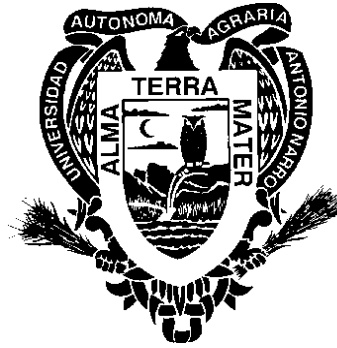


UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”
DIVISIÓN DE AGRONOMIA



**EFFECTO DE LA ESCARIFICACIÓN Y APLICACIÓN DE ACIDO GIBERELICO
EN LA RESPUESTA GERMINATIVA DE *Astrophytum myriostigma* (Bonete de
Obispo).**

Por:

NORA EDITH VELÁZQUEZ TREJO

TESIS

**Presentada como Requisito Parcial para Obtener el Título de:
INGENIERO EN AGROBIOLOGIA**

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Mayo de 2004

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA “ANTONIO NARRO”

DIVISIÓN DE AGRONOMIA

DEPARTAMENTO DE BOTANICA

**EFFECTO DE LA ESCARIFICACIÓN Y APLICACIÓN DE ACIDO GIBERELICO
EN LA RESPUESTA GERMINATIVA DE *Astrophytum myriostigma*_(Bonete de
Obispo).**

TESIS

Presentada por:

NORA EDITH VELÁZQUEZ TREJO

Que somete a consideración del H. Jurado Examinador, como requisito parcial para obtener
el titulo de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGIA

Aprobada por:

Biol. Sofía Comparan Sánchez

Presidente del Jurado

Biol. Joel Luna Martínez

1° Sinodal

Biol. Miguel Carranza Pérez

2° Sinodal

M. C. Arnoldo Oyervides García

Coordinador de la División de Agronomía

Buenvista, Saltillo, Coahuila, México Mayo de 2004

DEDICATORIAS

A Dios: Por haberme concedido la vida y permitirme culminar con mi carrera profesional, por darme paciencia y valor para afrontar las adversidades en la vida.

Señor, recuérdame con frecuencia, la obligación que tengo de estudiar.

Hazme responsable:

Que santifique mi trabajo de estudiante.

Que prepare bien mi misión en la vida.

Que sepa agradecer el privilegio de poder estudiar.

Que me capacite a conciencia. Que haga rendir mi juventud.

Que haga una buena sementera en mi inteligencia.

Dame humildad para echarme en cara la negligencia con que cumplo a veces mis tareas.

Dame valentía y constancia para aprovechar todos los instantes en el estudio.

Enséñame a estudiar con método, a leer con reflexión, a consultar a los que saben más para, el día de mañana, ser útil a mis hermanos y un verdadero dirigente de la humanidad.

Amén.

Dedico el presente trabajo con todo mi amor, respeto y admiración a mis padres:

María Eugenia Trejo Mendoza

Arturo Velázquez Del Ángel

Quienes me procrearon y me enseñaron los valores y principios morales, por inculcarme la fe y la esperanza hacia dios, por enseñarme a afrontar las adversidades que tiene la vida, por sus desvelos y profunda preocupación durante mis estudios y que con su apoyo y sacrificio hicieron posible mi profesión.

A mis hermanos :

Por los grandes momentos que nos unen, por el apoyo que siempre me han brindado, por afrontar unidos los problemas que en la vida hemos tenido y por el valor que representa el tenerlos como hermanos.

Yaneth Velázquez Trejo

Arturo Azael Velázquez Trejo

A mis abuelos:

por sus sabios consejos que me brindaron y por darme a unos maravillosos padres que dios los bendiga siempre en donde quiera que se encuentren

Paula Mendoza

Pablo Trejo Rivera

+ Sebastiana Del Ángel Rocha

+ Amado Velázquez Solís

A mi novio:

Por entregarme su amor y confianza a pesar de la distancia que nos separa, por apoyarme durante el trascurso de mi preparación universitaria, por los momentos que hemos pasado juntos, nunca cambies amor.....

Alberto Leonardo Ortega

AGRADECIMIENTOS

A mi querida Alma Terra Mater Universidad Autónoma “Agraria Antonio Narro” por permitirme prepararme profesionalmente en su seno durante cinco años en una de las carreras profesionales mas nobles, la Agronomía.

A mis profesores que formaron una parte fundamental en mi enseñanza, durante mi estancia en esta universidad, en especial a la Biol. Sofía Comparan Sánchez, Biol. Joel Luna Martínez y Miguel Carranza Pérez que fungieron como asesores en la elaboración de mi tesis.

Al auxiliar de Investigación Manuel Treviño y a la T.L.Q. Graciela por su apoyo en la ejecución de los experimentos de esta tesis, gracias por su paciencia y aportación de conocimiento para el desarrollo de la misma.

A la T.L.Q. Angélica, al Ing. Rafael de la Rosa, M.V.Z. José Luis Berlanga y al Ing. Francisco Javier Valdez Oyervides, por brindarme su amistad, consejos y apoyo en los momentos que mas lo necesite, gracias.

A mis compañeros de generación por los momentos que pasamos juntos en nuestra estancia en esta institución.

A mis amigas Anadelia y Miriam Berenice, por brindarme su amistad sincera e incondicional.

A las familias García Salas, Salas García, García Zamora, Alvarado García, García Villanueva, Zamora Salas en especial al señor Margarito y la Señora Paulina por tratarme como parte de su familia sin esperar nada a cambio a todos ellos Dios los bendiga siempre.

Y a todos las demás personas que hicieron que mi paso por esta institución fuera agradable y confortable, gracias.

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Comparación de efectos entre las auxinas y las giberelinas.....	58
Cuadro 2. Análisis de varianza para la variable de respuesta germinación en la especie <i>Astrophytum myriostigma</i>	71
Cuadro 3. Tabla de medias de los tratamientos.....	72

INDICE DE FIGURAS

Fig. 1. Bonete de obispo (<i>Astrophytum myriostigma</i>).....	32
Fig. 2. Areolas y superficie lanosa en <i>Astrophytum myriostigma</i>	34
Fig. 3. Corte longitudinal de la flor de <i>Astrophytum myriostigma</i>	34
Fig. 4. Fruto de <i>Astrophytum myriostigma</i>	34
Fig. 5. Semillas de <i>Astrophytum myriostigma</i>	34
Fig. 6. Mapa de distribución del <i>Astrophytum Myriostigma</i>	35
Fig. 7. Estructura química de una Auxina común.....	59
Fig. 8. Estructuras químicas de algunas citocininas.....	61
Fig. 9. Estructura química del Ácido Giberelico.....	63

Fig. 10. Desarrollo de la germinación de semillas de *Astrophytum myriostigma* desde el día de la siembra expresado en porcentaje de germinación por tratamiento.....70

INDICE GENERAL

I. INTRODUCCIÓN	1
OBJETIVOS	4
II. REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1. Características morfológicas de la Familia cactaceae.....	7
2.1.1. La raíz.....	7
2.1.2. El vástago.....	8
2.1.3. Hojas	8
2.1.4. Tubérculos (podarios)	8
2.1.5. Costillas.....	9
2.1.6. Areolas.....	9
2.1.7. Espinas	9
2.1.8. Forma de los tallos	11
2.1.8.1. Estructura histológica del tallo	11
2.1.9. Inflorescencias y cefálios	13
2.1.10. La Flor	13
2.1.11. El fruto.....	16
2.1.12. Semillas	17
2.2. Componentes Químico de las Cactáceas	19
2.2.1. Humedad	19
2.2.2. Sales minerales.....	19
2.2.3. Carbohidratos	20
2.2.4. Néctares	20
2.2.5. Almidón	21
2.2.6. Celulosa.....	21
2.2.7. Mucílagos.....	21
2.2.8. Sustancias pépticas	21

2.2.9. Glicosidos.....	22
2.2.10. Ácidos orgánicos	22
2.2.11. Lípidos	22
2.2.12. Ceras	22
2.2.13. Saponinas.....	23
2.2.14. Aceites esenciales	23
2.2.15. Resinas	23
2.2.16. Látex.....	23
2.2.17. Compuestos relacionados con los aminoácidos aromáticos	24
2.2.18. Polímeros fenólicos	24
2.2.19. Pigmentos clorofiloides.....	24
2.2.20. Pigmentos carotenoides	25
2.2.21. Coloración invernal	25
2.2.22. Compuestos nitrogenados	25
2.2.23. Alcaloides.....	25
2.2.24. Vitaminas.....	26
2.2.25. Hormonas	26
2.3. Usos que se les da a las cactáceas	26
2.4. Descripción de las categorías de clasificación de la familia Cactácea	27
2.4.1. Subfamilias.....	27
2.4.2. Tribu IV. NOTOCACTEAE	29
2.4.3. Genero <i>Astrophytum</i> Lemaire, Cact. Gen. Nov. Sp. 3, 1839	30
2.4.4. Aspectos botánicos referentes al Bonete de Obispo (<i>Astrophytum myriostigma</i>)	31
2.4.4.1. Clasificación Botánica	31
2.4.4.2. Antecedentes históricos de la clasificación de	

<i>Astrophytum myriostigma</i>	31
2.4.4.3. Origen de <i>Astrophytum myriostigma</i>	33
2.4.4.4. Descripción	33
2.4.4.5. Distribución de la especie <i>Astrophytum myriostigma</i>	35
2.4.4.6. Clima	35
2.4.4.7. Suelos	36
2.4.4.8. Tipos de vegetación.....	36
2.4.4.9. Fenología.....	36
2.5. Propagación de cactáceas.....	36
2.5.1. División de matas	37
2.5.2. Propagación por estacas.....	37
2.5.3. Propagación por injerto	38
2.5.4. Propagación por cultivos de tejidos	39
2.5.5. Propagación por semillas	40
2.6. Concepto de semilla.....	44
2.7. Germinación	44
2.7.1. Dormancia o latencia.....	46
2.7.1.1. Concepto.....	47
2.7.2. Efecto de la luz sobre la germinación	48
2.7.3. Efecto de la temperatura.....	49
2.7.4. Características de la cubierta o testa de la semilla.....	50
2.7.5. Concentración de sustancias inhibitoras y promotoras del crecimiento.	51
2.8. Tratamientos para romper la latencia.....	51
2.8.1. Pre-enfriamiento.....	52
2.8.2. Germinación a bajas temperaturas.	52

2.8.3. Presecado.....	52
2.8.4. Luz.....	52
2.8.5. Prelavado de semillas.....	53
2.8.6. Remojo.....	53
2.8.7. Remoción de estructuras circundantes.....	53
2.8.8. Ácido giberelico.....	53
2.8.9. Escarificación mecánica.....	54
2.8.10. Escarificación química.....	54
2.8.10.1. Método de Escarificación con ácido sulfúrico.....	54
2.9. Aspectos generales de los fitorreguladores.....	55
2.9.1. Auxinas.....	58
2.9.2. Citocininas.....	60
2.9.3. Giberelinas.....	62
2.10. Uso de fitorreguladores para estimular la germinación.....	63
2.10.1. Método para aplicación de fitorreguladores.....	64
2.11. Propagación de <i>Astrophytum Myriostigma</i>	65
III. MATERIALES Y METODOS.....	66
3.1. Materiales.....	66
3.2. Métodos.....	66
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	70
V. CONCLUSIONES.....	74
VI. BIBLIOGRAFÍA.....	75
VII. ANEXOS.....	83

I. INTRODUCCIÓN

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 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 22 000 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 (Álvarez, 1991).

Dentro del gran número de especies endémicas se encuentran las cactáceas, comúnmente conocidas como “cactus” derivado del griego “Kaktos”, que significa simplemente “planta espinosa”, que son originarias del Continente Americano y se distribuyen desde Canadá hasta Argentina.

La familia Cactaceae es de gran relevancia en la flora mexicana por su nivel de endemismo y considerarse una de las que mayor amenaza en su sobrevivencia presentan. Su sobre colecta ha provocado el deterioro de sus poblaciones y en algunas especies acelerado su extinción (Vovides, 1981).

México tiene el mayor número de géneros, la familia cactácea cuenta con 2000 especies aproximadamente, 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 (Álvarez, 1991).

México cuenta con 850 especies con un 84% de endémicas.

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 ceremonial de algunas especies llegaron a ser consideradas plantas sagradas y en ocasiones elevadas a la categoría de dioses. Actualmente siguen formando parte de las actividades de comunidades aisladas rurales y suburbanas en las que forman parte de su alimentación. También reciben otros usos, forrajes para el ganado, remedios caseros.

Existen necesidades de un aprovechamiento racional e integral de los recursos naturales, así como su protección y recuperación por su creciente deterioro porque ha venido siendo objetivo de ilegal extracción y ha sido tal punto irracional que ya una real amenaza para algunas especies de esta familia, que no solo estas son amenazadas sino también la ecología del desierto por consecuencia.

El uso ornamental de las cactáceas mexicanas se atribuye a su gran diversidad de formas de crecimiento y la vistosidad de sus flores, siendo estas las principales razones de la sobreexplotación y el comercio ilegal de la misma con fines lucrativos que han puesto en peligro de extinción a muchas especies endémicas de México (Álvarez, 1991; Mejorada, 1982; y Moreno, 1995).

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, 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 mas de 20 géneros colectados extensamente, cuyas poblaciones están en franca declinación. Entre estos se encuentran especies de *Astrophytum* (Lunas, 1990; y Sánchez, 1982), y de acuerdo a la Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-1994, que determina las especies y subespecies de flora y fauna silvestres terrestres y acuáticas en peligro de extinción, amenazadas, raras y las sujetas a protección especial, y que establece especificaciones para su protección, dentro de esta norma se enlistan las

especies que se encuentran en peligro o amenazadas y es aquí donde aparece *Astrophytum myriostigma*.

De la gran vegetación que alberga el desierto Chihuahuense encontramos a la especie *Astrophytum myriostigma* (bonete de obispo), 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 hábitat y aprovechar la demanda que tiene como ornamental, es necesario producirla en viveros (Arredondo y Camacho, 1995).

La propagación vegetativa constituye una forma de preservación, en las cactáceas puede ser por medio de esqueje, hijuelo o injerto, sin embargo, existen especies en las que ninguno de estos métodos pueden usarse y la propagación debe hacerse por semilla; pero en muchos casos las semillas son difíciles de obtener, debido a que algunas plantas son raras y auto estériles y además el crecimiento de las plántulas es muy lento en condiciones naturales e incluso en condiciones de propagación con métodos convencionales, no se obtienen buenos resultados para una producción mayor de plantas, por lo que es necesario la búsqueda de nuevas tácticas para una mayor multiplicación.

