
UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA
CENTRO UNIVERSITARIO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y
AGROPECUARIAS

DIVISIÓN DE CIENCIAS AGRONÓMICAS



**MICROPROPAGACION DE *Epithelantha micromeris* (Eng.) Weber ex
Britton *et* Rose, var. *micromeris*, CACTACEAE.**

T E S I S P R O F E S I O N A L
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
INGENIERO AGRÓNOMO FITOTECNISTA

P R E S E N T A :

LUZ ELENA VELÁZQUEZ ENCISO.

LAS AGUJAS, ZAPOPAN, JALISCO. SEPTIEMBRE DE 1997.



UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA
CENTRO UNIVERSITARIO DE CIENCIAS
BIOLOGICAS Y AGROPECUARIAS
CARRERA DE INGENIERO AGRONOMO
COMITE DE TITULACION

M.C. SALVADOR MENA MUNGUIA
DIRECTOR DE LA DIVISION DE CIENCIAS AGRONOMICAS
PRESENTE

Con toda atención nos permitimos hacer de su conocimiento, que habiendo sido aprobada la modalidad de titulación: TESIS, con el título:

"MICROPROPAGACION DE *Epitelantha micromeris* (Eng.) Weber ex Britton et Rose, var. micromeris CACTACEAE"

El cual fue presentado por él (los) pasante(s):

LUZ ELENA VELAZQUEZ ENCISO

El jefe del Departamento de Producción Agrícola, a sugerencia de los miembros de la academia de Protección vegetal designo como director y asesores, respectivamente, a los profesores:

M.C. RAFAEL SOLTERO QUINTANA
M.C. CARLOS RAMIREZ SERRANO
M.C. RICARDO NUÑO ROMERO

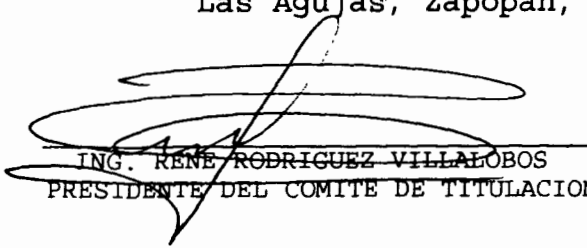
Una vez concluido el trabajo, el Comité de Titulación designó como sinodales a los profesores:


M.C. MARIA LUISA GARCIA SAHAGUN	PRESIDENTE
M.S. ENRIQUE PIMIENTA BARRIOS	SECRETARIO
M.C. SALVADOR GONZALEZ LUNA	VOCAL

Se hace constar que se han cumplido los requisitos que establece la Ley Orgánica de la Universidad de Guadalajara, en lo referente a la titulación, así como el Reglamento del Comité de Titulación.

A T E N T A M E N T E
"PIENSA Y TRABAJA"

"Año del Hospital Civil de Guadalajara"
Las Agujas, Zapopan, Jal. a 2 de septiembre de 1997


ING. RENÉ RODRIGUEZ VILLALOBOS
PRESIDENTE DEL COMITE DE TITULACION


M.C. SALVADOR GONZALEZ LUNA
SRIO. DEL COMITE DE TITULACION

MANOS

QUERÍA SABER SI ES VERDAD
QUE, TRAS DE TANTO MITOTE,
AQUEL LIBRO LLEGARA
A SER MAS QUE UN ALMODROTE:
PORQUE EL CAMPO NECESITA,
Y NADIE LO PONE EN DUDA
MUCHA INFORMACIÓN ESCRITA
CLARA, MACISA Y SESUDA
FUERA DE ESO, Y SOBRE TODO,
EL CAMPO PRECISA MANOS
QUE NO TEMAN AL LODO
DEL TRABAJO EN TODAS SUERTES,
MANOS VALIENTES CRISPADAS,
ADMIRABLES POR SU FUERTE
TENDENCIA AL SENTIDO HUMANO
MANOS CREADORAS YHONRADAS !!!

P. S. P.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por su infinita bondad y presencia en todos los momentos de mi vida.

A la Universidad de Guadalajara que por medio de la división de Ciencias agronómicas recibí mi formación profesional.

Aquellos maestros que con sus consejos me ayudaron a valorar y querer más mi profesión.

Al Laboratorio de Cultivo de Tejidos y Células del Departamento de Botánica y Zoología por la facilidades para la realización de este trabajo.

Al M. C. Rafael Soltero Quintana por dirigir y apoyar constantemente para que el trabajo cada vez fuera mejor.

A los asesores M. C. Carlos Ramírez Serrano y M. C. Ricardo Nuño Romero por sus aportaciones sugerencias y disposición de colaboración .

A los sinodales:

M. C. María Luisa Sahagun

M. C. Enrique Pimienta Barrios

M. C. Salvador González Luna

Por las correcciones y observaciones constructivas hechas a este trabajo.

A mis padres por sembrar en mi la inquietud de superación y estudio, por el esfuerzo realizado durante mi vida, para que por fin llegara este momento.

A Salvador Velázquez por su apoyo incondicional siempre, y que además de agradecerle, le dedico mi carrera con todo mi esfuerzo, porque más que un hermano y amigo es como un segundo padre.

A mis pocos pero grandes y estimados amigos por su apoyo comprensión y palabras de aliento en momentos difíciles.

DEDICATORIAS.

A mis padres:

María Enciso Zaragoza †

Salvador Velázquez Hernandez

y

A mis hermanas y hermanos

Porque directa e indirectamente han contribuido al cumplimiento de una de mis más importantes metas, han sido una fuente de estímulo y dedicación a esta mi carrera profesional. Además de ser lo mas importante que tengo y mas quiero en la vida.

ABREVIATURAS

AIA	Ácido indolacético.
ANA	Ácido α -naftalenacético.
ANOVA	Análisis de varianza.
BA	N ⁶ -Benciladenina o bencilaminopurina.
BAP	6-bencilamino-9-[2-tetrahidropiraniil]-9H-purina.
CITES	Convención sobre Comercio Internacional de Especies Amenazadas.
EDTA	Etilen dinitril tetracetato.
GL	Grados de libertad.
GLM	Procedimiento general para modelos lineales.
IBA	Ácido indolbutírico.
IUCN	Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza.
KIN	Cinetina.
MS	Murashige y Skoog.
MG/L	miligramos por litro.
PC-L2	Phillips y Collins-L2.
SAS	Sistema de Análisis Estadístico.
v/v	Proporción volumen sobre volumen.
ZEA	Zeatina.
2iP	6-[γ , γ -dimetilalilamino] purina.
2,4-D	Ácido 2,4-diclorofenoxiacético.

CONTENIDO

RESUMEN.....	vi
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Importancia y justificación.....	1
1.2 OBJETIVO.....	3
1.3 HIPÓTESIS.....	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1 Generalidades sobre la familia Cactaceae.....	4
2.2 Descripción botánica y distribución de <i>E. micromeris</i>	8
2.3 Estado de conservación.....	8
2.4 La micropropagación en la producción de plantas.....	9
2.4.1 Fases de la micropropagación.....	10
2.4.2 Método de producción de brotes axilares	13
2.5 Condiciones de cultivo.....	16
2.5.1 Luz.....	16
2.5.2 Temperatura.....	17
2.5.3 Humedad.....	17
2.5.4 Medio de cultivo.....	17
2.5.5 Reguladores de crecimiento.....	19
2.6 Antecedentes de la micropropagación de cactáceas.....	22
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	26
3.1 Material biológico.....	26
3.1.1 Establecimiento del cultivo aséptico.....	26
3.1.2 Multiplicación del material vegetativo.....	26
3.1.3 Explantes.....	27
3.2 Medio y condiciones de cultivo <i>in vitro</i>	27
3.3 Diseño experimental.....	27
3.4 Variable de respuesta.....	28
3.5 Experimentación	28
3.5.1 Experimentos conducidos con KIN y ANA.....	28
3.5.2 Experimentos conducidos con 2iP y ANA.....	29
3.5.3 Enraizamiento de los brotes <i>in vitro</i>	30
3.5.4 Adaptación a condiciones de invernadero.....	30
3.6 Análisis estadístico.....	31
IV. RESULTADOS.....	34
4.1 Resultados con KIN y ANA.....	34
4.2 Resultados con 2iP y ANA.....	37
4.3 Enraizamiento de los brotes.....	40
4.4 Adaptación a condiciones de invernadero.....	40

V. DISCUSIÓN.....	42
VI. CONCLUSIONES.....	45
VII. LITERATURA CITADA	46
APÉNDICES.....	51
GLOSARIO.....	52

INDICE DE TABLAS

1. Conjunto de sustancias que se añaden con frecuencia a los medios nutritivos, para inducir el crecimiento y desarrollo.....	19
2. Arreglo factorial conducido en <i>Epithelantha micromeris</i> para la producción de brotes con KIN-ANA.....	29
3. Arreglo factorial conducido en <i>Epithelantha micromeris</i> para la producción de brotes con 2iP-ANA.....	30
4. Análisis de varianza para producción de brotes con KIN-ANA en <i>Epithelantha micromeris</i>	34
5. Comparación de medias de numero de brotes por explante con KIN en <i>Epithelantha micromeris</i> , prueba de Duncan.....	36
6. Medias de producción de brotes por tratamiento con KIN en <i>Epithelantha micromeris</i>	36
7. Análisis de varianza para producción de brotes con 2iP-ANA en <i>Epithelantha micromeris</i>	37
8. Comparación de medias del número de brotes por explante por tratamiento con 2iP-ANA en <i>Epithelantha micromeris</i> , prueba de Duncan.....	38
9. Comparación del número de brotes por explante reales y teóricos obtenidos en <i>Epithelantha micromeris</i>	40

ÍNDICE DE FIGURAS

1. Representación esquemática de la inducción de yemas axilares para la propagación de plantas	15
2. Representación esquemática de la metodología utilizada	32
3. Respuesta de <i>Epithelantha micromeris</i> a diferentes niveles de KIN.....	35
4. Respuesta para 2iP-ANA sobre la producción de brotes en <i>Epithelantha micromeris</i>	39
5. Micropropagación de <i>Epithelantha micromeris</i> var. <i>micromeris</i>	41

RESUMEN

Se estableció la técnica de micropropagación mediante la proliferación de brotes axilares en *Epithelantha micromeris* var. *micromeris*. Se considera una planta rara según el Diario Oficial de la Federación y se encuentra en el apéndice II del CITES. El trabajo se inició con la germinación aséptica de semillas, las plántulas fueron seccionadas (ápice y base), para inducir la producción de brotes con la aplicación empírica de KIN hasta obtener material suficiente para realizar los experimentos. Se utilizó el diseño completamente al azar con un arreglo factorial incompleto 5 X 4 en el que se probaron las citocininas (KIN y 2iP) en combinación con la auxina (ANA). Para el análisis de los datos se utilizó la ANOVA y análisis de regresión para superficie de respuesta. La principal variable de respuesta que se evaluó fue la producción de brotes por explante. La interacción KIN-ANA no tuvo efecto significativo sobre la producción, la media más alta fue de 17.25 brotes por explante con KIN y 14.75 con 2iP-ANA. Para el enraizamiento se utilizaron diferentes concentraciones de AIA, y un testigo (medio MS sin reguladores de crecimiento), en el cual se presentó el mejor enraizamiento. Las plantas enraizadas se adaptaron con éxito a condiciones de invernadero con un 84% de sobrevivencia.

I. INTRODUCCIÓN

1.1 Importancia y justificación

Las cactáceas ocupan un sitio preponderante entre las familias vegetales con especies en peligro de extinción, debido principalmente a la destrucción de su hábitat natural y la sobreexplotación a la que están sometidas, en particular aquellas que tienen alto valor como ornamentales (IUCN, 1983). México es considerado como el centro de diversidad genética de esta familia y es el país que cuenta con el mayor número de especies, las cuales constituyen una de las riquezas que menos hemos sabido aprovechar (Pérez *et al.*, 1995).

