con los reguladores tuvieron una germinación cercana al 85%. Las semillas que estuvieron en la obscuridad y tratadas con los reguladores de crecimiento alcanzaron menos del 55% de germinación, en este caso los mejores resultados se lograron regando a las semillas con agua (Cuadro 6).

Cuadro 6. Germinación de semillas de *Astrophytum myriostigma* en relación con la disponibilidad de luz y la aplicación de fitoreguladores.

Iluminación disponible	Fitorreguladores	Índice de Maguire		Porcentaje de Germinación		Días Medios		Intervalo de Germinación	
luz	agua	4.76	a	93.33	a	4.23	c	3.62	a
luz	giberelina	3.79	b	80.33	b	5.48	c	4.32	a
luz	tiourea	4.43	a	87.33	ab	4.45	c	3.66	a
obscuridad	agua	2.58	c	80.67	b	11.89	a	3.42	a
obscuridad	giberelina	2.15	d	51.33	c	11.65	a	4.28	a
obscuridad	tiourea	1.72	e	26.33	d	9.56	b	4.08	a

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

En las siembras sometidas a obscuridad, aunque la tiourea incrementó la velocidad de germinación, tuvo un efecto negativo, debido a que produjo una reducción mayor del número de semillas germinadas respecto a la obtenida con la aplicación de giberelina.

En las semillas que se incubaron con iluminación desde la siembra, el tiempo medio de germinación fue de cuatro a cinco días, mientras que en las que permanecieron inicialmente en obscuridad, el tiempo promedio fue superior a los nueve días. Considerando que en ambas el proceso germinativo se realizó en un lapso cercano a los cuatro días, indica que las que estuvieron sometidas a la obscuridad la germinación se dio en su mayor parte después de que las siembras se descubrieron.

6.5. Efecto de la procedencia de las semillas en la germinación.

El Índice de Maguire indicó que las semillas procedentes de Cd. de Maíz y de Villa Guadalupe tuvieron mejor germinación que las cosechadas en Guadalcázar. No obstante que la prueba de medias empleada no detectó diferencias significativas en el resto de las variables, fue evidente un menor porcentaje y una germinación menos uniforme en las semillas procedentes de Guadalcázar (Cuadro 7).

Cuadro 7. Germinación de semillas de tres procedencias de *Astrophytum myriostigma*.

Procedencia de las Semillas	Índice de Maguire		Porcentaje de Germinación		Días Medios		Intervalo de Germinación	
Cd. de Maiz	3.29	a	72.83	a	8.02	a	1.81	a
Villa Gpe	3.33	a	70.67	a	7.55	a	1.98	a
Guadalcazar	3.09	b	66.17	a	8.07	a	2.12	a

En cada columna, las medias seguidas por la misma letra no difieren significativamente entre sí, Tukey 0.05.

6.6. Crecimiento de plántulas.

Se encontró que el hipocotilo tuvo mayor desarrollo que la raíz en todas las procedencias y tratamientos aplicados (Figura 10-12). Con la aplicación de fitorreguladores las plántulas tuvieron menor crecimiento que el observado en individuos provenientes de semillas regadas con agua y que dispusieron de luz desde la siembra.

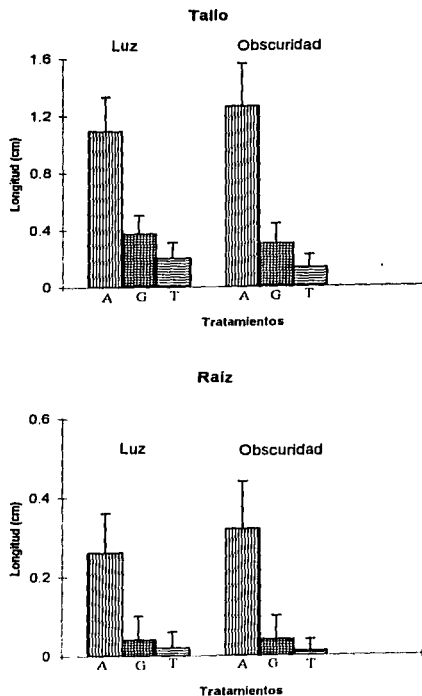


Figura 10. Crecimiento de plántulas de *Astrophytum myriostigma*, procedente de Cd. del Maiz, S.L.P., 30 días después de la siembra de las semillas. (A= Agua, G= Gibberelina y T= Tiourea)*Las barras delgadas indican la amplitud de la desviación típica.

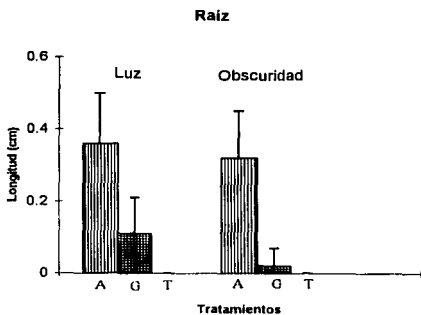
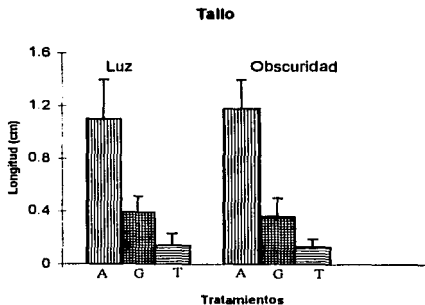


Figura 11. Crecimiento de plántulas de *Astrophytum myriostigma*, procedente de Villa Guadalupe, S.L.P., 30 días después de la siembra de las semillas. (A= Agua, G= Giberelina y T= Tiourea)*Las barras delgadas indican la amplitud de la desviación típica.

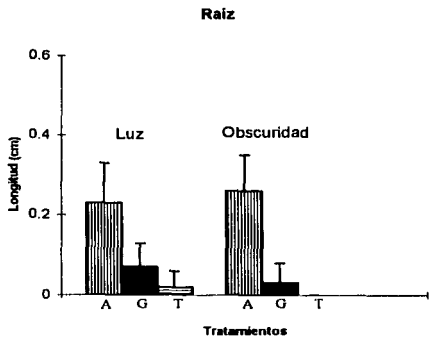
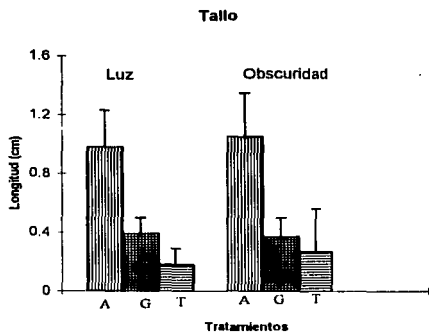


Figura 12. Crecimiento de plántulas de *Astrophytum myriostigma*, procedente de Guadalcázar, S.L.P., 30 días después de la siembra de las semillas. (A= Agua, G= Gibberelina y Tiourea)*Las barras delgadas indican la amplitud de la desviación típica.

7. DISCUSION

Varios autores han afirmado que *Astrophytum myriostigma* tiene graves problemas para germinar. Los resultados del presente trabajo indican que con iluminación y a 25°C, la germinación de esta cactácea fue muy alta y rápida en todas las procedencias y son concordantes con los resultados de Arredondo y Camacho (1995).

Las semillas de *Astrophytum myriostigma* en todas las procedencias evaluadas mostraron fotoblastismo positivo estricto como lo menciona la clasificación mostrada por Orozco en 1989 y complementada con sugerencias de Besnier (1989), y esto es debido a que prácticamente no germinaron en los conteos que se realizaron en la obscuridad, no obstante la aplicación de ácido giberélico y tiourea.

