

18

2ej.



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLAN

ACLIMATACION DE LA PLANTA DE ANTURIO
(*Anthurium andreaeanum* Lind.) OBTENIDA IN VITRO

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
INGENIERO AGRICOLA
P R E S E N T A N :
ALEJANDRO HERRERA RODRIGUEZ
EDGAR ORTEGA CAMARILLO
ALEJANDRO ROMERO AMAYA

ASESOR: ING: JUAN ROBERTO GUERRERO AGAMA.

CUAUTITLAN IZCALLI, EDO. DE MEX.

1998

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

260711.



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN
UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS

DR. JUAN ANTONIO MONTARAZ CRESPO
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLAN
P R E S E N T E

AT'N: Q. Ma. del Carmen Garcia Mijares
Jefe del Departamento de Exámenes
Profesionales de la FES Cuautitlán

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS:

"Aclimatación de la Planta de Anturio (Anthurium andreanum Lind.)

Obtenida in vitro"

que presenta el pasante: Alejandro Herrera Rodríguez
con número de cuenta: 9256828-0 para obtener el TITULO de:
Ingeniero Agrícola

Considerando que dicha tesis reúne los requisitos necesarios para ser discutida en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO

ATENTAMENTE.

"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"

Cuautitlán Izcalli, Edo. de Méx., a 17 de marzo de 1998

PRESIDENTE	<u>M.C. Ma. del Yasmín Cuervo Usán</u>
VOCAL	<u>Ing. Guillermo Bosante Butrón</u>
SECRETARIO	<u>Ing. Juan Roberto Guerrero Agama</u>
PRIMER SUPLENTE	<u>Ing. Francisco Cruz Pizarro</u>
SEGUNDO SUPLENTE	<u>M.C. Adelina Albanil Encarnación</u>



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVENIDA DE
MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN
UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS

DR. JUAN ANTONIO MONTARAZ CRESPO
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLAN
P R E S E N T E

ATN: Q. Ma. del Carmen Garcia Mijares
Jefe del Departamento de Exámenes
Profesionales de la FES Cuautitlán

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS:

"Aclimatación de la Planta de Anturio (*Anthurium andreaeanum* Lindl)
Obtenido in vitro"

que presenta el pasante: Edgar Ortega Camarillo
con número de cuenta: 9256822-8 para obtener el TITULO de:
Ingeniero Agrícola

Considerando que dicha tesis reúne los requisitos necesarios para ser discutida en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO

A T E N T A M E N T E.
"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"

Cuautitlán Izcalli, Edo. de Méx., a 17 de marzo de 199 8

PRESIDENTE	M.C. Ma. del Yasmín Cuervo Usan	
VOCAL	Ing. Guillermo Basante Butrón	
SECRETARIO	Ing. Juan Roberto Guerrero Agana	
PRIMER SUPLENTE	Ing. Francisco Cruz Pizarro	
SEGUNDO SUPLENTE	M.C. Adelina Albanil Encarnación	



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVENIDA DE
MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN
UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS

DR. JUAN ANTONIO MONTARAZ CRESPO
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLAN
P R E S E N T E

ATN: Q. Ma. del Carmen García Mijares
Jefe del Departamento de Exámenes
Profesionales de la FES Cuautitlán

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS:

"Aclimatación de la Planta de Anturio (Anthurium andreanum Lind)
Obtenida in vitro"

que presenta el pasante: Alejandro Romero Amaya
con número de cuenta: 8820194-6 para obtener el TITULO de:
Ingeniero Agrícola

Considerando que dicha tesis reúne los requisitos necesarios para ser discutida en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO

A T E N T A M E N T E.

"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"

Cuautitlán Izcalli, Edo. de Méx., a 17 de marzo de 199 8

PRESIDENTE	M.C. Ma. del Yasmín Cuervo Usón
VOCAL	Ing. Guillermo Basante Butrón
SECRETARIO	Ing. Juan Roberto Guerrero Agaña
PRIMER SUPLENTE	Ing. Francisco Cruz Pizarro
SEGUNDO SUPLENTE	M.C. Adelino Albanil Encarnación

AGRADECIMIENTOS

A LA UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO Y FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN

Por habernos brindado la oportunidad de prepararnos profesionalmente para poder enfrentarnos a la vida; por ser y sentirnos orgullosamente universitarios.

AL ING. JUAN ROBERTO GUERRERO AGAMA

Por su profesionalismo y por todo el apoyo brindado, durante la realización de este trabajo.

Por la amistad, regaños y consejos.

AL JURADO

A los integrantes del jurado por sus valiosas consideraciones en mejora del presente trabajo.

A TODOS NUESTROS COMPAÑEROS DE LA GENERACION 17ª

Por su amistad y apoyo desde el inicio de la carrera hasta la realización de este trabajo.

A NUESTROS AMIGOS

Ing. Arturo Corzo Tumalán, Lic. David Elizalde Tovar, Heidi A. Torres e Ing. Trinidad P. Alamilla.

Por su incondicional apoyo en la realización de esta investigación y otros proyectos.

EN GENERAL

A todos nuestros profesores y amigos de la carrera de Ingeniería Agrícola.

ATENTAMENTE

*Alejandro Herrera Rodríguez
Edgar Ortega Camarillo
Alejandro Romero Amaya*

DEDICATORIA

A DIOS.

Gracias a ti señor, por darme esta hermosa oportunidad, por los triunfos y fracasos, por las alegrías y tristezas, pero sobre todo por haberme permitido llegar a este día.

A MIS PADRES.

Sr. Enrique Herrera y Ma. Luisa Rodríguez ; por el apoyo espiritual, moral y económico que me brindaron, por los regañones, consejos y desvelos, por haber hecho de mí un hombre de bien.

A MIS HERMANOS.

Gerardo y Leonor ; a ustedes por haberme puesto el ejemplo de superación, por su amor y comprensión y por todos los logros que hemos compartido juntos.

A TODA MI FAMILIA.

Por todo el apoyo, confianza y amor que me han brindado, por haber esperado pacientemente este momento.

A LA MEMORIA .

De mis abuelos: Sr. Telesforo Herrera y Leonor Delgado.

Prof. Américo Rodríguez y Ma. Del Socorro Rodríguez.

- De mi tío : Prof. Raul Rodríguez Martínez.

La vida nos da la oportunidad de superarnos
y si triunfamos nunca dejaremos de existir.

Anónimo.

A todos ustedes gracias.
Alejandro Herrera Rodríguez.

DEDICATORIA

A DIOS.

Por brindarme el don de la vida, y haberme dado la oportunidad de superar nuevos retos, llenándome de fé, esperanza y valor día con día

A MIS PADRES.

Jorge Ortega Franco y Carmen Camarillo Sánchez, por la confianza que han depositado en mi brindándome, comprensión, cariño, ayuda, y apoyo incondicional, y por haberme dado la oportunidad de buscar nuevos horizontes.

Gracias por darme la mejor herencia que puede existir .una PROFESIÓN.

A MIS HERMANOS.

Eduardo, David y Ary, por la unión y confianza que siempre hemos tenido, y nunca desaprovechar las oportunidades que nos pueden brindar nuestros padres.

A MI ESPOSA.

María Angélica, por todo su amor y cariño en esta nueva etapa de nuestras vidas

A MI HIJO.

Jorge Iván. Que la presente sirva de estímulo para tu desarrollo personal.

A MI TÍO.

Marcial Ortega, por su apoyo incondicional durante toda mi vida, dándome la oportunidad de dar mis primeros pasos como profesionista.

A todos mis amigos y familiares que creyeron en mi... Gracias.

Recuerden que el fracasado no es el que lo intenta una y otra vez, si no el que deja de intentarlo.

Edgar Ortega Camarillo.

DEDICATORIA

A DIOS.

A ti Dios, por haber estado siempre conmigo, en todo momento, por haberme llenado de inspiración para intentar ser sencillamente un hombre de bien.

A MIS PADRES.

Agustina Amaya García y Demétrio Romero Pérez, por haberme obsequiado con el don de la vida, y brindarme siempre buenos consejos... Gracias.

A MIS HERMANOS.

Rosalio, Maru, y Arturo, por haberme estimulado con buenos ejemplos, críticas constructivas, y sobre todo, por ser un espejo positivo hacia mi persona.

A MIS SOBRINOS.

Merle, Brenda, Juan Pablo, Eduardo, Diana Alejandra, Arturo y Pamela, por obsequiarme con su cariño y sonrisas.

A MI GRAN AMIGO.

Miguel Angel Romero, por haber compartido toda una vida juntos, y brindarme su apoyo incondicional en mis problemas y triunfos...

Gracias querido hermano.

A todas aquellas personas que creyeron y depositaron su confianza en mi .

La perseverancia es la madre de todo éxito

A todos ustedes con cariño.

Alejandro Romero Amaya

CONTENIDO

	pag.
Indice de cuadros	iii
Indice de figuras	iv
Indice de diagramas	iv
Indice de gráficas	iv
RESUMEN	v
I. Introducción.	1
II. Objetivos.	3
2.1. Objetivo general.	3
2.2. Objetivo particular.	3
2.3. Hipótesis.	3
III. Revisión bibliográfica.	4
3.1. Taxonomía y ubicación geográfica.	4
3.2. Descripción botánica.	5
3.3. Formas de propagación.	8
3.4. Multiplicación sexual.	8
3.5. Multiplicación asexual.	9
3.6. Micropropagación.	11
3.7. Generalidades del cultivo <u>in vitro</u> .	12
3.8. Métodos básicos del cultivo de tejidos.	13
3.9. Etapas de propagación de plantas por cultivo de tejidos.	14
3.10. Antecedentes del cultivo <u>in vitro</u> . de <i>Anthurium andreanum</i> Lind.	16
3.11. Características de las plantas propagadas <u>in vitro</u> .	18
3.12. Fase de aclimatación de plantas <u>in vitro</u> .	22
3.13. Definición.	22
3.14. Importancia de la aclimatación de cultivos.	23
3.15. Procedimientos de la aclimatación	24
3.16. Condiciones para una planta en aclimatación.	26
3.17. Factores que participan en la aclimatación.	27
3.17.1. Temperatura	28
3.17.2. Luz.	29

3.17.2.1. Características principales de la luz.	31
3.17.3. Humedad relativa.	33
3.18. Enraizamiento <i>ex vitro</i>	35
3.19. Reguladores de crecimiento.	36
3.19.1. Auxinas.	37
3.19.2. Giberelinas.	39
3.19.3. Citocininas.	39
3.19.4. Retardantes de crecimiento.	40
3.19.5. Interacción de los reguladores de crecimiento.	45
3.20. Tamaño de la planta.	43
3.21. Solución nutrimental.	43
3.21.1. Aplicación de solución nutrimental en fase de aclimatación.	50
3.22. Sustrato.	51
3.22.1. Características de los sustratos.	52
3.22.2. Sustratos más comunes.	56
3.23. Prevención de enfermedades.	60
3.24. Componentes de rendimiento.	61
 IV. Materiales y Métodos.	 64
4.1. Localización del experimento.	64
4.2. Características del invernadero.	64
4.3. Acondicionamiento del área de trabajo.	65
4.4. Diseño experimental.	66
4.5. Tratamientos.	68
4.6. Establecimiento del experimento.	70
4.7. Registro de datos.	72
4.8. Toma de datos.	72
 V. Resultados y Análisis.	 73
 VI. Conclusiones.	 87
 VII. Bibliografía.	 89
 Anexos.	 95

INDICE DE CUADROS

CUADRO 1	Clasificación taxonómica de anturio	4
CUADRO 2	Investigaciones de cultivo <u>in vitro</u> en <i>Anthurium andreaum</i> Lind.	16
CUADRO 3	Necesidades de intensidad lumínica y temperatura	33
CUADRO 4	Comparación entre diferentes sustratos en anturio	59
CUADRO 5	Calidad de flores de anturio y empaque	63
CUADRO 6	Diseño completamente al azar (DCA)	67
CUADRO 7	Formulaciones de las soluciones nutritivas	68
CUADRO 8	Ganancia en altura de planta durante el experimento.	76
CUADRO 9	Ganancia en número de hojas durante el experimento.	84

INDICE DE FIGURAS

FIGURA 1	Planta típica de anturio.	7
FIGURA 2	Flor de anturio.	7

INDICE DE DIAGRAMAS

DIAGRAMA 1	Los colores de la luz	31
DIAGRAMA 2	Ubicación del experimento dentro del invernadero.	65

INDICE DE GRAFICAS

GRÁFICA 1	Ganancia en altura de planta.	77
GRÁFICA 2	Ganancia en número de hojas	86

RESUMEN

En México la floricultura comercial es una actividad relativamente nueva que se ha desarrollado en forma acelerada en los últimos años. Tomando gran importancia el cultivo de especies de flor de corte.

En lo que respecta a la planta de anturio, es considerada como una especie de gran interés, comercial por la belleza de su flor y el precio que alcanza en los mercados nacional e internacional.

Para poder obtener plantas de esta especie en grandes volúmenes y que conserven sus características morfo-fisiológicas y se encuentren libres de patógenos, se ha recurrido a la técnica de "cultivo de tejidos o propagación *in vitro*". Sin embargo para considerar que esta técnica es conveniente, es de suma importancia continuarla con una fase de "aclimatación".

En la presente investigación se evaluó el efecto de 2 sustratos (Peat moss/Agrolita, relación 75 a 25% respectivamente, y Tierra de Hoja), en combinación con 2 estimuladores de enraizamiento (Radix 10000 Razione Plus) y un testigo (s/enraizador); más 2 soluciones nutrimentales (Sol. # 1 Sol # 2 correspondientes a solución de macronutrientes y solución completa de macro y micronutrientes), y 1 testigo (s/solución) en la aclimatación de la planta de anturio (*Anthurium andreanum* Lind.). Obtenida *in Vitro*.

Para ello se realizo un diseño experimental completamente al azar (DCA) en arreglo de $2 \times 3 \times 3 = 18$ tratamientos con 3 repeticiones que dieron un total de 54 unidades experimentales.

Se llevaron a una cámara de crecimiento que contó con un sistema de riego presurizado programable, y malla sombra con lo que se controló la humedad relativa y la intensidad luminica. De éste modo se aseguro que en combinación la sobrevivencia del 100% de los individuos. Encontrnado como mejor tratamiento al 11 (Peat moss/Agrolita + Radix 10000 + Sol. # 1). Que presento las mejores características para esta fase de aclimatación obteniendo así una planta con las mejores características distinguiéndose en su altura y número de hojas.

I.- INTRODUCCIÓN

En los últimos años el desarrollo de la técnica de cultivo de tejidos vegetales ha tenido un gran impulso debido a la necesidad de obtener altos volúmenes de material vegetal económicamente importantes, obteniéndose plantas con características deseadas, además de ser libres de virus, tienen mayor vigor y homogeneidad genética.

Esta técnica consiste en cultivar en medios nutritivos adecuados y en forma aséptica cualquier parte de una planta, bajo condiciones artificiales, controlando luminosidad, humedad, temperatura.

Dentro de la micropropagación se presenta una fase de adaptación en la cual se ha comprobado que un sustancial número de plantas micropropagadas no sobreviven a la transferencia de condiciones *in vitro* a ambientes de invernadero o campo, debido a que en estos se tiene substancialmente humedades relativas más bajas, altos niveles de luz, y un medio ambiente no aséptico, de manera que resultan elementos desfavorables para las plantas micropropagadas comparadas con las condiciones *in vitro*. La mayor parte de especies micropropagadas requiere un proceso de aclimatación en orden para asegurar que un número suficiente de plantas crezcan vigorosamente para cuando sean trasplantadas al suelo.

Las etapas básicas por las cuales pasa una planta ó parte de ella (hoja, tallo, meristemo, yema, etc.), para establecerse *in vitro*, son:

- Establecimiento del cultivo en condiciones asépticas,
- Multiplicación y proliferación del explanton,
- Enraizamiento (Inducción y Diferenciación) y,
- Trasplante y Aclimatación de las plantas propagadas *in vitro* a condiciones ambientales.