La propagación de cactus por métodos convencionales (semillas o hijuelos directamente en tierra), se ha venido utilizando para reproducir y conservar estas especies, con la desventaja de que tienen bajas tasas de germinación, su crecimiento es muy lento y en muchos casos es difícil la obtención de germoplasma y material vegetativo. Las técnicas de micropropagación son una alternativa que ofrece ventajas sobre los métodos convencionales, ya que de esta forma es posible obtener grandes cantidades de plantas a partir de fragmentos de tallo o ápices de brote, los cuales pueden ser utilizados como explante sin depender de la disponibilidad de semillas y reduciendo considerablemente el ciclo de cultivo.

Epithelantha micromeris var. *micromeris* se le considera como una especie rara (Diario Oficial de la Federación, 1994) de propagación muy lenta, además de ser bastante cotizada por los coleccionistas como planta ornamental.

Por lo anterior, la importancia de realizar el presente trabajo, consistió en establecer la técnica de micropropagación de *Epithelantha micromeris* para que pueda ser reproducida en forma masiva y de esta manera contribuir a su conservación.

1.2 OBJETIVO

Establecer la técnica de micropropagación mediante la proliferación de brotes axilares en *Epithelantha micromeris* var. *micromeris*, y su adaptación a condiciones de invernadero

1.3 HIPÓTESIS.

Con las concentraciones adecuadas de auxinas y citocininas se obtendrá gran cantidad de brotes axilares.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Generalidades sobre la familia Cactaceae

Las cactáceas son plantas autóctonas del continente Americano. Se encuentran distribuidas principalmente en regiones áridas o semiáridas y junto con otras especies caracterizan esos lugares (Bravo-Hollis, 1978), existen 100 géneros y 1500 especies (Barthlott y Hunt, 1993; Arias, 1997).

Sorprenden por las formas extraordinarias de sus tallos, la hermosura de sus flores; son interesantes por la anatomía de sus estructuras y las modalidades de su fisiología, ambas indicadoras de su admirable adaptación a la sequía (Bravo-Hollis, 1978). La morfología de estas plantas lleva en cierta forma, impresos diversos caracteres que indican las condiciones del medio en que viven. Como sus hojas modificadas y sus formas crasas. Además, por sus caracteres de organización, estructuralmente semejantes a las demás dicotiledóneas, presentan hábitos y características anatómicas de adaptación altamente especializadas que imparten una fisionomía particular. De estas peculiaridades morfológicas se consideran responsables el medio árido y desértico en que la mayoría de estas especies habitan, la adaptación de otras a la vida epífita o trepadora en las selvas tropicales húmedas. Cabe destacar también, los diversos tipos de polinización que experimentan, por medio de insectos, aves y quirópteros (Bravo-Hollis, 1978).

Entre las adaptaciones más notables que el tallo adquirió en relación con la aridez, es la capacidad de almacenar y conservar el agua en sus tejidos, esto debido al grado de desarrollo de los parénquimas, que son los responsables de la succulencia; la reducción de la superficie transpiratoria al adquirir formas globosas, la atrofia del limbo de las hojas, hasta estados vestigiales o su transformación en escamas, espinas y glóquidas, el engrosamiento de la cutícula y de las membranas celulósicas de los tegumentos, la pruinosidad o las secreciones cerosas de las células epidérmicas, la disminución y disposición hundida de los estomas. A estas adaptaciones hay que agregar las que permiten la absorción rápida del agua, como la gran longitud que alcanzan algunas raíces, y su conservación en enormes tubérculos que poseen ciertas especies, por la capacidad que tiene el tallo de distenderse al acumular agua en sus parénquimas; por lo cual, las cactáceas forman parte de un grupo de plantas llamadas xerófitas o succulentas (Bravo-Hollis, 1978).

Desde el primer contacto de los europeos con la flora del Nuevo Mundo, las cactáceas llamaron la atención por sus formas caprichosas, el fiero aspecto dado por las espinas, el variado colorido y la belleza de sus flores, además por la utilidad que le brindan al hombre americano. Los exploradores y conquistadores provenientes del Viejo Mundo llevaron muestras de esta flora para ellos tan exótica, introduciendo su cultivo (Bravo-Hollis, 1978).

El interés por estas plantas fue aumentando al transcurrir el tiempo, y a partir del siglo XVII, llegaron a México insignes exploradores y naturistas europeos que llevaron a sus respectivos países, los más variados ejemplares de cactáceas mexicanas que cautivaron la atención de científicos, horticultores y aficionados a las plantas. Al acentuarse la popularidad de este tipo de plantas entre científicos y aficionados, surgió la necesidad de reunirse para intercambiar especímenes, ideas sobre taxonomía y nomenclatura, y experiencia sobre su cultivo. De esta manera comenzaron a formarse las primeras asociaciones de cactófilos (Bravo-Hollis, 1978).

En Estados Unidos de América, el interés por las cactáceas se despertó cuando esta Nación adquirió como botín de guerra, los territorios mexicanos perdidos en el conflicto bélico de 1847, los que comprendían zonas áridas con abundantes cactáceas. La publicación del informe de la Comisión del Limite Territorial con México (Mexican Boundary Survey) incrementa el interés en estas plantas, pues en la parte correspondiente a la flora se dieron a conocer muchísimas nuevas especies, en la mayoría descritas por el botánico George Engelmann en su obra sobre cactáceas de la frontera (Sánchez-Mejorada, 1979; citado en Bravo-Hollis y Sanchez-Mejorada, 1991b).

A fines del siglo XIX, para hacer frente a la enorme demanda de cactáceas mexicanas, se crea en nuestro país una casa comercial dedicada a la exportación de estas plantas, cuya razón social era J.A. McDowell & Co., con oficinas en las ciudades de México, Monterrey y Nueva York. Para satisfacer esta gran demanda de cactáceas como plantas de ornato u objeto

de colección, surgieron multitud de comercios dedicados a la importación, reproducción y venta de especímenes, algunos de ellos con una producción muy superior al millón de ejemplares por año. Los países que han destacado en la propagación de cactus son Japón, Holanda, Bélgica, Inglaterra, Francia, Italia, España y Estados Unidos de América. Lamentablemente sus establecimientos comerciales no satisfacen la siempre creciente demanda de ejemplares, dando lugar a la importación ilegal de especímenes colectados en su hábitat, colectas ilegítimas e irracionales que han puesto a muchas especies en peligro de extinción, tanto en México como en algunos países de América de Sur en Bravo-Hollis y Sanchez-Mejorada, 1991b).

En la actualidad existen numerosos jardines públicos y privados que cuentan con buenas colecciones de cactáceas. Entre los mas notables por su contenido y belleza, podemos citar al Jardín Botánico Huntington, en California, E.U.A., considerado como uno de los mas hermosos del mundo y que cuenta con una extensa colección de cactáceas, el Jardín Botánico del Desierto en el Parque Pápago, Arizona, E.U.A.; y el Jardín Botánico del Instituto de Biología en la ciudad de México (Bravo-Hollis, 1991b).

2.2 Descripción botánica y distribución de *Epithelantha micromeris* (Engelmann) Weber ex Britton et Rose var. *micromeris*

Planta simple o a veces ligeramente cespitosa; ramificaciones, cuando existen, en la parte lateral o inferior de los tallos, pero desde su base. Tallo pequeño, casi globoso de 2 a 4 cm de diámetro; ápice hundido. Tubérculos alrededor de 1 mm de longitud. Espinas todas radiales, alrededor de 20, pequeñas; las de las areolas apicales de 4 a 6 mm de longitud, conniventes sobre el ápice, truncadas, pues la parte superior es caduca; las de las areolas adultas, de cerca de 2 mm de longitud, aciculares, glandulosas, barbadas, blancas, radiadas, horizontales, entrecruzadas con las areolas vecinas, pero no ocultando por completo el tallo. Raíz fasciculada. Se distribuye en los Estados de Chihuahua y Durango, extendiéndose por el Norte hasta Texas, Nuevo México y aún hasta Arizona (Bravo-Hollis, 1991a).

2.3 Estado de conservación

Epithelantha micromeris se encuentra en la categoría de rara según la Norma Mexicana NOM-059-ECOL- 1994 que determina las especies y sub-especies de flora y fauna silvestres terrestres y acuáticas raras, amenazadas y en peligro de extinción y las sujetas a protección especial, publicada en el diario oficial de la federación el día 16 de mayo de 1994. En donde se considera una especie rara, aquella cuya población es biológicamente variable, pero muy escasa de manera natural, pudiendo estar restringida a un área de distribución reducida a protección especial. Según Hunt (1992), la

especie es insuficientemente conocida y se encuentra en el apéndice II del CITES.

2.4. La micropropagación en la producción de plantas

Es una técnica que permite el desarrollo de nuevas plantas en un medio artificial, bajo condiciones asépticas y a partir de promociones muy pequeñas tales como embriones, semillas, tallos, ápices de brote o de raíces, callos, células individuales y granos de polen. Las aplicaciones principales de esta técnica de multiplicación masiva de plantas son: la obtención de plantas libres de patógenos, el aislamiento de células o líneas celulares que puedan convertirse en nuevas variantes de plantas y la multiplicación rápida en condiciones asépticas (Hartmann *et al.*, 1990; Debergh y Read, 1991; citados en Orozco, 1993).

En algunas especies tal metodología ha demostrado importantes ventajas al compararse con los sistemas convencionales de propagación. A continuación se indican las más importantes según Pierik (1990):

- El número de plantas derivadas por genotipo, puede ser incrementado aceleradamente.
- Se puede reducir el tiempo de multiplicación.
- Es posible multiplicar a partir de un espécimen gran cantidad de plantas utilizando una superficie reducida, a bajos costos y en cortos periodos de tiempo.

- Permite ejercer un mayor control sobre la sanidad del material de propagación.
- El material puede ser transportado *in vitro* de un país a otro con menos restricciones aduanales.
- Permite multiplicar rápidamente una variedad que esté en vías de extinción.

2.4.1 Fases de la micropropagación

Murashige (1974a; citado en Orozco, 1993) definió tres fases en el proceso de multiplicación de plantas *in vitro*, que describen los pasos a seguir en el procesos de micropropagación; además, consideró diferentes condiciones ambientales del cultivo, las cuales pueden ser modificadas de acuerdo con cada necesidad. Los requerimientos de cada fase varían de acuerdo con el método de propagación usado y muchas veces el proceso de cultivo no se ajusta estrictamente a las fases establecidas, e incluso se pueden omitir algunos pasos.

Algunos autores han sugerido que el tratamiento y preparación de las plantas madres, debe ser reconocido como una fase secundaria y en la actualidad se reconoce una cuarta fase, en la que las plantas son transferidas del laboratorio a condiciones externas en invernadero, (George y Sherrington, 1984; Dodds y Roberts, 1985; citados en Orozco, 1993).

Fase 0. Preparación de la planta madre seleccionada

Originalmente este estado fue introducido con la finalidad de controlar los problemas de contaminación. Para ello las plantas madres típicas de una variedad y libres de enfermedades, se hacen crecer en invernadero. En esta fase se manipula temperatura, luz, humedad y sanidad, con el fin de lograr el mejor inóculo (Debergh y Maene, 1991; citados en Orozco, 1993).

Fase 1. Establecimiento del cultivo aséptico

El propósito es iniciar el cultivo aséptico del genotipo o planta seleccionada, mediante una desinfección superficial que se hace con diferentes compuestos, siendo los más comunes el hipoclorito de sodio o calcio y alcohol a diferentes concentraciones.

