

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA



**EVALUACIÓN DE SOLUCIONES NUTRITIVAS EN LA
ACLIMATIZACIÓN DE VITROPLANTAS DE *Mammillaria
carmenae* Y *Mammillaria plumosa***

Por:

JUANA INÉS RODRÍGUEZ DE LEÓN

TESIS

Presentada Como Requisito Parcial para Obtener el Título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Buenavista, Saltillo Coahuila, México.

Octubre 2010

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA**

**EVALUACIÓN DE SOLUCIONES NUTRITIVAS EN LA
ACLIMATIZACIÓN DE VITROPLANTAS DE *Mammillaria carmenae*
Y *Mammillaria plumosa***

Por:

JUANA INÉS RODRÍGUEZ DE LEÓN

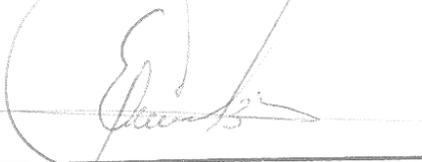
Que somete a consideración del H. jurado examinador como requisito para
obtener el Título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Aprobada por:


M.C. Leticia Escobedo Bocardo

Presidente del Jurado


DR. Mario Ernesto Vázquez Badillo

Coordinador de la División de Agronomía

Buenavista, Saltillo Coahuila, México Octubre 2010

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
"ANTONIO NARRO"**

**DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA**

**EVALUACIÓN DE SOLUCIONES NUTRITIVAS EN LA ACLIMATIZACIÓN DE
VITROPLANTAS DE *Mammillaria carmenae* Y *Mammillaria plumosa***

Presentada por:

JUANA INÉS RODRÍGUEZ DE LEÓN

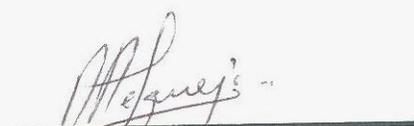
Que somete a consideración del H. jurado examinador como requisito para
obtener el Título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Aprobada por:


M.C. Leticia Escobedo Bocardo

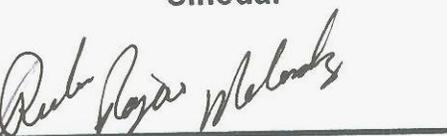
Presidente del Jurado


Dr. Ricardo Requejo López

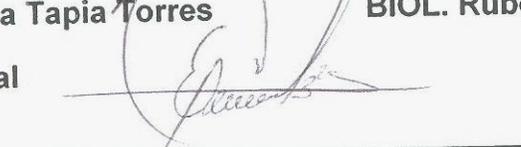
Sinodal


M.C. María Alejandra Tapia Torres

Sinodal

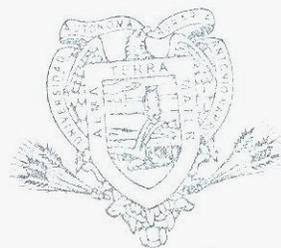

BIOL. Rubén Rojas Meléndez

Sinodal


Dr. Mario Ernesto Vázquez Badillo

Coordinador de la División de Agronomía

Buenavista, Saltillo Coahuila, México Octubre 2010



Coordinación
División de Agronomía

DEDICATORIA

Dedico mi carrera y trabajo de tesis, con mucho amor al ser perfecto de esta tierra, que dio la vida y murió en la cruz por mí, para salvarme de mis pecados... SEÑOR JESÚS. Gracias, por acompañarme en todo momento y llenándome de tu espíritu santo, demostrándome tu infinito amor. Amén.

A mis amados padres:

Sr. José Luis Rodríguez Ibarias †

y

Sra. Herminia De León Hermitaño

Agradezco con todo mi cariño y amor, a quienes me brindan en todo momento su apoyo incondicional, a pesar de las distancia y por ser las mejores personas que me regalo Dios como padres, dejándonos a mí y a mis hermanos una gran trascendencia a seguir.

A mis Hermanos:

Emmanuel y José Daniel Rodríguez De León

Gracias por compartir mi infancia con ustedes y hasta donde permita Dios que estemos juntos los tres. Los quiero mucho hermanitos, esperando que su vida sean personas triunfadoras.

A mis abuelitas:

Juana Ibarias Vidal † y Esther Hermitaño Elías †

Agradezco eternamente a ustedes, por demostrarme todo su amor cada una. En especial mi abuelita Juanita, quien fue como mi segunda madre, extrañándote todo el tiempo, no tengo palabras para describir tanto respeto hacia a ti, te quiero mucho.

A mi hijo:

Caleb Josué Rodríguez De León

Eres el motivo de mi vida. Te amo mucho hijo, deseando que Dios me permita verte crecer y ser una persona con valores.

A mis Tíos (as):

Rodríguez Ibarias Y De León Hermitaño

Quienes me brindaron en todo momento consejos de apoyo en especial a mi tía Adriana, tío Óvido, tía Rosa, gracias. De igual manera a mi sobrino José Luis y Emmanuel Rodríguez Colomo y su mamá Yuridia por ser integrantes nuevos en mi familia.

A mis primas:

Agradecida con ustedes Adriana, Cele, por apoyarme siempre y en todos momentos, igual manera a Doris y Alejandro por apoyarme moralmente y en ocasiones económicamente. Que Dios me los bendiga.

A amigos:

Javier Fuentes Marroquín y Gari Zamudio Rodríguez

Me siento afortunada porque Dios me concedió conocer dos personas maravillosas, que me brindaron su amistad sincera, incondicional y confianza, muchas gracias por ser los mejores amigos.

A mis Hermanas de la Residencia Hidalgo:

Esmeralda, Ventura, Zuri, Lidia, Josefa, Betzayda, Deysi y Maricela

Con ustedes encontré el significado de la hermandad, gracias por cada momento que compartí con cada una de ustedes (alegría, shopeen, enojos, cocina, etc.), cada una de ustedes tienen un lugar muy especial en mi corazón. Seguiremos siendo las numero uno. Muchas gracias amigas.

A mis amigas* y compañeros Ingenieros en Agrobiología:

Adriana*, Alicia, Analí*, Elvira, Laura*, Lupita, Luz Ma, Valeria, Auner, Fidel, Martín, Maudiel, "Jarocho" y "Oscarín".

Generación CIX, gracias por haber compartido clases con ustedes, tuve la dicha de conocerlos cada uno. Deseando éxito en sus proyectos de vida y profesional.

A mis amigos de ECOSUR unidad Tapachula:

Ing. en Biotecnología **Norma y Ricardo** gracias por brindarme su amistad.

AGRADECIMIENTOS

M.C. Leticia Escobedo Bocardo

Con la admiración que merece, agradezco su apoyo brindado y orientación en la elaboración de este trabajo y ser una de las mejores profesoras de la institución (UAAAN).

Dr. Ricardo Requejo López

Gracias por su enseñanza y valioso conocimiento para realizar este trabajo de tesis.

M.C. María Alejandra Torres Tapia

Gracias por colaboración y consejos en la realización del trabajo de tesis.

BIOL. Rubén Rojas Meléndez

Gracias por su valiosa participación en el trabajo de tesis.

DR. Javier de Jesús Córtes Bracho.

Muchas gracias por brindarme su amistad y consejos.

M.C. Luis Rodríguez Gutiérrez

Gracias por su apoyo brindado y conocimientos.

Dra. Graciela Huerta Palacios

Gracias por apoyarme y orientarme en el tiempo que estuve realizando mis prácticas profesionales en ECOSUR unidad Tapachula.

BIOL. Ana María Ochoa

Gracias por transmitir sus conocimientos en uso y manejo del laboratorio y su valiosa amistad.

ING. Gari Zamudio Rodríguez

Gracias por apoyarme en las evaluaciones del trabajo de tesis, sin ti no hubiera podido terminar.

A mi “ALMA TERRA MATER”

Agradezco infinitamente a mi “Alma”, por tener a los mejores profesores académicos (Dr. De la Rosa Ibarra, Dr. Quintanilla, Dr. Valdez, Dr. Gallegos, Dra. Silvia, M.C. Leticia, M.C. Alejandra, M.C. Francisca, M.C. Martha, BIOL. Sofía, BIOL. Teresa, BIOL. Carranza, BIOL. Andrés, ING. Saghun), quienes se involucraron en mi formación profesional.

ÍNDICE DE CONTENIDO

	Página
ÍNDICE DE CUADROS.....	XI
ÍNDICE DE FIGURAS.....	XII
RESUMEN.....	XIV
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Objetivo general.....	3
1.2 Objetivo específico.....	3
1.3 Hipótesis.....	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1 Clasificación taxonómica de <i>Mammillaria carmenae</i>	4
2.2 Descripción botánica de <i>Mammillaria carmenae</i> por Castañeda y Núñez (1953).....	5
2.3 Distribución geográfica.....	5
2.4 Situación ecológica.....	6
2.5 Clasificación taxonómica de <i>Mammillaria plumosa</i>	6
2.6 Descripción botánica de <i>Mammillaria plumosa</i> por Bravo y Sánchez (1991) y Glass (1998).....	7
2.7 Distribución geográfica.....	7
2.8 Situación ecológica.....	8
2.9 Propagación del Genero <i>Mammillaria</i>	8
2.10 Cultivo de tejidos.....	9
2.11 Biorreguladores del crecimiento de las plantas.....	10
2.12 Etapas de Micropropagación.....	13
2.13 Micropropagación de cactáceas.....	14
2.14 Enraizamiento.....	16
2.15 Aclimatización.....	17
2.16 Sustratos.....	20
2.17 Fertirriego.....	21
2.18 Soluciones nutritivas.....	22

III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	25
3.1 Descripción del sitio.....	25
3.2 Procedimiento.....	25
3.3 Variables evaluadas.....	30
3.4 Diseño experimental.....	32
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	33
V. CONCLUSIONES.....	50
VI. LITERATURA CITADA.....	52
VII. APÉNDICE.....	61

ÍNDICE DE CUADROS

No. Cuadro	Descripción	Página
3.1	Tratamientos de Murashige y Skoog (MS), Fertilizantes foliares GROFOL [®] y BAYFOLAN [®]	27
3.2	Volumen de macronutrientes, Micronutrientes, vitaminas y fierro necesario para preparar un litro de medio nutritivo MS al 25 %, 50 % y 75 %.....	28
3.3	Cantidad de GROFOL [®] y BAYFOLAN [®] aforado a un litro de solución nutritiva.....	29
4.1	Análisis de varianza para peso fresco aéreo de <i>M. carmenae</i> .	35
4.2	Análisis de varianza para peso fresco aéreo de <i>M. plumosa</i> ...	36
4.3	Prueba de medias para peso fresco aéreo de <i>M. carmenae</i> y <i>M. plumosa</i>	37
4.4	Análisis de varianza para peso fresco total de <i>M. carmenae</i> ...	38
4.5	Análisis de varianza para peso fresco total de <i>M. plumosa</i>	38
4.6	Prueba de medias para Peso fresco total de <i>M. carmenae</i> y <i>M. plumosa</i>	39
4.7	Análisis de varianza para las variables relación de altura y diámetro de <i>M. carmenae</i>	42
4.8	Prueba de medias para relación de altura y diámetro de <i>M. carmenae</i>	43
4.9	Análisis de varianza para la relación entre peso fresco aéreo y peso fresco de la raíz de <i>M. carmenae</i>	44
4.10	Prueba de medias para relación de peso fresco aéreo (PFA) y peso fresco de la raíz (PFR) de <i>M. carmenae</i>	45
4.11	Análisis de varianza para la relación entre peso seco aéreo y peso seco de la raíz de <i>M. carmenae</i>	46
4.12	Prueba de medias para la relación de peso seco aéreo y peso seco de la raíz de <i>M. carmenae</i>	47

ÍNDICE DE FIGURAS

No. Figura	Descripción	Página.
2.1	<i>Mammillaria carmenae</i>	4
2.2	<i>Mammillaria plumosa</i>	6
3.1	Vitroplantas de <i>M. carmenae</i> y <i>M. plumosa</i> en aclimatación en la cámara bioclimática.....	26
4.1	Medición de la altura de planta de <i>M. carmenae</i> regadas con la solución nutritiva GROFOL® al 25 % después de siete meses de aclimatización.....	33
4.2	Medición del diámetro de plantas de <i>M. carmenae</i> regadas con la solución nutritiva GROFOL® al 25 % después de siete meses de aclimatización.....	34
4.3	Plantas de A) <i>M. carmenae</i> y B) <i>M. plumosa</i> regadas con las soluciones nutritivas MS al 25 % (a y c) y GROFOL® al 50 % (b y d) después de siete meses de aclimatización.....	40
4.4	Plantas de <i>M. carmenae</i> regadas con las soluciones nutritivas MS al 50 % (e) y <i>M. plumosa</i> (f y g) para BAYFOLAN® al 25 % y 75 % después de siete meses de aclimatización.....	40
4.5	Plantas de <i>M. carmenae</i> regadas con soluciones nutritivas MS al 50 % (f) y GROFOL® al 50 % (g) y 75% (h). BAYFOLAN® al 25 % (i) después de siete meses de aclimatización.....	43
4.6	Plantas de <i>M. carmenae</i> regadas con las soluciones nutritivas de BAYFOLAN® al 50 % (j) y GROFOL® a 25 %, 50 % y 75 % (k, l y m) después de siete meses de aclimatización.....	47

4.7	Plantas de <i>M. carmenae</i> regadas con las soluciones nutritivas MS al 50 % (n) y BAYFOLAN® al 25 % (ñ) después de siete meses de aclimatización.....	47
4.8	Respuesta de los tratamientos en el porcentaje de sobrevivencia de <i>M. carmenae</i> y <i>M. plumosa</i>	48
4.9	Plantas de <i>M. plumosa</i> regadas con GROFOL® al 75 % después de siete meses de aclimatización.....	49

