

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA

“ANTONIO NARRO”

DIVISION DE AGRONOMIA

DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

EFFECTO DEL FARMAGIB NZn SOBRE LA GERMINACION **IN VITRO** DE SEMILLAS
DE LA BIZNAGA BURRA (*Echinocactus platyacanthus*).

POR

MANUEL REYES ESTRADA

TESIS

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

INGENIERO AGRONOMO EN HORTICULTURA

APROBADA

PRESIDENTE

DR. MARCO ANTONIO BUSTAMANTE GARCIA

VOCAL

VOCAL

BIOL. MA. EUGENIA DEMESA ECHEVERRIA

M.C. ALEJANDRO CARREON PEREZ

VOCAL

M.C. LEOBADO BAÑUELOS HERRERA

COORDINADOR DE LA DIVISION DE AGRONOMIA

M.C. MARIANO FLORES DAVILA

Buenavista, Saltillo, Coahuila, Mexico
Abril de 1998

DEDICATORIA

A mis padres:

Ing. M.C. Manuel Reyes Mendoza
Lic. M.C. Martha Estrada Castañon

Por el apoyo moral y económico para poder cursar esta carrera tan hermosa que es la Agronomía.

A mi hermana:

Omega Azucena Reyes Estrada

A mis abuelos:

Soledad Mendoza Vda. de Reyes
Manuel Reyes Selvera (+)

Carlota Castañon Montalvo (+)
Jesús Estrada Cordova

A mis tíos:

Por el cariño y amor que siempre me han brindado en las buenas y en las malas.

A la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” por la enseñanza brindada en sus aulas en mis años de estudiante.

A mi asesor:

Dr. Marco Antonio Bustamante García

Por su paciencia para desarrollar este trabajo de tesis.

A los cactus:

Por su interesante y caprichosa forma de vida.

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Marco Antonio Bustamante García por su enseñanza, esfuerzo y tiempo para poder realizar este trabajo de tesis.

A la Bióloga María Eugenia Demesa Echeverría por su enseñanza y sus consejos dados, como también su amistad brindada a mi persona.

Al Ing. M.C. Alejandro Carreón Pérez por su ayuda y esfuerzo para la realización de este trabajo de tesis.

Al Ing. M.C. Leobardo Bañuelos por aceptar ser asesor de este trabajo de tesis.

A todos los catedráticos del departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” por su enseñanza en mis años de estudiante.

Al Ing. M.C. Liborio Méndez Zuñiga por su ayuda desinteresada para la realización de este trabajo de tesis

A la Dra. Alicia Cardenas Lara por su ayuda y consejos para realizar este trabajo de tesis.

A mis Compañeros de estudio, CSMC, ACEM, DLE, RTM, ERPG, FBD, AE, JAVO,JAN, AF, MARL, AQ, por los años que compartimos en la Universidad.

A mis primos Lic. Diana Reyes Guerra, Antonio C. Reyes Guerra, Adriana Montante Estrada y Lic. Luis C. Montante Estrada por las facilidades para poder capturar este trabajo de tesis

INDICE

Indice de figuras	ii
Indice de cuadros	iii

I Introducción	1
II Revisión de Literatura	3
2.1. Importancia de las especies cactáceas.....	3
2.2. Características de las especies cactáceas.....	5
2.3. Clasificación botánica de <i>Echinocactus platyacanthus Link & Otto</i>	6
2.4. Características morfológicas de <i>Echinocactus platyacanthus Link & Otto</i>	7
2.5. Utilidad de las cactáceas.....	8
2.5.1. Utilidad de las cactáceas como alimento humano.....	8
2.5.2. Utilidad de las cactáceas como forraje.....	9
2.5.3. Otros usos diversos de las cactáceas.....	10
2.6. Propagación de las cactáceas.....	10
2.6.1. Semilla.....	10
2.6.2. Tallo o retoño.....	12
2.6.3. <i>In vitro</i>	13
2.6.3.1. Callo.....	13
2.6.3.2. Meristemos.....	13
2.7. Propagación de semilla.....	14
2.7.1. Concepto de semilla.....	14
2.7.2. Germinación.....	15
2.7.2.1. La problemática de germinación en suelo tradicional.....	15
2.7.2.2. Antecedentes de germinación <i>in vitro</i> y en suelo.....	17
2.7.2.3. Uso de escarificación	19
2.8. Latencia.....	20
2.8.1. Conceptos.....	20
2.8.2. Tipos de latencia.....	21
2.8.2.1. Efecto de la luz.....	22
2.8.2.1.1. Indiferentes.....	22
2.8.2.1.2. Sensible a la luz.....	22
2.8.2.1.3. Inhibidos por la luz.....	22
2.8.3. Efecto de temperatura.....	23
2.8.4. Características de la cubierta o testa de la semilla.....	23
2.8.5. Concentración de sustancias inhibitoras y promotoras del crecimiento.....	24
2.8.6. Embrión fisiológicamente inmaduro.....	25
2.8.7. Tratamientos para romper latencia.....	25
2.8.7.1. Escarificación mecánica.....	25
2.8.7.2. Escarificación química.....	26
2.8.7.3. Preenfriamiento.....	26
2.8.7.4. Germinación a bajas temperaturas.....	26
2.8.7.5. Presecado.....	27
2.8.7.6. Luz.....	27
2.8.7.7. Prelavado de semillas.....	27
2.8.7.8. Acido giberélico.....	27
2.8.7.9. Remojo.....	28
2.8.7.10. Remoción de estructuras circundantes.....	28

2.9. Propagación <i>in vitro</i>	28
2.9.1. Medio de cultivo.....	29
2.9.1.1. Sales inorgánicas.....	30
2.9.1.2. Vitaminas.....	30
2.9.1.3. Reguladores de crecimiento.....	30
2.9.1.4. Materiales inertes de soporte.....	31
2.10. Producto Farmagib NZn.....	31
2.10.1. Composición porcentual.....	31
2.10.2. Información General.....	32
2.10.3. Giberelinas.....	32
2.10.4. Nitrógeno (N).....	33
2.10.5. Potasio (K).....	33
2.10.6. Zinc (Zn).....	34
2.10.7. Acidos Fúlvicos.....	35
III Materiales y métodos.....	36
3.1. Ubicación del experimento.....	36
3.2. Materiales utilizados.....	36
3.3. Desinfestación y escarificación de las semillas.....	36
3.4. Medio de cultivo.....	36
3.5. Condiciones del cultivo.....	37
3.6. Experimentos.....	37
3.6.1. Experimento 1.....	37
3.6.2. Experimento 2.....	38
3.6.3. Experimento 3.....	38
3.7. Diseño experimental.....	39
3.8. Parámetros evaluados.....	39
IV Resultados.....	40
4.1. Experimento 1.....	40
4.1.1. Porcentaje de germinación.....	40
4.1.2. Longitud del Tallo.....	42
4.1.3. Diámetro del tallo.....	44
4.1.4. Longitud de la raíz principal.....	46
4.2. Experimento 2.....	48
4.2.1. Porcentaje de germinación.....	48
4.2.2. Longitud del tallo.....	51
4.2.3. Diámetro del tallo.....	53
4.2.4. Longitud de la raíz principal.....	55
4.3. Experimento 3.....	57
4.3.1. Porcentaje de germinación.....	57
4.3.2. Longitud del tallo.....	60
4.3.3. Diámetro del tallo.....	62
4.3.4. Longitud de la raíz principal.....	64

V Discusión	67
VI Conclusiones y recomendaciones	70
VII Literatura citada	71

INDICE DE FIGURAS

Figura 1.- Por ciento de germinación de las semillas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> tratadas con Farmagib NZn antes de la siembra en el medio de cultivo y evaluándose a los 30, 60, 90 y 180 días después de la siembra.....	41
Figura 2.- Longitud del tallo en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue tratada con Farmagib NZn antes de ser sembrada en el medio de cultivo y evaluándose a los 180 días después de su siembra.....	43

Figura 3.- Diámetro del tallo en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue tratada con Farmagib NZn antes de ser sembrada en el medio de cultivo y evaluándose a los 180 días después de la siembra.....	44
Figura 4.- Diámetro del tallo en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue tratada con Farmagib NZn antes de ser sembrada en el medio de cultivo y evaluándose a los 180 días después de la siembra.....	45
Figura 5.- Porciento de germinación de las semillas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> en un medio de cultivo con Farmagib NZn y evaluándose a los 30, 60, 90 y 180 días después de la siembra.....	47
Figura 6.- Longitud del tallo en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue sembrada en un medio de cultivo con Farmagib NZn y evaluándose a los 180 días después de su siembra.....	49
Figura 7.- Diámetro del tallo en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue sembrada en un medio de cultivo con Farmagib NZn y evaluándose a los 180 días después de su siembra.....	50
Figura 8.- Longitud de la raíz principal en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue sembrada en un medio de cultivo con Farmagib NZn y evaluándose a los 180 días después de su siembra.....	51
Figura 9.- Porciento de germinación de las semillas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> en un medio de cultivo con Farmagib NZn y evaluándose a los 30, 60, 90 y 180 días después de la siembra.....	53
Figura 10.- Longitud del tallo en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue sembrada en un medio de cultivo con Farmagib NZn y evaluandose a los 180 días después de su siembra.....	55
Figura 11.- Diámetro del tallo en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue sembrada en un medio de cultivo con Farmagib NZn y evaluándose a los 180 días después de su siembra.....	56
Figura 12.- Longitud de la raíz principal en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue sembrada en un medio de cultivo con Farmagib NZn y evaluándose a los 180 días después de su siembra.....	57

INDICE DE CUADROS

Cuadro A1.- Comparación de medias del porcentaje de germinación de las semillas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> tratadas con Farmagib NZn antes de la siembra y evaluadas a los 30, 60, 90 y 180 días	68
Cuadro A2.- Comparación de medias de la longitud del tallo de plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue tratada con Farmagib NZn antes de la siembra y evaluandose a los 180 días después de su siembra.....	68
Cuadro A3.- Comparación de medias del diámetro del tallo de plantulas de <i>Echinocactus</i>	

<i>platyacanthus</i> cuya semilla fue tratada con Farmagib NZn antes de la siembra en el medio de cultivo y evaluándose a los 180 días después de la siembra.....	69
Cuadro A4.- Comparación de medias de la raíz principal en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue tratada con Farmagib NZn antes de la siembra y evaluándose a los 180 días después de su siembra.....	69
Cuadro A5.- Comparación de medias del porcentaje de germinación de las semillas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> sembradas en un medio de cultivo con diferentes concentraciones de Farmagib NZn y evaluadas a los 30, 60, 90 y 180 días.....	70
Cuadro A6.- Comparación de medias de la longitud del tallo en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue sembrada en un medio de cultivo con diferentes concentraciones de Farmagib NZn y evaluándose a los 180 días	70
Cuadro A7.- Comparación de medias del diámetro del tallo en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue sembrada en un medio de cultivo con diferentes concentraciones de Farmagib NZn y evaluándose a los 180 días	71
Cuadro A8.- Comparación de media de la longitud de la raíz principal en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue sembrada en un medio de cultivo con diferentes concentraciones de Farmagib NZn y evaluándose a los 180 días	71
Cuadro A9.- Comparación de medias del porcentaje de germinación de las semillas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> sembradas en un medio de cultivo con diferentes concentraciones de Farmagib NZn y evaluándose a los 30, 60, 90 y 180 días	72
Cuadro A10.- Comparación de medias de la longitud del tallo en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue sembrada en un medio de cultivo con diferentes concentraciones de Farmagib NZn y evaluándose a los 180 días	72
Cuadro A11.- Comparación de medias del diámetro del tallo en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue sembrada en un medio de cultivo con diferentes concentraciones de Farmagib NZn y evaluándose a los 180 días	73
Cuadro A12.- Comparación de media de la longitud de la raíz principal en plantulas de <i>Echinocactus platyacanthus</i> cuya semilla fue sembrada en un medio de cultivo con diferentes concentraciones de Farmagib NZn y evaluándose a los 180 días	73

I INTRODUCCION

En México, la vegetación ha formado parte de nuestra vida cotidiana desde épocas prehispánicas. El clima y la topografía de nuestro país es tan variado que ha colaborado en la gran variedad de flores en una gama inigualable de colores y formas de plantas tan singulares como lo son las cactáceas.