La propagación in Vitro es una alternativa viable para la reproducción de la cactácea *Astrophytum myriostigma*.

El presente trabajo pretende evaluar el mejor tratamiento pregerminativo para que ocurra la germinación en la semilla de la especie *Astrophytum myriostigma*, para su propagación más viable y rápida en la obtención de plántulas, esta especie esta catalogada como en peligro de extinción es por eso que se requiere propagarla de manera que se obtengan mas plántulas en menor tiempo.

OBJETIVOS

- Evaluar la respuesta germinativa en la aplicación de tratamientos experimentales en las semillas de *Astrophytum myriostigma*.

- Generar técnicas para disminuir el tiempo de germinación de (*Astrophytum myriostigma*).

II. REVISIÓN DE LITERATURA

En el mundo las cactáceas han ocupado un sitio muy especial entre los botánicos, coleccionistas, comerciantes y las personas que se encuentran en el hábitat natural de las cactáceas. La utilizan por su valor y como fuentes de ingresos en su explotación.

Entre las plantas más notables que caracterizan el paisaje de las zonas áridas de México, se distingue un fascinante grupo vegetal, la familia Cactácea que por sus impresionantes formas y vistosos colores han venido siendo objeto de saqueos excesivos que la colocan a algunas especies en peligro de extinción. Muchos son los factores que

amenazan a las cactáceas actualmente: la deforestación y destrucción de sus hábitats para abrir tierras de cultivo, casas habitación y obras como presas y carreteras; los fenómenos naturales climáticos como inundaciones o heladas; las plagas nativas y otras introducidas por el hombre y de manera muy importante, la extracción de ejemplares para su venta en el país y en el extranjero como plantas de ornato. Muchos ejemplares extraídas del campo mexicano terminan en las colecciones privadas de Europa, Estados Unidos o Japón, alcanzando en algunos casos precios de miles de dólares por un solo ejemplar. Se sabe que viene gente de esos países con catálogos y fotos de los ejemplares que desean y le pagan unos cuantos pesos por ellas a los campesinos mexicanos para que recolecten cierta cantidad de plantas. Esto ha llevado a la extinción en sus lugares de origen a algunas especies de manera que solo en jardines botánicos y reservas se les pueda encontrar.

Las cactáceas por sus caracteres de organización son semejantes a las demás dicotiledóneas presentan hábitos y estructuras anatómicas de adaptación altamente especializados. Que las caracteriza por vivir en el medio árido y desértico en que la mayoría crece otras son epifitas o trepadoras en las selvas tropicales húmedas, entre las adaptaciones más notables que el tallo adquiere con la aridez es la de almacenar y conservar el agua en sus tejidos debido al desarrollo de los parénquimas, responsables de la succulencia; la reducción de la superficie transpiratoria al adquirir formas globosas; la atrofia hasta estados vestigiales del limbo de las hojas o su transformación en escamas, espinas y glóquidas; el engrosamiento de la cutícula y de las membranas celulósicas de los tegumentos; la pruinosidad o las excrecencias cerosas de las células epidérmicas; la disminución y disposición hundida de los estomas, las enormes raíces tuberosas de ciertas especies, etc.

Por la capacidad que el tallo tiene de distenderse al acumular agua en los parénquimas, las cactáceas forman parte del grupo de las plantas llamadas xerófitas succulentas.

En la actualidad, taxónomos trabajan en la creación de sistemas de clasificación de las cactáceas mas de acuerdo con los sistemas predominantes en las demás familias vegetales. Entre estos sistemas conservadores podemos citar el de Benson (1969), para las

cactáceas de Estados Unidos y el Canadá, el de David R. Hunt (1967), en el que originalmente se incluían tan solo 84 géneros.

La taxonomía de las cactáceas se ve afectada por una serie de condiciones específicas que no han permitido su máximo desarrollo, como son:

1. - Descripciones incompletas y sin localidad de colecta.
2. - Múltiples descripciones de diversas formas o variantes de una misma especie como especies distintas.
3. - Falta de ejemplares o ilustraciones del tipo de muchas especies.
4. - desconocimiento de la distribución geográfica de las especies y desconocimiento de su variabilidad.
5. - Escasez de datos, sobre las cactáceas, aportados por las ciencias auxiliares.
6. - Escasez de material de herbario.

En base a esto se sacó la siguiente conclusión para la clasificación de las cactáceas:

Los tres sistemas básicos de clasificación de las cactáceas más populares en la actualidad son los de Britton & Rose (1919-1923), el de Backeberg (1958-1962) y el de Buxbaum (1936-1970).

De estos tres sistemas, desde el punto de vista filogenético, el de Buxbaum es el más avanzado.

2.1. Características morfológicas de la Familia cactaceae

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

2.1.1. La raíz

La raíz de las cactáceas es semejante a la de otras dicotiledóneas, procede de la radícula del embrión, en algunos casos es adventicia; fija la planta en el suelo, absorbe el agua con las sustancias nutritivas en ella disueltas y puede en algunos géneros almacenarla en sus tejidos.

El sistema de absorción capta el agua con rapidez por su ramificación y la longitud que alcanza (a veces mas de 15 m), extendiéndose horizontalmente a la profundidad mínima de 1.5 a 5 cm. bajo la superficie del suelo. En épocas de lluvia se forma en la extremidad de estas raíces secundaria, el verdadero sistema de absorción, que consiste en numerosas raicillas blancas provistas de pelos absorbentes, que son caducas pues su vida se limita a la temporada lluviosa, marchitándose después.

2.1.2. El vástago

El vástago de las cactáceas consta de tallo, hojas tectrices y yemas en algunos géneros como *Pereskia*, *Pereskopsis* y *Quiabentia*, en las demás hay modificaciones: el tallo, adquiere una reducción en la longitud de los entrenudos como en la ramificación, el limbo, pecíolo y base en las cactáceas sufren cambios anatómicos, la base se engruesa y crece transformándose en un podario o tubérculo, el pecíolo se atrofia y el limbo se reduce considerablemente. Por lo que respecta a las yemas axilares, están representadas por las areolas, que son órganos muy peculiares, pues además de producir nuevos brotes y flores, dan origen a espinas, cerdas, gloquidas y lana.

2.1.3. Hojas

En el caso de la subfamilia Cereoideae el limbo se atrofia hasta estar representados por vestigios primordiales; en cambio, la base se hipertrofia en un podario prominente que, aislado, constituye el tubérculo, y asociado con otros en hileras longitudinales, integra las costillas.

2.1.4. Tubérculos (podarios)

Durante el desarrollo de la plántula, el meristemo de la yema cotiledonar apical, forma los podarios o tubérculos (base hipertrofiada de las hojas), que se ordenan en series espiraladas acropétalas, cuyo número filotáxico es de 5, 8, 13, 21 o 34, en las plantas ya desarrolladas, los tubérculos ya viejos se encuentran en la base del tallo y los de reciente formación están en el ápice. En la parte superior de estos órganos se encuentran las areolas.

La forma, el tamaño y la consistencia de los tubérculos son variables: hay esféricos, digitiformes, foliares, cónicos o prismáticos, triangulares, muy pequeños o muy grandes, suaves o muy dura.

2.1.5. Costillas

Las costillas provienen de los podarios de la yema apical de la plántula que se ordenan en series ortosticas verticales. El número de costillas es variable, desde 2 hasta 100 costillas que van aumentando con la edad. La forma también varia; hay costillas muy angostas y de arista aguda, o anchas y de arista redondeada, en ocasiones altas y muy prominentes, aplanadas o plegadas y onduladas.

2.1.6. Areolas

Las areolas son los órganos más característicos de las cactáceas, actualmente se les considera como yemas. Las yemas de las cactáceas o areolas forman hojas reducidas, flores, nuevos tallos y además espigas, glóquidas, cerdas y pelos y en algunas ocasiones raíces adventicias.

En casi todas las especies existe, al centro de las areolas, un meristemo de crecimiento integrado por dos porciones, la abaxial o externa, que forma las espinas, y la adaxial, que origina las flores. La abaxial entra primero en actividad, y ya que se han formado las espinas se activa la parte adaxial productora de flores.

2.1.7. Espinas

Las espinas son órganos característicos de las cactáceas. Sin embargo hay veces que faltan, como en el caso de *Lophophora*, *Astrophytum myriostigma*, *A. Asterias* y en algunas especies de *Epiphyllum*, *Opuntia*, *Rhipsalis*, etc. Las espinas son consideradas como hojas modificadas.

Las espinas se forman a expensas de los tejidos meristemáticos de las areolas de la misma manera que las hojas; su crecimiento se debe a un meristemo que existe en su base, y el endurecimiento a un proceso de lignificación.

Las espinas aparecen en la areola casi al mismo tiempo, pero sucesivamente, acabando por presentar una disposición bilateral.

En las cactáceas hay distintos tipos de espinas que Ganong (1894); agrupo en tres clases: las gruesas o defensivas, las suaves y las glandulares.

Las gruesas o defensivas varían por su situación en la areola, por su forma, tamaño, consistencia, color y número: las formas más comunes son: setosa, acicular, subulada, cónica, cilíndrica, aplanada, recta, curva, retorcida, ganchuda y plumosa; con superficie lisa, pruinosa o con estrías longitudinales o transversales; pueden ser opacas o translúcidas; desnudas o cubiertas con vainas papiraceas; pequeñas, como de 1 mm o muy largas hasta de 30 cm.; de consistencia flexible o muy rígidas; su coloración varia desde blanco hasta negro pasando por diferentes tonalidades de amarillo, rojo púrpura, moreno o gris; en una areola puede haber desde 1, hasta mas o menos alrededor de 100 espinas. En cada areola se aprecian por lo común dos tipos de espinas: las radiales más cortas y delgadas, dispuestas en la periferia y las centrales que son mas largas y gruesas.

Existen además, en las areolas, otras formaciones, como los tricomas, más delgados que las glóquidas y menos rígidos, están integrados por series de células dispuestas en una

hileras longitudinales, cuyo conjunto forma la lana o fieltro que existe en casi todas las areolas.

Se atribuyen a las espinas de las cactáceas, desde el punto de vista antropocéntrico, varias funciones: defender a la planta de la acción destructora de los animales; protegerla de los rayos del sol por medio de la sombra que proyectan sobre el tallo; impedir, juntamente con la masa de pelos lanosos, la excesiva transpiración y condensar el agua atmosférica que a veces puede penetrar a los parénquimas.

Las espinas indirectamente contribuyen en algunos casos a la propagación de la especie, pues los animales transportan las ramas o frutos que se les adhieren al pelambre.

2.1.8. Forma de los tallos

Los tallos de las cactáceas tienen formas muy diversas pero constantes para cada entidad taxonómica. Buxbaum (1950) indica que esos hábitos son el resultado de una evolución, desde sus antecesores arbóreos semejantes a las *Pereskias* actuales, hasta las formas reducidas a una sola rama o artículo, y su altura, consistencia, tipo de ramificación y hábito ecológico son muy variables.

En el caso de la subfamilia Cereoideae, los tallos son más o menos ramificados o reducidos a un solo artículo, como en la tribu Notocactaeae al cual pertenece el género de *Astrophytum*.

2.1.8.1. Estructura histológica del tallo

La estructura histológica del tallo en las cactáceas es semejante a la de las demás dicotiledóneas, pero tienen algunas modalidades propias de las plantas suculentas, el sistema tegumentario está constituido por los tejidos epidérmico y peridérmico. Las membranas de las células epidérmicas que se encuentran en contacto con el medio externo, se hallan revestidas de una gruesa película de cutina que impide la evaporación del agua y proporciona resistencia a las células, sobre ella, por excreción, se deposita algunas veces un

revestimiento ceroso en forma de escamas diminutas o de gránulos muy finos; las células epidérmicas de algunos géneros tienen formas de papilas cónicas o de pelos.

Astrophytum myriostigma es una especie que posee un tegumento peculiar, pues es grueso y muy duro; está integrado por 3 o 4 capas de células epidérmicas de paredes fuertemente cutinizadas, que se agrupan formando pailas uniformemente distribuidas; entre estas pailas quedan espacios hundidos en donde hay borlas diminutas de pelos cortos, aplanados, blancos y opacos, que constituyen los estigmas característicos de la epidermis de dichas plantas.

En caso de todos los demás géneros, debajo del sistema tegumentario está el tejido colenquimatoso que da consistencia y solidez al tallo; en el género *Astrophytum* forma un exoesqueleto.

Los estomas en las cactáceas están más o menos hundidos y su número parece que es más escaso en relación con el de las especies no xerófitas; el hundimiento determina la formación de espacios aéreos que se saturan de vapor de agua, lo que permite que la transpiración disminuya; inmediatamente abajo del sistema tegumentario o del tejido colenquimatoso está el parénquima empalizada o clorofiliano, es muy importante porque en él se efectúa la fotosíntesis. Debajo se encuentra el parénquima colector que forma una zona bastante amplia, con células grandes, esferoidales, turgentes por la gran cantidad de agua y diversos polisacáridos que almacenan; a este tejido se deben las formas suculentas de las cactáceas.

El tejido conductor según Bailey (1960), hay un alto grado de especialización logrado desde antes que la familia adquiriera su estructura suculenta.

La parte central del tallo está ocupada por la medula, tejido que forma una columna central cuyo diámetro varía con la edad y de acuerdo con las características de los distintos géneros.

2.1.9. Inflorescencias y cefálios

En las cactáceas, las inflorescencias han sufrido gran reducción resultado de la adaptación al medio seco. En algunos géneros mexicanos de las tribus Pachycereae y Notocactaeae, cuando las especies entran en floración, aparecen en el ápice de las ramas, o lateralmente, formaciones pilosas mas o menos largas, lanosas y espinosas, estructuralmente diversas, que han sido llamadas pseudocefalios y cefálios.

Estas formaciones pilosas se deben a la actividad de la parte vegetativa de las areolas floríferas, y según las observaciones de Buxbaum (Pach., Bot. Stud. 12:51. 1961) a las de la región caulina de la flor.

La mayoría de los autores, llaman pseudocefalios a las regiones floríferas cuyas areolas, después de la floración, pierden los órganos pilosos aludidos persistiendo sus funciones vegetativas. Los cefálios son aquellas regiones floríferas pilosas cuyas areolas se modifican de tal manera que no continúan sus funciones vegetativas. Tanto los pseudocefalios como los cefálios pueden ser apicales o laterales.

2.1.10. La Flor

La estructura de la flor de las cactáceas, conformada según las de las demás angiospermas inferováricas, presenta caracteres típicos anatómicos determinados, por adaptación al medio seco y por las diversas modalidades de la polinización zoófila.