RESUMEN

La Norma Mexicana NOM-059-ECOL-2001 indica que debido a su lento crecimiento y alto grado de endemismo *Mammillaria carmenae* se encuentra catalogada como especie en peligro de extinción y *Mammillaria plumosa* como especie amenazada. Una estrategia para salvaguardarlas es mediante el cultivo de tejidos vegetales que constituye una poderosa herramienta para su propagación *in vitro*. El objetivo del presente trabajo fue lograr la aclimatización de plántulas de *M. carmenae* y *M. plumosa*. Las vitroplantas se sacaron del medio MS y enjuagaron con agua corriente para eliminar el medio adherido a las raíces de la planta; en seguida fueron sumergidas durante 3 minutos en bactericidas-fungicidas 2 g L⁻¹ para evitar la presencia de enfermedades y durante 2 minutos en solución Raizal 2.5 g L⁻¹ para estimular el desarrollo de las raíces. Las vitroplantas se sembraron en las macetas de 4 pulgadas de diámetro conteniendo una mezcla de sustrato de 99 % + 6 % de aserrín de coco, las cuales fueron puestas en charolas de plásticos de 40 x 60 cm y colocadas en una cámara bioclimática a temperatura de 25 °C a 12 hrs luz. Las vitroplantas de *M. carmenae* y *M. plumosa* se regaron con nueve soluciones nutritivas: T1= MS al 25 %; T2= MS al 50 %; T3= MS al 75 %; T4= Fertilizante foliar GROFOL[®] al 25 %; T5= Fertilizante foliar GROFOL[®] al 50 %; T6= Fertilizante foliar GROFOL[®] al 75 % ; T7= Fertilizante foliar BAYFOLAN[®] al 25 %; T8= Fertilizante foliar BAYFOLAN[®] al 50 % y T9= Fertilizante foliar BAYFOLAN[®] al 75 %. Los riegos se aplicaron cada vez que se drenó el 25 % de la solución concentrada, de esa manera se ajustó la cantidad a regar. En promedio se aplicaron 20 mL para T1, T2, T6 y T7, 30 mL para T4 y T5 en los dos genotipos y para T3 y T9 se aplicaron 20 mL para *M. carmenae* y 30 mL para *M. plumosa*. Las variables a medir fueron altura, diámetro, longitud

de raíz, peso fresco raíz, peso fresco aéreo, peso fresco total, peso seco raíz, peso seco aéreo, peso seco total, la relación entre altura y diámetro, la relación entre los índices peso fresco aéreo y peso fresco raíz, la relación entre los índices peso seco aéreo y peso seco raíz y porcentaje de sobrevivencia. El trabajo se estableció bajo un diseño completamente al azar. Los resultados indicaron que se logró la aclimatización de plantas de *M. carmenae* y *M. plumosa* a los siete meses con las soluciones nutritivas evaluadas. Los tratamientos que generaron mayor peso fresco aéreo y peso fresco total en los dos genotipos fueron T5 (GROFOL® al 50 %) y T1 (MS al 25 %). Los mejores tratamientos en la relación peso fresco aéreo y peso fresco de la raíz para *M. carmenae* fueron T2 (MS al 50 %), T5 (GROFOL® al 50 %) y T6 (GROFOL® al 75 %). El mejor tratamiento en la relación peso seco aéreo y peso seco de la raíz para *M. carmenae* fue T8 (BAYFOLAN® al 50 %). Sobrevivencia del 100 % se logró en *M. carmenae* con los tratamientos T1 (MS al 25 %), T4 (GROFOL® al 25%), T5 (GROFOL® al 50 %), T6 (GROFOL® al 75 %), T8 (BAYFOLAN® al 50 %) y T9 (BAYFOLAN® al 75 %) y *M. plumosa* con los tratamientos T2 (MS al 50 %), T4 (GROFOL® al 25%), T5 (GROFOL® al 50 %), T6(GROFOL® al 75 %), T8 (BAYFOLAN® al 50 %) y T9 (BAYFOLAN® al 75 %). Plantas regadas con la solución nutritiva de GROFOL® al 25 %, 50 % y 75 % alcanzaron porcentajes del 100 % de sobrevivencia en ambas especies.

Palabras claves: Aclimatización, Cactáceas, *Mammillaria carmenae*, *Mammillaria plumosa*, Soluciones nutritivas.

I. INTRODUCCIÓN

México es uno de los cinco países con mayor diversidad biológica del mundo. Entre el 10 y 12 % de las especies del planeta se encuentran en este territorio; suman más de 200 mil especie y ocupan el cuarto lugar en el mundo en cuanto a riqueza de plantas y el primero en diversidad de cactáceas (Casas, 2005).

La familia Cactaceae comprende tres subfamilias: Pereskioideae, Cactoideae y Opuntioideae (Bravo-Hollis, 1978). Esta familia ocupa el quinto lugar en diversidad con 55 géneros y 850 especies (Rzedowski, 1983). México representa una diversificación de cactáceas con el 78 % de especies endémicas (Alanís *et. al.*, 2004), que se encuentran especialmente en la región que comprende los estados de Coahuila, San Luis Potosí, Tamaulipas y Nuevo León, localizados en la porción sureste del desierto Chihuahuense (Hernández y Godínez, 1994).

El género *Mammillaria* es ecológicamente el grupo más diverso, con mayor número de especies que se distribuye en México (Mandujano *et. al.*, 2002), 150 son endémicas (Hernández y Godínez, 1994; Arias *et. al.*, 1993). Numerosas especies de este grupo de plantas han sido sobreexplotadas para su comercialización y actualmente se encuentran incluidas en la Norma Mexicana NOM-059-ECOL-2001 como cactáceas amenazadas como se encuentran *Mammillaria carmenae*, *M. plumosa*, *M. solisioides*, *M. teresae*, por mencionar los más dramáticos (Mandujano *et. al.*, 2002). *Mammillaria carmenae* está catalogada como especie en peligro de extinción y *Mammillaria plumosa* como especie

amenazada según la NOM-059-ECOL-2001. Desde hace varias décadas se han desarrollado estrategias para la propagación de especies de cactáceas en peligro de extinción, endémicas o raras, una de ellas es la Micropropagación *in vitro* por cultivo de tejidos (Rubluo *et. al.* 1993). Esta técnica permite la producción de muchos organismos genéticamente idénticos a partir de una pequeña porción de tejido aséptico (Pospíšilová *et. al.* 1999).

Durante la micropropagación *in vitro* las plantas crecen en condiciones controladas, la incubación de los tejidos en frascos estériles y cerrados para prevenir la contaminación microbiana elimina las corrientes de aire e incrementa la humedad ambiental, lo que limita el flujo de CO₂ y de otros productos gaseosos de las plantas en el frasco (Pospíšilová *et. al.*, 2000).

La aclimatización es la etapa final de un protocolo de micropropagación. Durante esta etapa las plántulas deben adaptarse a características normales para incrementar la sobrevivencia en el trasplante a condiciones de invernadero o campo (Debergh, 1991). El mal funcionamiento de las relaciones hídricas así como el pobre desarrollo del sistema fotosintético son las principales causas de la pobre sobrevivencia alcanzada en esta fase (Preeces y Sutter, 1991).

Mammillaria carmenae y *Mammillaria plumosa* tienen una capacidad reproductiva limitada y tasas de crecimiento en condiciones naturales muy lentas lo que trae como consecuencia la pérdida de germoplasma por lo que generados durante la propagación *in vitro* constituye una estrategia para generar una gran cantidad de vitroplantas que deben ser trasladadas gradualmente a condiciones naturales, durante la aclimatización. El manejo adecuado de las condiciones nutrimentales durante este proceso mejora el porcentaje de sobrevivencia durante la aclimatización y por ende la eficiencia del proceso de micropropagación.

1.1 Objetivo general

Lograr la aclimatización de plántulas de *Mammillaria carmenae* y *Mammillaria plumosa*.

1.2 Objetivo específico

Evaluar nueve soluciones nutritivas (GROFOL[®], BAYFOLAN[®] y MS a una concentración de 25 %, 50 % y 75%) en la aclimatización de plántulas de *Mammillaria carmenae* y *Mammillaria plumosa*.

1.3 Hipótesis

Dado que las soluciones nutritivas contienen a los elementos esenciales para el crecimiento y desarrollo, entonces ellas tendrán efecto en la aclimatización de plántulas de *Mammillaria carmenae* y *Mammillaria plumosa*.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Clasificación taxonómica de *Mammillaria carmenae*

REINO: Vegetal

DIVISIÓN: Embryophyta

CLASE: Dicotiledónea

ORDEN: Caryophyllales

FAMILIA: Cactaceae

SUBFAMILIA: Cactoideae

TRIBU: Cacteae

GENERO: *Mammillaria*

ESPECIE: *carmenae*



Figura 2. 1 *Mammillaria carmenae*

Nombre común: Biznaga de la reja (NOM-ECOL 059-2001).

2.2 Descripción botánica de *Mammillaria carmenae* por Castañeda y Núñez (1953).

Distribución espacial: solitaria o en agrupamiento de cactus globulares.

Tallos: globosos a ovoides, de 4 a 10 cm de alto, 3 a 5 cm de diámetro. Sin látex.

Tubérculos: cónicos.

Axil: lanudo y cerdoso.

Columna radial: suave, flexible, de estrellas, como el blanco o amarillo pálido, hasta 5 mm de largo.

La columna central: no hay espinas centrales.

Flor: diurna, cremosa de color blanco a rosa o rosa pálido con venas medias de color rosa teñida, hasta 11 mm de largo.

Fruto: verdoso.

Semilla: negro.

2.3 Distribución geográfica

Mammillaria carmenae es una especie endémica del estado de Tamaulipas, México, considerada como una especie con área de distribución extremadamente restringida (Coca *et. al.*, 2007).

2.4 Situación ecológica

Mammillaria carmenae actualmente se considera en peligro de extinción, según la Norma Oficial Mexicana (NOM-ECOL 059-2001).

2.5 Clasificación taxonómica de *Mammillaria plumosa*

REINO: Vegetal

DIVISIÓN: Embryophyta

CLASE: Dicotiledónea

ORDEN: Caryophyllales

FAMILIA: Cactaceae

SUBFAMILIA: Cactoideae

TRIBU: Cacteae

GENERO: *Mammillaria*

ESPECIE: *plumosa*



Figura 2. 2 *Mammillaria plumosa*

Nombre común: Biznaguita de plumas (Bravo y Sánchez, 1991).

2.6 Descripción botánica de *Mammillaria plumosa* por Bravo y Sánchez (1991) y Glass (1998).

Distribución espacial: *Mammillaria plumosa* se presenta en lugares con poca competencia, principalmente en rocas, encontrándose cerca de algunas especies acompañantes como agaves y cactáceas.

Tallos: cespitoso desde la base de 6 cm de altura y 7cm de diámetro.

Tubérculos: irregularmente en 8 a 13 series espiradas, cilíndricas, de 12 mm de longitud, 2 a 3 mm de ancho en la base, de consistencia suave, de color verde claro.

Axil: con lana larga, blanca.

Areolas: circulares.

Espinas: radiales, de 3 a 7 mm de longitud, plumosas, suaves, tortuosa, sedosas, blancas.

Flor: campuladas de 15 mm de longitud y 14 mm de diámetro, segmentos exteriores del perianto verde, amarillento pálido.

Fruto: de color rosa castaño.

Semilla: café oscuro o negro.

2.7 Distribución geográfica

Mammillaria plumosa se distribuye en los estados de Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas.

- 1) En Coahuila en la Sierra Madre Oriental,
- 2) En Nuevo León en la Sierra Madre Oriental, de Bustamante, de San Miguel y de Hidalgo.
- 3) En Tamaulipas en la Sierra de San Carlos y al este de Ciudad Victoria (<http://www.scysnl.org/mplumosa.html>).

2.8 Situación ecológica

Mammillaria plumosa es una especie de cactáceas en la categoría (A) amenazadas según la norma Oficial Mexicana (NOM-ECOL 059-2001).

Se encuentra también inscrita en el apéndice II del la CITES (Convenio sobre el comercio Internacional de especies amenazadas de Flora y Fauna Silvestres) (Glass, 1998).

2.9 Propagación del Genero *Mammillaria*

Las cactáceas pueden reproducirse de manera tradicional por semillas, por propagación vegetativa, por esqueje y por injerto, sin embargo, estos métodos son poco exitosos cuando la germinación y el índice de crecimiento son bajos. Una alternativa potencial para el cultivo de cactáceas es la tecnología de cultivo *in vitro*, la cual puede ser de gran valor en la preservación y utilización de especies de cactáceas en vías de extirpación, ya que por estos métodos es posible obtener cientos o miles de planta (Johnson y Emimo, 1979; Smith, 1991).

El género *Mammillaria* se reproduce a partir de la multiplicación vegetativa donde las areolas basales de los tallos forman yemas nuevas integrando cintos de clones de plantas (Bravo y Scheinvar, 1999).

2.10 Cultivo de tejidos

El cultivo de tejidos es el proceso por el cual se extrae material vegetal *in vivo* en un medio de cultivo estéril. Requiere la disección microscópica de la planta bajo condiciones estrictamente higiénicas con el propósito de transferir su punto de crecimiento o tejido que crece activamente (los tejidos meristemáticos) con seguridad y dentro de un recipiente estéril. El cultivo *in vitro* de tejidos vegetales tiene una aplicación práctica en la clonación, conservación y manipulación de material vegetal (Pérez *et. al.*, 1999).

La variabilidad genética de las especies de cactáceas se ha ido perdiendo drásticamente, por lo cual es prioritario conservar la biodiversidad existente y rescatarlas a través de la conservación *in vitro*, y posteriormente *ex vitro* en el vivero (Sandoval *et. al.*, 2006).

Malda *et. al.* (1999), utilizaron cultivos *in vitro* como un método potencial para la conservación de plantas CAM (con metabolismo crasuláceo) amenazadas, mencionan que las especies raras de cactus generalmente presentan una capacidad reproductiva limitada y tasas de crecimiento muy lentas.

2.10.1 Ventajas del cultivo *in vitro*

- Nos permite propagar masivamente material vegetal en cualquier época del año y en corto tiempo conservando su potencial genético y calidad sanitaria.
- Permite optimizar el uso de factores ambientales y nutricionales.
- Facilita el cultivo de un gran número de plantas en una superficie pequeña.
- Puede conservar material biológico por períodos de tiempo prolongados.
- Se pueden incluir aspectos de fitomejoramiento. (http://www.inia.gob.pe/boletin/BCIT/boletin0003/cultivos_de_tejidos_in_vitro.htm).

2.11 Biorreguladores del crecimiento de las plantas

Los reguladores de crecimiento son compuestos orgánicos, naturales o sintéticos, que modifiquen o inhiban en cierta cantidad el crecimiento o desarrollo de la planta, siempre que lo hagan de manera similar a como actúan las hormonas vegetales (Lluna, 2006).

Las hormonas son compuestos orgánicos que en pequeñas cantidades, fomenta, inhiben o modifican su proceso fisiológico vegetal (Weaver, 1996). Las hormonas vegetales se sintetizan en alguna parte de la planta y se traslocan a otra, causando una respuesta fisiológica, que promueve diferentes tipos de crecimiento (Salisbury y Ross, 1994).

El desarrollo y la morfogénesis *in vitro* son regulados por la interacción entre el balance de Biorreguladores adicionados al medio y las fitohormonas producidas internamente (George, 1996).

Según Drew (2003) los reguladores del crecimiento y el desarrollo de las plantas actualmente se agrupan en cinco categorías: auxinas, giberelina, citoquininas, ácido abscísico y etileno. Además de estas sustancias naturales (reguladores endógenos) existen numerosos productos de síntesis que pueden utilizarse como reguladores del crecimiento en el cultivo "*in vitro*".