El comportamiento de la especie trabajada es diferente al de *Carnegiea gigantea* y *Lemaireocereus thurberi*, los cuales produjeron germinación en muy bajos porcentajes en la obscuridad y alcanzaron germinaciones relativamente altas con la aplicación de ácido giberélico en estas condiciones (McDonough, 1964; y Maddams, 1959).

A diferencia de lo encontrado por McDonough (1964) en *Carnegiea gigantea* y *Lemaireocereus thurberi* y por Romero, et al. (1992), en *Ferocactus peninsulæ*, en el caso de *Astrophytum myriostigma* no se encontró que las semillas incubadas en la obscuridad durante un período de 8 días produjera dormición secundaria. Una vez que las semillas incubadas en la obscuridad se descubrieron y se les sometió a la presencia de luz, su germinación evolucionó en forma muy parecida a la de las semillas que se incubaron a la luz desde el principio del experimento; aunque se observó un ligero retraso en la germinación, sin embargo los porcentajes considerando los mismos tiempos transcurridos fueron similares.

La aplicación de ácido giberélico y tiourea en semillas que se incubaron desde un principio con iluminación y sobre todo en los que se incubaron inicialmente en la obscuridad, produjeron porcentajes menores a los obtenidos con agua. El regulador que tuvo más efecto supresor sobre la germinación fue la tiourea. Se requieren de estudios posteriores para determinar si hubo pérdida de la viabilidad o se presentó una inducción en la dormición secundaria.

Estos resultados son distintos de los presentados por McDonough (1964), en *Carnegiea gigantea* y *Lemaireocereus thurberi*. Este autor encontró que la aplicación de giberelina en 1000 ppm, que fue la dosis que se aplicó en la especie trabajada, indujo una importante germinación en la obscuridad; lo anterior pone de manifiesto que no siempre la aplicación de giberelina es capaz de sustituir los requerimientos de luz en las cactáceas.

En la especie trabajada la giberelina no sólo no indujo la germinación sino que tendió a suprimirla en las semillas que se mantuvieron en la obscuridad.

El comportamiento encontrado en *Astrophytum myriostigma* respecto a que las semillas incubadas en la obscuridad germinaron tan pronto como se les sometió a la luz, es similar al que reporta Hernández, et al. (1994), para *Ferocactus*, *Mammillaria*, *Aztekium*, etc.; es decir, que la germinación en la obscuridad no se está realizando únicamente, sino que es posible que sólo se realice la fase de imbibición y no se pase a las siguientes fases de la germinación.

Es conveniente evaluar el efecto del secado de las semillas que se han estado incubando en la obscuridad, si la deshidratación no produce la pérdida de viabilidad, esto indicaría que el avance en los procesos metabólicos germinativos es tan corto que no se ha llegado a la etapa en que el secado produce la muerte de la semilla embebida.

Uno de los problemas que ha tenido esta cactácea para su propagación masiva ha sido la necesidad de realizar siembras superficiales para cubrir los requerimientos de luz. El problema principal consiste en mantener altos niveles de humedad en la cercanía de la semilla. Se han aplicado técnicas que consisten en cubrirlas con un vidrio o con un plástico, lo que mantiene una alta humedad atmosférica en las cercanías de las semillas, lo cual favorece la pudrición de las plántulas por hongos. Por lo tanto, en trabajos futuros es conveniente evaluar la siembra de semillas embebidas con luz, quizás sobre un sustrato de papel preparadas 1 o 2 días antes de ser sembradas, probablemente en esas condiciones puedan tolerar cierta profundidad de siembra; las plántulas seguramente tendrán la capacidad de emerger debido a que las mediciones indicaron que el hipocotilo puede elongarse más de medio centímetro.

Elizalde (1995), trabajó con semillas fotoblásticas de *Nicotiana glauca* y *Buddleia cordata*. Este autor sugiere que cuando menos en *Buddleia cordata* parte de la falta de emergencia, cuando las semillas se entierran a cierta profundidad del suelo, es debido a la incapacidad de las plántulas tan pequeñas para emerger a través del suelo.

Sería conveniente evaluar el remojo con sustancias que den un alto potencial osmótico, como el polietilenglicol, sustancia que se ha utilizado para lograr la imbibición de semillas de jitomate, pastos, lechuga, sin que la germinación se realice (Camacho, 1994 a), con el fin de tener una germinación uniforme cuando las semillas se transfieren a un medio húmedo con bajo potencial osmótico.

La lógica del tratamiento es la siguiente: las semillas se embeben para que cubran su primera fase, puede ser imbibición en luz y la germinación se detiene manteniendo un alto potencial osmótico; tan pronto como se elimine ese potencial osmótico con un lavado en agua y la siembra en suelo, las semillas germinan en muy poco tiempo (uno o dos días) y entonces aunque la siembra tenga que ser superficial, el suelo puede mantenerse húmedo o inclusive puede tolerar un poco de enterramiento.

También sería conveniente evaluar cual es el tiempo de iluminación que requiere *Astrophytum myriostigma* para mantener su potencial de germinación cuando es sembrada a diferentes profundidades. Este trabajo tendría que realizarse en el suelo y no en cajas de petri, porque hay diferencias en ambas condiciones. En el suelo a lo largo de un perfil conforme se va profundizando hay cambios muy importantes en cuanto a composición gaseosa de la atmósfera, contenido entre las partículas del suelo, cosa que no ocurre en las cajas de petri envueltas con papel aluminio.

En cuanto a los porcentajes de germinación las procedencias no mostraron comportamientos diferentes. Únicamente fue apreciable que las semillas colectadas en Villa Guadalupe mostraron una fuerte sensibilidad a la tiourea, ya que cuando se les incubó en la oscuridad y con dicho regulador de crecimiento se dio la más marcada depresión.

Como lo reporta Camacho y Arredondo (1995), al trabajar con *Astrophytum myriostigma* proveniente de tres poblaciones naturales y bajo diferentes temperaturas de incubación, encontraron que en todas las procedencias trabajadas la germinación fue afectada por la temperatura de incubación, los valores más bajos se obtuvieron con temperaturas de 30 y 35°C, hallando una respuesta similar para todas las procedencias a 25°C.

Quizá el retraso de la germinación debido a la incubación de las semillas en oscuridad y con la aplicación de reguladores de crecimiento, dio que las plántulas obtenidas tuvieron menor crecimiento que el observado en individuos obtenidos de semillas regadas en agua que se incubaron con disponibilidad de luz desde la siembra.

Por otra parte Malagón (1990), encontró variaciones muy extremas en las características germinativas de *Pinus greggii*, para las cuatro procedencias trabajadas.

En el presente trabajo no hubo diferencias muy marcadas entre las tres poblaciones evaluadas, en lo referente al porcentaje de germinación, días medios e intervalo de germinación, solamente el Índice de Maguire señaló que las semillas procedentes

de Cd. de Maiz y de Villa Guadalupe tuvieron mejor germinación que las cosechadas en Guadalcazar.

En cuanto al comportamiento de los datos se encontró que los porcentajes de germinación presentaron una homogeneidad de varianzas y que la transformación arcoseno no incrementaba ésta.