En la flor de las cactáceas se puede apreciar dos tipos de órganos: los de origen axial, como son la zona pedicelar, el hipanto o pericarpelo y el tubo receptacular y los verticilos florales que constituyen el androceo y el gineceo. El eje floral de las cactáceas, por su organización de origen axial, es semejante a una rama, ya que presenta podarios, escamas y areolas, que además de producir lana, espinas, etc. pueden desarrollar, en ocasiones, nuevos brotes.

El desarrollo de la flor se inicia por una yema axial que esta protegida por escamas dispuestas en espiral y que se produce en el ápice de los tallos o lateralmente. En esta yema, según Buxbaum (1950), pronto se diferencian tres zonas meristemáticas: 1, la externa, que producirá órganos foliares; 2, hacia el centro y rodeando a la primera, la que producirá los estambres y 3, la central, que origina los primordios de los carpelos y que se hunde formando el hipanto. En los géneros de la subfamilia Cereoideae, el eje presenta la zona pedicelar corta, la pericarpelar proporcional al tamaño del ovario, y la receptacular se alarga hacia arriba a expensas del meristemo circular, adquiriendo generalmente forma de tubo o de campana, desarrollando en la cara interna, los estambres y en la externa, los órganos foliares.

Debajo de la zona pedicelar suele haber en algunos géneros, una zona caulina, que es un tallito muy corto provisto de areolas pilosas o setosas. Los órganos foliares, lo producen los podarios del pericarpelo y del tubo receptacular y son las escamas, las bracteas y los segmentos del perianto; las escamas son pequeñas y las bracteas son mayores y por lo general se desarrollan cerca de los segmentos del perianto y son frecuentemente coloridas.

El perianto es el conjunto de hojas florales que protegen a los estambres y al pistilo; en las cactáceas, estas hojas florales o tepalos tienen formas muy diversas: romboidal, oblonga, lanceolada, ovalada, oblanceolada y espatulada, con el ápice obtuso, retuso, truncado, mucronado o acuminado y el margen entero, aserrado y lacerado; el color es muy variable; los segmentos interiores presentan diversos matices del rojo, rosa, anaranjado, amarillo, púrpura, o blanco, en tonalidades claras y oscuras, con brillo sedoso o metálico. El número de estambres es variable y por lo común abundante, generalmente están incluidos dentro del perianto y no sobrepasan a los estigmas; los filamentos son blancos o amarillentos con un tinte verdoso. Algunos tienen movimientos inducidos, pues se pliegan sobre el estilo cuando se les toca.

Las anteras, sacos polínicos o microsporangio, tienen un color que varía desde el amarillo muy claro hasta el anaranjado o púrpura.

Los granos de polen formados en las anteras se ven en conjunto, cuando salen de ellas, como un polvo muy fino. Cada grano contiene el gameto fecundante masculino que consta generalmente, por reducción, de 11 cromosomas y de dos envolturas que la protegen: la íntima en contacto con ella y la extima situada en la parte externa.

Los granos de polen en las cactáceas son de tamaño y formas diversos, pero más o menos constantes en cada especie.

En los géneros de la subfamilia Cereoideae los granos de polen, son esferoides, tricolpados y pequeños según Kurtz (1948), miden de 41 a 82 micras.

En numerosos géneros existe, en el fondo del tubo receptacular, en la base de los estambres internos primarios, un tejido diferenciado que integra, alrededor de la base de estilo, la cámara nectarial, la cual elabora un líquido azucarado del que gustan algunos murciélagos, aves, e insectos polinizadores. La superficie de la cámara nectarial es lisa, papilosa o con estrías longitudinales. Los carpelos se originan en el meristema central del receptáculo que, en la mayoría de las cactáceas, se hunde formando el hipanto. En esta cavidad queda alojado el ovario, órgano que produce los óvulos llamados rudimentos seminales (los primordios de las semillas). En algunas cactáceas el gineceo es infero.

En las cactáceas el lado dorsal de los carpelos está libre, no revestido por los tejidos del hipanto y los haces vasculares entran al hipanto periféricamente, llegando hasta su ápice en donde emiten ramas a los segmentos del perianto, a los estambres y a los carpelos.

La forma total de la flor puede ser campanulada, rotada, tubular, infundibuliforme, generalmente las flores son regulares y de simetría radiada o a veces zigomorfas.

Las flores pueden ser diurnas, vespertinas o nocturnas; las primeras ostentan colores vivos y brillantes, en tanto que las nocturnas son generalmente blancas, de gran tamaño, aromáticas y provistas de nectarios.

2.1.11. El fruto

El fruto de las cactáceas es un fruto complejo, en su estructura intervienen el ovario y los órganos en que esta incluido: el tejido medular del eje y el cortical o pericarpelo. Son muy variados en forma, tamaño y color. Su anatomía depende del grado de desarrollo o reducción de los órganos del pericarpelo, como son: los podarios, las escamas y las areolas con su producción o no de lana, cerdas y espinas y en ciertos géneros hojas mas o menos desarrolladas.

El pericarpo esta integrado por las paredes muy delgadas del ovario y por el pericarpelo. Cuando madura, sus paredes se engruesan, los podarios se hacen imperceptibles por la turgencia de los tejidos y la superficie se vuelve colorida adquiriendo diversos matices del amarillo, anaranjado, rojo o púrpura.

Las areolas del pericarpelo generalmente cesan su actividad después de la fecundación, persistiendo inactivas en el fruto.

Buxbaum (1950) hace notar que en los frutos de las especies de la subfamilia *Cereoideae* en donde el carácter axial del pericarpelo y receptáculo se ha reducido, no hay formación de frutos proliferos, pero en algunos géneros primitivos, las areolas del pericarpo se activan después de la fecundación produciendo abundante cantidad de lana y espinas.

La pulpa, en numerosas especies, esta integrada por los funículos que, cuando se llenan de azucares, es comestible como en las “tunas” y “pitahayas”; el pericarpo carnoso de otras especies es también comestible (“xoconostle”).

Los frutos de las especies de la subfamilia *Cereoideae* tienen estructuras diversas, pudiendo ser carnosos, semicarnosos o secos. Los carnosos son bayas indehiscentes o dehiscentes. Entre los frutos semisecos se encuentran los de *Astrophytum* que son suaves pero coriáceos. Entre los frutos secos hay que considerar los de *Pachycereus* y los de *Stenocereus weberi*, cuyo pericarpo es seco y recubierto de las areolas numerosas que

llevan lana y espinas en gran cantidad que ocultan por completo las paredes; se abren en forma de estrella exponiendo las semillas es una pulpa carnosas, púrpura.

2.1.12. Semillas

La semilla de las cactáceas presentan variaciones en la forma, tamaño, estructura y color de la testa y en las características del embrión y de los tejidos almacenadores de sustancias nutritivas.

En una semilla madura hay que considerar varias partes: el embrión, el perisperma, la testa, el micropilo, el hilo, la caruncula, el estrofiolo y la cobertura fonicular que existe en las semillas de algunos géneros.

El embrión es el primordio de la planta, en él están los órganos fundamentales. En las cactáceas es grande y ocupa toda la cavidad de la semilla; consta del tallito o eje primordial, la radícula y los cotiledones; el epicotilo y el hipocotilo corresponden a las zonas del tallito situados arriba y abajo de la inserción de los cotiledones; en el ápice del epicotilo existe un meristemo embrionario a expensas del cual se desarrollara, al efectuarse la germinación, la parte aérea de la planta.

El endospermo es un tejido de almacenamiento que se forma en el saco embrionario al efectuarse la fecundación, y que es digerido por el embrión durante su desarrollo; según Engleman (1960), persiste como una capa sobre la radícula en los géneros *Astrophytum*, *Thelocactus* y *Toumeyia*. El perisperma es también un tejido de almacenamiento formado a expensas de la nucela y que es digerido durante el desarrollo del embrión.

Las semillas están cubiertas por la testa que procede de los dos tegumentos de los rudimentos seminales. Cada tegumento consta de dos capas de células que aumentan en la región micropilar. El tegumento interno deja una pequeña abertura que es el micropilo, el externo es mas corto, no llega al micropilo y sus células contienen abundantes taninos responsables de la dureza de la testa y de su color mas o menos oscuro. La testa varia en color, resistencia y textura; sus colores más frecuentes son castaño, anaranjado, café y

negro en diversas tonalidades. La testa puede ser lisa, pero casi siempre esta provista de textura que dependen de la forma y accidentes de la membrana de las células de la capa externa, tales como engrosamientos, encogimientos, abombamientos o hundimientos que dan origen a estructuras reticuladas, corrugadas, foveoladas o tuberculadas. El micrópilo, formado ya desde el óvulo, es el pequeño poro que deja el tegumento interno y por el cual saldrá generalmente la radícula del embrión durante la germinación.

La plántula es el embrión desarrollado como consecuencia de la germinación, o sea la plantita recién germinada. En las cactáceas presenta algunas modalidades: en la subfamilia Pereskioideae es muy semejante a las de las otras dicotiledóneas, pues las hojas cotiledonares son grandes y laminares y el hipocotílo delgado; en la subfamilia Opuntioideae los cotiledones son también grandes y laminares, pero el hipocotílo es más grueso, y en la subfamilia Cereoideae dichos órganos son variables.

La reproducción de las cactáceas es por multiplicación vegetativa o por medio de las semillas, la multiplicación asexual puede realizarse por medio de los tallos y del pericarpelo de algunos frutos debido a la actividad de las areolas vegetativas, si conservan activos sus tejidos embrionarios. En el caso de la multiplicación a partir de las areolas basales del tallo, se forman clones de ramas mas o menos numerosas que pueden a veces estar constituidos por cientos de individuos. Es frecuente que los tallos o fracciones de tallos desprendidos, que quedan en contacto con el suelo, formen debido a la actividad de sus areolas, raíces, y nuevas plantas.

2.2. Componentes Químico de las Cactáceas

2.2.1. Humedad

El agua constituye el principal componente químico de las cactáceas. Su contenido varía mucho entre los diversos géneros, y en cada especie varía en relación a la humedad del suelo y a la disponibilidad de agua en este. La humedad también varía con la edad del tallo.

2.2.2. Sales minerales.

La composición de las cenizas de las cactáceas es muy variable entre las distintas especies y dentro de una misma especie, ya que depende, en parte, de la composición química del suelo y de los complicados fenómenos de la disponibilidad de ellos para la planta relacionados con la acidez, salinidad, conductividad, grado de disociación o ionización, humedad y textura de los suelos.

Los componentes principales de las cenizas son calcio y potasio, encontrándose también algo de magnesio, sílice, sodio y pequeñas cantidades de fierro, aluminio y manganeso, predominando en forma de carbonatos, aunque también se encuentran como cloruros y en pequeñas cantidades de sulfatos.

2.2.3. Carbohidratos

Los principales carbohidratos son los monosacáridos, los disacáridos y los polisacáridos. El alto contenido de azúcares en una gran mayoría de frutos de las cactáceas hacen que estos sean muy gustados y son objeto de activo comercio. La industrialización de los azúcares de los tallos y frutos de cactáceas es factible,

2.2.4. Néctares

Los néctares son sustancias exudadas por órganos especializados de las cactáceas. Estos líquidos son una mezcla de sacáridos que a veces probablemente contengan también ligeras cantidades de aceites esenciales, sobre todo, los producidos en la flor.

Los néctares juegan un importante papel en la polinización de las cactáceas atrayendo hasta las flores a insectos, aves y mamíferos.

Todas las flores de la familia de las cactáceas contienen glándulas nectaríferas que producen pequeñas cantidades de néctar; en algunas de ellas, los nectáreos se han desarrollado tanto que llegan a constituir una verdadera zona especializada, ya sea en forma tubular o de una cámara abierta o cerrada.

2.2.5. Almidón

El almidón constituye la principal reserva nutritiva hidrocarbonada de las plantas superiores. En las cactáceas se le encuentra en algunas raíces, en los tallos y en algunas semillas bajo la forma de diminutos granos cuyo aspecto y dimensiones varían según las diversas especies.

2.2.6. Celulosa

La celulosa es el componente principal de la pared celular de los vegetales superiores. El contenido de celulosa en las cactáceas varía considerablemente entre las diversas especies. Existe en las cactáceas un grupo de sustancias heterogéneas derivadas de los hidratos de carbono tales como gomas, mucílagos, pectinas, glucósidos y taninos.

2.2.7. Mucílagos

Los mucílagos son sustancias análogas a las gomas. En contacto con el agua forman unas dispersiones viscosas y poseen una enorme facilidad de embeberla; propiedad de suma importancia en el mecanismo de retención de agua en las cactáceas. Los mucílagos están contenidos dentro de las grandes células vesiculares de los parénquimas. Los mucílagos de las cactáceas tienen diversos usos caseros y son factibles de ser aprovechados industrialmente.

2.2.8. Sustancias pépticas

El ácido péptico, bajo la forma de su sal de calcio, se encuentra en la pared celular. La consistencia suave de los frutos maduros de las cactáceas se debe a la desintegración del ácido péptico contenido en sus membranas y de otras sustancias pépticas contenidos en el jugo al transformarse en pectinas.

2.2.9. Glicósidos

Los glicósidos o glucósidos, son compuestos formados por la combinación de un azúcar con una o más sustancias distintas, generalmente residuos metabólicos frecuentemente aromáticos; algunos han sido encontrados en las cactáceas.

2.2.10. Ácidos orgánicos

En el proceso metabólico de las cactáceas se forman diversos ácidos orgánicos. El más abundante en las cactáceas es el ácido oxálico, que se le encuentra bajo la forma de sal de calcio, generalmente en inclusiones octaédricas, cuadráticas ya sea aisladas o agrupadas en drusas.

El oxalato de calcio, una vez formado, ya no se disuelve por lo que se va acumulando en los tallos de las cactáceas hasta llegar a constituir el 85% de las cenizas de ejemplares viejos. Según Schimper (1888), una de las principales funciones del calcio es precipitar el ácido oxálico formado en el metabolismo celular para evitar daño a las plantas.

2.2.11. Lípidos

Las grasas y aceites son ésteres de ácidos grasos y glicerol. La presencia de varios ácidos grasos ha sido demostrada en las cactáceas, aun cuando no son muy abundantes en estas plantas excepto en sus semillas.

2.2.12. Ceras

Las ceras se encuentran predominantemente como capas protectoras de los tallos y frutos, en las cápsulas de secreción y también dispersas en el protoplasma al igual que los aceites.

En las cactáceas la capa protectora de cera juega un importante papel en el mecanismo de conservación de la humedad. En general esta capa de cera es más abundante en las partes jóvenes de los tallos, y en algunas especies sus tallos adquieren una coloración grisacea debido a la alta concentración de ceras.