En los métodos de propagación "*in vitro*" se emplean ampliamente las auxinas en la organogénesis y las aplicaciones a la multiplicación vegetativa están ampliamente ligadas a la utilización conjunta de auxinas y citoquininas.

2.11.1 Auxinas

La acción de las auxinas como reguladores del crecimiento vegetal está asociada al desarrollo y regulación de la planta, entre los cuales se encuentra la elongación celular, división celular y enraizamiento (Celis y Gallardo, 2008).

Las auxinas son ampliamente utilizadas en trabajos de micropropagación y son incorporadas al medio nutritivo para promover el crecimiento de callo, suspensiones celulares u órganos y para regular la morfogénesis, conjuntamente con las citocininas (Valentín, 2005).

2.11.2 Citocininas

El término cinina es un nombre genérico para sustancias naturales y sintéticas que presentan los mismos tipos de actividad biológica que la cinetina 6-furfuril-aminopurina (Krikorian, 1989).

La función de las citocininas es promover la división celular y la organización de callos. Entre las más utilizadas están: La BA (Benciladenina), cinetina y zeatina, La BA es la citocinina de empleo más generalizada. La cinetina estimula la formación de brotes y yemas adventicias (Rossel y Villalobos, 1990).

Las citocininas producen una gran variedad de efectos en el crecimiento y desarrollo de la planta. Promueven la división celular e interactúan con las auxinas para inducir el desarrollo de raíces y de tallos en un cultivo *in vitro*. También influyen en la estimulación de la germinación, el crecimiento de algunos frutos y el retardo de la senescencia de diferentes órganos (Valentín, 2005).

Valentín (2005) observó la respuesta de dos variedades de aguacate, Hass y Booth-8, en cultivo *in vitro*. Utilizó el medio nutritivo de Murashige y Skoog (MS), con distintos reguladores del crecimiento, para estimular la brotación de las yemas laterales utilizadas como explantes. La investigación consistió en tres fases que fueron: Fase I. Pruebas preliminares para controlar el oscurecimiento. Se evaluaron como antioxidantes el Carbón Activado al 0.5 %, 1.0 % y 1.5 % y el Ácido Cítrico en concentraciones de 50, 100 y 150 mg/L. Se obtuvo que el mejor tratamiento para ambas variedades fue el que contenía Carbón Activado al 1.0 %, obteniendo un 80 % de sobrevivencia para la variedad Hass y un 90 % de sobrevivencia para la variedad Booth-8; Fase II. Inducción de brotes. Para la presente fase se utilizó la citocina 6-bencilaminopurina (BAP) en concentración de 0.0, 0.5, 1.5 y 3.0 mg/L así como el ácido giberélico (AG3) en concentraciones de 0.0, 0.5, 1.0 y 1.5 mg/L. Para la variedad Hass el mejor tratamiento fue 0.0 mg/L de 6-bencilaminopurina más 0.5 mg/L de ácido giberélico, con 40 % de brotación, mientras que para la variedad Booth-8 el mejor fue el Tratamiento que contenía 0.5 mg/L de 6-bencilaminopurina más 0.5 mg/L de +ácido giberélico, con 50 % de brotación. Fase III. Inducción de raíces. Esta fase no pudo llevarse a cabo, debido no pudo multiplicarse el material de manera masiva, aunque quedó demostrado que el cultivo de aguacate produce raíces *in vitro*.

Domínguez *et. al.* (2008) desarrolló un protocolo para la propagación *in vitro* de *Agave cupreata*, *A. difformis*, *A. karwinskii*, *A. obscura* y *A. potatorum*. Como explante se utilizaron meristemo extraídos de plántulas germinadas *in vitro*. Se logró la formación de brotes múltiples de explantes basales en medio MS adicionado con 30 g L⁻¹ de sacarosa, 8 g L⁻¹ de agar y varios tratamientos con citocininas [6-bencilaminopurina (BA) y dimetililaminopurina (2ip), cinetina (Cin), tidiazurón (TDZ), y meta-topolina o N6-(metadroxibencil) adenina (MT)]. La más alta en producción de brotes de *A. cupreata* y *A. karwinskii* se obtuvieron con 1.5 y 1 mg L⁻¹ de BA, donde se generaron 10.5 y 6.1 brotes por explante, respectivamente. En *A. difformis* y *A. karwinskii* las mejores respuesta se obtuvieron con 0.2 mg L⁻¹ TDZ con 8.5 y 11 brotes por explante, respectivamente. En *A. potatorum* la mejor respuesta ocurrió con 3 mg L⁻¹ Cin, en el que se produjeron 6.9 brotes por explante. El enraizamiento de los brotes generados *in vitro* se alcanzó en medio MS basal la sobrevivencia de las plantas una vez trasferidas a suelo fue de 72 % en promedio.

2.12 Etapas de Micropropagación

La propagación vegetativa se ha aplicado en varias especies para incrementar la productividad y resolver problemas con la semilla o de la producción y puede realizarse a través de varias técnicas, entre las que se encuentra el cultivo de tejidos. Dentro de esta metodología, la micropropagación ha sido la más difundida y con aplicaciones prácticas comprobadas, se ha insertado en los programas de mejoramiento para la propagación de clones de alto valor genético (Daquinta, 2000).

Se pueden distinguir las siguientes etapas:

- 1) **Elección** de la planta y/o tejido donante de explantos.
- 2) **Establecimiento**, que consiste en la desinfección de los explantos (generalmente con hipoclorito de sodio) y su posterior adaptación al medio artificial de modo de inducir callo, brote, raíz o embrión somático según se desee.
- 3) **Multiplicación**, para generar una masa vegetal suficiente para la regeneración del número de plantas necesarias.
- 4) **Enraizamiento**, en la que se busca la formación de raíces con el fin de convertir los brotes en plántulas completas.
- 5) **Rusticación o aclimatización** de las plántulas obtenidas *in vitro* a las condiciones ambientales *ex vitro* (suelo o algún sustrato inerte) (Muñoz, 2006).

Generalmente, las etapas de enraizamiento y aclimatación pueden combinarse en condiciones *ex vitro*.

2.13 Micropropagación de cactáceas

La micropropagación de plantas en la actualidad es una industria de gran importancia en varios países del mundo, habiendo desplazado en muchos casos a los sistemas tradicionales de producción de plántulas. En México, la industria de la micropropagación se concentra en plantas ornamentales, algunos cultivos hortícolas y cactáceas (Pérez *et. al.*, 1999).

Rodríguez *et. al.* (2006) realizó un trabajo de establecimiento y multiplicación de *Escobaria cubensis* (Britton) a partir de las areolas de la mamila, logrando establecer un protocolo que permite obtener de 3 a 5 hijos por planta y su posterior enraizamiento y aclimatización, además de introducir en el área

natural de esta especie, vitroplantas obtenidas por esta metodología, lo que demuestra que es eficiente el cultivo *in vitro* de cactáceas.

García y Malda (2008) llevaron a cabo la micropropagación de *Mammillaria mathildae*, con el propósito de re-introducirla a su hábitat. Utilizando medio MS, sin hormonas, se obtuvieron en 7 meses plántulas con un promedio de 1.78 ± 0.04 cm de altura y 1.36 ± 0.02 cm de diámetro. Éstas fueron inoculadas con un consorcio nativo de micorrizas por medio de un cultivo aeropónico. En 64 días se alcanzó el 100 % de micorrización; en 74 días, las plantas inoculadas aumentaron su altura (32 %), diámetro (24 %), biomasa (20 %) y contenido de fosfato (60 %) respecto del control. En invernadero floreció el 64 % mientras que en campo lo hizo el 14 %. Seis meses después de la re-introducción murió el 54 % de plantas no micorrizadas; en contraste, sobrevivió un 89 % de las infestadas.

Estrada-Luna *et. al.* (2008) realizaron un estudio desarrollado bajo condiciones de invernadero evaluando el efecto de la colonización de tres cepas seleccionadas de endomicorrizas en el crecimiento y absorción nutrimental de plantas micropropagadas de nopal (*Opuntia albicarpa* Scheinvar cv. "Reyna"). Las cepas empleadas para la inoculación de las plantas fueron ZAC-19, "Desierto de Sonora", y una cepa pura de *G. intraradices*. Los resultados obtenidos en esta investigación evidencian que el nopal puede hospedar a diferentes especies de hongos micorrícicos; sin embargo, el estudio de la eficiencia de la simbiosis permitió optimizar las respuestas de las plantas. Este conocimiento profundo en el manejo apropiado de la simbiosis ofrece la posibilidad de utilizarlos a nivel práctico y de reducir el uso de fertilizantes químicos y pesticidas en sistemas de agricultura sustentable.

Ojeda *et. al.* (2009) lograron desarrollar una técnica de micropropagación *in vitro* para *Astrophytum capricorne*. Se utilizaron varios medios de cultivo para las diversas etapas de desarrollo; para la etapa de inducción se utilizó el medio MS

adicionado con NaH_2PO_4 170 mg L^{-1} , BAP 3.0 mg L^{-1} , NAA 1.0 mg L^{-1} , 30 g de sacarosa y 5 % de agar-gel, presentándose brotes apicales después de dos semanas de permanecer en este medio de cultivo; En cuanto a la etapa de proliferación de brotes se procedió a utilizar dos medios de cultivo con dos citocininas el primero con la adición de BAP y el segundo se adiciono con (BAP y cinetina). La evaluación de este último medio de cultivo presentó diferencia significativa de número de brotes. Posteriormente todos los brotes provenientes de los dos medios fueron transferidos al medio que contenía las dos citocininas donde permanecieron por 12 semanas en condiciones controladas de luz y temperatura, en este caso no existió diferencia significativa en la respuesta según el origen de los brotes; para el enraizamiento se utilizaron brotes obtenidos de la etapa anterior los cuales fueron establecidos en el medio de enraizamiento obteniendo buenos resultados a las 10 semanas del establecimiento.

2.14 Enraizamiento

El enraizamiento se logra, al trasladar el cultivo a otro medio con menos cantidad de sales inorgánicas y cambiar el balance hormonal, es decir disminuir las citocininas y aumentar las auxinas.

Arenas *et. al.* (2003) señalaron que el mejor enraizamiento durante la micropropagación de *Turbinicarpus pseudopectinatus* se logró utilizando un medio de cultivo complementado con 0.01 mg L^{-1} de ANA.

Gómez *et. al.* (2003) realizaron la micropropagación *in vitro* de *Ariocarpus bravoanus* el porcentaje de enraizamiento de tubérculos fue cercano al 25 %, las raíces obtenidas fueron vigorosas y de 4-8 en cada tubérculo cuando utilizaron un medio de cultivo MS con IBA (0-2 mg L^{-1}) y ANA (0-1 mg L^{-1}).

Montalvo *et. al.* (2004) alcanzó un 100 % de enraizamiento de las plantas propagadas *in vitro* de *Pilosocerus* sp cuando utilizó un medio de cultivo MS sin reguladores del crecimiento.

2.15 Aclimatización

La aclimatización de las plantas se considera la etapa más importantes de la micropropagación (Ortiz, 2000), dada al hecho que las plántulas pequeñas, en su continuo crecimiento y desarrollo, requieren de un proceso de adaptación al nuevo medio al cual se enfrentan, donde resultan más susceptibles al estrés ambiental (Morales *et. al.*, 2009).

Luya (1999) menciona que las plantas aclimatizadas deben adaptarse a nuevas condiciones ambientales como la baja humedad relativa y constante estrés de resistencia a enfermedades.

Vílchez *et. al.* (2007) mencionan que la aclimatación de vitroplantas consiste en el paso *in vitro* a las condiciones donde las mismas se desarrollarán para su cultivo con el objetivo de que superen las dificultades ocasionadas al ser removidas del ambiente *in vitro* y de esa manera prepararlas para su trasplante definitivo. Este proceso es crítico pues las vitroplantas pasan de un ambiente de baja transpiración a otro que exige una mayor demanda hídrica que puede ocasionar estrés hídrico.

La supervivencia de las vitroplantas regeneradas durante el período de adaptación depende de las peculiaridades fisiológicas, estructurales y anatómicas que las plantas presentan producto del desarrollo *in vitro* (Texeira *et. al.*, 1995).

Las plantas cultivadas *in vitro* pasan de un estado heterótrofo a un estado autótrofo con diferentes niveles de nutrientes y finalmente de un ambiente aséptico (Sotolongo, 2000).

Díaz *et. al.* (2004) trabajaron en determinar efectos del humus de lombriz como sustrato, en aclimatación de plantas micropropagadas de caña de azúcar en condiciones de invernadero. El lombricompuesto se obtuvo de deyecciones de la lombriz roja californiana, *Eisenia foetida*, alimentada con estiércol bovino descompuesto. Las plantas micropropagadas de NA 63-90 se obtuvieron del meristema apical con dos o tres primordios foliares, incubado en MS (1962). Los tratamientos fueron T1: 0 lombricompuesto + 100 tierra; T2: 20 lombricompuesto + 80 tierra; T3: 40 lombricompuesto + 60 tierra; T4: 60 lombricompuesto + 40 tierra; T5: 80 lombricompuesto + 20 tierra y T6: 100 lombricompuesto + 0 tierra. Respecto a la longitud de raíces, 100 % lombricompuesto fue significativamente superior a 0 % lombricompuesto. El ANOVA mostró un incremento del crecimiento de raíces a través del tiempo, aunque la tendencia en él no fue lineal. La altura de plantas, T1 fue superior a T6 y T2; el efecto del tiempo fue significativo y la tendencia no fue lineal. Con respecto al número de plantas, los tratamientos con lombricompuesto favorecieron el macollaje, mientras el testigo mantuvo el número inicial de plantas. El uso de lombricompuesto como sustrato, en diferentes concentraciones, favorece el crecimiento de raíces y número final de plantas, sin incrementos de crecimiento de la parte aérea de plantas micropropagadas de caña de azúcar.

Castañeda (2004) trabajo en aclimatización de *M. plumosa* fueron subcultivadas en medio MS al 50 % y permanecieron ahí hasta que el medio se agotó, luego fueron trasplantadas a macetas con sustratos diferentes, 1) peat-moss: perlita: arena de río (1:1:1); 2) peat-moss:perlita:tierra de hoja (1:1:1); las plántulas se cubrieron con bolsas de polietileno para conservar la humedad y se regaron con medio nutritivo MS al 50 %. El mejor sustrato fue el 1) peatmoss:

perlita:arena de río (1:1:1) con un 83 % de sobrevivencia de plántulas trasplantadas a los 90 días.