En cuanto a este último aspecto se han reportado muy pocos trabajos de investigación que determinen las características idóneas para que una planta se desarrolle a grado tal, que pueda continuar su crecimiento en condiciones menos controladas.

Siendo el anturio una especie que actualmente tiene un gran interés comercial debido a que se sabe que esta planta se encuentra bien cotizada en el mercado nacional e internacional por la calidad y belleza de sus flores, llegando a alcanzar precios muy atractivos en dichos mercados (250 pesos por docena), por lo que es necesario preservar su calidad, siendo el cultivo de tejidos vegetales una gran alternativa para conservar las características físicas de la especie, así como a sus características morfofisiológicas, siendo la fase de aclimatación no ajena a esta consideración, por lo que necesita condiciones ambientales, edáficas particulares para poder cumplir con esta importante fase de la micropropagación.

Ya obtenido el material es necesaria su “aclimatación” por lo que la finalidad del presente trabajo es la de determinar cuales son las condiciones más favorables en la fase de aclimatación en la planta de anturio propagada *in vitro*.

II.- OBJETIVOS E HIPÓTESIS.

2.1.- Objetivo General.

Evaluar diferentes condiciones de sustratos, estimuladores de enraizamiento y soluciones nutritivas, así como su Interrelación para el desarrollo de la planta de anturio (*Anthurium andreaanum* Lind), obtenida *in vitro*.

2.2. - Objetivos Particulares.

Evaluar el crecimiento y elongación así como el dosel vegetativo de acuerdo a diferentes sustratos, enraizadores, y concentraciones de solución nutrimental.

Determinar el sustrato, enraizador y solución nutrimental que generen la mejor “adaptación” de la planta de anturio proveniente de la micropropagación

2.3.- Hipótesis.

Si las condiciones de adaptación de cualquier planta están en virtud del tipo de sustrato y de la nutrición, entonces al combinar un sustrato orgánico aplicando solución nutrimental y colocando un estimulador de enraizamiento, se obtendrá una planta tipo en menor tiempo y más fácil de adaptarse a condiciones externas.

III.- REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.

3.1.- Taxonomía y Ubicación Geográfica.

Los anturios pertenecen a la familia de las Araceas, subfamilias de las Photoideae y son del género *Anthurium* (Cuadro 1), éste género cuenta con más de 600 especies, distribuidas desde el norte de México y las grandes Antillas, hasta el sur de Brasil, norte de Argentina y Paraguay, tan sólo en México y en Centroamérica en forma silvestre hay aproximadamente 219 especies del género *Anthurium*.

Cuadro 1 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DE ANTURIO.

REINO	VEGETAL
DIVISIÓN	EMBRIOPHITA
SUBDIVISIÓN	ANGIOSPERMAE
CLASE	MONOCOTILEDONEAE
ORDEN	ESPATHIFLORAE
SUBFAMILIA	PHOTOIDEAE
GENERO	ANTHURIUM
ESPECIE	A. andreanum

FUENTE: García, 1996.

Existen en México algunas especies de *Anthurium* nativas en los Estados de Michoacán, Guerrero, Veracruz, Oaxaca y Chiapas.

El anturio es una planta ornamental, tanto de flor de corte, en maceta como follaje y tiene gran demanda, alcanzando altas cotizaciones en el mercado.

Dentro del género *Anthurium* se encuentran las siguientes especies:

A. andreaeanum .- Es la especie más importante desde el punto de vista económico, y es, en donde donde está la mayoría de las variedades comerciales; se distinguen por tener brácteas o espatas grandes.

A. scherzerianum .- Segunda especie de importancia económica. Se caracteriza por tener hojas pequeñas, no acorazonadas, tienen brácteas en colores rojo, naranja, blancas y espádice largo y helicoidal.

A. Crisallinum.- De hojas grandes, acorazonadas y rayado blanco, son plantas bellas por su follaje.

3.2.- Descripción Botánica.

La planta de anturio es perenne con una vida productiva de varios años, herbácea y monocotiledónea (Higaki, Rasmussen y Carpenter, 1984).

Su raíz es fibrosa, cilíndrica de consistencia carnosa, no profundiza mucho, de color blanco, con producción de raíces adventicias. El tallo es

caulinar, monopódico, simple, herbáceo cuando es joven, semileñoso cuando es adulto, llega a crecer hasta 1.5 metros.

Las hojas son grandes, anuales, de 30 centímetros de longitud por 20 centímetros de ancho, de peciolo largo y de color verde brillante, de ápice agudo y base cordiforme, el borde es liso, con una disposición alternada en el tallo, el peciolo de la hoja es envuelto por una vaina inserta en el tallo (Higaki, Carpenter, 1984) (Figura 1).

El tallo principal produce de 3 a 8 hojas por año dependiendo de su nutrición, ambiente y variedad.

Las flores están agrupadas en una inflorescencia en forma de espádice, este es de unos 9.5 centímetros aproximadamente, grueso, de colores amarillo, blanco, verde, rojizo, con aproximadamente 300 florecillas diminutas, las cuales son blancas, hermafroditas con un ovario, 2 carpelos y 4 anteras.

El perianto consiste de cuatro pétalos carnosos. Cuando madura la flor, el estigma aparece con una protuberancia redondeada en el espádice. Cuando están listas para ser polinizadas aparecen húmedos y brillantes.

El espádice está cubierto por una gran hoja modificada llamada espata o brácea, de colores vistosos como: rojo, naranja, blanco, rosado, café, y colores combinados en distintas tonalidades (Figura 2).



Figura 1. PLANTA TIPICA DE ANTURIO



Figura 2. FLOR DE ANTURIO

3.3. Formas de Propagación.

De manera general las plantas se pueden multiplicar de dos maneras; vía sexual (por semilla) y vía vegetativa o asexualmente (llamado clonado).

Los dos tipos de propagación pueden ser imposibles en determinadas condiciones. Cuando la multiplicación sexual no es satisfactoria (no se forman semillas, se forman muy pocas, o las semillas pierden rápidamente su capacidad germinativa), se suele buscar la solución vegetativa (Pierik, 1990).

3.4.- Multiplicación Sexual.

Convencionalmente los anturios son propagados por semilla de *A. andreanum* y *A. scherzerianum*, que a pesar de que las plantas son compatibles, usualmente se prefiere la polinización cruzada entre plantas seleccionadas, en la producción comercial de semillas, además no se recomienda la propagación por semillas ya que esto conduce a una degradación de sus características morfogénicas; otro de los problemas es que el tiempo requerido desde la polinización a la maduración de las semillas es de seis a siete meses para *A. andreanum*, y de diez a doce meses para *A. scherzerianum*. Las semillas no pueden ser almacenadas y por eso deben sembrarse inmediatamente (Geier, 1990).

3.5.- Multiplicación Asexual.

La propagación asexual es indispensable cuando la multiplicación sexual no es muy satisfactoria por no formar semillas o por formar pocas, o porque pierden rápidamente su viabilidad (Pierik, 1990).

Para propagar plantas asexualmente se usan porciones de estas como estacas, rizomas, tubérculos, hijuelos, entre otras partes vegetativas, que pueden dar origen a nuevos individuos idénticos a la planta que les dio origen. Siendo de esta forma el método que asegura que las plantas derivadas de una planta inicial tengan la misma información genética, constituyendo un clon, y conservar las mismas potencialidades productivas de la planta inicial (Hartman y Kestner, 1990).

La propagación asexual consiste en la reproducción de individuos a partir de porciones vegetativas de las plantas y es posible porque muchos de los órganos vegetativos tienen capacidad de regeneración, siendo los más comunes las partes aéreas como son acodo, estolón, estaca y los subterráneos, que son considerados como estructuras especializadas: bulbos, tubérculos, rizomas, cormos.

Acodo. Es un método de propagación en el cual se provoca, la formación de raíces adventicias, a un tallo que está todavía adherido a la planta madre. Luego el tallo enraizado, acodado, se separa para convertirlo en una nueva planta que crecerá sobre sus propias raíces.

Estolón. Tallos rastreros, que desarrollan raíces adventicias en los nudos, de los cuales se puede desarrollar un nuevo individuo.

Estaca. Es una parte vegetativa de la planta, en forma de vareta, ya sea del tallo, de la raíz o de la hoja, la cual se separa de la planta madre, se coloca bajo condiciones ambientales favorables y se le induce a formar raíces y tallos, produciendo así una planta independiente e idéntica a la planta de la cual procede.

Bulbos. Un bulbo es un órgano subterráneo especializado, que por lo común está constituido por un tallo vertical axial corto y carnoso, que lleva en su ápice un meristemo o un primordio floral, encerrado por escamas gruesas y carnosas.

Tubérculo. Tallo subterráneo modificado, carnoso y sirve como órgano de reserva para la planta

Rizoma. Son tallos subterráneos que a partir de sus nudos pueden encontrarse desarrolladas nuevas plantas.

Cormo. Es la base hinchada de un vástago de tallo, envuelto por hojas secas de aspecto escamoso. El cormo es una estructura sólida, de tallo con nudos y entrenudos bien definidos.

La propagación de anturios de manera asexual se realiza con vástagos, con raíces aéreas del tallo principal o esquejes terminales de dos a tres hojas,

enraizados bajo rocío intermitente (Hartman, Kestner y Davis, 1990), así como obtenidos *in vitro*.

3.6.- Micropropagación.

La propagación *in vitro* es un método eficiente para la multiplicación de individuos a partir de una célula, ápice o yema de una planta con características deseables, por el cual se obtiene un número mayor de plantas en menor tiempo, garantizando así las características genéticas existentes en la planta madre, lo cual sobrepasa las expectativas de la propagación asexual antes mencionada, ya que en esta no se garantiza la calidad genética de los nuevos individuos.

La multiplicación *in vitro* facilita la propagación clonal rápida de especies cuyos factores de producción se ven limitados tanto por efectos ambientales como fisiológicos de la misma planta y ayudan a que esta sea genética y morfológicamente uniformes y que sean producidas bajo reglas fitosanitarias, con lo que se logra una gran calidad.

La técnica de cultivo *in vitro* consiste en cultivar en medios nutritivos adecuados y en forma aséptica, ápices de raíz y de tallo, primordios de hojas o partes inmaduras de flores, órganos aislados del tallo y hoja y algunas veces, ovarios, óvulos, anteras y polen (Street 1977; citado por Hurtado y Merino, 1994).

3.7.- Generalidades del Cultivo *in vitro*.

El nombre de cultivo *in vitro* (que literalmente quiere decir "en vidrio") se utilizó, porque al menos inicialmente, se usaron recipientes de vidrio para el cultivo.

El cultivo *in vitro* se define como el cultivo sobre un medio nutritivo, en condiciones estériles, de plantas, semillas, embriones, órganos, explantos, tejidos, células y protoplastos de plantas superiores. Esta técnica se caracteriza por: Ocorre a microescala; se optimizan condiciones ambientales; se excluyen a todos los organismos (Pierik, 1990).

La propagación *in vitro*, micropropagación o cultivo de tejidos, es uno de los sistemas de multiplicación de plantas en forma asexual que en la actualidad ofrece una serie de ventajas con respecto a los sistemas tradicionales de propagación (estacas, estolones, tubérculos, rizomas y bulbos). (Murashige 1978; citado por Cruz, 1983).

La propagación clonal de plantas por cultivos de tejidos se basa en el principio de que toda célula vegetal tiene la información genética para generar un organismo completo y para que la célula pueda expresar este potencial, es necesario que se le proporcione las condiciones ambientales necesarias, utilizando principalmente medios nutritivos de composición definida en recipientes de vidrio y en condiciones asépticas en todas las etapas de propagación.

Estas condiciones han sido agrupadas de la siguiente manera :

1).- Condiciones químicas de los medios de cultivo; compuestos inorgánicos como macronutrientes y micronutrientes; compuestos orgánicos como carbohidratos, vitaminas, aminoácidos, reguladores de crecimiento, complejos orgánicos y sustancias de soporte físico como agar.

2).- Condiciones físicas: Temperatura , iluminación, humedad relativa y gases atmosféricos.

3.8.- Métodos Básicos del Cultivo de Tejidos.

Bengochea y Dodds (1983) (citado por García, 1996) mencionan 6 métodos básicos de cultivo de tejidos por los que puede pasar una planta.

Cultivo de callos y células en suspensión

Cultivo de órganos

Cultivo de embriones

Cultivo de anteras y polen

Cultivo de células en aislamiento

Cultivo de protoplastos

3.9.- Etapas de Propagación de Plantas por Cultivo de Tejidos.

Murashige (1974) (citado por García, 1996), describió un esquema de propagación *in vitro* estableciendo 4 etapas, posteriormente fue revisado por Debergh y Maena (1981) para considerar 5 etapas de propagación en base a la experiencia obtenida, siendo estas:

ETAPA 0.- Preparación de la planta madre bajo condiciones asépticas.

Se ha enfatizado que hay un gran potencial para la dispersión de patógenos sistémicos en plantas propagadas vegetativamente, y que la condición fisiológica de las plantas madre determinan la respuesta en el medio de cultivo, por lo que el objetivo de esta etapa es proporcionar material vegetativo en situación sanitaria adecuada que ayude a reducir la contaminación durante la etapa de establecimiento.

ETAPA 1.- Establecimiento de un cultivo aséptico.

Al establecer tejidos vegetales en el medio de cultivo se busca que sea aséptico.

En esta etapa puede ocurrir un alargamiento de brotes apicales, enraizamiento de brotes, proliferación de callos , etc.

El objetivo principal es que el cultivo sea establecido libre de contaminación por microorganismos, y que una adecuada proporción de los explantos sobrevivan al cultivo y tengan rápido crecimiento.

ETAPA 2.- Multiplicación de Propágulos.

La finalidad es obtener un rápido incremento de órganos y otras estructuras, las cuales posteriormente pueden dar origen a plantas.

El incremento puede ser obtenido por inducción de órganos adventicios, formación de embriones o por incremento de brotes axilares.

ETAPA 3 .- Preparación para establecimiento de plantas en suelo.

El objetivo es preparar a los propágulos para una exitosa transferencia al suelo por lo que en esta etapa se considera:

- Enraizamiento de brotes (en algunas especies)
- Crecimiento de brotes
- Endurecimiento de las plantas para impartir alguna tolerancia a tensión de humedad.
- Obtención de cierto grado de resistencia a ciertos patógenos
- Conversión de plantas de un estado heterotrófico a un estado autotrófico.

La fase de enraizamiento involucra la inducción y diferenciación de raíz en los brotes obtenidos durante la proliferación, existiendo así una conversión de un estado heterotrófico a uno autotrófico, al desarrollar sus raíces, confiriéndole además una determinada tolerancia a la tensión de humedad (Cruz, 1983).

La respuesta del enraizamiento *in vitro* depende de la especie y variedad, en este caso los reguladores de crecimiento también juegan un papel importante y es en donde las auxinas se suministran en mayores concentraciones con respecto a las citocininas, con el fin de promover la inducción de raíz (Pierik, 1990).

ETAPA 4.- Enraizamiento *in vivo* y Aclimatación.

En esta etapa el objetivo principal es tener ya una planta autótrofa capaz de crecer y desarrollarse en un ambiente adverso, la cual puede establecerse en un sustrato orgánico o inorgánico.

3.10.- Antecedentes del cultivo *in vitro* de *Anthurium andreanum*. Lind.

Alguno de los trabajos que con respecto a la propagación *in vitro* de anturio se muestra en el cuadro 2, señala las formas en que puede o se ha tratado de propagar.