2.2.13. Saponinas

Se llaman saponinas a los glucósidos estas con el agua producen una sustancia jabonosa; incluyen los triterpénos y esteroides. La presencia de saponinas en las cactáceas fue mencionada por Heyl (1901), en un artículo que trata sobre *Machaerocereus gummosus*, planta que produce una resina utilizada para envenenar peces en Baja California.

2.2.14. Aceites esenciales

En las cactáceas existen pequeñas cantidades de aceites esenciales. A veces están concentrados en las flores en donde juegan un papel importante en la atracción de agentes polinizadores.

2.2.15. Resinas

Las resinas son también compuestos isoprenoides análogos a los aceites esenciales. Existen en las cactáceas en muy pequeñas cantidades.

2.2.16. Látex

Él termino se designa a ciertos líquidos existentes en las plantas cuya apariencia lechosa es debida a la suspensión de muchas partículas finas en un medio de dispersión líquido.

Normalmente el látex esta contenido en canales y células lactíferas, estructuras tubulares simples o complejas. Los conductos lactíferos son más numerosos en el parénquima cortical en donde es anastomosa; son menos numerosos en otros tejidos; se extienden hasta los confines interiores del colenquima subepidermal.

Según Esau (1965), las partículas dispersas generalmente son hidrocarburos del tipo de los terpenos.

2.2.17. Compuestos relacionados con los aminoácidos aromáticos

La lignina se presenta entre las micro fibrillas de ciertas células vegetales y parece ser que desempeña un importante papel en el mecanismo de resistencia a la compresión.

2.2.18. Polímeros fenólicos

Los principales pigmentos contenidos en las cactáceas pertenecen a uno de los siguientes grupos: clorofiloides, carotenoides y fenólicos.

2.2.19. Pigmentos clorofiloides

La clorofila es el principal pigmento de las cactáceas; se encuentra concentrado en el parénquima clorofiliano debajo de la epidermis de los tallos o de las hojas cuando estas existen. No se encuentra disuelta en el jugo celular, sino que se halla contenida en los cloroplastos. La clorofila desempeña la función de absorber la energía lumínica y transformarla en energía química necesaria par la vida en la planta.

Las clorofilas son compuestos porfirinicos de magnesio; existen dos diferentes tipos: la clorofila A y la clorofila B.

2.2.20. Pigmentos carotenoides

Los carotenoides abarcan dos grupos: los carotenos y las xantofilas. La carotina o B-caroteno es el principal constituyente carotenoides de las hojas y tallos de las cactáceas pues se encuentra junto con la clorofila en el cloroplasto.

Las xantofilas son carotenoides oxigenados que derivan estructuralmente de los carotenos.

La luteína es la xantofila más común y se encuentra en los cloroplastos junto con la clorofila. Existe otro grupo de pigmentos que contienen nitrógeno: las flavoproteínas. En las flores y frutos de las cactáceas, existen betacianinas que dan colores rojos y púrpuras, así como betaxantinas que dan los colores amarillo y anaranjado; como pigmentos también existen glucósidos flavonoides.

2.2.21. Coloración invernal

Muchos de los miembros de la familia cactácea sufren un cambio de coloración en el invierno, conforme se acentúa el periodo de sequía, que generalmente coincide con el invierno, se retarda la producción de clorofila y aumentan las cantidades de pigmentos carotenoides y xantofilicos produciendo la coloración rojiza purpúrea de los tallos, este cambio se debe a la baja temperatura.

2.2.22. Compuestos nitrogenados

Los principales compuestos nitrogenados encontrados en las cactáceas son: aminoácidos, proteínas, bases nitrogenadas, ácidos nucleicos y alcaloides.

2.2.23. Alcaloides

Un grupo de sustancias químicas que revisten especial interés por sus propiedades farmacológicas son los alcaloides. La mayor parte de los alcaloides de cactáceas

actualmente conocidos pertenecen al grupo químico de las feniletilaminas o de las tetrahidroisoquinolinas.

2.2.24. Vitaminas

Las vitaminas son compuestos orgánicos necesarios para el metabolismo normal de los organismos. Las vitaminas presentes en las cactáceas son la vitamina C y el complejo B.

2.2.25. Hormonas

Se ha dado el nombre de hormonas a otro grupo de compuestos que son esenciales para el desarrollo de la planta e cantidades insignificantes y que promueven el crecimiento. Las dos principales clases son las auxinas y las giberelinas.

Existen otras sustancias que promueven o regulan el crecimiento que aun no están bien conocidas, tales como kinetina y adenina.

2.3. Usos que se les da a las cactáceas

Se sabe que desde antes de la conquista, los habitantes de México ya hacían uso de las cactáceas de diversas formas: como alimento, para obtener fibras y colorantes, en sus ceremonias todavía hoy algunos grupos indígenas del norte del país, como los huicholes, utilizan el peyote (*Lophophora williamsii*) en sus celebraciones religiosas, y como ornato. Basta recordar los jardines botánicos de México-Tenochtitlán y Texcoco, que causaron admiración entre los conquistadores.

Actualmente las cactáceas se emplean como alimento, tanto para humanos como animales, como abono, para obtener fibras y madera, de cercos vivientes y claro, como plantas de ornato. Las bellísimas formas de los cactus no han pasado desapercibidas para muchas personas que se dedican a su cultivo y comercialización.

2.4. Descripción de las categorías de clasificación de la familia Cactácea

2.4.1. Subfamilias

La familia Cactaceae se divide en las tres subfamilias siguientes (Anaya, 1986; y Bravo y Sánchez, 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 areolas llevan espinas pero no glóquidas; las flores son mas o menos pedunculadas, simples o en inflorescencias; el pericarpelo cuenta con brácteas; los óvulos poseen funículos 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, mas o menos ramificados. Las hojas son caducas con limbo pequeño y cilíndrico-subulado; las areolas circulares hasta elípticas, con fieltro, pelos, glóquidas y espinas, éstas últimas son mas o menos largas y delgadas, o a veces con vaina papirácea; las flores diurnas o vespertinas, sésiles, una en cada areola; el ovario es ínfero; el pericarpelo presenta podarios mas o menos prominentes, con areolas que llevan glóquidas y en ocasiones espinas; el receptáculo es corto; el perianto rotáceo y regular; el fruto es seco o carnoso, a veces prolífero; 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 areolas; estas ultimas, 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 areola, 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 o acropetas. En las plantas ya desarrolladas los tubérculos mas 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 hayan las areolas mas o menos numerosas, con o sin escamas; cuando las hay, estas 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 mas o menos pelos son mas o menos grandes, desnudos o con areolas a veces caducas, con o sin lana, pelos y espinas. Las semillas son generalmente pequeñas con testas negra o morena y con texturas 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 (Cactae) y Notocactae en la cual se encuentra en el genero *Astrophytum* (Bravo y Sánchez, 1978; Britton & 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.

2.4.2. Tribu IV. NOTOCACTEAE

Están integradas por plantas de tallos simples o ramificados desde la base, globosos, hasta globoso-aplanados, rara vez algo columnares, generalmente enanos en los géneros mas evolucionados, provistos de costillas

mas o menos tuberculadas, con las areolas en el ápice de los tubérculos. Flores una o varias en la misma areola, a veces dispuestas en un pseudocefalio o cefalio terminal; pericarpelo y receptáculo provistos de escamas mas o menos numerosas; las escamas pequeñas, llevando en sus axilas abundantes pelos y lana larga; en las axilas de las escamas cercanas a la garganta hay cerdas y, a veces, espinas finamente setosas; en ocasiones las escamas son escasas, con las axilas desnudas; las areolas floríferas rara vez producen espinas; receptáculo campanulado hasta infundibuliforme; el tubo a veces se alarga arriba del margen del receptáculo por la unión de las bases de los segmentos del perianto; los estambres están distribuidos uniformemente desde el anillo nectarial, que es angosto y corto, hasta el ápice del tubo receptacular. Semillas de forma variable, con testa verrucosa; los tubérculos, a veces, en forma de espina o aplanados con apariencia lisa.

Todos los géneros de esta numerosa tribu se encuentran distribuidos en las antillas y en América del Sur, con excepción de *Astrophytum* que es endémico de México y de *Melocactus* que llega a nuestra área.

La relación del genero *Melocactus* con los demás géneros de la tribu no esta bien definida, pues la forma de la semilla, carácter en que Buxbaum (1950) se baso para agruparlas, esta siendo investigada en la actualidad utilizando técnicas con el microscopio electrónico de barrido, indicando que *Melocactus* no tiene relación alguna con *Notocactus*, y que, por sus caracteres, debe quedar incluido en la tribu *Cereae*.

Por lo que respecta a *Astrophytum*, estos mismos estudios demuestran que este genero tampoco tiene relación con los miembros sudamericanos de la tribu *Notocactaeae*, y de que si hay con los miembros de la tribu *Cactaeae* (Barthlott, 1983).

2.4.3. Genero *Astrophytum* Lemaire, Cact. Gen. Nov. Sp. 3, 1839

Plantas globosas, mas o menos aplanadas hasta cortamente cilíndricas. Costillas escasas, muy prominentes, con la epidermis provista o no de múltiples y diminutos estigmas, o sea borlas de pelos (tricomas) estrellados de color blancos. Espinas ausentes en dos especies; cuando existen, largas, flexibles o rígidas, subuladas. Flores dispuestas en el ápice de la planta, brotando de las areolas jóvenes, campanuladas hasta cortamente infundibuliformas, de color amarillo con el centro rojizo; pericarpelo con numerosas escamas largas, triangulares y angostas, con punta escariosa y pungente, cuyas axilas llevan lana abundante; tubo receptacular infundibuliforme, mas bien corto, provisto también de lana y escamas triangulares con punta escariosa y base carnosa, más anchas que las anteriores; segmentos del perianto en tres series, lanceolados y ciliados; ovario con óvulos mas o menos numerosos; estilo grueso, estriado longitudinalmente; lóbulos del estigma lineares; estambres numerosos, los primarios insertos hasta muy abajo del tubo receptacular; zona nectarial muy pequeña. Fruto globoso, de color amarillo, verdoso o rojizo, longitudinalmente dehiscente, en forma de estrella (dehiscencia septifraga), escamoso y más o menos lanoso. Semillas de 2 mm de longitud y 3.5 mm de espesor, con hilo navicular muy grande, de 3 mm de longitud; testa de color castaño oscuro, brillante y lisa.

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

2.4.4.1. Clasificación Botánica

La ubicación taxonómica de la especie en estudio es la siguiente (Anaya, 1986; y Bravo y Sánchez, 1978):

Reino	Vegetal
División	Embriophyta
Subdivisión	Angiospermae

Clase	Dicotyledoneae
Orden	Cactales
Familia	Cactaceae
Subfamilia	Cereoideae
Tribu	Notocactaeae
Género	Astrophytum
Especie	<i>Astrophytum myriostigma</i> Lemaire
Sinonimias	Ver anexo 1

2.4.4.2. Antecedentes históricos de la clasificación de *Astrophytum myriostigma*

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 (1950) a la tribu Notocactaeae. El nombre original dado a la especie fue *Cereus cachicichi*, sin embargo la ausencia de espinas, su forma y otras características, hicieron que el belga Charles Lemaire (1839) creara él 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 & Rose (Anaya, 1986). Por esta razón el nombre científico queda acentuada la autoría de Lemaire.

De esta especie se han descrito seis 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* (Martín, 1963; Hajek, 1977; Bernhard, 1987; Bravo y Sánchez, 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 la mayoría de información bibliográfica se le da el nombre de “Bonete de Obispo” (**Fig. 1**) en alusión a la forma que representa (Anaya, 1986).



Fig.1. Bonete de obispo (*Astrophytum myriostigma*).

2.4.4.3. Origen de *Astrophytum myriostigma*

Astrophytum myriostigma , es originaria del noreste del país y fue descubierta en los cerros de la Hacienda de San Lázaro, al noreste de San Luis Potosí, por Galeotti en 1837, quien le dio el nombre científico de *Cereus cachicochi*, cuyo significado en griego es estrella de mar; posteriormente Charles Lemaire le dio 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 Martín, 1963).

2.4.4.4. Descripción

Tallo simple o cespitoso, globoso hasta cilíndrico, de 10 a 60 cm de altura y de 10 a 20 cm de diámetro. Costillas generalmente 5 pero en algunas plantas hay 3, 4 o 6 y hasta 8, anchas y más o menos pronunciadas y con aristas desde muy agudas hasta ligeramente redondeadas, con surco bien marcado; superficie cubierta de diminutas borlas de pelos(tricomas) estrellados, blancos, que proporcionan a la planta un aspecto ceniciento, a veces este

revestimiento falta (**Fig. 2**); tegumentos muy duros. Areolas próximas, distantes entre sí 8 a 15 mm, circulares, pequeñas, de unos 3 mm de diámetro, lanosas. Espinas ausentes (**Fig. 2**). Flor campanulada, de 4 a 6 cm de longitud, de color amarillo claro con tinte rojo en el centro; pericarpelo y tubo receptacular con escamas imbricadas, angostas, con el ápice escarioso, frecuentemente terminado por un mucron; axilas de las escamas lanosas; segmentos del perianto angostos, acuminados, con la punta escariosa, de color castaño; segmentos interiores del perianto angostos y acuminados (**Fig. 3**). Fruto globoso – alargado, verde, se abre al madurar en forma de estrella (**Fig. 4**). Semillas naviculares; hilo muy amplio; testa casi negra, brillante, pailosa, de 3 mm de longitud y 2 mm de espesor (**Fig. 5**) (Bravo y Sánchez, 1978).



Fig. 2. Areolas y superficie lanosa en *Astrophytum myriostigma*.



Fig.

3. Corte longitudinal de la flor de *Astrophytum myriostigma*.



Fig. 4. Fruto de *Astrophytum myriostigma*. Fig.5. Semillas de *Astrophytum myriostigma*.

2.4.4.5. Distribución de la especie *Astrophytum myriostigma*

Se encuentra ampliamente distribuida en matorrales rosetófilos en los estados de San Luis Potosí, Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas (**Fig. 6**). En San Luis Potosí ha sido colectado por D. Gold, Meyran y H. Bravo en cerros cercanos a El Huizache y en Matehuala; en Coahuila, por Mieg y Lindsay, entre Saltillo y Eagle Pass; por Cowper, en el Cerro de la Bola; en Nuevo León, por H. Bravo cerca de Doctor Arroyo; en Tamaulipas, por H. Bravo, cerca de Jaumave y Tula. En esta especie se nota la reducción máxima de las espinas.



Fig. 6. Mapa de distribución del *Astrophytum Myriostigma* (estado de Coahuila, Nuevo León, San Luis Potosí y Tamaulipas).

2.4.4.6. 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).