Lo anterior indica que al analizar este tipo de datos conviene analizar los supuestos antes de aplicar la transformación como norma toda las veces que se trabaje con los porcentajes. Es frecuente que ciertos grupos de datos no requieran la transformación y en otros la transformación provoque mayor heterogeneidad de las varianzas. En cuanto al índice de Maguire su comportamiento no se aleja demasiado del que tuvo el porcentaje de germinación, sin embargo manifestó varianzas heterogéneas, por lo que se le consideró como indicativo.

8. CONCLUSIONES

- 1) Todas las procedencias de *Astrophytum myriostigma* evaluadas tuvieron una germinación rápida y completa cuando se incubaron con iluminación y se regaron con agua. La germinación se inició a los tres días y empezó a estabilizarse a los ocho días, alcanzando porcentajes cercanos al 100%.
- 2) En las unidades experimentales que se mantuvieron en obscuridad durante ocho días después de la siembra, prácticamente no se presentó germinación durante este período. Una vez que estas siembras se descubrieron la germinación se inició a los 11 días, los mejores resultados se obtuvieron cuando se regó con agua.
- 3) Los fitorreguladores aplicados, giberelina (1000 ppm) y tiourea (2%), no estimularon la germinación en ningún caso.
- 4) Tanto la aplicación de giberelina (1000 ppm) como la de tiourea (2%), produjeron germinaciones inferiores a las logradas en siembras regadas con agua, sobre todo en las siembras que se mantuvieron inicialmente en obscuridad.
- 5) En las siembras que se mantuvieron inicialmente en obscuridad y después se descubrieron, el mayor efecto negativo sobre la germinación se obtuvo con la aplicación de tiourea.
- 6) La disponibilidad de luz desde la siembra eliminó el efecto negativo de la giberelina (1000 ppm) y tiourea (2%) sobre la germinación.
- 7) La aplicación de giberelina (1000 ppm) y tiourea (2%) no eliminó el fotoblastismo germinativo de las semillas del bonete de obispo.
- 8) El comportamiento germinativo de las tres procedencias evaluadas fue similar.
- 9) En cuanto al crecimiento de plántulas, el hipocótilo tuvo mayor desarrollo que la raíz en todas las procedencias y tratamientos aplicados.

9. BIBLIOGRAFIA

- Alcorn, S. M. and E. B. Kurtz. 1959. Some factors affecting the germination of seed of the saguaro cactus (*Carnegiea gigantea*). American Journal of Botany. 46 (7): 526-529.
- Alcorn, S. M. 1959. Some factors affecting the germination of seed of the saguaro cactus (*Carnegiea gigantea*). American Journal of Botany 46: 526-529.
- Alcorn, S. M. and S. C. Martin. 1974. *Cereus giganteus* Engelm: Saguaro. En: Shopmeyer, C. S. (Ed.). Seeds of Woody Plants in the United States. USDA-Forest Servic. Agricultural Handbook No. 450 EUA. 313-314.
- Alvarez, G. H. O. 1991. Propagación de cactáceas por semilla: una experiencia para su cultivo y conservación. Tesis de licenciatura. Biología. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 27 p.
- Anaya, S.A. 1986. Optimización en la proliferación de callo e inducción de brotes in vitro de *Astrophytum myriostigma* var. *potosina*. Tesis de licenciatura. Biología. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 68 p.
- Anónimo, 1979. Inventario Forestal del Estado de San Luis Potosí. SARH Subsecretaría Forestal y de la Fauna. Dirección General del Inventario Forestal. Publicación No. 46. 41 p.
- Anónimo, 1988. Los municipios de San Luis Potosí. Colección Enciclopedia de los municipios de México. México. 280 p.
- Arias, M. A. S. 1989. Variación morfológica de *Astrophytum ornatum* (DC.) Web. (Cactaceae) en cuatro poblaciones de las zonas áridas Queretana e Hidalguense. Tesis de licenciatura. Biología. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 75 p.
- Arredondo, G. A. y M. F. Camacho. 1995. Germinación de *Astrophytum myriostigma* (Lemaire) en relación con la procedencia de las semillas y la temperatura de incubación. Cactáceas y Suculentas Mexicanas. 40 (2): 34-38.
- Arredondo, G. A. 1994. Contribución al conocimiento de *Astrophytum myriostigma* Lemaire en San Luis Potosí. Memorias del encuentro nacional sobre tecnologías alternas para el aprovechamiento de los recursos bióticos de zonas áridas. Universidad Autónoma de Chapingo. Unidad Regional Universitaria de Zonas Áridas. México. pp 31.
- Barthlott, W. 1979. Cacti. Stanley thornes (Publishers) LTD. 249 p.

- Bernhard, U. 1987. At the habitat of *Astrophytum coahuilense*. *British Cactus and Succulent Journal*. 5 (4): 106-111.
- Borg, J. 1950. *Cacti a gardener's handbook for their identification and cultivation*. Blandford Press. 308-353.
- Borrego, E. F. y G. H. Hernández. 1986. Estudios de germinación de semillas de nopal. Resúmenes del XI Congreso Nacional de Fitogenética. Sociedad Mexicana de Fitogenética. México. pp 289.
- Bravo, H. H. y M. H. Sánchez. 1978. Las cactáceas de México. (vol. I pag. 20-61; 124-143; 155 y 352; Vol.II pag. 91-101).UNAM. México.
- Britton, N. L. y J. N. Rose. 1919-1923. *The Cactaceae*. 4 vols. Carnegie Inst. Wash. Publ. 248 p.
- Buxbaum, F. 1950. *Morphology of cacti*. Section III. Fruits and seeds. Abbey Garden Press. California. 223 p.
- Callahan, R. Z. 1964. Investigación de Procedencias, Estudio de la Diversidad Genética asociada a la Geografía. *Unasylyva* 18(23): Cap. 4. FAO. Roma.
- Camacho, M. F. 1994 a. Dormición de semillas; causas y tratamiento. *Trillas*. México. 125 p.
- Camacho, M. F. 1994 b. Fisiología de la germinación en: semillas forestales. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias. Centro Nacional de Investigación Disciplinaria en Conservación y Mejoramiento de Ecosistemas Forestales. Publicación especial No. 2. México. pp. 12-31. (Obra de 137 p.).
- Camacho, M. F. y V. G. Morales. 1992. Métodos para el análisis del efecto de tratamiento sobre la germinación. Memoria de la Reunión Científica Forestal y Agropecuaria del Campo Experimental Coyoacán. Publicación Especial No. 1 Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Instituto Nacion al de Investigaciones Forestales y Agropecuarias. México. pp 282-290.
- Cervantes, S. M. 1986. Variación morfológica en semillas, efecto de la temperatura en la germinación y crecimiento de plántulas de 53 familias de 6 procedencias de *Pinus tecunumanii* Equilus at Perry. Tesis Prof. U.A.CH. Chapingo. México, 70 p.
- CETENAL a. 1972. Carta, Lázaro Cárdenas F-14-A-56. Escala 1:50,000.
- CETENAL b . 1973. Carta, La Libertad F-14-A-77. Escala 1:50,000.
- CETENAL c . 1973. Carta, El Milagro de Guadalupe F-14-A-45. Escala 1-50,000.
- Cochran, G. W y W. G. Snedecor. 1979. *Métodos estadísticos*. C.E.C.S.A.; México. 703 pp.