Por sus formas caprichosas y el poco mantenimiento que estas requieren así como el interés que han despertado, su desarrollo, es en muchos casos extremadamente lento, lo mismo que su germinación que por ciertos mecanismos de latencia las hacen mas susceptibles a estar amenazadas o en peligro de extinción. Es natural que tales plantas como lo son las cactáceas hayan desarrollado en forma natural ciertos mecanismos de latencia como medio de adaptación y sobrevivencia de sus hábitats naturales.

Estos mecanismos permiten a la semilla no germinar hasta que se presenten las condiciones que le sean favorables. La latencia, le permite a la semilla un mecanismo natural de protección para sobrevivir al estrés del medio ambiente tal como sequía, o temperaturas extremas que regularmente aparecen después de la formación de la semilla de la planta.

Esta latencia representa una barrera para la germinación de cactáceas, aunque en algunos casos solo se requiere el separamiento de una de las cubiertas o testa de la semilla, las cuales son impermeables al agua y a gases; un simple raspón o incisión puede ser suficiente para permitir la germinación. Quizá el poco conocimiento de los extensos mecanismos de la latencia, como podrían ser los inhibidores químicos presentes en las semillas, no nos permite ver que estos pueden ser removidos en forma artificial con promotores de germinación.

Los mecanismos de latencia varían considerablemente en la naturaleza entre las diferentes especies de plantas, por lo que se han encontrado muchas maneras artificiales para romper la latencia en semillas. Se han incluido pretratamientos con variaciones de temperatura, tratamientos químicos, tal como tiurea, acetona, peróxido de hidrógeno, etileno, nitrato de potasio, ácido giberélico; como también la escarificación, el remojo o imbibición y tratamiento con substratos específicos; y recientemente el método de cultivo *in vitro*, que representa una alternativa para el aceleramiento de la germinación.

Siendo el cultivo *in vitro*, una técnica importante para llevar a cabo la germinación de semillas cactáceas, al permitir la germinación y el desarrollo de la plántula y que también puede ser usado como medio de propagación de estas especies y considerando, que la germinación *in vitro*, no solo evita que las plántulas pequeñas sean atacadas por enfermedades y plagas del suelo, sino que también se obtienen mayor y uniforme germinación. Además, las plántulas producidas pueden ser transplantadas a macetas o pueden ser utilizadas como fuente de explantes asépticos, los cuales servirán para llevar a cabo una propagación por organogénesis *in vitro*.

Dado que no existe información en cuanto a los requerimientos de germinación *in vitro* de semillas de la biznaga burra (*Echinocactus platyacanthus* Link & Otto), el objetivo de este trabajo de investigación fue determinar el efecto de el producto **FARMAGIB NZn**, (de la compañía FAGRO de México) sobre la germinación *in vitro*, de semillas de dicha especie.

II REVISION DE LITERATURA.

2.1. Importancia de las especies cactáceas.

Entre las plantas mas notables que caracterizan el paisaje de las zonas áridas de México se distinguen, junto con los magueyes, los mezquites y las yucas, un fascinante grupo vegetal, la familia Cactaceae.

Las cactáceas son autóctonas del continente Americano en donde se encuentran distribuidas especialmente en las regiones áridas y semiáridas, México, por sus peculiares condiciones de latitud, topografía y climas es el país que alberga, posiblemente, la mayor cantidad de especies. Si estas plantas sorprenden por las formas extraordinarias de sus tallos y hermosura de sus flores, interesan también por la anatomía de sus estructuras y las modalidades de su fisiología, indicadoras ambas de su admirable adaptación.

Estas plantas han sido y representan un importante elemento de subsistencia para los habitantes de regiones semiáridas del centro de México.

Nuevas formas de empleo de la tierra y nuevas especies fueron introducidas con la conquista de los españoles, pero muchas plantas silvestres han persistido como recursos valiables para los campesinos en estas regiones. Comúnmente las plantas silvestres, son la principal fuente de comida para el ganado vacuno, caprino y otras especies domesticas.

La recolección de plantas silvestres y sus productos es fija, como una alternativa común, en donde el estrés ambiental imposibilita las prácticas agronómicas. Las comunidades rurales dependen casi por completo de la subsistencia de las plantas silvestres. La gran diversidad de la flora de estas plantas silvestres hacen de las regiones semiáridas del centro de México un amplio campo para su sobreexplotación.

Entre estas plantas, la “biznaga” (*Echinocactus platyacanthus* Link y Otto), es particularmente interesante, por su importancia económica en México, por sus múltiples usos y por su tradición pre-Hispánica de utilización.

Las Cactáceas presentan su centro de diversificación en nuestro país, gran parte de las especies son empleadas también como plantas ornamentales de ahí su importancia no solo en nuestro país sino en el mundo entero siendo algunas especies con potencial económico ornamental las pertenecientes a los géneros *Coriphantha*, *Echinocatus*, *Escobaria*, *Ferocactus*, *Mammillaria*.

En los pueblos Mesoamericanos empleaban la flora nativa como ornamental, entre ellas las cactáceas, en el México de nuestros días todavía no se reconoce el valor comercial que se puede obtener siempre y cuando se racionalice a partir de plantas cultivadas en viveros comerciales.

Desde 1980 varias empresas estadounidenses, europeas y japonesas propagaron por medio de semillas, esquejes e incluso por técnicas de cultivo *in vitro*, numerosas especies de cactáceas mexicanas, en respuesta de la demanda de los mercados internacionales, los cuales no se han cubierto totalmente. Por ello es necesario iniciar un programa de propagación en nuestro país sobre las Cactáceas con potencial ornamental , considerando que esta alternativa de

aprovechamiento puede contribuir a la conservación de las especies cactáceas que están en peligro de extinción.

2.2. Características de las especies cactáceas

El nombre genético “Cactus” deriva del griego “Kaktos” que significa “planta espinosa”, y como ha venido usándose en común, en casi muchas plantas suculentas con o sin espinas. Podría estar propiamente restringido a miembros de la familia botánica de las Cactaceae, una gran fuente de especies, cerca de 2000 especies definida en la actualidad, además de una gran cantidad de variedades, naturales o híbridos cultivados, y muchas plantas que aun no han sido completamente clasificadas (Marsden, 1958).

El género *Echinocactus*, fue instituido en 1827 por Link y Otto para identificar a cactus con tallos globosos y provistos de costillas; los estudios de los cactologistas estadounidenses han venido a demostrar posteriormente que, dentro de este grupo antiguo, se incluyen distintos géneros con caracteres bien definidos, entre los cuales queda comprendido el genero *Echinocactus* (Bravo 1978).

2.3. Clasificación botánica de *Echinocactus Platyacanthus*.

Reino: **Plantas**

División : **Magnoliophyta.**

Clase: **Magnoliopsida**

Subclase: **Caryophyllidae.**

Orden: **Caryophyllales.**

Familia: **Cactaceae.**

Subfamilia: **Cereoideae.**

Tribu: **Cactaceae**

Subtribu: **Echinocactinae.**

Género: **Echinocactus.**

Especie: **E. platyacanthus.**

Cronquist, A (1968) The Evolution and Clasification of Flowering Plants.

2.4. Características morfológicas de *Echinocactus platyacanthus* Link y Otto.

Las características específicas de *Echinocactus platyacanthus* Link y Otto es que son de tallos globosos, subglobosos, gruesamente columnar hasta toneliforme, muy grande, los ejemplares adultos de 50 cm a 2 m de altura y de cerca de 40 a 80 cm de diámetro, de color verde oscuro o algo glauco, presentando en las formas jóvenes, bandas horizontales de color rojizo purpúreo; ápice hundido, llevando abundante lana amarillenta que forma una amplia zona lanosa circular o elíptica . Costillas gruesas y duras, cuyo número aumenta con la edad, de 5 a 8 en las formas juveniles hasta alrededor de 60 en las formas columnares viejas, con vertiente agudo, con la base mas o menos ancha y los surcos intercostales profundos. Espinación, variable en relación con la edad de la planta; todas las espinas grandes y gruesas, subiladas o mas o menos aplanadas, estriadas transversalmente, al principio amarillentas hasta con tintes rojizos, después más o menos castañas y al final negruzcas. Flores numerosas emergiendo entre la lana del ápice, diurnas, abriéndose ampliamente de unos 5 a 7 cm de diámetro, de color amarillo intenso;

pericarpelo y región recepticular indiferenciados, formando un todo obcónico, de paredes gruesas, la región pericarpelar de alrededor de 2 cm de longitud y 1.2 cm de diámetro, provista de muchas escamas angostamente lineares y largamente acumuladas, cavidad del ovario ovoide de 6 mm de diámetro, con óvulos numerosos provistos de funículos ramificados; nectario en torno de la base del estilo, cerca de 1cm de longitud; estambres muy numerosos; filamentos amarillos, anteras de color amarillo cromo; estilo grueso de 3 a 3.5 cm de longitud, amarillento, estriado longitudinalmente, lóbulos del estigma 10 a 12, de unos 8 mm de longitud, amarillos. Fruto seco, largamente oblongo, de 5 a 7 cm de longitud, amarillento, con escamas numerosas, angostamente lineales, escariosas, con lana y pelos axilares que cubren la pared del fruto; conserva adheridos los restos secos del perianto. Semillas de alrededor de 2.5 mm de longitud; testa negra, con ornamentación celular; hilo basal latera, micrópilo pequeño, próximo al hilo.