Fase 2. Multiplicación

Su objetivo es la obtención rápida de un gran número de unidades de multiplicación (órganos, brotes, embriones u otras estructuras) que pueden dar, al concluir el proceso, plantas enteras. De ella derivan los inóculos para las propagaciones subsecuentes. Aquí se deben considerar aspectos como: a) número de subcultivos; b) sistema de propagación que se refiere al tipo de explante y la tasa de propagación a utilizar, y c) Condiciones ambientales, las cuales resultan de la interacción entre el explante, el recipiente donde éste crece y las condiciones ambientales

externas del cuarto de crecimiento (Murashige, 1978; Auge *et al.*, 1986; Debergh y Read, 1991; citados en Orozco, 1993).

Fase 3. Enraizamiento

Los brotes o plantas producidas en la fase 2, generalmente son pequeñas e incapaces de crecer en forma independiente en un determinado sustrato. Esta fase incluye el enraizamiento de brotes antes de ser transferidos a condiciones de suelo. Algunas especies forman raíces adventicias directamente en el brote, pero otra necesitan que se provoque antes de la elongación del brote en un medio determinado. Luego, se pasa al medio que tenga la capacidad de provocar la formación de raíces como el medio Murashige y Skoog (1962) diluido a 50%. Así mismo, se requiere cambiar el balance hormonal, que consiste en eliminar ó disminuir citocininas y aumentar las auxinas, (Orozco, 1993).

Fase 4. Adaptación a condiciones ambientales (Aclimatación)

Abarca el traspaso de plantas del medio aséptico de cultivo al ambiente de vida natural en el invernadero y luego a su sitio definitivo en el suelo. Al principio de esta fase la plántula puede o no estar enraizada. En cualquiera de los casos, para que pueda sobrevivir debe pasar por un período de aclimatación, en el que se deben de volver autótrofas, desarrollando brotes funcionales y aumentando su resistencia a la desecación y al ataque de patógenos (Hartmann *et al.*, 1990; citado en Orozco, 1993).

Estas etapas están íntimamente influenciadas por una serie de interacciones incluyen al explante, el medio de cultivo y las condiciones físicas a las que se somete el explante (Thorpe y Patel, 1984; citados en Estrada, 1988).

2.4.2 Método de producción de brotes axilares

La micropropagación consiste en producir plantas a partir de porciones muy pequeñas, tejidos o células cultivadas asépticamente en recipientes que se pueda controlar estrictamente las condiciones ambientales y nutrición (Hartmann y Kester, 1992). Este cultivo se usa principalmente en la propagación de clones, cuya finalidad es producir plantas de calidad uniforme seleccionada y en grandes cantidades (Hurtado y Merino, 1987).

La proliferación de brotes axilares consiste en romper la dominancia de los brotes ya diferenciados en las plantas, proporcionándoles las condiciones para su elongación y diferenciación de las raíces para que se pueda ser considerada como planta completa. Esta metodología se emplea básicamente en casos donde los procesos de organogénesis y embriogénesis son difíciles (Hu y Wang, 1983; citados en Estrada, 1988), o bien para mantener la estabilidad genética de la progenie (D'Amato, 1977; citado en Estrada, 1988). Los eventos organogénicos que determinan la formación de plantas completas incluyen las fases críticas: 1) la inducción de la brotación, 2) Desarrollo y multiplicación de los brotes, 3) Enraizamiento de

los brotes y 4) Obtención de plantas completas (Thorpe y Patel, 1984; citados en Estrada, 1988).

Las investigaciones realizadas en cactáceas, fueron enfocadas inicialmente para la obtención de callos buscando la regeneración posterior de plantas completas, lo que representa una vía muy difícil de regeneración; actualmente, se ha encontrado un método efectivo llamado proliferación por brotes axilares o brotación directa de yemas, concluyéndose en forma general que las especies estudiadas han respondido favorablemente a este método *in vitro*. Se han alcanzado las metas propuestas por varios investigadores dedicados a la propagación de cactus.

Pierik (1990), mencionó que la proliferación de yemas axilares (Figura 1), está dada por la influencia de la concentración relativamente alta de citocininas que frena la dominancia apical y permite el desarrollo de las yemas axilares latentes. Este es uno de los métodos mas importantes por las siguientes razones:

1. Es más simple que otros métodos de regeneración.
2. La velocidad de multiplicación es relativamente alta.
3. Mantiene una alta estabilidad genética.
4. El crecimiento de plantas obtenida es mas rápido, quizá debido al fenómeno de rejuvenecimiento.

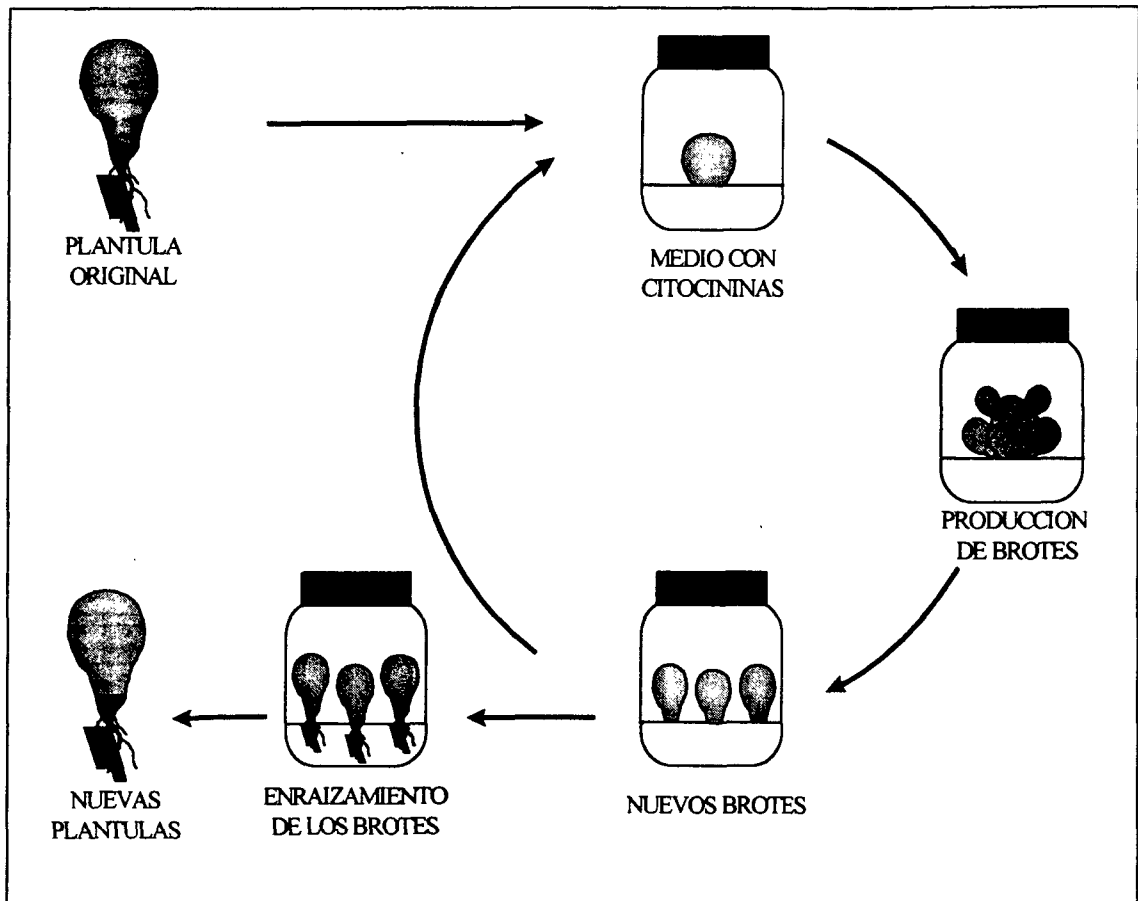


Figura 1. Representación esquemática de la inducción de yemas axilares para la propagación vegetativa de plantas.

En micropropagación, el método de proliferación de brotes axilares es muy utilizado a escala comercial, debido a que asegura la estabilidad fenotípica del material obtenido. Los tallos resultantes son separados individualmente o en grupos y cultivados en medio nuevo para continuar el proceso de proliferación (Ramos y Rayo, 1992). O someterlos a un proceso de enraizamiento y posterior adaptación.

2.5 Condiciones de cultivo

Es necesario tanto en la investigación como en la aplicación práctica del cultivo *in vitro*, disponer de un incubador en el que se pueda controlar la luz, temperatura y humedad. El incubador debe estar bien aislado, de manera que no se vea afectado por los cambios de temperatura externos (Ramos y Rayo, 1992).

2.5.1 Luz

La iluminación es suministrada generalmente por tubos fluorescentes los tipos de lámpara utilizados son blanca fría o grolux para todas las fases del procesos de micropropagación (Ramos y Rayo, 1992). La intensidad, fotoperíodo y zona del espectro son tres parámetros que se han considerado para la optimización de los requerimientos luminosos en una especie determinada. Normalmente en las fases de inicio y proliferación de tallos se utilizan niveles de radiación entre 15 y 50 $\mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$, incrementándose estos valores hasta 150 $\text{microE m}^{-2} \text{s}^{-1}$ durante la última fase de cultivo con objeto de mejorar los porcentajes de supervivencia después del trasplante a invernadero. Los valores del fotoperíodo suelen oscilar alrededor de 16 horas, que fue el óptimo observado por Murashige y Skoog (1962), para la producción de tallos en tejidos de callo de tabaco.

2.5.2 Temperatura

La temperatura en el incubador debe mantenerse constante, a 24° C. Puede ser mayor o menor dependiendo de la especie con la que se esta experimentando. La temperatura óptima para el crecimiento y desarrollo *in vitro*, es generalmente 3-4° C mas alta que la correspondiente al crecimiento *in vivo* (Ramos y Rayo, 1992).

2.5.3 Humedad

Es conveniente que la humedad relativa en el incubador se mantenga entre 60 y 70% aunque en el interior de los recipientes de cultivo suele ser mas alta (98%), que puede causar problemas de contaminación por hongos y vitrificación; mientras que valores muy bajos provocan desecación en el medio de cultivo y por consecuencia en los explantes (Ramos y Rayo, 1992).

2.5.4 Medio de cultivo

Hartmann y Kester (1992), mencionaron que el medio de cultivo tiene 2 funciones principales. La primera es proporcionar nutrimentos básicos para el crecimiento continuo de los explantes aislados y propágulos subsiguientes. La segunda es dirigir el crecimiento y desarrollo mediante control hormonal (citocininas y auxinas). El control hormonal se realiza mediante:

- La clase de regulador de crecimiento.
- La concentración.

- Secuencia en que se proporcionen.

Los componentes esenciales del medio de cultivo son sales minerales, sustancias orgánicas y complejos naturales. Entre los que se encuentran hidratos de carbono (sacarosa), vitaminas, aminoácidos, amidas, reguladores de crecimiento y agar, (Ramos y Rayo, 1992). Los nutrimentos minerales son esenciales para el crecimiento y desarrollo de las plantas, así como los azúcares (Tabla 1). Ya que las plantas, tejidos, o células no son completamente autotróficas cuando se desarrollan en estas condiciones (Pierik 1990).

La combinación de estos componentes, constituyen la mezcla nutritiva del medio y en base a esto, se produce la regeneración de las plantas. En la actualidad existe una gran variedad de medios de cultivo con formaciones específicas, siendo el MS el más comúnmente empleado (Tisserat, 1985; citado en Estrada, 1988).

Tabla 1. Conjunto de sustancias que se añaden a los medios nutritivos, para inducir el crecimiento y desarrollo (Tomado de Pierik, 1990).