Cuadro 2. INVESTIGACIONES DE CULTIVO <i>IN VITRO</i> EN <i>ANTHURIUM ANDREANUM</i>			
Especie	Explanto	Objetivos y Resultados	Referencia
<i>A. andreanum</i>	Embriones y tejidos inmaduros de plantas adultas (hoja, peciolo, espeta, pedúnculo)	Potencial morfogénico de varios tipos de explantos. Formación de callos, brotes adventicios de callos, enraizamiento de brotes.	Pierik et al. (1974) Hauzinska (1976)

Continuación Cuadro 2

	Callos derivados de espatas y de hojas.	Crecimiento de callo en cultivo líquido. Mejoramiento en los índices de crecimiento.	Pierik (1975)
	Hoja	Mejoramiento del medio para inducción y multiplicación de callos. Formación de brotes y enraizamiento de brotes. Efecto del NH_4NO_3 sobre la formación de brotes.	Pierik et al (1975). Pierik (1976)
	Hoja	Reevaluación y evaluación de plántulas regeneradas vía callo. Efecto del genotipo en la regeneración.	Leffring et al (1976a,b, 1977). Novak y Nepustil (1980).
	Hoja, pedúnculo espeta.	Estudio comparativo sobre inducción de callos, formación de brotes adventicios y enraizamiento de brotes.	Ferzing y Lutz (1977).
	Hoja	Mejoramiento de los métodos de micropropagación utilizando la proliferación de brotes.	Leffring y Soede (1978, 1979 a,b).
	Hoja.	Efecto del NH_4 , las citocininas y la luz en la formación de brotes adventicios en la formación de callos.	Pierik et al (1979).
	Yemas axilares.	Método de micropropagación (no se dan detalles)	Holdgate (1977).
	Yemas axilares.	Micropropagación usando proliferación de brotes.	Kunizaki (1977, 1980).

Continuación Cuadro 2			
<i>A. andreaeanum</i>	Semillas	Regeneración de plántulas vía callo embrionario	Rosario y Lapitan (1981)
	Hoja	Uso de un estabilizador celulósico en el medio como sustituto del agar.	Keller et al (1986)
	Hoja, peciolo, espeta, espádice, raíz.	Efecto del medio y la luz sobre el callo y la regeneración de brotes.	Finnie y Van Staden (1986).

Fuente : García, A. 1996.

3.11.- Características de las Plantas Propagadas *in vitro*.

Durante el cultivo de tejidos, los explantes son confinados a un ambiente casi hermético y controlado, lo que puede ocasionar modificaciones en la morfología, anatomía y fisiología de la planta (Yue et al , citado por Vázquez, 1994).

En relación a su morfología las plantas producidas *in vitro* son más pequeñas, si se comparan con aquellas producidas por otro sistema de propagación.

Anatómicamente las características de la hoja son: el número de capas celulares , el tamaño de las células del parénquima en empalizada y el grado de diferenciación de este tipo de parénquima, con respecto a las células del

mesófilo es menor, lo que repercute en un menor grosor de la hoja así como grandes espacios intercelulares del parénquima en empalizada.

En cuanto a los estomas, éstos son circulares y no elípticos y el número de estomas es variable.

Estudios morfológicos realizados bajo el microscopio electrónico de rastreo, han revelado una cutícula poco desarrollada, tanto en el haz como en el envés de las hojas, además de una considerable disminución o ausencia de ceras, por lo que la excesiva pérdida de agua es también debida a la deficiencia cutícula que desarrolla durante el cultivo *in vitro* (Vázquez, 1994).

La cutícula es una capa delgada continua extracelular que cubre la superficie exterior de la partes aéreas de las plantas, compuestas principalmente por sustancias lipídicas. El control de la pérdida de agua a través de la cutícula se realiza por medio de sustancias impermeables, la cutina y las ceras que se encuentran en una proporción variable dependiendo de la planta, el estado de desarrollo de la misma y las condiciones ambientales de luz y humedad.

La cutícula de las plantas clonadas *in vitro* contiene una menor cantidad de ceras y poseen una morfología distinta a la producida en invernadero, es decir, forman cristales de menor tamaño que no cubren totalmente la superficie, como ocurre en una estructura cristalina normal. La composición de la cutícula en las plantas cultivadas *in vitro* es diferente con

mayor porcentaje de compuestos polares, ácidos grasos, alcoholes primarios, aldehidos y esterés y en menor de alcanos y alcoholes secundarios., lo que influye en las propiedades impermeables propias de las ceras, permitiendo probablemente una mayor pérdida de agua en las plantas cultivadas *in vitro*.

Las diferencias antes descritas son atribuidas a las condiciones ambientales del cultivo, principalmente intensidad de luz y porcentaje de humedad relativa, ya que se ha visto que el aumento en la energía radiante y el descenso de la humedad relativa estimula la producción y depósito de ceras.

Las raíces generadas *in vitro* generalmente carecen de ramificaciones y pelos radicales, así como en algunos casos de una completa conexión vascular entre el brote y la raíz que restringe la absorción de agua y de crecimiento. Otros investigadores han observado una inusual organización de los tejidos, un contenido atípico de células corticales e hipertróficas en las raíces, derivadas del cultivo *in vitro*.

De la misma forma se ha descrito que estas plantas tienen un deficiente control de transpiración , ya que al someterlas a condiciones de baja humedad relativa *ex vitro* tienden a perder más agua, lo que también se atribuye a la presencia de estomas no funcionales que carecen de la capacidad de modificar su apertura según la humedad relativa del ambiente.

Lo anterior se explica en parte, en conocer la ontogenia foliar *in vitro* ya que se ha visto que muchos de los estomas parecen perder su capacidad

reguladora, proponiéndose que la deformación de estos puede ser una de las principales causas de la excesiva transpiración, así como de una deshidratación asociada con la transferencia de plantas regeneradas por cultivos de tejidos, carecen de una cámara pre-estomática y al ser las células de guarda no funcionales, pierden la capacidad de abrir y cerrar el vestíbulo y por lo tanto de regular la transpiración. Por último se indica que la deformación estomatal es irreversible y que los estomas de brotes cultivadas *in vitro*, muestran una gran variación en tamaño, en comparación con los de hojas que crecen en los árboles (Grout, et. al., citados por Vázquez , 1994).

De la misma forma se han descrito anomalías en la función fotosintética, que es ligeramente superior a la respiración y no se ha establecido relación alguna con la concentración de pigmentos (Donnelly citado por Vázquez , 1994), indican que debido a que las plantas *in vitro* son cultivadas en condiciones de aséptica, donde permanecen en un ambiente controlado y su crecimiento requiere de fuentes de carbono exógenas, es difícil que exista alta actividad fotosintética, aún cuando la clorofila esté presente en las hojas, debido a que probablemente las enzimas responsables están inactivas o ausentes.

Al ser trasplantadas las plántulas a condiciones de invernadero, las principales causas de una baja sobrevivencia durante la aclimatación son debidas a la desecación y marchitamiento de las hojas por la baja humedad relativa que ocasiona la pérdida de agua por la poca cantidad de ceras epicuticulares y una deficiente actividad fotosintética de las mismas (Acosta, 1993).

3.12.- Fase de Aclimatación de Plantas *in vitro*.

Toda planta que ha sido propagada *in vitro*, requiere de una fase que se le ha denominado adaptación o aclimatación para poderse establecer en un ambiente natural, ajeno a su medio de cultivo, donde será sometida a periodos prolongados de estrés y variaciones climáticas constantes (Acosta, 1993).

3.13.- Definición.

La aclimatación se define como el proceso por el cual un organismo se adapta a un cambio ambiental. La transferencia de plantas o brotes de un medio de cultivo a un sustrato para enraizamiento y aclimatación debe considerar el uso de mezclas de enraizamiento esterilizadas, uso de sombras parciales y de alta humedad relativa por algunos días.

Las características morfofisiológicas de las plántulas micropropagadas necesitan de una aclimatación gradual del medio ambiente a donde tengan que ser trasladadas, ya sea invernadero o campo. Para ello se utilizan técnicas que en su mayoría resultan satisfactorias para el proceso de la aclimatación, porque se dirigen los cambios a los factores como la humedad relativa, niveles de luz, el crecimiento autótrofo y la aséptica del ambiente que son característicos del invernadero.

El poco éxito de transferir plantas generadas *in vitro* a condiciones de invernadero representa un paso crítico que limita la producción comercial de muchas especies (Acosta, 1993).

Las plantas regeneradas en cultivo de tejidos, en principio poseen características anatómicas, morfológicas y fisiológicas diferentes que las plantas propagadas convencionalmente, como resultado del ambiente controlado en el que se desarrollan (Vázquez, 1994).

Considerando que este cambio es brusco para las plantas, es posible amortiguarlo durante el proceso de la aclimatación mediante el uso de;

1.- Cámaras de crecimiento con alta humedad relativa, adaptables a invernaderos.

2.- Riegos iniciales con nutrimentos con la finalidad de acelerar la capacidad de las plantas para adaptarse a un nuevo ambiente, así como para favorecer la promoción del crecimiento mediante la utilización de estimuladores de enraizamiento.

3.14.- Importancia de la Aclimatación de Cultivos.

Uno de los principales problemas de las plantas propagadas *in vitro* es el manejo y establecimiento de las plantas a condiciones *ex vitro* de las plantas producidas *in vitro*, ya que la capacidad para que estas plantas

sobrevivan en el periodo de transición es una limitante para el uso comercial de esta técnica, debido a que el material producido *in vitro* no está capacitado para tolerar un cambio a condiciones *in vivo*, en relación a esto Read y Fellman (1985) (citados por Acosta, 1993) proponen diseñar cámaras de crecimiento con altas humedades relativas dentro de invernaderos, sugiriendo para ello que dichas cámaras contengan: sistema de nebulización, sistema de circulación de aire y calefacción opcional.

Las plantas propagadas *in vitro* tienen que aclimatarse debido a que no están adaptadas a condiciones *in vivo*, principalmente por que las hojas formadas *in vitro* son incapaces de regular la pérdida de agua que ocurre, al haber una variación de humedad, situación que se corrige durante la aclimatación, ya sea formando ceras en sus cutículas o mediante el funcionamiento normal de sus estomas.

Después de un trasplante, también deben adaptarse a un funcionamiento autótrofo vía formación de nuevas hojas, y que en parte es favorecido por las hojas formadas *in vitro* que sirven como una fuente transitoria de nutrimentos.

3.15.- Procedimientos de la Aclimatación.

En los últimos años ha aumentado el interés sobre la aclimatación de plantas. En el Simposium Internacional de problemas relacionados con la propagación masiva *in vitro* de plantas hortícolas (1987), se presentaron

trabajos sobre aclimatación y enraizamiento, que describen algunos de los procedimientos más empleados para facilitar a las plantas su adaptación a las nuevas condiciones ambientales, basándose para esto en distintos principios como:

- Aclimatación mediante el descenso gradual de humedad relativa.
- Promoción de la capacidad fotosintética *in vitro*.
- Aumento de la intensidad lumínica durante el cultivo *in vitro*.
- Enraizamiento *in vitro, ex vitro*.

El procedimiento de aclimatación más utilizado es el del descenso gradual de la humedad relativa, el cual permite desarrollar mecanismos de protección a nuevas condiciones ambientales, ya que se ha visto que los problemas que se presentan durante la aclimatación están relacionados principalmente con la variación de humedad. Además de ser un procedimiento rápido, práctico y muy económico, con el que en general se obtienen buenos resultados, este puede hacer uso de bolsas de plástico, tubos de PVC, láminas de plástico o cámaras de ambiente controlado o no controlado (Orozco, 1993).

Las cámaras de crecimiento tienen la finalidad de conservar la humedad relativa mediante el empleo de microaspersores , además dentro de estas es posible controlar la temperatura y luminosidad.

Otra forma de mantener la humedad relativa es por medio de la nebulización intermitente, sin embargo, una alta humedad nos puede

ocasionar en los primeros días el desarrollo de hongos, que afectan la sobrevivencia de las plantas. Así también se hace mención que al principio de la aclimatación es recomendable el uso de mallas para sombreado, con la finalidad de reducir la intensidad luminosa y evitar el excesivo aumento de temperatura. Otro aspecto importante es el sustrato en el cual se establecerá la planta, el cual debe ser poroso y suave, así como es conveniente su previa esterilización o desinfección para prevenir enfermedades (Acosta, 1993).

3.16.- Condiciones para una Planta en Aclimatación.

La aclimatación se inicia disminuyendo la humedad relativa y controlando la temperatura y la luz (Plancarte M., 1994).

Es necesario que las plantas se habitúen a una humedad relativa gradualmente baja. Para ello se han realizado diversos métodos entre los cuales nos citan el de colocar un tubo abierto en un ambiente estéril durante algunos días para ajustarse a las condiciones *in vivo* (Acosta; Orosco, 1993). Otro método es el eliminar los residuos del medio de cultivo y llenar diariamente, durante una semana, con una solución nutritiva a la mitad de su concentración en un ambiente estéril hasta ajustarse a un ambiente *in vivo* (Vázquez, 1994).

También es necesario hacer una preadaptación a los regímenes de luz y temperatura que prevalecerán en el invernadero durante el trasplante llevando los tubos a este lugar por algunos días.

Al ser trasplantadas las plántulas se les debe eliminar el agar para evitar infecciones por hongos y bacterias. Para ello deben sumergirse en una solución fungicida e impregnar la raíz con algún enraizador comercial, para facilitar la formación de raíces.

El sustrato debe estar esterilizado y tener una buena porosidad, drenaje, aireación y pH adecuado. En algunos casos se puede adicionar nutrientes al sustrato para ayudar a incrementar la sobrevivencia.

En los últimos años los sistemas de nebulización se han generalizado para la aclimatación de plantas *in vitro*, manteniendo una humedad relativa alta, en donde también se incrementa la humedad del sustrato, por lo consiguiente se eleva la sobrevivencia de las plantas (Pierik, 1990; Zimmerman, 1991).

3.17.- Factores que Participan en la Aclimatación.

La parte crítica de la propagación por cultivos de tejidos es la aclimatación, donde el paso principal es la formación de raíces totalmente funcionales en una mezcla para maceta, a la vez de asegurar que el sistema de vástagos sea protegido de la desecación.

Generalmente se requiere de calor en la base del recipiente y alta humedad relativa, además de una limpieza extrema para evitar el crecimiento de hongos y bacterias.

Muchas especies de plantas herbáceas pueden aclimatarse con un equipo muy simple, como cajas o bolsas de plástico. Sin embargo, otras especies requieren un equipo más elaborado. Si bien es cierto que la pérdida de plantas propagadas *in vitro* se incrementa substancialmente en la etapa de aclimatación, estas pérdidas se han reducido al tomar en cuenta los factores que participan durante la aclimatación y que son: humedad relativa, temperatura, luz, enraizamiento *ex vitro*, soluciones nutritivas, reguladores de crecimiento, sustratos, recipientes y otros (Vázquez, 1994).

3.17.1.- Temperatura.

La temperatura en el aire y el medio de crecimiento son generalmente controlados durante la aclimatación, tratando de mantener niveles estables de este factor dependiendo de los requerimientos óptimos de cada especie. Se sabe que las plantas se desarrollan mejor entre los 20 - 27 ° C, temperaturas más altas o bajas o fluctuaciones muy drásticas pueden dar como resultado un crecimiento irregular, por lo que se recomienda manejar estos intervalos durante la aclimatación (Vázquez, 1994).

Ajustando las condiciones de sombreado y humedad se puede influir en el control de la temperatura, así como también si se instala un sistema de enfriamiento por ventilación, de nebulización, o aire acondicionado y calefacción que pueden ser provistas alrededor de la construcción o invernadero, también puede ser controlado por lámparas, que además controlan el fotoperiodo. Las temperaturas del aire deben mantenerse

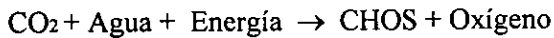
generalmente en un rango entre 13 - 30° C y está determinada primordialmente por la especie de la planta.

La temperatura en la zona radicular es importante para la inducción del desarrollo radicular. El medio debe ser cálido en el aire para una buena actividad radicular y al aumentarse la humedad (Dunstan & Turner, 1984; McCown, 1986). El desarrollo de las raíces puede acelerarse con el uso de cámaras calientes, especialmente cuando la temperatura es baja.