Estas plantas tienen la característica de crecer muy lentamente y pasan muchos años (cerca de un siglo) para adquirir su forma columnar o de tonel, pudiendo llegar a alcanzar hasta 3 metros de altura y a pesar varias toneladas; florecen muy pronto, desde sus estados juveniles globosos, de 8 costillas.

Crece en las laderas de los cerros formando parte de la vegetación integrada por matorrales desérticos rosetófilo y micrófilos. Las descripciones indican que existen en el Estado de México, pero no precisan un lugar determinado. Pero se les ha visto en los Estados de Zacatecas y Coahuila. Así como también se les han visto en las siguientes localidades; El Tepe, Presa Madero, Cercanías de el Cardonel, Taquillo, Tunititlán, entre Actopan e Ixmiquilpan, barranca del Río de Tula, barrancas de los ríos Moctezuma y Tolián, inmediaciones de las grutas de Xoxafi, Barranca de Tolantongo (Bravo, 1978).

2.5. Utilidad de las cactáceas.

Las cactáceas, al igual que las agaváceas, jugaron un papel importante en el sustento y la cultura de las primitivas tribus nómadas que recorrían estos territorios, influyendo en forma marcada en los procesos de sedimentación y civilización de las mismas. Las cactáceas fueron para los indígenas fuente de alimento, bebida, medicina y de materia prima para la construcción de viviendas para la elaboración de toscas mantas, y para la manufactura de sus armas de caza y pesca.

2.5.1. Utilidad de las cactáceas como alimento humano.

Uso de los tallos.- Los tallos de numerosas cactáceas han sido empleados desde tiempos antiguos como alimento humano. En la actualidad es muy común el uso de los tallos de especies pertenecientes principalmente a los géneros *Opuntia*, *Nopalea*, *Acanthocereus*, *Melocactus*, *Echinocactus*, *Ferocactus*, *Mammillaria*, y de algunos otros en menor grado, los que se utilizan como verdura o ya bien como confites.

De las viznagas ó plantas globosas o cortamente columnares pertenecientes al género *Echinocactus platyacanthus*, se prepara una confitura comúnmente llamada "acitrón" o "dulce de viznaga", que se expende en los mercados de las poblaciones del antiplano desde el Distrito Federal hasta San Luis Potosí y Zacatecas, y en la región del Istmo de Tehuantepec. Esta costumbre ha sido la causa de la destrucción de miles de ejemplares centenarios de viznagas, cuyas diezmadas poblaciones se reducen cada día más y más.

2.5.2. Utilidad de las cactáceas como forraje.

Los tallos de algunas viznagas (*Echinocactus* y *ferocactus*) son ampliamente utilizados como forraje. A pesar del escaso valor nutritivo de estos tallos, se ha constatado que el ganado en el campo en ocasiones puede sobrevivir durante las grandes sequías alimentándose de nopales, aprovechando así el gran contenido acuífero de los parénquimas. La pulpa de estos tallos es muy gustada por diversos animales, tanto salvajes como domésticos, pues de ellas se obtienen el agua necesaria para subsistir durante las sequías. Algunos suelen romper la cubierta espinosa y dura de los tallos, dejando expuesta la pulpa, y los campesinos o bien la cortan y trituran los tallos para dárselos a los animales o simplemente en el caso de las viznagas, cortan y quitan el casquete superior para que el ganado pueda ramonear. Esta práctica lamentablemente es la destrucción de un gran número de maravillosos ejemplares, a veces centenarios, de las grandes viznagas, verdaderos monumentos botánicos.

2.5.3. Otros usos diversos de las cactáceas.

La lana producida por ciertas especies de *Echinocactus*, *Ferocactus* y *Coryphantha*, se emplean como relleno de almohadas, cojines y colchones, a veces mezclada con "ponchote" (pelos largos y sedosos de las semillas de *Ceiba spp.*).

Las plantas de este grupo se conocen, en la terminología popular con el nombre de "biznaga burra" y la pulpa de esta se emplea en la confitería (Bravo 1978).

2.6. Propagación.

Las cactáceas son rápidamente propagadas de una u otra forma, a partir de semilla, cortes o retoños. La propagación por semilla no es la única vía, económica pero si la forma satisfactoria de propagarlas, aunque se ha escrito mucho sugiriendo lo contrario, pudiendo tener éxito con poco o nada de equipo especial (Marsden,1958).

2.6.1. Semilla.

Aunque muchas de las especies de cactáceas pueden con debido esmero y paciencia propagarse a partir de semillas, estas en muchos casos son difícilmente y raramente obtenibles, mientras otras crecen lentamente y no se tiene el tiempo y esfuerzo que ellas necesitan para germinar. Sin embargo, la mayoría de las especies son rápida y fácilmente propagadas cuando se les da un apropiado tratamiento teniendo simplemente precauciones .

Propiamente madurada la semilla, se guarda en seco y cubierta en papel, podría permanecer fértil por un largo tiempo y podría germinar en dos o tres años después de colectada, aunque no tendría un establecimiento uniformemente como cuando esta es fresca (Marsden,1958).

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,1978; Haustein, 1988). Pero uno de los mas interesantes métodos en los recientes años ha sido desarrollado por Manuel Rivas de la Universidad Nacional Autónoma de México. El método de Rivas emplea para la propagación un medio estéril, tratando las semillas con un fungicida las cuales son plantadas en este suelo que posteriormente es sellado para prevenir contaminación y perdida de humedad . Una vez en la cámara las pequeñas plántulas necesitan poca atención. El experimento se llevo

cerca de un periodo de 40 meses, el cual tenia como objeto el de atestiguar la efectividad del método de Rivas (Fitz Maurice,1989).

El sustrato reportado por Avolio (1982) para la germinación de semillas cactáceas, consistía en una composta con ½ de turba, ¼ de tierra de hoja y ¼ de arena, lavado todo y cernido firmante. La esterilización se realizó saturando el medio con agua y sometándolo a una temperatura de 100 a 125° C por 15 a 20 minutos aproximadamente, en el horno. Encontró que utilizando un medio estéril y saturándolo desde abajo por imbibición con agua esterilizada, sellando los semilleros con bolsas de celofán y manteniendo una temperatura de 18-20°C, se lograba del 80-90 % de germinación, aun en semillas como *Melocactus*, *Obregonia*, *Epithelantha*, etc.

Sin embargo, existen métodos mas simples como el descrito por Mirinskii (1958). Un contenedor preparado con semillas de Cactáceas es mantenido a una temperatura de 14 - 16 ° C durante 5-8 días, siendo esta temperatura ideal para ciertas Cactáceas que empiezan a germinar. Después, la temperatura se eleva a

20-22°C, germinando rápidamente una porción de las semillas restantes en el curso de 2-4 días. La etapa final es otra elevación de temperatura a 30-35°C; y las semillas que han quedado sin germinar lo hacen en 2-3 días. El porcentaje de germinación alcanza 90-95 %, aun con especies francamente difíciles, en el curso de 9-15 días.

2.6.2. Tallo o retoños.

Estas porciones vegetales proporcionan una rápida y fácil forma de propagación de las cactáceas, y es uno de los métodos para la reproducción de híbridos. Es una excelente manera de mejorar una planta desproporcionada o reemplazar una que ha empezado en convertirse en vieja. Cuando una planta está a punto de envejecer deja de desarrollarse, es el momento para remover un extremo o una punta de la planta y obtener un nuevo vigoroso espécimen, y usualmente la misma planta vieja podría responder al corte y producir nuevos tallos. El mejor tiempo es durante la primavera y el verano cuando el crecimiento es vigoroso. Ejemplos de lo anterior lo podemos observar en las siguientes especies, *Opuntia*, *Grusonia*, *Maihuenia*, *Nopalea*, *Epiphyllantus*, *Schlumbergera*, *Zygocactus*, etc.

Especies cilindriformes : *Cereus*, *Cephalocereus*, *Selenicereus*, *Harrisia*, *Pachycereus*, *Lemaireocereus* *Piptanthocereus*, *Espostoa*, *Myrtillocactus*, etc.

Especies globulares : *Echinocactus*, *Echinopsis*, *Mammillarias*, etc.

Especies con retoños ; *Echinopsis*, *Rebutia*, *Mammillaria*, *Gymnocalcium*, *Lobivia* y algunos *Cereus* y algunas especies relacionadas con *Mammillopsis*, *Notocactus*, etc. (Marsden,1958).

2.6.3. In Vitro.

El cultivo de tejidos vegetales se basa en la totipotencialidad celular, concepto que es introducido por Haberlandt (1902), que se refiere a la capacidad que tienen algunas células vegetales para desarrollar un nuevo individuo, siempre y cuando estén dadas las condiciones apropiadas (Birdwell, 1979).

La propagación vegetativa por medio del cultivo de tejidos se está convirtiendo en una técnica rutinaria para muchas especies vegetales, y el almacenamiento de propágulos en condiciones asépticas puede ser la respuesta al problema de extinción en muchos casos (Withers, 1982).

2.6.3.1. Callo.

La inducción de callo a partir de una porción vegetal sucede cuando el inoculo ya estéril se pone en contacto con un medio de cultivo que induzca y mantenga un crecimiento y una división celular continuas (Yeoman y Mclelod,1977).

La característica mas importante del callo es la totipotencia de sus células, y que en general, con un manejo adecuado de las condiciones nutricionales, hormonales y ambientales, tienen la capacidad de desarrollar brotes, raíces y embriones (Hurtado y Merino, 1991).

2.6.3.2. Meristemos.

Los meristemos apicales han sido los inóculos más efectivos para la producción de plantas completas en una amplia gama de cultivos económicamente importantes (Quak,1977; Walkey,1974).

2.7. Propagación por semillas.

Las Cactáceas presentan un desarrollo extremadamente lento, y aun cuando los frutos de éstas producen generalmente un gran número de semillas, son muy pocas las que llegan a germinar y producir nuevas plantas, por el hecho de que son víctimas 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, 1978).

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

Al tratar de germinar varias especies de Cactáceas en composta, se obtuvo un porcentaje de germinación bajo, y las semillas que no germinaron, se le rompió la testa por el borde del hilio y se obtuvo el embrión; posteriormente se colocaron en un nuevo medio estéril, y a las 24 a 48 hrs empezó la germinación, mejorándose los resultados hasta en un 100% (Novelli y Meregalli, 1982).

2.7.1. 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 .

Botánicamente, en las angiospermas, 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 indica 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 a la madurez que es la semilla. (Reyes, 1993).

2.7.2. 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. Sin embargo para estos propósitos se define la germinación como la emergencia y desarrollo de aquellas estructuras esenciales que provienen del embrión, y que manifiestan la capacidad de la semilla para producir una planta normal bajo condiciones favorables (Moreno, 1984).

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).

2.7.2.1. La problemática de germinación en suelo o tradicional.

Las etapas más vulnerables en el ciclo de vida de las plantas son la germinación, el establecimiento y la dispersión, resultando esta vulnerabilidad más evidente en aquellas poblaciones de especies sujetas a presiones que las ponen en peligro de extinción (Barbour et al., 1987).