Necesidades nutricionales y hormonales de los cultivos de órganos y tejidos vegetales.				
Agua				
Sustancias orgánicas		Macro elementos	Micro elementos	
Azúcares		N	Fe	Co
Aminoácidos		P	Zn	Ni
Vitaminas		K	B	Al
Reguladores de crecimiento	Auxinas	Ca	Mn	Mo
	Citricininas	Mg	Cu	I
	Giberelinas	S		
	Ácido abscísico			
Etileno				
Mezclas de sustancias poco definidas:		Extracto de levadura Leche de coco Extractos vegetales Hidrolizado de caseína Peptona y triptona		

pH

2.5.5 Reguladores de crecimiento

El termino reguladores de crecimiento define a compuestos orgánicos distintos de los nutrimentos y que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de algún modo cualquier proceso fisiológico en las plantas (Barba, 1987). Estos compuestos tienen características en común: actúan en dosis muy bajas; en altas concentraciones son tóxicas,

sólo interactúan con otros reguladores; el funcionamiento está determinado por el equilibrio establecido entre ellos (Vidalie, 1986).

En los sistemas de regeneración de plantas superiores, los reguladores de crecimiento especialmente auxinas y citocininas, juegan un papel muy importante. Se puede decir que el cultivo *in vitro* es imposible sin este tipo de sustancias. La cantidad y tipo de reguladores a utilizar depende del explante y de la especie vegetal que se trate (Pierik, 1990).

En plantas que no han sido estudiadas previamente, se debe plantear si sus tejidos u órganos necesitan reguladores exógenos para crecimiento y desarrollo *in vitro*. Se deberá determinar las cantidades absolutas y relativas mediante experimentos de auxinas y/o citocininas que deben añadirse al medio de cultivo. Otros reguladores como giberelinas y etileno pueden ser necesarios (Pierik, 1990).

Auxinas

Deben su nombre a la acción que ejercen sobre el alargamiento celular, del latín *auxesia* (Vidalie, 1986); generalmente producen elongación celular y expansión de los tejidos, división celular acelerada (formación de callo) y producción de raíces. Con bajos niveles de auxinas predomina la formación de raíces adventicias, mientras que con altas concentraciones se inhibe, y en cambio se estimula la formación de callo (Pierik, 1990). Tienen una acción sobre el crecimiento celular: este efecto se debe al aumento

consecutivo de la plasticidad en la pared esquelética y la penetración de agua a la célula. Por lo anterior la resistencia de la pared disminuye y la célula se alarga. Actúan en dosis muy bajas; de lo contrario son tóxicas, se utilizan en concentraciones de 0.001 a 10 mg/l. Las auxinas mas comunes utilizadas son: IBA, ANA, AIA y 2,4-D (Pierik, 1990).

Citocininas

Las citocininas desempeñan un papel importante en el campo del cultivo *in vitro* de vegetales. Han permitido grandes avances en la multiplicación vegetativa (Vidalie, 1986). Generalmente estimulan la división celular sobre todo en combinación con auxinas. Son muy activas y sus acciones principales son:

- Favorecer la división celular, en este proceso son indispensables las auxinas. Éstas provocan la duplicación del ADN y las citocininas hacen posible la separación de los cromosomas.
- Intervienen en la organogénesis, en la que brindan estimulación considerable a la formación de yemas; en contraste, son antagónicas en la rizogénesis.
- Producen efecto contrario a la dominancia apical; las yemas laterales tratadas empiezan a crecer y a competir con el ápice principal.
- La inducción *in vitro* de órganos por efecto de las citocininas está encaminada a la formación de yemas, las cuales son obtenidas en base a

una proporción alta de citocininas con respecto a las auxinas (Barba, 1987).

En concentraciones altas (1-10 mg/l), pueden inducir la formación de brotes inhibiendo la formación de raíces. Las citocininas promueven la formación de brotes axilares porque suprimen la dominancia apical, también retardan el envejecimiento (Pierik, 1990). Las citocininas más comunes son: BA, 2iP, BAP, KIN y ZEA.

2.6 Antecedentes de la micropropagación de cactáceas

Según Minocha y Mehra (1974), el primer intento de micropropagación de cactus fue en 1957 cuando King reportó la inducción de callo en varias especies de esta familia botánica, utilizó el medio de White adicionado con 2,4-D.

Kolar *et al.* (1976), lograron la regeneración de brotes producidos a partir de callo de origen medular de *Mammillaria woodsii*.

Por primera vez de manera explícita Mauseth (1977), dio importancia a las técnicas de micropropagación, para la conservación de especies amenazadas; puntualizando, que pocos son los esfuerzos realizados en tal sentido. De especial interés fue la utilización de un medio de cultivo de cactus, quien reportó haberlo usado con éxito en 11 especies. Este medio es una preparación modificada de Lin y Staba (1961), donde el contenido de

hierro es superior al 50% del medio MS (1962), y dos por ciento de azúcar, entre otras modificaciones.

Johnson y Emino (1979a), reportaron la propagación *in vitro* de *Mammillaria elongata*, estableciendo que el balance de auxina-citocinina requerido para iniciar la proliferación de brotes es aparentemente particular a cada especie de *Mammillaria*.

Johnson y Emino (1979b) propagaron exitosamente 8 especies de cactus usando el medio MS y varios reguladores de crecimiento no especificados por estos autores.

Mauseth (1979), reportó por primera vez la posibilidad de reproducir cactus *in vitro* sin necesidad de usar la fase de callo. Su nueva técnica consistió en el cultivo aséptico de yemas axilares, rompiendo la dormancia mediante la aplicación de reguladores de crecimiento. La parte crucial de su experimento la sitúa en las concentraciones de la citocinina BAP .

Corona y Chávez (1982), reportaron el primer intento de micropropagar cactáceas en México, lograron la germinación aséptica de 3 especies, resaltando la importancia de establecer metodologías de cultivo de tejidos que permitan la propagación masiva de cactáceas mexicanas de interés hortícola en vías de extinción.

Vyskot y Jára (1984), describieron la técnica basada en la estimulación hormonal para el crecimiento y desarrollo de meristemos quiescentes en *Mammillaria carmenae*; *Mammillaria prolifera* y *Astrophytum myriostigma*, cultivados en un medio sólido MS enriquecido con AIA o ANA y BA o KIN (0.5 a 5.0 mg/l). Bajo estas condiciones se obtuvieron tallos directamente de los meristemos axilares concluyendo que su método promete alta uniformidad genética.

Navarro y Mendoza (1989), plantearon la importancia del cultivo *in vitro* como instrumento para la propagación de cactáceas con fines comerciales y de conservación. Por su parte Elizondo, Valdés y Rodríguez (1990), plantearon el valor de los laboratorios de cultivo de tejidos en la conservación de cactáceas con problemas de sobrevivencia.

Clayton *et al.* (1990), reportaron haber efectuado experimentos detallados acerca de los requerimientos de cultivo de 11 especies de cactáceas amenazadas, sus resultados demostraron que los medios MS y L2 son los apropiados para un amplio rango de estas especies.

Escobedo y Bustamante (1991), hicieron pruebas de germinación de semillas de diferentes cactáceas, entre ellas *Ephithelantha micromeris*, donde se logró la morfogénesis en los explantes obtenidos de las plántulas germinadas *in vitro*.

Fray y Gratton (1992), hicieron referencia sobre cultivo de tejidos de *Epithelantha micromeris* a partir de semillas germinadas *in vitro* para la regeneración de brotes laterales.

Hubstemberger *et al.* (1993), reportaron en un listado de cactáceas susceptibles a reguladores de crecimiento para su micropropagación entre ellas *Epithelantha micromeris* var. *Bokei* con 5 mg/l de 2iP y sin auxinas.

También se ha propuesto que la propagación eficiente de cactáceas cobra importancia por dos razones: la creciente demanda para uso ornamental y la intensa destrucción del hábitat, que las lleva a procesos de extinción (Sánchez, 1991).

A partir de los años 80s se ha tenido éxito en la micropropagación de diferentes cactáceas como son: *Ferocactus acanthoides* (Ault y Blackmon, 1987); *Mammillaria san-angelis* (Martínez-Vásquez, 1989); *Aztekium* (Rodríguez-Garay y Rublo, 1992); *Melocactus bellavistensis* (Hernández *et al* 1993); *Heliocereus elegantissimus* var. *elegantissimus*, (Ortiz-Montiel y Vargas-Figueroa, 1995); *Ferocactus hamatacanthus*, *Ferocactus pilosus*, *Coryphantha clavata*, *Astrophytum myriostigma* entre otras especies (Pérez *et al.* 1995); *Strombocactus disiformis* y *Turbincarpus pseudomacrochele* (Soltero, 1996).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Material biológico

El trabajo se inicio con la germinación de semillas *in vitro* de *Epithelantha micromeris* var. *micromeris*, procedentes de una planta colectada en la localidad de La Rosa, Km 45 carretera Saltillo-Torreón, Coahuila, México. La cual se encuentra actualmente formando parte de la colección de cactáceas del Jardín Botánico del Departamento de Botánica y Zoología de la Universidad de Guadalajara.

3.1.1 Establecimiento del cultivo aséptico

Las semillas provenientes de la planta madre fueron desinfectadas con hipoclorito de sodio al 50% v/v durante 10 minutos, seguido de 3 enjuagues con agua desionizada estéril y sembradas en medio MS.

3.1.2 Multiplicación del material vegetativo

Una vez germinadas las semillas en condiciones asépticas, las plántulas de aproximadamente 1 cm de altura, fueron seccionadas en dos (ápice y base) para inducir la producción de brotes en ambos, mediante la adición empírica de cinetina al medio de cultivo, la cual indujo un mayor número de brotes hasta tener el suficiente material para realizar los experimentos formales.

3.1.3. Explantes

Para realizar los experimentos se utilizaron brotes de 1.0 cm aproximadamente, de aspecto uniforme y provenientes de cultivos en medio sin reguladores de crecimiento.

3.2 Medio y condiciones de cultivo *in vitro*

Se utilizó el medio MS (Murashige y Skoog, 1962), suplementado con la mezcla de vitaminas L₂ (Phillips y Collins, 1979) (ver apéndice 2), 30 grs/l de azúcar, 10 gr/l de agar bacteriológico, la adición de los diferentes niveles de la auxina (ANA) en combinación con las citocininas (KIN y 2iP). Se ajustó el pH a 5.8. Se pusieron aproximadamente 25 ml del medio en frascos gerber y se esterilizaron en olla de presión a 124° C con una presión de 1.3 Kg/cm² durante 15 min. Los experimentos se mantuvieron en el incubador a 27° C (± 3) con un fotoperiodo de 16 horas luz .

3.3 Diseño experimental

Se utilizó un diseño completamente al azar, los tratamientos fueron dispuestos en arreglo factorial incompleto 5 X 4 con 4 repeticiones (Tablas 2 y 3). Este tipo de arreglos son de gran utilidad en trabajos exploratorios cuando se sabe poco sobre niveles óptimos de los factores, o ni siquiera cuales son importantes (Montgomery, 1991).

El modelo polinomial de segundo orden se utilizo para el ajuste de la curva, este modelo es de gran utilidad cuando existe curvatura en el sistema y fue como siguiente:

$$Y = \beta_0 + \beta_1 X_i + \beta_2 X_i^2 + \epsilon$$

Y = variable respuesta; β_0 = Intercepto; β_1 y β_2 = constantes de ajuste;

X = variable independiente y ϵ = Error experimental

3.4. Variable de respuesta

La variable estudiada fue el número de brotes producidos por explante a los 60 días de cultivo. Además se evaluó el enraizamiento de los brotes y la adaptación de las plantas a condiciones de invernadero.

