

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA



Germinación *in vitro* de la Especie *Echinocereus stramineus* (Engelm.). ex F. Seitz var.

stramineus. Aplicando la Técnica de Escarificado y en el Medio de Cultivo

Murashige and Skoog

Por

JOSÉ JAIME MANZANO CASTILLO

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Saltillo, Coahuila, México.
Junio del 2014

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA

Germinación *in vitro* de la Especie *Echinocereus stramineus* (Engelm.) ex F. Seitz var. *stramineus*. Aplicando la Técnica de Escarificado y en el Medio de Cultivo Murashige and Skoog

Por:

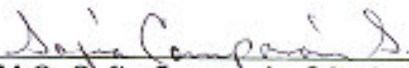
JOSÉ JAIME MANZANO CASTILLO


TESIS

Presentada como requisito parcial para la obtener el título de:

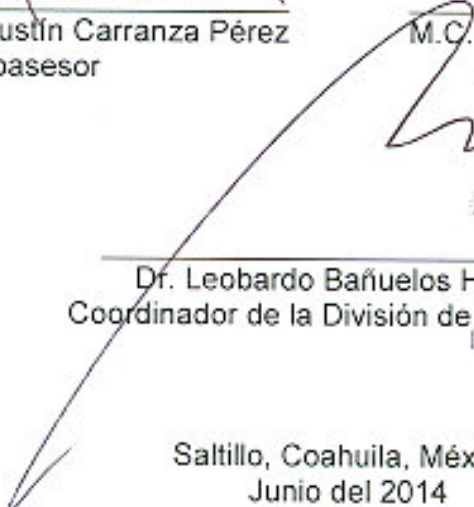

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Aprobada:


M.C. Sofía Comparán Sánchez
Asesor Principal


Biol. Miguel Agustín Carranza Pérez
Coasesor


M.C. Andrés Rodríguez Gámez
Coasesor


Dr. Leobardo Bañuelos Herrera
Coordinador de la División de Agronomía

División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México.
Junio del 2014

DEDICATORIA

A mis padres Elvia Castillo Dávila y José Jaime Manzano Vázquez por darme su apoyo incondicional y brindarme toda su confianza y darme lo mejor de ellos durante toda mi vida, por estar a mi lado en mis triunfos y fracasos, simplemente por ser ellos mis padres.

A mis hermanos por ser parte indispensable en mi formación como persona y por darme su ayuda y su apoyo en la resolución de problemas, económica, emocional y de cualquier índole.

A toda mi familia por darme esas frases alentadoras, que me motivaron y alentaron para seguir adelante.

A mis amigos Fidel López Cépeda, José Manuel Campos, Antonia Roblaros, Roció Escorcía Casas, y a todos mi amigos y compañeros de generación, por darme la oportunidad de conocerlos y pasar esos momentos tan agradables y memorables a su lado.

Dedicada a todas y cada una de las personas que colaboraron de alguna manera en la realización de este trabajo, por su apoyo y confianza.... Gracias.

Esa persona tan especial en mi vida que está dentro de mi mente y corazón que me ha dado su apoyo, confianza, cariño y amor, me han permitido disfrutar a su lado momentos muy especiales que jamás olvidare mi esposa Lucia Molina Martínez e hijo Francisco Zuriel Manzano Molina.

Agradecimientos

A la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” por darme la formación académica con carácter humano, y acogerme como un hijo durante mi estancia y paso por sus instalaciones. Por seguir siendo Alma Terra Mater de todos aquellos que al igual que yo tienen las ganas y la necesidad de seguirse superando.

A la M.C. Sofía Comparan Sánchez, por la confianza de dejarme trabajar en uno de sus proyectos, por brindarme su apoyo, disposición y asesorías en la realización de esta investigación, por su paciencia, tiempo y conocimiento, brindado durante toda mi formación.

Al Biol. Miguel A. Carranza, por el conocimiento, asesorías, tiempo y paciencia no solo por el trabajo de investigación realizado, sino también por su gran labor docente como uno de mis profesores durante mi formación.

Al M.C. Andres Rodríguez Gámez, por ser más que un profesor un buen amigo con el que se puede contar en cualquier situación, y por ser uno de los asesores en este trabajo, por el tiempo, apoyo, y conocimientos brindados.

A la M.C. María Teres Ruiz De León, por su valiosa participación como asesora de mi trabajo de tesis, por su valioso tiempo y participación.

A la T.A. Graciela González Ramírez, por el apoyo, paciencia, conocimientos y amistad brindados para realizar este trabajo.

INDICE DE CONTENIDO

INDICE DE CUADROS	x
INDICE DE FIGURAS	xi
RESUMEN	xiii
1. INTRODUCCIÓN	1
2. HIPOTESIS	4
3. OBJETIVOS	4
4. REVICION DE LITERATURA	5
4.1. Etimología de la palabra cactácea.....	5
4.2. Distribución y habitat.....	5
4.3. Descripción botánica de la familia cactácea.....	6
4.3.1. Características fisiológicas de las cactáceas.....	7
4.3.2. Características morfológicas de las cactáceas.....	8
4.3.2.1. La raíz.....	8
4.3.2.2. El vástago.....	8
4.3.2.3. El tallo.....	9
4.3.2.4. La hoja.....	9
4.3.2.5. El tubérculo.....	10
4.3.2.6. Las costillas.....	10
4.3.2.7. Las areolas.....	10
4.3.2.8. Las espinas.....	11
4.3.2.9. Estructura histológica del tallo.....	12

4.3.2.10.	Inflorescencia y cefalios.....	13
4.3.2.11.	La flor.....	14
4.3.2.12.	El fruto.....	15
4.3.2.13.	La semilla.....	16
4.4.	Importancia de las Cactáceas.....	16
4.4.1.	Alimento.....	16
4.4.2.	Ganadería.....	16
4.4.3.	Protección al suelo.....	17
4.4.4.	Medicina y toxinas.....	17
4.4.5.	Jardinería.....	17
4.4.6.	Importancia Ecológica, Económica y Cultural.....	17
4.5.	Principales amenazas.....	18
4.6.	Características del género <i>Echinocereus</i>	19
4.6.1.	Clasificación taxonómica.....	24
4.6.2.	<i>Echinocereus stramineus</i> (Engelm.) ex F. Seitz var. <i>stramineus</i>	25
4.6.3.	Distribución.....	26
4.7.	Propagación de Cactáceas por semillas.....	27
4.7.1.	Reproducción sexual.....	27
4.7.2.	Reproducción asexual.....	27
4.7.2.1.	Estacas.....	27
4.7.2.2.	Hijuelos.....	27
4.7.2.3.	Injertos.....	28
4.7.2.4.	Propagación in vitro.....	28

4.7.3.	La semilla.....	28
4.7.4.	Germinacion.....	29
4.7.5.	Condiciones generales para la germinación.....	29
4.7.5.1.	Humedad.....	30
4.7.5.2.	Temperatura.....	30
4.7.5.3.	Aire.....	31
4.7.5.4.	Luz.....	31
4.7.6.	Procesos que suceden durante la geminación.....	31
4.7.6.1.	Inbibicion.....	31
4.7.6.2.	Activación de enzimas.....	32
4.7.6.3.	Digestión y translocación de reservas.....	32
4.7.6.4.	Crecimiento del embrión.....	32
4.8.	Dormición.....	33
4.8.1.	Causas y clasificaciones de los tipos de dormición.....	33
4.8.1.1.	Fisico.....	33
4.8.1.2.	Quimico.....	34
4.8.1.3.	Mecanico.....	34
4.8.1.4.	Fisiológico.....	35
4.8.1.5.	Morfológico.....	35
4.8.1.6.	Combinado.....	36
4.8.2.	Tratamientos para romper la dormición.....	36
4.8.2.1.	Congelamiento.....	36
4.8.2.2.	Pre-enfriamiento.....	36
4.8.2.3.	Luz.....	37

4.8.2.4.	Tratamiento térmico.....	37
4.8.2.5.	Prelavado de semilla.....	37
4.8.2.6.	Remojo.....	37
4.8.2.7.	Remojo y secado.....	38
4.8.2.8.	Remoción de estructura circundante.....	38
4.8.2.9.	Ácido giberelico.....	38
4.8.2.10.	Escarificación.....	39
4.8.2.11.	Escarificado mecánico.....	39
4.8.2.12.	Escarificación química.....	39
4.9.	La micropropagacion.....	39
4.9.1.	Cultivo de plantas intactas.....	40
4.9.2.	Cultivo de embriones.....	40
4.9.3.	Cultivo <i>in vitro</i> de órganos aislados.....	40
4.9.4.	Cultivo de cayo.....	40
4.9.5.	Cultivo de células aisladas.....	40
4.9.6.	Cultivo de protoplastos.....	41
4.9.7.	Ventajas de la micropropagación.....	41
4.9.8.	Desventajas de la micropropagación.....	42
4.10.	Medios de cultivo.....	42
4.10.1.	Sales minerales.....	43
4.10.2.	Sustancias orgánicas.....	43
4.10.3.	Agar.....	43
4.11.	Condiciones ambientales.....	43
4.11.1.	Luz.....	43

4.11.2.	Temperatura.....	44
4.11.3.	Humedad.....	44
5.	MATERIALES Y METODOS.....	45
5.1.	Ubicación del experimento.....	45
5.2.	Material vegetativo utilizado.....	45
5.3.	Semillas utilizadas.....	45
5.4.	Limpieza del laboratorio y esterilización del material.....	45
5.5.	Preparación de las cajas Petri.....	46
5.6.	Escarificación de la semilla.....	47
5.7.	Desinfección de la semilla.....	47
5.8.	Condiciones ambientales.....	47
5.9.	Tratamientos.....	48
5.10.	Siembra en caja Petri con medio de cultivo MS.....	49
5.11.	Diseño experimental.....	49
5.12.	Parámetros a evaluar.....	50
6.	RESULTADOS Y DISCUSION.....	51
6.1.	Velocidad de germinación.....	51
6.2.	Porcentaje de germinacio.....	54
7.	CONCLUSIONES.....	60
8.	LITERATURA CITADA.....	62
9.	ANEXOS.....	70

INDICE DE CUADROS

Tabla 1. Interacción entre los factores A y B.....	12
Tabla 2. Comparación de medias con respecto a la respuesta de la germinación <i>in vitro</i> de la concentración del medios de cultivo MS al 25% establecidos en la Cámara de Germinación del Laboratorio de Biología del Depto. De Botánica de la UAAAN.....	58
Tabla 3. Comparación de medias con respecto a la respuesta de la germinación <i>in vitro</i> de la concentración del medio de cultivo MS al 50% establecidos en la Cámara de Germinación del Laboratorio de Biología del Depto. De Botánica de la UAAAN.....	59
Tabla 4. Comparación de medias con respecto a la respuesta de la germinación <i>in vitro</i> de la concentración del medio de cultivo MS al 100% establecidos en la Cámara de Germinación del Laboratorio de Biología del Depto. De Botánica de la UAAAN.....	60

INDICE DE FIGURAS y GRAFICAS

Figura 1. Imagen de <i>Echinocereus stramineus</i> (Engelm.). ex F. Seitz var. <i>stramineus</i>	25
Figura 2. Mapa de distribución de <i>Echinocereus stramineus</i> (Engelm.). ex F. Seitz var. <i>stramineus</i>	26
Figura 3. Imagen de la estructura de la semilla de <i>Echinocereus stramineus</i> (Engelm.) var. <i>stramineus</i>	28
Gráfica 1. Velocidad de germinación <i>in vitro</i> en un medio de MS al 25% en la cámara de incubación del Laboratorio de Biología del Depto. de Botánica de la UAAAN. Con 4 tratamientos diferentes.....	52
Gráfica 2. Velocidad de germinación <i>in vitro</i> en un medio de MS al 50% en la cámara de incubación del laboratorio de biología del Depto. de Botánica de la UAAAN. Con 4 tratamientos diferentes.....	53
Gráfica 3. Velocidad de germinación <i>in vitro</i> en un medio de MS al 100% en la cámara de incubación del laboratorio de biología del Depto. de Botánica de la UAAAN. Con 4 tratamientos diferentes.....	54
Gráfica 4. Porcentajes de germinación con respecto al medio de cultivo MS con una concentración del 25%. Establecido en la cámara de incubación del Laboratorio de Biología del Depto. de Botánica de a UAAAN.....	56

Gráfica 5. Porcentajes de germinación con respecto al medio de cultivo MS con una concentración del 50%. Establecido en la cámara de incubación del laboratorio de biología del Depto. de Botánica de a UAAAN.....57

Gráfica 6. Porcentajes de germinación con respecto al medio de cultivo MS con una concentración del 100%. Establecido en la cámara de incubación del laboratorio de biología del Depto. de Botánica de a UAAAN.....58

Resumen

México es el país que alberga la mayor riqueza en especies de la familia Cactaceae con alrededor del 70% de especies de esta familia, que se localizan en nuestro país. Unas de las regiones más importantes son áridas y semiáridas ya que en estas regiones se encuentra ubicado el desierto Chihuahuense que da refugio al más rico ensamblaje de especies de cactáceas en el mundo.

La diversidad de esta familia ha sido alterada por la modificación de sus ecosistemas, poniendo a varias de ellas en problemas de sobrevivencia debido a diferentes factores que afectan a las poblaciones, entre los cuales se encuentran la ganadería, la agricultura, asentamientos humanos, construcción de vías de comunicación, entre otra. Es por ello que con esta investigación se pretende establecer un procedimiento más viable para su reproducción.

La propagación in vitro ofrece un método que se puede aplicar a nivel laboratorio en condiciones controladas, lo que permite propagarlas con mayor facilidad, asegurando la producción de una mayor cantidad de plantas.

Este trabajo de investigación se llevó a cabo en el Lab. De Biología del Depto. De Botánica, de la UAAAN. Se aplicó un diseño experimental de bloques al azar.

Para interpretar los resultados obtenidos y verificar la efectividad de la técnica aplicada, donde las variables a evaluar fueron el número de semillas germinadas por medio de porcentajes de germinación y las concentraciones de macro y micronutrientes del medio usado (MS). Obteniendo los mejores resultados en el medio (MS) con una concentración de macro y micronutrientes del 100%, donde los porcentajes mas altos de germinación se reportaron T1 (testigo).

Quedando demostrado que algunas especies de cactáceas no necesitan estrictamente un proceso o tratamiento para promover su germinación.

1. INTRODUCCION

México es el país que alberga la mayor riqueza en especies de la familia Cactácea con alrededor del 70% especies que se localizan en nuestro país (Glass, 1998). También en México se encuentra el mayor número de especies endémicas, es decir cerca del 85 % de las especies mexicanas crecen en este país. Esto como resultado de su variedad de latitudes y ubicación geográfica, de su accidentada topografía y la influencia oceánica, comprendiendo una gran diversidad de climas en los cuales se distribuyen 32 tipos de vegetación que se pueden agrupar en 5 regiones ecológicas como lo son: la tropical cálida-húmeda, la tropical cálida-subhúmeda, la templada-húmeda, la templada-subhúmeda y por último, la árida y semiárida (SEMARNAT, 2005).

Sin duda alguna una de las regiones más importantes es la árida y semiárida ya que dentro de esta región se encuentra ubicado el desierto Chihuahuense que da refugio al más rico ensamblaje de especies de cactáceas en el mundo.

Sin lugar a duda la familia de las cactáceas es una de las que ha llamado más la atención desde tiempos remotos. Numerosas etnias las han usado por sus códigos y costumbres que aún perduran en nuestro país, dan el testimonio de estos hechos (Bravo, 1978). Así mismo las extrañas formas de las cactáceas y el colorido de sus flores ha sido la característica más representativa en la actualidad.