Sin embargo, la presencia de algún tipo de latencia en las semillas puede ser vista como un mecanismo de sobrevivencia de las plantas, al mostrar las semillas mediante ella, la habilidad para retardar su germinación hasta que el tiempo y el lugar sean oportunos. De esta forma, se le considera como una adaptación biológica de las especies que otorga ciertas ventajas en los ciclos de crecimiento de las plantas durante variaciones estacionales y fortuitas (Reyes, 1993).

Por otra parte, la latencia puede ser considerada como la incapacidad de la semilla para germinar bajo condiciones normales de imbibición, temperatura y oxigenación. De esta manera, la latencia en semillas es frecuentemente definida como un estado de suspensión o reducción considerable de la actividad fisiológica; generalmente, este es un periodo transitorio, el cual

puede ser relativamente largo, pudiendo ocurrir cambios metabólicos a medida que va disminuyendo la latencia (Come, 1980-1981).

Mucha de esta información al parecer aun no se ha reconocido o usado en la producción de cactus. Por ejemplo, las semillas en general podrían no germinar a pesar de las condiciones favorables, aunque los mecanismos naturales de la latencia le permiten sobrevivir al estrés del medio ambiente tal como sequías, temperaturas extremas que regularmente aparece después de la formación de la semilla, en la planta en su ambiente natural. Si bien es común saber que se tiene gran variación en los períodos de latencia de semillas individuales de la misma producción y de la misma planta, con una normal distribución, en algunos casos una sola planta puede producir distintos estados de latencia en semillas individuales, presentando discontinuidad en el tiempo de germinación. Consecuentemente una cantidad de semillas podría producir un pequeño número inicial de semillas germinadas seguida de un prolongado período de no germinación y después del cual el resto de las semillas podían repentinamente germinar (Roberts, 1972).

Es natural que las plantas tales como las cactáceas, que son nativas de un medio ambiente como lo es el desierto, han tenido que desarrollar en forma natural mecanismos de latencia. Esto parece describir la observable conducta de las semillas de cactáceas (Rabenda, 1990).

Sin embargo el desarrollo de estas especies es extremadamente lento en condiciones naturales, y en lo que respecta a la propagación por métodos convencionales un tanto difícil ya que no todas las técnicas son idóneas para cada una de las especies existentes, como enraizamiento de esquejes de tallo, o el de ramificación de hijuelos (Harrington, 1980).

Muchas cactáceas producen numerosos brotes o pueden enraizar fácilmente de cortes, sin embargo, en muchas especies o en gran número ellas, ninguno de estos métodos pueden ser usados por lo que la propagación debe hacerse por semilla, las cuales pueden ser difícil de observar debido a la rareza de estas plantas y a la autoesterilidad, teniéndose además que la propagación a partir de semilla a menudo no es factible en caso de especies que tienen un crecimiento extremadamente lento (Mauseth, 1979).

Por lo que es imprescindible inducir un desarrollo rápido, para evitar la desertificación de las zonas áridas, y de su hábitat natural (Heras 1990).

2.7.2.2. Antecedentes de germinación *in vitro* y en suelo.

Desde hace ciento veinte años aproximadamente, se ha utilizado la técnica de cultivo de tejidos, órganos y células vegetales, que consiste en cultivar en medios nutritivos adecuados y en forma aséptica semillas, embriones, ápices caulinares, meristemos, tejidos, células y protoplastos sobre medios nutritivos estériles, con el resultado de la producción y regeneración de individuos viables de muchas especies de plantas (Street, 1977).

Los primeros intentos en esta técnica los realizaron Sacks (1860) y Knops (1861) quienes observaron que los principales nutrientes de las plantas superiores eran sustancias inorgánicas, y prepararon una solución nutritiva que los contenía, la cual ha sido utilizada por muchos investigadores, desde entonces (Hurtado y Merino, 1991).

En 1904 Hannig desarrolló un nuevo método de cultivo de plantas al que se llamó cultivo de embriones. Aisló, *in vitro*, embriones inmaduros de algunos miembros de la familia de las crucíferas, obteniendo plántulas viables. Muchos nuevos tipos de cultivo se han hecho populares desde 1920, como: la siembra *in vitro* de semillas de orquídea, el cultivo de órganos, etc.

La propagación vegetativa *in vitro* (también llamada micropropagación) ha producido resultados de enorme importancia para la agricultura, horticultura y silvicultura. Es especialmente notable en horticultura, donde se encuentra una rápida respuesta a los estudios de la investigación en cultivo *in vitro* (Pierik, 1990).

La micropropagación, que es el desarrollo de plantas nuevas en medios artificiales bajo condiciones asépticas, brinda la posibilidad, particularmente significativa de proporcionar métodos de propagación vegetativa rápida para plantas en la que la reproducción normal es muy lenta o imposible (Pierik, 1990).

Ha habido algunos intentos en el cultivo de cactus y cultivo de callo en forma estéril. Steinhat (1962) se interesó en el cultivo de *Trichocereus spachianus* y biosíntesis de alcaloides como objeto de su investigación. Mientras que Sachar y Iyer (1959) usando los métodos de cultivo *in vitro* para estudiar la morfogénesis en *Opuntia dillenii*. Otros (Nitsch 1951; King, 1957; Minocha y Mehra, 1974) investigaron el cultivo de callo pero como un significado para

determinar para la universalidad de las técnicas mismas del cultivo y estudiar la fisiología de estas únicas plantas.

Los colectores generalmente se llevan plantas de un mismo tamaño, lo cual significa que son de la misma edad. Así la sobre colección, puede introducir una brecha generacional hasta 40 años en plantas con posibilidad de reproducirse. (Bravo, 1978).

La aparición de artículos recientes en varias revistas que señalan el hecho de que numerosas especies de Cactáceas están amenazadas o en peligro de extinción, ha hecho necesario el crear una estrategia que permita salvar esos recursos vegetales antes que se pierdan para siempre (Corona y Chavez, 1982).

Buscando una respuesta a este problema se ha encontrado que la micropropagación, brinda esta posibilidad, por el hecho de proporcionar métodos de propagación vegetativa rápida y masiva. (Corona y Chavez, 1982).

2.7.2.3 Uso de escarificación.

El uso de escarificación mecánica o química; que consiste en frotar las semillas en superficies abrasivas, tales como papel de lija, piedra de carbonato de silicio o un escarificador eléctrico, que sirva para ocasionar pequeñas aberturas en su cubierta (Moreno, 1984). Y la química, que consiste en sumergir a la semilla en un ácido fuerte, generalmente diluido, el tiempo de inmersión es variable (Delouche, 1973).

Este método es utilizado cuando la latencia de la semilla se debe a la dureza de ésta; es decir, cuando las cubiertas de la misma actúan como una barrera física para la germinación a través de la cual se evita la expansión del embrión o el crecimiento de la radícula; o ya sea, restringiendo el suministro de agua o el intercambio gaseoso; por lo que es obvio que para que esta latencia sea rota el mecanismo utilizado consistirá en afectar las cubiertas. (Reyes, 1993).

2.8. Latencia.

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

2.8.1. Conceptos.

Pollock y Toole (1962) utilizaron el término latencia como un mecanismo mediante el cual, pueden superarse 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 término de latencia a una suspensión temporal del crecimiento acompañada de una reducción de la actividad metabólica, relativamente independiente de las condiciones ambientales.

Una definición aplicada más 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).

En forma practica se describe el termino latencia como un estado en el cual una semilla viable no germina aún 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 período forzado 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).

Por otra parte los tecnológicos de semillas definen la latencia en un sentido más restringido, como resultado de condiciones internas de la semilla (distintas 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 aunque haya absorbido agua y esté expuesta a condiciones favorables de temperatura y concentración de oxígeno.

2.8.2 Tipos de latencia.

Fearn (1981) señala que hay dos tipos de latencia en las semillas. Latencia impuesta es directamente inducida por factores ambientales. Si se guarda en seco o en temperaturas bajas la mayoría de las semillas podría no germinar hasta que la humedad y temperaturas apropiadas estén disponibles. Esta no es una latencia verdadera pero es una condición temporalmente impuesta por las condiciones prevalecientes. La latencia verdadera en semillas es la no directamente impuesta por el medio ambiente. Donde es imposible hacer que las semillas germinen sustituyendo condiciones ambientales para el crecimiento. La latencia verdadera puede ser eliminada por la exposición a ciertas condiciones óptimas para el desarrollo o crecimiento.

Las semillas que están verdaderamente en latencia pueden ser por un número de causas diferentes.

2.8.2.1. Efecto de la luz.

La necesidad de la luz para germinar, es un mecanismo que impide la germinación de semillas pequeñas enterradas muy profundamente, tanto que agotarían sus reservas antes de alcanzar la superficie y poder ser autótrofas (Bidwell, 1979).

Fearn (1981) indica que hay tres tipos principales de respuesta de las semillas a la luz:

2.8.2.1.1. Indiferentes, semillas que germinen iluminadas y no iluminadas. Afortunadamente hay muchas semillas hortícolas y agronómicas que responden a este grupo.

2.8.2.1.2. Sensibles a la luz, las semillas que pertenecen a este grupo no germinan a menos que sean iluminadas en el estado embebido. El autor a encontrado que la mayoría de las Cactáceas y *Mesembryanthemaceae* pertenecen a este grupo.

2.8.2.1.3. Inhibidas por la luz. Las semillas no germinan en la luz y deberá ser mantenida en la oscuridad durante la germinación.

2.8.3. Efecto de la Temperatura.

Según Fearn (1981) algunas observaciones sobre requerimientos de temperatura para Cactáceas son las siguientes.

1. Temperaturas extremas no favorecen la germinación, abajo de 12° C y cerca de 28 C es probable que se tenga una mala germinación.
2. Diferentes especies de cactáceas tienen rangos de temperatura diferentes. E.g. *Frailea pumila* 10-40° C, *Rebutia Xanthocarpa* var. *Salmonea* 11.5-22.8° C.
3. Los rangos de temperaturas de las semillas dependen de la edad de la misma. Este punto está asociado con los cambios metabólicos de la semilla. E.g. una semilla de 7 años de edad de *Parodia chysacanthion* fue comparada con otra de 1 año de edad; y ambas tuvieron un 100% de germinación, pero la temperatura requerida fue de 11.3-28.3° C para la semilla de 1 año de edad y 14.25-28.75° C para la de 7 años de edad.
4. Temperaturas fluctuantes parecen producir mejor germinación que las temperaturas constantes.

2.8.4. 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 liberarse de esta restricción es destruyendo o modificando las propiedades mecánicas de la cubierta de la semilla. Astillando la testa, tal es el caso de *Echinocactus horizontalis*. Esto puede conseguirse con una abrasión natural (Koller, 1957; Barton, 1961). Otras especies difíciles podían beneficiarse con este tratamiento, pero teniendo cuidado de no dañar el embrión.

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 después 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 porque la cubierta de la semilla presenta inhibidores de 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 ferúrico y ácido vanílico (Fearn, 1981).