Martínez *et. al.* (2005) trabajaron en aclimatación de plantas obtenidas in vitro de *Eucalyptus urophylla* y *Eucalyptus grandis*. Plantas obtenidas mediante micropropagación de las especies: *Eucalyptus urophylla* y *Eucalyptus grandis*, que medían de 3 a 7 cm. de longitud y poseían como mínimo 3 raíces, se colocaron en bolsas con suelo arcillo arenoso como sustrato y fueron ubicadas en un vivero que proporcionaba 70 % de sombra. El riego fue por aspersión durante 15 días, se fertilizaron a los 25 días de iniciada la aclimatación y se realizaron aspersiones con Oxiclورو de Cobre cada 7 días. A los dos meses de las plantas alcanzaron aproximadamente 20 cm de longitud y se consideraron preparadas para plantación. Los porcentajes de adaptación logrados fueron: *E. urophylla* 85 % y *E. grandis* 75 %.

Acevedo (2009) trabajo en aclimatización de *Mammillaria haageana* subsp. *san-angelensis* y *Obregonia denegrii*. Utilizó cuatro tratamientos combinando dos sustratos y dos soluciones nutritivas: T1= 6 % aserrín de coco+ 94 perlita + Grofol® 0.66 %, T2= 6 % aserrín de coco + 94 perlita+ MS al 50 %, T3= 51.11 % aserrín de coco + 28.97 % perlita + Grofol® 0.66 % y T4= 51.11% aserrín de coco + 28.97 % perlita + MS al 50 %. Los parámetros evaluados fueron: la altura, el diámetro de las plantas, la longitud de raíz, el peso fresco, el peso seco y el porcentaje de sobrevivencia. El porcentaje de sobrevivencia para *M. haageana* subsp. *san-angelensis* fue de 100 % con los cuatro tratamientos evaluados permitiendo aclimatizar las plántulas y El tratamiento 1 fue el mejor en la aclimatización de *Obregonia denegrii* permitiendo alcanzar el 100 % de sobrevivencia de las plántulas.

2.16 Sustratos

El término “sustrato” se aplica a todos los materiales sólidos distintos de los suelos minerales u orgánicos, que colocados en contenedor, en forma pura o mezclada, permiten el anclaje del sistema radical y el soporte de toda la planta. Los sustratos pueden ser de materiales como perlita, lana de roca, roca volcánica, turbas o corteza de pino, que pueden o no aportar nutrientes al proceso de la nutrición de las plantas (Cadahia, 2000).

2.16.1 Tipos de sustratos

Materiales que pueden utilizarse como sustrato, ya sea solo o mezclado, son:

2.16.1.1 Fibra de coco

Es un residuo orgánico agroindustrial de origen tropical. El sustrato conocido como “fibra de coco” se obtiene como residuo de la industria textil de las fibras del mesocarpio de los frutos del cocotero (*Cocos nucifera*) (<http://abonosysustratosmarc.galeon.com>).

Este sustrato tiene una capacidad de retención de agua de hasta 3 o 4 veces su peso, un pH ligeramente ácido (6,3-6,5) y una densidad aparente de 200 kg/m³. Su porosidad es bastante buena y debe ser lavada antes de su uso debido al alto contenido de sales que posee. (Llurba, 1997).

2.16.1.2 Perlita

Es básicamente un silicato aluminico color blanco grisáceo de origen volcánico y de composición variable que depende de características de la roca volcánica original (Harmann y Kester, 1999). Proporciona porosidad y aireación al sustrato. Posee una capacidad de retención de agua de hasta 5 veces su peso. Tiene un pH entre 7-9.5 (<http://www.arbolesornamentales.es/Turbas.htm>).

2.17 Fertirriego

El fertirriego es el único método de aplicar los fertilizantes correctamente a los cultivos bajo riego (Imas, 1999). Surge en el auge por goteo en California en 1930. Los países con mayor tradición y experiencia son: Estados Unidos, Australia, Sudáfrica, México, España e Israel (Domínguez, 1996).

La importancia del fertirriego es tener mayor rendimiento y mejor calidad en los cultivos, ya que el abastecimiento de nutrientes se ejecuta de acuerdo a la etapa fenológica; considerando las características climáticas y del suelo; resultando mejor rendimiento y calidad de los cultivos (Cárdenas y Büschting, 2004).

2.17.1 Ventajas y desventajas de fertirriego

Ventajas:

1. Asimilación eficaz de los nutrientes al estar localizados en la rizósfera
2. Adecuación de la dosificación de elementos nutritivos a las necesidades del cultivo a lo largo de su ciclo biológico.
3. Costo reducido en la aplicación de fertilizantes y mejor distribución de estos.
4. Reducción en la compactación del suelo
5. Menor pérdida de nutrientes por lavado
6. Aplicación eficiente de microelementos (Cárdenas y Büschting, 2004).

Desventajas:

1. Costo inicial de infraestructura
2. Obturación de goteros
3. Manejo de personal especializado (Bello y Pino, 2000).

2.17 Soluciones nutritivas

La hidroponía es una tecnología para desarrollar plantas en solución nutritiva (SN) (agua y fertilizantes), con o sin el uso de un medio artificial (arena, grava, vermiculita, lana de roca, etc.) para proveer soporte mecánico a la planta.

La solución nutritiva (SN) es parte fundamental en la hidroponía de su magnitud y calidad de la producción influyen: (1) la relación mutua entre los

cationes, (2) la relación mutua entre los aniones, (3) la conductividad eléctrica (CE), (4) el pH, y (5) la temperatura (Lara, 2000).

El sistema hidropónico líquido no tiene un medio de soporte; los sistemas en agregado tienen un medio sólido de soporte. Los sistemas hidropónicos han sido clasificados como abierto (una vez que la SN es aplicada a las raíces de las plantas, ésta no es reusada), o cerrado (la SN excedente es recuperada, regenerada y reciclada) (Jensen y Collins, 1985). Farré (2001) menciona que las plantas cultivadas en macetas requieren aportes de fertilizantes líquidos o sólidos.

GROFOL® 20-30-10 un fertilizante foliar recomendado para complementar el programa de fertilización de los cultivos hortícolas, frutícolas, extensivos y ornamentales, para así obtener mejores rendimientos y calidad de las cosechas. Contiene nitrógeno, fósforo y potasio, además de elementos secundarios y menores en forma de quelatos, los que conjuntamente con sus agentes son penetrantes. Los ingredientes de compatibilidad y fitohormonas hacen de GROFOL® 20-30-10 un fertilizante foliar de máxima asimilación y rápida penetración al interior de las plantas (Grupo Bioquímico Mexicano, S.A. de C.V., 2010).

BAYFOLAN® es un fertilizante foliar líquido inorgánico, químicamente balanceado, que contiene 11 % de N, 8 % de P_2O_5 y 6 % de K_2O ; además, la presencia de microelementos, vitamina B1, auxinas de crecimiento y sustancias tampón, hacen a BAYFOLAN® un producto excepcional para corregir carencias y mejorar las condiciones generales en que se desenvuelven las plantas, así como para complementar el aporte de nutrientes principales de suelos pobres.

Fundamentos de BAYFOLAN®

- Proporciona macro y microelementos, vitamina B1 y auxinas en una sola aplicación.
- Favorece el crecimiento de las plantas, el desarrollo de las hojas y la formación de flores.
- Previene la aparición de carencias nutricionales y corrige las mismas.
- Estimula el crecimiento de las raíces.
- Mejora el poder de suspensión de fitosanitarios al proporcionar a éstos un pH aproximado a 6,5 considerado como óptimo (Grupo Bioquímico Mexicano, S.A. de C.V., 2010).

Medio nutritivo Murashige y Skoog (MS). En 1962, Toshio Murashige y Folke Skoog desarrollaron, basándose en el contenido de compuestos inorgánicos de las hojas de tabaco (*Nicotiana tabacum* var. Wisconsin 38), un medio de cultivo que permitió el crecimiento y desarrollo satisfactorios de callos de tabaco. El Murashige y Skoog es un medio conocido como MS, empezó a ser utilizado en especies vegetales, a veces muy distantes taxonómicamente del tabaco, y en una gran diversidad de estructuras vegetales (Azofeifa *et. al.*, 2008).

El MS contiene altos niveles de sales como amonio, fosfato y potasio; que son críticos en los procesos organogénicos de la mayoría de especies estudiadas (Hughes, 1986, Pierik, 1987). En la actualidad, es el medio de cultivo más utilizado para el cultivo *in vitro* de plantas (George y De Klerk, 2008). Aunque no contiene necesariamente las cantidades óptimas para todos los explantes, de las diversas especies en que se emplea, la mayoría presentarán cierto grado de crecimiento, lo que representa un punto de partida (Niedz y Evens, 2007).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Descripción del sitio

La presente investigación inició el mes de noviembre de 2009 y finalizó a los siete meses de establecido, se llevo a cabo en el laboratorio del Cultivo de Tejidos del Departamento de Fitomejoramiento de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”, ubicada en Buenavista, Saltillo, Coahuila a 25°22’’ Latitud Norte, 101°01’’ Longitud Oeste, a una altitud de 1742 msnm.

3.2 Procedimiento

El material de estudio lo conformaron vitroplantas de *Mammillaria carmenae* y *Mammillaria plumosa*, provenientes del área de incubación del laboratorio de cultivos de tejidos.

Se preparó previamente una mezcla de sustratos compuesta por 94 % perlita + 6 % de aserrín de coco, se agregó en macetas de 4 pulgadas de diámetro. Las macetas se colocaron en vaso de precipitado sobre embudos y se saturaron con agua corriente, dejando reposar por 42 hrs. Se determinó la Conductividad Eléctrica (C.E.) de cada maceta y se lavó constantemente el sustrato hasta eliminar las sales (Requejo, 2008).

Las vitroplantas se sacaron del frasco y enjuagaron con agua corriente para eliminar el medio adherido a las raíces de la planta; en seguida fueron sumergidas durante 3 minutos en bactericidas-fungicidas AGRODELTA´ 2 g L⁻¹ para evitar la presencia de enfermedades y durante 2 minutos en solución de Raizal 2.5 g L⁻¹ para estimular el desarrollo de las raíces.

Las vitroplantas se sembraron en las macetas donde previamente se colocó el sustrato, fueron puestas en charolas de plásticos de 40 x 60 cm y se colocaron en la cámara bioclimática a temperatura de 25 °C a 12 hrs luz (Figura 3.1).

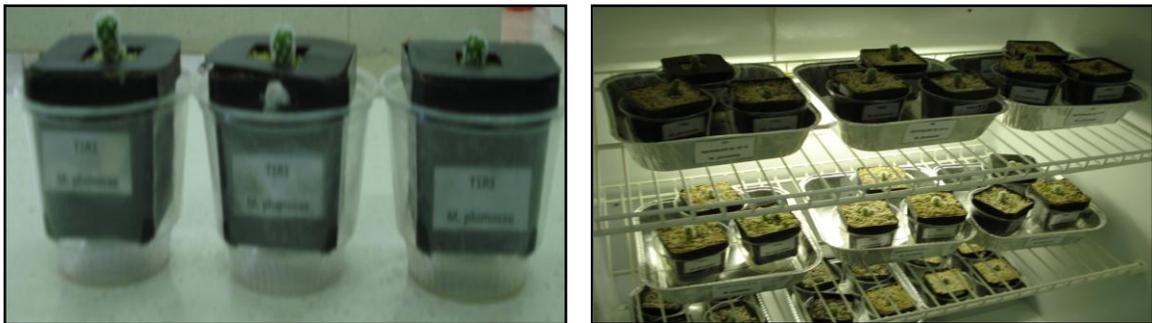


Figura 3. 1 Vitroplantas de *M. carmenae* y *M. plumosa* en aclimatación en la cámara bioclimática.

Las vitroplantas de *M. carmenae* y *M. plumosa* se regaron con nueve soluciones nutritivas que constituyeron los tratamientos: medio nutritivo Murashige y Skoog (MS), Fertilizante foliar GROFOL[®] de fórmula comercial (20-30-10) y Fertilizante foliar BAYFOLAN[®] 250 de fórmula comercial (24-17-13), con tres repeticiones cada uno.

Cuadro 3. 1 Tratamientos de Murashige y Skoog (MS), Fertilizantes foliares GROFOL[®] y BAYFOLAN[®]

Tratamientos
T1= MS al 25 %
T2= MS al 50 %
T3= MS al 75 %
T4= Fertilizante foliar GROFOL [®] al 25 %
T5= Fertilizante foliar GROFOL [®] al 50 %
T6= Fertilizante foliar GROFOL [®] al 75 %
T7= Fertilizante foliar BAYFOLAN [®] al 25 %
T8= Fertilizante foliar BAYFOLAN [®] al 50 %
T9= Fertilizante foliar BAYFOLAN [®] al 75 %

3.2.1 Preparación de medio nutritivo de Murashige y Skoog (MS)

En la última columna del Cuadro A.1 del apéndice se presentan las cantidades de cada uno de los componentes del medio necesarias para preparar 10 litros de medio nutritivo MS, concentración a la que se prepararon las soluciones madre (10 x). Los componentes para preparar la solución de macronutrientes se pesaron en la balanza analítica. Se disolvieron uno a uno en agua destilada desionizada y se aforaron a 300 mL por lo que se tomaron para cada litro 30 mL de solución madre. El mismo procedimiento se utilizó para preparar las soluciones de micronutrientes, fierro y vitaminas y se aforaron a 100 mL de agua desionizada, tomándose para preparar cada litro 10 mL. Las soluciones madre se guardaron en el refrigerador, de donde se extrajeron cada vez que se preparó medio.

3.2.2 Preparación de soluciones madres

La preparación de las soluciones madre de MS al 25 %, 50 % y 75 % se realizó de la siguiente manera:

1. En un de vaso precipitado se agregaron las soluciones nutritivas de macronutrientes, micronutrientes, vitaminas y fierro (Cuadro 3.2).
2. Aforó a 1000 mL la solución con agua destilada
3. Colocó la solución en una parrilla de agitación.

Cuadro 3. 2 Volumen de macronutrientes, micronutrientes, vitaminas y fierro necesario para preparar un litro de medio nutritivo MS al 25 %, 50 % y 75 %.

Tratamientos	macronutrientes	micronutrientes	vitaminas	fierro
	mL	mL	mL	mL
T1= MS al 25%	7.5	2.5	2.5	2.5
T2= MS al 50%	15	5	5	5
T3= MS al 75%	22.5	7.5	7.5	7.5

BAYFOLAN® y GROFOL® se aplicaron al 25 %, 50 % y 75 % de la dosis que recomienda la casa comercial como optima foliar en cultivos hortícolas. Las fórmulas comerciales de los fertilizantes foliares GROFOL® y BAYFOLAN® se muestran en los Cuadros A.2 y A.3 del apéndice.