Es importante señalar que la diversidad de esta familia ha sido alterada por la modificación de sus ecosistemas, poniendo a varias de ellas en problemas de sobrevivencia. Entre los factores que afectan a las poblaciones silvestres se encuentran la ganadería, la agricultura, asentamientos humanos, construcción de vías de comunicación (carreteras, caminos y tendido de líneas eléctricas), extracción de materiales para construcción, basureros y la extracción ilegal de plantas para el comercio nacional e internacional, lo cual ha puesto en peligro de extinción a un sinnúmero de especies de esta familia (León y Valiente, 1994).

Si a este tipo de problema se le agrega el mecanismo de latencia que esta familia ha desarrollado como medio de adaptación y supervivencia, el cual le impide a la semilla geminar, al no contar con las condiciones medioambientales adecuadas que le permitan romper su testa, se recurren a técnicas que ayuden a romper dicho estado fisiológico.

La aplicación de métodos biotecnológicos, como la multiplicación *in vitro*, puede contribuir a resolver esta situación y hacer posible la propagación rápida y masiva de las cactáceas. Se sabe además que estas condiciones de cultivo en medios artificiales acelera significativamente el crecimiento de plantas (Malda et al., 1999). Sin embargo, también se ha encontrado que cada especie responde de manera diferente a las condiciones y a los reguladores del crecimiento usados en el cultivo *in vitro*, por lo que es necesario trabajar con estas especies para conocer el protocolo más adecuado y conocer su eficiencia de propagación bajo estos sistemas (Hubstenberger et al, 1929).

Con la presente investigación se pretende evaluar diferentes técnicas de geminación, el tiempo y porcentaje de germinación de *Echinocereus stramineus* var. *stramineus* al aplicar diferentes concentraciones en el medio de cultivo Murashige and Skoog en caja Petri.

2. HIPOTESIS

1. El aplicar ácido giberelico como hormona estimulante reducirá el tiempo de brote y aumentara el porcentaje de germinación en la especie *Echinocereus stramineus* var. *stramineus*.
2. El aplicar el ácido sulfúrico para escarificar, romper la testa y latencia de la semilla aumentara el porcentaje de la germinación de la especie *Echinocereus stramineus* var. *stramineus*.

3. OBJETIVOS

1. Determinar el efecto del escarificado químico con ácido sulfúrico (H_2SO_4) al 50% en dos diferentes tiempos de exposición (30 y 60 seg.) en la germinación de *Echinocereus stramineus*. var *stramineus*
2. Comparar el porcentaje y tiempo de germinación de la especie antes mencionada aplicando ácido giberelico a 300 ppm.
3. Evaluar la respuesta germinativa en el medio MS (Murashige y Skoog) a diferentes concentraciones de macronutrientes (100%, 50% y 25%) en la semilla de la especie *Echinocereus stramineus*.

4. REVISION DE LITERATURA

4.1. Etimología de la palabra cactácea

La palabra cactus se deriva del griego Kaktoc, kaktos, este término fue utilizado por primera vez por los filósofos Teofrasto para nombrar una especie de cardo espinoso que crecía en las islas de Sicilia, posiblemente el cardo *Cynara cardunculus*.

En la obra *Plantarum* de Teofrasto la palabra griega de Kaktouc, tiene también dos referencias poéticas así el poeta Teócrito de Siracusa escribió en sus idilios; a ti te dejan como una oveja de rebaño, cuya pata haya picado por un cactus, así mismo, Filosofo, poeta proveniente de la isla de Cos, escribió sobre ella; debe lamentarse quien haya perdido el efecto de una mula, por el temor a la herida del cactus espinoso, la palabra paso al latín como cactus a través de Plinio el Viejo, quien es un Naturista e Historiador retomo aquello que Teofrasto escribió sobre esta planta que crecía en Sicilia. De cactus derivó la palabra latín cardus, que finalmente dio lugar a la especie cardo.

En la edad medía la palabra cactus se usaba comúnmente para nombrar a la alcachofa comestible. Más tarde, fue usada como nombre genérico por Carlos Linneo en 1753 como Cactus, dentro del cual agrupaba 22 plantas que hoy se consideran dentro de géneros diversos de la familia cactácea (Heinemann, 1980).

4.2. Distribución y hábitat

Las cactáceas son especies del continente americano en donde se encuentran distribuidos principalmente en las regiones áridas y semiáridas, esta

familia incluye entre 120 a 150 géneros, con unas 2000 especies de este continente (Villarreal, 1993).

En México, es donde se encuentra el mayor número de especies debido a las condiciones de ubicación geográfica, climáticas y topográfica (Nessman, 1994). Según Glass (1998), son cerca del 70% de las especies de esta familia las que se localizan en nuestro país.

Con base en el tiempo y en el sitio de origen evolutivo, podría esperarse que los cactus y los agaves se encontraran, de manera natural, únicamente en el nuevo mundo, lo cual es esencialmente el caso. La mayor concentración de especies nativas de agaves y cactus se encuentran en el tercio meridional de América del Norte, que incluye de manera arbitraria a América Central y a las islas del caribe; y en mitad septentrional de América del Sur. La abundancia disminuye así el norte o así el sur. Sin embargo la distribución de algunos cactus se extiende al norte de Canadá y hasta las porciones meridionales de Argentina y al sur de Chile (Nobel, 1998).

4.3. Descripción botánica de la familia cactácea

Las cactáceas pueden definirse como plantas herbáceas, leñosas, espinosas, o pueden poseer pelos, carecen de hojas por lo menos en las formas adultas y estas son simples y alternas. Sus formas son características, siendo las más comunes las cilíndricas, columnar, esférica y candelabroforme. Sus flores actinomorfas, hermafroditas, con el cáliz y corola formada de múltiples piezas dispuestas en espiral, coherentes en el cáliz formando un tubo pequeño, corto o

largo, no hay una clara diferencia entre los sépalos y los pétalos, la transición de una a otra es paulatina o son iguales unas a otras, con estambres numerosos, multiseriados libres o unido en la base de los tépalos, de dehiscencia longitudinal, el gineceo ínfero, formado por varios carpelos, unilocular con numerosos óvulos sobre varias placentas parietales, estilo grueso, columnar, con el estigma lobulado. El fruto es una baya, generalmente ovoidea esférica o claviforme (Sánchez, 1987). Son plantas de lento crecimiento, con ciclos de vida larga (Hernández y Godínez, 1994).

4.3.1. Características fisiológicas de las cactáceas

El tipo de metabolismo que presentan, conocido como CAM es la característica primordial de las cactáceas

Son plantas que gracias a unas modificaciones anatómicas están adaptadas a sobrevivir a climas desérticos. Esto les ha permitido colonizar estos hábitats de elevadas temperaturas e insolación, además de escasez de agua. Estas plantas son las crasuláceas, y un ejemplo son los cactus.

Los estomas se abren en estas plantas solo por la noche, lo que evita la deshidratación. El CO_2 almacenado en forma de malato en la vacuola. Durante el día la planta cierra los estomas, y con el malato que almacenan durante la noche sale de la vacuola, se descarboxila y el CO_2 resultante de la descaboxilacion entra en el ciclo de Calvin (Sánchez,. 1987)

4.3.2. Características morfológicas de las cactáceas

4.3.2.1. La raíz

La raíz de las cactáceas es semejante a la de otras dicotiledóneas, procede de la radícula de embrión; esta se encarga de fijar la planta en el suelo, absorber el agua de las sustancias y pueden en algunos géneros almacenarla en sus tejidos.

El sistema de absorción tiene entonces que adaptarse para aceptar el agua con rapidez, caracterizándose tanto por su extraordinaria ramificación como por la gran longitud que alcanza (a veces más de 15 m), extendiéndose horizontalmente a la profundidad mínima de 1.5 a 5 cm de la superficie del suelo. En la época de lluvia se forma la extremidad de estas raíces secundarias, el verdadero sistema de absorción, el cual consiste en numerosas raicillas blancas provistas de pelos absorbentes, que son caducas, pues su vida se limita a la temporada de lluvias, marchitándose después (Martínez *et al.* 1992)

4.3.2.2. El vástago

El vástago de las cactáceas consta, como el de las demás dicotiledóneas, de tallos, hojas y yema en algunos géneros como *Pareskia*, *Pareskiopsis* y *Quiabentia*; el tallo adquiere en numerosas especies, una gran reducción tanto en la longitud de los entrenudos como en la ramificación, el limbo, peciolo y base de las cactáceas sufren cambios anatómicos, pues la base se engruesa y crece transformándose en un tubérculo, el peciolo se atrofia y el limbo se reduce considerablemente. Con lo que respecta a las yemas axilares en las cactáceas

están representadas por las areolas, pues además de producir nuevos brotes y flores como en las otras dicotiledóneas, dan origen a espinas, cerdas, gloquideas y lana (Copeland and M-B -Macdonal 1985)

4.3.2.3. El tallo

Dada la amplitud de la familia de las cactáceas, el tallo va a variar mucho en tamaño y forma según la especie, así mientras algunas cactáceas apenas sobresalen del suelo, otras alcanzan varios metros de altura. Los tallos tienen formas muy diversas pero constantes para cada entidad taxonómica, esos hábitos son el resultado de muchos años de evolución; dentro de los cuales han ido adaptando diversas formas desde los antecesores arbóreos semejantes a las *pereskias* actuales, hasta las formas más reducidas a un artículo globoso como el de las especies del genero *Mammillaria*; esto con la finalidad de adaptarse al medioambiente, sobrevivir y perpetuarse como especie.

4.3.2.4. La hoja

La mayoría de los cactus carecen de hojas o son de reducido tamaños y caedizas ya que en caso contrario presentarían una gran superficie por la que se perdería agua. Solo algunos géneros, los menos evolucionados, presentan hojas bien diferenciadas las cuales existen solamente en géneros primitivos: *Pereskiopsis* y *Quiabentia*; en los que el limbo es grueso, carnoso y de forma orbicular o elíptica. Pudiendo distinguirse en el algunas nervaduras pinnadas o más o menos palmeadas; el peciolo es muy corto y a veces falta (Copeland and M-B_Macdonal 1985).

4.3.2.5. El tubérculo

Durante el desarrollo de la plántula, el meristemo de la yema cotiledonar apical, forma tubérculos (base hipertrofiada de la base), que se ordenan espiraladas, cuyo número filotaxico es de 5, 8, 13, 21, o 34, por lo que las plantas ya desarrolladas, los tubérculos más viejos se encuentran en la base del tallo, en tanto que los de reciente formación están en el ápice, en la parte superior de estos órganos se encuentran las areolas. La forma, el tamaño y la consistencia de los tubérculos son variables: los hay casi esféricos, digitiformes, foliares, cónicos o prismáticas, triangulares, muy pequeñas o muy grandes, suaves o muy duros (Copelan dan M-B-Macdonal 1985).

4.3.2.6. Las Costillas

Las costillas provienen de los tallos de la yema apical de la plántula que se ordenan en series horizontales verticales. El número de costillas es muy variable, de dos hasta unas cien; por lo general en las plantas de pocas costillas, el número de ellas va aumentando con la edad.

La forma también varía; hay costillas muy angostas y de arista aguda o ancha y de aristas redondas, altas y muy prominentes o plegadas y onduladas (Martínez Avalos, 1994).

4.3.2.7. Las areolas

A las areolas aunque actualmente se les consideran como yemas. Las cuales forman también hojas reducidas, flores, nuevos tallos y además espinas,

gloquideas, cerdas y pelos, y a veces raíces adventicias, en casi todas las especies existe, el centro de las areolas, un meristemo de crecimiento integrado por dos porciones, la extrema, que forman las espinas, y la adaxial que origina las flores.

4.3.2.8. Las espinas

Las espinas son hojas modificadas, conformando los órganos más característicos de las cactáceas. Sin embargo, hay veces que falta, como sucede en *Lophophora*, *aztekium* y en algunas especies de *Epiphyllum*, *Opuntia*, entre otras.

Las espinas son consideradas hojas modificadas, según las investigaciones anatómicas que se han hecho acerca de su proceso de modificación.

Las espinas se forman a expensas de los tejidos meristemáticos de las areolas de la misma manera que las hojas; su crecimiento se debe aún meristemo que existe en su base, el endurecimiento a un proceso de lignificación. En las cactáceas hay diferentes tipos de espinas que Ganong (1894). Agrupa en tres clases: las gruesas o defensivas, las suaves y las glandulosas. Las primeras varían por situación en las areolas, así como por su forma, tamaño, consistencia, color y número: las formas más comunes son: setosa, acicular, cónica, cilíndrica, aplanada, recta, curva, retorcida, ganchuda y plumosa; con superficie lisa o con estrías longitudinales o transversales; pueden ser opacas o translúcidas; desnudas o cubiertas con vainas papiráceas; pequeñas, como un mm o muy largas hasta de 30 cm; de consistencia flexible o muy rígida.

Existen dos tipos de espinas con respecto a su situación en las areolas, unas llamadas radiales que son más cortas y delgadas, y dispuestas en la periferia y las centrales que son más largas y gruesas. Comúnmente las espinas de las areolas, es decir, el número, forma, tipo, tamaño, color y arreglo en la areola, es constante en todos los individuos de una misma especie. Esta característica, representa una función primordial para su supervivencia; defender a las plantas de la acción destructora de los animales; protegerla de los rayos del sol por medio de la sombra que proyectan sobre el tallo; impedir, juntamente con la masa de pelos lanosos, la excesiva transpiración y condensar el agua atmosférica que a veces puede penetrar a los parénquimas (Martínez Avalos, 1994).

4.3.2.9. Estructura histológica del tallo

La estructura histológica del tallo en las cactáceas es semejante, en lo general, a la de las demás dicotiledóneas, pero tiene algunas modalidades propias de las plantas suculentas, el sistema tegumentario está constituido por los tejidos epidérmicos y peridérmicos. Las membranas de las células epidérmicas que se encuentran en contacto con el medio externo, se hallan revestidas de una gruesa película cutina, que impide la evaporación del agua y proporciona resistencia a las células, sobre ella, por excreción, se deposita algunas veces un revestimiento ceroso en forma de escamas diminutas o de gránulos muy finos; a esta excreción a esta excreción se debe el color glauco o el aspecto farinoso del ápices de algunas especies.

En algunos géneros de las cactáceas hay un sistema de vasos lactíferos de origen lisígenos que se ramifica en la corteza y en la medula, anastomosándose a veces, el látex que contiene es una emulsión que se endurece cuando queda expuesta al aire.

4.3.2.10. Inflorescencia y cefalios

En las cactáceas las inflorescencias han sufrido gran reducción como resultado, posiblemente, de adaptación al medio seco. En algunos géneros mexicanos como *Pereskia*, *Stenocereus*, *Myrtillocactus* y *Lophocereus*, existen más o menos modificadas; en los demás el proceso de reducción les ha hecho desaparecer, de manera que cada areola florífera origina solamente una flor que aparece generalmente en las areolas jóvenes de la zona terminal de los tallos, solo en algunas especies como en *Neobuxbaumia mescalaensis* puede presentarse a lo largo de las areolas de todo el tallo, o como en determinadas *Mammillarias* en las partes viejas del mismo, en algunos géneros, cuando las especies entran en floración, aparece en el ápice de las de las ramas, o en lateralmente, formaciones pilosas más o menos largas, lanosas y espinosas, estructuralmente diversas, que han sido llamadas pseudocefalios y cefalios, estas formaciones pilosas se deben no solo a la actividad de la parte vegetativa de las areolas floríferas, sino principalmente. (Buxbaun 1961), a las de la región caulinar de la flor.