La dificultad para mantener los gradientes durante los meses calientes, cuando la radiación solar es alta y se incrementa la temperatura en el aire, es importante debido a que, cuando la temperatura disminuye se inhibe el crecimiento y desarrollo de la planta. Después de que las plantas han sido aclimatadas ya no es necesario mantener por largos periodos la humedad y temperatura del ambiente (Dunstan & Turner, 1984; citado por Conover, 1984)

3.17.2.- Luz.

Uno de los factores que se le da poca importancia en la producción de plantas de ornato es la luz. Esto es difícil de comprender ya que esto es la principal fuente de energía para la fotosíntesis y además afecta a la floración de las plantas sensibles al fotoperiodo.



Una planta con cantidad excesiva de luz se amarillenta notablemente del follaje, crecerá lentamente, presentará dureza en los tallos y palidez de la flor, pudiendo llegar a quemarse sus hojas y raíces. Bajo condiciones de invernadero, una cantidad excesiva de luz trae como consecuencia una temperatura muy alta y humedad relativa baja. Las temperaturas altas limitan el crecimiento y la baja humedad relativa aumentará la transpiración y el consumo de agua por las plantas. El efecto más importante de la luz sobre la aclimatación está dado por el incremento en la cantidad de ceras, los cloroplastos tienden a alargarse y las hojas tienen menos espacios intercelulares con más estomas por unidad de área.

Se ha observado que las plantas producidas por cultivo de tejidos, una vez trasplantadas, muestran un mejor desarrollo y mayores porcentajes de sobrevivencia, si al principio se mantienen intensidades luminosas bajas (alrededor de 15 lux).

Por otra parte, es necesario que el fotoperiodo se mantenga igual que en el laboratorio durante el tiempo de aclimatación. Para regular la intensidad luminosa en el invernadero, se recomienda utilizar mallas de sombreo, con la finalidad de reducir la luz y proporcionar diferentes porcentajes de sombra.

3.17.2.1.- Características principales de la luz.

Acorde a Martínez M. (1995) se deben considerar las características de la luz en cuanto a:

- Color.
- Intensidad.
- Duración.

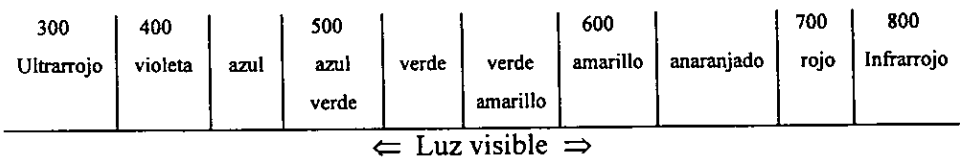
A) Color.

Es la característica de la luz que está determinada por la longitud de onda y sus rayos, la cual se mide en nanómetros (*nm*) o en Angstroms (*A*).

Se ha observado que la luz ubicada en las bandas de color azul y rojo promueven una mayor actividad fotosintética, pues la mayoría de las plantas utilizan sólo la luz que se encuentra entre 400 y 700 *nm*. Como se observa en el siguiente diagrama:

Diagrama 1

LOS COLORES DE LA LUZ



Fuente: Martínez M, 1995.

B) Intensidad.

Se puede definir como la cantidad de luz que llega a la superficie de la tierra. Existen varias formas de medirlas, siendo las más usadas:

Energía radiante. Es la medida en cal/cm²/día, o Joules/cm²/día de la energía solar.

Cantidad de luz. Es la medida más común en nuestro país y se expresa en *pies candela* (Foot candels).

Un pie candela equivale a la luz emitida por una vela en un pie cuadrado.

Un lux equivale a 10.76 pies candela; ambas medidas son arbitrarias.

Es posible reducir la cantidad de luz por medio de mallas, la cual dependerá del cultivo y la región, sin sombrear demasiado para buscar una mejor temperatura.

Para el caso específico de la floración del anturio para lugares medio soleados, es de 1000 a 1500 luxes.

En el cuadro 3 se puede apreciar el rango óptimo de luminosidad, temperatura en el cual la planta obtiene un mejor crecimiento durante la fase de crecimiento.

Cuadro 3. NECESIDADES DE INTENSIDAD LUMÍNICA Y TEMPERATURA

Cultivo	Pies candela		Lux		Temperatura		
	mínimo	máximo	mínimo	máximo	mínimo	máximo	
Anturio	1,500	2,500	16,140	26,500	18	30	F. en maceta
Anturio	1,500	2,500	16,140	26,500	18	30	F. de corte

Fuente: Martínez M, 1995

C) Duración.

Se refiere principalmente al fotoperiodo, en donde se ha clasificado a las plantas en:

- Plantas de noches cortas (días largos)
- Plantas de noches largas (días cortos)
- Plantas de días neutrales

3.17.3.- Humedad Relativa.

Este factor es de suma importancia durante los primeros días, seguidos al trasplante, que son la etapa crítica para la sobrevivencia.

Una planta que se ha generado *in vitro* difiere en varios aspectos de las que se originan *in vivo*. Las plantas cultivadas *in vitro* tienen la cutícula (capa de cera) escasamente desarrollada, debido a la alta humedad relativa que va del 90% al 100%, y cuando se transfiere al suelo se produce una transpiración muy elevada ya que la humedad del aire es más baja.

Debido a que las plantas al estar en condiciones *in vitro* tienen un ambiente húmedo del 100% y no tienen un control sobre su transpiración, se requiere de un cambio gradual en esta, durante la adaptación de alta a baja humedad de lo contrario las plantas rápidamente se marchitan.

La humedad relativa puede mantenerse con el uso de nebulizadores o microaspersión intermitente programable. Con este sistema además de mantener la humedad relativa incrementamos la humedad de los sustratos cuidando que esta no sea muy alta.

Un significativo número de laboratorios comerciales tienen que evitar el uso de un sistema automático de nebulización (Mc lown, 1986; Metcalfe 1983; Miller, 1983; Pocook, 1983; Shillabeer, 1983). Algunas investigaciones han revelado que el uso de un sistema de nebulización no es recomendable debido a que existe un lavado de nutrientes, también da origen a un medio húmedo para la proliferación de algas, hongos y algunas bacterias (Griffis et al., 1983; Metcalfe, 1983; Miller, 1983). Aunque la nebulización ha sido frecuentemente usada para la aclimatación, porque esta permite que algunos problemas de gasto excesivo de agua se vean reducidos (Zimmerman, 1991).

En general es recomendable que una vez trasplantadas, se coloquen en un ambiente cerrado para mantener con mayor eficiencia la humedad, sin necesidad de incrementar la humedad de los sustratos (Vázquez, 1994).

3.18.- Enraizamiento *ex vitro*.

Mc Clelland (1990) (citado por Vázquez (1994), indica que durante el cultivo *in vitro*, la formación de raíces adventicias en un microesqueje es un paso crucial. El tipo de sistema radicular depende tanto de las características físicas del ambiente de enraizamiento como de la especie y calidad del microesqueje. Para la sobrevivencia de éstos durante la aclimatación se requiere de un soporte de raíces, mientras que forma hojas y tallos.

Las raíces pueden ser generadas *in vitro* dentro de los medios de cultivo, alternativamente pueden ser llevados a suelo para su enraizamiento *ex vitro* y posteriormente llevarse a cabo su aclimatación.

Donelly (1985) registró el comportamiento de plantas clonadas *in vitro* de Rubus a las 5 semanas de haber sido trasplantadas a invernadero y observaron la persistencia de las raíces formadas *in vitro* así como la presencia de raíces transitorias con características intermedias. Las raíces transitorias se asume que se originan postransplante y se sugiere que su crecimiento es inhibido por las características físicas del ambiente de cultivo, y posteriormente se originan las raíces funcionales. No obstante aun no está

claro porque las raíces originadas *in vitro* permanecen en un ambiente *ex vitro*.

La aparente aberración de las raíces formadas *in vitro*, es un tema de interés para muchos autores que prefieren este método, ya que tiene varias ventajas:

Alta sobrevivencia

Porcentajes de enraizamientos altos

Mejor uniformidad de plantas.

En contraste, otros autores han reportado que el método de enraizamiento *ex vitro* es superior, ya que el enraizamiento *in vitro* representa cerca del 50 - 75 % de los costos de operación, así mismo las raíces formadas *in vitro* son susceptibles a daños mecánicos en el trasplante facilitando la entrada de patógenos.

La alternativa de estos autores es de : Producir *in vitro* microesquejes para enraizarlos en las condiciones *ex vitro* más favorables.

3.19.- Reguladores de Crecimiento.

En este factor juegan el papel principal las hormonas, que son compuestos orgánicos sintetizados por la planta que influyen en el

crecimiento y desarrollo, actúan generalmente en un lugar diferente a donde son producidas, y se encuentran presentes y activas en muy bajas cantidades.

Además de las hormonas naturales se han desarrollado otros productos sintéticos que tienen una actividad semejante, pero una respuesta más rápida, a los cuales se les conoce como “Reguladores del crecimiento”. Los cuales se dividen en cuatro grupos: (Margara, 1988).

1. Auxinas.
2. Giberelinas
3. Citocininas
4. Retardantes de crecimiento.

3.19.1.- Auxinas.

Son productos derivados de la hormona natural IAA (Acido Indolacético), que tiene como función la organización de los procesos vegetales, división celular, retraso de la senescencia, dominancia apical, así como la estimulación del alargamiento celular, y ejerce un efecto de diferenciación celular promoviendo la formación de órganos adventicios (raíces), estimulación en el crecimiento de tallo.

Las auxinas promueven la absorción de agua, activa el transporte de nutrientes vía floema, se sintetizan en los puntos de crecimiento como son: ramas jóvenes, yemas y ápices, a bajas concentraciones promueven o

estimulan el metabolismo y el desarrollo de la planta, y a mayores concentraciones, dicha actividad es inhibida.

Dentro de los compuestos auxínicos encontramos:

- ◆ AIA Ac. Indolacético.
- ◆ AIB Ac. Indolbutírico.
- ◆ ANA Ac. Naftalenacético.
- ◆ 2,4, D Ac. 2,4 - diclorofenoxiacético; entre otros

El AIB produce raíces fuertes y fibrosas y el ANA raíces más ligeras o similares a las que produce el AIB.

Uno de los mejores estimuladores del enraizamiento es la auxina AIB que tiene una actividad auxínica débil, y los sistemas de enzimas destructores de auxinas la eliminan en forma relativamente lenta. Un producto químico persistente resulta muy eficaz como estimulante de las raíces, debido a que el AIB se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación.

El AIB es más estable y menos soluble; su molécula pasa lentamente en los tejidos de la planta y por eso queda más tiempo en el punto de su aplicación, es decir, que su acción es más localizada. Un producto químico persistente resulta muy eficaz como estimulante de la raíz, debido a que el AIB y ANA resultan más efectivos en la inducción radicular que el AIA (Weaver, 1985; citado por Alonso 1993).

El ANA tiene las mismas características que el AIB, no obstante es de un empleo más delicado, por su margen entre la acción estimulante y toxicidad es muy pequeño, este compuesto tiene buena eficacia en la inducción radicular, se considera como una auxina fuerte.

3.19.2.- Giberelinas.

Existen cerca de 80 compuestos giberélicos, su precursor primario es el mevalonato; entre sus funciones están: Promover el desarrollo vegetativo, elongación de tallos, aumento de grosor radial, espesor de las hojas, rompe el reposo de semillas, y es un estimulador para la germinación de semillas.

Las Giberelinas más usuales son:

- ♦ AG₃ Ac. Giberélico.
- ♦ Activol
- ♦ Progib plus

3.19.3.- Citocininas.

Estos productos son derivados de la Adenina, entre sus funciones destacan: Regulación del ADN, ARN, retarda el proceso de senescencia y abscisión de hojas, estimula la germinación, así como la diferencia de órganos (organogénesis), estimula la formación y desarrollo de brotes, inhibiendo con ello el proceso de dominancia apical.

Las citocininas se sintetizan en la raíz y frutos jóvenes.

Entre los más conocidos encontramos:

- ♦ Z Zeatina.
- ♦ K Kinetina.
- ♦ BA Bencil-aminopurina.
- ♦ Citocine.
- ♦ Prolamina.
- ♦ Adenina.

3.19.4.- Retardantes de Crecimiento.

Radmacher (1991) (citado por Gausman, 1991), clasificó a los retardantes de crecimiento en tres grupos:

- 1) Compuestos relacionados con el etileno; el Etefón es el representativo de este grupo, , estos compuestos reducen la elongación celular o del tallo , debido a una baja disponibilidad de auxinas, y a la presencia de etileno, lo que provoca una inhibición en el transporte de auxinas al sitio de crecimiento y un bloqueo en la síntesis de las mismas.
- 2) Inhibidores de la traslación de giberelinas, siendo el Daminozide el más representativo. Este compuesto actúa negativamente en la biosíntesis de las

giberelinas, reduciendo la traslocación de esta hormona o precursores de las mismas en los tejidos de crecimiento activo.

3) Inhibidores de la biosíntesis de las giberelinas, que a su vez se divide en tres subgrupos:

- Compuestos de amonio.
- Compuestos que contienen nitrógeno.
- Ciclohexanitriones.

3.19.5.- Interrelación de los reguladores de crecimiento.

En función de la complejidad de las interrelaciones funcionales entre auxinas, giberelinas, citocininas, ha impedido su completo entendimiento, sin embargo, para su estudio los reguladores de crecimiento deben ser considerados como un todo, ya que no actúan por sí solos y afectan a distintos órganos y funciones dentro de la planta.

Existe una marcada relación entre las auxinas y las citocininas, ya que al existir una variación en la concentración de alguno de estos elementos se puede ver afectado el otro.

Las auxinas promueven enraizamiento y división celular.

Las citocininas promueven brotación y diferenciación de órganos.

Una de estas características, se puede dar por la respuesta de los niveles de hormonas (reguladores de crecimiento) y es controlada por la concentración de auxina/citocinina, según la variación de la concentración.

De acuerdo con la concentración de esta relación, se puede iniciar el proceso de formación de un órgano, esta respuesta de los niveles de hormonas está controlada por la concentración de auxina/citocinina que nos induce a la formación de raíz o brote.

Por lo cual una concentración mayor de auxina/citocinina produce raíz, y una concentración mayor de citocinina/auxina produce brotación, lo que se pretende con estas relaciones es evitar la inhibición entre ambos reguladores de crecimiento (Rojas, 1987).

La respuesta del enraizamiento *in vitro* depende de la especie y la variedad (Ochoa, 1983); en este caso los reguladores de crecimiento también juegan un papel importante y es donde las auxinas se suministran en mayores concentraciones con respecto a las citocininas con el fin de promover la inducción de la raíz (Pierik, 1990; Zimmerman 1991).

Asimismo, las raíces originadas *in vitro* no son funcionales *in vivo* debido a que presentan pocos pelos radiculares (Rosel y Villalobos; Pierik, 1990).

3.20.- Tamaño de la Planta.

Las plantas que se obtienen a través de la micropropagación presentan en un inicio un tamaño pequeño, siendo esto en la mayoría la desventaja para que logren sobrevivir a condiciones *ex vitro*. Algunos autores consideran que las plantas mayores de 5 cm se establecen mejor que aquellas que miden menos de 3 cm.

Howard y Heather (1987) (citados por Juárez 1988), emplearon plantas de *Prunus* cv. Pixi mayores de 2 cm con resultados favorables, Rosatti (1986) estableció plantas de ciruelo de menos de 2 cm con 4 - 5 raíces, Fontanaza (1987) trabajó con microestacas de olivo de 17.5 mm obteniendo un 60% de sobrevivencia.

3.21.- Solución Nutrimental.

La solución nutrimental es una mezcla de diferentes sales minerales disueltas en agua, éstas proporcionan a la planta los requerimientos nutricionales necesarios para su completo desarrollo y es aplicada en forma de riego bajo diferentes técnicas (subirrigación, goteo, superficial, percolación, etc.), (González, y Granados, 1990).