3.5. Experimentación

3.5.1 Experimentos conducidos con KIN y ANA

Como fuente de citocininas se utilizo KIN en diferentes concentraciones combinadas con ANA como fuente de auxina (Tabla 2).

Tabla 2. Arreglo factorial conducido en *Epithelantha micromeris* para la producción de brotes con KIN-ANA.

		KIN mg/l				
		0.0	2.0	4.0	6.0	8.0
A N A mg/l	0.0	Trat.1		Trat. 5		Trat. 9
	0.02		Trat. 3		Trat. 7	
	0.2	Trat. 2		Trat. 6		Trat. 10
	2.0		Trat. 4		Trat. 8	

Partiendo del análisis de los resultados obtenidos del experimento anterior, se probaron concentraciones mas altas de KIN (10, 12 y 14 mg/l) sin considerar el ANA, debido a que no presentó efectos significativos. Se realizaron procedimientos de análisis de varianza, comparación de medias por la prueba de Duncan y regresión polinomial de segundo orden.

3.5.2. Experimentos conducidos con 2iP y ANA

Para este experimento se probaron las concentraciones de la tabla 3, se les aplicó un análisis de varianza, la comparación de medias por tratamiento mediante la prueba de Duncan y regresión para superficie de respuesta.

Tabla 3. Arreglo factorial conducido en *Epithelantha micromeris* para la producción de brotes con 2iP-ANA.

		2iP mg/l.				
		0.0	2.0	4.0	6.0	8.0
A N A mg/l	0.0	Trat.1		Trat.5		Trat. 9
	0.02		Trat.3		Trat.7	
	0.2	Trat.2		Trat.6		Trat.10
	2.0		Trat.4		Trat.8	

3.5.3. Enraizamiento de los brotes *in vitro*

Con los brotes producidos en los experimentos anteriores se realizó otro para evaluar el enraizamiento, utilizando la auxina AIA, la cual fue aplicada en bajas concentraciones (0.0, 0.02, 0.04, 0.06, 0.08 y 0.10 mg/l) para la inducción de raíces. Este ensayo fue evaluando a los 60 días de cultivo tomando en cuenta el número de raíces y su apariencia.

3.5.4. Adaptación a condiciones de invernadero

Las plantas previamente enraizadas *in vitro* se trasplantaron en charolas de adaptación con una mezcla estéril de turba (peat moss), arena y agrolita en proporción 1:1:1, y se evaluó el porcentaje de sobrevivencia y

adaptación a los 60 días de cultivo, siendo esta la etapa final de la metodología utilizada (Figura 2)

3.6 Análisis estadístico

La variable de respuesta fue el número de brotes producidos por explante, además se estudió el efecto de los reguladores de crecimiento y su interacción. Se aplicaron procedimientos de análisis de varianza para determinar la significancia del modelo, comparación de medias, regresión polinomial de segundo orden y regresión para superficies de respuesta. Montgomery (1991) definió que la superficie de respuesta es un conjunto de técnicas matemáticas y estadísticas útiles para modelar y analizar problemas en los cuales una respuesta de interés es influida por diferentes variables y el objeto es optimizar la respuesta. Se utilizó el programa SAS para los análisis estadísticos y Statgraphics, para la elaboración de gráficas de contorno y superficie.

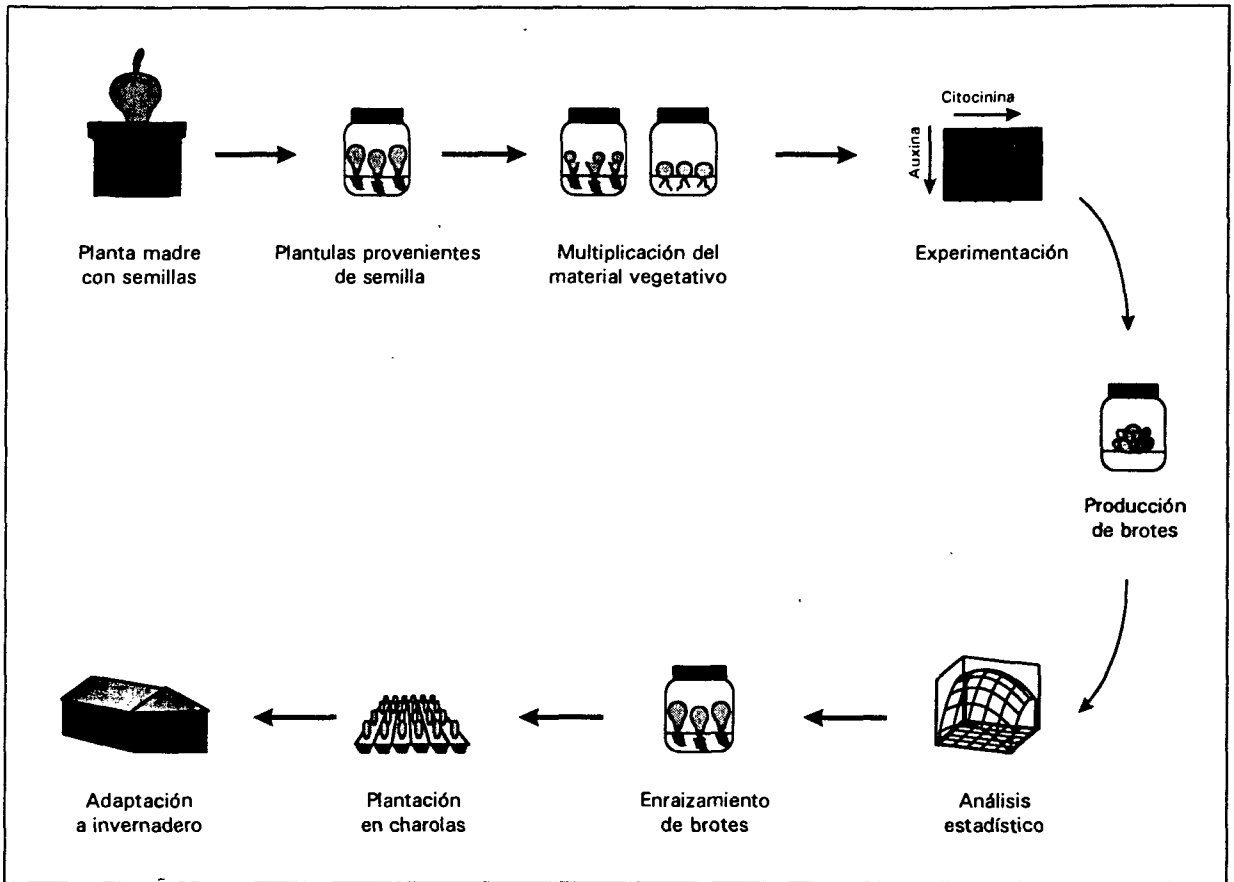


Figura 2. Representación esquemática de la metodología utilizada.

IV. RESULTADOS

4.1 Resultados con KIN y ANA

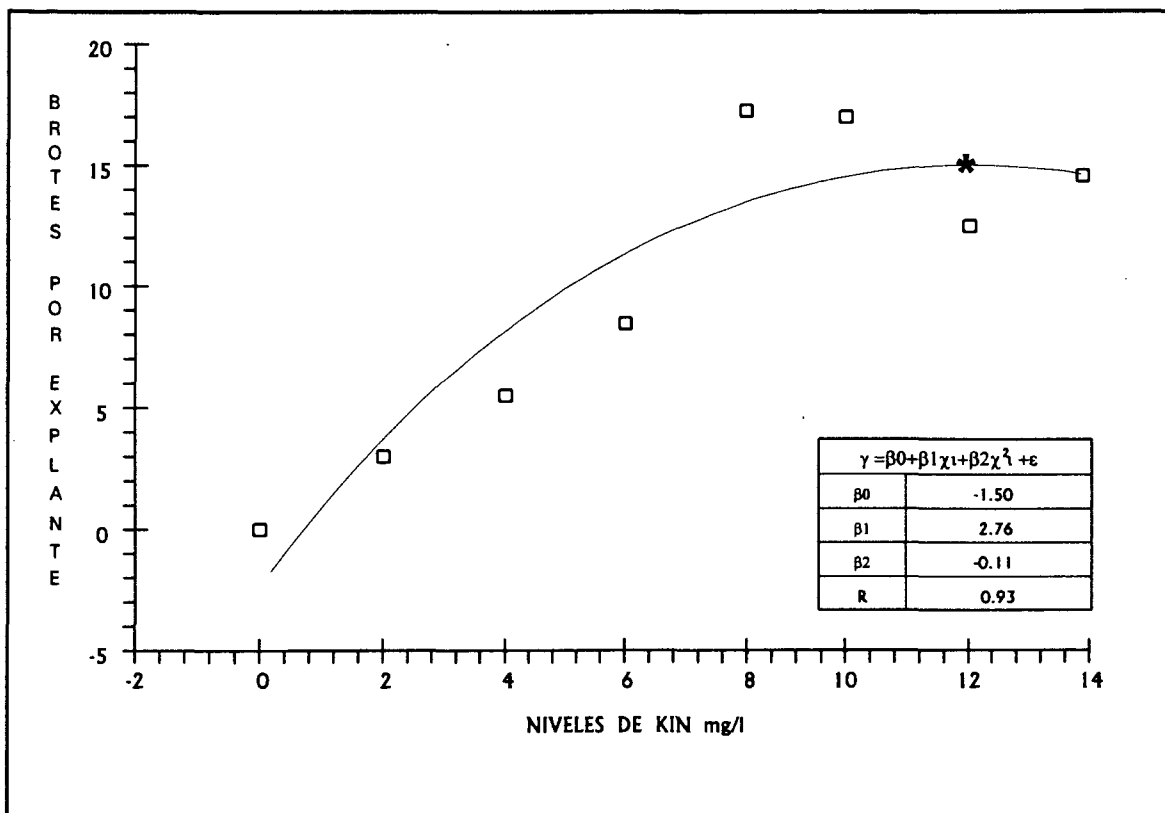
En este experimento se encontró que la KIN por si sola produjo efecto altamente significativo mientras que el ANA y la interacción KIN-ANA no presentaron efectos sobre la producción de brotes.

Tabla 4. Análisis de varianza para producción de brotes con KIN-ANA en *Epithelantha micromeris*.

FUENTE	GL	CUADRADO MEDIO	VALOR F	PROB > F
ANA	2	0.265351	0.01	0.9915
KIN	3	390.461111	12.55	0.0001 **
ANA * KIN	3	5.836111	0.19	0.9040
Error	30			
Total	38			

** Altamente significativo.

En base a los resultados obtenidos en la primera fase se observó una relación directamente proporcional entre la concentración de KIN y el número de brotes, lo que dio la pauta para probar niveles mas altos de KIN (10, 12, y 14 mg/l), donde se observó una respuesta máxima seguida de un descenso en la producción de brotes. En el análisis de regresión, se encontró que la respuesta máxima esperada es de 15.14 brotes por explante con 12 mg/l de KIN (Figura 3). Para el ajuste de los puntos de la curva se siguió un modelo polinomial de segundo orden.



* Punto máximo esperado

Figura 3. Respuesta de *Epithelantha micromeris* a diferentes niveles de KIN.

Con la comparación de medias se formaron 4 grupos donde se observó un grupo líder que corresponde a las concentraciones de 8 a 14 mg/l (tabla 5).

Tabla 5. Comparación de medias del número de brotes por explante con KIN en *Epithelantha micromeris*, prueba de Duncan.

Grupo	Media	Repeticiones	KIN mg/l.
A	17.000	4	10
A	16.500	8	8
A	14.750	4	14
A	12.500	4	12
B	7.750	8	6
B	5.857	7	4
C	4.000	8	2
C	0.000	8	0
D			
D			
D			

Medias con la misma letra no son significativamente diferentes.