La mayoría de los autores llaman pseudocefalios a las regiones florísticas cuyas areolas, después de la floración, pierden los órganos pilosos aludidos

persistiendo sus funciones vegetativas. Los cefalios propiamente son aquellas regiones floríferas pilosas cuyas areolas se modifican de tal manera que no continúan sus funciones vegetativas. Tanto los pseudocefalios como los cefalios pueden ser apicales o laterales.

4.3.2.11. La flor

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

En la flor de estas plantas se pueden apreciar dos tipos de órganos: los de origen axial, como lo son las zonas periciales, el hipanto o pericarpelo y el tubo receptáculo, y los verticilos florales, que constituyen el androceo y gineceo.

El desarrollo de la flor se indica por una yemita axial que está protegida por escamas dispuestas en espiral y que se producen en el ápice del tallo o lateralmente. En esta yemita, según Buxbaun 1953, pronto se diferencian tres zonas meristematicas: 1, la externa, que proporciona órganos foliares; 2, así al centro y rodeando a la primera, la que producirá los estambres y 3, la central que origina los primordios de los carpelos y que se une formando el hipanto. En los géneros considerados filogenéticamente resientes, tanto el número de podarios, como los elementos a los que dan origen, sufren gran reducción.

Las flores pueden ser diurnas, vespertinas o nocturnas; las primeras ostentan colores vivos y brillantes, en tanto las que las nocturnas son

generalmente blancas, de gran tamaño, aromáticas y provistas de nectario; la forma de los nectarios, los colores, el aroma, las horas del día en que se abren, etc., son consideradas de gran importancia para la polinización zoófila; así las especies diurnas de corola rotada o tubo corto, son polinizadas, generalmente por insectos lepidópteros, dípteros, himenópteros, hemípteros y coleópteros; las diurnas de perianto que no se abre (*Nopalea*) o las del tubo receptacular tubular (*Rathabunia*) por los chupamirtos y las nocturnas de tubo receptacular largo, mas o menos ancho y odoríferas de la subtribu *Pachicereae* (*Carnegea*, *Cephalacerus*, etc.) por insectos nocturnos y murciélagos.

4.3.2.12. El fruto

El fruto de las cactáceas es un fruto complejo, pues en su estructura interviene el ovario y los órganos en que está incluido: el tejido medular del eje y el cortical o pericarpio, son muy variados en forma, tamaño y color. Su anatomía depende del grado de desarrollo o reducción de los órganos del pericarpelo, como son; los podarios, las escamas y las areolas con su producción o no de lana, cerdas o espinas y en ciertos géneros hojas más o menos desarrolladas. La reducción de estos órganos parece estar ligada, al grado de evolución de los géneros considerados primitivos, como *Stenocereus*, que tienen fruto con areolas numerosas, provistas de abundante lana y espinas en tanto los géneros de más reciente evolución, producen bayas (claviformes) en donde las areolas han desaparecido (Buxbaun 1953).

4.3.2.13. Las semillas

Las semillas de las cactáceas presentan variaciones en la forma, tamaño, estructura, color de la testa, el micrópilo, el hilo, así como la carúncula, el estrofiolo y la cobertura funicular que existen en las semillas de algunos géneros. El embrión es primordial de la planta y en él están esbozados los órganos fundamentales. En las cactáceas es grande y ocupa toda la cavidad de la semilla; consta del tallito o eje primordial, la radícula y los cotiledones. El endospermo es un tejido de almacenamiento que se forma en el saco embrionario al efectuarse la fecundación, y que es dirigida al embrión durante su desarrollo del embrión (Buxbaum 1950).

4.4. Importancia de las cactáceas

Las cactáceas son importantes ya que actualmente son utilizadas para:

4.4.1. Alimento

La mayoría de los géneros o especies son ampliamente utilizadas por el hombre como alimento (fruto y tallo), a excepción de los generos *Pareskia* y *Opuntia*.

4.4.2. Ganadería

Muchas son cultivadas o aprovechadas en estado silvestre para alimentar el ganado (*Cefhalocereus*, *Ferocactus*, *Opuntia entre otras*) constituyendo un recurso fundamental al encontrarse en zonas muy áridas donde las presencias de plantas es prácticamente nulas.

4.4.3. Protección del suelo

En algunos lugares se utilizan para fijar el suelo, retención y prevenir la erosión del suelo: al igual son empleadas como abono.

4.4.4. Medicinas y toxinas

Aunque unas son utilizadas por sus propiedades medicinales o tóxicas siendo el peyote (*Lophophora williamsii*) mundialmente conocido por sus propiedades alucinógenas.

4.4.5. Jardinería

Debido a que la mayoría de las cactáceas son admiradas por sus atractivas flores, sus extravagantes formas o sus erizadas púas, han sido ampliamente explotadas en la jardinería, lo que ha llevado a muchas de ellas a encontrarse en el borde de la extinción.

4.4.6. Importancia, ecológica, económica y cultural

Hasta hoy en día las cactáceas son, las plantas más representativas del paisaje mexicano, especialmente de las zonas áridas y semiáridas. Además de la extraordinaria diversidad, la gran variedad de formas de vida, así como las diversas estrategias que en tiempos evolutivos han desarrollado para hacer frente a la escasez de agua, hacen de las cactáceas un grupo biológico y ecológicamente muy interesante (Sandoval y González 2005).

El uso y aprovechamiento de las cactáceas ha sido amplio. Desde la época prehispánica hasta nuestros días, numerosas especies han sido fuente medicinal y alimenticia, además de que se han utilizado como elemento constructivo, en rituales mágicos y con fines ornamentales (Trinidad, 2005).

Aparte de la importancia comercial que pueden tener, tanto para el desarrollo económico de las regiones donde abunda, es importante considerar el rol ecológico que desempeña. Pues esta familia en lugares áridos y ventosos sirve como fijadores del suelo y retiene la erosión que normalmente se produce con las lluvias torrenciales que ocurren en algunas épocas del año (Martínez, et al. 1992).

Los elementos de la familia cactácea han estado asociados al desarrollo de las sociedades unas del continente americano desde épocas precolombinas proveyendo alimento y material de construcción entre otras cosas, a las diferentes culturas americanas (Granados y Castañeda, 2000). Se estima que las relaciones de las sociedades americanas y las cactáceas se establecieron hace de seis a diez mil años (Bravo-Hollis y Schainvar, 1995).

4.5. Principales amenazas

Según Areces (1997), las principales amenazas a las que están sometidas las cactáceas son: agricultura, pastoreo, minería, fuegos, urbanización y turismo, colecciones, introducción de especies, usos locales y factores ambientales y saqueos por sus colores y formas.

La fascinación que existe por las cactáceas como planta de ornato es una de las razones por las que en la actualidad se les considera uno de los grupos más amenazados de la flora mexicana. Desde el siglo pasado millones de especímenes de cactáceas han sido extraídos de su hábitat, este saqueo ha sido la causa principal que las ha puesto en riesgo, por lo que el comercio internacional está controlado y monitoreado bajo licencia (Christopher, 2003).

El contrabando de cactáceas es un comercio a gran escala en el suroeste de los estados unidos, esto es provocado por la demanda de suculentas, que al requerir poco mantenimiento y poca agua son usadas en paisajes, y por los coleccionistas de cactáceas, conocidos como cactofilos, estos dos grupos estimulan el robo de especies raras y difíciles de hallar. Lo anterior es aparte de la cosecha perfectamente legal pero mal reglamentada de plantas silvestres en propiedades públicas y privadas en toda la región. Pero esta conduce al agotamiento de algunas especies de cactus en el Desierto Chihuahuense, lo cual amenaza a ciertas poblaciones (Tierramerica, 2002). Debido a esto en la NOM-059-ECOL-2001(SEMARNAT, 2001), se encuentran muchas especies de cactáceas clasificadas como amenazadas o en peligro de extinción.

4.6. Características del genero *Echinocereus*

Género que comprende unas 75 especies muy parecidas al género *Cereus*, pero que se diferencia por presentar frutos recubiertos de espinas. Son plantas de poca altura, en principio crecen solitarias, pero con la edad, se ramifican en forma cespitosa desde la base. Forman grupos muy densos, con tallos ovoides o

cilíndricos divididos en 5-27 costillas sobre las que se distribuyen numerosas areolas de forma alargada. Sobre éstas, aparecen las espinas de dos tipos; una central más larga de color oscuro por lo general y de 6 a 10 radiales más claras y pequeñas. Los tallos pueden presentar una articulación. Florece desde mediados de primavera a mediados de verano y es de color púrpura o rosa vivo, raras veces amarillo. Para que florezca, precisa un invierno fresco y abundante ventilación. No obstante, es un género que florece con gran facilidad, incluso cuando tiene sólo 2 años de edad. Una de las características de este género es la flor, que nunca aparece en el ápice, sino en un lugar algo próximo. Prefieren una exposición semisombreada y soportan bien las elevadas temperaturas y los inviernos crudos, siempre y cuando no haya humedad ambiental, ya que se helarían.

La forma amacollada de crecimiento permite su propagación. Si la semilla no puede germinar los tallos se separan del macollo y forman otros nuevos individuos, esta forma de reproducción se le llama asexual, propagación de brotes o esquejes, estas condiciones han permitido que esta especie este ampliamente distribuida en los lomeríos de las zonas áridas o semiáridas del desierto Chihuahuense.

Así como esta especie *Echinocereus stramineus* var. *stramineus*, existen otras especies que a continuación se nombran:

Lista de especies que pertenecen al género *Echinocereus*.

1. Género *Echinocereus* Engelm.
2. *E. adustus* Engelm.
3. *E. adustus* var. *adustus* Engelm.

4. *E. adustus* var. *schwarzii* (A.B. Lau) N.P. Taylor, 1997
5. *E. barthelowanus* Britton & Rose, 1922
6. *E. berlandieri* (Engelm.) Haage, 1859
7. *E. bonkeræ* Thornber & Bonker, 1932
8. *E. brandegeei* (J.M. Coult.) K. Schum., 1898
9. *E. bristolii* W.T. Marshall, 1938
10. *E. carmenensis* W. Blum, Mich. Lange & E.Scherer, 1998
11. *E. chisoensis* W.T. Marshall, 1940
12. *E. cinerascens* (DC.) Lem., 1868 CONABIO 58
13. *E. cinerascens* var. *cinerascens* (DC.) Lem., 1868
14. *E. cinerascens* var. *septentrionalis* (N.P.Taylor) N.P. Taylor, 1997
15. *E. cinerascens* var. *tulensis* (Bravo) N.P. Taylor, 1997
16. *E. dasyacanthus* Engelm., 1848
17. *E. dasyacanthus* var. *dasyacanthus* Engelm., 1848
18. *E. dasyacanthus* var. *rectispinus* (Trocha & Fethke) W. Blum, Rischer & Rutow, 1998
19. *E. delaetii*
20. *E. engelmannii* (Parry ex Engelm.) Lem., 1868
21. *E. enneacanthus* Engelm., 1848
22. *E. enneacanthus* var. *brevispinus* (W.O.Moore) N.P. Taylor, 1997
23. *E. enneacanthus* var. *enneacanthus* Engelm., 1848
24. *E. fasciculatus* (Engelm. ex S.Watson) L.D. Benson, 1969
25. *E. fendleri* (Engelm.) Rümpler, 1885
26. *E. fendleri* var. *fendleri* (Engelm.) Rümpler, 1885
27. *E. fendleri* var. *hempelii* (Fobe) W. Blum, 1998 Sinónimos
28. *E. fendleri* var. *rectispinus* (Peebles) N.P. Taylor, 1997
29. *E. ferreirianus* H.E. Gates, 1953
30. *E. grandis* Britton & Rose, 1922
31. *E. klapperi* W. Blum, 1998
32. *E. knippelianus* Liebner, 1895
33. *E. knippelianus* var. *knippelianus* Liebner, 1895
34. *E. knippelianus* var. *kruegeri* (Glass & R.A.Foster) Glass, 1997
35. *E. laui* G. Frank, 1978
36. *E. leucanthus* N.P. Taylor, 1985
37. *E. lindsayi* J. Meyrán, 1975
38. *E. longisetus* (Engelm.) Lem., 1868
39. *E. longisetus* var. *deletaetii* (Gürke) N.P. Taylor, 1997
40. *E. longisetus* var. *longisetus* (Engelm.) Lem., 1868
41. *E. mapimiensis* E.F. Anderson, W.Hodgs. & P.Quirk, 1998
42. *E. maritimus* (M.E. Jones) K. Schum., 1898
43. *E. maritimus* var. *hancockii* (E.Y. Dawson) W. Blum & Rutow, 1998
44. *E. maritimus* var. *maritimus* (M.E. Jones) K. Schum., 1898
45. *E. nicholii* (L.D. Benson) B.D.Parfitt, 1987
46. *E. nicholii* var. *llanuraensis* Rutow, 1995

47. *E. nicholii* var. *nicholii* (L.D. Benson) B.D.Parfitt, 1987
48. *E. nivosus* Glass & R.A.Foster, 1978
49. *E. ortegae* Rose ex J.G. Ortega, 1929
50. *E. ortegae* var. *koehresianus* (G.Frank) Rischer & G.Frank, 1996
51. *E. ortegae* var. *ortegae* Rose ex J.G. Ortega, 1929
52. *E. palmeri* Britton & Rose, 1922
53. *E. pamanesiorum* A.B. Lau, 1981
54. *E. pamanesiorum* var. *bonatzii* (R.C.Roem.) R.C.Roem., 1997
55. *E. pamanesiorum* var. *pamanesiorum* A.B. Lau, 1981
56. *E. papillosus* Linke ex Rümpler, 1885
57. *E. parkeri* N.P. Taylor, 1988
58. *E. parkeri* var. *arteagensis* W. Blum & Mich. Lange, 1998
59. *E. parkeri* var. *gonzalezii* (N.P.Taylor) N.P. Taylor, 1997
60. *E. parkeri* var. *mazapilensis* W. Blum & Mich. Lange, 1998
61. *E. parkeri* var. *parkeri* N.P. Taylor, 1988
62. *E. pectinatus* (Scheidw.) Engelm., 1848
63. *E. pectinatus* var. *pectinatus* (Scheidw.) Engelm., 1848
64. *E. pectinatus* var. *wenigeri* (L.D. Benson) W. Blum & Rutow, 1998
65. *E. pensilis* (K.Brandege) J.A.Purpus, 1908
66. *E. pentalophus* (DC.) Lem., 1868
67. *E. pentalophus* var. *leonensis* (Mathsson) N.P. Taylor, 1997
68. *E. pentalophus* var. *pentalophus* (DC.) Lem., 1868
69. *E. pentalophus* var. *procumbens* (Engelm.) W. Blum & Mich. Lange, 1998
70. *E. poselgeri* Lem., 1868
71. *E. primolanatus* Fried.Schwarz ex N.P. Taylor, 1985
72. *E. pseudopectinatus* (N.P.Taylor) N.P. Taylor, 1989
73. *E. pulchellus* (Mart.) C.F.Först. ex F.Seitz, 1870
74. *E. pulchellus* var. *acanthosetus* (S. Arias & U. Guzmán) W. Blum, 1998
75. *E. pulchellus* var. *pulchellus* (Mart.) C.F.Först. ex F.Seitz, 1870
76. *E. pulchellus* var. *sharpii* (N.P.Taylor) N.P. Taylor, 1997
77. *E. pulchellus* var. *weinbergii* (Weing.) N.P. Taylor, 1997
78. *E. rayonesensis* N.P. Taylor, 1988 CONABIO 62
79. *E. reichenbachii* (Terscheck ex Walp.) Haage, 1859
80. *E. reichenbachii* var. *armatus* (Poselg.) N.P. Taylor, 1997
81. *E. reichenbachii* var. *fitchii* (Britton & Rose) N.P. Taylor, 1997
82. *E. reichenbachii* var. *perbellus* (Britton & Rose) N.P. Taylor, 1997
83. *E. reichenbachii* var. *reichenbachii* (Terscheck ex Walp.) Haage, 1859
84. *E. rigidissimus* (Engelm.) F. Haage, 1897
85. *E. rigidissimus* var. *rigidissimus* (Engelm.) F. Haage, 1897
86. *E. rigidissimus* var. *rubispinus* (G.Frank & A.B. Lau) N.P. Taylor, 1997
87. *E. rusanthus* Weniger, 1969
88. *E. rusanthus* var. *fiehnii* (Trocha) W. Blum & Mich. Lange, 1998
89. *E. rusanthus* var. *rusanthus* Weniger, 1969
90. *E. scheeri* (Salm-Dyck) Scheer, 1856