- Corona, N. V. y A. V. M. Chávez. 1982. Cultivo de cactáceas en medios asépticos. Cactáceas y Suculentas Mexicanas. 27: 17-23.
- Cota, S. H. 1982. Descripción morfológica de plántulas de *Cereus* sp. Cactáceas y Suculentas Mexicanas. 27: 83-85.
- Cota, S.H. 1984. Influencia de la luz, temperatura y sustancias químicas sobre la germinación de semillas de *Ferocactus latispinus* (Haw.) Br. & Rose, (Cactaceae). Tesis de licenciatura. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. Instituto Politécnico Nacional. México. 82 p.
- Cousens, R.; G. Armas, and R. Baweja. 1994. Germination of *Rapistrum rugosum* (L.) All. from New South Wales, Australia. Weed Research 34: 127-135.
- Del Castillo, R. F. 1986. Semillas, germinación y establecimiento de *Ferocactus hixtrix*. Cactáceas y Suculentas Mexicanas 31: 5-11.
- DETENAL-SPP a. 1978. Carta, Matehuala F-14-A-1. Escala 1:250,000.
- DETENAL-SPP b. 1978. Carta, Ciudad Mante F-14-A-5. Escala 1:250,000.
- DETENAL-SPP c. 1978. Carta, San Luis Potosí F-14-A-4. Escala 1:250,000.
- Elizalde, L. C. L. 1995. Estudios sobre la germinación y plantales de dos especies útiles en la recuperación de suelos: *Buddleia cordata* Y *Nicotiana glauca*. Tesis de licenciatura. Biología. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 58 p.
- Engelman, E. M. 1960. Ovule and seed development in certain cacti. American Journal of Botany. 47 (6): 460-467.
- Fahn, A. 1989. Plant anatomy. 3th. ed. Pergamon Press. E.U. 544 p.
- Fearn, B. 1981. Seed Germination: The modern approach. The Cactus and Succulent Journal of Great Britain. 43 (1): 13-16.
- Font Quer, P. 1985. Diccionario de Botánica. Labor. España. 1244 p.
- García, C. H. e I. M. De la Rosa. 1992. Efecto del ácido giberélico en la germinación de cuatro especies de cactáceas consideradas en peligro de extinción. Resúmenes del XII Coloquio de Investigación de la Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala. UNAM. México. (Resumen 160).
- Godínez, A. H. O. 1991. Propagación de cactáceas por semilla: una experiencia para su cultivo y conservación. Tesis de licenciatura. Biología. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 27 p.

Gola, G.; G. Negri y C. Cappelletti. 1959. Tratado de Botánica. Trad. Font Quer, P. Segunda Edición. Labor. España. 1160 p.

Gómez, L. R. y S. P. Romero. 1989. Germinación de dos variedades de pitaya. *Stenocereus griseus* (Haworth) Buxbaum. Cactáceas y Suculentas Mexicanas. México. 34: 34-40.

Hájek, F. 1977. Observaciones sobre *Astrophytum ornatum* y *Astrophytum myriostigma* y sus variedades. Cactáceas y Suculentas Mexicanas. 22: 88-92.

Hartmann, H. T. y D. E. Kester. 1987. Propagación de plantas: principios y prácticas. Trad. Marino A, A. Continental. México. 737 p.

Haustein, E. 1986. The cactus handbook. Chartwell Books INC. New Jersey. 320 p.

Heaman, J. C. 1984. Provenance testing a western canadian perspective. En XIV Reunión del Grupo de Mejoramiento Genético Forestal. Comisión Forestal de América del Norte. FAO. Durango, Dgo. México. pp. 42-57.

Hernández, P. S. L.; R. K. Maiti y M. M. Valdez. 1994. Técnicas de germinación de cactáceas. Memorias del Encuentro Nacional sobre Tecnologías Alternas para el Aprovechamiento de Recursos Bióticos Zonas Áridas. Universidad Autónoma de Chapingo. Unidad Regional de Zonas Áridas. México. pp. 8.

Hoock, H. 1990. The Myriostigmas of San Antonio. British Cactus and Succulent Journal. 8 (3): 68-73.

Hunt, D.; N. Taylor and J. Panter. 1980. Connoisseurs-Cacti. The Cactus and Succulent Journal of Great Britain. 42 (1): 4-6.

Khan, A. A. 1975. Primary, preventive and permissive roles hormones in plants systems. Bot. Rev. 41: 391-420.

Khan, A. A. 1977. Physiology and biochemistry of seed dormancy and germination. Elsevier/ North Holland Biomedical Press. Holanda. 386 pp.

López, G. R. y R. P. Sánchez. 1989. Germinación de dos variedades de pitaya (*Stenocereus griseus* (Hawth) Buxbaum). Cactáceas y Suculentas Mexicanas. 34: 34-40.

Lunas, R. R. M. 1990. Estado actual de seis especies de cactáceas mexicanas sobrecolectadas y algunos planteamientos alternativos para su conservación. Tesis de licenciatura. Biología. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 41 p.

- Maddams, W. F. 1959. Some experiments with gibberellic acid. The Cactus and Succulent Journal of Great Britain. 21 (3): 56-57.
- Maiti, R. K.; J. L. Hernández-P. y V. M. Marroquín. 1994. Seed ultrastructure and germination of some species of Cactaceae. Phytón Buenos Aires. 55 (1): 97-105.
- Malagón, L. M. 1990. Estudio de Variación Morfológica y de la Germinación en cuatro Procedencias de *Pinus greggii* Engelm. Tesis de Licenciatura. Biología. ENEP Iztacala. UNAM. México. 105 pp.
- Martin, J. M. 1963. *Astrophytum*. The Cactus and Succulent Journal of Great Britain. 25 (2): 29.
- Martínez, H. E. 1983. Germinación de semillas de *Stenocereus griseus* (Haw.) Buxbaum. (pitaya de mayo). Cactáceas y Suculentas mexicanas. 27: 51-57.
- Mateos, P. R. 1989. El Cultivo de Tejidos en Cactáceas: Ensayo Bibliográfico. Seminario de Titulación en Genética Aplicada. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. Instituto Politécnico Nacional. México. 111 p.
- Mayer, A. M. and A. Poljakoff. 1982. The germination of seeds. Mayber Pergamon Press. 3 ed. Oxford. 211 p.
- McDonough, T. W. 1964. Germination responses of *Carnegiea gigantea* and *Lemaireocereus thurberi*. Ecology 45 (1): 155-158.
- McLemore, B. F. 1964. Light during stratification hasten dark-germination of loblolly pine seed. Forest Science. 10 (3): 3-5.
- Mejorada, S. H. 1982. Mexico's problems and programmes monitoring trade in common and endangered cacti. The Cactus and Succulent Journal of Great Britain. 44 (2): 36-38.
- Meyrán, J. 1957. Pruebas con ácidos giberélicos en las cactáceas. Cactáceas y Suculentas de México. 7-10.
- Morales, V. G. y M. F. Camacho. 1985. Formato y recomendaciones para evaluar germinación. III Reunión Nacional sobre Plantaciones Forestales. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Publicación Especial No. 48. México. pp. 123-138.
- Moreno, P. N.; G. J. López; G. L. Arce. 1992. Aspectos sobre las semillas y su germinación de *Echinomastix mariposensis* Hester. Cactáceas y Suculentas Mexicanas. 37: 21-27.
- Moreno, V. M. P. 1995. Las cactáceas: producción, comercialización y medidas de protección. Tesis de licenciatura. Ingeniería Agrícola. FES Cuautitlán. UNAM. México. 108 p.