La preparación de las soluciones madre de GROFOL® y BAYFOLAN® se realizó de la siguiente manera:

1. Añadió en un vaso de precipitado 500 mL de agua destilada y agregar las cantidades de GROFOL® y BAYFOLAN® de acuerdo al Cuadro 3.3.
2. Colocó la solución en una parrilla de agitación.
3. Aforó a 1000 mL la solución con agua destilada.
4. Agitó nuevamente.

Estas cantidades se escogieron de acuerdo a la concentración que toleran las plantas cuando reciben aplicaciones foliares. Es decir la recomendación para GROFOL® y BAYFOLAN® es de 1 kg/ha que hace la casa comercial fue el 100% y esto que se presenta en el Cuadro 3.3 es 25 %, 50 % y 75 % de ese valor recomendado.

Cuadro 3. 3 Cantidad de GROFOL® y BAYFOLAN® aforado a un litro de solución nutritiva.

Tratamientos	gramos
T4= Fertilizante foliar GROFOL® al 25 %	0.5741
T5= Fertilizante foliar GROFOL® al 50 %	1.1482
T6= Fertilizante foliar GROFOL® al 75 %	1.7223
T7= Fertilizante foliar BAYFOLAN® al 25 %	1.0448
T8= Fertilizante foliar BAYFOLAN® al 50 %	2.0896
T9= Fertilizante foliar BAYFOLAN® al 75 %	3.1345

3.2.3 Aplicación de los riegos

Se colocaron para cada tratamiento 10 mL de solución madre de MS, GROFOL® y BAYFOLAN® al 25 %, 50 % y 75 % en una probeta y se agregaron 90 ml de agua destilada para así obtener 100 mL de solución nutritiva que se aplicó para cada tratamiento.

De acuerdo con Requejo (2008), los riegos se aplicaron cada vez que se consumió el 10 % del peso inicial de la maceta + mezcla de sustrato + plántula. Se observó que se drenó el 25 % de la solución concentrada, de esa manera se ajustó la cantidad a regar. En promedio se aplicaron 20 mL para T1, T2, T6 y T7, 30 mL para T4 y T5 en los dos genotipos y para T3 y T9 se aplicaron 20 mL para *M. carmenae* y 30 mL para *M. plumosa*.

3.3 Variables evaluadas

- **Altura de la planta.** Evaluada con una regla de 30 centímetros, se reportaron en centímetros.
- **Diámetro de la planta.** Determinado con un calibrador vernier marca Metro Mex, se reportaron en centímetros.
- **Longitud de raíz.** Utilizando una regla de 30 centímetros, registrando los datos en centímetros.
- **Peso fresco aéreo (PFA).** Evaluando la parte aérea de la planta, pesando en una balanza analítica de 0.0001 g de precisión marca METTER AJ150, registrando en gramos.

- **Peso fresco raíz (PFR).** Evaluando la parte de la raíz de la planta en una balanza analítica de 0.0001 g de precisión marca AJ150, se expresaron en gramos.
- **Peso fresco Total (PFT).** Se sumó las cantidades pesadas de la parte aérea y de la raíz, para obtener la suma total de la planta. Los datos fueron expresados en gramos
- **Peso seco aéreo (PSA).** Evaluando la parte aérea de la planta fue colocada en una estufa de secado marca SHEL.LAB[®] a 56 °C por siete días y después pesadas en una balanza analítica marca METTER AJ150, los datos se expresaron en gramos.
- **Peso seco raíz (PSR).** Evaluando la parte de la raíz de la planta fue colocada en una estufa de secado marca SHEL.LAB[®] a 56 °C por siete días y después pesadas en una balanza analítica marca METTER AJ150, los datos se expresaron en gramos
- **Peso seco total (PST).** Se sumó las cantidades pesadas de la parte aérea y de la raíz, para obtener la suma total de la planta seca, expresados en gramos.
- **Relación entre altura y diámetro.** Es el promedio total de altura entre diámetro por tratamiento.
- **Relación entre los índices peso fresco aéreo y peso fresco raíz.** Es el promedio total por tratamiento de PFA (g) / PFR (g).
- **Relación entre los índices peso seco aéreo y pesos seco raíz.** Es el promedio total por tratamiento de PSA (g) / PSR (g).
- **Porcentaje de sobrevivencia.** Número de plantas por repetición expresados en porcentaje.

3.4 Diseño experimental

Este experimento se estableció bajo un diseño estadístico completamente al azar; debido a que se desarrolló bajo condiciones de laboratorio.

El Modelo Estadístico es:

$$Y_{ijk} = \mu + \tau_i + \xi_{ijk}$$

$$i = 1, 2, 3$$

$$j = 1, 2, 3, 4$$

Donde:

Y_{ijk} = Variable respuesta correspondiente al i -ésimo tratamiento y a la j -ésima repetición

μ = Media general

τ_i = Efecto del tratamiento i .

ξ_{ijk} = Error aleatorio

Los datos se analizaron en el paquete estadístico de la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL) (Olivares, 1994).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la fase de aclimatación las plantas del tratamiento MS al 75 % no lograron sobrevivir quedando solo ocho tratamientos para *M. carmenae* y nueve para *M. plumosa*.

Altura de la planta

El Cuadro A.4 y A.5 del apéndice muestra el análisis de varianza para altura de planta a los siete meses de establecidas en sustrato (perlita + aserrín de coco) y regadas con nueve soluciones nutritivas. El ANVA no presentó diferencias entre los tratamientos. El coeficiente de variación para *M. carmenae* fue de 26.37% y para *M. plumosa* de 18.96%. Indica que los resultados son válidos estadísticamente. Los valores para altura fluctuaron entre 7 y 3.5 cm (Figura 4.1).



Figura 4. 1 Medición de la altura de planta de *M. carmenae* regadas con la solución nutritiva GROFOL® al 25 % después de siete meses de aclimatización.

Diámetro de la planta

El Cuadro A.6 y A.7 del apéndice muestra el análisis de varianza para diámetro del tallo de la planta a los siete meses de establecidas en sustrato (perlita + aserrín de coco) y regadas con nueve soluciones nutritivas. El ANVA no presentó diferencias entre los tratamientos. El coeficiente de variación para *M. carmenae* fue de 45.40 % y para *M. plumosa* de 40.52 %, es decir los resultados no son confiables. Los valores para diámetro de la planta fluctuaron entre 2 y 0.2 cm (Figura 4.2).



Figura 4. 2 Medición del diámetro del tallo de las plantas de *M. carmenae* regadas con la solución nutritiva GROFOL® al 25 % después de siete meses de aclimatización.

Longitud de raíz

El Cuadro A.8 y A.9 del apéndice muestra el análisis de varianza para longitud de raíz de la planta a los siete meses de establecidas en sustrato (perlita + aserrín de coco) y regadas con nueve soluciones nutritivas. El ANVA no presentó diferencias entre los tratamientos. El coeficiente de variación para *M.*

carmenae fue de 35.35% y para *M. plumosa* fue de 36.66 % presentan un coeficientes confiables. Son valores para longitud de raíz fluctuaron entre 6 y 0.5 cm. La longitud de la raíz no limita la sobrevivencia de la planta, ya que no es funcional en condiciones *in vitro*. Debergh y Read (1991) menciona que el enraizamiento *ex vitro* puede presentar mejores resultados con relación al enraizamiento *in vitro*.

Peso fresco aéreo

El Cuadro 4.1 y 4.2 correspondiente al análisis de varianza para peso fresco aéreo de las plantas a los siete meses de establecidas en sustrato (perlita + aserrín de coco) y regadas con nueve soluciones nutritivas. El ANVA mostró diferencias altamente significativas entre los tratamientos. El coeficiente de variación para *M. carmenae* fue de 43.66 % y para *M. plumosa* fue de 39.53 %, con poca confiabilidad en los resultados.

Cuadro 4. 1 Análisis de varianza para peso fresco aéreo de *M. carmenae*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	7	76.625	10.95**	3.5030	0.024
ERROR	13	40.623			
TOTAL	20	117.249			

C.V. =43.66 %

**= Altamente significativo a los niveles de prueba de 0.05.

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro 4. 2 Análisis de varianza para peso fresco aéreo de *M. plumosa*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	104.110	13.013**	3.6277	0.015
ERROR	15	53.809	3.587		
TOTAL	23	157.920288			

C.V.= 39.53 %

**= Altamente significativo a los niveles de prueba de 0.05.

CV= Coeficiente de variación.

El Cuadro 4.3 correspondiente a la comparación de medias para el peso fresco aéreo de *M. carmenae* indico que los mejores tratamientos fueron T1 (MS al 25 %) con 7.69 g, T5 (GROFOL® al 50 %) con 5.47 g y T8 (BAYFOLAN® al 50 %) con 4.50 g. Los peores tratamientos fueron el T7 (BAYFOLAN® al 25 %) con 1.54 g y T9 (BAYFOLAN® al 75 %) con 2.10 g. Los mejores tratamientos para el peso fresco aéreo de *M. plumosa* fueron T5 (GROFOL® al 50 %) con 8.37g, T1 (MS al 25 %) con 6.80 g, T2 (MS al 50 %) con 5.81 y T6 (GROFOL® al 75 %) con 5.38 g. Los peores tratamientos fueron el T3 (MS al 75 %) con 1.35 g y T7 (BAYFOLAN® al 25 %) con 1.35 g. Los dos genotipos tuvieron una mejor respuesta en los tratamientos GROFOL® a una concentración de 50 % y MS al 25 %, permitiendo que las plantas transportaran los nutrientes y agua a la parte aérea e incrementaran su desarrollo y por ende un aumento de peso en su parte aérea.

Cuadro 4. 3 Prueba de medias para peso fresco aéreo de *M. carmenae* y *M. plumosa*.

Tratamientos	Peso fresco aéreo	Tratamientos	Peso fresco aéreo
	(g)		(g)
	<i>M. carmenae</i>		<i>M. plumosa</i>
T1=MS al 25 %	7.6985 A	T5=GROFOL [®] al 50%	8.3797 A
T5=GROFOL [®] al 50 %	5.4702 AB	T1=MS al 25 %	6.8049 AB
T8=BAYFOLAN [®] al 50 %	4.5084 ABC	T2=MS al 25 %	5.8195 AB
T6=GROFOL [®] al 75 %	4.2978 BC	T6=GROFOL [®] al 75 %	5.3827 AB
T4=GROFOL [®] al 25 %	3.5505 BC	T4=GROFOL [®] al 25 %	4.7321 BC
T2=MS al 25 %	2.6861 BC	T8=BAYFOLAN [®] al 50 %	4.2141 BC
T9=BAYFOLAN [®] al 75 %	2.1025 C	T9=BAYFOLAN [®] al 75 %	3.4292 BC
T7=BAYFOLAN [®] al 25 %	1.5462 C	T7=BAYFOLAN [®] al 25 %	1.4038 C
		T3=MS al 50 %	1.3544 C

Promedios seguidos de la misma letra, en las columnas iguales (Tukey p=0.05) son estadísticamente iguales.

Peso fresco raíz

El Cuadro A.10 y A.11 del apéndice muestra el análisis de varianza para peso fresco raíz de las plantas a los siete meses de establecidas en sustrato (perlita + aserrín de coco) y regadas con nueve soluciones nutritivas. El ANVA no presentó diferencia entre los tratamientos. El coeficiente de variación para *M. carmenae* fue de 58.25 % y para *M. plumosa* de 60.89 %. Presentan valores altos no confiables estadísticamente.

Peso fresco total

El Cuadro 4.4 y 4.5 correspondiente al análisis de varianza para peso fresco total de las plantas a los siete meses de establecidas en sustrato (perlita + aserrín de coco) y regadas con nueve soluciones nutritivas, mostró diferencia altamente significativa entre los tratamientos. El coeficiente de variación para *M. carmenae* fue de 43.86 % y para *M. plumosa* de 39.40 % dando poca confiabilidad en los resultados.

Cuadro 4. 4 Análisis de varianza para peso fresco total de *M. carmenae*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	7	78.659	11.237**	3.330	0.029
ERROR	13	43.860	3.378		
TOTAL	20	122.519			

C.V.= 43.86 %

**= Altamente significativo a los niveles de prueba de 0.05.

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro 4. 5 Análisis de varianza para peso fresco total de *M. plumosa*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	109.470	13.683**	3.624	0.015
ERROR	15	56.636	3.775		
TOTAL	23	166.107			

C.V.= 39.40 %

**= Altamente significativo a los niveles de prueba de 0.05.

CV= Coeficiente de variación.

El Cuadro 4.6 presenta la comparación de medias para peso fresco total de *M. carmenae* donde los mejores tratamientos fueron T1 (MS al 25 %) con 7.89 g, T5 (GROFOL® al 50 %) con 5.64 g y T8 (BAYFOLAN® al 50 %) con 4.65 g. Los peores tratamientos fueron el T6 (GROFOL® al 75 %) con 1.61 g y el T9 (BAYFOLAN® al 75 %) con 2.33 g. Los mejores tratamientos para peso fresco total de *M. plumosa* fueron T5 (GROFOL® al 50 %) con 8.62 g, seguidos por el T1 (MS al 25 %) con 6.90 g, T2 (MS al 50 %) con 5.99 g y T6 (GROFOL® al 75 %) con 5.60 g. Los peores tratamientos fueron T3 (MS al 75 %) con 1.49 g y T7 (BAYFOLAN® al 25 %) con 1.38 g. Las soluciones de GROFOL® al 50 % y MS al 25 % alcanzaron los valores más altos para peso fresco total, lo que indica que a pesar de tener raíces pequeñas pudieron disponer de suficiente agua y nutrientes para el desarrollo de las plantas, además GROFOL® al 50 % generó brotes nuevos en las plantas (Figura 4.3 y 4.4). Bidwell (1993) menciona que las hormonas provocan una gran variedad de efectos en las plantas, siendo una de estos el estimular la emisión de brotes.

Cuadro 4. 6 Prueba de medias para Peso fresco total de *M. carmenae* y *M. plumosa*.

Tratamiento	Peso fresco total (g) <i>M. carmenae</i>	Tratamientos	Peso fresco total (g) <i>M. plumosa</i>
T1=MS al 25 %	7.8926 A	T5=GROFOL® al 50 %	8.6299 A
T5=GROFOL® al 50 %	5.6457 AB	T1=MS al 25 %	6.9046 AB
T8=BAYFOLAN® al 50 %	4.6593 ABC	T2=MS al 25 %	5.9981 AB
T6=GROFOL® al 75 %	4.4155 BC	T6=GROFOL® al 75 %	5.6064 AB
T4=GROFOL® al 25 %	3.6622 BC	T4=GROFOL® al 25 %	4.8747 BC
T2=MS al 25 %	2.7363 BC	T8=BAYFOLAN® al 50 %	4.3039 BC
T9=BAYFOLAN® al 75 %	2.3346 C	T9=BAYFOLAN® al 75 %	3.5152 BC
T7=BAYFOLAN® al 25 %	1.6113 C	T7=BAYFOLAN® al 25 %	1.4998 C
		T3=MS al 50%	1.3883 C

Promedios seguidos de la misma letra, en las columnas iguales (Tukey p=0.05) son estadísticamente iguales.