91. *E. scheeri* var. *gentryi* (Clover) N.P. Taylor, 1997
92. *E. scheeri* var. *obscuriensis* (A.B. Lau) U. Guzmán, 2003
93. *E. scheeri* var. *scheeri* (Salm-Dyck) Scheer, 1856
94. *E. schereri* G. Frank, 1990
95. *E. schmollii* (Weing.) N.P. Taylor, 1985
96. *E. sciurus* (K.Brandegee) Dams, 1904
97. *E. sciurus* var. *floresii* (Backeb.) N.P. Taylor, 1997
98. *E. sciurus* var. *sciurus* (K.Brandegee) Dams, 1904
99. *E. scopulorum* Britton & Rose, 1922
100. *E. spinigemmatum* A.B. Lau, 1984
101. *E. stoloniferus* W.T. Marshall, 1938
102. *E. stoloniferus* subsp. *stoloniferus* W.T. Marshall, 1938
103. *E. stoloniferus* subsp. *tayopensis* (W.T. Marshall) G.Pichler ex N.P. Taylor, 1997
104. *E. stramineus* (Engelm.) Engelm. ex F.Seitz, 1870
105. *E. stramineus* var. *occidentalis* (N.P.Taylor) N.P. Taylor, 1997
106. *E. stramineus* var. *stramineus* (Engelm.) Engelm. ex F.Seitz, 1870
107. *E. subinermis* Salm-Dyck ex Scheer, 1856
108. *E. subinermis* var. *ochoterena* (J.G.Ortega) N.P. Taylor, 1997
109. *E. subinermis* var. *subinermis* Salm-Dyck ex Scheer, 1856
110. *E. topiensis* Rischer & Trocha, 1999
111. *E. triglochidiatus* Engelm., 1848 CONABIO 64
112. *E. triglochidiatus* var. *acifer* (Otto ex Salm-Dyck) U. Guzmán, 2003
113. *E. triglochidiatus* var. *coccineus* (Engelm.) U. Guzmán, 2003
114. *E. triglochidiatus* var. *huitcholensis* (F.A.C. Weber) U. Guzmán, 2003
115. *E. triglochidiatus* var. *mojavensis* (Engelm. & Bigelow) W. Blum & Mich. Lange, 1998
116. *E. triglochidiatus* var. *pacificus* (Engelm. ex Orcutt) U. Guzmán, 2003
117. *E. triglochidiatus* var. *polyacanthus* (Engelm.) U. Guzmán, 2003
118. *E. triglochidiatus* var. *triglochidiatus* Engelm., 1848
119. *E. viereckii* Werderm., 1934
120. *E. viereckii* var. *morricalii* (Ríha) N.P. Taylor, 1997
121. *E. viereckii* var. *viereckii* Werderm., 1934
122. *E. viridiflorus* Engelm., 1848
123. *E. viridiflorus* var. *chloranthus* (Engelm.) N.P. Taylor, 1997
124. *E. viridiflorus* var. *cylindricus* (Engelm.) N.P. Taylor, 1997
125. *E. websterianus* G.E. Linds., 1947

4.6.1. Clasificación taxonómica

REINO.....Plantae

DIVISION.....Magnoliophyta

CLASE.....Magnoliopsida

SUBCLASE.....Caryophyllidae

ORDEN.....Caryophyllales

FAMILIA.....Cactaceae

SUBFAMILIA.....Cactoideae

TRIBU.....Echinocereeae

GENERO.....*Echinocereus*

ESPECIE.....*stramineus*

var..... *stramineus*

4.6.2. *Echinocereus stramineus* (Engelm.) Engelm. ex F. Seitz var. *Stramineus*.

Nombre común, alicoche o pitaya. Planta que forma macollos con más de 50 individuos agrupados en forma esférica. Cada individuo posee un tallo cilíndrico, de color verde militar, que puede alcanzar hasta



Figura 1. Imagen de *Echinocereus stramineus*

15 cm de diámetro por 27 cm de largo. Dicho tallo está dividido en 11 a 16 costillas espiraladas, cubiertas de areolas espaciadas 3 mm entre cada una ellas. Cada areola posee de 9 a 14 espinas radiales de color blanco brillante, de 1.5 a 2.5 cm de largo. Además, hasta 25 espinas centrales flexibles, de más de 7 cm de longitud. De las areolas del ápice surgen de 3 a 5 espinas centrales flexibles de color blanco en la base, que se vuelven amarillas en la punta. Las flores son de color rosa profundo, con un diámetro de 6 a 7 cm por 8-12 cm de largo. Sus frutos, llamados pitahayas, son globosos, cubiertos de espinas finas, hasta de 5 cm de diámetro, y contienen decenas de semillas negras, menores a 1 mm de diámetro.

4.6.3. Distribución

Especie endémica del desierto de norte américa, (en USA) Nuevo México y Texas, (en México) Este de Chihuahua, Coahuila (Arteaga, Ramos Arizpe, saltillo, Parras, General Cepeda, Sierra de la Paila, Hipólito, Nuevo Yucatán, San Agustín, Cedral, etc.), Oeste de Nuevo León, Norte de Zacatecas, Norte de San Luis Potosí y Norte de Durango 800 a1800 msnm.



Figura 2: Mapa de distribución del *Echinocereus stramineus* subsp. *stramineus* (en Coahuila, México, y Norte América)

4.7. Propagación de cactáceas por semilla

La multiplicación de cactáceas puede realizarse por medio del cultivo de tejidos in vitro, por propagación vegetativa y por semilla (Rojas, 1995). La propagación por semilla es una forma tradicional y convencional. Las semillas se pueden obtener de dos maneras, una es la colecta en el campo y la otra es por la polinización natural o artificial de un cultivo. Las ventajas de este método son: obtención de individuos con nuevas características genéticas, único medio de reproducción cuando una especie tiene limitantes para su propagación vegetativa y disminución del costo de operación. Las desventajas son: difícil obtención de semillas y la lentitud en el crecimiento y desarrollo de las plantas (Reyes, 1994).

Es importante desarrollar técnicas y medios de propagación de las cactáceas mexicanas en nuestro país para poder conservar la riqueza de nuestra biodiversidad y generalmente existen dos tipos de reproducción de las cactáceas:

4.7.1. La reproducción sexual

Es la germinación de semillas.

4.7.2. La reproducción asexual

Es el empleo de esquejes o injertos (pueden ser cualquier parte de la planta excepto la semilla), los métodos más empleados para esta familia son:

4.7.2.1. Estacas: los tallos de algunas cactáceas se cortan en partes y se pueden poner a enraizar como estacas.

4.7.2.2. Hijuelos: estos se desarrollan desde la base de la planta, forman con facilidad raíz.

4.7.2.3. Injertos: en este método se unen dos partes de la misma o diferente especie.

4.7.2.4. Propagación in vitro: este método trata de obtener células, tejidos u órganos de las plantas para ser colocadas en un medio estéril para ser propagado.

4.7.3. La Semilla

Son óvulos fecundados que a través de la germinación produce nuevas plantas.

La semilla es el medio de reproducción sexual de las espermatofitas, gimnospermas y angiospermas; Las semillas son la unidad de reproducción sexual de las plantas y tienen la función de multiplicar y perpetuar la especie a la que pertenecen y es definido como un ovulo fecundado, independiente de la planta madre, que a madurado hasta adquirir la diferencia y capacidad fisiológica para originar un nuevo vegetal (Camacho, 1994). En una semilla madura se distinguen las siguientes partes: la testa, que es la cubierta de la semilla y esta formada por: el endospermo, que puede existir en gran cantidad o casi faltar; el embrión, que no es más que un joven esporofito parcialmente desarrollado (Fahn, 1978).

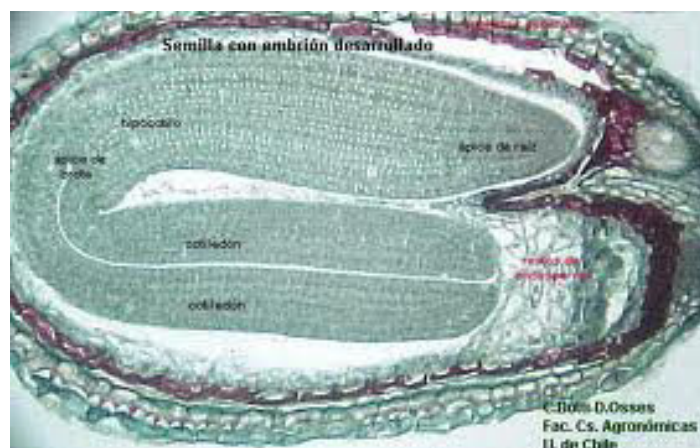


Figura 3. Imagen de la estructura de la semilla

4.7.4. Germinación

La germinación es el proceso mediante el cual un embrión adquiere el metabolismo necesario para reiniciar el crecimiento y las porciones del programa genético que lo convertirán en una planta adulta (Camacho, 1994). Reyes (1993) define a la germinación como el proceso que 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 y que son utilizadas por el embrión para su crecimiento y desarrollo.

También la germinación es el proceso de reactivación de la maquinaria metabólica de la semilla y la emergencia de la radícula (raíz) y la pluma (tallo), conducentes a la producción de una plántula.

4.7.5. Condiciones generales para germinación

Para que la germinación se realice, se necesita que: a) la semilla sea viable, o sea que tenga un embrión vivo capaz de crecer; b) se tenga temperatura, aeración y humedad adecuada para el proceso y c) se eliminen los bloqueos fisiológicos presentes en la semilla, que impide la germinación, esto es según Hertmann y Kester 1999 citados por Camacho.

Por otro lado Pollock y Toole (1962), citado por Reyes (1993), mencionan que las condiciones requeridas para la germinación son: la expresión de la herencia de las semillas, influida por el medio ambiente durante la formación de la misma.

De acuerdo con estos autores la iniciación de la germinación requiere que se cumplan tres condiciones:

1. La semilla debe de ser viable, esto es, el embrión debe estar vivo y ser capaz de germinar.
2. La semilla no debe de estar en latencia ni el embrión quiescente. No debe existir barreras fisiológicas o físicas latencia ni barreras químicas para la germinación.
3. La semilla debe de estar expuesta a las condiciones ambientales apropiadas: disponibilidad de agua, temperatura adecuada, provisión de oxígeno y en ocasiones luz.

Dentro de los requerimientos de las semillas para que germinen se encuentran ciertas condiciones extrínsecas; por lo que Ruiz et al (1962) considero cuatro factores los cuales son:

4.7.5.1. Humedad: cuando el protoplasma entra en actividad debe contener suficiente proporción de líquido; también es importante en la disolución de sustancias de reserva y transporte de la misma. De igual manera actúa en el desarrollo de las recepciones químicas que realizan en el proceso de la germinación, además de reblandecer, hinchar y romper la cubierta de la semilla.

4.7.5.2. Temperatura: cada especie tienen una temperatura óptima para su germinación lo que se confirma con tipo de clima al que pertenece; siendo generalmente entre 20° y 30°C la temperatura más conveniente

durante la germinación; sin embargo existen rangos muy altos (40°C) o muy bajos (-5°C) obstaculizando el desarrollo del embrión. Ballester (1998), considera que la temperatura requerida para la germinación de semilla de cactus y otras plantas suculentas varía con la especie y oscila entre los 21-30°C.

4.7.5.3. Aire: las oxidaciones de las sustancias orgánicas se efectúan por medio de oxígeno, estas sustancias orgánicas, son la fuente de energía del embrión durante su desarrollo, debido al aumento de la respiración durante la germinación.

4.7.5.4. Luz: aunque la mayoría de las especies germinan en ausencia de luz, en algunas es indispensable para la germinación.

4.7.6. Procesos que suceden durante la germinación

Compland (1976), afirma que la mayoría de las semillas siguen el mismo patrón de germinación, en la que se realiza una serie específica de eventos principales como lo son:

4.7.6.1. Imbibición

El agua del medio entra en la semilla y tanto las células del embrión como del endospermo se hidrata y entra en actividad, por lo que la semilla se hincha (García, 1993).

La imbibición consiste en la absorción del agua por la semilla seca, es un fenómeno físico. La composición de la semilla, la permeabilidad de la cubierta y la

disponibilidad de agua, son los factores que determinan e influyen en la extensión de la imbibición.

4.7.6.2. Activación de enzimas

La activación de enzimas comienza muy rápidamente al inicio de la germinación a medida que se hidrata la semilla (Bewley y Black., 1978 citado por Rodríguez., 1997).

4.7.6.3. Digestión y translocación de reservas

En el endospermo, en los cotiledones, en el perispermo o en el gametofito femenino (en el caso de las coníferas) se almacena grasa, proteínas y carbohidratos, estos compuestos son digeridos y convertidos en sustancias mas simples, los cuales son trasladados a diferentes áreas de crecimiento del eje embrionario.

4.7.6.4. Crecimiento del embrión

El desarrollo de las plantas resulta de la división continuada en puntos de crecimiento separados del eje embrionario, seguido por la expansión de las estructuras de la plántula. La iniciación de la división celular en los puntos de crecimiento es independiente de la iniciación de la elongación celular; por lo que una vez que comienza el crecimiento en el eje embrionario se incrementa el peso fresco y el peso seco de las plántulas, pero disminuye el peso total de los tejidos de almacenamiento.

4.8. Dormición

En México usan la palabra dormancia, dormición, latencia, letargo, reposo y vida latente, para referirse a la ausencia o imbibición del crecimiento vegetal y en particular, de la germinación; por lo que en este trabajo se utilizó el termino Dormición de acuerdo con la definición de Salisbury (1994).

Se entiende por Dormición al estado en el cual una semilla viable no germina aunque disponga de suficiente humedad para embeberse, una aeración similar a la de las primeras capas de un suelo bien ventilado, una temperatura que se encuentre entre los 10° y 30°C.

4.8.1 Causas y clasificaciones de los tipos de Dormición

Los mecanismos causantes de la dormición son: imparcialidad al agua, baja parcialidad a los gases, resistencia mecánica al crecimiento del embrión, permeabilidad selectiva a los reguladores del crecimiento, bloqueo metabólico, presencia de inhibidores, embrión rudimentario y adquisición de mecanismos inhibidores (Camacho, 1994).