2.4.4.7. Suelos

Esta planta se haya desde los suelos franco arenosos hasta franco arcillosos, en sitios con calizas del Cretácico (Arredondo, 1994).

2.4.4.8. Tipos de vegetación

Astrophytum myriostigma forma parte de los matorrales rosetófilo y submontano de las regiones donde se le encuentra (Arredondo 1994). Esta especie crece generalmente entre las rocas solitaria o algunas veces se le encuentra asociada con *Opuntia* (Anaya, 1986); también se le haya junto con algunas especies de *Echinocactus*, *Echinocereus*, *Ferocactus*,

Fouquieria splendens, *Hechita* y *Mammillaria*, las cuales forman parte de los matorrales Xerófilos (Rzedowski, 1978; y Hooek, 1990).

2.4.4.9. Fenología

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

2.5. Propagación de cactáceas

La propagación de cactáceas mexicanas debe desarrollarse en nuestro país como una alternativa mas 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 la división de matas, estacas, injertos, cultivo de tejidos y mediante semillas (Reyes, 1994; Simerda, 1999; Hartmann y Kester, 1987).

2.5.1. 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 enraízan 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 dada 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 precombinación genética, por lo que se considera un método útil para la propagación masiva y no es recomendable como medio principal para la conservación (Reyes, 1994).

2.5.2. 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 si resulta benéfico (Hartmann y Kester, 1987).

Las ventajas de este método son las 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 variedad, ya que no hay recombinación genética y por lo tanto no es recomendable como medio principal para la conservación (Reyes, 1994).

2.5.3. Propagación por injerto

Este método consiste en unir porciones de dos plantas de la misma o 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 ha ciertas especies y obtener formas poco comunes. Por ejemplo, *Zigucactus, truncatus*, que es el péndulo, se ha injertado a veces en los tallos erectos de *Pereskia aculeata*. Los injertos inter genéricos por lo general tienen éxito (Hartmann y Kester, 1987).

Esta forma de propagar es importante como un medio para acelerar el desarrollo 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 Rhypsalis*, entre otras, además se ha utilizado para muchos géneros de crecimiento lento como *Ariocarpus, Aztekium, Pelecyphora, Obregonia, Strombocactus, etc.*

En términos generales la enjertación 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 cambium. El mucílago que producen al ponerse en contacto púa y portainjerto, puede ser suficiente para sujetar ambas partes aunque se pueden emplear ligas o púas 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 hendidura y de acoplamiento lateral; siendo la primera técnica la que más se emplea (Hartmann y Kester, 1987; Reyes, 1994).

Para garantizar que el método tenga éxito, es conveniente tener 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).

2.5.4. Propagación por cultivos 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 porciones u órganos vegetales (meristemas, 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; 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, 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 Vyskop (1984), la cual consistió básicamente en una estimulación hormonal de crecimiento y desarrollo de meristemo 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, resulto exitoso para la obtención de nuevos tallos lo cual promete una mayor estabilidad genética y uniformidad de las plantas clonadas.

2.5.6. Propagación por semillas

plantas como las cactáceas presentan un desarrollo extremadamente lento, y aun cuando los frutos de estas producen generalmente un gran numero de semillas, son muy pocas las que llegan a germinar y producir nuevas plantas. Por el hecho de que son victimas

por parte de hormigas, aves y mamíferos, al servirles de alimento. Así como las condiciones desfavorables a que están expuestas en el proceso de germinación, frecuentemente al ser diseminadas así como también a la presencia de algún tipo de latencia, lo que hace que no tengan los elementos adecuados que protejan el desarrollo de las plántulas, en tanto estas lleguen a formar sus tejidos protectores y de almacenamiento (Bravo y Sánchez, 1978).

Las cactáceas se pueden propagar por semillas, aunque algunas de ellas germinan con lentitud. El problema de la propagación de cactáceas por semillas 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 Godinez, 1991).

En condiciones adecuadas de luz y temperatura, las especies con semillas pequeñas tales como *Encephalocarpus*, *Strombocactus*, *Parodia*, *Turbinicarpus*, *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 las 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 de 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 *Carnegie giganteae* 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.

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 puede estimular la germinación.

Mas 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 e la germinación de *Stenocereus griseus*, que se mantuvo en la oscuridad.

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 amyclaea* para aumentar el porcentaje de germinación y los resultados obtenidos indicaron que se requiere de una mayor investigación en el empleo de esta substancia como estimulante de germinación.

En *Carnegiae gigantea* y en *Lemaireocereus thurberi*, la dosis optima 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).

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 hilio se produjo una germinación que resulto 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 aséptica.

En *Carnegia gigantea* y *Lemaireocereus thurberi*, la escarificación por abrasión o lijado no tubo influencia sobra 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 0.5 N 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).

Un problema adicional que tiene la propagación de cactáceas por semilla es que las plántulas son fácilmente atacadas por hongos, por lo que se ha recomendado sembrarlas directamente en sustrato estéril, previamente tratadas con funguicida. 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 la especie, 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).

El trasplante se hace cuando las plantas, si son de tipo globular, tienen 1 cm de diámetro y las de tipo cilíndrico 3 o 4 cm de altura. En otros casos de trasplante se hace cuando las plantas se tocan entre sí o en un periodo entre 7 y 12 meses según la especie (Ballester, 1978 y Marsden, 1958).

Cuando los cactus nacidos de semilla alcanzan un tamaño de más de 2 cm, es el momento del traspasarlos, tardando esto aproximadamente uno a dos años, según la especie (Rivas, 1981).

Muchos métodos han sido descritos para la propagación de cactus por semilla. Importantes libros en cactus tienen una sección para el cultivo de estos (Graham, 1987; Haustein, 1988). Pero uno de los más interesantes métodos en los recientes años ha sido

desarrollado por Manuel Rivas de la Universidad de México. El método de Rivas emplea para la propagación un medio estéril, tratando las semillas con un funguicida las cuales son plantadas en este suelo que posteriormente es sellado para prevenir la contaminación y pérdida de humedad. Una vez en la cámara las pequeñas plántulas necesitan poca atención.

2.6. Concepto de semilla

La semilla es un paquete de energía y de información siendo el estado mínimo de entropía en el ciclo de las angiospermas y gimnospermas (Reyes, 1993).

La semilla es el óvulo maduro encerrado dentro del ovario maduro o fruto. La semilla es lo que completa el proceso de reproducción que se inicia en la flor de la planta. En las angiospermas las semillas se originan del tejido meristemático presente en la pared del ovario donde se forma el óvulo que después de ser fecundado continúa su desarrollo y madurez (Reyes, 1993).

2.7. Germinación

Slaughter (1980) define la germinación como un proceso de cambio: el cambio de una pequeña estructura inactiva viviendo con abastecimiento mínimo, a una planta que crece activamente, destinada a llegar a la autosuficiencia antes que los materiales de reserva de la semilla se terminen.

Otra definición de germinación incluye los cambios tanto físicos como fisiológicos que dan como resultado la iniciación del crecimiento y movilización de las sustancias de reserva dentro de la semilla que son utilizados por el embrión para su crecimiento y desarrollo (Reyes, 1993).

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 la convertirán en una planta adulta (Camacho, 1994b; Cota, 1984).

Para que la germinación se realice es necesario la condición de viabilidad que es la cualidad de la semilla de estar viva en un momento dado, quiescencia es estado en que se encuentra una semilla cuyo embrión no inicia su crecimiento debido a que el medio ambiente se lo impide, ambiente adecuado para el proceso en el cual se requiere de suficiente humedad y una temperatura de entre 10 y 30°C que permita el crecimiento vegetal y ausencia de dormancia que es cuando no existe un mecanismo fisiológico que impida la germinación en condiciones adecuadas para el crecimiento vegetal (Camacho, 1994 a; y Rebenda, 1990).

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 realizan 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 (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, 1994a, 1994b). 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, sí es un requisito necesario y previo. Es por ello que requerimientos especiales de luz, temperatura y composición gaseosa, son manifestaciones de bloques fisiológicos de la germinación (Camacho, 1994 a; y Rebenda, 1990).

2.7.1. Dormancia o latencia

El termino de latencia en semillas ha sido un fenómeno difícil de definir, así mismo se ha utilizado para nombrar cierta clase de fenómenos, lo cual ha resultado en confusiones.

2.7.1.1. Concepto

Pollock y Toole (1962) utilizaron el termino de latencia como un mecanismo mediante el cual, pueden separarse las condiciones resultantes de un desarrollo desfavorable así como un inadecuado suministro de agua o donde existan bloqueos internos que impidan el proceso de germinación.

La latencia en términos generales es considerada como una forma de cese de crecimiento (Amen, 1963). El mismo autor ha restringido el termino de latencia a una

suspensión temporal del crecimiento acompañado de una reducción de la actividad metabólica, relativamente independiente de las condiciones ambientales.

Una definición aplicada mas comúnmente es el que la latencia es un estado en el cual una semilla viable, disminuye su germinación bajo condiciones favorables de humedad, temperatura y oxígeno para el crecimiento (Reyes, 1993).

Una semilla latente es una semilla que esta viva pero que no germina bajo ciertas condiciones favorables para la germinación de otras semillas no latentes de la misma clase. La latencia puede manifestarse como la completa inhabilidad de las semillas para germinar o en un momento específico en los requerimientos de germinación, por ejemplo, estas semillas puede que necesiten una temperatura especial, condiciones de humedad o cualquier otro tratamiento especial (Delouche, 1965).

En forma practica se define el termino latencia como un estado en el cual una semilla viable no germina aun cuando se encuentra en condiciones favorables para germinar, esto es, cuando se encuentra bajo una adecuada temperatura, humedad y oxígeno (Roberts, 1972).

Bidwell (1979), define el letargo como un periodo forzoso de baja actividad metabólica, bajo contenido de agua y nulo crecimiento, durante el cual la semilla es muy resistente a los rigores del frío y de la sequía.

El termino latencia se ha utilizado indistintamente para describir ciertas fases de desarrollo en formas de propagación de plantas, ya sea semillas u órganos que exhiben cambios cíclicos (Reyes, 1993).

Khan (1980; 1981), menciona que la latencia en las semillas, puede ser debida a una obstrucción mecánica fisiológica, la cual evita la realización completa del potencial del crecimiento del embrión bajo condiciones moderadas.

Se denomina semillas latentes a las semillas viables (diferentes de las semillas duras) que no germinan aun cuando estén bajo las condiciones que se especifican para dicha especie (Moreno, 1984).

Por otra parte los tecnólogos de semillas definen latencia en un sentido mas restringido, como resultado de condiciones internas de la semilla (distinta a la no viabilidad) que impiden la germinación (Schopmeyer, 1974; USDA, 1952; Villiers, 1972). En este sentido una semilla con latencia es aquella que “no llega a germinar aun cuando haya absorbido agua y este expuesta a condiciones favorables de temperatura, concentración de oxígeno y luz”.

2.7.2. Efecto de la luz sobre la germinación

Aunque las semillas quiescentes pueden germinar fácilmente tanto iluminadas como en oscuridad, 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 (Camacho, 1994 a; y Orozco, 1989).

- a) Fotoblasticas 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 ejemplo 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).

2.7.3. Efecto de la temperatura

En muchas plantas el efecto de la temperatura afecta tanto el rango como el porcentaje de germinación. Esto ha mostrado, que en diferencias relativamente pequeñas de temperaturas se afecta la respuesta de germinación (Roberts, 1972). Las semillas de varias especies y edades germinan también en varios rangos de temperatura (Thomson, 1970; Fearn, 1974).

Según Fearn (1981) algunas observaciones sobre requerimientos de temperatura para cactáceas son las siguientes:

- Temperaturas extremas no favorecen la germinación, debajo de 12°C y cerca de 28°C es probable que se tenga una mala germinación.
- Diferentes especies de cactáceas tienen rangos de temperatura diferentes.
- Los rangos de la temperatura de la semilla dependen de la edad de la misma. Este punto está asociado con los cambios metabólicos de la semilla.
- Temperaturas fluctuantes o alternas parecen producir mejor germinación que las temperaturas constantes y estas consisten generalmente en proporcionar una temperatura alta y una baja alternadamente y por periodos aproximados de 8 y 16 hr. respectivamente.

2.7.4. Características de la cubierta o testa de la semilla

a). La restricción mecánica al crecimiento del embrión y el conducto de ventilación pueden evitar la germinación. Una forma de librarse de esta restricción es destruyendo o modificando las propiedades mecánicas de la cubierta de la semilla.

b). La cubierta de las semillas también evita el intercambio gaseoso con el medio ambiente. El oxígeno es esencial para mantener los procesos de producción de energía y por lo tanto

de que la semilla germine necesita oxígeno. Y esto puede ser limitado por la permeabilidad de la cubierta de la semilla (Harrington, 1970).

c). La latencia puede ser impuesta por la cubierta de la semilla, ya que presenta inhibidores del crecimiento. Estas sustancias no son hormonas debido a que estas no han presentado el movimiento típico de una hormona (producción en algún lugar y acción en otro). Estas sustancias intervienen en los procesos químicos normales los cuales son característicos de los estados tempranos de la germinación. Cuatro ejemplos de estas sustancias son las siguientes: coumarina, ácido caféico, ácido féurico y ácido vinílico (Fearn, 1981).

2.7.5. Concentración de sustancias inhibidoras y promotoras del crecimiento

La latencia y la germinación quizá estén controladas por el balance entre promotores e inhibidores del crecimiento. Esta latencia puede ser considerada como resultado de la presencia de inhibidoras del crecimiento, ausencia de promotores del crecimiento, o la combinación de ambos, predominando los primeros. Los niveles de estos compuestos están controlados por ciertos estímulos ambientales, tales como: luz y temperatura (Copeland y McDonald, 1985).

Los inhibidores se encuentran en testa o en endospermo, que reprimen el desarrollo inicial del embrión (Rojas y Ramírez 1987).

Las semillas de las plantas desérticas generalmente tienen un mecanismo detector de la lluvia basado en los contenidos de inhibidores, esto habilita a las plantas a medir y responder a cantidades de lluvia adecuadas para su completo desarrollo. Solo cuando estas cantidades suficientes de agua han caído, suficientes inhibidores habrán sido lavados para permitir que las semillas germinen (Tevis, 1958).

2.8. Tratamientos para romper la latencia

Para propósitos de propagación de plantas por semillas, es requisito indispensable la aplicación de métodos a practicas para romper la latencia dependiendo del tipo de que se trate o causa que la provoque. Generalmente no existe una sola causa que propicie la latencia lo que hace su rompimiento mas complicado (Pérez, 1990).

Los tratamientos más usuales para romper la latencia dependerá del tipo de latencia presente en la especie.