- Mrinskii, V. 1985. Nota sobre un nuevo método para germinar semillas de cactus. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*. 30 (3): 65-66.
- Muratalla, L. A.; P. F. Barrientos y A. J. Rodríguez. 1990. Germinación y viabilidad de semilla de nopal (*Opuntia amygdala* (V5) y *Opuntia ficus-indica* (V1 y F1)) II Reunión Nacional sobre Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. México. pp. 19.
- Nikolaeva, M. C. 1969. Physiology of deep dormancy in seed. 3d. z. Shapiro. I.P.S.T. Israel. pp. 220.
- Nikolaeva, M. C. 1977. Factors controlling the seed dormancy pattern. En: Khan, A. A. (DE) Physiology and Biochemistry the seed dormancy germination. Elsevier/ North Holland Biomedicacl Press. Holanda. pp. 50-73.
- Nobel, S. P. 1988. Environmental biology of agaves and cacti. Cambridge University Press. N. Y. 128-250.
- Parraquirre, L.; Camacho, M. F. y J. F. C. 1992. Velocidad de germinación de veintidós especies forestales tropicales. *iencia Forestal en México*. 17 (72): 3-26.
- Pryor, L. D. 1963. Provenance in tree improvement with particular reference to *Eucalyptus*. FAO. Forgen 3/2 Roma.
- Rabenda, I. 1990. Breaking dormancy in cactus seed. *Cactus an Succulent Journal U.S.* 62 (2): 86-94.
- Reyes, S. J. 1994. Propagación de cactáceas mexicanas: Una alternativa para la conservación de especies amenazadas y en peligro de extinción. Encuentro Internacional sobre el Impacto de la Biotecnología en el Desarrollo Sustentable. OEA (PROMESUR) Aguascalientes; México
- Reyes, S. J. y M. S. Arias. 1995. Cactáceas de México: conservación y producción. *Revista Chapingo serie: horticultura 1* (3): 85-92.
- Rod and Ken. 1991. *Cacti (The illustrated dictionary)*. Preston-Mafham. Ed. Blanford. 223 p.
- Rodríguez, H. R. B. y L. F. Gómez. 1994. Evaluación de cinco tratamientos pregerminativos en tres especies de cactáceas ornamentales (*Astrophytum myriostigma*, *Ferocactus acanthodes* y *Echinocactus horizonthalonius*. Encuentro Nacional Sobre Tecnologías Alternas para el Aprovechamiento de los Recursos Bióticos de Zonas Áridas. Universidad Autónoma de Chapingo. Unidad Regional de Zonas Áridas. México. pp. 9-10.
- Romero, S. H. L.; V. F. Vega; H. Nolasco y C. Montaña. 1992. The effect of darkness, freezing, acidity and salinity on germination of *Ferocactus peninsulæ* (Cactaceae). *Journal of Arid Environments*. 23: 389-395

Sánchez, M. H. 1982. Mexico's problems and programmes monitoring trade in common and endangered Cacti. Succulent Journal of Great Britain. 44 (2): 36-38.

Segovia, O. A. D. L. 1986. Fisiología Ecológica del Fotoblastismo en semillas de 4 especies del genero *Piper* sp L. Tesis Doctorado. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 110 p.

Simerda, B. 1990. Effective Ways of Propagating Endangered Cacti. British Cactus and Succulent Journal. 8 (1): 9-12.

Thompson, P. A. 1981. Ecological aspects of seed germination. Advances in Research and Technology of Seeds. Part 6: 2-42.

Trujillo, A. S. 1982. Estudio sobre algunos aspectos ecológicos de *Echinocactus platyacanthus* LK. & O. en el estado de San Luis Potosi. Tesis de licenciatura. Biología. ENEP Iztacala. UNAN. México. 32 p.

Trujillo, H. A. 1989. Influencia de la temperatura y soluciones de nitrato sobre la germinación de *Mammillaria carnea* y *Coriphanta calipensis*. Resúmenes del IX Coloquio de Investigación de la Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala UNAM. México. (Resúmen C-79).

Weightman, W. 1970. The genus *Astrophytum*. The Cactus and Succulent Journal of Great Britain 32 (1):9-11.

Wright, B. J. 1978. A simplified design for convine prevenance and progeny testing. Silae Genet. (27):2.

Zobel, R. J. 1964. Mejora genética de las propiedades de la madera de especies forestales. Unasyuva. 18(2-3)Cap. 9. FAO. Roma.

10. ANEXOS

Anexo 1. SINONIMIAS DE *Astrophytum myriostigma*

- Astrophytum jaumavense* (1979) SADOVSKY, O.; SCHUTZ, B.
Astrophytum myriostigma f. *quadrilocostata* (1963) FRANK, G.
Astrophytum myriostigma f. *quadrilocostatum* (1957) ZBINDEN, P.; KRAINZ, H.
Astrophytum myriostigma f. *tamaulipasense* (1967) ZBINDEN, P.; KRAINZ, H.
Astrophytum myriostigma f. *tamaulipensis* Hort. (1960) BYLES, R.
Astrophytum myriostigma f. *tetragona* (1928) KAKTEENHAAGE
Astrophytum myriostigma jaumavense (1957) HAAGE, W.; SADOVSKY, O.
Astrophytum myriostigma jaumavense cristata (1957) HAAGE, W.; SADOVSKY, O.
Astrophytum myriostigma jaumavense f. *asterias* (1957) HAAGE, W.; SADOVSKY, O.
Astrophytum myriostigma jaumavense f. *nuda* (1957) HAAGE, W.; SADOVSKY, O.
Astrophytum myriostigma quadrilocostata (1935) KREUSINGER, K.
Astrophytum myriostigma quadrilocostatum (1961) BACKBERG, C.
Astrophytum myriostigma subsp. *quadrilocostata* (1932) KAYSER, K.
Astrophytum myriostigma subsp. *quadrilocostatum* (1961) BACKBERG, C.
Astrophytum myriostigma subsp. *tamaulipense* (1932) KAYSER, K.
Astrophytum myriostigma subsp. *tamaulipense* (1944) MEGATA, M.
Astrophytum myriostigma tamaulipasensis (1936) BLOSSFELD, R.
Astrophytum myriostigma tamaulipasensis v. *tetragona* (1936) BLOSSFELD, R.
Astrophytum myriostigma tamaulipense (1935) KREUZINGER, K.
Astrophytum myriostigma tamaulipensis (1930) MOLLER, A. F.
Astrophytum myriostigma tetragona (1940) KELLY, R. W.
Astrophytum myriostigma v. *jaumavense* (1957) HAAGE, W.; SADOVSKY, O.
Astrophytum myriostigma v. *jaumavense* hort. (1973 d) SCHUTZ, B.
Astrophytum myriostigma v. *jaumavensis* (1977) HAJEK, F.
Astrophytum myriostigma v. *myriostigma* f. *quadrilocostatum* (1975) DONALD, J. D.
Astrophytum myriostigma v. *nudum* f. *quadrilocostatum* (1962) Anonym
Astrophytum myriostigma v. *nudum* subv. *quadrilocostatum* (1979) HIRAO, H.
Astrophytum myriostigma v. *potosinum* subv. *Tamaulipense* (1961) BACKBERG, C.
Astrophytum myriostigma v. *quadrilocostata* (1941) MARSHALL, W. T.; BOCK, T. M.
Astrophytum myriostigma v. *quadrilocostatum* (1961) BACKBERG, C.
Astrophytum myriostigma v. *quadrilocostatus* (1933) BAUM, H.
Astrophytum myriostigma v. *tamaulipense* Hort. (1961) BACKBERG, C.
Astrophytum myriostigma v. *tamaulipensis* (1935) BACKBERG, C.; KNUTH, F. M.
Astrophytum myriostigma v. *tamaulipense* Hort. (1960) BYLES, R.
Astrophytum myriostigma v. *tetracantha* (1939) VIERECK, H. W.
Astrophytum myriostigma v. *tetragona* (1941) GRASER, R.
Astrophytum myriostigma v. *tetragona* Hort. (1951) BORG, J.
Astrophytum myriostigma v. *tetragonum* (1961) SCHUTZ, B.
Astrophytum quadratum (1957) HAAGE, W.; SADOVSKY, O.
Astrophytum quadrilocostata (1930) MOLLER, A. F.
Astrophytum quadrilocostata (1930) MOLLER, A. F.
Astrophytum tamaulipensis (1930) MOLLER, A. F.
Echinocactus myriostigma subsp. *quadrilocostata* (1944) MEGATA, M.
Echinocactus myriostigma subsp. *quadrilocostatus* (1927) MOLLER, H.
Echinocactus myriostigma v. *quadrilocostatum* (1979) SADOVSKY, O.; SCHUTZ, B.
Echinocactus myriostigma v. *quadrilocostatus* (1927) MOLLER, H.