Una solución nutrimental (tipo hidroponía), se basa en el principio de que las raíces absorben iones, los cuales provienen de la disociación en el agua de las sales minerales sólidas. De acuerdo con este principio, cada

partícula de sal introducida en el agua, se disocia generando un par de iones de carga opuesta, es decir, un ion positivo (catión) y un ion negativo (anión).

Tomando en cuenta lo anterior, la solución nutricional debe ser una formulación equilibrada entre aniones y cationes ; esto quiere decir que la suma de aniones contenidos en la solución nutricional deberá ser igual a la suma de cationes.

Cuando no se tienen los datos completos se pueden utilizar soluciones simples que mantengan el equilibrio de la solución (o polivalencia), para obtener un buen resultado agronómico.

El concepto de solución nutricional se relaciona directamente con tres factores muy importantes los cuales interactúan con los elementos minerales para regular el proceso productivo de los cultivos.

El primero es el funcionamiento del sistema radicular (donde intervienen la oxigenación, el pH del sustrato y la concentración de sales, así como la alimentación nitrogenada).

El segundo concepto se basa en el conocimiento de las relaciones químicas de intercambio que generan las soluciones nutricionales y en tercero son las necesidades hídricas del cultivo, que se relacionan con la humedad, temperatura, y la evaporación de agua en los tejidos de la planta.

Con el estudio y evaluación de estos factores, se determinan las limitaciones fisiológicas de cada cultivo, el movimiento y la concentración de las sales, la sensibilidad de las diferentes especies a la salinidad, y sobre todo, la nutrición adecuada de los tejidos de acuerdo a sus necesidades reales de cada especie.

Es importante señalar que conforme a la edad de la planta y a las condiciones del clima (época del año) la concentración de éstas tiende a variar de acuerdo a las necesidades fisiológicas de la planta. (González, y Granados, 1990).

De los 92 elementos minerales existentes en la naturaleza, las plantas sólo requieren de 16 elementos para su desarrollo, los cuales son considerados como elementos esenciales (C, H, O, N, P, k, Mg, Ca, S, Mn, Cu, Mo, B, Zn, Fe, Cl).

Se considera a un elemento como esencial cuando:

Su deficiencia hace imposible complementar el ciclo fisiológico de las plantas.

El elemento se encuentra directamente involucrado en la nutrición vegetal.

La estrecha relación existente entre la asimilación vegetal y la tasa de crecimiento de los cultivos.

Los nutrimentos o elementos de las plantas son divididos en macronutrientes y micronutrientes, de acuerdo a la proporción en que estos son tomados por la planta. El contenido mineral de las plantas depende principalmente de 3 factores:

- 1.- Factor Genético
- 2.- Disponibilidad de los nutrimentos.
- 3.- Edad de la planta.

Macroelementos:

Los tejidos requieren de una fuente continua de compuestos inorgánicos, además de carbono, hidrógeno y oxígeno, que son sustancias que se agregan al medio en grandes cantidades (gr) como: N, P, K, Ca, Mg, S. (Rosell y Villalobos, 1991).

De acuerdo con Gonzáles y Granados (1990); Resh (1992), y Plancarte (1994), los macroelementos tienen las siguientes funciones

Nitrógeno: Este influye en el índice de crecimiento de la planta, es un elemento esencial en la composición molecular de la clorofila, alcaloides, ácidos nucleicos, aminoácidos y en algunas hormonas de las plantas. el N se suministra en forma de iones NH_4 y NO_3 .

Fósforo: Este elemento es abundante en el meristemo y otros tejidos de rápido crecimiento. Su principal utilidad es que aparece como activador de

enzimas. Las fuentes de Fósforo utilizadas *in vitro* son: Fosfato de potasio ($K_2H_2PO_4$) y Fosfato de sodio ($NaH_2PO_4 \cdot H_2O$).

Potasio: En la planta es un elemento que ayuda a la división celular normal, la síntesis de carbohidratos y proteínas, para la creación de clorofila, así como para la reducción de nitratos. Sus fuentes principales son: Nitrato de potasio (KNO_3), Fosfato de potasio (KH_2PO_4) y Cloruro de potasio (KCl).

Calcio: Como pectato de calcio es una parte integral de la pared celular de la planta y juega un papel en la permeabilidad de la misma pared. Facilita el movimiento de los carbohidratos y aminoácidos por toda la planta y promueve el desarrollo de raíz. Como oxalato de calcio es vinculado con el ácido oxálico como producto del metabolismo celular. El calcio es usualmente incluido en el medio de cultivo como Cloruro de calcio ($CaCl_2 \cdot 2H_2O$) o como Nitrato de calcio ($Ca(NO_3)_2 \cdot 4H_2O$).

Magnesio: Es el elemento central de las moléculas de clorofila, es importante también como activador de enzimas. En los medios de cultivo se suministra como Sulfato de magnesio ($SO_4Mg \cdot 7H_2O$), también conocidas como sales de epson .

Azufre: Está presente en algunas proteínas, promueve el desarrollo de raíces y de un follaje verde. Este se suministra en forma de sulfatos (SO_4).

Microelementos:

Para una adecuada actividad metabólica las células requieren de microelementos. Los más esenciales son: Fe, Cl, Mn, Zn, B, Cu, y Mo. Los últimos cinco elementos son fundamentales para la síntesis de clorofila y la función de los cloroplastos. (Rosell y Villalobos 1990).-Son sustancias que se agregan al medio de cultivo en cantidades pequeñas (mg).

Fierro: Está implicado en la síntesis de clorofila, participa también en la conversión de energía en la fotosíntesis y respiración así como la reducción del estado férrico al ferroso. En el medio de cultivo el Sulfato ferroso ($\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$), es mezclado con la sal de sodio EDTA, que al liberarse el fierro es más asimilable por la planta.

Manganeso: Es necesario para el mantenimiento de la ultraestructura y el proceso fotosintético. Es suministrado como Sulfato de manganeso ($\text{SO}_4 \text{Mn} \cdot \text{H}_2\text{O}$).

Zinc: Es un elemento vital en varias enzimas, está involucrado en la formación de clorofila así como en la formación de ácido indolacético. Las trazas de Zinc son suministradas como Sulfato de Zinc. ($\text{SO}_4 \text{Zn} \cdot 7\text{H}_2\text{O}$).

Boro: Es necesario para el mantenimiento de la actividad meristemática, está involucrado en la síntesis de las bases nitrogenadas en particular el uracilo. Es un elemento que activa el movimiento del azúcar, el boro es adicionado al medio en pequeñas cantidades de Acido bórico (H_3BO_3).

Cobre: Se cree que es necesario para la conversión de energía como alternante entre el estado cuproso y cúprico; es adicionado al medio en Sulfato de Cobre ($\text{SO}_4\text{Cu} \cdot 5\text{H}_2\text{O}$). (Plancarte M. 1994).

Molibdeno: Se cree que participa en conversión del N en amoníaco, ayuda a la fijación de N y se suministra al medio en forma de Molibdato de Sodio ($\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$).

Cloro: Es esencial para estimular la fotosíntesis, aunque su función no es muy implícita, se suministra al medio como Cloruro de Calcio ($\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$)

Las plantas y tejidos jóvenes contienen y requieren de una alta cantidad de N, P, K, y las plantas maduras o adultas requieren de cantidades mayores de elementos como Ca, Mn, Fe, B.

Ventajas del uso de soluciones nutritivas:

- Se aplican los elementos necesarios que requiere la planta.
- Fácil y rápida asimilación de nutrientes.
- No hay una saturación del medio (suelo) por exceso de sales.
- Se puede controlar el pH de la solución y suelo, mediante el uso de sustancias amortiguadoras.
- Se pueden corregir problemas de deficiencias nutrimentales en corto tiempo.
- Una mayor eficiencia del uso del agua (Resh, 1992).

3.21.1.- Aplicación de solución nutrimental en fase de aclimatación.

Durante el proceso de aclimatación de plantas obtenidas *in vitro*, la adición de nutrimentos al sustrato ayuda a incrementar su sobrevivencia y mejora su vigor, para lo cual es posible emplear fertilizantes comerciales agregándolos directamente al sustrato o bien regando las plantas con sales inorgánicas del medio de cultivo o soluciones nutrimentales específicas.

No obstante lo anterior, aún no ha sido estimado ampliamente el efecto de un riego inicial con nutrimentos durante la aclimatación, siendo pocas las referencias de esta índole en cuanto a ; composición, concentración, fechas y dosis para una especie determinada (Acosta, 1993).

Lewandowski (1991) (citado por Higaki et. al 1992), encontró que el riego inicial con nutrimentos, provee a las plantas de un fortalecimiento adicional que se refleja en el crecimiento. Después de la aclimatación, al analizar la altura de las plantas, las que estuvieron en tratamiento con solución nutrimental (20 N, 4.4 P, 16.6 K a 200 ppm) fueron más altas y vigorosas. Recomendando la conveniencia de adicionar soluciones nutrimentales o fertilizantes comerciales en esta etapa.

3.22.- Sustrato.

Es el material que se emplea como sustituto del suelo. Su función es la de proporcionar un medio para el desarrollo de las raíces, que constituye a su vez el soporte de la planta.

En la mayoría de las plantas se requiere que este sea poroso, con buen drenaje, buena aireación y pH adecuado. En relación al mejor tipo de mezclas generalmente se ha empleado Peat moss, vermiculita, perlita y arena entre otros (Pierik, 1990).

Las mezclas de sustratos empleados en el trasplante (musgo *Sphagnineo*, agrolita, vermiculita, arena, otros), pueden influir en el porcentaje de sobrevivencia.

Las distintas especies pueden desarrollarse bien en diferentes sustratos, sin que exista una norma general para todas las plantas, sin embargo, es aconsejable utilizar aquellos en los cuales las especies normalmente se desarrollan al utilizar la propagación vegetativa, no obstante hay que enfatizar en la búsqueda de nuevos sustratos, ya que algunos por cuestiones ecológicas son prohibidos.

3.22.1.- Características de los sustratos.

El término de sustrato se aplica en horticultura a todo material sólido distinto del suelo, natural o de síntesis, mineral u orgánico, que colocado en un contenedor, en forma pura o mezclada permite el anclaje del sistema radicular (Caballero y Jiménez, 1990).

De esta manera el sustrato desempeña un papel de soporte para la planta, y adicionalmente puede intervenir o no en el proceso de nutrición vegetal.

Entre los diferentes criterios de clasificación de los sustratos, merece ser destacado en el que se basa en las propiedades de los materiales :

1.- Químicamente inertes, como arena granítica, grava volcánica, perlita, lana de roca, etc.

2.- Químicamente activos, como turbas (rubias y negras), cortezas de pinos, vermiculita, materiales ligno-celulósicos, tierra de hoja (pino, encino), etc.

La diferencia entre ambos tipos de materiales viene determinada por la capacidad de intercambio catiónico, propiedades físico-químicas relacionadas con la capacidad de almacenamiento de nutrientes por parte del sustrato.

En el primer caso, el material actúa única y exclusivamente como soporte de la planta sin intervenir en el proceso de adsorción y fijación de los nutrientes. Estos han de suministrarse mediante la solución nutrimental, que

debe ajustarse al máximo con el objeto de no crear disfunciones en la planta. El cultivo en este tipo de sustratos es en la práctica un verdadero cultivo hidropónico, que requiere de una avanzada tecnología en las instalaciones y elevada especialización del personal.

En el segundo caso, el sustrato además de servir de soporte, actúa como depósito y reserva de los nutrientes aportados mediante la irrigación, almacenándolos o cediéndolos según las exigencias de los cultivos.

Entre las características de los sustratos, podemos mencionar inicialmente su pureza, la actividad química o enzimática (que promueve o retarda la degradación), y sobre todo las características físicas que le dan ciertas ventajas para mejorar la producción y los rendimientos los cuales se mencionan a continuación.

- Característica físicas.

La primera de ellas es la aireación, la cual es esencial para desarrollar el proceso de oxigenación y nutrición balanceada de la planta, en seguida podemos mencionar la capacidad de retención de humedad, la cual se mide en porcentaje y es precisamente la cantidad de agua que queda en el sustrato, después de la saturación y el drenaje. La capacidad de retención está directamente relacionada con la porosidad y tiene gran importancia cuando el sustrato se utiliza en contenedores. De acuerdo con las necesidades de la mayoría de las hortalizas, es aconsejable utilizar sustratos con una capacidad de retención que oscile entre el 35 y 50% del volumen.

Respecto a la porosidad se considera que está representada por el volumen total en el sustrato, que no está ocupado por las partículas minerales u orgánicas. Los valores de la porosidad varían en función del tamaño de las partículas sólidas.

Así en la turba, según su textura, la porosidad se ubica entre 15 y 25% ; el valor idóneo para la porosidad de un sustrato es muy difícil de precisar, ya que según el desarrollo radicular de la planta, se ocupará el espacio de los poros. Por ello, según los datos del cultivo se deberá elegir la porosidad.

Otro factor a considerar en el sustrato es la densidad, la cual se refiere al peso específico del sustrato en estado seco, y se mide en gm/cm^3 . En principio un valor bajo de la densidad, parece lo mejor por su facilidad de transporte y rapidez de preparación. En cualquier caso la densidad puede ser modificada mediante mezcla de materiales inertes. La densidad de 400 a 500 grs/m^3 parece ser lo más indicado.

- Características químicas.

Se dice que las características químicas del sustrato son elementales para garantizar la nutrición del cultivo. La capacidad de intercambio catiónico (C.I.C.) o capacidad de saturación, representa la cantidad máxima de cationes de todas las clases que es capaz de retener un sustrato. Esta característica se representa en miliequivalentes por gramo (meq/gr).

Por lo que se refiere al valor de pH de un sustrato, es muy importante que éste se encuentre dentro de los límites de tolerancia específica de cada cultivo. Sin embargo, en algunos casos se deberá considerar un valor de pH más bajo de los que se utilizan a campo abierto, con el objeto de favorecer la absorción de nutrientes.

En la relación C/N, es necesario mantener un valor homogéneo para facilitar un mismo ritmo de descomposición de la materia orgánica (humificación). Una relación C/N mayor o igual a 20, (caso de un material vegetal fresco), indica un medio con una tasa de mineralización lenta y habrá que recurrir a suplir la carencia del nitrógeno con abonos minerales.

En lo referente a la salinidad, un buen sustrato deberá estar exento por completo de sales. El contenido de materia orgánica del sustrato es importante, ya que esta le confiere varias características. Una de ellas es al mejorar la estructura y las propiedades físicas. De hecho la materia orgánica funciona como estabilizador de la temperatura del medio y al mismo tiempo, activa la acción enzimática de las raíces. Estos aspectos son básicos para mejorar el aprovechamiento de los nutrientes.

El uso de sustratos orgánicos e inorgánicos ha tenido gran impulso en los últimos años debido a sus características propias como:

A) Físicas: Retención de humedad, gran porosidad, excelente drenaje, buena estabilidad estructural, proporciona

excelente aireación al sistema radicular, es duradero, y peso ligero.

- B) Químicas: Químicamente inerte, que no reacciona con la solución permite intercambio catiónico.
- C) Biológicas: Es inerte, y está libre de plagas y enfermedades.
- D) Económicas: Bajo costo y disponible en la zona.

3.22.2.- Sustratos más comunes.

De los sustratos utilizados ampliamente destacan:

- Agrolita o Perlita.
- Tierra de hoja.
- Peat moss (turba)

Agrolita o perlita. Es un material inerte proveniente de la segregación de la roca volcánica, contiene Silicatos de aluminio, y es expandible al entrar en contacto con el agua. Sus características son:

- ♦ Tiene buena aireación y se usa para mejorar el drenaje.
- ♦ Baja retención de humedad.

- ◆ No tiene capacidad amortiguadora.
- ◆ Un pH cercano al neutro.
- ◆ Baja capacidad de intercambio catiónico.
- ◆ Muy baja densidad.
- ◆ Sin reacción química
- ◆ Sin material nutrimental.

Tierra de hoja. Es un sustrato de origen orgánico, contiene partículas de todos los tamaños y una buena cantidad de materia orgánica, debe esterilizarse ya que contiene una gran cantidad de hierbas y organismos.