2.8.1. Pre-enfriamiento

Consiste en la aplicación de periodos de frío, para ellos colocan las semillas en el sustrato húmedo que se utiliza durante el ensayo de germinación y bajo esas condiciones se someten al periodo de enfriamiento en algunos casos es necesario prolongar el periodo de frío o repetirlo.

La temperatura recomendada es de 5 – 10°C por periodos de 3 – 7 días, y aun mayores dependiendo de la especie y de la intensidad de latencia (Pérez, 1990).

2.8.2. Germinación a bajas temperaturas

Se ha encontrado que ciertas semillas en latencia germinan cuando las temperaturas son mas bajas que las recomendadas para la germinación normal. Si se usan temperaturas alternas, usar una más baja; alternándola con la temperatura alta (Pérez, 1990).

2.8.3. Presecado

Las semillas son colocadas a una temperatura que no exceda los 40°C (35 – 40°C) bajo continua circulación de aire, durante un periodo hasta de 7 días. Después de secarlas se someten a la prueba normal de germinación, (Pérez, 1990).

2.8.4. Luz

Las semillas en ensayo de germinación a temperaturas alternas, deberán ser iluminadas un mínimo de 8 horas en ciclos de cada 24 horas y durante el periodo de alta temperatura. La intensidad de la luz debe ser aproximadamente 750 – 1250 lux, de lámparas de luz blanca. Muchas gramíneas responden al tratamiento con luz; se recomiendan lámparas fluorescentes de luz blanca (Reyes, 1993).

2.8.5. Prelavado de semillas

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

2.8.6. Remojo

Las semillas que presentan cubiertas duras pueden germinar rápidamente después de ser remojadas durante mas de 24 – 48 horas en agua, la prueba de germinación se puede realizar después de terminado el remojo (Reyes, 1993).

2.8.7. Remoción de estructuras circundantes

Para remover la germinación en ciertas especies deberán extirparse algunas estructuras como las que involucran cerdas o lemma y palea de ciertas gramíneas. La duración de la prueba o del tratamiento para romper la latencia no toma parte del ensayo de germinación (Reyes, 1993).

2.8.8. Ácido giberelico

El sustrato se humedece con una solución de ácido giberelico a 550 ppm, que se prepara disolviendo 500 mg de ácido en un litro de agua. Cuando la latencia es mas débil se puede utilizar concentraciones mas bajas y viceversa (Moreno, 1984).

2.8.9. Escarificación mecánica

Con métodos como horadación cuidadosa, fragmentación, limamiento o tallado con papel lija aplicados a la cubierta de la semilla esto puede ser suficiente para romper la condición de latencia por cubiertas duras e impermeables de la semilla. La cubierta de la semilla que va ser escarificada debe ser tomada cuidadosamente evitando un posible daño al embrión y al subsecuente semillero. La mejor parte de la semilla para la escarificación mecánica es la parte de la cubierta de la semilla que esta justamente sobre los tipos de cotiledones (Reyes, 1993).

2.8.10. Escarificación química

La digestión con ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4) es efectivo en algunas especies. Las semillas se sumergen en el ácido hasta que la cubierta de la semilla empieza a abrirse. La digestión puede ser rápida o tomar mas de una hora, sin embargo las semillas deben ser examinadas cada cierto tiempo (unos minutos). Después de la digestión, las semillas deben ser lavadas con agua que este corriendo antes de aplicar la prueba de germinación (Reyes, 1993).

2.8.10.1. Método de Escarificación con ácido sulfúrico

Las semillas de muchas especies no germinan a pesar de tener un embrión maduro y estar en el medio ambiente adecuado, esto se debe a que presentan cubiertas muy duras o impermeables que no ceden fácilmente. Para librar este obstáculo existen maneras de debilitar la testa sin dañar los órganos internos de la semilla. La escarificación con ácido

sulfúrico concentrado es un tratamiento muy efectivo en muchas especies, no requiere equipo especial y el ácido puede usarse repetidamente.

El tratamiento lo describen Mahlstedt (1959) y Hartman (1979) en forma semejante: el ácido sulfúrico concentrado es colocado en un recipiente resistente (vidrio) y las semillas se sumergen completamente en él. La duración del tratamiento depende de la semilla y existen tiempos determinados para algunas especies que varían desde 10 minutos hasta varias horas. Una vez transcurrido el tiempo necesario en ácido, se sacan las semillas y se enjuagan en agua corriente y abundante durante cinco o diez minutos moviéndolas cuidadosamente. Después pueden ponerse a secar o sembrar inmediatamente si se prefiere.

Este procedimiento debe realizarse con todo cuidado para evitar quemaduras en la piel o daños en la ropa. Igualmente debe evitarse derramar agua en el ácido porque se produce una reacción muy violenta que puede producir salpicaduras.

La escarificación con ácido sulfúrico es recomendada para promover la germinación de semillas de fresa, *Acacia*, *juníperos*, etc. (Hartman, 1979). Igualmente, incrementa la tasa de germinación de semillas de zacate Johnson en forma mas uniforme que con otros métodos (Tao, 1982) y favorece la germinación de semillas de lechuga (Rivera, 1956).

2.9. Aspectos generales de los fitorreguladores

Los fitorreguladores influyen en todos los fenómenos de crecimiento y desarrollo vegetal, por ejemplo, en aspectos tales como el crecimiento de tallos, raíces y hojas, la madurez de los frutos, la abscisión de las hojas de latencia de yemas y semillas, etc.

Hill (1977) hace la siguiente definición: “Una hormona reguladora de crecimiento vegetal (u hormona vegetal) es una sustancia orgánica que es sintetizada en el interior de una planta y que a bajas concentraciones puede activar, inhibir o modificar cualitativamente el crecimiento, ejerciendo normalmente esta acción en un lugar distinto al de origen. Su efecto no es debido a su valor calórico ni a su contenido en elementos esenciales”.

Kefeli (1978) establece tres características comunes para estos compuestos: la primera es que son sintetizados en uno de los órganos de la planta (hojas jóvenes, yemas, puntas de raíces y brotes) y transportados a otros sitios de la misma donde estimulan los procesos de organogénesis y crecimiento, en segundo lugar las fitohormonas son sintetizadas en las plantas y funcionan en cantidades pequeñísimas y tercero, a diferencia de otros metabolitos, incluyendo vitaminas, las hormonas pueden tener un efecto formativo en la planta. Por ejemplo, las giberelinas inducen el crecimiento del tallo, las auxinas el crecimiento de la raíz, la citoquinina los procesos de división celular, etc.

Según Rojas (1979) “Un fitorregulador es un compuesto químico capaz de intervenir en el metabolismo, que actúa a muy pequeñas concentraciones, activando o deprimiendo algún proceso del desarrollo, pueden ser naturales o sintéticos. Una hormona es un fitorregulador natural que tiene acción en un lugar de la planta distinto de donde se produce, existiendo varios grupos. Un cofactor es un fitorregulador natural con acción catalítica y regulatoria en el metabolismo, pero cuya acción no es suficiente por si misma para determinar fenómenos de desarrollo, ya sea actuando de manera independiente o bien contrarrestando la acción de una hormona; pueden ser sintéticos o naturales”.

Went y Timan (1937) definieron a las hormonas del crecimiento como “sustancias que siendo producidas en una parte de un organismo son transferidas a otra y en esta influyen un proceso fisiológico específico” y se le dio el término de “regulador de crecimiento vegetal”, que define a los compuestos orgánicos distintos de los nutrientes, que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de algún modo cualquier proceso fisiológico en las plantas.

El crecimiento de las plantas es un proceso dinámico, complejo y que está rigurosamente controlado, en el que los reguladores del crecimiento vegetal (RCV) que actúan en el control de crecimiento dentro de las plantas a nivel de órgano, tejido y célula (Wareing y Phillips, 1973), actualmente se reconoce que la mayor parte de la actividad fisiológica de las plantas está mediada por los reguladores de crecimiento (Devlin, 1980).

Actualmente se reconocen cinco tipos básicos de sistemas químicos de reguladores del crecimiento vegetal (Leopold y Kriedemann, 1975), dividido en tres grupos principales:

- promotores del crecimiento: auxinas, citocininas y giberelinas.
- Inhibidores del crecimiento: ácido abscísico.
- Etileno.

De los cinco sistemas químicos incluidos en este grupo, las auxinas y la giberelinas estimulan principalmente la elongación celular; las citocininas estimulan la división celular.

En el caso del cultivo de tejidos vegetales solo se ocupan los promotores (auxinas, citocininas y giberelinas) y los inhibidores y el etileno son poco usados.

Cuadro 1. Comparación de efectos entre las auxinas y las Giberelinas.

Efectos principales	Auxinas	Giberelinas
---------------------	---------	-------------

Transporte polar	Si	no
Estimula la formación de callo	Si	no
Estimula el alargamiento celular	No	si
Estimula la iniciación radicular	Si	no
Retarda la abscisión foliar	Si	no
Estimula el crecimiento de plantas de tipo enano	No	si
Estimula la germinación de las semillas	No	Sí
Inhibe las yemas laterales	Si	no
Induce partenocarpia en frutos	Si	Sí

2.9.1. Auxinas

El nombre de auxina (del griego auxein, crecer) fue dado a la sustancia reguladora del crecimiento producida en el ápice del coleóptilo de avena. Sin embargo, en la actualidad se sabe que las auxinas están universalmente presentes en las plantas superiores (Wareing y Phillips, 1973)

El ácido indol-3-acético (AIA) (**Fig. 7**) es una auxina que se encuentra en muchísimas especies vegetales y se piensa que es la auxina principal de las plantas superiores. La biosíntesis del AIA es a partir del triptófano, compuesto con un grupo indol y que esta universalmente presente en los tejidos vegetales, ya sea en forma libre o incorporada, las concentraciones más altas de auxinas se encuentran en los ápices de crecimiento (ápice del coleóptilo, yemas y ápices de crecimiento de las hojas); también se encuentran distribuidas por la planta provenientes de las regiones meristemáticas (Devlin, 1980).

En las plantas los reguladores del crecimiento se desplazan desde su lugar de síntesis con cierta dirección y con determinada velocidad, la traslocación de la auxina desde puntos principales de síntesis, que son los meristemos apicales, básicamente es hacia abajo (basipétalo). La conducción de las auxinas en los tejidos vegetales tiene lugar a velocidades suficientemente altas como para que el proceso de difusión sea su principal método de transporte.

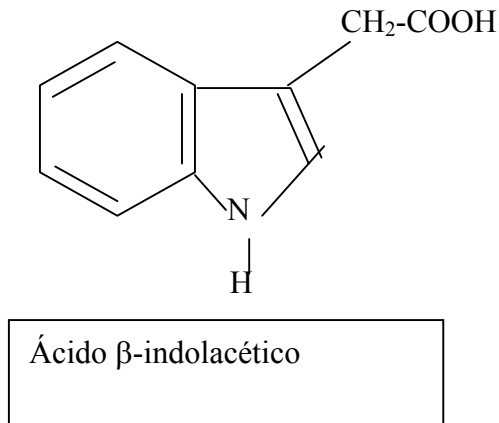


Fig. 7. Estructura química de una Auxina común.

Las auxinas participan ampliamente en la organización de los procesos vegetales, incluyendo la regulación de las proporciones del crecimiento diferencial y la regulación de fenómenos de diferenciación, los cuales son estimulados o inhibidos según la concentración auxínica presente en la célula o estructura vegetal, los principales efectos auxínicos en las plantas, son el alargamiento y la división celular (Bidwell, 1979), la formación de brotes, raíces y tejido calloso, la respiración, abscisión, partenocarpia, dominancia apical, embriogénesis, etc.

En el cultivo in Vitro se requiere de la adición de auxina al medio por la inducción y proliferación de este tejido, teniendo en cuenta que la producción de callo está íntimamente relacionada con la concentración y tipo de auxina empleada (Devlin, 1980), pues existen auxinas principalmente el ácido 2, 4-diclorofenoxiacético (2, 4-D) que son usadas en altas concentraciones para la iniciación de este tejido, debido a que suprimen la morfogénesis y dan por resultado la rápida proliferación de células tipo callo. Sin embargo, un exceso de auxinas puede suprimir esta división y aun el crecimiento celular (Bidwell, 1979). Por tanto, el balance auxina-citocinina es un factor muy importante en la regulación del crecimiento por alargamiento o por división celular.

Las auxinas son un factor esencial en la promoción del crecimiento de las raíces, debido a que el AIA puede incrementar significativamente la elongación de segmentos aislados de raíces, tanto in Vitro como in vivo, además de que incrementan su crecimiento.

Los tejidos pueden regular la actividad auxínica por medio de cuatro sistemas de control (Leopold y Kriedemann, 1975):

- Ligando al regulador en algún sitio del citoplasma.
- Convirtiéndolo en algún tipo de derivado.
- Degradándolo.
- Eliminandolo por medio de la excreción.

La degradación del AIA, puede llevarse a cabo principalmente por enzimas y por la luz, sobre todo ultravioleta.

2.9.2. Citocininas

El nombre genérico de las citocininas es empleado para aquellas sustancias químicas que pueden estimular principalmente la división celular o citocinesis. Casi todas las citocininas conocidas, tanto naturales como sintéticas, son derivados de la adenina. Se ha generalizado que las citocininas combinadas con auxinas, estimulan la división celular en las plantas, interactuando en la determinación de la ruta que seguirá la diferenciación celular.

Han sido pocas las citocininas naturales aisladas e identificadas (mas de 18); una de ellas (la mas ampliamente distribuida) es la zeatina (**Fig. 8**), extraída del endospermo de maíz (*Zea mays*), que además de ser la citosina natural más potente este presente tanto en las plantas superiores como inferiores, pues también ha sido aislada de algas, hongos y bacterias.

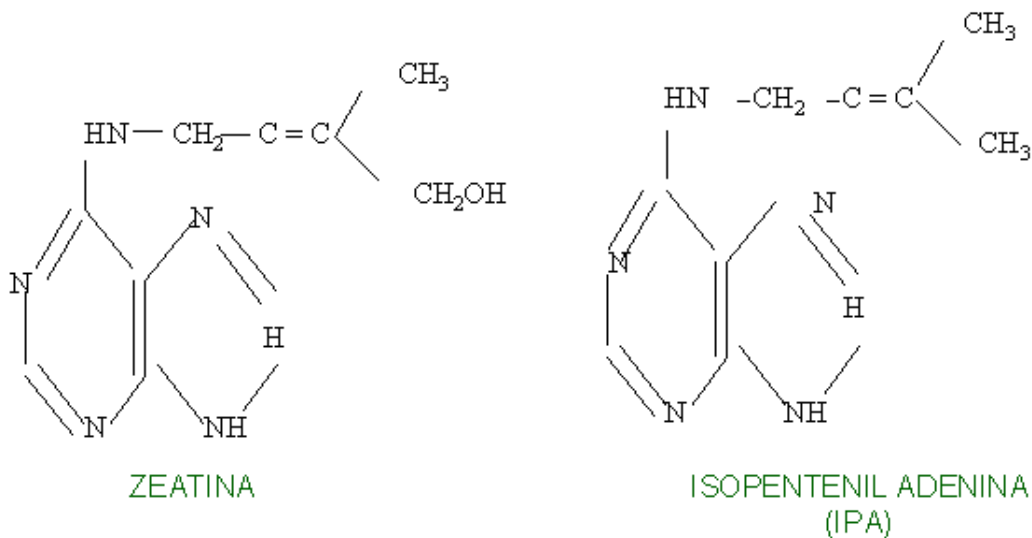


Fig. 8. Estructuras químicas de algunas citocininas.