Anexo 2. VARIEDADES DE *Astrophytum myriostigma*.

Astrophytum myriostigma es la más popular de las especies y la más pequeña del género, aunque tiene sus variaciones. Se han descrito cerca de 7 variedades reconocidas y algunas otras dudosas. Las más conocidas son (Weightman, 1970):

v. *quadricostata*. Conocida también como v. *tetragona*, como su nombre lo indica esta planta tiene solamente cuatro costillas (Martin, 1963)

v. *nuda*. Los puntos blancos característicos del género están totalmente ausentes en esta variedad.

v. *coahuilensis*. Esta es una de las variedades que ha alcanzado un estado específico, tiene un modo más cilíndrico de crecimiento y la flor tiene el cuello rojo (Martin, 1963).

v. *potosinum*. Es descrita por Borg (1980) como una sub-especie, y tiene menos escamas que las otras variedades, la forma nuda es casi en su totalidad verde, las plantas adultas son siempre bajas alcanzando un diámetro hasta de 20 cm., sus áreolas son pequeñas y muy distantes entre si (Martin, 1963; Hajek, 1977; y Taylor, Hunt y Panter, 1980). La forma columnare se distingue fácilmente en las plantas de semillero ya que es la primera en elongarse. Estas dos formas se dice que tienen origen en la manipulación horticultural de la especie (Martin, 1963).

v. *strongylogonum*. A diferencia de la v. *potosinum*, esta presenta tallos más bajos, puntos más grandes y aréolas más conspicuas (Hájek, 1977).

v. *jaumavensis*. Las costillas, dextrógiras o levógiras. son agudas, casi filosas; los puntos blancos son poco numerosos y confinados al ápice del tallo; también las áreolas son muy escasas (Hájek, 1977).

v. *tulense*. La cual tiene tantas como 10 costillas dobladas (Hoock, 1990; Martin, 1963).

Muchos autores mencionan a la siguiente como variedad:

v. *myriostigma f. quadricostatum* (Taylor, Hunt y Panter, 1980)

**Anexo 3. CARACTERÍSTICAS DE LAS ZONAS DE PROCEDENCIA DE
*Astrophytum myrlostigma.***

VILLA GUADALUPE

Localización:

El municipio se localiza al noreste del Edo. de San Luis Potosí, en el altiplano potosino, en las coordenadas 22°15' a 23°33' latitud norte y 100°28' a 101°40' longitud oeste; con altitud de 2040 m.s.n.m.

Limita al norte con Villa de la Paz, con Villa Hidalgo, al este con el estado de Nuevo León, al oeste con Charcas, al noroeste con el municipio de Matehuala, y con el Catorce; al sureste con Guadalcázar y Venado. Se divide en 57 localidades, sobresaliendo la cabecera municipal (Anónimo, 1988).

Hidrografía

Los principales recursos hidrológicos están representados por los arroyos el Astillero, las Presas, el Refugio y San Nicolás, que se localizan en la parte norte, así como dos manantiales que benefician a la población.

Clima

Su precipitación pluvial anual es de 394 mm, teniendo durante los meses de mayo a octubre una precipitación que va de 250 a 325 mm, con 30 a 59 días de lluvia, mientras que de noviembre a abril es de 100 a 125 mm, con 0 a 29 días de lluvia. Su temperatura media anual es de 19.3°C, con una máxima absoluta de 41°C que se presenta en el mes de julio, y una mínima absoluta de 8°C para el mes de enero. Presentando más de 9 días con heladas en promedio para los meses de diciembre y enero y de 1 a 8 días de heladas en noviembre, febrero y marzo (DETENAL-SPP c;1978).

Orografía

Se encuentra al norte del municipio parte de la Sierra de Catorce y hacia el sur la Sierra La Rueda. Asimismo al oriente se encuentran pequeñas serranías y partes semiplanas en el norte y centro.

Clasificación y uso del suelo

El suelo es de formación aluvial y origen sedimentario, textura limosa y con profundidades moderadas (DETENAL-SPP a; 1978).

ESTA TESIS NO DEBE SALIR DE LA BIBLIOTECA

El uso potencial del suelo se encuentra limitado por los factores de clima y tipo de suelo, encontrándose apto para la vida silvestre, forestal, la pradicultura (limitada y moderada) y más al sur para la agricultura (limitada) (DETENAL-SPP a, 1978)

Flora y Fauna

Predominan los matorrales micrófilo, desértico, espinoso, nopalera, izotal, cardonal y pastizal (Anónimo, 1979 y CETENAL, 1973).

Referente a su fauna existen liebre, aves silvestres, lagartija y víbora de cascabel.

GUADALCAZAR

Localización

El municipio se ubica al noroeste del estado, perteneciente a la zona del altiplano. Las coordenadas geográficas en las que se sitúa son: latitud norte 22°30' a 23°14'; longitud oeste 99°30' a 100°14'.

Limita al norte con el estado de Nuevo León; al sur con Cerritos; al oeste con Villa de Guadalupe y Villa de la Paz; al este con el estado de Tamaulipas y Ciudad de Maíz.

Cuenta con una superficie de 4244.3 Km², y su división política está compuesta por 82 comunidades (Anónimo, 1988).

Hidrografía

No existen ríos ni arroyos, sin embargo existen escurrimientos superficiales. Además cuenta con un manto acuífero subterráneo denominado Guadalcazar-Villa Hidalgo.

Clima

Las precipitaciones de mayo a octubre son de 250 a 325 mm, con 30 a 59 días de lluvia, en tanto que de noviembre a abril van de 50 a 75 mm, con 0 a 29 días de lluvia. La temperatura media anual es de 18.1°C; la máxima se presenta en el mes de mayo, la mínima absoluta de 7°C, para el mes de diciembre. Presentando de 1 a 8 días heladas en promedio para los meses de noviembre, diciembre, enero y febrero (DETENAL-SPP c, 1978).

Orografía

El municipio se encuentra configurado principalmente por las derivaciones que se orientan de sur a norte de los sistemas topográficos del sur del estado, sobre la cual se localiza la Sierra de Alvarez que constituye el macizo montañoso que separa el altiplano de las llanuras que forman la cuenca de Río Verde.