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

4.8.1.1 Físico, esta dormición se manifiesta cuando, al final de las pruebas de germinación, queda una cantidad de semillas cuyo volumen y dureza no se modifican y que se conocen como semillas duras o impermeables, por lo que dicha dormición se pierde cuando el agua penetra la semilla, es decir debe desaparecer la impermeabilidad en algún sitio de la testa. Las semillas con dormición física adquieren la impermeabilidad al final

de la maduración, durante la desecación; por lo que si se cosecha antes de que alcance su completa madurez y se siembran en seguida, o bien se almacenan en un ambiente húmedo, se evita que haya impermeabilidad. Se cree que esto resulta de que la testa sufre un encogimiento que compacta las células del macro esclerénquima, presionándolas fuertemente unas entre otras, así mismo, se piensa que en este periodo, la dormición física es resultado de la oxidación de fenoles en presencia de quinina (lo que da origen a un pigmento); en el apoyo a esto. Se ha observado en algunas especies una relación directa de color de la testa con la impermeabilidad: entre más oscura, más impermeable.

4.8.1.2 Químico: la germinación es bloqueada por aquello del crecimiento inhibitorio que se encuentran en la cubierta más expuesta al medio, y que puede ser el pericarpio, la testa o las partes florales adheridas a la semilla. Algunos de los inhibidores presentes en semillas presentan esta dormición son compuestos fenólicos, cumarina, cafeína, lactonas no saturadas, ácidos abscisico, cianhídricos y algunos terpenos. Para que las semillas con dormición química germinen es necesario que se eliminen los inhibidores presentes en la cubierta que los contienen.

4.8.1.3 Mecánico: la semilla con testa o endodermo duro y sobretodo en las cubiertas por un endocarpio grueso, duro e indehiscente, la demora de la germinación puede atribuirse a que estos tejidos oponen resistencia mecánica al crecimiento del embrión, a pesar de que los anteriores es

teóricamente posible, no existen evidencias contundente, ya que la semilla que se piensa posee dormición mecánica, también presenta dormición fisiológica, inhibidores en la cubierta o ambas cosas, lo que afecta enormemente a la fuerza que puede desarrollar el embrión.

4.8.1.4 Fisiológico: este es el resultado de bloqueos metabólicos en el embrión, sostenidos por la baja permeabilidad de la cubierta a los gases. Dicho bloqueo se manifiesta en la incapacidad del embrión para crecer y atravesar la cubierta. Los embriones de las semillas con este tipo de dormición presenta una actividad enzimática baja, lo mismo que la producción de enzimas, coenzimas y ácidos nucleicos. Para que las semillas con dicha dormición puedan germinar se requiere de la pérdida del bloqueo metabólico para que el embrión sea capaz de vencer la resistencia opuesta por la cubierta. Esta pérdida puede efectuarse por la influencia de estímulos ambientales, que funcionan como indicadores de las condiciones del medio y son adecuadas para el desarrollo de la planta.

4.8.1.5 Morfológico: en algunas plantas el crecimiento de los embriones se detienen cuando no se han desarrollado completamente, por lo que sus semillas maduras presentan embriones rudimentarios; como se ve la presencia de estos es una característica de las especies que no dependen del tiempo transcurrido desde la fecundación hasta la maduración de las semillas; por lo que la diferenciación y el tamaño del embrión rudimentario varía según la especie. Para eliminar el bloqueo a

la germinación en semillas con dormición **morfo-fisiológica**, primero debe desarrollarse el embrión, por lo que si se invierte la secuencia de calor y el frío, la dormición no se elimina, y si esta es simple, el crecimiento del embrión se realiza principalmente en el periodo cálido y continuo en frío.

4.8.1.6 Combinado: teóricamente es la combinación de todos los tipos de dormancia. Cuando se presenta la dormancia combinada casi siempre es necesario aplicar más de un tratamiento para que las semillas germinan.

4.8.2 Tratamientos para romper la dormición

Para propósito de propagación de plantas por medio de la semilla, es requisito indispensable la aplicación de método o prácticas para romper la dormancia esto depende del tipo o la causa que la induzca; pero por lo general no existe una sola causa que la propicie, por tal motivo hace que el rompimiento sea más complicado. Los tratamientos dependerán del tipo de dormición que presente cada especie.

4.8.2.1 Congelamiento: consiste en someter a las semillas a temperaturas por debajo de los 0°C (generalmente en seco). El congelamiento se consigue con aparatos de refrigeración o con inmersiones en gases licuados que llegan alcanzar temperaturas por debajo de los -20°C (Camacho, 1994).

4.8.2.2 Pre-enfriamiento: consiste en la aplicación de periodos de frío, para ello se coloca la semilla en el sustrato húmedo que se utiliza durante el

ensayo de germinación y bajo estas condiciones se somete al periodo de enfriamiento, en algunos casos se prolonga el periodo o se repite; la temperatura recomendada es 5-10°C por periodos de 3 a 7 días, o mayores dependiendo de la especie y de la intensidad de la dormancia (Pérez, 1990).

4.8.2.3 Luz: las semillas en proceso de germinación a temperaturas alternas, deberán ser iluminadas en un mínimo de 8 horas en ciclos de cada 24 horas y durante el periodo de altas temperaturas, la intensidad de luz debe ser aproximadamente 750-1250 lux, de lámpara de luz blanca, respondiendo muchas a este tratamiento con luz; por lo que se recomienda el uso de lámparas fluorescentes de luz blanca (Reyes, 1993).

4.8.2.4 Tratamiento térmico: el agua caliente y el quemado de los frutos puede estimular la germinación; aunque es frecuente que también reduzcan su posibilidad de vida.

4.8.2.5 Prelavado de la semilla: en forma natural existen sustancias en el pericarpio que actúan como inhibidores para la germinación los cuales pueden ser removidos de la cubierta mediante lavados de la semilla en agua que este corriendo a una temperatura de 25°C antes de realizar la prueba de germinación (Pérez, 1990).

4.8.2.6 Remojo: es un beneficio en dos sentidos, puede suavizar un tegumento duro y también se filtran los inhibidores químicos en la semilla que

puede impedir la germinación. La prueba de germinación se realiza después de terminar el tratamiento del remojo.

4.8.2.7 Remojo y secado: los ciclos de remojo y secado pueden debilitar una cubierta dura, pues además de lixiviar los inhibidores y de provocar las tenciones por el humedecimiento y la pérdida de humedad, por lo que puede llegar a abrir el endocarpio (Camacho, 1994).

4.8.2.8 Remoción de estructura circundante: para promover la germinación en ciertas especies deberán extirparse algunas estructuras; ya que son aquellas que se involucran de alguna forma en la presencia de la dormición (Reyes 1993).

4.8.2.9 Ácido giberélico: se coloca en el sustrato una solución de ácido giberélico a 300 ppm que se prepara disolviendo 300 mg de ácido en un litro de agua; cuando la testa y dormacia son más débiles se puede utilizar concentraciones más bajas y visceversa (Moreno, 1994).

El AG, ácido giberélico es una simple giberelina, promoviendo crecimiento y elongación celular. Afecta la descomposición vegetal y ayuda a su crecimiento si está en bajas proporciones. Este ácido estimula a las células de las semillas germinantes a producir moléculas de ARN mensajero (ARNm) que codifican las enzimas hidrolíticas. El ácido giberélico es una muy potente hormona cuya presencia natural en plantas controla su desarrollo. Sabiéndose de su poder regulatorio, las aplicaciones de muy bajas concentraciones pueden resultar en procesos benéficos mientras que muy altas pueden dar el efecto opuesto.

4.8.2.10 Escarificación: se define a la escarificación como la ruptura de las barreras de recubriendo seminal.

4.8.2.11 Escarificación mecánica: consiste en romper, quebrar la cubierta de la semilla, ya sea manualmente: con métodos como la fragmentación, tallado o lijamiento, los cuales son aplicados a la cubierta de la semilla, esto puede ser suficiente para romper las condiciones de dormancia por cubiertas duras o impermeables.

4.8.2.12 Escarificación química: la digestión con ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4) es efectivo en algunas especies; para este caso las semillas se sumergen en el ácido hasta que la cubierta de la semilla comienza a abrirse; la digestión puede ser rápida o tardar más de una hora, sin embargo la semilla debe ser examinada cada cierto tiempo (unos minutos), después de la digestión estas deben ser lavadas con agua corriente antes de aplicar la prueba de la germinación (Reyes, 1993).

4.9 LA MICROPROPAGACION

Este término se utiliza principalmente para describir el cultivo *in vitro* de cualquier parte de vida de la planta colocada sobre un medio nutritivo artificial, bajo condiciones ambientales controladas. La técnica consiste en colocar el material vegetal libre de microorganismos en el medio nutritivo. Tiene múltiples aplicaciones en la investigación y en la producción comercial, principalmente (Barba y Romero, 2001).

Pierik en 1990 define el cultivo *in vitro* como el cultivo sobre un medio nutritivo, en condiciones estériles, de plantas, semillas, embriones, órganos,

tejidos, células y protoplastos de semillas superiores. La técnica de cultivos de tejidos se caracteriza porque: 1. Ocurre a micro-escala sobre una superficie relativamente pequeña; 2. Se optimizan las condiciones ambientales, en la que se refieren a los factores físicos, nutricionales y hormonales; 3. Se excluyen todos los micro-organismos (hongos, bacterias y virus), así como también las plagas de las plantas superiores (insectos y nematodos).

Existe diferentes tipos de cultivo *in vitro*:

4.9.1 Cultivo de plantas intactas: es cuando se siembran las semillas *in vitro*, obteniéndose primero una plántula y finalmente una planta.

4.9.2 Cultivo de embriones: se cultiva el embrión aislado después de retirar los tejidos de la semilla.

4.9.3 Cultivo *in vitro* de órganos aislados: se puede distinguir distintos tipos como son el cultivo de meristemas, cultivo de ápices del vástago, cultivo de raíces, cultivo de anteras, etc. Generalmente una porción (de tejido u órgano), aislado de una planta, se denomina explante, y a su cultivo, cultivo de explante.

4.9.4 Cultivo de callo: se llama así, cuando una porción de tejido se diferencia *in vitro*, en callo.

4.9.5 Cultivo de células aisladas: es el crecimiento de células individuales, obtenidas de un tejido, callo o cultivo en suspensión, con la ayuda de enzimas o mecánicamente.

4.9.6 Cultivo de protoplastos: se obtienen a partir de células, por digestión enzimática de la pared celular (Pierik, 1990).

4.9.7 ventajas de la micropropagación:

- Propagación masiva de plantas, especialmente para especies de difícil propagación por otros métodos, o en vías de extinción
- Clonación de individuos de características agronómicas muy deseables durante todo el año
- Obtención de plantas libres de virus
- Producción de semillas sintéticas
- Conservación de germoplasma (conjunto de individuos que representan la variabilidad genética de una población vegetal)
- Obtención de metabolitos secundarios
- Producción de nuevos híbridos
- Mejora genética de plantas (incluyendo obtención de plantas transgénicas)
- Germinación de semillas.
- Producción de haploides.
- Estudios fisiológicos diversos.

4.9.8 Desventajas de micropropagación:

- Trasplante a invernadero: a veces las raíces formadas *in vitro* no son funcionales, y las hojas tienen una cutícula poco desarrollada; por lo consiguiente se puede producir en invernadero una transpiración excesiva que ocasiona la muerte de las plantas.
- Vitrificación: es la apariencia de tallos y hojas con un exceso de agua; este problema se puede distinguir incrementando la concentración de agar, así como reduciendo la cantidad de citoquinina y de amoníaco del medio de cultivo.
- Desarrollo no sincronizado de los cultivos: la variabilidad morfológica observada en el cultivo en fase II suele ser debido a la competencia por nutrientes y espacio que tiene lugar entre los tallos que crecen en el medio de proliferación.
- Contaminación crónica: aparece en cultivos que anteriormente aparecían libres de agentes patógenos, puede ser causado por bacterias y bastante difícil de detectar, por lo que es conveniente cuando se sospeche que existe este problema es conveniente utilizar medio de cultivo específico para bacterias. Este tipo de contaminación pudo haber sido introducido en el explante original o posteriormente, debido al uso de técnica de esterilización inadecuada (Ramos y Rollo. 1992).

4.10 Medios de cultivo

En los cultivos *in vitro* se utilizan diferentes medios de cultivo pero para el caso de las cactáceas se utiliza el medio MS (Murashige and Skoog).

Los componentes esenciales del medio de cultivo son sales minerales, sustancias orgánicas y complejos naturales.

4.10.1 Sales minerales

Las sales minerales son compuestos inorgánicos que aparecen en los seres vivos de forma precipitada, disuelta en forma de iones o asociada a otras moléculas.

4.10.2 Sustancias orgánicas

Hidratos de carbono; el compuesto más utilizado es la sacarosa, a un nivel entre el 2 y 3 %.

4.10.3 Agar

Es un compuesto inerte que se usa para solidificar el medio de cultivo. Las concentraciones más utilizadas fluctúan entre 0.6-1%, existiendo una relación directa entre las concentraciones de agar y la dureza del medio de cultivo.

4.11 Condiciones ambientales

4.11.1 Luz: la intensidad, fotoperiodo y zona de aspectos son los tres parámetros que se han de considerar, los valores del fotoperiodo suelen oscilar alrededor de 16 horas; los tipos de lámpara utilizados son blancas fría, para todas las fases del proceso, aunque en general parecen que la luz azul es la que tiene mayor incidencia en la proliferación de tallos, y la luz roja mejora claramente el enraizamiento. La luz a veces inhibe el crecimiento de tejidos de callo e incluso procesos de morfogénesis en algunas bulbosas.

Estas inhibiciones podrían estar relacionadas con la aceleración del metabolismo de auxinas que pueden tener lugar en presencia de luz.

4.11.2 Temperatura: la temperatura en cámara de cultivo suele fluctuar entre 22°C y 30°C dependiendo de la especie en reproducción.

4.11.3 Humedad: para que la semilla tenga un metabolismo activo es necesario que sus tejidos se rehidraten. Para ello es necesario que las semillas estén en contacto físico con el agua. Se debe evitar un exceso de agua porque es desfavorable para la llegada de oxígeno en la semilla (al embrión). Hasta que la radícula se sale al exterior el agua llega hasta el embrión a través de las paredes celulares de la cubierta seminal. Según Pierik, 1990 menciona que el crecimiento y desarrollo in vitro de una planta está determinado por una serie de factores complejos como son: la constitución genética de la planta, los nutrientes (agua macro, micro-elementos y azúcares), los factores físicos que influyen sobre el crecimiento (luz, temperatura, pH, concentración de O₂ y CO₂) y algunas sustancias orgánicas (Reguladoras, vitaminas, etc.).

5. MATERIALES Y METODOS

5.1. Ubicación del experimento

Los trabajos experimentales se realizaron en el Laboratorio de Biología General del Departamento de Botánica de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

5.2. Material vegetativo utilizado

Se utilizaron semillas de *Echinocereus stramineus* var. *stramineus* para llevar a cabo el experimento (semillas resientes de la especie) fueron colectadas en el ejido los Fierros Municipio de García Nuevo León.

5.3. Semillas utilizadas

Las semillas utilizadas para esta investigación fueron de una sola especie de *Echinocereus*, para obtener estas semillas se colocaron los frutos en la estufa de secado (a una temperatura de 25°C, por un tiempo aproximado de 12 días dependiendo de la humedad contenida en cada fruto) para secarlos y así extraer la semillas, para posteriormente esterilizar y ponerlas a germinar. La cantidad de semillas utilizadas para esta especie fue de 900 semillas en total.