La media mas alta fue de 17.25 brotes por explante con 8 mg/l de KIN y una desviación estándar de 5.73 (Tabla 6).

Tabla 6. Medias de producción de brotes por tratamiento con KIN en *Epithelantha micromeris*.

Niveles de KIN mg/l.	No. de repeticiones.	Media brotes por explante.	Desviación standar.
0	4	0.000000	0.000000
2	4	3.000000	5.3541261
4	4	5.500000	2.3804761
6	3	8.500000	3.1091264
8	4	17.250000*	5.7373048
10	4	17.000000	6.6833126
12	4	12.500000	3.8729833
14	4	14.750000	6.3442888

* Media mas alta.

4.2 Resultados con 2iP y ANA

En este experimento se probaron las concentraciones de la Tabla 3 y en el análisis de varianza se observó que tanto el 2iP como el ANA fueron altamente significativos; además, la interacción fue significativa sobre la producción de brotes (Tabla 7).

Tabla 7. Análisis de varianza para producción de brotes con 2iP- ANA, en *Epithelantha micromeris*.

Fuente	GL	Cuadrado medio	Valor F	Prob. > F
ANA	2	99.5592949	6.36	0.0051**
2iP	3	120.4252137	7.7	0.0006**
ANA*2iP	3	70.3354701	4.5	0.0104 *
Error	30			
Total	38			

** Altamente significativo.

* Significativo

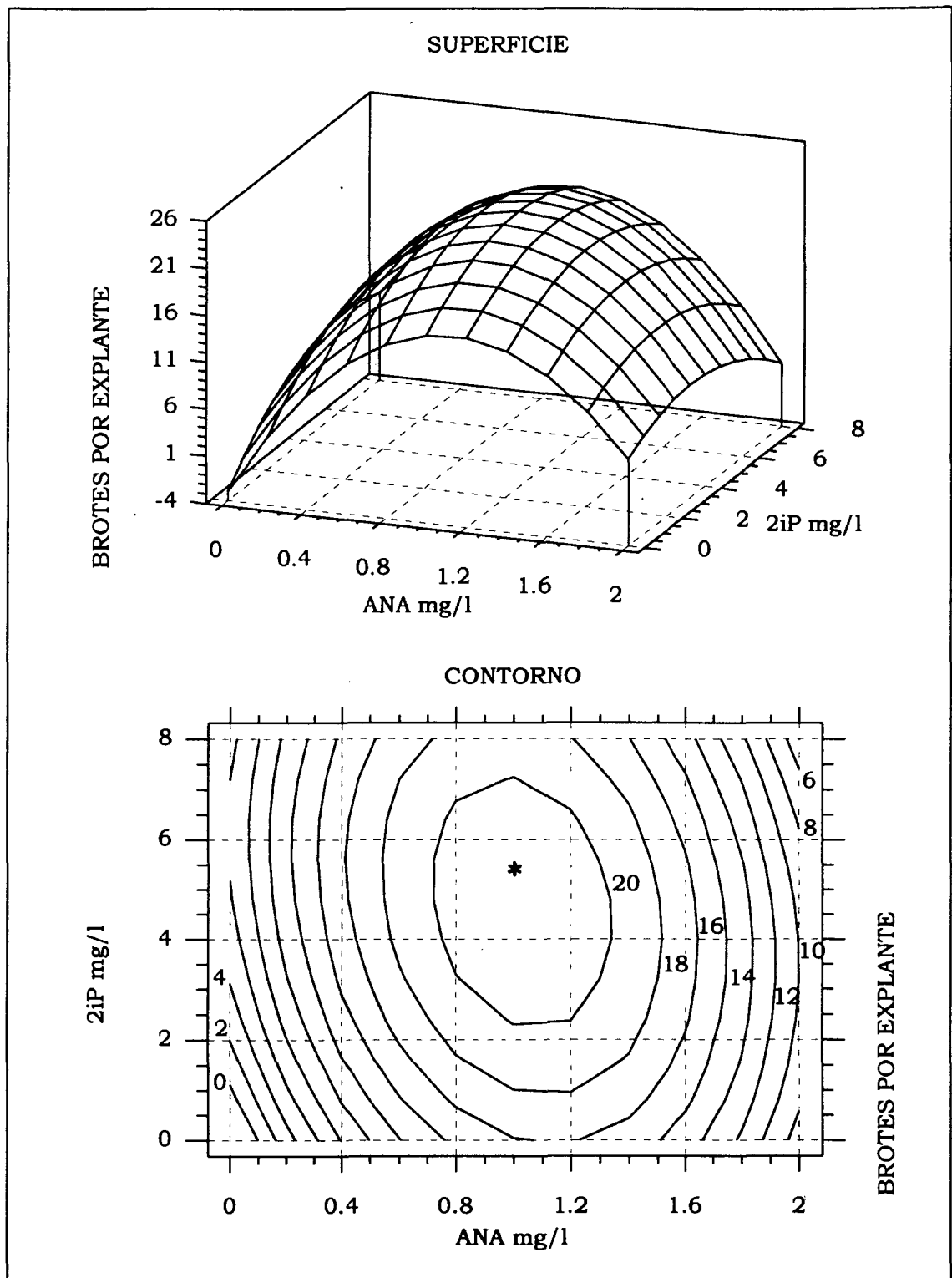
Se realizó la comparación de medias obtenidas por tratamiento, donde se observa el grupo "A" constituido por los tratamientos con 4 y 8 mg/l de 2iP y 0.2 de ANA, donde son estadísticamente similares 14.75 y 9.75 brotes por explante (tabla 8).

Tabla 8. Comparación de medias del número de brotes por explante por tratamiento con 2iP-ANA en *Epithelantha micromeris*, prueba de Duncan.

Grupo	Media	D. estándar	No. de repeticiones	Niveles 2iP mg/l	Niveles ANA mg/l
A	*14.750	7.1355915	4	4	0.2
A B	9.750	4.6457866	4	8	0.2
B C	7.750	4.6457860	4	2	2
B C D	6.500	4.5092497	4	8	0
B C D	6.250	1.7320508	4	6	0.02
B C D	6.000	5.3150729	3	6	2
C D	2.500	2.0816660	4	2	0.02
C D	1.750	1.5000000	4	4	0
D	0.000	0.0000000	4	0	0.2
D	0.000	0.0000000	4	0	0

*Media mas alta.

En la gráfica de superficie se puede apreciar que el punto estacionario es un máximo que se sitúa en la confluencia de 4.74 mg/l de 2iP y 1.02 mg/l de ANA, donde teóricamente se obtendrán 21.53 brotes por explante. La respuesta es sensible tanto al 2iP como al ANA ya que al desplazarse en cualquier dirección el resultado es diferente. En la gráfica de contorno se observa mejor este efecto, ya que cada curva corresponde a la respuesta dada por ambos factores y su interacción.



* punto estacionario

Figura 4. Respuesta para 2iP-ANA sobre la producción de brotes en *Epithelantha micromeris*.

Las predicciones obtenidas de la regresión, pueden ser mayores o menores que las medias máximas reales de brotes por explante, esto se debe a que las curvas y superficies de respuesta están ajustadas (Tabla 9).

Tabla 9. Comparación del número de brotes por explante reales y teóricos obtenidos en *Epithelantha micromeris*.

Valor real de los factores (mg/l)	Media máxima real (brotes por explante)	Valor crítico de los factores (mg/l)	Punto estacionario (media de brotes por explante teóricos)
KIN 8 .0 ANA 0 .0	17.25	KIN 12.00	15.14
2iP 4.0 ANA 0.2	14.75	2iP 4.72 ANA 1.02	21.53

4.3. Enraizamiento de los brotes

En las pruebas realizadas con AIA, se observó enraizamiento en todos los tratamientos, pero conforme se incrementó la concentración, las raíces se presentaron en menor número, además fueron cortas, deformes y débiles, asumiendo que el AIA produjo efectos inhibitorios ya que el testigo presentó el mejor enraizamiento.

4.4 Adaptación a condiciones de invernadero

En las plantas enraizadas *in vitro* que fueron llevadas a condiciones de invernadero, se obtuvo un 84% de sobrevivencia a los 60 días cuando se realizó la evaluación.

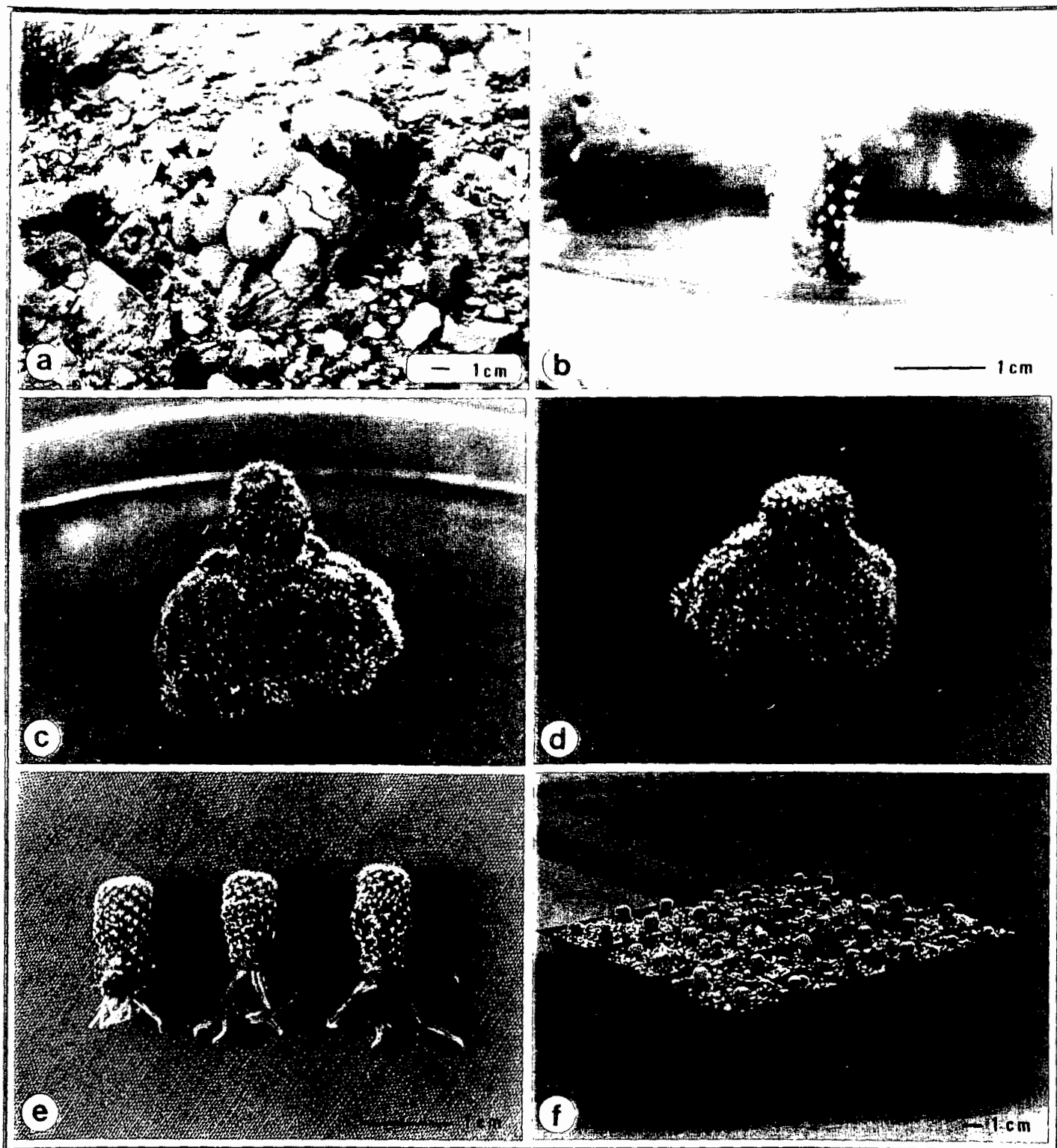


Figura 6. Micropropagación de *Epithelantha micromeris* var. *Micromeris*.
 a) aspecto de la planta, b) Explante original, c) Brotes obtenidos con KIN, d)
 Brotes obtenidos con 2iP y ANA, e) Brotes enraizados y f) Plantas adaptadas.