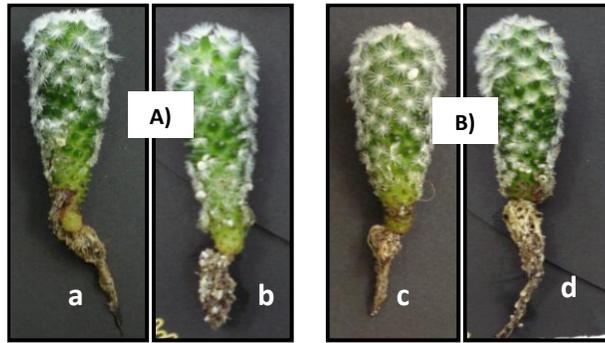


Figura 4. 3 Plantas de A) *M. carmenae* y B) *M. plumosa* regadas con las soluciones nutritivas MS al 25 % (a y c) y GROFOL[®] al 50 % (b y d) después de siete meses de aclimatización.



Figura 4. 4 Plantas de *M. carmenae* regadas con las soluciones nutritivas MS al 50 % (e) y *M. plumosa* (f y g) para BAYFOLAN[®] al 25 % y 75 % después de siete meses de aclimatización.

Peso seco aéreo

El Cuadro A.12 y A.13 del apéndice muestra el análisis de varianza para peso seco aéreo de la planta a los siete meses de establecidas en sustrato (perlita + aserrín de coco) y regadas con nueve soluciones nutritivas. El ANVA no presentó diferencias entre los tratamientos. El coeficiente de variación para *M. carmenae* fue de 46.39 % y para *M. plumosa* de 67.81 %, es decir los resultados no son confiables.

Peso seco raíz

El Cuadro A.14 y A.15 del apéndice muestra análisis de varianza para peso seco raíz de planta a los siete meses de establecidas en sustrato (perlita + fibra de coco) y regadas con nueve soluciones nutritivas. El ANVA no presentó diferencia entre los tratamientos. El coeficiente de variación para *M. carmenae* fue de 47.93 %, resultados poco confiables y para *M. plumosa* de 60.89 %, valor alto no confiable.

Peso seco total

El Cuadro A.16 y A.17 del apéndice muestra el análisis de varianza para peso seco total de planta a los siete meses de establecidas en sustrato (perlita + fibra de coco) y regadas con nueve soluciones nutritivas. El ANVA no presentó diferencias entre los tratamientos. El coeficiente de variación para *M. carmenae* fue 44.29 % y para *M. plumosa* de 59.39 %, presentan valores altos no confiables estadísticamente.

Relación entre los índices de altura y diámetro de la planta

En el Cuadro 4.7 correspondiente al análisis de varianza para la relación de altura y diámetro de las plantas a los siete meses de establecidas en sustrato (perlita + aserrín de coco) y regadas con nueve soluciones nutritivas, mostró diferencia altamente significativas entre los tratamientos para *M. carmenae* con coeficiente de 31.34 %. El Cuadro A.18 del apéndice muestra el ANVA no

presentó diferencia entre los tratamientos para *M. plumosa* con coeficiente de variación de 32.87 %, presentaron con coeficientes confiables.

Cuadro 4. 7 Análisis de varianza para las variables relación de altura y diámetro de *M. carmenae*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	7	0.038	0.005**	1.8317	0.164
ERROR	13	0.039	0.003		
TOTAL	20	0.077			

C.V.= 31.34 %

**= Altamente significativo a los niveles de prueba de 0.05.

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro 4.8 correspondiente a la comparación de medias indicando para la relación entre diámetro y altura del tallo de *M. carmenae* índice que los mejores tratamientos fueron T2 (MS al 50 %), seguidos por los tratamientos T6 (GROFOL[®] al 50 %) y T5 (GROFOL[®] al 75 %) (Figura 4.5). Los peores tratamientos fueron el T7 (BAYFOLAN[®] al 25 %) y T9 (BAYFOLAN[®] al 75 %). Esto indica que las plantas regadas con MS al 50 % y GROFOL[®] al 50 % y 75 % generaron plantas más gruesa y altas, además las plantas regadas con GROFOL[®] tenían un mejor aspecto e incluso generaron brotes nuevos, efecto provocado por las hormonas que contienen, lo que estimularon el desarrollo de la planta. Maluenda y Reyes (2003) manifiestan que las auxinas influyen en el crecimiento de órganos vegetales estimulando la elongación o alargamiento de ciertas células e inhibiendo el crecimiento de otras, en función de la cantidad de auxina en el tejido vegetal y su distribución. Raven *et. al.* (1992) mencionan que las hormonas de crecimiento como giberelina y auxinas estimulan el crecimiento posibilitando brotes y elongación celular, aumentando la talla de una manera rápida en las plantas.

Cuadro 4. 8 Prueba de medias para relación de altura y diámetro de *M. carmenae*.

Tratamientos	Relación de altura y diámetro (cm) <i>M. carmenae</i>
T2=MS al 25%	3.2553 A
T6=GROFOL [®] al 75%	2.3754 AB
T5=GROFOL [®] al 50%	2.2351 AB
T4=GROFOL [®] al 25%	1.8337 BC
T1=MS al 25%	1.6095 BC
T8=BAYFOLAN [®] al 50%	1.5556 BC
T9=BAYFOLAN [®] al 75%	1.3334 BC
T7=BAYFOLAN [®] al 25%	0.9125 C

Promedios seguidos de la misma letra, en las columnas iguales (Tukey p=0.05) son estadísticamente iguales.

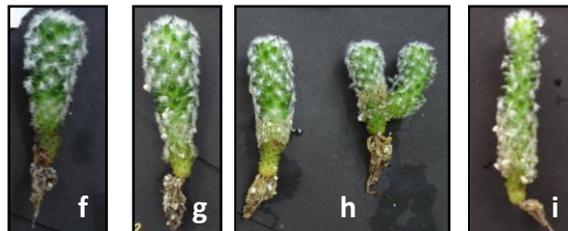


Figura 4. 5 Plantas de *M. carmenae* regadas con soluciones nutritivas MS al 50 % (f) y GROFOL[®] al 50 % (g) y 75 % (h). BAYFOLAN[®] al 25 % (i) después de siete meses de aclimatización.

Relación entre peso fresco aéreo y peso fresco raíz

En el Cuadro 4.9 correspondiente al análisis de varianza para la relación entre peso fresco aéreo y peso fresco raíz de la planta a los siete meses de establecidas en sustrato (perlita + aserrín de coco) y regadas con nueve soluciones nutritivas. El ANVA mostro diferencia estadística altamente significativa. Para *M. carmenae* el coeficiente de variación fue de 33.03 % indicando que los resultados son validos estadísticamente. El Cuadro A.19 del apéndice muestra El ANVA no presentó diferencia significativa entre los tratamientos. El coeficiente de variación para *M. plumosa* de 62.67 % tiene un elevado coeficiente, es decir los resultados no son confiables.

Cuadro 4. 9 Análisis de varianza para la relación entre peso fresco aéreo y peso fresco raíz de *M. carmenae*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	7	0.018	0.002**	16.2352	0.000
ERROR	13	0.002	0.000		
TOTAL	20	0.021			

C.V.= 33.03 %

**= Altamente significativo a los niveles de prueba de 0.05.

CV= Coeficiente de variación.

El Cuadro 4.10 correspondiente a la comparación de medias para la relación de peso fresco aéreo y peso fresco raíz de *M. carmenae* indico que el mejor tratamiento fue T9 (BAYFOLAN® al 75 %) con 0.11 g y el peor tratamiento fue el T2 (MS al 50 %) con 0.020 g. Las plantas regadas con la solución de BAYFOLAN® al 75 %, a pesar de presentar raíces menos desarrolladas, lograron transportar agua a la parte aérea, provocando tener un aumento de peso fresco.

Cuadro 4. 10 Prueba de medias para relación de peso fresco aéreo (PFA) y peso fresco raíz (PFR) de *M. carmenae*.

Tratamientos	Relación de PFA y PFR (g) <i>M. carmenae</i>
T9=BAYFOLAN [®] al 75%	0.1121 A
T8=BAYFOLAN [®] al 50%	0.0335 B
T5=GROFOL [®] al 50 %	0.0323 B
T7=BAYFOLAN [®] al 25%	0.0289 B
T6=GROFOL [®] al 75 %	0.0286 B
T4=GROFOL [®] al 25 %	0.0264 B
T1=MS al 25 %	0.0238 B
T2=MS al 25 %	0.0201 B

Promedios seguidos de la misma letra, en las columnas iguales (Tukey p=0.05) son estadísticamente iguales.

Relación entre peso seco aéreo y peso seco raíz

El Cuadro 4.11 presenta en el análisis de varianza para la relación entre peso seco aéreo y peso seco raíz a los siete meses de establecidas en sustrato (perlita + aserrín de coco) y regadas con nueve soluciones nutritivas. El ANVA mostró diferencia altamente significativa entre los tratamientos. El coeficiente de variación *M. carmenae* fue de 30.94% indicando que son validos estadísticamente. El Cuadro A.20 del apéndice muestra el ANVA no presentó diferencia significativa entre los tratamientos. El coeficiente de variación para *M. plumosa* fue de 50.78%, valor alto no confiable estadísticamente.

Cuadro 4. 11 Análisis de varianza para la relación entre peso seco aéreo y peso seco raíz de *M. carmenae*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	7	0.301	0.043**	3.856	0.017
ERROR	13	0.145	0.011		
TOTAL	20	0.447			

C.V.= 30.94 %

**= Altamente significativo a los niveles de prueba de 0.05.

CV= Coeficiente de variación.

El Cuadro 4.12 correspondiente a la comparación de medias para la relación de peso seco aéreo y peso seco raíz de *M. carmenae* indicó que los mejores tratamientos fueron T8 (BAYFOLAN® al 50 %), T5 (GROFOL® al 50 %) y T6 (GROFOL® al 75 %). Los peores tratamientos fueron el T2 (MS al 50 %) con 0.1801 g y T7 (BAYFOLAN® al 25 %) con 0.1305 g. Las plantas regadas con BAYFOLAN® al 50 % y GROFOL® al 50 % y 75% lograron asimilar mejor los nutrientes a pesar de que la solución MS contiene concentraciones más altas de nutrientes que GROFOL® y BAYFOLAN® (Figuras 4.6 y 4.7). Acevedo (2009) menciona al asimilar los nutrientes se desarrollan las plantas estructuralmente dando un mayor peso seco.

Cuadro 4. 12 Prueba de medias para la relación de peso seco aéreo (PSA) y peso seco raíz (PSR) de *M. carmenae*.

Tratamientos	Relación de PSA y PSR (g) <i>M. carmenae</i>
T8=BAYFOLAN® al 50 %	0.5528 A
T5=GROFOL® al 50 %	0.4759 A
T6=GROFOL® al 75 %	0.4462 A
T9=BAYFOLAN® al 75 %	0.3636 AB
T4=GROFOL® al 25 %	0.3367 ABC
T1=MS al 25 %	0.3188 ABC
T2=MS al 25 %	0.1801 C
T7=BAYFOLAN® al 25 %	0.1305 C

Promedios seguidos de la misma letra, en las columnas iguales (Tukey $p=0.05$) son estadísticamente iguales.

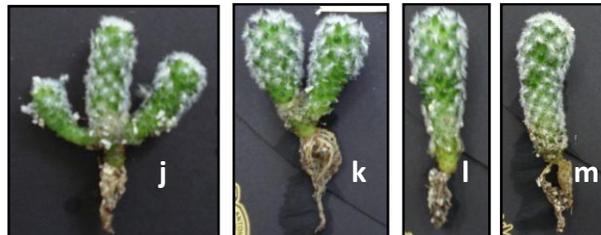


Figura 4. 6 Plantas de *M. carmenae* regadas con las soluciones nutritivas de BAYFOLAN® al 50 % (j) y GROFOL® a 25, 50 y 75 % (k, l y m) después de siete meses de aclimatización.



Figura 4. 7 Plantas de *M. carmenae* regadas con las soluciones nutritivas MS al 50 % (n) y BAYFOLAN® al 25 % (ñ) después de siete meses de aclimatización.

Porcentaje de sobrevivencia

La Figura 4.8 presenta los porcentajes de sobrevivencia para las dos especies. *M. carmenae* obtuvo el 100 % de sobrevivencia con los tratamientos T1, T4, T5, T6 y T9, el 66 % con T2 y T7, el 33 % con el tratamiento T8 y el 0 % con el T3. En *M. plumosa* logró el 100 % de sobrevivencia en los tratamientos T2, T4, T5, T6, T8 y T9, y el 66 % con los tratamientos T1, T3 y T7. Las dos especies presentaron 100% de sobrevivencia en los tratamientos que contenían GROFOL® y variaron su respuesta en el resto de los tratamientos al respecto Teixeira *et. al.* (1995) mencionan que durante la supervivencia de las plántulas se presenta un período de adaptación fisiológica, estructural y anatómica.