5.4. Limpieza del Laboratorio y Esterilización del Material

Se lavó y esterilizo bien todo el material que se utilizó en este trabajo experimental, como fueron los frascos, pinzas, bisturís, agujas de disección, jeringas, agujas, caja Petri, cubre bocas.

Todo el material fue lavado y esterilizado, también el agua desionizada, para esto se utilizó la autoclave electrónica a un tiempo de 30 a 45 minutos con una temperatura de 121°C y a una atmosfera de presión, esto se hizo con el material; mientras que el medio se esterilizo durante 15 minutos en la autoclave con la misma presión y temperatura que se utilizó con el material, esto evito que haya contaminación en los explantes por microorganismos que se pudieran encontrar en el material, agua desionizada y medio nutritivo.

La limpieza del área de siembra e incubación es esencial ya que evita la contaminación a la hora de la siembra; esta se esterilizo con tuwin 20 (jabón), limpiando la mesa, estantes, paredes piso, con frecuencia.

5.5. Preparación de las Caja Petri

A 120 Cajas Petri estériles de plastico transparente de 9 cm de diámetro, se les coloco medio Murashige and Skoog, (MS,. 1962) de la siguiente forma; al primer grupo (30 cajas) medio MS, con una concentración de los macronutrientes al 100%; segundo grupo (30 cajas) de medio MS con la concentración de los macronutrientes al 50%; tercer grupo (30 cajas) de medio MS; con una concentración de macronutrientes al 25%. Posteriormente al llenado fueron marcados con el tipo de la concentración de los macronutrientes (en el caso donde se aplicó Acido Giberelico se le colocó al medio MS antes del vaciado en las cajas), después se sellaron con clinpak, para uso posterior. Las diferentes concentraciones de medio MS se aplicaron para evaluar en cual es mayor el porcentaje de germinación y se obtienen mejores plantas.

5.6. Escarificación de la semilla

Para esto se emplearon pequeños sacos de tela del cubre bocas, colocando en cada saco 235 semillas las cuales fueron sumergidas en Ácido Sulfúrico al 50% durante 30 segundos, para el primer caso. Para el segundo se hizo el mismo procedimiento variando el tiempo de exposición que fue de 1 minuto.

5.7. Desinfección de las semillas

Se hicieron los diferentes grupos de semillas para la especie *Echinocereus stramineus* var. *stramineus* a evaluar, después cada grupo fue colocados en pequeños sacos de tela de cubre boca (previamente desinfectado en la autoclave), haciendo esto porque la semilla a manejar es muy pequeña. Posteriormente las semillas fueron sumergidas en agua destilada y detergente (tween 20) por un tiempo de 5 minutos, posteriormente se enjuago en agua desionizada estéril, para volver a ser sumergido en una solución de etanol al 70% por un espacio de tiempo de 1 minuto y volvió a ser enjuagado con agua desionizada estéril, para ser sumergido en hipoclorito de sodio al 20% por un tiempo de 10 minutos y por último se enjuago en agua desionizada estéril.

5.8. Condiciones ambientales

Las cajas Petri con el medio MS se mantuvieron en el cuarto de incubación bajo las mismas condiciones; con una temperatura media de 25°C y un foto periodo de 24 horas, el cual era proporcionado por una lámpara de luz blanca.

5.9. Tratamientos

Los tratamientos aplicados a las diferentes semillas fueron:

Testigo: las semillas solo se desinfectaron y se sembraron en el medio de cultivo con las diferentes concentraciones de macronutrientes antes mencionadas (25%, 50% y 100%) respectivamente para cada uno.

Escarificación con ácido sulfúrico (H_2SO_4) al 50% a 30 segundos de exposición; antes de la desinfección de las semillas fueron colocadas en sacos hechos con tela de cubre boca para después ser sumergidas en una solución de ácido por el lapso de tiempo correspondiente y después ser enjuagada con agua corriente de la llave, se sembraron en el medio de cultivo con las diferentes concentraciones de macro y micronutrientes (25%, 50% y 100%).

Escarificación con ácido sulfúrico (H_2SO_4) al 50% a 1 minuto de exposición; antes de la desinfección las semillas fueron colocadas en pequeños sacos hechos de tela de cubre boca para después ser sumergidos en una solución de ácido por el lapso del tiempo correspondiente y después ser enjuagado con agua corriente de la llave se sembraron en el medio de cultivo con las diferentes concentraciones de macro y micronutrientes (25%, 50% y 100%).

Aplicación de ácido giberelico aplicado al medio de cultivo MS a 300 ppm; para este tratamiento se pesó 0.3 gr ácido giberelico y diluyo en alcohol para ser colocado en un litro de medio MS a las diferentes concentraciones a utilizar (100%, 50% y 25%); para esto las semillas solo fueron esterilizadas y sembradas.

5.10. siembra en caja Petri con el medio de cultivo MS

Esta se llevó a cabo en el área de siembra con condiciones de asepsia; tanto en el testigo como para los tratamientos de la unidad experimental consistió en 5 repeticiones con 15 semillas cada una.

5.11. Diseño experimental

Para este trabajo de investigación se utilizó un diseño experimental de bloques al azar con un arreglo factorial A X B. el factor A represento las diferentes concentraciones de macronutrientes, y el factor B represento los diferentes tipos de ácidos empleados tanto para la escarificación en los diferentes tiempos de exposición como el de aplicado con el medio AG en las diferentes concentraciones de macronutrientes que se usaron.

Tratamientos	factor A	factor B
T 1	100% de macronutrientes	sin escarificado
T 2	100 % de macronutrientes	30 seg. de escarificado
T 3	100 % de macronutrientes	1 min. de escarificado
T 4	100% de macronutrientes	300 ppm de AG, sin escarificado
T 5	50 % de macronutrientes	sin escarificado
T 6	50 % de macronutrientes	30 seg. de escarificado
T 7	50 % de macronutrientes	1 min. de escarificado
T 8	50 % de macronutrientes	300 ppm de AG, sin escarificado
T 9	25 % de macronutrientes	sin escarificado
T 10	25 % de macronutrientes	30 seg. de escarificado
T 11	25 % de macronutrientes	1 min. de escarificado
T 12	25 % de macronutrientes	300 ppm de AG, sin escarificado

Tabla 1. Interacción entre los factores A y B.

Para evaluar los datos que pudieran mostrar diferencia estadísticamente significativa en el análisis de varianza, se usa la prueba DMS (diferencia mínima significativa) al 0.05 de probabilidad.

5.12. Parámetros a evaluar

Numero de semillas germinada en las diferentes concentraciones de micro y macronutrientes aplicados al medio (MS), tiempo y porcentaje de germinación de la especie de *Echinocereus stramineus* var. *stramineus*.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

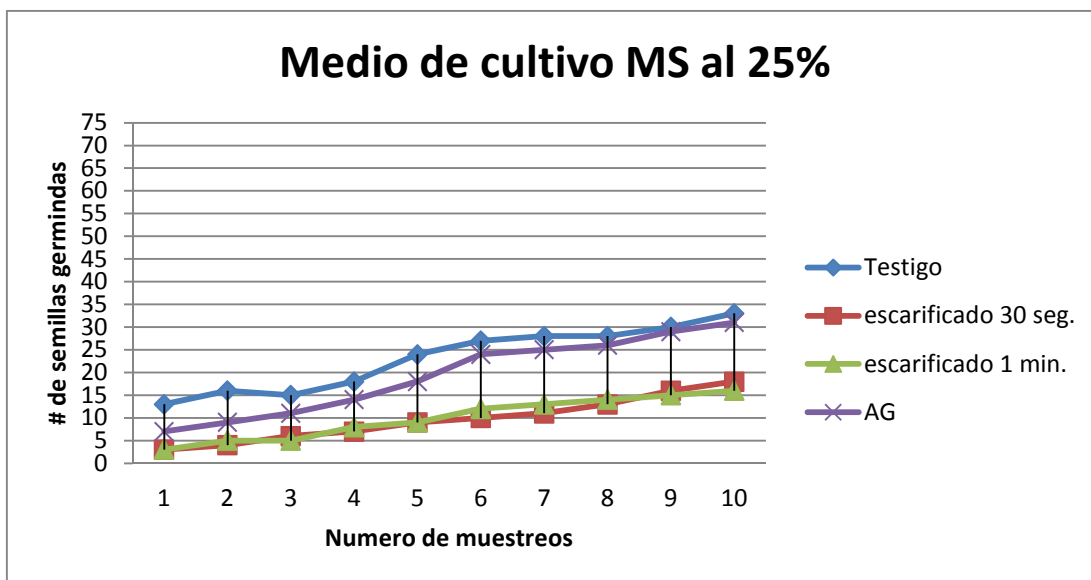
Los siguientes resultados se presentan en base a la concentración de macro y micro nutrientes (25%, 50% y 100%) en el medio de cultivo MS, considerando los tratamientos (T1; testigo, T2; escarificado con ácido sulfúrico al 50% por 30 seg., T3; escarificado con ácido sulfúrico al 50% por 1 min., T4; 300 ppm AG_3 , aplicado al medio de cultivo en cada una de las concentraciones), para la germinación de esta especie.

4.1 Velocidad de germinación

Los datos que a continuación se presentan indican la velocidad de germinación de las plántulas en función del tiempo de incubación, estos resultados nos mostraron el tratamiento que promovió en el menor tiempo este proceso, seleccionando la concentración de micro y macronutrientes más adecuada para romper con la dormancia de las semillas de esta especie. Sánchez 2004 obtuvo resultados favorables para la velocidad de germinación en cuatro especies de cactáceas al aplicar AG_3 a tres diferentes concentraciones.

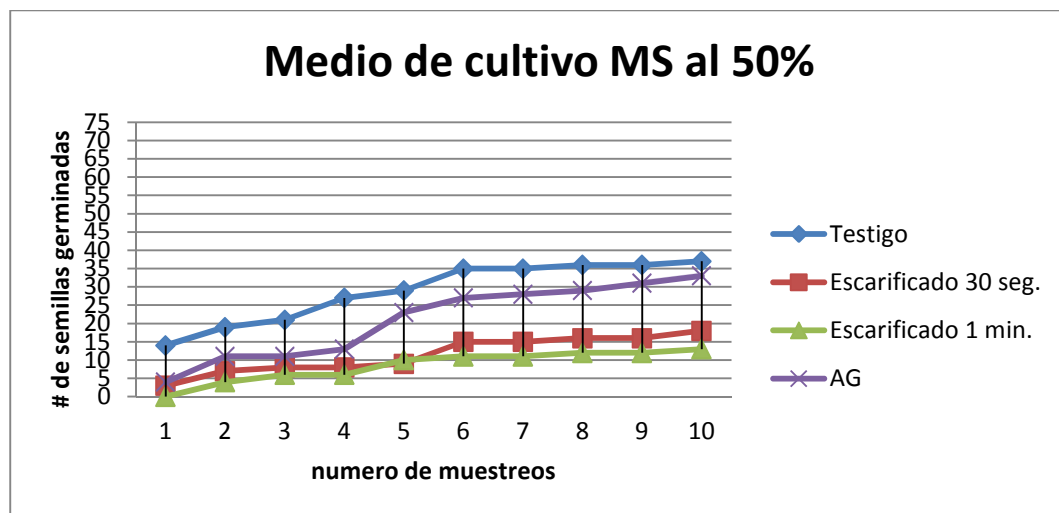
Para la especie utilizada en esta investigación en un medio de cultivo (MS al 25 %), se encontró diferencia significativa en la velocidad de germinación, considerando velocidad de germinación el tiempo que tarda la semilla en germinar, siendo el tratamiento T3 el que presentó la velocidad de germinación más lenta, lo que significa que para esta especie el medio elaborado con macro, micro nutrientes (25%) y escarificado químico (ácido sulfúrico al 50% con 1 min. de exposición) no le fue favorable. Este resultado se presentó en el trabajo de investigación de Ma. del Carmen Navarro., at, al. 2007, en el que se empleó el

ácido sulfúrico para escarificar las semillas obteniendo de igual manera los más bajos rendimientos como en esta investigación, esto se debe a que el ácido inhibió el proceso de germinación probablemente por daños al embrión por el tiempo de exposición al embrión. El efecto opuesto se obtuvo con el testigo donde la velocidad de germinación fue mayor desde la tercera fecha de evaluación (a los 16 días después de la siembra), efecto que se mantuvo hasta la última fecha de evaluación (a los 45 DDS), siendo este el lapso de tiempo necesario para que germinaran las semillas viables (aun así se obtuvo baja germinación Grafica 1). Efecto similar fue manifestado en la investigación de Ma. Del Carmen Navarro llevada a cabo con una especie de *Mamilari* en 2007, en el cual se usaron hormonas de crecimiento (AG), escarificado químico (ácido sulfúrico) y un testigo, dando el testigo los porcentajes más altos de germinación.



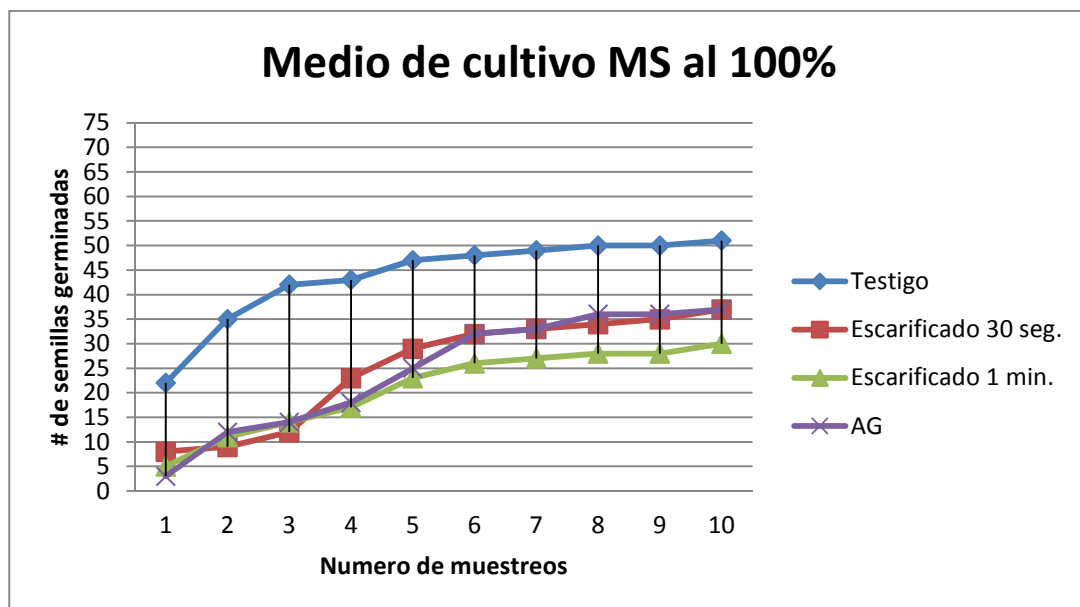
Grafica 1. Velocidad de germinación *in vitro* en un medio de MS cultivo al 25% en la cámara de incubación del laboratorio de biología del Depto de botánica de la UAAAN. Con 4 tratamientos diferentes. El primer muestreo se tomó a los 18 días después de la siembra, posteriormente cada 3 días.

En el caso del medio de cultivo MS al 50% el tratamiento T3 (escarificado químico con 1 min. de exposición) registro la velocidad de germinación más lenta. Se obtuvo un efecto opuesto en el tratamiento T1 (testigo) el que registro el más alto número de germinación (Figura 1 y 2). Esto indica que la especie utilizada para esta investigación presenta un bajo nivel de germinación, pero al igual que en el medio de cultivo MS 25% el Testigo muestra una mayor germinación lo que indica que al aplicar algún tratamiento con escarificado químico la germinación es inhibida, es diferente cuando es utilizado un promotor de crecimiento (AG) que aun que no da los más altos números de semillas germinadas, produce plantas más vigorosas, coincidiendo con resultados de otras investigaciones como lo es el caso de José Luis Retes (at, al., 2007) quien trabajo con los generos, *Escontria*, *Mammillarias*, *Melocactus*, y *Polaskia*, aplicando promotores de crecimiento.