V. DISCUSIÓN

En trabajos ya publicados, se menciona que la utilización del medio MS suplementado con la mezcla de vitaminas L₂ y ciertos reguladores de crecimiento, favorecen exitosamente la micropropagación de diversas especies de cactus en forma masiva (Johnson y Emino, 1979b; Vyscot y Jara, 1984; Fray y Gratton, 1992). En el presente trabajo, también se obtuvieron buenos resultados utilizando este medio en *E. micromeris*, coincidiendo con lo ya reportado.

Es posible la micropropagación mediante la inducción de brotes axilares, al romper la dominancia apical por efecto de los reguladores de crecimiento. Este método ha dado buenos resultados en cactáceas. La regeneración de plantas completas es bastante rápida utilizando el método de brotes axilares, se puede decir que es el mejor método de regeneración para fines de producción masiva ya que garantiza la estabilidad genética de los clones, tal y como se observó en esta especie, donde los brotes producidos tuvieron un rápido crecimiento, presentaron uniformidad y fueron idénticos al explante original. Las citocininas son consideradas esenciales para estimular las areolas e inducir la formación de nuevos brotes.

Las citocininas KIN y 2iP fueron eficientes para romper la dominancia apical lo que permitió la formación de numerosos brotes. El ANA ha sido utilizado en combinación con diferentes citocininas para la propagación de

cactáceas, esta interacción ha dado buenos resultados pero solo cuando el ANA se adiciona en bajas menores de 0.02 mg/l.

En la presente investigación, se demostró que la fuente de citocinina influencia la acción del ANA, la cual en combinación con KIN no presento efecto significativo, la producción de brotes fue debido al efecto de KIN, observándose que el 2iP en combinación con niveles bajos de ANA., favorecen la producción de brotes, pero al aumentar su concentración de ANA, la respuesta disminuye y se incrementa la formación de callo. Desde el punto de vista económico, es preferible utilizar la KIN, aunque se adiciona en concentraciones cercanas al doble el costo es mas bajo que el 2iP.

A pesar de que ANA fue altamente significativo en los experimentos con 2iP, se puede demostrar que la auxina por si sola no induce la formación de brotes, ya que en los tratamientos con los diferentes niveles de ANA en ausencia de 2iP la producción fue cero. La significancia de la interacción ANA-2iP al parecer se debe a un efecto sinérgico del ANA que parece potencializar el efecto de las citocininas.

Debe existir un balance auxina-citocinina, pero el tipo de reguladores y las concentraciones que se adicionan al medio, dependen de la especie con que se trabaje.

En esta investigación se encontró que *E. micromeris* produce un promedio de 17.25 brotes por explante utilizando 8 mg/l de KIN, o bien 14.75

brotos añadiendo 4 mg/l de 2iP y 0.2 mg/l de ANA. Estos valores corresponden a las medias máximas reales encontradas en los tratamientos, que pueden ser mayores o menores a los teóricos obtenidos de la regresión, debido a que estos últimos son el resultado de un proceso de ajuste.

Los procedimientos de regresión polinomial y superficies de respuesta, fueron de gran utilidad para encontrar las concentraciones óptimas de reguladores para la producción máxima esperada, a partir de las cuales se estableció el sistema de propagación masiva para esta especie.

Ortiz-Montiel y Vargas-Figueroa (1995), obtuvieron buenos resultados utilizando AIA en bajas concentraciones para el enraizamiento de *Heliocereus elegantissimus*. En el caso de *E. micromeris*, también se utilizaron bajas concentraciones de AIA pero los brotes del testigo (tratamiento sin auxinas) fueron los que mejor enraizamiento presentaron y los tratamientos que se les adicionó AIA las raíces fueron muy cortas y en algunos casos nulas, por lo cual se asume que este regulador es inhibitorio para el enraizamiento de esta especie.

En cuanto a la adaptación a condiciones de invernadero, se puede considerar que el porcentaje de sobrevivencia fue aceptable (84%); el cual podría aumentar si las condiciones de temperatura, humedad e intensidad luminosa fueran controladas con mayor precisión.

VI. CONCLUSIONES

1. Las citocininas KIN (cinetina) y 2iP (dimetilalilamino purina), favorecieron significativamente la producción de brotes en *E. micromeris*.
2. La auxina ANA (ácido naftalenacético) estimula la producción de brotes sólo en combinación con la citocinina 2iP.
3. La KIN por si sola estimula la producción de brotes sin que el ANA intervenga.
4. El AIA afectó de forma negativa la producción de raíces en los brotes, estas se produjeron espontáneamente en medio de cultivo MS sin reguladores de crecimiento.
5. Se estableció la técnica de micropropagación mediante la proliferación de brotes axilares y las plantas producidas fueron adaptadas exitosamente en un 84% a condiciones de invernadero.
6. Se acepta la hipótesis al comprobar que realmente las concentraciones adecuadas de citocininas y auxinas inducen la producción de brotes axilares.

VII. LITERATURA CITADA

- Auge, R. ; G. Beauchene; J.B. Gibord; L. Decoutye; B. Digat y H. Vidalie. 1986. Cultivo *in vitro* trad. Ma. Eugenia de Aragón. México D.F. México. Editorial científica, S.A de C.V. Pp. 190
- Ault, M. y W.J. Blackmon. 1987. *In vitro* of *Ferocactus acanthodes* (Cacteaceae). HortSci. 22: 126-127.
- Arias, M. S. 1997. Cacti. Voices of Mexico. 38: 127-132.
- Barba, A.A. 1987. Reguladores del Crecimiento Vegetal, Cap. 4. En: Cultivo de Tejidos Vegetales. Hurtado M.D y M.E. Merino M. (Eds.). Ed. Trillas, México. Pp.: 48-65.
- Barthlott, W. y D.R. Hunt. 1993. Cactaceae. En: The families and genera of vascular plants. Flowering plants Dicotyledons. Kubitzki, K. *et al.* (Eds.). Springer-Verlag. Germany. Vol. II. Pp.: 161.
- Bravo-Hollis, H. 1978. Las Cactáceas de México. Dirección General de Publicaciones. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F. Vol. I. Pp.: 20 .
- Bravo-Hollis, H. y H. Sánchez-Mejorada, 1991a. Las Cactáceas de México. Dirección General de Publicaciones. Universidad Nacional Autónoma de México. Primera edición. México D.F. Vol. II. Pp. : 241.
- Bravo- Hollis, H. y H. Sánchez-Mejorada, 1991b. Las Cactáceas de México. Dirección General de Publicaciones. Universidad Nacional Autónoma de México. Primera Edición. México D.F. Vol. III. Pp. : 531-571.
- Cárdenas, C.E y T.E. Torres. 1991. Micropropagación de cactáceas. En: Memorias del I Simposium Nacional de Biotecnología en la Orticultura Ornamental. Sociedad Mexicana de Horticultura Hornamental, A.C. Asociación Nacional de Biotecnología Agropecuaria y Forestal. Montecillos, México. Pp.: 29
- Corona, N.E.V. y V.M. Chávez-Avila. 1982. Cultivo de cactáceas en medios asépticos. Cact. Suc. Mex. 27: 17-23.
- Clayton. P.W.; J.F. Hubstenberger; G.C. Phillips y C. Butler-Nance. 1990. Micropropagation of members of the Cactaceae Subtribe Cactinae. En: J. Amer. Soc. Hort. Science. 115: 337-347.
- D'Amato, F. 1977. Cytogenetics of differentiation in tissue and cell cultures. En: Plant Cell, and Organ Culture. Reinert, J. y Y.P.S. Bajaj. (Ed.). Springer-Berlag, Berlin.

- Debergh, P.C. y P.E. Read. 1991. Micropropagation. En: Micropropagation; Technology and Application. Kluwer Academic Publishers. Netherlands. Pp. 1-3.
- Diario Oficial de la Federación, Órgano de Gobierno Constitucional de los Estados Unidos Mexicanos. Publicado el lunes 16 de mayo de 1994. México, D.F. Tomo CDLXXXVIII, N° 10. Pp. : 1-10.
- Doods, J.H. y L.W. Roberts. 1985. Experiments in plant tissue culture. Second Edition. Cambridge University Press. New York., E.U.A. Pp.: 224.
- Elizondo, J.L., J. Valdés y A. Rodríguez. 1990. Cactáceas vulnerables y en peligro de extinción para Coahuila, México. BIOTAM 2(2): 17-22.
- Escobar, A.H.A.; V.M. Villalobos y A. Villegas. 1986. *Opuntia* micropropagation by axillary proliferation. Plant Cell Tiss. Org. Cult. 7: 269-277.
- Escobedo, L.B y M.A. Bustamante. 1991. Cultivo de Tejidos de Plantas Ornamentales en la UAAAN. En: Memorias del I Simposium Nacional: La Biotecnología en la Horticultura Ornamental. Sociedad Mexicana de Horticultura Ornamental, A.C. Asociación Nacional de Biotecnología Agropecuaria y Forestal. Montecillos, México. Pp.: 97.
- Estrada, L. A. A. 1988. Producción de brotes e injertos *in vitro* de seis especies de nopal (*Opuntia* spp.) originarias del Altiplano Potosino Zacatecano. Tesis de Maestría. Colegio de Posgraduados, Montecillos, México. Pp. : 14- 19.
- Fray, M.F y J. Gratton. 1992. Tissue culture of cacti and other succulents: a literature review and a report on micropropagation at Kew. Bradleya 10:33-48.
- García-Suárez, M.D y J.A. Lechuga . 1992. Micropropagation of succulents from a Semiarid Region of Central México Zapotitan, Puebla. En: Resúmenes del Congreso No. 22. P. 36.
- George, E.F. y P.D, Sherrington. 1984. Plant propagation by tissue culture; Handbook and Directory of Commercial Laboratories. Eastern Press, Reading, Berks. Great Britain. 1: 1-330.
- Hartmann, H.T; D.E. Kester y F.T. Davis. 1990. Techniques of *in vitro* culture for micropropagation, En: Plant propagation principles and practices. Fifth Edition. Prentice Hall New Jersey E.U.A. Pp.: 496-525.
- Hartmann, H.T y D. E. Kester. 1992. Propagación de plantas, principios y prácticas. Ed. C.E.C.S.A. Sexta reimpresión. México. Pp. : 549-622.