Clasificación y uso del suelo

En su totalidad cuenta con suelos de origen sedimentario, derivándose de rocas calcáreas, lutitas y areniscas. Su modo de formación es aluvial y coluvial. Su topografía es variable; existen áreas planas y otras como la ladera y cerros con pendientes de 10 a 20° y relieve ondulado.

El uso del suelo es agrícola, con agricultura de temporal permanente y cultivos anuales.

El uso potencial del suelo está limitado por el tipo del suelo y el clima, encontrándose apto para la vida silvestre, forestal, la pratericultura (limitada, moderada e intensa) y la agricultura (limitada) (CETENAL a, 1972).

Flora y Fauna

Los tipos de vegetación se han definido por su fisonomía derivada a su vez de la forma de sus espacios dominantes, así encontramos los siguientes tipos: Matorral desértico, espinoso, micrófilo, nopalera, izotal, cardonal y pastizal (Anónimo, 1979 y CETENAL a, 1972).

Existen diversos animales pero los más comunes son: liebres, víboras de cascabel y aves silvestres.

CIUDAD DE MAÍZ

Localización

En el oeste, en la zona media de San Luis Potosí, las coordenadas lo sitúan de los 20°17' a los 22°50' latitud norte y 90°11' a 100°03' longitud oeste. Las colindancias del municipio son: al norte con el estado de Tamaulipas; al sur con el municipio de Alaquines; al oeste con los municipios de Guadalcázar y Cerritos; al sureste con el municipio de Tamasopo y al suroeste con los municipios de Río Verde y Villa Juárez (Anónimo, 1988).

Hidrografía

En el municipio la única corriente superficial con características permanentes es el río del Salto o también llamado el Naranjo, el cual se origina en el noreste del territorio; dicha corriente sigue una trayectoria del sureste al suroeste internándose en el municipio de Ciudad de Valles.

Clima

La precipitación pluvial anual registrada es de 641 mm, presentando para los meses de mayo a octubre una precipitación de 475 a 550 mm, con 30 a 59 días de lluvia, mientras que en los meses de noviembre a abril la precipitación va de 100 a 125 mm con lluvias de 0 a 29 días. La temperatura media anual es de 19.9°C con una máxima absoluta de 43.5°C y una mínima absoluta de -1°C. (DETENAL-SPP b, 1978)

Orografía

Al noroeste del municipio se localizan pequeñas serranías de donde sobresalen elevaciones como Cerro la Artesa (1200 m), cerro Salinas (1300 m). La Sierrita (1200 m), Baltazar (1500 m) y el Gavilán (1000 m).

En la parte oeste se localizan formaciones montañosas de importancia como la sierra de las Palomas y la Sierrita.

En la región Central del municipio se localizan las siguientes sierras: La Cruz, el Flechado, el Algodón, el Peñasco, Baltazar y el Gavilán.

Para el este se destacan cadenas montañosas importantes formadas por la Sierra Madre Oriental que reciben diversos nombres como sierra el Barnalito, la Zarzamora, el Pino y la Colmena.

En general en el municipio predominan los terrenos abruptos.

Tipo de Suelo

Es serosol y haplico: suelo ligeramente salino con una conductividad de 4-8 milimohms/cm, su textura es media, con terrenos planos aligeramente ondulados presentando pendientes menores de 8° (DETENAL-SPP b, 1978).

Clasificación y Uso del Suelo

Predominan los suelos calizos y en menor grado los conglomerados, también predominan las llanuras aluviales (CETENAL b, 1973).

El 50% tiene suelo apto para uso agrícola y pecuario (DETENAL-SPP b, 1978).

Flora y Fauna

Se localiza matorral submontano, desértico micrófilo, sin embargo hacia el este se destacan áreas importantes de bosque tropical humedo (Anónimo, 1979 y CETENAL a, 1973).

La fauna característica del municipio la constituyen el venado cola blanca, coyote, jabali, gato montés, tlacuache, víbora de cascabel, conejo liebre, aguilá, codorniz, tórtola, arácnidos, ranas y peces de agua dulce.

Anexo 4 . Análisis de varianza para las variables de respuesta

INDICE DE MAGUIRE

Factor de variación	Gl	SC	CM	F	Nivel de significancia de F
Total	71	4420.33			
Tratamiento	17	4208.87	247.58	63.22	0.0000
Luz (A)	1	3620.85	3620.85	924.62	0.0000
Regulador (B)	2	321.27	160.64	41.02	0.0000
Procedencia(C)	2	49.74	24.87	6.35	0.0033
AB	2	169.76	84.88	21.68	0.0000
AC	2	27.92	13.96	3.56	0.0353
BC	6	12.17	2.03	0.52	0.7906
ABC	2	7.15	3.57	0.91	0.4086
Error	54	211.47	3.92		

RAIZ CUADRADA DEL INDICE DE MAGUIRE

Factor de variación	Gl	SC	CM	F	Nivel de significancia de F
Total	71	101.94			
Tratamiento	17	97.70	5.75	73.24	0.0000
Luz (A)	1	85.52	85.52	1089.83	0.0000
Regulador (B)	2	6.78	3.39	43.20	0.0000
Procedencia(C)	2	0.80	0.40	5.10	0.0094
AB	2	3.40	1.70	21.70	0.0000
AC	2	0.39	0.19	2.47	0.0941
BC	6	0.49	0.08	1.04	0.4100
ABC	2	0.32	0.16	2.03	0.1412
Error	54	4.24	0.08		

ARCO SENO DEL INDICE DE MAGUIRE

Factor de variación	GI	SC	CM	F	Nivel de significancia de F
Total	71	23928.02			
Tratamiento	17	20197.19	1188.07	17.20	0.0000
Luz (A)	1	10653.64	10653.64	154.20	0.0000
Regulador (B)	2	5737.83	2868.91	41.52	0.0000
Procedencia(C)	2	331.13	165.56	2.40	0.1003
AB	2	2567.10	1283.55	18.58	0.0000
AC	2	17.94	8.97	0.13	0.8784
BC	6	498.90	83.15	1.20	0.3205
ABC	2	390.65	195.33	2.83	0.0678
Error	54	3730.84	69.09		

PORCENTAJE DE GERMINACION

Factor de variación	GI	SC	CM	F	Nivel de significancia de F
Total	71	47615.11			
Tratamiento	17	41863.11	2462.54	23.12	0.0000
Luz (A)	1	21080.89	21080.89	197.91	0.0000
Regulador (B)	2	11512.44	5756.22	54.04	0.0000
Procedencia(C)	2	555.11	277.56	2.61	0.0828
AB	2	7253.78	3626.89	34.05	0.0000
AC	2	144.44	72.22	0.68	0.5109
BC	6	695.56	115.93	1.09	0.3802
ABC	2	620.89	310.44	2.91	0.0631
Error	54	5752.00	106.52		

DIAS MEDIOS

Factor de variación	GI	SC	CM	F	Nivel de significancia de F
Total	71	853.39			
Tratamiento	17	778.90	45.82	33.22	0.0000
Luz (A)	1	717.58	717.58	520.24	0.0000
Regulador (B)	2	30.54	15.27	11.07	0.0001
Procedencia(C)	2	4.00	2.00	1.45	0.2436
AB	2	19.45	9.73	7.05	0.0019
AC	2	2.07	1.03	0.75	0.4772
BC	6	3.22	0.54	0.39	0.8823
ABC	2	2.03	1.02	0.74	0.4819
Error	54	74.48	1.38		

INTERVALO DE GERMINACION

Factor de variación	GI	SC	CM	F	Nivel de significancia
Total	71	228.31			
Tratamiento	17	38.28	2.25	0.64	0.1557
Luz (A)	1	0.04	0.04	0.01	0.9175
Regulador (B)	2	5.00	2.50	0.71	0.4995
Procedencia(C)	2	4.59	2.30	0.65	0.4693
AB	2	2.58	1.29	0.37	0.3023
AC	2	4.26	2.13	0.60	0.4426
BC	6	17.16	2.86	0.81	0.4320
ABC	2	4.66	2.33	0.66	0.4745
Error	54	190.02	3.52		

Anexo 5. Tabla de medias para los tratamientos.