Sus características son:

- ◆ Regular retención de humedad.
- ◆ Regular aireación y drenaje.
- ◆ Alta capacidad de intercambio catiónico.
- ◆ Contenido de sales solubles variables.
- ◆ Tiene un pH bajo.
- ◆ Densidad adecuada.
- ◆ Textura franca.

Peat moss. (turba). Sustrato de origen orgánico, tiene el 98% de materia orgánica por la descomposición de sus componentes, es un material que no reacciona, rico en ácidos húmicos y otras sustancias (reguladores de crecimiento, hormonas y en minerales).

Este material se originó por los procesos de descomposición de *Sphagnum moss* (musgos), vegetación de manglar y fangos.

Sus características son:

- ◆ Partículas de tamaño intermedio.
- ◆ Tiene aireación pobre.
- ◆ Drenaje lento.
- ◆ Gran retención de humedad.
- ◆ Densidad baja.
- ◆ Capacidad amortiguadora (buffer).
- ◆ Bajo en sales solubles.
- ◆ Rico en materia orgánica, ácidos húmicos ; Martínez M.F., 1994

Uno de los efectos más conocidos de la turba es la influencia benéfica para el desarrollo de raíces debido a un apropiado suministro de agua y aire, se ha demostrado que la turba tiene entre otras sustancias de crecimiento Acido β Indolacético, cuyo efecto como estimulador para la formación de raíz es bien conocido.

Niggemann, (1963), (citado por Penningsfeld, 1983), menciona que según estudios hechos evaluando varios sustratos (turba, grava, tierra de hoja), los cultivos implantados en turba tienen un mejor desarrollo radicular, crecimiento vegetativo y floración, debido a los elementos que éstos poseen.

Para las plantas con raíz carnosa como *Anthurium* deberá colocarse un sustrato mullido pero compacto para evitar la falta de oxígeno.

La circulación de nutrientes es más rápida en turba que en tierra normal, debido a la gran cantidad de espacios porosos que ésta posee.

Se ha reportado que los mejores resultados en el crecimiento y floración de *Anthurium andreanum* se obtuvieron cuando las plantas fueron sembradas en turba en comparación con las que fueron sembradas en tierra y grava, obteniendo mejor calidad de la flor (Lindemann, 1962; Glabrsch, 1965).

Zwaard (1958), (citado por Penningsfeld, 1983), menciona que esta relación ha sido influenciada por la elevada temperatura del suelo y su efecto consiguiente en el crecimiento y cosecha.

La incorporación de perlita mejora la aireación y drenaje del sustrato.

Boertje (1980) realizó un estudio comparando los sustratos peat moss y tierra de hoja observando las características que se muestran en el cuadro 4.

Cuadro 4 COMPARACIÓN ENTRE DIFERENTES SUSTRATOS EN ANTURIO	
PEAT MOSS	TIERRA DE HOJA
Por ser un material que ya presenta un proceso de descomposición requiere de un estudio para conocer las necesidades exactas de minerales	No requiere de grandes cantidades de minerales dado que presenta una descomposición ligera aportando nutrientes al medio
Produce flores de mejor calidad y tamaño adecuado	Produce menor número de flores por planta debido a las características que posee

Continuación Cuadro 4	
Tiene una alta aireación	Aireación buena o alta
Gran capacidad de retención de humedad por periodos prolongados	Por ser un material muy ligero pierde con gran facilidad el agua, teniendo de media-baja retención de humedad
Grandes cantidades de espacios porosos y mejor desarrollo radicular	Menor cantidad de espacios porosos y buen desarrollo radicular
Debido a la composición de sus materiales presenta mejor consistencia (tallos fibrosos)	Por ser partes de tallos, hojas, raíces, troncos de consistencia más sólida tiende a compactarse

3.23.- Prevención de Enfermedades

Utilizar mezclas de sustratos sin esterilizar, puede ocasionar daños para las plantas al ser aclimatadas, ya que esto trae como consecuencia problemas de contaminación por microorganismos patógenos. Así como también es importante eliminar de la planta los residuos de medio de cultivo ya que puede ocasionar pudriciones por los contenidos de elementos orgánicos que poseen. Asimismo, utilizar fungicidas al momento del trasplante de manera preventiva, ya sea por un posible daño mecánico de la planta al ser establecida a condiciones *ex vitro* (Vidalie, 1986).

3.24.- Componentes del Rendimiento.

Se entiende por componentes del rendimiento a todos aquellos caracteres morfológicos y procesos fisiológicos de la planta, que se pueden identificar y regulan la producción final.

Los componentes del rendimiento se dividen para su estudio en morfológicos y fisiológicos.

Componentes morfológicos del rendimiento, son aquellos que se relacionan con los órganos aéreos y subterráneos de la planta (tallo, hoja, flor, fruto , raíz).

Componentes fisiológicos del rendimiento; son aquellos procesos que determinan la producción primaria.

Los componentes del rendimiento pueden ser modificados genéticamente o alterando las condiciones ambientales en donde se desarrolla el cultivo, así mismo ambas cosas pueden conjuntarse favorablemente para obtener las mejores dimensiones de los componentes morfológicos y la mayor eficiencia de los componentes fisiológicos.

El rendimiento es el resultado de la interacción entre el genotipo y medio ambiente, considerándose como la expresión fenotípica de interés antropocéntrico , resultante final de los procesos fisiológicos que se reflejan en la morfología de la planta.

Fanjul (citados por Monrroy, 1991) señala que para lograr la máxima expresión del rendimiento de un cultivo , es necesario que tanto la fuente como la demanda de los fotosintatos estén operando a su máxima capacidad y que a su vez exista un equilibrio entre ambos. Para que esto sea posible se requiere de:

- 1.- Una alta eficiencia en la captación de la radiación solar en el dosel vegetal.
- 2.- Una velocidad de fotosíntesis alta.
- 3.- Un transporte eficiente de los fotosintatos através del sistema de conducción.
- 4.- Una óptima utilización de los azúcares de los órganos que constituyen la demanda de interés para la cosecha.

La calidad de las plantas ornamentales y de follaje están en función de la belleza y estética que estas presentan; tales como:

Tipo y textura de hoja

Longitud de tallo

Longitud de la flor (Ammirato,1991).

Para el caso específico de anturio se consideran como componentes del rendimiento a :

Longitud del tallo de la flor

Longitud y tamaño de hoja

Tamaño de la bráctea

Color de la bráctea, siendo más atractivas las flores rojas y en tonos pastel.(Murguía, 1991).

En el cuadro 5 se muestran las características que debe poseer la flor de anturio para su comercialización, así como su empaque.

Cuadro 5 CALIDAD DE FLORES DE ANTURIO

Tamaño	largo x ancho (cm)	flores/caja	largo de tallo (cm)
Miniatura	1 o menos	48	25
Pequeño	7 - 10	24 - 30	35
Mediano	10 - 12	18	50
Grande	12 - 15	14	50 o más
Extra grande	15 o más	12	50 o más

Fuente: Murguía, 1991

IV. MATERIALES Y MÉTODOS.

4.1.- Localización del Experimento.

Se localiza en el área de invernaderos del Departamento de Ciencias Agrícolas de la F.E.S. - Cuautitlán, perteneciente a la UNAM, que se encuentra ubicada en el Municipio de Cuautitlán Izcalli, Estado de México, a una altura aproximada de 2250 msnm, con un clima C (wo) (w) b (i) según Kooppen modificado por García, clima templado el más seco de los subhúmedos, con un régimen de lluvia en verano y un bajo porcentaje de lluvias en invierno (menor al 5% del total), con una temperatura media anual de 19° C, siendo el mes más frío Enero y el mes más cálido Mayo, con una precipitación media anual de 600 mm.(Arellano, O. G. y González, B.S. 1985).

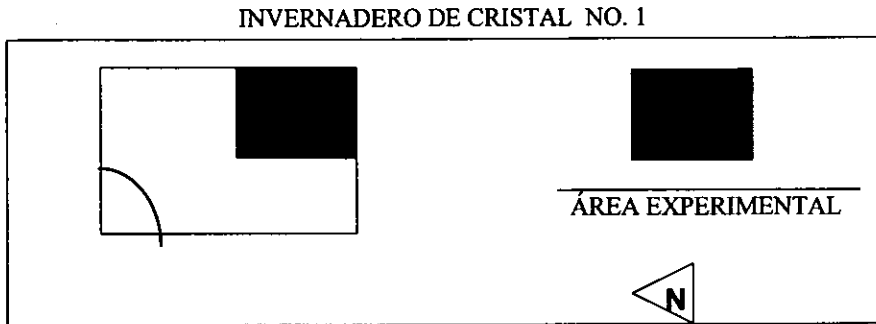
En la zona se presenta una constante térmica en promedio de 1250 grados calor al año, y teniendo una media anual de 64 días de heladas que van de Octubre - Abril. (Arellano, O .G. y González, B.S. 1985).

4.2.- Características del Invernadero.

Es un invernadero de cristal de tipo dos aguas, con ventilación lateral en la parte superior, cubierto por una capa de cal para limitar el paso excesivo de luz (Diagrama 2). Cuenta con dos áreas a un desnivel de suelo de 1m, donde se colocaron 2 mesas para acondicionar el experimento.

Diagrama 2

UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO DENTRO DEL INVERNADERO.



4.3.- Acondicionamiento del Área de Trabajo.

Previo al establecimiento del experimento se realizaron las siguientes actividades:

- ⇒ Limpieza y desinfección del área de trabajo con productos químicos (insecticida y fungicida). Tamaron y Ridomil Bravo, concentración al 1%.
- ⇒ Colocación de plástico térmico PF 602 para aislar el área de trabajo del resto del invernadero.

- ⇒ Se acondicionó una cámara colocando malla sombra del 40% de paso de luz .
- ⇒ Se diseñó e instaló un sistema de riego presurizado en forma de nebulización para proporcionar suficiente humedad al anturio en forma automatizada para poder programar los riegos, con una duración de 1 minuto/hora, durante 8 horas al día y mantener una humedad relativa del 60% (anexo 16).
- ⇒ Se desinfectó con cloro el piso, paredes y las mesas a utilizar para mantener la mayor aséptica posible durante el experimento.

4.4.- Diseño Experimental.

Para el presente trabajo se utilizó un diseño Factorial Completo con arreglo completamente al azar (DCA) considerando tres factores, siendo estos, sustrato, enraizador y solución nutrimental, para darnos un diseño de $2 \times 3 \times 3 = 18$ tratamientos con tres repeticiones, dando un total de 54 unidades experimentales (Cuadro 6).

Se decidió por este diseño factorial dada su versatilidad para la combinación de los tratamientos permitiendo determinar cual es el más adecuado, así también, al interrelacionar los factores de estudio se reduce al mínimo el error.

Se formularon y prepararon 2 soluciones nutrimentales a partir de macronutrientes y otra con macro y micronutrientes.

Se determinó la cantidad a aplicar en 50 ml (con vaso de precipitado).

El material biológico se obtuvo de la Catedra de Tecnología del Laboratorio de Cultivo de Tejidos de la F.E.S. Cuautitlán. Este material presenta características de sanidad favorables para su trasplante. Un aspecto que se debe resaltar es que en cuanto a tamaño el material presenta una ligera variación en su altura y número de hojas, debido a que él no es homogéneo respecto a estas características.

Cuadro 6. DISEÑO COMPLETAMENTE AL AZAR (DCA).

Variables	Elementos
2 Sustrato	Peat moss + Agrolita (75 - 25%) Tierra de hoja
3 Enraizadores	Sin enraizador Radix 10000 Raizone Plus.
3 Solución nutritiva	Sin solución Solución macronutrientes (Sol. 1 N, P, K, Ca, Mg, y S) Sol. macro + micronutrientes (Sol. 2 N, P, K, Ca, Mg, S, Fe, Zn, B, Mn, Cu,)

4.5.- Tratamientos.

Para el presente trabajo se determinó utilizar como fuentes de sustratos al Peat moss + agrolita y tierra de hoja , como enraizadores el Radix 10000 y Raizone plus y en lo que respecta a la solución nutrimental se eligieron dos formulaciones diferentes de solución nutrimental, en las que no fueron colocados los microelementos al considerar que los fertilizantes comerciales cuentan con trazas de estos; por lo que al formular las soluciones para el presente trabajo se decidió realizar una de estas con microelementos y la otra sin ellos, al igual que se trabajaron en hidroponía (Cuadro 7).

Otro punto que se consideró fue el de iniciar con una concentración al 50% debido a que se presentan como plantas heterótrofas y que un exceso de sales podría limitar la absorción de los nutrientes, para posteriormente de la fase de aclimatación aumentar su concentración a un 100%.

Cuadro 7. FORMULACIONES DE LAS SOLUCIONES NUTRIMENTALES

CONCENTRACIÓN DE SOLUCIÓN NUTRIMENTAL ANTURIO		
	150 PPM	250 PPM
NH_4NO_3		
$\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	100	150
KNO_3	150	100
$\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	200	250
$\text{MgSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$	90	120

Continuación Cuadro 7		
MnSO ₄ 4 H ₂ O	3	3
H ₃ BO ₃	3	3
CuSO ₄ 5 H ₂ O	3	3
ZnSO ₄ 5 H ₂ O	3	3
FeSO ₄ 7 H ₂ O	5	5
(NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₄	0.01	0.01

Presentándose la siguiente combinación de variables y generando los tratamientos que se enlistan a continuación:

1. -Peat moss/Agrolita
2. - Tierra de hoja
3. - Peat moss/Agrolita + Radix
4. - Tierra de hoja + Radix
5. - Peat moss/Agrolita + Raizone
6. - Tierra de hoja + Raizone
7. - Peat moss/Agrolita + Sol. # 1
8. - Tierra de hoja + Sol. # 1
9. - Peat moss/Agrolita + Sol. # 2
- 10.- Tierra de hoja + Sol. # 2
- 11.- Peat moss/Agrolita + Radix + Sol. # 1
- 12.- Tierra de hoja + Radix + Sol. # 1
- 13.- Peat moss/Agrolita + Raizone + Sol. # 1

- 14.- Tierra de hoja + Raizone + Sol. # 1
- 15.- Peat moss/Agrolita + Radix + Sol. # 2
- 16.- Tierra de hoja + Radix + Sol. # 2
- 17.- Peat mossAgrolita + Raizone + Sol. # 2
- 18.- Tierra de hoja + Raizone + Sol. # 2

4.6.- Establecimiento del Experimento.

Una vez acondicionada el área de trabajo se procedió al establecimiento del experimento.

Como contenedores se utilizaron vasos de unicel de un litro de capacidad previamente esterilizados.

Se esterilizaron los sustratos (Peat moss + Agrolita y Tierra de hoja). El Peat moss se esterilizó en autoclave a 220 lbs. de vapor. La tierra de hoja se preparó separando los materiales de mayor tamaño (piedras, troncos, raíces), se seleccionó y tapó con plástico para desinfectarlo con Bromuro de Metilo (una lata/20 Kg. de sustrato).

Para el establecimiento del material vegetal en el sustrato definitivo se tomaron en cuenta las características físicas, así como la disponibilidad de estos productos en el mercado, además para las mezclas que se usaron (ya antes mencionadas). También se consideró manejar la humedad de las

mismas, la cual no debe ser excesiva para evitar problemas sanitarios posteriores.

Se procedió a sacar las plantas de anturio de los tubos de ensayo en que se encontraban en el laboratorio, eliminando el medio de cultivo, para proceder a individualizarlas, colocándolas en una charola con agua para su trasplante definitivo.

De acuerdo a los tratamientos se procedió al sorteo para la aleatorización de los mismos.

En segundo lugar se marcaron los contenedores de acuerdo a los tratamientos y se procedió a llenarlos con su respectivo sustrato.

En tercer lugar, se llevó el material vegetal al invernadero para su establecimiento definitivo en su nuevo ambiente y sustrato, se comenzó el trasplante de acuerdo a los tratamientos.