2.8.5. Concentración de sustancias inhibitorias 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 inhibidores 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).

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 de agua han caído, suficientes inhibidores habrán sido lavados para permitir que las semillas germinen (Tevis, 1958).

2.8.6. Embrión fisiológicamente inmaduro.

Es aquel que no es capaz de poner en marcha ciertos sistemas enzimáticos (Rojas y Ramírez, 1987).

2.8.7. Tratamientos para romper latencia.

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

Los tratamientos más usuales para romper la latencia dependerá del tipo de latencia presente en la especie. Las técnicas más comúnmente usadas son:

2.8.7.1. Escarificación mecánica.

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

2.8.7.2. 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 más 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).

2.8.7.3. Preenfriamiento.

Se colocan las semillas en el sustrato húmedo que se utiliza para la prueba de germinación y bajo esas condiciones se someten al período de enfriamiento en algunos casos es necesario prolongar el período de enfriamiento o repetirlo.

Para las semillas de latencia, se recomienda temperaturas de 5-10° C por períodos de 3-7 días que generalmente son suficientes (Pérez, 1990).

2.8.7.4. Germinación a bajas temperaturas.

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

2.8.7.5. Presecado.

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

2.8.7.6. Luz.

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

2.8.7.7. 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 esté corriendo a una temperatura de 25° C antes de realizar la prueba de germinación (Pérez, 1990).

2.8.7.8. Acido giberélico.

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

2.8.7.9. Remojo.

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

2.8.7.10. Remoción de estructuras circundantes.

Para promover 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).

2.9 Propagación *in vitro*.

El cultivo de tejidos es una técnica vieja, desde 1920, que ha empezado a tener importancia en la producción comercial de plantas. Como Mauseth (1977), y un número ilimitado de investigadores han estudiado el potencial que tienen el cultivo de tejidos de las Cactáceas. El cultivo *in vitro* ofrece muchas ventajas para el propagador de cactus. El desarrollo de las técnicas de cultivo de tejidos para esta taxa normalmente es propagada por estudios como por ejemplo con *Epiphyllum*, *Zygocactus* y *Shlumbergera*. (Hollings, 1965; Rappaport, 1954).

Las Cactáceas que son producidas por semillas, en la propagación de cultivo *in vitro* podrían ofrecer material más uniforme, eliminando la variedad en las semillas y permitiendo más control sobre el programa de producción de este mismo. Como Mauseth (1977) señaló, que el cultivo de tejidos puede también ser usado para una propagación rápida de especies amenazadas o en peligro de extinción. La rápida propagación de nuevas variedades, podría proveer programas para la preservación de las especies cactáceas. Una rápida liberación de nuevos tipos de cactáceas podría acortar considerablemente el tiempo requerido para el establecimiento de un número considerable de material comercial (Johnson y Emino, 1979).

Estas y otras investigaciones *in vitro* tienen aplicación como un método para la propagación de cactus. Una vez que el medio apropiado a sido desarrollado para cada especie, se tiene completo control para su desarrollo (Johnson y Emino 1979).

Investigaciones futuras están siendo requeridas para determinar el medio óptimo para cada especie o género de cactus. Uno de los objetivos de las investigaciones es definir completamente los requerimientos posibles para estas especies. Las técnicas cultivo *in vitro* podría ser un método de propagación importante para el futuro de las Cactáceas (Johnson y Emino, 1979).

2.9.1. Medio de cultivo.

El éxito que se obtenga en un cultivo de tejidos vegetales depende del uso del medio nutritivo adecuado. Usando sustancias químicas necesarias y las combinaciones apropiadas de nutrientes (Pierik, 1990).

La fórmula de Murashige y Skoog (1962) se empleará como ejemplo para los propósitos de este procedimiento, pues se ha demostrado que es el medio adecuado para una gran variedad de especies, así como para diferentes partes de una planta (Hurtado y Merino, 1991).

2.9.1.1. Sales inorgánicas.

Se dividen en macronutrientes que son: N, P, K, Ca, Mg y S. y los micronutrientes que son: Cu, Mn, Fe y Zn. Estos son indispensables para que las plantas realicen un eficiente desarrollo (Hurtado y Merino, 1991).

2.9.1.2. Vitaminas.

En la planta actúan como sustancias catalizadoras. Las vitaminas más usadas son las que se mencionan a continuación: **inositol** (myo-inositol; 100-200 mg/l), **vitamina B1** (tiamina, aneurina; 0.1-5.0 mg/l), **ácido pantoténico** (0.5-2.5 mg/l), **ácido fólico** (vitamina M; 0.1-0.5 mg/l), **riboflavina** (lactoflavina, vitamina B2; 0.1-10 mg/l), **ácido ascórbico** (vitamina C; 1-100 mg/l), **ácido nicotínico** (vitamina PP, niacina; 0.1-5 mg/l), **pirodoxina** (vitamina B6 ; 0.1-1.0 mg/l), **biotina** (vitamina H; 0.01-1.0 mg/l) **para-aminobenzoico** (0.5-1.0 mg/l), **tocoferol** (vitamina E; 1-50 mg/l) (Pierik, 1990).

2.9.1.3. Reguladores de crecimiento.

George, (1993) menciona que las auxinas y citocininas son las hormonas más importantes en la regulación del crecimiento al igual que en la morfogénesis del cultivo de tejidos y órganos las citocininas son usadas generalmente para estimular el crecimiento y desarrollo. Estas normalmente promueven la división celular, especialmente si son usadas con auxinas (Pierik, 1990).

Las auxinas son utilizadas para promover el crecimiento de callo, suspensión de células u órgano, y para regular la morfogénesis, formación de raíces adventicias, en conjunción con las citocininas (George, 1993).

Las giberelinas también son utilizadas, teniendo el problema de ser sensible a altas temperaturas (perdiendo un 90% de su actividad) después de la esterilización (Bragt et al., 1971). Generalmente estas inducen la elongación de los entrenudos y el crecimiento de meristemas o yemas *in vitro*. Además que pueden romper la latencia en embriones y en semillas (Pierik, 1990).

2.9.1.4. Materiales inertes de soporte.

El agar es el material de soporte más ampliamente usado en el cultivo de tejidos, provee al medio de un excelente gel húmedo que sirve como soporte al inoculó. Sin embargo, fisiológicamente no es inerte, pues es una fuente de cantidades variables de sustancias inhibidoras o estimulantes del crecimiento (Hurtado y Merino, 1991).

2.10 PRODUCTO FARMAGIB NZn

2.10.1. Composición porcentual.

PRODUCTO	% EN PESO
Acido Giberélico	2000 ppm
Nitrógeno Total (N)	23 ppm
Potasio Aprovechable (K ₂ O)	12 ppm
Zinc (Zn)	10 ppm
Acidos Fúlvicos	1.5 ppm

Agentes Quelatantes 10 ppm

Acondicionadores e Inertes 43.3 ppm

2.10.2. Información General

Es un producto hormonal diseñado para estimular el desarrollo de las plantas, formulado con un alto contenido de **ácido giberélico** y enriquecido con tres elementos que actúan sinérgicamente con esta hormona que son: **Nitrógeno, Potasio y Zinc.**

Con **Farmagib NZn** se logra activar rápidamente el crecimiento de las plantas cuando éstas han pasado por un pequeño periodo de estrés ambiental en las primeras etapas de desarrollo, favorece el crecimiento de entrenudos. La mezcla hormona más nutrientes permite que el efecto en la estimulación del crecimiento sea equilibrado.

2.10.3. Giberelinas

El efecto de las **giberelinas** en las plantas es la estimulación del crecimiento, promoviendo el alargamiento o elongación celular, la partenocarpia o desarrollo de frutos sin fecundación y la germinación de semillas.

Las **giberelinas** pueden terminar con el reposo de las semillas de muchas especies; puede también incrementar el tamaño de muchos frutos jóvenes, así mismo las **giberelinas** pueden transportar a las auxinas a su lugar de acción en las plantas.

2.10.4. Nitrógeno (N)

Es un constituyente indispensable de numerosos compuestos de importancia general (aminoácidos, proteínas, ácidos nucleicos). Dado que los tejidos meristemáticos tienen un alto metabolismo de proteínas y ácidos nucleicos, cuya síntesis depende fuertemente de la disponibilidad de nitrógeno, la nutrición nitrogenada controla en gran medida el crecimiento de las plantas.

El **nitrógeno** estimula el crecimiento de hojas, tallos y raíces, así como el desarrollo de flores, frutos y otras estructuras reproductivas. Deficiencia de nitrógeno causan un pobre crecimiento de tallos y hojas, en cuanto a las raíces su crecimiento se ve afectado y en particular la ramificación de estas se restringe fuertemente; sin embargo, la relación raíz-tallo generalmente se incrementa con la deficiencia de **nitrógeno**.

2.10.5. Potasio (K)

El **potasio** es un elemento esencial para todos los organismos vivos. En la fisiología de las plantas es el catión más importante no solo por su contenido en los tejidos de las plantas, sino también con respecto a las diversas funciones fisiológicas y bioquímicas en la práctica.

En tejidos jóvenes el **potasio** es indispensable para obtener una óptima turgencia celular la cual es requerida para una expansión celular. Otro proceso relacionado con el **potasio** es la asimilación de CO₂, donde la fosforilación y la síntesis de proteínas son menores a concentraciones inadecuadas de **potasio**.

El **potasio** juega un papel importante en la turgencia y la elongación celular, el **potasio** actúa sinérgicamente con el ácido giberélico para promover una mayor elongación cuando se aplican ambos.

El **potasio** es importante para el establecimiento de potencial osmótico de las células y para el mantenimiento de su balance iónico, también este elemento activa algunos sistemas enzimáticos.

El **potasio** juega un papel fundamental en la apertura y cierre estomático, controlando así la transpiración y entrada de CO₂ para la fotosíntesis, además estimula la producción de ATP y la transportación de fotosintatos en el floema.

Las plantas deficientes en **potasio** tienen menos turgencia, y bajo condiciones de sequía se hacen flácidas y son más susceptibles a daño por heladas, por salinidad y al ataque de hongos. El crecimiento del cambium en tallos se reduce y la lignificación de los haces vasculares se altera, lo que induce un mayor acame en estas plantas.

El objetivo del **potasio** en la formulación de **Farmagib NZn** es de que el crecimiento sea firme y balanceado, manteniendo la relación de compuestos de carbono/nitrógeno.

2.10.6. Zinc (Zn)

El **Zinc** es un elemento que es requerido por las plantas en bajas cantidades, presentando los tejidos un nivel suficiente cuando se tienen entre 20 y 100 ppm.

Una fertilización alta en fósforo induce una deficiencia de **zinc** y una acumulación de hierro y manganeso, aunque este último en menor grado.