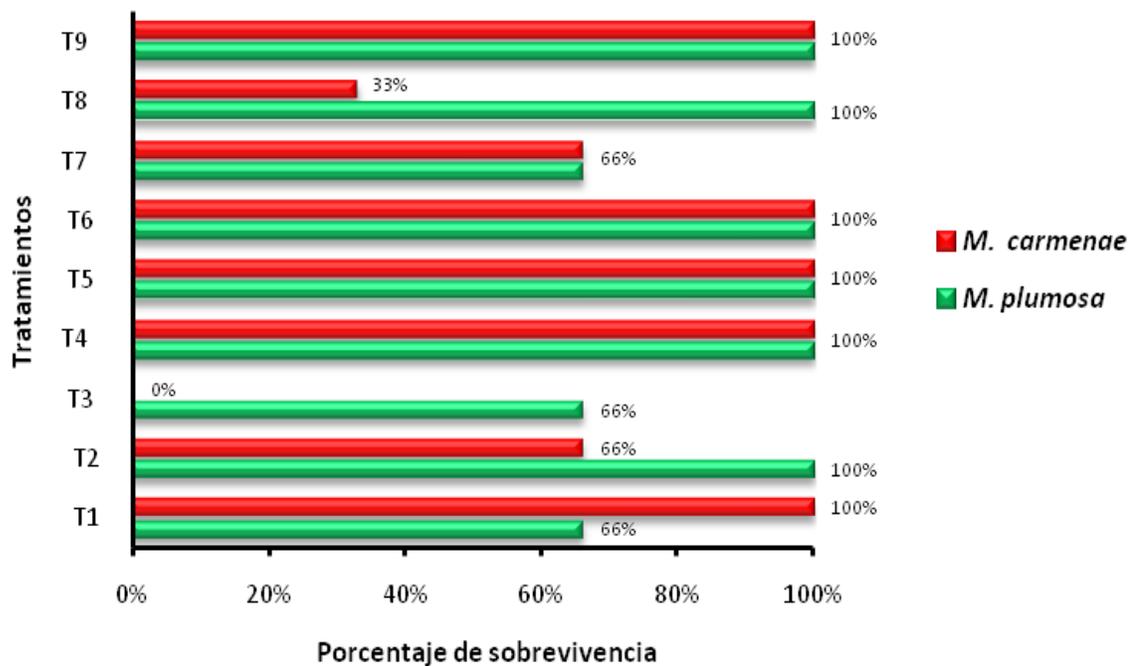


Figura 4. 8 Respuesta de los tratamientos en el porcentaje de sobrevivencia de *M. carmenae* y *M. plumosa*.

La Figura 4.9 muestra un aspecto general de plantas de *M. plumosa* regadas con la solución nutritiva de GROFOL® al 75 % a los siete meses de aclimatización en la cámara bioclimática.

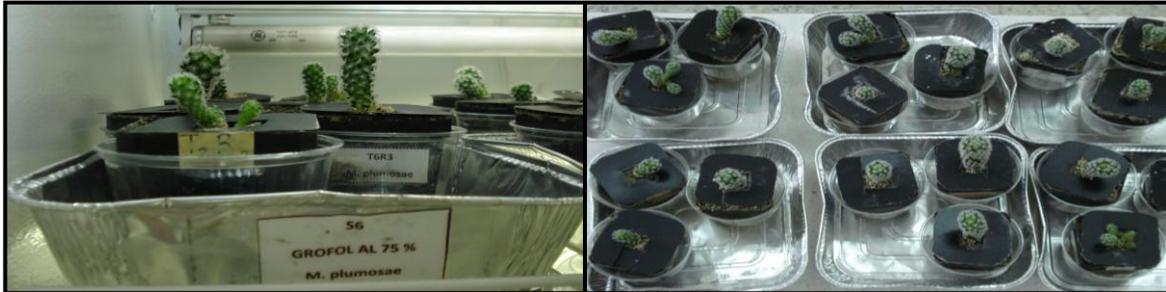


Figura 4. 9 Plantas de *M. plumosa* regadas con GROFOL® al 75 % después de siete meses de aclimatización.

Los tratamientos que lograron el 100 % de sobrevivencia en la fase de aclimatización para *M. carmenae* fueron MS al 25 %, GROFOL® al 25 %, 50 % y 75 % y BAYFOLAN® al 25 % y para *M. plumosa* MS al 50 %, GROFOL® al 25 %, 50 % y 75 %. Los resultados obtenidos en este trabajo concuerdan con los varios autores. Acevedo (2009) menciona que las soluciones nutritivas de MS 50% y GROFOL® al 66% obtuvieron el 100 % de sobrevivencia en la aclimatización de *Mammillaria haageana* subsp. *san-angelensis* y *Obregonia denigrii*. García (2008) menciona que la mezcla de sustratos M2 (19.92 tezontle + 28.97 perlita + 51.11 aserrín de coco) y la solución nutritiva BAYFOLAN® al 66 % se obtuvieron los valores más altos para todos los parámetros evaluados: longitud de raíz (LR), número de raíces adventicias (NR) y diámetro del tallo (DT) con un 100 % de supervivencia en la aclimatización de *Turbinicapus valdeianus*. Espitia (2005) y Castañeda (2004) al trabajar con aclimatización de cactáceas encontraron que la mejor solución nutritiva fue MS al 50 % como GROFOL® al 66 % generaron buenos resultados en altura de diámetro de plántulas en ambas especies.

V. CONCLUSIONES

Se logró la aclimatización de plantas de *M. carmenae* y *M. plumosa* a los siete meses con las soluciones nutritivas evaluadas. Los análisis de varianza fueron significativos en los siguientes parámetros evaluados:

M. carmenae: peso fresco aéreo, peso fresco total, la relación de altura y diámetro, la relación peso fresco aéreo y peso fresco raíz, la relación peso seco aéreo y peso seco raíz y porcentaje de sobrevivencia.

M. plumosa: peso fresco aéreo, peso fresco total y porcentaje de sobrevivencia.

Los tratamientos que generaron mayor peso fresco aéreo y peso fresco total en los dos genotipos fueron T5 (GROFOL[®] al 50 %) y T1 (MS al 25 %).

Los mejores tratamientos en relación de altura y diámetro para *M. carmenae* fueron T2 (MS al 50 %), T6 (GROFOL[®] al 50 %) y T5 (GROFOL[®] al 75 %)

Los mejores tratamientos en la relación peso fresco aéreo y peso fresco raíz para *M. carmenae* fue T9 (BAYFOLAN[®] al 75 %).

El mejor tratamiento en la relación peso seco aéreo y peso seco raíz para *M. carmenae* fueron T8 (BAYFOLAN[®] al 50 %), T5 (GROFOL[®] al 50 %) y T6 (GROFOL[®] al 75 %).

La sobrevivencia del 100 % se logró en *M. carmenae* con los tratamientos T1 (MS al 25 %), T4 (GROFOL[®] al 25 %), T5 (GROFOL[®] al 50 %), T6 (GROFOL[®] al 75 %), T8 (BAYFOLAN[®] al 50 %) y T9 (BAYFOLAN[®] al 75 %) y en *M. plumosa* con los tratamientos T2 (MS al 50 %), T4 (GROFOL[®] al 25 %), T5 (GROFOL[®] al 50 %), T6 (GROFOL[®] al 75 %), T8 (BAYFOLAN[®] al 50 %) y T9 (BAYFOLAN[®] al 75 %).

Las plantas regadas con la solución nutritiva de GROFOL[®] al 25 %, 50 % y 75 % alcanzaron porcentajes del 100% de sobrevivencia en ambas especie.

VI. LITERATURA CITADA

- Acevedo, C.M.A. 2009. Enraizamiento *in vitro* y Aclimatización de *Mammillaria haageana* subsp. *san-angelensis* y *Obregonia denegrii*. Tesis Ingeniero Agrónomo en Producción. Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro". Saltillo, Coahuila. México.
- Alanís, G.J., Velazco C.G., Foroughbakhch R., Valdés V. y Alvarado M.A. 2004. Diversidad florística de Nuevo León; especies en categoría de riesgo. *Ciencia UANL*. 7:209-210.
- Arenas, T., Tonatiuh, A., Monroy, E., Mata R., Martín B., Jiménez, A. y Chávez, G. 2003. Regeneración *in vitro* de *Turbincarpus pseudopectinatus*. XV Congreso Mexicano de Botánica. Conservación y Manejo de Recursos.
- Arias, S. 1993. Cactáceas: conservación y diversidad en México. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural* XLIV. Pp.109-115.
- Azofeifa, A., Guevara, E., Jiménez, V. M. 2008. Uso de abonos foliares comerciales en la elaboración de medios de cultivo *in vitro*. Centro de Investigación en Granos y Semillas, Universidad de Costa Rica. San Pedro, Bello, M.A. y Pino, Q.M.T. 2000. Metodologías de fertirrigación. *Boletín INIA* No. 19. Centro Regional de Investigación Kampenaike. Puntas Arenas, Chile. 22 p.
- Bidwell, R.G.S. 1993. *Fisiología Vegetal*. AGT Editor. D.F., México. 784 p.
- Bravo, H. y Sánchez, M.H. 1991. *Las cactáceas de México*. 2° Edición, Vol. 3. Universidad Nacional Autónoma de México. D.F. México. 404 p.

- Bravo, H. y Scheinvar, L. 1999. El interesante mundo de las cactáceas, Editorial Fondo de cultura Económica México. México D.F. 2° Edición. Pp. 99-199.
- Bravo-Hollis, H. 1978. Las cactáceas de México. Vol. I. Universidad Nacional Autónoma de México, México. 51: 275- 277.
- Cadahia, L.C. 2000. Fertigación cultivos hortícolas y ornamentales. 2a Edición Mundi-Prensa. 136p.
- Cárdenas, M.J. y Büschting, M.W. 2004. Evaluación de dosis de NKP con fertirriego en el cultivo de Tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill). Trabajo de Diplomado. Universidad Nacional Agraria. Managua, Nicaragua.
- Casas, G. 2005. Biodiversidad. Ciencia Ergo Sum. Universidad Autónoma del Estado de Toluca, México. Disponible en: www.redalyc.org/ (consulta realizada en junio de 2010).
- Castañeda y Núñez. 1953. Descripción de *Mammillaria carmenae*. Publicado en: A. Inst. Biol. Mex. 24 (2): 233.
- Castañeda, S.E.E. 2004. Aclimatización de *Mammillaria plumosa in vitro*. Tesis Ingeniero Agrónomo en Agrobiología. Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro". Saltillo, Coahuila. México.
- Celis, B.L.X. y Gallardo, R.I. 2008. Estandarización de métodos de detección para promotores de crecimiento vegetal (ácido indo acético y giberelina) en cultivos microbianos. Tesis de Microbiólogo Agrícola y Veterinario. Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá.
- Coca, S., Ortiz, E., Montiel, J.G. Sánchez, C.S. y Pérez, C.J. 2007. Efecto de la irradiación luminosa en la aclimatación de *Mammillaria carmenae* Castañeda (Cactaceae) proveniente de cultivo *in vitro*. Universidad Autónoma de México. Facultad de Estudios Superiores Iztacala. México.
- Daquinta, G.M.L. 2000. Algunos elementos en la micropropagación de la Teca. Biotecnología Vegetal. 1:39-44.

- Debergh, P. 1991. Acclimatization techniques of plants from *in vitro*. Acta Horticulturae. 289:291-300.
- Debergh, P. y Read, P.E. 1991. Micropropagation. *In*: Micropropagation. Technology and application. Kluwer Netherlands. 484 p.
- Díaz, L.P., Medina, L.F. Latife, J., Didonselli, P.A. y Sosa, S.B. 2004. Aclimatación de plantas micropropagadas de caña de azúcar utilizando el humus de lombriz. San Miguel de Tucumán, Argentina. 33 (2): 115-128
- Domínguez, A. 1996. Fertirrigación. 2^{da} edición. Mundi-Prensa. Madrid, España. 253p.
- Domínguez, R.M.S., Alpuche, S.A.G., Vasco, M.N.L. y Pérez M.B.E. 2008. Efecto de citocininas en la propagación *in vitro* de agaves mexicanos. Revista Fitotecnia Mexicana de Fitogenética, A.C. Chapingo, México. Pp 317-322.
- Drew, R.A. 2003. "Applications of Biotechnology to Fruit and Nut Species". Disponible en: <http://www.newcrops.uq.edu.au/acotanc/papers/drew.htm> (Consulta realizada Junio de 2010).
- Espitia, H.O.M. 2005. Aclimatización de *Turbiniarpus valdezianus* propagadas *in vitro*. Tesis Ingeniero Agrónomo en Producción. Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro". Saltillo, Coahuila. México.
- Estrada-Luna A.A., Davies, J. y Fred, T. 2008. Estado nutrimental y crecimiento de plantas micropropagadas de nopal (*Opuntia albicarpa* Scheinvar cv. "Reyna") colonizadas con tres cepas seleccionadas de endomicorrizas. Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Agronomía y Museo Bernabé de las Casas. Mina, Nuevo León, México.
- Farré, A.C. 2001. El gran libro de los cactus y otras plantas crasas. Editorial de Vecchi Barcelona, España. Pp. 19-79.
- García O.H.T. 2008. Manejo de Solución Nutritiva y Sustratos en la Aclimatización de *Turbinicapus valdezianus* (MOELLER) GLASS & FOSTER Propagada *in vitro*. Tesis de Maestría en Ingeniería en Sistemas de Producción. Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro". Saltillo, Coahuila. México.

- García O. y Malda M. 2008. Conservación *in situ* y *ex situ* de *Mammillaria mathildae*, cactácea endémica en peligro de extinción de la ciudad de Querétaro. Vol. 2, No. 1. Publicación de investigación y posgrado de la Universidad Autónoma de Querétaro. Querétaro, México.
- George, E.F. 1996. Plant Propagation by Tissue Culture Part 2 in Practice. Second Edition. Exegetics Limited. Edington, Wilts England. 1361 p.
- George, E.F. y De Klerk, G.J. 2008. The components of plant tissue culture media. I– Macro and micronutrients. 3 ed. Springer, Dordrecht, Holanda. Pp. 65-113.
- Glass, C.E. 1998. Guía para la identificación de Cactáceas amenazadas de México. CONABIO, Ed. CANTE. México, D.F.
- Gómez, J., Romero, R., Jiménez, B. y Monroy, A. 2003. Regeneración *in vitro* de *Ariocarpus bravoanus* Hernández & Anderson, especie endémica mexicana en peligro de extinción. XV Congreso Mexicano de Botánica. Conservación y Manejo de Recursos. Disponibles en: <http://www.Socbot.org.mx/disco/resumen/re680m> (Consulta realizada en Junio de 2010)
- Grupo Bioquímico Mexicano, S.A. de C.V. (GBM). 2010. BAYFOLAN®. Disponible en: http://www.bayercropscience.cl/upfiles/folletos/a_bayfolan.pdf (consulta realizada en Junio de 2010).
- Grupo Bioquímico Mexicano, S.A. de C.V. (GBM). 2010. GROFOL®. Disponible en: <http://filsa.com.mx/plm/DEAQ/prods/615.htm> (consulta realizada en Junio de 2010).
- Hartmann, H. y Kester, D.E. 1999. Propagación de plantas. Editorial Continental S. A de C.V. México. 760 p.
- Hernández, H. y Godínez, H. 1994. Contribución al conocimiento de las cactáceas mexicanas amenazadas. Acta Botánica Mexicana. 26:33-52.