Las citocininas se concentran en tejidos con crecimiento activo, ya que los niveles citocinínicos son muy altos en frutos en desarrollo, en semillas, embriones, hojas y, predominantemente, en las raíces, que parecen ser la fuente principal de citocininas de las plantas, desde las cuales son enviadas hacia los brotes.

Las citocininas están ampliamente difundidas en las plantas, ligada al ARN y en forma libre, el transporte de citocininas es vía xilema principalmente, y fundamentalmente de las raíces hacia las partes aéreas, ósea que esta polarizado (acropetalo) (Bidwell, 1979).

Las citocininas tienen un intervalo amplio de efectos regulatorios, promueven la división celular, inhiben el crecimiento de raíces laterales, inhiben la elongación del tallo pero estimulan el alargamiento de las hojas, actúan en el retraso de la senescencia, en la dominancia apical y tienen un papel fundamental en la organogénesis, ya que pueden ser inducidas yemas en tejidos in Vitro de callo, hojas, raíces, cotiledones o piezas de callo.

La inducción in Vitro de órganos por las citocininas está encaminada a la formación de yemas, las cuales son obtenidas con base en una proporción citocinínica alta con respecto a las auxinas.

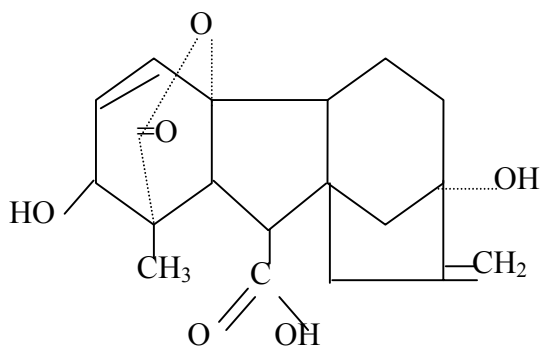
2.9.3. Giberelinas

Las giberelinas son un grupo de reguladores de crecimiento, formadas por diterpenos, los cuales están compuestos por cuatro unidades de isopreno, por lo común formando tres anillos, además de presentar un puente de lactona.

Las giberelinas fueron descubiertas en Japón por Kurosawa, investigador que demostró que los filtradores estériles de cultivos de *Giberella fujikuroi* provocaban el mismo crecimiento anormal que el hongo produce, cuando se aplicaba a plantas de arroz y otras monocotiledóneas (Weaver, 1980). Fue claro que *G. Fujikuroi* secretaba algunas sustancias que afectaban a las plantas, que quedaba en los medios de cultivo y que estimulaba la elongación de tallos y hojas (Wareing, 1981).

En la naturaleza existen muchas giberelinas, a las que se les designa como giberelina GA1, GA2, GA3 y así sucesivamente, llegando mas allá de la G40. La diferencia existente entre estas se debe principalmente a la presencia y localización de dobles ligaduras, al numero y colocación de los grupos hidroxilo y al numero de grupos carboxilo.

La primera giberelina purificada y estructuralmente identificada fue el ácido giberélico (GA3) (**Fig.9**); posteriormente se han aislado todas las demás, tanto de plantas superiores como de hongos, estando mas ampliamente difundidas en la naturaleza GA1, GA3 Y GA4.



giberélico (GA₃)

Fig. 9. Estructura química del Ácido Giberelico

Las giberelinas están sintetizadas específicamente en áreas de crecimiento activo, como embriones o tejidos en desarrollo o meristemáticos.

2.10. 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 aun en presencia de giberelinas.

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

La dosificación de tratamientos hormonales se realiza en partes por millón (ppm) 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).

2.10.1. Método 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 sulfhídricos, 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 periodo 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.

2.11. 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, 1984), 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 pueden 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, 1994a).

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. Materiales

El ensayo se llevo a cabo en el laboratorio de biología del Departamento de Botánica de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” en Buenavista, Saltillo Coahuila.

- Cámara de germinación
- Cajas petri
- Vasos de precipitado
- Pinzas de disección
- Papel filtro

- Papel estroza
- Semillas de *Astrophytum myriostigma*
- Agua destilada
- Ácido sulfúrico (H₂SO₄)
- Alcohol al 70%
- Cloro al 30%
- Solución funguicida
- Ac. Giberélico 1000 ppm.

3.2. Métodos

Se sometieron las semillas a un preacondicionamiento que consistió en un remojo en agua por un lapso de 1 hora y después en 4 tratamientos diferentes que se enlistan a continuación:

T1 = testigo

T2 = esterilización y aplicación de GA 1 ppm

T3 = escarificación con ácido sulfúrico durante 30 segundos

T4 = escarificación con ácido sulfúrico durante 45 segundos

La esterilización se realizó colocando 60 semillas en alcohol al 70% durante 15 minutos y se enjuagaron con agua esterilizada, de estas semillas fueron tomadas 30 y se les aplicó GA (giberelina) al 0.5% remojándolas en esta solución por espacio de 5 minutos.

La escarificación se realizó a otras 60 semillas con ácido sulfúrico, procediéndose de manera que a 30 se les aplicó ácido sulfúrico durante 30 segundos y se enjuagaron con agua destilada tres veces tratando de no dejar residuos del ácido, respectivamente se hizo el mismo procedimiento a las otras 30 semillas pero se dejaron reposar 45 segundos y se procedió a enjuagar de igual manera que las anteriores, después de haber tratado las 120 semillas se dejaron secar sobre papel estroza.

Las siembras se hicieron en cajas petri de vidrio Pirex 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 10 semillas sobre el papel filtro que previamente se humedeció con solución de fungicida y fueron acomodadas de manera que no se tocaran entre sí para evitar la propagación de infecciones secundarias (Moreno, 1984). Se usó un total de 12 cajas petri para cubrir las necesidades del experimento realizado, es decir la siembra de 4 tratamientos con tres repeticiones.

Las pruebas de germinación se efectuaron igualmente en una germinadora estándar con control de temperatura, la que se mantuvo a 25°C, con una humedad relativa del 70%, condiciones en las que de acuerdo con Arredondo y Camacho (1995), ocurre la mejor germinación en *Astrophytum Myriostigma*.

El primer riego se realizó con solución fungicida como se mencionó anteriormente, los siguientes riegos que se requirieron se empleó únicamente agua (Camacho, 1994), las observaciones se registraron a intervalos de 24 horas, con un total de 7 lecturas, tiempo en que generalmente se estabilizó la curva de germinación, considerándose como semilla germinada a aquella con la radícula emergida o visible. Con una longitud de cuando menos un milímetro.

El diseño experimental utilizado fue bloques al azar con tres repeticiones; cada unidad experimental constó de una caja de petri con 10 semillas cada una. Se evaluaron las siguientes variables con fórmulas empleadas por Morales y Camacho (1985 y 1992):

Porcentaje de germinación final (PG): Evalúa la relación existente entre el total de plántulas obtenidas y la cantidad de semillas sembradas.

Para determinarlo se realizaron observaciones diarias a partir del día dos después de la siembra, momento en el cual fue observada la emergencia de las plántulas. Su cálculo se realizó de la manera siguiente:

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

Donde:

PG = Porcentaje 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, así mismo 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.

Para de los valores promedio se utilizó la siguiente ecuación:

Tasa de germinación (TG):

$$TG = (N1 \times T1 + N2 \times T2 \dots + Nn \times Tn) / (N^\circ \text{ de semillas germinadas totales})$$

Donde:

Nn = N° de semillas germinadas en el día n.

Tn = al tiempo expresado en días.

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 solo valor numérico para evaluar la calidad de germinación. Una propuesta para realizar lo anterior es el índice de Maguire (1962):

$$MG = (G1 / T1 + G2 / T2 + Ge / Te) \times 100 / M$$

Donde:

MG = Valor de germinación o índice de Maguire.

Ge = Germinación sencilla en la evaluación numero "i".

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

M = Cantidad de semillas sembradas

Los resultados se analizaron con el paquete estadístico de la Universidad Autónoma de Nuevo León.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La germinación que se obtuvo en *Astrophytum myriostigma* se inicio a los tres días en los tratamientos en los que se escarifico la semilla con ácido sulfúrico durante 30 y 45 segundos y empezó a estabilizarse a los nueve días después de la siembra esto se indica aplicando la formula de Índice de Maguire que las semillas tratadas con ácido sulfúrico durante 45 segundos tuvieron mejor germinación que las tratadas con ácido sulfúrico durante 30 segundos.

En el testigo en el cual no se aplico ningún pretratamiento y en el tratamiento en el cual se dejó remojando la semilla con ácido giberélico 1000 ppm por espacio de 5 minutos antes de la siembra no reporto emergencia en el lapso en que se tomaron las observaciones, encontrándose contaminación por hongos en ambos tratamientos al día diez después de la siembra y de la toma de datos.

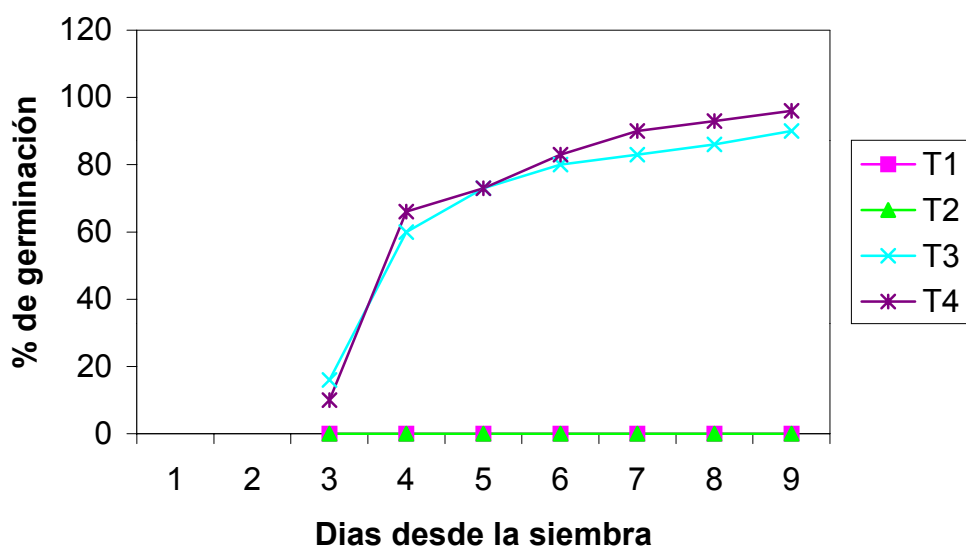


Fig. 10. Desarrollo de la germinación de semillas de *Astrophytum myriostigma* desde el día de la siembra expresado en porcentaje de germinación por tratamiento.

Esto se observa en la figura 10 en donde el porcentaje de germinación mas alto se localizó en el tratamiento cuatro el que consistió en escarificar las semillas con ácido sulfúrico durante 45 segundos en el cual se obtuvo un Porcentaje de germinación de un 96.6% con una Tasa de Germinación de 4.689, seguido por el tratamiento tres en el cual se escarifico durante 30 segundos obteniéndose un porcentaje de germinación de un 90% y una Tasa de Germinación de 4.55 mientras que en los tratamientos uno que es testigo y dos en el cual se deajo remojando la semilla durante 5 minutos con ácido giberélico 1000 ppm antes de la siembra no reportaron germinación.

Cuadro 2. Análisis de varianza para la variable de respuesta germinación en la especie *Astrophytum myriostigma*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	3	261.999969	87.333321	349.3262 *	0.000
BLOQUES	2	1.166656	0.583328	2.3333	0.178

ERROR	6	1.500031	0.250005
TOTAL	11	264.666656	

-----Va

lor de tablas (0.01) =10.92

*Altamente significativo

C.V. = 10.71%

De acuerdo con los valores en el análisis de varianza, se observa que la F calculada (349.3262) es mayor a F de tablas (10.92) se concluye que existen diferencias altamente significativas en el efecto de los bloques y tratamientos con 0.01, por ello fue necesario realizar las comparaciones entre medias, realizando la prueba de Tukey en el programa de la UNL. Dando como resultado lo siguiente:

Cuadro 3. Tabla de medias de los tratamientos

TRATAMIENTO	MEDIA
4	9.6667 A
3	9.0000 A
1	0.0000 B
2	0.0000 B

Nivel de significancia = 0.05

Tukey = 1.4145

En base a lo anterior se observa que los tratamientos 3(escarificación con H₂SO₄ durante 30 seg.) y 4(escarificación con H₂SO₄ durante 45 seg.) son significativamente iguales, con respecto a los tratamientos 1(testigo) y 2(esterilizado y aplicación de ac. Geberelico) no se observo ningún efecto, por lo tanto podemos decir que estos tratamientos (1y2) son los menos adecuados para obtener una germinación mas rápida en *Astrophytum myriostigma*.

Con respecto a los tratamientos en los cuales se escarifico con ácido sulfúrico los resultados fueron satisfactorios y concuerda con lo que mencionan Moreno (1984) y Reyes (1993) los cuales señalan que el uso de escarificación mecánica o química, permiten la germinación.

De acuerdo con Hartmann y Kester (1985) la escarificación tiene como objeto modificar los tegumentos duros o impermeables de las semillas y esto fue comprobado mediante los experimentos realizados en esta tesis.

En el caso de la aplicación de ácido giberélico 1000 ppm inhibió completamente la germinación, y de acuerdo a estos resultados podríamos determinar que la aplicación de Giberelinas no tubo un efecto positivo, debido a causa de que fueron incapaces de difundirse dentro del embrión, lo anterior concuerda con Hemmat et. Al (1985). Otra de las causas de que estos tratamientos no germinaran es que estos resultados pudieron ser afectados por factores externos, ya que se ha reportado que las semillas de cactáceas tienen sus propios requerimientos de germinación esto concuerda con Pillbeam (1980) que señala que la edad de la semilla es importante para su germinación.