El **zinc** es requerido en la síntesis de triptofano y como este es también precursor del ácido acético (AIA), el desarrollo de esta substancia es indirectamente influenciado por el **zinc**, es también importante para la síntesis de almidón, el **zinc** junto con el cobre forman parte de la enzima superóxido dismutasa, la cual descompone a los radicales O₂ que se producen del O₂ molecular, protegiendo a las plantas del ataque por parte de estos radicales libres que dañarían irreversiblemente el tejido.

2.10.7. Ácidos Fúlvicos

Son compuestos constituidos por grupos carboxílicos y fenólicos. Estos grupos cuando están libre, pueden absorber cationes, siendo los cationes divalentes los que más fuerte se adhieren a estas cargas negativas seguido por los cationes monovalentes.

Los **ácidos fúlvicos** participan en la apertura de los estomas e incrementa la permeabilidad de la membranas celulares. Por esta razón, la absorción foliar de nutrimentos o reguladores de crecimiento es más eficiente cuando se utilizan en mezcla con ácidos fúlvicos, mejorándose también la translocación de los mismos dentro de la planta.

III MATERIALES Y METODOS.

3.1. Ubicación del experimento.

El trabajo experimental se desarrollo en el laboratorio de Biotecnología del Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”.

3.2. Material utilizado.

En el presente trabajo se utilizo semilla de la especie cactácea *Echinocactus platyacanthus*, colectada en el Jardín Botánico y Jardines de la misma Universidad.

3.3. Escarificación y desinfestación de las semillas.

El tratamiento de desinfestación que se dio a la semilla, consistió en lavarlas con agua y detergente por cinco minutos, escarificación con H₂SO₄ al 20 % por 5 minutos, lavarlas con agua corriente y tratarlas con hipoclorito al 20% con detergente por 40 minutos, y por ultimo lavarlas con agua esterilizada.

3.4. Medio de cultivo.

La semilla que se utilizo en este trabajo fue colocada en frascos gerber con 20 ml del medio MS (Murashige and Skoog, 1962), con la concentración de ½ de los macroelementos, adicionándole diferentes concentraciones de **FARMAGIB NZn**.

3.5. Condiciones del cultivo.

Las condiciones ambientales de la incubadora fueron: temperatura diurna de 25° C y 18° C por la noche; fotoperíodo de 16 horas, proporcionado por lamparas de luz blanca fluorescente, con una intensidad luminica de 40-60 $\mu\text{mol s}^{-1} \text{m}^{-2}$.

3.6. Experimentos.

3.6.1. Experimento 1.

Inmersión en **FARMAGIB NZn**, por 1 hora a diferentes concentraciones, después de la escarificación con H_2SO_4 y antes de la desinfestación con hipoclorito y siendo estas las siguientes:

T1. 0 % (testigo).

T2. 1 %

T3. 2 %

T4. 4 %

T5. 8 %

Después se sembraron en el medio de cultivo.

3.6.2. Experimento 2.

FARMAGIB NZn, aplicado al medio de cultivo a las siguientes concentraciones:

T1. 0 % (testigo).

T2. 0.01 %

T3. 0.02 %

T4. 0.04 %

T5. 0.08 %

3.6.3. Experimento 3.

FARMAGIB NZn, aplicado al medio de cultivo a las siguientes concentraciones:

T1. 0 % (testigo).

T2. 0.1 %

T3. 0.2 %

T4. 0.4 %

T5. 0.8 %

En los tres experimentos se colocaron 10 semillas por frasco, con 5 frascos (repeticiones) por tratamiento.

3.7. Diseño experimental.

Completamente al azar con diferente número de tratamientos y repeticiones, dada la contaminación que se presentó en algunas repeticiones.

3.8. Parámetros evaluados.

Porcentaje de germinación a los 30, 60, 90 y 180 días después de la siembra.

Longitud y diámetro del tallo a los 180 días después de la siembra.

Longitud de la raíz principal a los 180 días después de la siembra.

IV RESULTADOS

4.1. EXPERIMENTO 1

4.1.1. Porcentaje de germinación.

Al observar el comportamiento de los tratamientos a los 30 días después de la siembra (figura 1, cuadro 1), el testigo presenta el mayor porcentaje de germinación, y en el análisis estadístico para este parámetro, se encontró diferencia estadística para los tratamientos evaluados, por lo que se consideró necesario aplicar la prueba de Tukey para determinar las diferencias entre los tratamientos, encontrándose que el testigo presentó el mejor porcentaje de germinación; sin embargo, este tratamiento es igual al efecto producido por los tratamientos a base de **Farmagib NZn 2, 3 y 5**, pero diferente al tratamiento 4. Los tratamientos a base de **Farmagib NZn 2, 3, 4 y 5** son estadísticamente iguales, aun cuando el tratamiento 4 presentó cero porcentaje de germinación.

A los 60 días después de la siembra, se observó que el testigo volvió a obtener el mayor porcentaje de germinación, sin embargo, el efecto producido por los tratamientos es el mismo para todos los casos ya que resultó estadísticamente iguales en el análisis de varianza.

A los 90 días después de la siembra, el comportamiento de los tratamientos fue igual a las dos fechas anteriores, resultando el testigo con mayor porcentaje de germinación y siguiendo sucesivamente el 2, 3, 5 y 4.

En la última fecha de muestreo, que fue a los 180 días después de la siembra, los tratamientos son iguales estadísticamente, pero hubo cambios en los comportamientos, mostrando el mayor porcentaje de germinación fue el tratamiento 4 siguiendo sucesivamente el 5, testigo, 2 y 3, ya que estos dos últimos tuvieron el mismo porcentaje de germinación.

4.1.2. Longitud del tallo

A los 180 días después de la siembra (figura 2, cuadro 2) el análisis estadístico para este parámetro mostró que todos los tratamientos son estadísticamente iguales sin embargo el tratamiento que tiene mayor longitud del tallo fue el tratamiento 4 siguiendo después el tratamiento 2, en tercer lugar encontramos al testigo, en cuarto lugar tenemos a los tratamientos 3 y 5 ya que estos tienen el mismo promedio de longitud del tallo.

4.1.3. Diámetro del tallo

A los 180 días después de la siembra (figura 3, cuadro 3) el análisis estadístico para este parámetro mostró que todos los tratamientos estadísticamente son iguales, sin embargo, el tratamiento que tuvo mayor diámetro fue el tratamiento 4, superando a los demás tratamientos, siguiendo sucesivamente de esta forma: el testigo, tratamiento 3, tratamiento 2 y por último el tratamiento 5.

4.1.4. Longitud de la raíz principal

A los 180 días después de la siembra (figura 4, cuadro 4), el análisis estadístico para este parámetro mostró que todos los tratamientos estadísticamente son iguales entre sí, sin embargo el testigo supero a los demás tratamientos los cuales quedaron de las siguiente forma tratamiento 4, tratamiento 5, tratamiento 3 y por ultimo el tratamiento 2.

4.2. EXPERIMENTO 2.

4.2.1. Porcentaje de germinación.

A los 30 días de la siembra se observó (figura 5, cuadro 5), que el tratamiento 5 obtuvo el mayor porcentaje de germinación que el resto, y el análisis estadístico para este parámetro mostró diferencia estadística al aplicar la prueba de Tukey para determinar las diferencias entre los tratamientos, se encontró que el tratamiento 5 presentó el mayor porcentaje de germinación sin embargo estadísticamente es igual al testigo y al tratamiento 4, pero diferentes a los tratamientos 2 y 3, sin embargo los tratamientos 2, 3 y 4 son estadísticamente iguales, aunque el tratamiento 3 presentó cero porcentaje de germinación.

A los 60 días después de la siembra, se observó al testigo con el mayor porcentaje de germinación, siguiéndole el tratamiento 5, y en tercer lugar a los tratamientos 2 y 4, ya que estos 2 presentaron el mismo porcentaje y, en último lugar se observó al tratamiento 3, sin embargo, no existe diferencia estadística entre tratamientos.

A los 90 días después de la siembra, el comportamiento de los tratamientos fue parecido a la segunda fecha de muestreo, obteniendo el testigo con el mayor porcentaje de germinación, seguido por el tratamiento 5, en tercer lugar al tratamiento 4, seguido por el tratamiento 2 y por último al tratamiento 3; sin embargo, no existe diferencia estadística en las pruebas realizadas a los tratamientos.

En la última fecha de muestreo, 180 días después de la siembra, los resultados de las pruebas estadísticas fueron los siguientes: Estadísticamente todos los tratamientos son iguales, pero el que obtuvo el mayor porcentaje de germinación fue el tratamiento 2, superando a los demás seguido por el testigo y en tercer lugar se encuentran los tratamientos 3 y 5 y el que obtuvo menor porcentaje de germinación fue el tratamiento 4.

4.2.2. Longitud del tallo

A los 180 días después de la siembra (figura 6, cuadro 6) el análisis estadístico mostró que todos los tratamientos son iguales estadísticamente, sin embargo, el tratamiento que mayor

longitud del tallo presento fue el tratamiento 5, siguiendo consecutivamente el tratamiento 4, tratamiento 3, tratamiento 2 y por ultimo tenemos al testigo.

4.2.3. Diámetro del tallo

A los 180 días después de la siembra (figura 7, cuadro 7), el análisis estadístico para este parámetro mostró que todos los tratamientos son iguales estadísticamente, sin embargo, el tratamiento que tiene el mayor diámetro es el tratamiento 3 siguiendo consecutivamente el tratamiento 2, testigo, tratamiento 4 y por ultimo el 5.

4.2.4. Longitud de la raíz principal

A los 180 días después de la siembra (figura 8, cuadro 8), el análisis estadístico para este parámetro mostró que todos los tratamientos son iguales estadísticamente entre si, pero tenemos que testigo supero a los demás tratamientos, siguiendo consecutivamente los tratamientos 2, tratamiento 4, tratamiento 3 y por ultimo el tratamiento 5.

4.3. EXPERIMENTO 3

4.3.1. Porcentaje de germinación.

A los 30 días después de la siembra se observó (figura 9, cuadro 9), que hay diferencia estadística entre tratamientos, con la prueba de Tukey mostrando que el testigo tuvo mayor porcentaje de germinación, sin embargo este tratamiento es igual a los tratamientos 2 y 3 pero diferente a los tratamientos 3 y 4, sin embargo, los tratamientos 2, 3 y 4 son estadísticamente iguales.

A los 60 días después de la siembra existe una alta diferencia estadística entre tratamientos, observándose al testigo con el mayor porcentaje de germinación sobre los demás tratamientos con **Farmagib NZn 2, 3, 4 y 5**, y estos son estadísticamente iguales entre sí.

A los 90 días después de la siembra el comportamiento de los tratamientos fue igual que en el caso de la fecha anterior, en donde el testigo tuvo el mayor porcentaje de germinación sobre los demás tratamientos, los cuales eran entre sí estadísticamente iguales.

En la última fecha de muestreo que fue a los 180 días después de la siembra, el comportamiento de los tratamientos fue el mismo que en las dos fechas anteriores, teniendo al testigo con el mayor porcentaje de germinación sobre los demás tratamientos, que eran iguales estadísticamente entre sí.