- Hughes, K. 1986. Ornamental species. Cloning agricultural plants via *in vitro* techniques. CRC, Boca Ratón, Florida. Pp. 5-41
- Imas, P. 1999. Manejo de Nutrientes por Fertirriego en Sistemas Frutihortícolas. XXII Congreso Argentino de Horticultura. Tucuman. Argentina.
- Jensen, M.H. y Collins, W.L. 1985. Hydroponic vegetable Production. Hort. Rev. 483-559.
- Johson, J. y Emino, E. R. 1979. Tissue culture propagation in the cactacea.
- Krikorian, A.D. 1989. Medios de cultivo: generalidades, composición y preparación. *In: Cultivo de tejidos en la agricultura, fundamentos y aplicaciones.* Ed. William Roca; Luis A. Mroginski. Colombia, CIAT. Pp. 41-70.
- Lara, H.A. 2000. Manejo de la solución nutritiva en la producción de Tomate en hidroponía. Vol. 17, No. 3. Universidad Autónoma de Zacatecas. México.
- Lluna, D.R. 2006. Hormonas vegetales: crecimiento y desarrollo de la planta. Tecnología de producción. Horticultura. Ed. Pirámide. Madrid, España.
- Llurba, M. 1997. Parámetros a tener en cuenta en los sustratos. Revista Horticultura No. 125.
- Luya, U. 1999. Micropropagación *in vitro* y aclimatización de Mariold (*Tagetes erecta*). Tesis obtener el grado de Biólogo, Universidad Agraria La Molina. Lima, Peru.
- Malda, G., Suzan, H. y Backhaus, R. 1999. *In vitro* culture as a potential method for the conservation of endangered plants possessing crassulacean acid metabolism. *Scientia Horticulturae*. 81:71-87.
- Maluenda y Reyes, A. 2003. AUXINAS: química, biosíntesis de la auxina, fitohormonas, transporte, catabolismo auxínico. Valparaíso. CL. Disponible en: <http://pdf.rincondelvago.com/auxinas.html> (Consulta realizada en Junio de 2010).

- Mandujano, M., Gulovob, J. y Reyes, J. 2002. Lo que usted quiso saber sobre las cactáceas y nunca se atrevió a preguntar. CONABIO. Biodiversidad 40:4-7.
- Martínez, R.R., Azpíroz, R.H.S., Rodríguez de la O.J.I., Cetina A.V.M. y Gutiérrez, E.M.A. 2005. Aclimatación de plantas obtenidas *in vitro* de *Eucalyptus urophylla* y *Eucalyptus grandis*. Ra Ximhai. Vol. 1. No. 3. Universidad Autónoma Indígena. México. Pp. 591-597.
- Montalvo, G., Quiala, E., Mederos, R., Matos, J., De Feria, M., Chávez, M. y Placencia, O. 2004. Propagación *in vitro* de *Pilosocereus sp.* Biotecnología Vegetal. 4 (1): 43 – 48.
- Morales C., De la fe C.C. y Calaña, M. 2009. Estudio de la Aclimatización de vitroplantas de anturio (*anthurium andreanum* lin.). Vol. 30, No. 4. Cultivos Tropicales. Pp. 48-51.
- Murashige, T. y Skoog, F. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultura. Physiologia Plantarum. 15: 437-497.
- Niedz, R.P., Evens, T.J. 2007. Regulating plant tissue growth by mineral nutrition. In Vitro Cellular and Developmental Biology–Plant. 43:370-381.
- NOM-059-ECOL-2001. Norma Oficial Mexicana. Protección Ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-lista de especies en riesgo. Diario Oficial de la Federación. D.F. México.
- Ojeda Z.M.C., Rodríguez, F.H. y Gutiérrez, D.A. 2009. Micropropagación de cactáceas. Facultad de Agronomía, UANL y Museo Bernabé de las Casas. Mina, Nuevo León, México.
- Olivares, S.E. 1994. Paquete de diseños experimentales. TAUANL. Versión 2.5. Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Agronomía. Marín, Nuevo León, México.

- Ortiz, R. 2000. Factores que afectan el desarrollo de vitroplantas de caña de azúcar en la fase adaptativa. La Habana: Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. ISBN: 959-7023-12-1. 36 p.
- Pérez, M.E.M., Ramírez, M.R., Núñez, P.H.G. y Ochoa, A.N. 1999. Introducción al Cultivo de Tejidos Vegetales. Universidad Autónoma de Aguas Calientes. 179 p.
- Pierik, R. 1987. In vitro culture of higher plants. Martinus Nijhoff, Dordrecht. Holanda. 344 p.
- Pospíšilová, J., Tichá, I., Kadleček, P., Haisel, D. y Plzánková, Š. 1999. Acclimatization of micropropagated plants to *ex vitro* conditions. *Biologia Plantarum*. 42:481-497.
- Pospíšilová J, Haisel, D. Synková, H. Čatský, J. Wilhelmová, N., Plzánková, Š. Procházková, D. y Šrámek, F. 2000. Photosynthetic pigments and gas exchange during *ex vitro* acclimation of tobacco plants as affected by CO₂ supply and abscisic acid. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*. 61:125-133.
- Preece, J.E. y Sutter, E.G. 1991. Acclimatization of micropropagated plants to the green house and field. En *micropropagation*. Kluwer Academic Publisher. Dordrecht.
- Raven, H., Evert, R. y Eichhorn, S. 1992. *Biología de las plantas*. Editorial Reverté, S. A. Tomo II. España. 773 p.
- Requejo, L.R. 2008. Acondicionamiento nutricional de plántulas y optimización de sustratos en tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) bajo invernadero. Tesis de Doctorado en ciencias agrícolas. Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Agronomía. Monterrey, Nuevo León.
- Rodríguez, L.E., Piferrer, E.A., Cantillo A.R., Rosales S.Y., Santiago B.Y. y Alvarado G.O.F. 2006. Activación de areolas de *Escobaria cubensis* (Britton & Rose) Hunt. VII Simposio Internacional. *Biotecnología Vegetal* Vol. 6, No. 4: 225 – 240.

- Rossel C.H. y Villalobos V.M. 1990. Fundamentos teórico-prácticos del cultivo de tejidos vegetales (Producción y protección forestal). FAO. Roma. 105 p.
- Rublo A., Chávez, M., y Martínez, V. 1993. Strategies for the recovery of endangered orchids and cacti through *in vitro* culture. *Biological Conservation*. 63:163-169.
- Rzedowski, J. 1983. Vegetación de México. Ed. Limusa, México, 432 p.
- Salisbury, F.B. y Ross C.W. 1994. Difusión, termodinámica y potencial híbrido. *In: Fisiología Vegetal*. F. Grupo Editorial Iberoamérica, S.A. de C.V. D.F. México, Pp. 29-46.
- Sandoval, M. P., González, J. y Ramírez, R. 2006. Cultivo *in vitro* de tres especies de cactáceas con diversas concentraciones de dos reguladores de crecimiento. Instituto de Ciencias Agrícolas. Universidad de Guanajuato. Irapuato, Gto. México.
- Smith, R.H. 1991. *In vitro* propagation of *Coryphanta macromeris*. *Hort- Science* 26: (3): 315.
- Sotolongo, R. 2000. Micropropagación de *Phidium salutare* (HBK) Berg. Tesis Doctor en Ciencias Forestales. Pinar del Rio, Cuba.
- Texeira, J. B., Lemos, J.I. y Coelhe, M.C. 1995. Micropropagacao de especies lenhosas da mata atlántica. En: Congreso Brasileiro de Fisiología Vegetal. 5 (Ed) Lauras Anais.
- Valentín, S.J.A. 2005. Respuesta de dos genotipos de aguacate (*persea americana* var. mill) a la micropropagación utilizando diferentes combinaciones de auxinas y citocininas. Tesis Ingeniero Agrónomo en sistemas de producción agrícola. Universidad de San Carlos de Guatemala. Santa Elena, Flores, Peten.
- Vílchez, J., Ramírez, E., Villasmil, M. y Molina, M. 2007. Aclimatización de vitroplantas de zábila (*Aloe vera* (L) Burm. f): efectos del sustrato. *Rev. Fav Agron. (LUZ)*. 24 Supl. 1:57-61.

Weaver, J.R. 1996. Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura. 1ª edición. Editorial Trillas. México, D.F.

Cultivo in vitro. Disponible en:

http://www.inia.gob.pe/boletin/BCIT/boletin0003/cultivos_de_tejidos_in_vitro.htm

Distribución geográfica de *M. plumosa*. Disponible en:

<http://www.scysnl.org/mplumosa.html>

Sustrato de fibra de coco. Disponible en:

<http://abonosysustratosmarc.galeon.com>

Turbas y otros sustratos. Disponible en:

<http://www.arbolesornamentales.es/Turbas.htm>

VII. APÉNDICE

Cuadro A.1. Composición del medio nutritivo de Murashige y Skoog 1962.

COMPUESTO	mg L⁻¹	g L⁻¹	g L⁻¹⁰
Macronutrientes			
NH ₄ NO ₃	1650	1.65	16.5
KNO ₃	1900	1.9	19
CaCl ₂ . 2 H ₂ O	332.23	0.332	3.322
KH ₂ PO ₄	170	0.17	1.7
Mg SO ₄ . 7H ₂ O	370	0.37	3.7
Micronutrientes			
KI	830	0.00083	0.0083
H ₃ BO ₃	6.2	0.0062	0.062
MnSO ₄ . 4H ₂ O	17	0.017	0.1288
ZnSO ₂ . 7H ₂ O	8.6	0.0086	0.086
Na ₂ MoO ₄ . 2H ₂ O	250	0.00025	0.0025
CuSO ₄ . 5H ₂ O	25	0.000025	0.00025
CoCl ₂ . 6H ₂ O	25	0.000025	0.00025
Sol. de Fierro			
Na ₂ EDTA	37.3	0.0373	0.373
FeSO ₄ . 7H ₂ O	27.8	0.0278	0.278
Vitaminas			
Inositol	100	0.1	1
Ac. Nicotínico	0.5	0.0005	0.005
Piridoxina- HCl	0.5	0.0005	0.005
Tiamina- HCl	0.1	0.0001	0.001
Glicina	2	0.002	0.02

Cuadro A. 2. Composición del fertilizante foliar GROFOL[®] a 1 kg/ha.

Composición porcentual	Porcentaje en peso
Nitrógeno total	20%
Fósforo disponible.	30%
Potasio	10%
Azufre	480 ppm
Fierro	250 ppm
Zinc	250 ppm
Manganeso	125 ppm
Calcio	65 ppm
Magnesio	65 ppm
Cobre	65 ppm
Boro	65 ppm
Cobalto	12 ppm
Molibdeno	6 ppm
Fitohormonas	12 ppm

Cuadro A. 3. Composición del fertilizante foliar BAYFOLAN[®] a 1 kg/ha.

Composición porcentual	Porcentaje en peso
Nitrógeno total	11%
Fósforo disponible.	8%
Potasio	6%
Azufre	230 ppm
Fierro	50 ppm
Zinc	80 ppm
Manganeso	36 ppm
Calcio	25 ppm
Magnesio	25 ppm
Cobre	40 ppm
Boro	36 ppm
Molibdeno	5 ppm

Cuadro A. 4 Análisis de varianza para altura de planta de *M. carmenae*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	24.471	3.495	2.147	0.111
ERROR	15	21.158	1.627		
TOTAL	23	45.629			

C.V.= 26.37 %

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A. 5 Análisis de varianza para altura de planta de *M. plumosa*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	17.508	2.188	2.149	0.096
ERROR	15	15.271	1.018		
TOTAL	23	32.779			

C.V.= 18.96 %

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A. 6 Análisis de varianza para diámetro de la planta de *M. carmenae*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	7	157.619	22.517	1.3346	0.309
ERROR	15	219933	16.871		
TOTAL	23	376.952			

C.V.= 45.40 %

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A. 7 Análisis de varianza para diámetro de la planta de *M. plumosa*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	2788.332	34.841	1.628	0.198
ERROR	15	321000	21.400		
TOTAL	23	599.833			

C.V.= 40.52 %

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A. 8 Análisis de varianza para longitud de raíz de *M. carmenae*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	8.899	1.271	1.683	0.198
ERROR	15	9.818	0.755		
TOTAL	23	18.718			

C.V.= 35.35 %

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A. 9 Análisis de varianza para longitud de raíz de *M. plumosa*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	18.167	2.270	2.003	0.117
ERROR	15	17.001	1.133		
TOTAL	23	35.169			

C.V.= 36.66 %

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A. 10 Análisis de varianza para peso fresco raíz de *M. carmenae*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	7	0.077	0.011	1.6797	0.199
ERROR	13	0.085	0.006		
TOTAL	20	0.162			

C.V.= 58.25 %

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A. 11 Análisis de varianza para peso fresco raíz de *M. plumosa*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	0.107	0.013	1.838	0.147
ERROR	15	0.109	0.007		
TOTAL	23	0.217			

C.V.= 60.89 %

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A.12 Análisis de varianza para peso seco aéreo de *M. carmenae*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	7	0.024	0.003	1.532	0.240
ERROR	13	0.030	0.002		
TOTAL	20	0.054			

C.V.= 46.39 %

**= Altamente significativo a los niveles de prueba de 0.05.

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A.13 Análisis de varianza para peso seco aéreo de *M. plumosa*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	0.111	0.013	1.523	0.229
ERROR	15	0.137	0.009		
TOTAL	23	0.248			

C.V.= 67.81 %.

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A. 14 Análisis de varianza para peso seco raíz de *M. carmenae*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	7	0.041	0.005	1.415	0.279
ERROR	13	0.054	0.004		
TOTAL	20	0.096			

C.V.= 47.93 %

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A. 15 Análisis de varianza para peso seco raíz de *M. plumosa*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	0.107	0.013	1.838	0.147
ERROR	15	0.109	0.007		
TOTAL	23	0.217			

C.V.= 60.89 %

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A.16 Análisis de varianza para peso seco total de *M. carmenae*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	7	0.053	0.007	1.988	0.135
ERROR	13	0.049	0.003		
TOTAL	20	0.103			

C.V.= 44.29 %

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A.17 Análisis de varianza para peso seco total de *M. plumosa*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	0.155	0.019	1.659	0.189
ERROR	15	0.175	0.011		
TOTAL	23	0.330			

C.V.= 59.39 %

**= Altamente significativo a los niveles de prueba de 0.05.

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A.18 Análisis de varianza para la relación de altura y diámetro de *M. plumosa*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	7.363	0.920	1.847	0.145
ERROR	15	7.471	0.498		
TOTAL	23	14.83			

C.V.= 32.87 %

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A.19 Análisis de varianza para la relación entre peso fresco aéreo y peso fresco raíz de *M. plumosa*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	0.005	0.000	1.553	0.220
ERROR	15	0.000			
TOTAL	23				

C.V.= 62.67 %

CV= Coeficiente de variación.

Cuadro A.20 Análisis de varianza para la relación entre peso seco aéreo y peso seco raíz de *M. plumosa*.

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	8	0.160	0.020	0.790	0.620
ERROR	15	0.380	0.025		
TOTAL	23	0.540			

C.V.= 50.78 %

CV= Coeficiente de variación.