Los enraizadores se colocaron en la parte basal del material vegetativo, en muy pequeñas porciones, tratando de evadir que un exceso pudiese evitar la emisión de raíces, de acuerdo a la relación auxinas/citocininas (ya mencionada en el punto 3.19.).

Quedando establecido el anturio el 31 de Mayo de 1996. Las condiciones para establecerse la planta fue: el material vegetal procedente de laboratorio, considerando aquellas que emitan raíces.

4.7.- Registro de Datos:

Se realizaron las siguientes actividades:

- Registro diario de temperatura (°C) y humedad relativa (%) (auxiliándonos con un higrotermómetro) desde la 9:00 a las 18:00 horas
- Programación de riegos automatizados cada hora con una duración de dos minutos para mantener la humedad relativa alrededor de un 60% como mínimo. En su defecto en horas críticas se mojaron paredes y pisos para mantener la humedad, registrando dicha actividad.
- Aplicación de soluciones nutritivas (cada 5 días), aplicando 50 ml por unidad experimental de acuerdo a la presencia de humedad de los sustratos, que se consideró según pruebas de laboratorio.

4.8.- Toma de Datos.

Estos se tomaron cada ocho días (los días lunes de cada semana), considerando las variables:

Altura de planta.

Número de hojas.

Este registro se tomó de manera individual por tratamiento, para el caso altura de planta este se midió en centímetros, y el número de hojas sólo se cuantificó.

V.- RESULTADOS Y ANÁLISIS.

Análisis de la Variable Altura de Planta

Para realizar los estudios correspondientes a las evaluaciones periódicas que se realizaron, se procedió a elaborar los ANDEVAS de Altura de planta y Número de hojas (Anexos 17 y 18 respectivamente), en los cuales para la primer variable, no se encontró diferencia significativa en ninguno de los periodos de toma de datos, por lo que se procedió a realizar las comparaciones de medias correspondientes.

La elongación de la parte aérea de la planta proveniente de la micropropagación, está basada en la formación de la zona radicular así como del cambio de las células de sus hojas que han venido comportándose en una forma heterótrófa y que requieren de activarse para funcionar como generadoras de fotosintatos, y con ello permitir el crecimiento normal del vegetal en cuestión.

A pesar de haber transcurrido aproximadamente 150 días a partir del trasplante, el vegetal manifestó etapas de arraigo y cambios morfológicos de adaptación como son: poco crecimiento de hojas, en especial formación de hijuelos, posiblemente la formación y crecimiento de raíces, las hojas generadas en microtubo a pesar de haber crecido, terminaron defoliándose, dando lugar a hojas nuevas. La velocidad de crecimiento se pudo haber afectado por no existir un manejo estricto de las condiciones ambientales en esta primera etapa de aclimatación, y en la que variaron considerablemente la

temperatura con oscilaciones por arriba de los 10°C promedio diario y la humedad relativa con oscilaciones por arriba de 50 - 65% promedio que incidieron en el poco desarrollo del vegetal de acuerdo con Blessington et al (1980), (citado por Granados, 1991), que expresa que muchos factores culturales y ambientales han determinado tener efecto en la aclimatación, siendo la longitud de este periodo acorde a las condiciones climáticas y culturales bajo las cuales las plantas se han adaptado.

A pesar que el crecimiento no fue el esperado, la pérdida de plantas se nulificó pudiendo mantener el mismo número de plantas a partir del trasplante a la fecha.

Asimismo consideramos que una de las condiciones que limitó el crecimiento longitudinal de las plantas, fue la emisión de brotes laterales inhibiendo su crecimiento al dividirse los nutrientes para la formación de nuevas hojas, que como se hablará más adelante si se encontraron diferencias significativas.

A pesar de no existir diferencias estadísticas, en cuanto a altura de plantas se refiere, podemos denotar en los datos obtenidos (Anexo 3) que los tratamientos en los cuales se aplicó un enraizador tuvieron mejor respuesta que en aquellos en los que no existió tal aplicación. Durante los primeros 45 días tuvieron mejor comportamiento aquellos que además de contener un regulador de crecimiento, se les adicionó alguna solución nutrimental (8). A partir de los 50 días se puede observar que el tratamiento consistente en

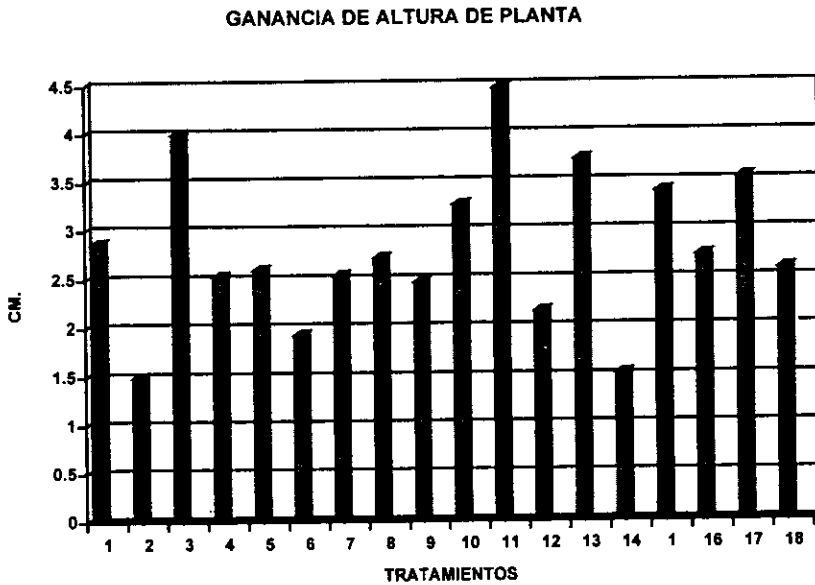
Tierra de hoja + Radix 10000, cuenta con mayor altura de planta que los otros tratamientos.

Por lo observado podemos decir que si bien las soluciones nutrimentales interactúan directamente en la adaptación de la planta, ésta continúa teniendo un crecimiento similar al efectuado *in vitro*; es decir, se presentan crecimientos exponenciales de hijuelos en lugar de seguir una formación específica a la planta trasplantada, es por ello que se tiene mayor altura de planta en aquellos en que se ha adicionado un enraizador (3), si bien en las etapas iniciales la tierra de hoja se manifestó bajo mejores características en el crecimiento de la planta, en las subsecuentes fue muy similar el comportamiento de ésta y el Peat moss (3 y 11), esto puede deberse, a que en un principio el vegetal tiene un tamaño pequeño y el área radicular tiene un desarrollo mínimo, al adicionar una solución nutrimental en un sustrato orgánico como tierra de hoja que presenta una menor retención de humedad que el Peat moss, existe un mayor número de espacios porosos libres, facilitando así una mayor absorción de ésta, que en aquellos sustratos con una mayor retención de humedad y al adicionar una solución nutrimental esta tiende a filtrarse, en este momento la planta no tiene un sistema radicular funcional (en las primeras etapas de aclimatación), por lo tanto no existe un aprovechamiento óptimo de la solución nutrimental, es conveniente que exista inicialmente una inducción en la formación radicular de la planta, para posteriormente adicionar una solución nutrimental, la cual será aprovechada con mayor eficiencia (Cuadro 8).

Cuadro 8 GANANCIA DE ALTURA DE LA PLANTA DURANTE EL EXPERIMENTO.

TRATAMIENTO	LECTURA INICIAL	LECTURA FINAL	INCREMENTO REAL (cm)
1	0.93	3.80	2.87
2	1.30	2.80	1.50
3	1.90	5.90	4.00
4	1.40	3.93	2.53
5	1.13	3.73	2.60
6	1.00	2.93	1.93
7	1.13	3.67	2.54
8	1.98	4.70	2.72
9	0.70	3.17	2.47
10	0.73	3.97	3.27
11	1.43	5.90	4.47
12	1.33	3.50	2.17
13	1.37	5.10	3.73
14	1.90	3.43	1.53
15	1.80	5.20	3.40
16	1.10	3.84	2.74
17	1.33	4.87	3.54
18	1.93	4.53	2.60

Gráfica 1.



Análisis de la Variable Número de hojas.

De acuerdo con los resultados obtenidos; se observó que lo referente a la variable número de hoja para la interacción ABC (sustrato + enraizador + solución nutritiva), (Anexo 18), durante esta evaluación se presentó el siguiente comportamiento.

Durante los periodos iniciales de evaluación (jul. - ago.). Se presentó como mejor tratamiento al 8 constituido por tierra de hoja + sol. # 1, así como los tratamientos 1 (testigo) y 11 (Peat moss + Radix + sol. # 1)

(Anexo 9), observándose una mejor respuesta de la planta en la tierra de hoja durante este periodo, esto pudo haberse presentado debido que al ser un material que presenta una ligera descomposición, aporta al medio nutrientes en forma asimilable, permitiéndole a la planta iniciar su actividad metabólica, sin ser tan drástico el proceso de aclimatación, creando una condición similar a la del cultivo *in vitro* (temperatura, medio rico en minerales, humedad relativa alta) este comportamiento se presentó posiblemente a que en la etapa inicial del proceso de aclimatación se debe considerar que al manejar un organismo heterótrofo obtenido *in vitro*, este debe pasar por un periodo de preadaptación a nivel laboratorio, como lo menciona Vázquez, (1994) donde dicha fase inicia con un descenso gradual de humedad relativa y temperatura manteniendo periodos constantes de luminosidad, dicho proceso requiere de un periodo aproximado de 2 a 4 semanas. Para el presente trabajo dicha fase se omitió y se llevó el experimento en forma directa sacando a la planta de su medio para establecerse en un sustrato definitivo y bajo condiciones de invernadero en una cámara de crecimiento.

Si bien el comportamiento del Peat moss fue ligeramente superado en las primeras evaluaciones, a partir de septiembre hasta el término del trabajo de aclimatación presentó características más favorables, que a la postre fueron determinantes para que este fuera considerado como el mejor sustrato, debido a sus características físico-químicas que posee tales como: absorción, retención de humedad, aireación, además que posee trazas de microelementos y ácidos húmicos (ácido indolacético) que favorece el desarrollo del sistema radicular, lo anteriormente descrito coincide con lo citado por Penningsfeld (1983), que menciona que los cultivos en turba se

desarrollan mejor, por ser un sustrato mullido y con gran número de espacios porosos que le permiten una mejor aireación; siendo el tratamiento 11 el que mayor número de hojas obtuvo con mejor apariencia física y sobresaliendo por encima del resto de los demás tratamientos.

A pesar de que la altura de planta presenta un crecimiento mínimo durante las primeras 3 evaluaciones de establecida la planta, si se puede observar que el número de hojas se incrementó para posteriormente generar un crecimiento en altura y determinar el aumento del dosel vegetativo, eso se debe a que el área foliar tuvo un incremento, disminuyendo la longitud del tallo, por otra parte al colocarse las zonas de demanda hacia la lámina foliar limitan de esta forma el crecimiento del tallo, así como un estrés ocasionado por falta de humedad en este periodo dio como respuesta la falta de crecimiento o marchites de hojas y tallos en algunas unidades experimentales.

Este comportamiento se corroboró al realizar las interacciones entre las variables de estudio A-B (sustrato + enraizador), A-C (sustrato + solución nutrimental), (anexos 11 y 12) presentando mejor respuesta aquellos tratamientos que contienen al Peat moss en combinaciones con un enraizador y solución nutrimental, en lo referente a los enraizadores y solución nutrimental en esta etapa se presentó al tratamiento 11 y 8, observándose en las primeras evaluaciones (jul.- ago.) que no se justifica la aplicación adicional de éstos, posiblemente esta respuesta se debe al aumento de la concentración de auxinas en el sustratos, especialmente el de Peat moss, que puede inhibir la inducción radicular *ex vitro*, ya que este sustrato presenta

trazas de reguladores de crecimiento, y la solución puede no ser absorbida adecuadamente al no tener un desarrollo radicular en esta etapa .

Podemos decir que desde el primer momento en el que la planta es extraída de su medio de cultivo ya posee raíces, pero estas no son funcionales, y aunque estas raíces persisten al ser trasplantadas a condiciones *ex vitro*, no hay una verdadera aportación a la planta por la poca presencia o nula de pelos radiculares, además de que llegan a morir por falta de humedad, se reitera que la planta en estas primeras etapas de establecido el experimento (alrededor de 45 días), aún guarda rasgos de ser un organismo heterótrofo, aunque el comportamiento de la planta parece ser normal.

Lo anteriormente descrito tiene mucha relación con el fenómeno de la concentración auxinas/citocininas, ya que un buen equilibrio de estas hormonas va a favorecer un buen desarrollo, debido a que estas poseen en forma particular características que actúan a diferentes concentraciones en la planta. La concentración de auxinas son bajas, expresadas en partes por millón (ppm) debido a la alta toxicidad que pueden ocasionar en el material vegetal. En general debe considerarse que el mayor efecto se logra a concentraciones altas cercanas a las que tienen efecto tóxico. Las concentraciones que promueven la formación de raíces en varias especies varían de 2000-10000 ppm. (Hartman, 1988).

La mezcla o uso simultáneo de varios productos hormonales de este tipo determinan un resultado más positivo, que el que reporta cada uno de ellos en forma independiente (Calderón, 1985; citado por Alonso, 1993).

En las evaluaciones posteriores (sep.- nov.) se observó que los tratamientos que poseían un enraizador como el Radix 10000, presentaban un desarrollo notorio que aquellos que no tenían o presentaban otro enraizador (anexo 10), destacando el tratamiento 3 (Peat moss + Radix + s/ sol.) y el tratamiento 11 (Peat moss + Radix + sol. # 1); dicho desarrollo se presentó mejor en aquellos tratamientos que tenían como sustrato al peat moss encontrando a su vez aquellos tratamientos que contienen reguladores de crecimiento, tuvieron un mejor dosel vegetal, mayor altura de planta y mejor sistema radicular desarrollado y vigoroso, lo que se vio reflejado en la ganancia de número de hojas y altura por planta (anexo 11).

La auxina más típica es el AIA (ácido indolacético) ya que promueve el desarrollo del tallo, división celular, control sobre la diferenciación vascular, dominancia apical e inducción radicular, aunque un exceso nos ocasiona la inhibición radicular, como se pudo observar en los tratamientos 2 y 4; F. Skoog y C.O. Miller, (citados por Bidwell, 1979), demuestra que la variación de las concentraciones relativas de 2 diferentes hormonas AIA y canotina determinan la producción de raíces en cultivo de tabaco, se necesita más auxina para el desarrollo radicular, H. Boustron; citado por Bidwell, (1979), ha sugerido que la auxina controla el crecimiento de la raíz a través de 2 efectos separados al encontrar que aquella acelera el crecimiento del ápice de la raíz, al principio, pero inhibe su expansión posterior, esta aparente dualidad, se puede deber al cambio de las concentraciones de otros factores de crecimiento como las citocininas. La parte crítica de la micropropagación es la aclimatación, donde el paso principal es la formación de raíces totalmente funcionales en una mezcla para maceta, a la vez de asegurar el

sistema de vástagos que se ha protegido de la desecación (Vázquez, 1994). De igual manera McClelland (citado por Vázquez, 1994), menciona que para la sobrevivencia de las plantas durante la aclimatación, es importante que se induzca a la formación de raíces, para poder darle mayor soporte a la planta para la formación posterior de hojas y tallos.

El adicionar una solución nutrimental presenta resultados favorables; aunque en un principio los resultados no son los esperados, al final se observan los beneficios que tiene el aplicar una solución nutrimental, como se comentó en un principio en las etapas iniciales de la aclimatación no es recomendable su aplicación, dada la nula o poca existencia de un sistema radicular activo de acuerdo con Vázquez, (1994).

La importancia de adicionar una solución nutrimental se basa en el principio en que las raíces absorben iones los cuales provienen de la disociación en el agua de sales minerales; de acuerdo con este principio, cada partícula de sal introducida en el agua, se disocia generando un par de iones de carga opuesta; tomando en cuenta lo anterior, la solución nutrimental debe ser una formulación equilibrada entre aniones y cationes, por eso es importante considerar el equilibrio de la solución (o polivalencia), para poder obtener un buen resultado.