4.3.2. Longitud del tallo

A los 180 días después de la siembra (figura 10, cuadro 10), el análisis estadístico mostró que todos los tratamientos son iguales estadísticamente, sin embargo, en este experimento el testigo fue el que supero a todos los tratamientos, siendo en este experimento el único donde ocurrió de esta manera, ya que en los experimentos anteriores el testigo nunca supero a los demás tratamientos.

4.3.3. Diámetro del tallo

A los 180 días después de la siembra (figura 11, cuadro 11), el análisis estadístico para este parámetro mostró que hay una alta diferencia estadística entre tratamientos por lo que se considero necesario aplicar la prueba de tukey para determinar las diferencias entre tratamientos, teniendo entonces que el testigo fue superior a los demás tratamientos, pero estadísticamente es igual al tratamiento 2 pero con una alta diferencia a los tratamientos 3, 4 y 5 los cuales entre si son estadísticamente iguales.

4.3.4. Longitud de la raíz principal

a los 180 días después de la siembra (figura 12, cuadro 12), el análisis estadístico para este parámetro mostró que hay una alta diferencia estadística entre tratamientos por lo que se considero necesario aplicar la prueba de tukey para determinar las diferencias entre los tratamientos, teniendo entonces que el testigo fue superior a los demás tratamientos; el tratamiento 2, 3 y 4 son estadísticamente iguales pero diferentes al testigo y los tratamientos 3, 4 y 5 son iguales estadísticamente pero el tratamiento 5 es diferente al testigo y al tratamiento 2.

V DISCUSION

Cada uno de los experimentos establecidos tuvo diferente porcentaje de germinación, esto es debido a que las semillas provenían de diferentes lotes y podrían no germinar a pesar de las condiciones favorables, variación en la latencia de semillas individuales aun siendo de la misma producción y de la misma planta.

En algunos casos una sola planta puede producir distintos estados de latencia en semillas individuales, presentando discontinuidad en el tiempo de germinación. Consecuentemente, una cantidad de semillas podría producir un pequeño número inicial de semillas germinadas seguida de un prolongado periodo de no germinación y después del cual el resto de las semillas podrían repentinamente germinar (Roberts, 1972).

Esto fue lo que paso en el experimento 1 y 2 ya que en el experimento 2 se tuvo menor porcentaje de germinación que en el experimento 1 por lo que es claro que no es conveniente usar concentraciones tan altas de **Farmagib NZn** en el medio de cultivo, ya que si hubo un mayor porcentaje de germinación a los 180 días después de la siembra en el tratamiento 4 del experimento 1 y en el tratamiento 2 del experimento 2, pero estadísticamente no hay diferencia significativa entre tratamientos, y en el experimento 3 hubo una toxicidad considerable ya que inhibió la germinación de las semillas, probablemente por los niveles de Nitrógeno, Potasio y Zinc que fueron elevados considerablemente en el medio de cultivo con la aplicación del **Farmagib NZn**, ya que este producto tiene en su composición porcentual las siguientes concentraciones: Nitrógeno total 23 ppm, Potasio aprovechable 12 ppm, Zinc 10 ppm, y esto dio como resultado una alta salinidad en el medio de cultivo, lo cual provoco una inhibición en la germinación y malformaciones en las plantas que si germinaron. Por lo tanto no es recomendable utilizar el **Farmagib NZn** para promover germinación en cultivo *in vitro* de cactáceas.

En cuanto a la longitud del tallo tenemos que a los 180 días, en el experimento 1 los tratamientos 4 y 2 fueron superiores al testigo pero estadísticamente son iguales todos los tratamientos, lo mismo paso en el experimento 2, pero en este experimento todos los tratamientos fueron superiores al testigo, lo cual se debe a las giberelinas que contiene el **Farmagib NZn** en su composición porcentual y que es de 2000 ppm y que formó parte del medio de cultivo ya que las giberelinas son utilizadas para inducir la elongación de los entrenudos y el crecimiento de

meristemas o yemas *in vitro*, además que pueden romper la latencia en embriones y en semillas (Pierik 1990).

En el experimento 3 no se pudo obtener resultados satisfactorios por la toxicidad existente en el medio de cultivo, lo cual ya fue comentado con anterioridad, teniendo como resultado que el testigo obtuvo mayor promedio de longitud del tallo en las plántulas.

En el diámetro del tallo tenemos que paso exactamente lo mismo que en la longitud del tallo, teniendo en los experimentos 1 y 2 que hubo tratamientos superiores al testigo, pero estadísticamente son iguales entre tratamientos. En el experimento 3 hay una alta toxicidad en el medio de cultivo, lo que provocó que hubiera una alta significancia entre tratamientos esto debido a la alta concentración de sales que se encuentran en el medio, lo cual provocó malformaciones en las plántulas.

En lo referente a la longitud de la raíz, en ninguno de los tres experimentos los tratamientos superaron al testigo, esto se debe a que la concentración de sales en el medio de cultivo causó una inhibición en el desarrollo de la raíz de las plántulas.

El éxito que se obtenga en un cultivo de tejidos vegetales depende del uso del medio nutritivo adecuado, usando sustancias químicas necesarias y las combinaciones apropiadas de nutrientes (Pierik 1990).

VI CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Basado en los resultados obtenidos en esta experimentación se puede concluir lo siguiente:

- * No es recomendable utilizar el **Farmagib NZn** a las concentraciones utilizadas en estos experimentos en los medios de cultivo, para promover la germinación de esta especie, ya que se presento una alta toxicidad.
- * Se recomienda utilizar un medio de cultivo con **Farmagib Nzn**, únicamente para promover el crecimiento vegetativo de esta especie, siempre y cuando las concentraciones, en siguientes experimentaciones sean mayores al .08 % pero menores al 1.5 %, ya que puede causar toxicidad.
- * Se recomienda utilizar la inmersión de semillas en **Farmagib NZn** a concentraciones menores de las utilizadas en este trabajo, para tratar de determinar el porcentaje adecuado de **Farmagib NZn** para obtener una mayor germinación en futuras experimentaciones.
- * Para poder evitar los diferentes comportamientos en el proceso de germinación se recomienda que las semillas sean de la misma edad y de la misma planta.
- * Se recomienda hacer investigaciones futuras para determinar el medio optimo para cada especie o genero de cactus, ya que la técnica de cultivo *in vitro* podría ser el método de propagación más importante para la conservación de las especies cactáceas en peligro de extinción y endémicas de nuestro país, esto sería una solución para evitar el contrabando y saqueo indiscriminado de estas especies.

VII LITERATURA CITADA

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

Arias, I., and L. Lemus. 1984. Interacción de luz, temperatura y hormonas vegetales en la germinación de semillas de *Melocactus caesius* Went. (Cactaceae). *Acta Científica Venezolana* 35: 151-155.

Ault, J.R. and W. J. Blackmon. 1985. *In vitro* Propagation of selected native cacti species. *HortScience* 20: (3): 541 (Abstr).

Avolio, M. 1982. Seed-raising under sterile conditions. *The Cactus and Succulent Society of Great Britain*. 44: (2) 44-45.

Barbour, M. G., Burk J. H., and W. D. Pitts. 1987. *Terrestrial Plant Ecology*. 2nd. Ed. The Benjamin-Cummings Publ, Co.

Barton, L. V. 1961. *Seed Prevention and Longevity*. Leonard Hil, London.

Bewley, J. D. and M. Black. 1982. *Physiology and Biochemistry of Seeds in Relation to Germination*. Vol. 2 Viability, Dormancy and Environmental Control. Springer-Verlag, Berlín, New York.

Bidwell, R. G. S. 1979. *Fisiología Vegetal*. Primera Edición en español. A. G. T. Editor, S. A. México, D. F.

Bravo, H. H. 1978. *Las Catáceas de México* 2da Ed., Editorial Universidad Autónoma de México. México D. F.

Comé, D. 1981. Problems of embryonal dormancy as exemplified by apple embryo. *Israel Jour. Bot.* 29: 145-57.

Corona, N. E. V. y Manuel, Chavéz-Ávila. 1982. Cultivo de Cactáceas en Medios Asépticos. *Cact. Suc. Méx.* XXVII.págs. 17-22.

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

Esau, K. 1976. Anatomía Vegetal. H. Blume. Tercera Edición. Editorial Omega. Barcelona España.

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: 215-19.

Fitz M. B. 1989. A system of seed propagation for cacti. *Cact. Succ. J. (U.S.)* 61: 14-16.

George, E. F. 1993. Plant Propagation by Tissue Culture. Part 1 The technology 2nd ed.

Graham, V. 1987. Growing Succulent Plants. Timber Press, Portland, Oregon.

Harrington, H. A. 1980. The need for protection of our native cacti. *Cact. Succu. J.* 52: 224-226.

Hartmann. T. and D. E. Kester. 1980. Propagación de Plantas, Principios y Prácticas. 2nd Ed. Editorial Continental, S. A., México, D. F.

Haustein, E. 1988. The Cactus Handbook. Chartwell Books Cactus, New Jersey.

Heras, C. M. 1990. Germinación y cultivo de tejidos de especies cactáceas *In vitro*. Tesis de Licenciatura. U. A. A. A. N. Saltillo Coah. México.

Hisajama, S. 1982. Multiple shoot formation from almond and an excised single shoot. *Agric. Biol. Chem.* 46, 1091-1093.

Hollings, M. 1965. Disease control through virus free stock. *Ann. Rev. of Phytopath.* 3. p.p. 367-396.

Hurtado, M. D. V. y M. E. Merino. 1991. Cultivo de Tejidos Vegetales. Segunda reimpresión. Editorial Trillas. México.

Johnson, J. L. and E. R. Emino 1977. Tissue culture propagation of *Opuntia polyacantha* as influenced by plant growth regulators. *HortScience* 12:239.

_____ **1979.** Tissue culture propagation in the cactaceae. *Cactus. Succu. J.* Vol. 51:275-277.

King, R. M. 1957. Studies in the tissue culture of cacti. *Cactus and Succulent Journal* (U. S.)29: 102-104.

Kolar, Z., Bárck J. and B. Vyskot, 1976. Vegetative propagation of the cactus *Mammillaria woodsii* Craig through tissue cultures. *Experimentia* 32: 668-669.

Marsden, C. 1958. *Grow Cacti. A practical Handbook.* second Edition. Cleaver-Hume Press Ltd. London.

Mauseth, D. J. 1977. Cactus tissue culture: A potential method of propagation. *Cactus. Succu. J.* 49: 80-81.

Minocha, S. C. and P. N. Mehra. 1974. Nutritional and morphogenetic investigation on callus cultures of *Neomamillaria prolifera* Miller (Cactaceae). *Amer. J. Bot.* 61: 168-173.

Mirinskii, V. 1985. Nota sobre un nuevo método para germinar semillas de cactus. *Cact. Suc. Mex.* Tomo XXX. No. 3: 65-66.