- Hernández, H. J; C. G. Ruiz; V. P. Martínez y E. Sánchez. 1993. Apuntes sobre propagación (*in vitro*) de *Melocactus bellavistensis* Rauh & Backeberg de Perú. *Quepo* 7: 35-38.
- Hubstemberger, J.F.; Clayton, P.W. y G.C. Phillips. 1993. Micropropagation of cacti (cactaceae). En *Biotechnology in Agriculture y Forestry*. Bajaj, Y.P.S (Ed.). Springer-Verlag, Berlin. Vol. 20: 29-35.
- Hu, C.Y. y P.J. Wang. 1983. Meristem, shoot tip and bud culture. En: *Handbook of plant cell culture. Vol. I. Techniques for propagation and Breeding*. Evans, D.A.; W.R. Sharp; P.V Ammirato y Y. Yamada. (Ed.). MacMillan Publishing Company Inc. E.U.A.
- Hunt, D. 1992. CITES Cactaceae checklist. Royal Botanical Gardens Kew and International Organization for Succulent Plant Study. Whitstable Litho Ltd; Whitstable, Kent, U.K.. 190 p.
- Hurtado, M.D.V. y M.M.E. Merino. 1987. Cultivo de tejidos vegetales. Ed. Trillas. México. Pp.: 219.
- Infante, R. 1992. *In vitro* axillary shoot proliferation and somatic embryogeneses of yellow pitaya *Mediocactus coccineus* (Salm-Drck). *Plant Cell Tiss. Org. Cult.* 31: 155-159.
- IUCN. 1983. Rare and Threatened Plant List. Threatened Committee Botanic Garden Conservation. Coordinating Boody Kwe England.
- Johnson, J.L. y E.R. Emino. 1979a. *In vitro* propagation of *Mammillaria elongata*. *HortSci.* 14: 605-606.
- Johnson, J.L. y E.R. Emino. 1979b. Tissue culture propagation in the Cactaceae. *Cact. Succ. J. (US)* 51: 275-277.
- Kolár, Z.J; J. Bártek y B. Vyskot. 1976. Vegetative propagation of the cactus *Mammillaria woodsii* Craig through tissue cultures. *Experientia* 32: 668-669.
- Martínez-Vázquez, O. y A. Rublo. 1989. *In vitro* mass propagation of the near-etint *Mammillaria san-angelensis* Sánchez- Mejorada. *J. Hort. Sci.* 64: 99-105.
- Mauseth, J.D. 1977. Cactus tissue culture: a potencial method of propagation. *Cact. Succ. J. (US)* 51: 80-81.
- Mauseth, J.D. 1979. A new method for the propagation of cacti: sterile culture of axillary buds. *Cact. Succ. J.(US)* 51:186-187.

- Minocha, S.C. y P.N. Mehra. 1974. Nutritional and morphogenetic investigations on cactus cultures of *Neomammillaria prolifera* Miller (Cactaceae). Amer. J. Bot. 61: 168-173.
- Montgomery, C.D. 1991. Diseño y análisis de experimentos. Grupo Editorial Iberoamérica. México D.F. Pp.: 175, 201, 429, 467.
- Murashige, T. y F. Skoog. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. Physiol. Plant. 15: 473-497.
- Murashige, T.A. 1974. Plant propagation through tissue cultures. Ann. Rev. Plant Physiol. 25: 135-166.
- Murashige, T.A. 1978. The impact of plant tissue culture on agriculture. En: Frontiers of plant tissue culture. Thorpe (Ed.). U. of Calgary. Calgary, Alberta, Canadá. Pp. 15-26.
- Navarro, E.S y M.J. Mendoza. 1989. Propagación masiva *in vitro* de cactáceas en peligro de extinción. En: Memorias de la Reunión sobre Líneas de Investigación Ecológica en Zonas Áridas. Jardín Botánico "Helia Bravo" de Zapotitlán, Puebla. P.62.
- Ortiz-Montiel, J. G. y M. Vargas-Figueroa. 1995. Propagación *in vitro* de *Heliocerius elegantissimus* (Britton y Rose) var. *elegantissimus* (Cactaceae). Cact. y Suc. Mex. Pp. 40 (2) : 41-46.
- Orozco, R. R. S. 1993. Propagación *in vitro* de papa (*Solanum tuberosum* L.) y su adaptación a invernadero. Tesis de Maestría. Colegio de Posgraduados, Montecillos, México. Pp. : 8- 14.
- Pérez-Molphe, B.E; A. E. Villalobos; R.E. Meza y V.H. Lizalde. 1995. Desarrollo de sistemas para la propagación masiva y conservación de germoplasma *in vitro* de 20 especies de cactáceas. Investigación y Ciencia. 15: 36-43.
- Phillips, G.C. y G.B. Collins. 1979. *In vitro* tissue culture of selected legumes and plant regeneration from callus culture of red clover. Crop Sci. 19: 59-64.
- Pierik, R.L.M. 1990. Cultivo *in vitro* de plantas superiores. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid. Pp.: 19-28, 49-50, 69-72, 117-120 y 191-195.
- Rodríguez-Garay, B. y A. Rublo. 1992. *In vitro* morphogenetic responses of the endangered cactus *Aztekium ritteri* (Boedeker). Cact. Succ. J.(US) 64: 116-119.
- Ramos, E. y L. Rayo. 1992. Nueva horticultura, tecnología y economía de los sistemas hortícolas intensivos. Universidad Hispanoamericana de Rabida. Editorial Mundi-Prensa. España. Pp.: 87-102.

- Sánchez-Mejorada, H. 1979. The influence of the Mexican-American war on the discovery of Cacti. *Cact. Succ. J. Amer.* 51: 31-34.
- Sánchez, E. 1991. Retos y oportunidades en la comercialización de cactáceas Mexicanas: reflexiones para la acción. En *Cactáceas mexicanas voces por su supervivencia*. Rublo *et al.* (eds.) En prensa.
- Soltero, Q. R. 1996. Micropropagación de dos especies de la línea "B" *Strombocacti* (Cactaceae). Tesis de Maestría. Centro Universitario de Ciencias Exactas e Ingenierías. Universidad de Guadalajara. México. Pp. : 1-55 .
- Tisserat, B. 1985. Embryogenesis, Organogenesis and Plant Regeneration. En *Plant Cell Culture a practical approach*. Dixon, R.A. De. IRL Press. England.
- Thorpe, T.A. y K.R. Patel. 1984. Clonal Propagation: Adventitious Buds. En: *Cell Culture and somatic Cell Genetics of Plants*. Vasil, I.K. (Ed.). Academic Press, Inc. E.U.A. Pp. : 45-50.
- Vidalie, H. 1986. Cultivo *in vitro*. Ed. Científica, S.A de C.V. México. D.F. Pp.: 9-16.
- Vyskot, B. y Z. Jára. 1984. Clonal propagation of cacti through axillary buds *in vitro*. *J. Hort. Sci.* 59: 449-452.

APENDICE 1.

Componentes del medio Murashige y Skoog (1962).

SALES.	CANTIDADES
1. Nitrato de Amonio (NH_4NO_3)	1,650 mg/l
2. Nitrato de Potasio (KNO_3)	1,900 mg/l
3. Cloruro de Calcio (CaCl_2)	440 mg/l
4. Sulfato de Magnesio (MgSO_4)	370 mg/l
5. Fosfato de Potasio (KH_2PO_4)	170 mg/l
6. Sal Sódica EDTA (Na_2EDTA)	37.3 mg/l
7. Ácido Bórico (H_3BO_3)	6.3 mg/l
8. Sulfato de Manganeso (MnSO_4)	16.9 mg/l
9. Sulfato de Zinc (ZnSO_4)	8.6 mg/l
10. Yoduro de Potasio (KI)	0.83 mg/l
11. Molibdato de Sodio (Na_2MoO_4)	0.25 mg/l
12. Sulfato Cúprico (CuSO_4)	0.025 mg/l
13. Cloruro de Cobalto CoCl_2	0.025 mg/l
14. Sulfato Ferroso (FeSO_4)	27.8 mg/l

APENDICE 2

Mezcla de vitaminas L₂ (Phillips y Collins, 1979).

VITAMINA	CANTIDAD.
Inositol	250 mg/l
Piridoxina	0.5 mg/l
Tiamina	2.0 mg/l

GLOSARIO

Aciculares: Se dice de las hojas y espinas muy delgadas, largas y puntiagudas a manera de agujas.

Agar: Un producto de origen vegetal (obtenido a partir de algas), que se utiliza para solidificar medios nutritivos.

Agrolita: Mineral expandido en forma de espuma que da porosidad a los sustratos para el cultivo de plantas.

Agua desionizada: Agua libre de compuestos inorgánicos.

Ápice: Extremo final o terminal de un órgano (punta).

Areola: Órganos característicos de las cactáceas en donde se encuentran las yemas axilares, las cuales pueden dar origen a brotes, flores o espinas.

Asepsia: Técnicas aplicadas para mantener libres de gérmenes al material biológico, instrumental y equipo.

Atrofia: Cambio de conformación o tamaño de células, tejidos u órganos, cuya degeneración causa mal desarrollo o disturbios fisiológicos.

Auxinas: Grupo de reguladores de crecimiento (naturales o sintéticos) que promueven y controlan el crecimiento y elongación celular y en algunos casos división; frecuentemente inducen la aparición de raíces adventicias e inhiben el desarrollo de yemas adventicias en los explantes.

Axilar: Que se origina en las axilas de las hojas.

Brote: Yema en estado de desarrollo.

Cacto: Neologismo aplicado en español para designar a los miembros de la familia cactáceas.

Cactáceas (cactaceae): Familia botánica de plantas dicotiledóneas casi suculentas originarias del Continente Americano.

Caduca: Órganos poco durables, caedizos, como las hojas de las plantas que se pierden en la época de sequía, o como la lana de las aréolas de muchas especies de cactáceas.

Cespitosa: Capaz de formar césped. Tratándose de cactáceas, dicese de las plantas que amacollan, es decir que son capaces de formar nuevos brotes en la base o a los lados del tallo.

Conniventes: Órganos que están más o menos separados en la base se aproximan hasta ponerse en contacto, o casi así, por su extremo superior.

Citocininas: Grupo de reguladores del crecimiento (naturales o sintéticas) que promueven la división celular y frecuentemente la formación de yemas adventicias (en explantes). En la mayor parte de los casos inhiben la formación de raíces adventicias y disminuyen la dominancia apical.

Clon: Grupo de células, tejidos o plantas que son en principio genéticamente idénticas.

Cultivo de tejidos: Cultivo de protoplastos, células, tejidos, órganos, embriones o semillas *in vitro*.

Dominancia apical: Fenómeno por el que la yema terminal de un vástago impide el crecimiento de yemas axilares.

Embriogénesis: Proceso por el cual un embrión se desarrolla a partir de una célula huevo, o asexualmente a partir de una o un grupo de células.

Esterilizar: Eliminación de microorganismos, por ejemplo, por medio de sustancias químicas, calor, irradiación o filtración.

Explante: Fragmento de una planta utilizado para su propagación.

Fasciculado: Agrupando hacecillos o manojitos, como las gloquideas de especies de *Opuntia*, o las espinas radiales superiores de ciertas especies del género *Coryphantha*.

Fotoperíodo: Lapso de tiempo en que los cultivos se exponen a la luz.

Genotipo: Individuo que contiene en sus células uno o más pares de genes cada uno de ellos con su capacidad mayor o menor de expresión según su condición hereditaria. El genotipo no es observable, pero en segregantes y estudiado matemáticamente tanto los fenotipos como a sus proporciones, se puede definir uno o varios genotipos.

Glándula: Célula o conjunto de células capaces de producir, acumular o expeler una secreción.

Glaucos: Color verde claro con matiz ligeramente azulado.

Glóquidas: Galismo por gloquidio. Tricomos unicelulares con pequeñas púas apicales retrorsas que penetran fácilmente en un cuerpo extraño pero salen con dificultad. En cactáceas son pluricelulares y, en México, se llaman vulgarmente "aguates" o "ahuates".

Vitaminas: Grupo de compuestos orgánicos que a veces se añaden al medio nutritivo.

Vitrificación: Hiperhidricidad de las células, apariencia vidriosa.

Xerófilas: Cualquier vegetal adaptado a los climas secos o con periodos de sequía más o menos largo.

Yema: Abultamiento del tallo de las plantas que dan origen a brotes o flores.