TRATAMIENTOS								
Indice de Maguire	Log del indice de Maguire	Raíz cuadrada del indice de Maguire	Germinación (%)	Arcoseno % Germinación	Tiempo de Germinación (días medios)	Intervalo de Germinación	Longitud del Tallo	
Ciudad de Maíz								
luz-agua	23.35	3.19	4.88	98.00	85.89	4.09	3.44	1.08
luz-giberelina	13.41	2.66	3.72	78.00	62.72	5.58	4.26	0.35
luz-tiourea	19.55	3.02	4.47	88.00	70.26	4.19	2.54	0.20
obs-agua	6.52	2.00	2.64	83.00	66.94	11.75	3.92	1.25
obs-giberelina	4.11	1.63	2.15	53.00	46.74	12.08	3.93	
obs-tiourea	3.37	1.37	1.90	37.00	36.40	10.40	3.69	0.12
Villa Guadalupe								
luz-agua	23.37	3.19	4.88	94.00	77.94	4.25	4.67	1.10
luz-giberelina	16.06	2.83	4.06	83.00	66.12	4.87	3.41	0.38
luz-tiourea	20.80	3.08	4.61	88.00	70.47	4.33	4.88	0.16
obs-agua	6.32	1.99	2.61	83.00	66.16	11.80	2.89	1.19
obs-giberelina	5.02	1.79	2.35	60.00	50.83	10.93	3.64	0.36
obs-tiourea	1.65	0.95	1.45	16.00	23.06	9.10	4.29	0.14
Guadalcazar								
luz-agua	19.86	3.04	4.51	88.00	69.86	4.37	3.67	0.97
luz-giberelina	12.51	2.59	3.60	80.00	64.91	5.99	5.29	0.39
luz-tiourea	17.42	2.89	4.21	86.00	71.80	4.81	3.57	0.19
obs-agua	5.64	1.89	2.48	76.00	60.77	12.11	3.43	1.06
obs-giberelina	3.29	1.45	1.94	41.00	39.80	11.95	5.27	0.37
obs-tiourea	2.76	1.31	1.80	26.00	30.33	9.19	4.25	0.22

INTERACCION LUZ- REGULADOR								
Indice de Maguire	Log del indice de Maguire	Raíz cuadrada del indice de Maguire	Germinación (%)	Arcoseno % Germinación	Tiempo de Germinación (días medios)	Intervalo de Germinación	Longitud del Tallo	
luz-agua	22.19	3.14	4.76	93.33	77.90	4.23	3.93	1.05
luz-giberelina	13.99	2.69	3.79	80.33	64.58	5.48	4.32	0.38
luz-tiourea	19.26	3.00	4.43	87.33	70.84	4.45	3.66	0.19
obs-agua	6.16	1.96	2.58	80.67	64.62	11.89	3.41	1.16
obs-giberelina	4.14	1.63	2.15	51.33	45.79	11.65	4.28	0.35
obs-tiourea	2.60	1.21	1.72	25.33	29.93	9.56	4.07	0.16

INTERACCION LUZ-PROCEDENCIA

	Indice de Maguire	Log del Indice de Maguire	Raiz cuadrada del Indice de Maguire	Germinación (%)	Arco seno % Germinación	Tiempo de Germinación (días medios)	Intervalo de Germinación	Longitud del Tallo
Ciudad de Maiz								
luz	18.77	2.95	4.36	89.00	72.96	4.62	3.41	0.55
obscuridad	4.67	1.67	2.23	57.67	50.02	11.41	3.84	0.56
Villa de Guadalupe								
luz	20.07	3.03	4.52	88.33	71.51	4.48	4.32	0.55
obscuridad	4.33	1.58	2.14	53.00	46.68	10.61	3.60	0.56
Guadalcazar								
luz	16.60	2.84	4.10	84.67	68.86	5.06	4.18	0.52
obscuridad	3.90	1.55	2.07	47.67	43.63	11.08	4.32	0.55

INTERACCION PROCEDENCIA-REGULADOR

	Indice de Maguire	Log del Indice de Maguire	Raiz cuadrada del Indice de Maguire	Germinación (%)	Arco seno % Germinación	Tiempo de Germinación (días medios)	Intervalo de Germinación	Longitud del Tallo
Ciudad de Maiz								
agua	14.94	2.60	3.76	90.50	76.41	7.92	3.68	1.16
giberelina	8.76	2.14	2.93	65.50	54.73	8.83	4.09	0.33
tiourea	11.46	2.19	3.19	62.50	53.33	7.30	3.11	0.16
Villa de Guadalupe								
agua	14.84	2.59	3.74	88.50	72.05	8.02	3.78	1.15
giberelina	10.54	2.31	3.21	71.50	58.47	7.90	3.52	0.37
tiourea	11.23	2.01	3.03	52.00	46.76	6.71	4.58	0.15
Guadalcazar								
agua	12.75	2.46	3.49	82.00	65.32	8.24	3.55	1.02
giberelina	7.90	2.02	2.77	60.50	52.35	8.97	5.28	0.38
tiourea	10.09	2.10	3.00	56.00	51.06	7.00	3.91	0.21

FACTOR LUZ

	Indice de Maguire	Log del Indice de Maguire	Raiz cuadrada del Indice de Maguire	Germinación (%)	Arco seno % Germinación	Tiempo de Germinación (días medios)	Intervalo de Germinación	Longitud del Tallo
luz	18.48	2.94	4.33	87.00	71.11	4.72	2.59	0.54
obscuridad	4.30	1.60	2.15	52.78	46.78	11.03	0.72	0.56

**REGULADORES DE
CRECIMIENTO**

	Índice de Maguire	Log del Índice de Maguire	Raíz cuadrada del Índice de Maguire	Germinación (%)	Arco seno % Germinación	Tiempo de Germinación (días medios)	Intervalo de Germinación	Longitud del Tallo
agua	14.18	2.55	3.67	87.00	71.28	8.06	3.67	1.11
gheroline	9.07	2.18	2.97	65.83	55.19	8.57	4.30	0.36
rizura	10.93	2.10	3.07	56.83	50.39	7.00	3.86	0.17

PROCEDECIAS

	Índice de Maguire	Log del Índice de Maguire	Raíz cuadrada del Índice de Maguire	Germinación (%)	Arco seno % Germinación	Tiempo de Germinación (días medios)	Intervalo de Germinación	Longitud del Tallo
Ciudad Matz	11.72	2.31	3.29	72.83	61.49	8.02	3.63	0.55
Villa Guadalupe	12.20	2.31	3.33	70.67	59.09	7.55	3.96	0.56
Guadalupe	10.25	2.20	3.09	66.17	56.25	8.07	4.25	0.53