Murashige, T. 1974. Plant propagation through tissue culture. *Ann. Rev Plant Phy.*, 25:

_____ **and F. Skoog. 1962.** A revised medium for rapid growth and bio-assays with tobacco tissue culture. *Phys. Plant.* 15: 473-497.

Nava, N. V. y A. M. Chavéz. 1982. Cultivo de cactáceas en medios asépticos. *Cact. Suc. Méx.* Tomo XXVII No. 1.

Novelli, M. and M. Miregalli. 1982. Germination of Excised Embryos. *The Cactus. Sucu. J.* Vol. 44 pag. 68-69.

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

Pérez, L. H. 1990. Efectos de los bioestimulantes 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.

Pierik, R. L. M. 1990. Cultivo *In Vitro* de las plantas superiores. Department of Horticulture, Agricultural University Wageningen, The Netherlands. Ediciones Mundi-Presa. Third ed. Spain.

Quak, F. 1977. “Meristem culture and virus-free plants”, en Plant Cell, Tissue and Organ Culture, De. Reinert, J. y Bajaj, Y. P. S., Spring-Verlag, Berlín, Págs. 598-615.

Rabenda, Ian. 1990. Breaking dormancy in cactus seed. Part. 1. Cactus. Succu. J. Vol. 62: 86-94.

Rappaport, J. 1954. *In vitro* culture of plant embryos and factors controlling their growth. Bot. Rev. 20: 201-225.

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

Roberts, E. H. 1972. Viability of Seeds. Chapman and Hall, London; England. p.p. 448

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.

Rojas, G. M. y R. H. Ramírez. 1987. Control Hormonal del Desarrollo de las Plantas De. LIMUSA. S. A. de C. V. México, D. F. p.p. 81.

Sachar, R. C. and R. D. Iyer. 1959. Effect of auxin, Kinetin and gibberellin on the placental tissue of *Opuntia dillenii* Haw, cultured *In vitro*. Phytomorph. 9: 1-3.

Schopmeyer, C. S., De. 1974. Seeds of Woody Plants in the United States. U.S.D.A. Handbook No. 450 Washington, D. C.: U. S. Govt.

Steinhart, C. E. 1962. Tissue cultures of cactus. Science 137: 545-546.

Street, H. E. 1962. Plant Tissue And Cell Culture, Sec. ed Academic Prees., U. S. A.

Sussman, A. S. and H. O. Halvorson. 1966. "Spores: their Dormancy and Germination" Harper, New York.

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.

Villiers, T. A. 1972. Seed dormancy. In *Seed Biology*. Kozlowki, T. T. (ed.). London, New York Academic Press. Vol. II pp. 220-82.

Walkey, D. G. A. 1978. "*In vitro* methods for virus elimination", en *Frontiers of Plant tissue Culture*, ed. por Thorpe, T. A. Págs 245-254.

Yeoman, M. M. and A. J. Macleod. 1977. Tissue (Callus) cultures-techniques, In *Plant Tissue and Cell Culture*, Ed. H. E., Street; Press, U. S. A. págs. 31-59.

APENDICE

CUADRO 1: Comparación de medias del porcentaje de germinación de semillas de *Echinocactus Platyacanthus* tratadas con **Farmagib NZn** antes de la siembra y evaluadas a los 30, 60, 90 y 180 días.

TRAT	30		60		90		180	
T1	.1000	a	.2833	a	.3500	a	.6166	a
T2	.0500	ab	.2000	a	.2500	a	.6000	a
T3	.0200	ab	.2000	a	.2400	a	.6000	a
T4	0	b	.1500	a	.2166	a	.6333	a
T5	.0142	ab	.1714	a	.2428	a	.6285	a
CMT	.19989720	*	.1595017	NS	.1705035	NS	.0056303	NS
			2		7		0	
CMEE	.06833570		.1493393		.2261460		.1526910	
			8				4	
CV(%)	29.9720	29.9	25.18453	25.1	27.93949	27.9	15.26541	
	6			8				
P:Tuke	$\alpha=$	0.05	$\alpha=$	0.05	$\alpha=$	0.05	$\alpha=$	0.05
y								

CUADRO 2.- Comparación de medias de la longitud del tallo de plántulas de *Echinocactus platyacanthus* cuya semilla fue tratada con **Farmagib NZn** antes de la siembra y evaluándose a los 180 días después de su siembra.

TRAT	EXP. 1	

T1	1.12175674	a
T2	1.12941859	a
T3	1.11060871	a
T4	1.13405134	a
T5	1.11068106	a
CMT	.00067274	NS
CMEE	.00336640	
CV (%)	5.178674	
P. Tukey	$\alpha=$	0.05

CUADRO 3.- Comparación de medias de el diámetro del tallo de plántulas de *Echinocactus platyacanthus* cuya semilla fue tratada con **Farmagib NZn** antes de la siembra y evaluándose a los 180 días después de su siembra.

TRAT	EXP.1	
T1	.89959668	a
T2	.89013066	a
T3	.89228632	a
T4	.90413933	a
T5	.875043403	a
CMT	.00081410	NS
CMEE	.00040689	
CV (%)	2.261912	
P. Tukey	$\alpha=$	0.05

CUADRO 4.- Comparación de medias de la raíz principal de plántulas de *Echinocactus platyacanthus* cuya semilla fue tratada con **Farmagib NZn** antes de la siembra y evaluándose a los 180 días después de su siembra.

TRAT	EXP. 1	
T1	1.60505435	a
T2	1.47953949	a
T3	1.50172603	a
T4	1.52684311	a
T5	1.51190925	a
CMT	.01119501	NS
CMEE	.03531659	
CV (%)	12.32360	
P. Tukey	$\alpha=$	0.01

CUADRO 5: Comparación de medias del porcentaje de germinación de semillas de *Echinocactus platyacanthus* sembradas en medio de cultivo con diferentes concentraciones de Farmagib NZn y evaluadas a los 30, 60, 90 y 180 días.

TRAT	30		60		90		180	
T1	.0500	a	.2666	a	.3166	a	.3833	a
T2	.0333	ab	.2333	a	.2333	a	.4166	a
T3	0	abc	.1600	a	.2600	a	.3600	a
T4	.0833	abc d	.2333	a	.2666	a	.3333	a
T5	.1800	ad	.2600	a	.2800	a	.3600	a
CMT	.4523717 8	*	.1220195 5	NS	.0397512 8	NS	.0239018 4	NS
CMEE	.0716279 1		.1390488 3		.1342095 9		.1984453 4	
CV(%)	26.05508		22.73659		20.81256		22.14153	
P. Tukey	$\alpha=$	0.05	$\alpha=$	0.05	$\alpha=$	0.05	$\alpha=$	0.05

CUADRO 6.- Comparación de medias de la longitud del tallo de plántulas de *Echinocactus platyacanthus* cuya semilla fue sembrada en medio de cultivo con diferentes concentraciones de **Farmagib NZn** y evaluándose a los 180 días después de su siembra.

TRAT	EXP. 2	
T1	1.09405488	a
T2	1.12662532	a
T3	1.17890109	a
T4	1.19047078	a
T5	1.21969944	a
CMT	.01177999	NS
CMEE	.00339810	
CV (%)	2.804472	
P. Tukey	$\alpha=$	0.05

CUADRO 7.- Comparación de medias del diámetro del tallo de plántulas de *Echinocactus platyacanthus* cuya semilla fue sembrada en medio de cultivo con diferentes concentraciones de **Farmagib NZn** y evaluándose a los 180 días después de su siembra.

TRAT	EXP.2	
T1	.86409370	a
T2	.86817790	a
T3	.87185713	a
T4	.83797758	a
T5	.82637548	a
CMT	.00198330	NS
CMEE	.00057073	
CV (%)	2.804472	
P. Tukey	$\alpha=$	0.05

CUADRO 8.- Comparación de medias de la raíz principal de plántulas de *Echinocactus platyacanthus* cuya semilla fue sembrada en medio de cultivo con diferentes concentraciones de Farmagib NZn y evaluándose a los 180 días después de su siembra.

TRAT	EXP. 2	
T1	1.82813040	a
T2	1.64886612	a
T3	1.36470042	a
T4	1.40616808	a
T5	1.26783494	a
CMT	.23380797	NS
CMEE	.06248166	
CV (%)	16.76114	
P. Tukey	$\alpha=$	0.01

CUADRO 9.- Comparación de medias del porcentaje de germinación de semillas de *Echinocactus platyacanthus* sembradas en medio de cultivo con diferentes concentraciones de Farmagib NZn y evaluadas a los 30, 60, 90 y 180 días.

TRAT	30		60		90		180	
T1	.1142	a	.2000	a	.2333	a	.5833	a
T2	.0200	ab	.0600	b	.0600	b	.1600	b
T3	0	bc	.0285	b	.0285	b	.1000	b
T4	.0285	abc	.0428	b	.0428	b	.2285	b
T5	.0428	abc	.0428	b	.0428	b	.0857	b
CMT	.26900816	*	.5408763	**	.70526022	**	1.8368017	**
			4				6	
CMEE	.07047391		.0779709		.08259230		.15541079	
			7					
CV (%)	29.1068		26.80286		27.11450		25.50397	
	0							

P. Tukey	$\alpha=$	0.05	$\alpha=$	0.05	$\alpha=$	0.05	$\alpha=$	0.05
-------------	-----------	------	-----------	------	-----------	------	-----------	------

CUADRO 10.- Comparación de medias de la longitud del tallo de plántulas de *Echinocactus platyacanthus* cuya semilla fue sembrada en medio de cultivo con diferentes concentraciones de **Farmagib NZn** y evaluándose a los 180 días después de su siembra.

TRAT	EXP. 3	
T1	1.21062013	a
T2	1.11977884	a
T3	1.00769281	a
T4	1.07590773	a
T5	.93148281	a
CMT	.06687541	NS
CMEE	.02063823	
CV (%)	13.59522	
P. Tukey	$\alpha=$	0.05

CUADRO 11.- Comparación de medias del diámetro del tallo de plántulas de *Echinocactus platyacanthus* cuya semilla fue sembrada en medio de cultivo con diferentes concentraciones de **Farmagib NZn** y evaluándose a los 180 días después de su siembra.

TRAT	EXP.3	
T1	.91192996	a
T2	.83652190	ab
T3	.80994826	b
T4	.78407230	b
T5	.75677017	b
CMT	.01993916	**

CMEE	.00179491	
CV (%)	5.212195	
P. Tukey	$\alpha=$	0.01

CUADRO 12.- Comparación de medias de la longitud de la raíz principal de plántulas de *Echinocactus platyacanthus* cuya semilla fue sembrada en medio de cultivo con diferentes concentraciones de **Farmagib NZn** y evaluándose a los 180 días después de su siembra.

TRAT	EXP.3	
T1	.91192996	a
T2	.83652190	ab
T3	.80994826	b
T4	.78407230	b
T5	.75677017	b
CMT	.01993916	**
CMEE	.00179491	
CV (%)	5.212195	
P. Tukey	$\alpha=$	0.01