V. CONCLUSIONES

La escarificación química es fundamental para las especies cactáceas, en este caso para las semillas de *Astrophytum myriostigma* en el cual se recomienda aplicar ácido sulfúrico concentrado a un 90% durante 45 segundos para deteriorar la testa de las semillas.

La germinación se inició a los tres días y empezó a estabilizarse a los nueve días, alcanzando porcentajes cercanos al 100% en los tratamientos en los cuales las semillas fueron escarificadas con ácido sulfúrico.

La aplicación de ácido giberélico (1000 ppm.), no tubo efecto positivo. Esto se debe posiblemente, a que las Giberelinas fueron incapaces de difundirse dentro del embrión.

Los pretratamientos que recibieron las semillas son efectivos porque ayudan a promover más rápidamente la germinación y evitan la contaminación por microorganismos patógenos, tal es el caso de la aplicación de ácido sulfúrico para escarificar la testa de la

semilla, también la aplicación de promotores de la germinación (fitohormonas), estos métodos hacen de la propagación uno de los métodos más viables y efectivos en la micro propagación de plantas en peligro de extinción.

La escarificación facilito el rompimiento de la testa siendo el método más efectivo en semillas de mas de un año de edad ya que pierde su viabilidad.

La búsqueda de formas o métodos de germinación permiten obtener mas especimenes o plantas que se pueden llevar a repoblar las áreas explotadas o donde se ha hecho mayor extracción.

VI. BIBLIOGRAFÍA

Alcorn, S. M. and E. B. Kurtz. 1959. Some factors affecting the germination of seed of the saguaro cactus (*Carnegiea gigantean*). American Journal of Botany. 46(7): 526-529.

Álvarez, 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 pp.

Amen, R. D. 1963. The concept of seed dormancy. American Scientist. 51: 408-424.

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 pp.

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 pp.

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.pp.

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 arids. México. 31 pp.

Barthlott, W. 1979. *Cacti*. Stanley Thornes (publishers) . 249 pp.

Bernhart, U. 1987. At the habitat of *Astrophytum coahuilense*. *British Cactus and Succulent Journal*. 5 (4) : 106 – 111 pp.

Bidwell, R. G. S. 1979. *Fisiología vegetal*. 1° Ed. en español. A. G. T. Editor, S. A. México, D. F.

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. 289 pp.

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 pp.

Buxbaum, F. 1950. *Morphology of cacti*. Section III. Fruits and seeds. Abbey Garden Press. California. 223 pp.

Camacho, M. F. 1994 a. Dormición de semillas; Causas y tratamiento. *Trillas*. México. 125 pp.

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.).

Corona, N. V. y A. V. M. Chávez. 1982. Cultivo de cactáceas en medios asépticos. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*. 27:17-23 pp.

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 pp.

Delouche, C. J. 1965. A preliminary study of methods of separating crimson clover seed on basic of viability. *Poc. Asosoc. Off. Seed Anal.* 55: 30-36.

Engelman, E. M. 1960. Ovule and seed development in certain cacti. *American Journal of Botany*. 47 (6): 460-467 pp.

Esau, K. 1976. Anatomía vegetal. H. Blume. 3° ed. Editorial Omega. Barcelona, España.

Fearn, B. 1981. Seed germination; the modern approach. *The cactus and succulent journal of Great Britain*. 43(1): 13-16.

Fearn, B. 1974. An investigation into the effect of temperature on the seed germination of nine species of cacti using thermal gradient bars. *Cact. Succ. J. AMER.* 46: 215-219

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 Investigaciones 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 pp.

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 pp.

Graham, V. 1987. Growing succulent plants. Timber press, Pórtland, Oregon.

Háyek, F. 1997. Observaciones sobre *Astrophytum onatum* y *Astrophytum myriostigma* y sus variedades. Cactáceas y Suculentas Mexicanas. México. 34: 34-40 pp.

Harrington, F. 1970. Seed and pollen storage for conservation of plant gene resources. In frankel, O. H. and Bennett, E. Handbook No. 11, Davis, Philadelphia.

Hartmann, H. T. y D. E. Kester. 1980. Propagación de plantas, principios y practicas 2° ed. Editorial Continental, S. A., México, D. F.

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

Haustein, E. 1986, 1988. The cactus handbook. Chartwell Books INC. New Jersey. 320 pp.

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

Hurtado, M. D. V. y M. E. Merino. 1991. Cultivo de tejidos vegetales. 2° reimpresión. Editorial Trillas. México, D. F. 48-64 pp.

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.

Khan, A. A. 1980-1981. Hormonal regulation of primary and secondary dormancy. Israel Jour. Bot. 29: 207-224.

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 pp.

Marsden, C. 1958. Grow cacti. A practical handbook. Second edition. Cleaver-hume press Ltd. London.

Martin, J. M. 1963. *Astrophytum*. The Cactus and Succulent Journal of Great Britain. 25 (2): 29.

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 pp.

Mayer, A. M. And A. Poljakoff. 1982. The germination of seeds. Mayber Pergamon Press. 3 ed. Oxford. 211 pp.

McDonough, T. W. 1964. Germination responses of *Carnegiea gigantea* and *Lemaireocereus thurberi*. Ecology 45 (1): 155-158 pp.

Mejorada, S. H. 1982. México'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 Mexicanas. 7 – 10 pp.

Morales, V. G. y M. F. Camacho. 1985. Formato de recomendaciones para evaluar germinación. III Reunión Nacional sobre Plantaciones Forestales. Secretaria de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Publicación Especial No. 48. México. 123-138 pp.

Moreno, P. N.; G. J. López; G. L. Arce. 1992. Aspectos sobre las semillas y su germinación de *Echinomastis mariposensis* Hester. Cactáceas y Suculentas Mexicanas. 37: 21 – 27.

Muratalla, L. A.; P. F. Barrientos y A. J. Rodríguez. 1990. Germinación y viabilidad de semilla de nopal (*Opuntia amyclaea* K (V5) y *Opuntia ficus-indica* (V1 y F1)) II Reunión Nacional Sobre Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. México. 19 pp.

Nobel, S. P. 1988. Environmental biology of agaves and cacti. Cambridge University Press. N. Y. 128-250 pp.

Pilbeam, J. 1980. Seed raising. The cactus and succulent journal of Great Britain Vol. 42: (2): 55-56.

Pollock, B. M. y V. K. Toole. 1962. Postmaduración, periodo de reposo y latencia en semillas. U.S.D.A. (De.) Cia. De. Cont., S. A. México. 201-212.

Pérez, L. H. 1990. efectos de los bioestimuladores Biozyme T. S. Y Biozyme P. P., sobre la emergencia y principios de desarrollo en maíz (*Zea mays*), frijol (*Phaseolus vulgaris*) y trigo (*Triticum aestivum*). Tesis de licenciatura. U. A. A. A. N. Saltillo, Coah. México.

Kurtz, E. B. 1948. Pollen grains characters of certain Cactaceae. Bul. Torrey. Bot. Club 75: 516-522.

Rabenda, I. 1990. Breaking dormancy in cactus seed. Cactus and Succulent Journal U. S. 62 (2): 86-94.

Reyes, R. P. de M. 1993. Latencia de semillas: Mecanismos de control y métodos de rompimiento. Monografía de Licenciatura. U.A.A.A.N. Saltillo, Coah. México.

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.

Rivas, G. M. 1981. Notas sobre transplantes de plántulas de cactus. Cact. Suc. Mex. Tomo XXVI vol.3.

Roberts, E. H. 1972. Viability of seeds. Chapman and hall, London, England. 448 pp.

Rodríguez, H. R. B. y L. F. Gómez. 1994. Evaluación de cinco tratamientos pregerminativos en tres especies de cactáceas ornamentales (*Astrophytum Myriostigma*, *Ferocactus acanthoides* 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. 9 –10 pp.

Rojas, G. M. y R. H. Ramírez. 1987. Control hormonal del desarrollo de las plantas. Editorial LIMUSA. S. A. Mexico, D.F. 81 pp.

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 peninsulae* (cactaceae). Journal of Arid Environments. 23: 389-395.

Rezedowski, J. 1978. La vegetación de México. Ed. LIMUSA. 257-261 pp.

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

Tevis, L. 1958. Germination and growth of ephemerals induced by sprinkling a sandy desert. *Ecol.* 39: 681.

Thompson, P. A. 1970. Characterization of the germination response to temperature of species and eco-types. In *ibid.* 225: 827.

United States Department of Agriculture. 1952. manual for testing agricultural and vegetable seeds. U. S. D. A. Agr., Handbook No. 30 Washington, D. C. Govt. Printing Office.

Went, R. F. and Phillips, I. D. 1973. *The control of growth and differentiation in plants*, pergamon press; L.T.D. Gran Bretaña.

Vyskot, B. and Jara, Z. 1984. Clonal Propagation of cacti through axillary buds in vitro (*Mammillaria carmenae*, *Mammillaria prolifera*, *Astrophytum myriostigma*, *Trichocereus spachianus*). *J. Hortic. Sci.* 59(3): 449-452.

Villiers, T. A. 1972. Seed dormancy. In *seed biology*. Kozlowski, T. T. (ed.) London, New York Academic Press. Vol. II 220-282 pp.

Zieslin, N. and Keren, A. 1986. Effects of rootstock on cactus grafted with and adhesive. *Hortscience.* 21(1): 153-154.

VII. ANEXOS

Anexo 1. Sinonimias de *astrophytum myriostigma*

Astrophytum jaumavense (1979) SADOVSKY, O.;SCHUTZ, B.

Astrophytum myriostigma f. quadricostata (1963) FRANK. G.

Astrophytum myriostigma f. quadricostatum (1957) ZBINDEN, P.; KRAINZ, H.

Astrophytum myriostigma f. tamaulipasense (1967) ZBINDEN, P.;KRAINZ, H.

Astrophytum myriostigma f. tamaulipensis Hort. (1960) VILES, 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 quadricostata (1935) KREUSINGER, K.
Astrophytum myriostigma quadricostatum (1961) BACKBERG, C.
Astrophytum myriostigma subsp. *quadricostata* (1932) KAYSER, K.
Astrophytum myriostigma subsp. *quadricostatum* (1961) BACKEBERG, C.
Astrophytum myriostigma subsp. *tamaulipens* (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. Quadricostatum (1975) DONALD, J. D.
Astrophytum myriostigma v. nudum f. quadricostatum (1962) Anonym
Astrophytum myriostigma v. nudum subv. quadricostatum (1979) HIRAO, H.
Astrophytum myriostigma v potosinum subv. Tamaulipense (1961) BACKEBERG, C.
Astrophytum myriostigma v. quadricostata (1941) MARSHALL, W. T.; BOCK, T. M.
Astrophytum myriostigma v. quadricostatum (1961) BACKEBERG, C.
Astrophytum myriostigma v. quadricostatus (1933) BAUM, H.
Astrophytum myriostigma v . taumalipense Hort. (1961) BACKEBERG, C.
Astrophytum myriostigma v. tamaulipensis (1935) BACKEBERG, C.; KNUTH, F. M.
Astrophytum myriostigma v. tamaulipense Hort. (1960) BYLES, R.
Astrophytum myriostigma v. tatrakantha (1939) VIREECK, H. W.
Astrophytum myriostigma v. tetragona (1941) GRASER, R.
Astrophytum myriostigma v. tetragona Hort. (1951) BORG, J.

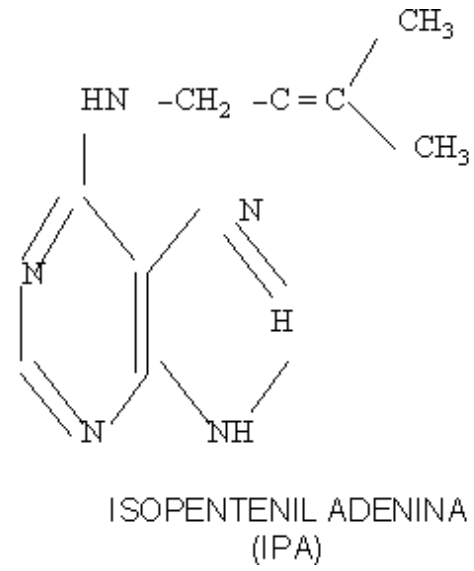
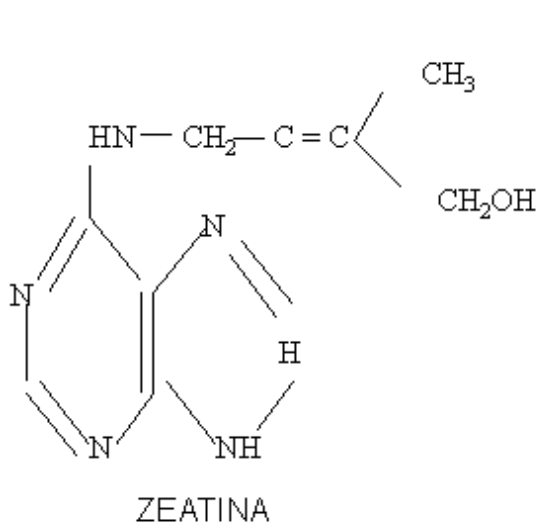
Astrophytum myriostigma v. *tetragonum* (1961) SCHUTZ, B.
Astrophytum quadratum (1957) HAGGE, W.; SADOSKY, O.
Astrophytum quadricosta (1930) MOLLER, A. F.
Astrophytum quadricostata (1930) MOLLER, A. F.
Astrophytum tamaulipensis (1930) MOLLER, A. F.
Echinocactus myriostigma subsp. *quadricostata* (1944) MEGATA, M.
Echinocactus myriostigma subsp. *quadricostatus* (1927) MOLLER, H.
Echinocactus myriostigma v. *quadricostatum* (1979) SADOVSKY, O.; SCHUTZ, B.
Echinocactus myriostigma v. *quadricostatus* (1927) MOLLER, H.

Anexo 2. [NOM-ECOL-059-1994](#)

En 1994 se expide la Norma Oficial Mexicana [NOM-ECOL-059-1994](#) , que "establece el número de especies amenazadas y en peligro de extinción y especifica acciones para su conservación". Esta Norma fue un avance importante por preservar la riqueza biológica del país. Sin embargo, en la práctica esta Norma presentó deficiencias en cuanto a terminología, y aplicabilidad. Se vio la necesidad de actualizarla y de establecer un sistema

que permitiera medir la vulnerabilidad de las especies, así como eliminar términos ambiguos como el de especie "rara". Es así como se analiza y publica en el 2001 la [NOM-ECOL-059-2001](#), la cual especifica la " Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo.". Esta norma viene a sustituir la de 1994 e incluye términos y observaciones que no tenía la anterior.

Anexo 3. Estructura de las citocininas Naturales



Sintéticas