Grafica 2. Velocidad de germinación *in vitro* en un medio de MS cultivo al 50% en la cámara de incubación del laboratorio de biología del Depto de Botánica de la UAAAN. Con 4 tratamientos diferentes. El primer muestreo se tomó a los 18 días des pues de la siembra, posteriormente se tomó cada 3 días.

Para el caso del medio de cultivo MS al 100% de macro y micronutrientes, al igual que en las anteriores concentraciones (25 y 50%) el T3 (MS + 1 min. De escarificado químico con ácido sulfúrico al 50%) siguió registrando la velocidad más lenta de germinación, a comparación de T1 (testigo) y los demás tratamientos, siendo en este medio la germinación más uniforme y con un número más elevado de semillas germinadas con respecto a las semillas sembradas (Grafica 1, 2 y 3), esto indica que la especie utilizada en investigación responde mejor a un medio donde los macro y micro nutrientes están en mayores concentración dispuestos en el medio (Grafica 3), lo contrario que sucede con el reporte de D" Aubeterre et al (2006), para el caso del cardón de guanajo, los tratamiento germinativos incluyen también al testigo, siendo este el que presenta mejores resultados. Quedando demostrado que algunas especies de cactáceas no necesitan estrictamente un proceso o tratamiento para promover su germinación.



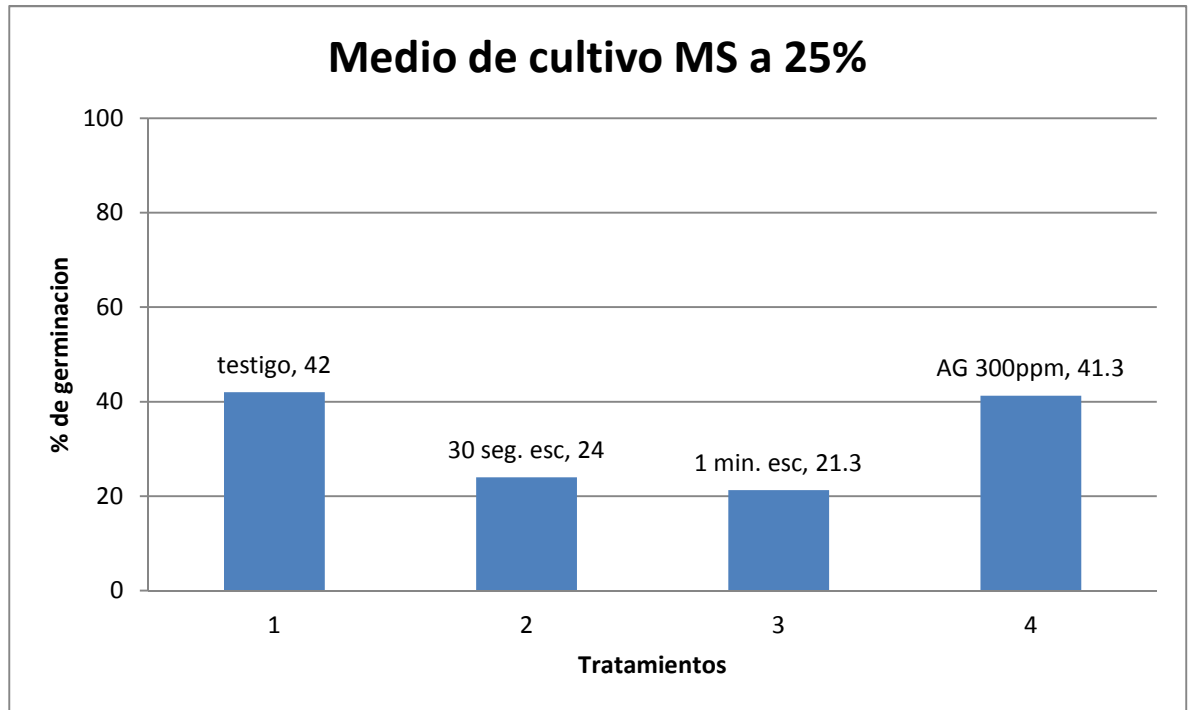
Grafica 3. Velocidad de germinación *in vitro* en un medio de MS cultivo al 100% en la cámara de incubación del laboratorio de biología del Depto de Botánica de la UAAAN. Con 4 tratamientos diferentes. El primer muestreo se tomó a los 18 días después de la siembra, posteriormente se tomó cada 3 días.

4.2 Porcentaje de germinación

El porcentaje de germinación representa el número de semillas germinadas a partir del total de semillas establecidas con cada tratamiento evaluado, este conteo se realizó al final del experimento, contando solo las plantas vivas.

En esta investigación el porcentaje de germinación vario considerablemente en respuesta a los tratamientos para cada una de las concentraciones (25, 50 y 100%) de macro y micro nutrientes en el medio de cultivo MS aun siendo la misma especie con la que se trabajó, por lo que se asume al igual que García (1993), que se debe de establecer una metodología, en particular para incrementar y mejorar la germinación de cada una de las especies.

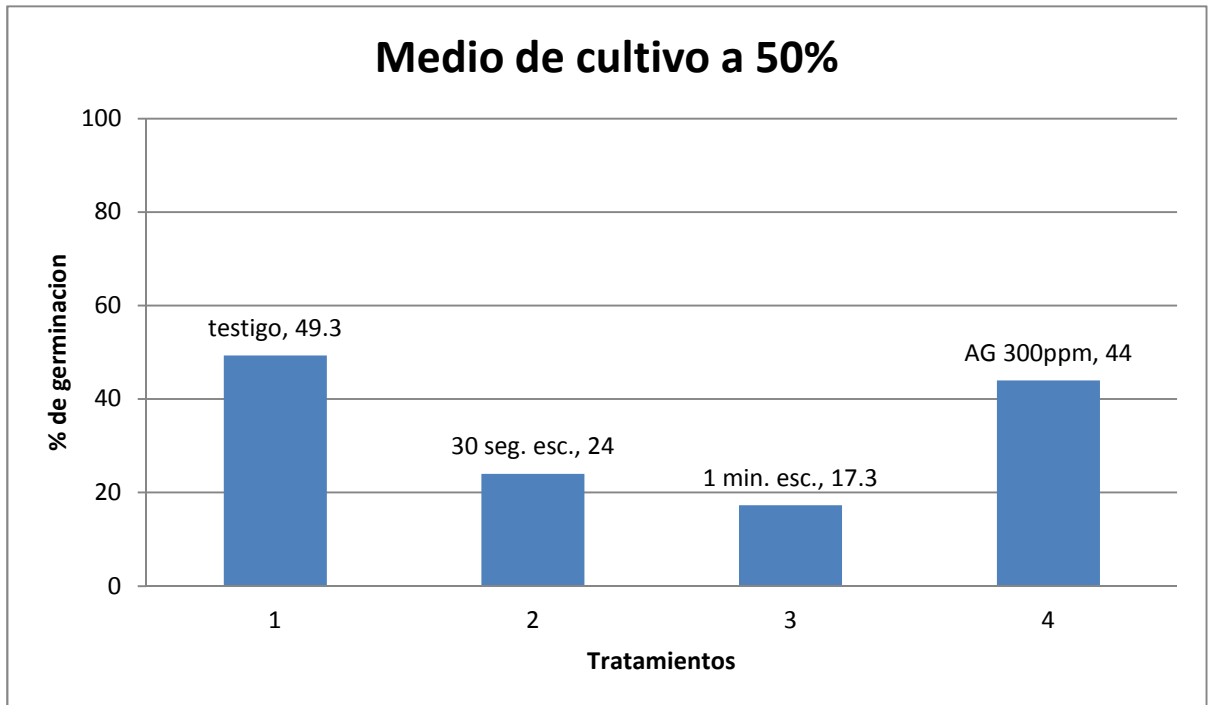
Para el caso del medio de cultivo MS al 25% macro y micronutrientes existe una diferencia significativa entre tratamientos siendo el T1 (testigo) el que obtuvo el más alto porcentaje de germinación (42%); sin embargo este tratamiento desarrolla vitro plantas de un menor tamaño, comparado con el tratamiento T4 (MS + AG₃ 300ppm) de donde se obtienen vitro plantas más fuertes con un porcentaje estadísticamente menor (41.3); pero las plántulas con una estructura bien desarrollada (tallo y radícula) (Grafica 1 y 4). Estos resultados son similares a los obtenidos en otras investigaciones como la de Ramirez-Malagon 2007, quien dice que el uso de hormonas son cruciales para el desarrollo de la planta.



Grafica 4. Porcentajes de germinación con respecto al medio de cultivo MS con una concentración del 25%. Establecido en la cámara de incubación del laboratorio de biología del Depto de Botánica de a UAAAN.

En el medio de cultivo MS al 50% se presentó el mismo efecto que en el medio anterior, sin embargo los tratamientos registraron porcentajes de germinación más altos, siendo T1 MS (testigo) y T4 (MS + AG₃ 300ppm), los tratamientos que reportaron mayor germinación, lo que muestra que bajo condiciones controladas este porcentaje es significativo; sin embargo mostraron diferencias en las vitro plantas siendo T4 el que muestra las plántulas más vigorosas, por lo que es necesario tomar en cuenta esta variable al seleccionar el medio de cultivo adecuado para esta especie (Grafica 2 y 4). Al igual que la investigación de María del Socorro Santos Días (at al 2001) mencionan que las

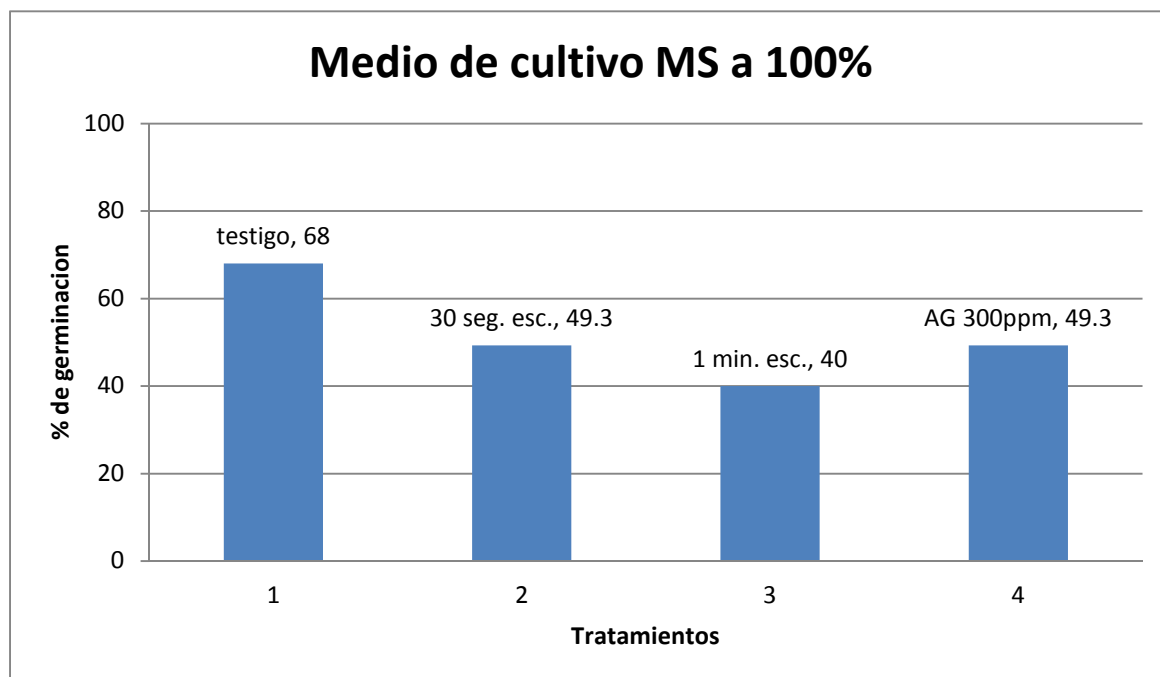
hormonas estimuladoras de crecimiento mejoran el desarrollo y crecimiento de las vitro plantas.



Grafica 5. Porcentajes de germinación con respecto al medio de cultivo MS con una concentración del 50%. Establecido en la cámara de incubación del laboratorio de biología del Depto de Botánica de a UAAAN.

Para el medio de cultivo MS al 100% el tratamiento T1 (testigo) fue estadísticamente el más alto, con un porcentaje de germinación de 68% desarrollando plantas normales, de tamaño pequeño, a diferencia de T2 y T4 que estadísticamente son iguales, y reportaron un porcentaje de germinación 49.3%, donde las plantas normales y de un mayor tamaño que T1, y de igual manera que los medios anteriores T3 siguió reportando el menor porcentaje de germinación (Grafica 3 y 6), esto nos indica que someter las semillas a tiempos largos de escarificado inhibe la germinación de las mismas aun que se incremente la

concentración de los macro y micronutrientes, estos resultados son semejantes a los obtenidos por Ma. del Carmen Navarro (2007) en investigación quien usó tratamientos similares en una especie de *Mammillaria*.



Grafica 6. Porcentajes de germinación con respecto al medio de cultivo MS con una concentración del 100%. Establecido en la cámara de incubación del laboratorio de biología del Depto de Botánica de la UAAAN.

Tabla 2. Comparación de medias con respecto a la respuesta de la germinación *in vitro* de las diferentes concentraciones de los medios de cultivo MS 25% establecidos en la Cámara de Germinación del Laboratorio de Biología del Depto de Botánica de la UAAAN.

TRATAMIENTO	MEDIA
1	23.1000 A
4	19.4000 B
3	10.0000 C
2	9.7000 C

*valores con la misma letra dentro de la columna son estadísticamente iguales según la prueba de tukey ($P(\alpha \leq 0.05)$); T1 MS, T2 MS + 30 seg. De escarificado, T3 MS + 1 min. De escarificado, T4 MS + AG₃ a 300ppm.

Tabla 3. Comparación de medias con respecto a la respuesta de la germinación *in vitro* de las diferentes concentraciones de los medios de cultivo MS 50% establecidos en la Cámara de Germinación del Laboratorio de Biología del Depto de Botánica de la UAAAN.

TRATAMIENTO	MEDIA
1	28.9000 A
4	20.9000 B
2	11.5000 C
3	8.5000 C

*valores con la misma letra dentro de la columna son estadísticamente iguales según la prueba de tukey ($P(\alpha \leq 0.05)$); T1 MS, T2 MS + 30 seg. De escarificado, T3 MS + 1 min. De escarificado, T4 MS + AG₃ a 300ppm.

Tabla 4. Comparación de medias con respecto a la respuesta de la germinación *in vitro* de las diferentes concentraciones de los medios de cultivo MS 100% establecidos en la Cámara de Germinación del Laboratorio de Biología del Depto de Botánica de la UAAAN.

TRATAMIENTO	MEDIA
1	43.7000 A
2	25.2000 B
4	24.6000 B
3	20.9000 C

*valores con la misma letra dentro de la columna son estadísticamente iguales según la prueba de tukey ($P(\alpha \leq 0.05)$); T1 MS, T2 MS + 30 seg. De escarificado, T3 MS + 1 min. De escarificado, T4 MS + AG₃ a 300ppm.

7. CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos en esta investigación, se puede concluir que:

Los medios nutritivos para promover y optimizar la germinación *in vitro* necesitan adecuarse a las necesidades requeridas a cada especie en particular, ya que cada una responde fisiológicamente diferente de las demás.

La germinación *in vitro* de las semillas de cactáceas, resulta ser una buena opción para obtener plántulas libres de enfermedades para su micropropagación, permitiendo trabajar con un número mayor de semillas y especies y mejorar el manejo de las plántulas.

Para las tres concentraciones diferentes (25, 50 y 100%) de macro y micronutrientes, usadas en esta investigación el tratamiento que obtuvo el número más alto de semillas germinadas fue T1 (testigo), mas sin embargo el tratamiento T4 (MS +AG₃ a 300ppm) obtuvo mejores plantas. Al incrementar la concentración de macro y micronutrientes se elevó el número de semillas germinadas en todos los tratamientos.

En el caso del AG no obtuvo el mayor rendimiento pero si las plantas más vigorosas, ya que al hacer la observación se descubrió que las plantas donde se utilizó el AG son más vigorosas, se puede concluir que estas plantas tienen un mejor desarrollo y aclimatación.

Hace falta más investigación en esta ámbito, probar más formulas y concentraciones nutritivas para las diferentes especies de cactáceas, con el fin de establecer la más apropiada para cada diferente especie, pues se presentaron resultados muy variados aun usando la misma especie en diferentes concertaciones.

Siendo el T1 (testigo) el que presenta mejores resultados en el midió MS utilizando diferentes concentraciones de macro y micronutrientes. Quedando demostrado que algunas especies de cactáceas no necesitan estrictamente un proceso o tratamiento para promover su germinación.

6. LITERATURA CITADA

- Alisbury, F. B. 1994. Fisiología Vegetal. Grupo Editorial Iberoamericana. Ed. Cient. Latino Americana. México.
- Areces A. 1997. The West Indies. En: Oldfield S. (comp.) Cactus and Succulents Plants -Status Survey and Conservation Action Plan. IUCN/SSC Cactus and Succulent Specialist Group. IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK. Pp 99-111.
<http://www.uh.cu/centros/jbn/descargas/cactus/5.pdf>
- Ballmstar, O., J. F. 1998. Los cactus y otras plantas suculentas. Editoriado por Gillen Floraprint. Valencia, España.
- Barba, A. A. Luna, R. S, y Romero, A. J. 2001. Micropropagacion de Plantas. Primera edición. Ed. Trillas. México. pp 1-36.
- Bravo-Hollis, H., S. Arias. 1999. Sinopsis de la Familia Cactaceae en Mesoamerica. Cactáceas y Suculentas Mexicanas. 44 (1): 4-19.
- Bravo, H. y 1978. Las Cactáceas de México. Volumen I. U.N.A.M. México. D.F.
- Sandoval, M. P., J. Gonzales, R. Ramírez. 2005, Cultivo in vitro de 3 especies de cactáceas con diversas concentraciones de dos reguladores de crecimiento.
- Buxbaun, F. 1961. Cactus culture bases on biology. Bland ford press. London . 224p.

- Buxbaun, F. 1953. Morphology of cacti. Abbey Garden Press. U.S.A.
- Camacho, M. F. 1994. Dormición de Semillas; Causas y Tratamientos. Ed. Trillas. México. 125 pp.
- Christopher R. 2003 saqueo de cactáceas-un comercio espinoso que amenaza al Desierto Chihuahuense. WWF News Centre.
- Compland, L. O. and M. B. McDonal. 1985. Principles of seed science and technology. 2da. Burgess Publishing company. USA.
- D" Auberterre, R., Z. Piñero., E. García y M. A. Figarella. 2006. Efecto de diferentes métodos de escarificación sobre la germinación de cinco especies de cactáceas (*Opuntia ficus indica*, *Pilosocereus moritzianus*, *Stenocereus griseus*, *Cereus deficiens* y *Cereus hexagonus*) del estado Lara. Instituto nacional de investigaciones Agrícolas (INIA). Centro de investigación del estado Lara. INIA Lara, Venezuela. www.ceniap.gov.ve/pbd/Congreso/agroforesteria/articulos%20pdf/dauberterre_ramon_2.pdf.(10 septiembre 2008).
- Fahn, A. 1978. Anatomía vegetal. Ediciones H. Blume. Madrid España.
- Fischer, Pierre C. 70 *Cactus comunes de sudoeste*. City unknown: Southwest Parks and Monuments Association, 1989.<http://es.wikipedia.org/wiki/Echinocereus>
- García dueñas, M. R. y Ramírez, H.1993. Desarrollo de las Plantas. Ed. Limusa. Mexico. 124 p.

- García, R. H. 1993. Estimulación de la germinación de cinco especies de cactáceas consideradas en peligro de extinción. Tesis licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. 67p.
- Glass. R. H. 1998. Guía para la identificación de cactáceas amenazadas de México. Fideicomiso para la Biodiversidad. México. D.F.
- Granados, S. D., P. A. D. Castañeda. 2000. El nopal, historia, fisiología, genética e importancia frutícola. Trillas. México. pp 228
- Heinemann, H. 1980. ¿de dónde viene el nombre cacto? En Cactácea y Suculentas Mexicanas, vol. XXV, N° 2. pp 27-32.
- Hernández, .H. M. y H. A. Godínez. 1994. Contribución al conocimiento de las cactáceas mexicanas amenazadas. Herbario Nacional. Instituto de Biología. UNAM.
[www.ecologia.edu.mx/publicaciones/resumeness/ABM/ABM.26.1994/cta26\(33-52\).pdf](http://www.ecologia.edu.mx/publicaciones/resumeness/ABM/ABM.26.1994/cta26(33-52).pdf)
- Hertmann, T. H. y Kester, E. D. 1999. Propagación de Plantas Principio y Practicas. Ed. CECOSA. México. 67 p.
- Jose Luis Reset-Pruneda, M. de Lurdes Valdez-Aguilar, Martha Evelia Perez-Reyes y Eugenio Perez-Molphe-Balch. 2007. Propagacion *In vitro* de especies de *Echinocereus*, *Escontria*, *Mammillarias*, *Melocactus*, y *Polaskia*

(Cactacea). Departemato de Química, Centro de Ciencias Básicas.
Universidad de Autónoma de Aguascalientes. México.

Laboratorio de Cultivos de Tejidos. Instituto de Ciencias Agrícolas, Universidad De
Guanajuato. Irapuato, Gto. México.

M. del Carmen Navarro., Ana Paulina Demenage. 2007., Germinación de Semillas
y Efecto de las Hormonas En el Crecimiento de *Mammillaria pectinifera*.
Universidad Autónoma de Puebla, México.

M. del Socorro Santos Días, José Martínez del Campo Masías, Alberto Arredondo
Gómez y María de Lourdes Sánchez. 2001. Efecto del medio de cultivo
sinetina y agentes osmóticos sobre las respuestas morfogeneticos de
Astrophytum myriostigma (Catácea). Facultad de Ciencias UASLP. San
Luis Potosí. México.

Martínez Avalos, J. G. 1994. Inventario florístico de las cactáceas del estado de
Tamaulipas. Universidad Autónoma de Tamaulipas, México.

Martínez, S., C. Gonzalez, M. Fonte. y O. Pérez 1992. Evaluación de diferentes
métodos de introducción de donantes de Biofabricas. Ponencia al 7°
Forum de Ciencia y Tecnica. MINAGRI. 20 p. Martinez Avalos, J. G.
1994. Inventari floritico de las cactaceas del estado de Tamaulipas.
Universidad Autonoma de Tamaulipas. Mexico.

- Moreno, P. N. J. Lopez y G. L. Arce. 1984. Aspectos sobre las semillas y su germinación de *Echinomastis mariposensis* (Hester). Cactáceas y Suculentas de México.
- Nessman. J. D. 1994. Para el Cuidado de los Cactus y Plantas Crasas. Ed. SUSAETA. Madrid, España. 153 p.
- Nobel. P. S. 1998. Los incomparables Agaves y Cactus. Ed. Trillas. México. 211p.
- NORMA Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-1994, que determina las especies y subespecies de flora y fauna silvestres terrestres y acuáticas en peligro de extinción, amenazadas, raras y las sujetas a protección especial, y que establece especificaciones para su protección. 16-05-94.
- Pérez, L. H. 1990. Efecto de los bioestimuladores Biozyme T. S y Biozyme P. P., sobre la emergencia y principios de desarrollo en Maiz (*Zea mays*), frijol (*Phaseolus vulgaris*) y trigo (*Triticum aestivum*). Tesis de licenciatura. U.A.A.A.N. Saltillo, Coahuila, Mexico.
- Pierik, R. L. M. 1990. Cultivo in Vitro de Plantas Superiores. Ediciones Mundi-Prensa. España. Pag. 15, 35, 49. Trinidad, G. R. 2005. Multiplicación in vitro de *Astrophytum myriostigma* Lem. *Turbincarpus knuthianus* Boed. Y aclimatación de estas especies y *T. Ophoroides* Werd. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. 84 p.

- Ramirez-Malagon, R., Aguilar-Ramirez, I., Borodanenko, A., Perez-Moreno, L., Barrera-Guerra, J.L., Nuñez-Palenius, H.G., Ochoa-Alejo, N., 2007. "In vitro propagation of ten threatened species of *Mammillaria* (Cactaceae)" *In Vitro Cell Development Biology Plant*, 43, pp. 660-665.
- Ramos, E y Luis Rollo. 1992. Nueva horticultura: tecnología y economía de los sistemas hortícolas intensivos. Edición mundiprensa. Madrid, España.
- Reyes, J. 1994. Métodos para la propagación de cactáceas mexicanas. *Amaranto* 7 (2): 1-12.
- Reyes, R. P. de M. 1993. Latencia de semillas; mecanismo de control y métodos de rompimiento, UAAAN. México. 137 p.
- Rodriguez L. R. 1997. Rompimiento de latencia en semillas de *Echinocactus platyacanthus*, link, mediante remojado y escarificación con ácido sulfúrico. Tesis de licenciatura. UAAAN. Saltillo, Coah. México.
- Rojas, M. 1995. Estudios sobre la germinación de cactáceas del Valle de Zapotitlán de las Salinas, Puebla. Tesis M. en C. Facultad de Ciencias. UNAM. 114 pp.
- Ruiz, O. M., D. Nieto., R. Larios. 1962. Tratado elemental de botánica. Ed. Cient. Latino América. México.
- Sánchez, B. N. A. 2004 germinacion *in vitro* de cuatro especies de cactáceas *Astrophytum myriostigma*, *Epithelantha micromeris*, *ferocactus stainensii*

var *pringlei*, *Normanbokea valdeziana*. Tesis de Licenciatura. UAAAN. Saltillo, Coahuila, México. 46 p.

Sánchez. S. O. 1987. La Flora de Valle de México. Cuarta Edición. Editorial Herrero, S. A. México. <http://es.wikipedia.org/wiki/Cactaceae>

Sandoval, M. P., J. González., Ramírez. 2005. Cultivo *in vitro* de tres especies de cactáceas con diversas concentraciones de reguladores de crecimiento. Laboratorio de Cultivos de Tejido. Instituto de Ciencias Agrícola. Universidad de Guanajuato. Irapuato Gto. México. www.cio.mx/3_enc_mujer/files/extensos/Secion%202/S2-BYQ17.doc (07agosto 2008)

SEMARNAT. 2001. Norma Oficial Mexicana en Protección de la Flora y Fauna Silvestre. Diario Oficial. Lunes 16 de Mayo. Tomo CDLXXXVIII, No. 10.

Tierramerica. 2002. Cactus, Medio Ambiente y Desarrollo. Revista Digital. www.tirramerica.net/2002/0526/conectate.shtml.

Trinidad, G. R. 2005. Multiplicación *in vitro* de *Astrophytum myriostigma* Lem. Y *Turbincarpus knothianus* Boed. Y aclimatación de estas especies y *T. ophoroides* Werd. Tesis de Licenciatura Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. 84 p.

Villarreal. Q. J. A. 1993. Introducción a la Botánica Forestal. Editorial Trillas. México. D.F. 153 p.

www.euita.upv.es/varios/biologia/Temas/tema_17.htm

www.panda.org/News_facts/newsroom/index.cfm?uNewsID=5406&uLangID=4.

<http://rutas.ucf.edu.cu/Tesis%20Maestria/Tesis%20Odalmys.pdf>. (29 Agosto
2008).

9. ANEXOS

Tabla 1. Cuadro de concentración de datos el número de semillas germinadas, para las diez fechas de muestreo en los diferentes tratamientos con un medio de cultivo MS al 25%.

T	F 1	F 2	F 3	F 4	F 5	F 6	F 7	F 8	F 9	F 10
T 1	13	16	15	18	24	27	28	28	30	32
T 2	3	4	6	7	9	10	11	13	16	18
T 3	3	5	5	8	9	12	13	14	15	16
T 4	7	9	11	14	18	24	25	26	29	31

Tabla 2. Cuadro de concentración de datos el número de semillas germinadas, para las diez fechas de muestreo en los diferentes tratamientos con un medio de cultivo MS al 50%.

T	F 1	F 2	F 3	F 4	F 5	F 6	F 7	F 8	F 9	F 10
T 1	14	19	21	27	29	35	35	36	36	37
T 2	3	7	8	8	9	15	15	16	16	18
T 3	0	4	6	6	10	11	11	12	12	13
T 4	4	11	11	13	23	27	28	29	31	33

Tabla 3. Cuadro de concentración de datos el número de semillas germinadas, para las diez fechas de muestreo en los diferentes tratamientos con un medio de cultivo MS al 100%.

T	F 1	F 2	F 3	F 4	F 5	F 6	F 7	F 8	F 9	F 10
T 1	22	35	42	43	47	48	49	50	50	51
T 2	8	9	12	23	29	32	33	34	35	37
T 3	5	11	14	17	23	26	27	28	28	30
T 4	3	12	14	18	25	32	33	36	36	37

Tabla 4. Cuadro de concentración de datos de los porcentajes de germinación obtenidos en los diferentes concentraciones del medio (MS) macro y micronutrientes aplicando los diferentes tratamientos

T/M	MS 25%	MS50%	MS 100%
T1	42	49.3	68
T2	24	24	49.3
T3	21.3	17.3	40
T4	41.3	44	49.3

Tabla 5. Análisis de varianza del medio de cultivo con una concentración del 25% de macro y micronutrientes

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	3	1368.500000		456.166656	100.1341 0.000
BLOQUES	9	1412.400391		156.933380	34.4488 0.000
ERROR	27	123.000000		4.555555	
TOTAL	39	2903.900391			

C.V. = 13.73%

Tabla 6. Análisis de varianza del medio de cultivo con una concentración del 50% de macro y micronutrientes.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	3	2585.099609		861.699890	93.2873 0.000
BLOQUES	9	1709.400391		189.933380	20.5621 0.000
ERROR	27	249.400391		9.237052	
TOTAL	39	4543.900391			

C.V. = 17.42%

Tabla 7. Análisis de varianza del medio de cultivo con una concentración del 100% de macro y micronutrientes.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	3	3148.599609	1049.533203	127.4161	0.000
BLOQUES	9	3674.599609	408.288849	49.5674	0.000
ERROR	27	222.400391	8.237052		
TOTAL	39	7045.599609			

C.V. = 10.04%

Imágenes de las semillas germinadas y del desarrollo de las vitro plantas en las diferentes concentraciones del medio y con los diferentes tratamientos usados.