De este modo podemos hacer énfasis que la sol. # 1 (constituida por macroelementos), puede deber su éxito a que en el sustrato Peat moss por las características antes descritas, así como por poseer trazas de nutrientes, hayan sido suficientes, a diferencia de la sol. # 2, cubriendo satisfactoriamente la

demanda nutricional de la planta en cantidad y grado de concentración de tal forma que el mejor resultado se presentó con el uso de la sol. # 1, esto puede corroborarse con la interacción A-C (anexo 12), en donde los mejores resultados se presentaron en combinación Peat moss + sol. # 1, reportándose en las primeras etapas al tratamiento 8 (tierra de hoja + sol. # 1) como uno de los mejores, esto puede deberse a las trazas que se encuentran en los fertilizantes usados como macroelementos. Como las plantas se encuentran en su desarrollo inicial, cubren su demanda satisfactoriamente, aunado a que la tierra de hoja presenta una ligera descomposición, nos permite tener una mayor cantidad de minerales al alcance del sistema radicular de la planta, actuando como depósito y reserva, más los aportados por la solución, almacenándolos y cediéndolos según las exigencias del cultivo.

En las evaluaciones posteriores (sep.- nov.) se observan los beneficios de aplicar una solución nutrimental, ya que se obtienen plantas más vigorosas y menos estresadas, ya que el adicionar una fuente externa de nutrientes la planta se ve obligada a iniciar o activar su metabolismo, aunque a nivel morfológico existen diferencias muy marcadas entre una planta obtenida *in vitro* y una aclimatada, como: plantas de menor tamaño, hojas suaves y blandas y nula o poca formación de ceras epicuticulares, lo cual se determinó por el escaso brillo de la lámina foliar. Al iniciar la aclimatación y adicionar un enraizador y solución nutrimental estas desventajas se ven disminuidas, hasta lograr de manera gradual un organismo autótrofo con hojas gruesas y lustrosas, tallos verdes y gruesos y con un sistema radicular autótrofo capaz de absorber y transportar nutrientes a la planta. Para corroborar lo anteriormente descrito se procedió a realizar la interacción B-C (enraizador +

solución nutrimental), (Anexo 13), encontrando el siguiente comportamiento; como mejor enraizador encontramos el Radix 10000 aunque en un principio el tratamiento 2 de esta interacción (s/enraizador + sol. # 1) fue mejor, si bien el tratamiento 4 (Radix + sol. # 1) obtuvo un mejor resultado final que el anterior, teniendo un sistema radicular más vigoroso y desarrollado (anexo 10) considerando que al aplicar una solución nutrimental la planta será beneficiada dado que en estos momentos cuenta con un sistema radicular activo y desarrollado, que a su vez tiene mayor área de captación de nutrientes, dicho comportamiento se ve reflejado en la altura de la planta y número de hojas.

La importancia de adicionar una solución nutrimental radica en tener un sistema radicular desarrollado para así poder garantizar la sobrevivencia y desarrollo de la planta, dicho avance se verá reflejado en su vigor, altura y dosel vegetativo como la fuente generadora de fotosintatos (Cuadro 9).

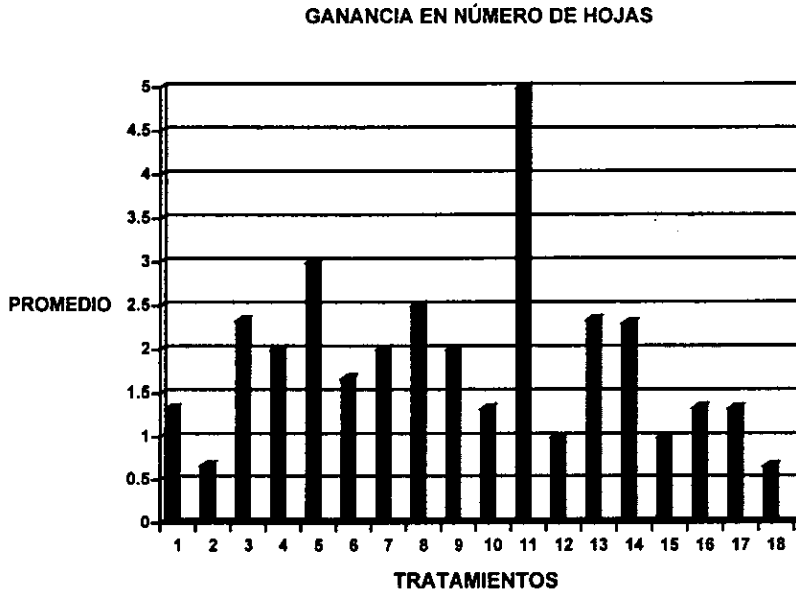
Cuadro 9. GANANCIA EN NÚMERO DE HOJAS DURANTE EL EXPERIMENTO.

TRATAMIENTO	LECTURA INICIAL	LECTURA FINAL	INCREMENTO REAL (Prom)
1	2.67	4.00	1.33
2	1.00	1.67	0.67
3	2.00	4.33	2.33
4	3.00	5.00	2.00
5	1.33	4.33	3.00
6	2.00	3.67	1.67

Continuación Cuadro 9			
7	1.67	3.67	2.00
8	4.00	6.50	2.50
9	3.00	5.00	2.00
10	2.00	3.33	1.33
11	2.00	7.00	5.00
12	2.33	3.33	1.00
13	0.33	2.67	2.34
14	2.70	5.00	2.30
15	2.33	3.33	1.00
16	2.33	3.67	1.34
17	3.00	4.33	1.33
18	3.67	4.33	0.66

En lo que respecta a los tratamientos que generaron el menor número de hojas y altura de planta en la interacción ABC se encontró: al tratamiento 2. (tierra de hoja + s/enraizador + s/sol.) testigo, y el tratamiento 18 (tierra de hoja + Raizone plus + sol. # 2) (Anexos 8 y 9) dado que al no tener trazas de reguladores de crecimiento ni el adicionárselos, el desarrollo vegetativo es lento, aunque el sustrato esté en descomposición, llega a crear condiciones favorables para el arraigo de la planta, pero esta tiene un desarrollo mínimo, así como poca retención de humedad, el sustrato es determinante ya que a lo largo del experimento la tierra de hoja tiende a compactarse y el adicionar una solución nutricional esta tiende a perderse por falta de retención de humedad así como por el poco o nulo desarrollo del sistema radicular reflejándose esto en la ganancia en altura y número de hojas.

Gráfica 2. GANANCIA EN NÚMERO DE HOJAS.



VI.- CONCLUSIONES.

- ◆ Para la presente investigación los objetivos planteados se cumplieron en su totalidad; de tal forma, la hipótesis es aceptada ya que, efectivamente, la combinación de los factores sustrato, estimuladores de enraizamiento, y solución nutrimental, tuvo efectos favorables obteniendo una planta tipo en menor tiempo.
- ◆ De manera general las plantas que se establecieron en un sustrato Peat moss + Agrolita, y se les aplicó solución nutrimental presentan un mejor desarrollo que aquellos que se plantaron en tierra de hoja y no se les adicionó una solución nutrimental.
- ◆ El mejor sustrato es el Peat moss + Agrolita debido a las características físico-químicas que presenta la mezcla; como la capacidad que tiene para retener humedad, la porosidad para mantener una buena aireación, además de la facilidad que tiene dicho sustrato para el buen desarrollo radicular en especies de raíz carnosa como en el caso del anturio.
- ◆ La aplicación de estimuladores de enraizamiento para la fase de aclimatación es necesario porque origina raíces funcionales en sus primeras etapas facilitando el paso de un estado heterótrofo a autótrofo; el uso de estimuladores con altas concentraciones de ingrediente activo favorece la inducción radicular en corto tiempo, siendo el Radix 10000 mejor que el Raizone Plus debido a que presentó resultados menos

favorables; esto puede deberse a diversos factores, como la concentración, del origen de su ingrediente activo.

- ◆ La solución nutrimental # 1 (macronutrientes) fue la mejor, dado que la planta ya tiene la capacidad de absorber nutrientes, por poseer un sistema radicular activo (*in vivo*) capaz de sustentar a la planta durante su etapa de crecimiento y aclimatación, pero no es necesaria la aplicación de ésta en las primeras etapas (45 días) por su escaso aprovechamiento.
- ◆ En la interpretación de las variables de estudio se encontró al tratamiento 11 (Peat moss / Agrolita + Radix 10000 + sol. # 1) como el mejor en comparación con el resto de los tratamientos en estudio, por lo que se considera que la interacción de los factores incide directamente en el establecimiento de las plantas de anturio propagadas *in vitro*.

VII.- BIBLIOGRAFÍA

- Acosta, R. Ma. C. (1993). Efecto del NH_4NO_3 en la micropropagación de fresa y su relación en la aclimatación con base en su capacidad fotosintética . Colegio de Posgraduados, Chapingo, México.
- Alonso, R.M.D. (1993). Empleo de 3 enraizadores comerciales (Radix 1500, Radix 10000 y Raizone Plus) en la multiplicación de *Tamarix* spp. en el ex - vaso de Texcoco. Edo. de Mex. Tesis de Licenciatura. UNAM - FES - Cuautitlán. México.
- Ammirato, P.V. Evans, D.A., Sharp, W.R. and Bajaj.Y.P.S. (1990). Handbook of plant cell culture. Vo 15 Ornamental species. Mc graw-Hill Publishing company. U .S. A.
- Arellano, O.G. y González, B. S. (1985). El efecto del recipiente, intensidad de luz y microambiente en el establecimiento a suelo de *Fragaria X anassa* Dush y *Prunus cerasifera*, obtenida *in vitro*. Tesis de Licenciatura, UNAM, FES- Cuautitlán, México, 122p.
- Bailey, L. H. (1977) Manual of cultivated plants. Mc Millan publishing Co. Ing. New York. pp 184-185.
- Bidwell R.G.S., (1979), Fisiología Vegetal, Primera edición, A .G.T. Editor México D.F.
- Barba, A .A . (1994). Reguladores del crecimiento vegetal. Editorial Trillas.México.

Caballero, R.M. y Jiménez, M.R. (1990). Cultivo industrial de las plantas en maceta, De. Reus, España.

Conover, C.A. and Poole, R.T. (1981). Influence of light and fertilizer levels and fertilizer source on foliage plants maintained under interior environment for one year. J. Amer Hort. Sci. 106 :571-574.

Conover, C.A. (1984). Acclimatization of indoor foliage plants in. Horticultural review. J. Janick (Editorial). Westport, Connecticut. AVI. Vol.6, pp 119-154.

Croat, T.B. (1983). A revision of the genus *Anthurium* (Araceae) of México and Central América Annals of the Missouri Botanical garden. 70 :211-220.

Cruz, P. F. (1983) Propagación *in vitro* de Manzano (*Malus pumila* Mill). Tesis de Licenciatura .UNAM, FES-Cuautitlán, México.

Debergh, P.C. and Zimmerman, R.H. (1991). Micropropagation. Technology and Application. Kluwer Academic Publisher. Dondrecht Netherlads. 219p.

Diccionario de especialidades agroquímicas PLM (1994). DEAQ. Edición 5 México. pp 565-567.

Donnelly, D.J. W.E. Vidaver and K.Y. Lee (1985). The Anatomy of tissue cultured red raspberry prior to and after transfer to soil, plant cell tissue and organ culture. 4 : 30-50.

Escudero, G.F. y Ramírez, Y.M. (1986) Propagación de *Anthurium andreanum* Lind. *in vitro*. México p 3-12.

García, P.A.(1996). Regeneración de Plantas de Anturio (*Anthurium andreanum* Lind) a diferentes niveles de Citocinina 6- Bencil aminopurina *in vitro*. Tesis de Licenciatura.UNAM.FES-Cuautitlán México.63p.

Gausman H.W. (1991). Plant Biochemical Regulators. Marcel Dekeer, inc. U.S.A.

Geier,T. (1986). Factor afecting plant regeneration from leaf segments of *Anthurium andreanum* (Araceae) culture *in vitro*. Plant cell tissue and organ culture.6 :115-125.

----- (1990). *Anthurium* in. Ammirato,P.V., Evans,D.A., Sharp,W.R. and Bajaj, Y.P.S. (Eds) Handbook of plant cell culture. Vol 5 Ornamental species. McGraw-Hill. Publishing company,N.Y. P 228-252.

Granados, F.J.C. (1991). Cultivo *in vitro* de embriones inmaduros de un híbrido de Vainilla (*Vanilla planifolia X Vanilla pompona*) y Aclimatación. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados, Chapingo, México.

González, V.S. y Granados, L.J.L. (1990). Respuesta del pepino (*Cucumis sativus* L.) a diferentes fertilizantes fosfatados, bajo el sistema hidroponico por subirrigación. Tesis de Licenciatura. UNAM - FES - Cuautitlán. México.

Hartman, H.T.; et al (1988) Plant, Science, Growth development and utilization. Edita. Prentice Hall.

Hartman H.T. Kester, D.E. and Davis, F.T. (1990).Plant propagation Principles and Practices. Prentice Hall Career and Technology. Englewood Clifts, New Jersey.

Hata, T.Y. ; Hara, A.H. and Nayao, M.A.,Hu,B.K.S.(1994). Hot Water treatment and Indole 3-Butiric Acid stimulates rooting and shoot development of tropical ornamental cutting. University of Hawaii, Hortecchnology. 4 :21, 59-162.

Higaki,T, and Watson, D.P. (1972). Anthuriums.culture in Hawaii University of Hawaii. Cooperative Extension Service Circular. 420. P.20.

Higaki,T. Imarmura, J.S and Paull, R.C. (1992). N, P, and K rates and leaf tissue standars for optimun *Anthurium andreanum* flowers produccion. College of Tropical Agriculture and Human Recurses. University of Hawaii.

Hurtado, M.D.V. y Merino, M.M.E.(1994). Cultivo de Tejidos Vegetales. Editorial Trillas. Mèxico. 232p.

Hussey, G. (1986). Vegetative propagations of plants by tissue culture In : Plant Cell culture Technology M.M. Yeoman (Eds). London Blacwell. Vol. 23. Pp 45-46.

Juárez, H. Ma. J. (1988).Desarrollo del Cultivo de Fresa (*Fragaria x ananassa* Duch). en Hidroponia apartir de plantas propagadas *in vitro*. Tesis Maestría. Colegio de Posgraduados, Chapingo, Mex. 143p.

National plant food institute. (1993). Manual fertilizantes, De. UTEHA, México.

Margara, J. (1988). Multiplicación Vegetativa y cultivo *in vitro*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.

Martinez, M.F. (1994) Manual Básico de Sustratos, México D .F. 30p.

----- (1995). Manual Básico de Diseño y Construcción y Operación de Invernaderos y Viveros, México D.F. 82p.

Mendoza, G.E.(1994). Agrobiotecnología, Editorial. Iberoamericana, UACH. México.

Murgia, G.J.(1991). El Cultivo de Anturios (*Anthurium andreanum* Linden). Memoria del Segundo Congreso Nacional sobre Horticultura Ornamental, UPAEP-SEP-Puebla. México. p.10.

Ochoa, F.L.M. (1983) Efecto de AIB, ANA y carbón activado sobre el enraizamiento de fresa *in vitro*. Tesis de Licenciatura. UNAM - FES - Cuautitlán. México.

Orozco, R.R.S. (1993). Propagación *in vitro* de la papa y su adaptación al invernadero. Tesis de Maestría . Colegio de Posgraduados, Chapingo, México.

Pennigsteld, F. y Kurzmann, P. (1983). Cultivos hidropónicos en turba, 2a. edición, Ed. Mundi-prensa, Madrid España.

Plancarte, M. M. (1994). Evaluación de Efecto de ANA y K a diferentes dosis en la proliferación de Brotes de *Lilium longiflorum in vitro*. Tesis Licenciatura. UNAM. FES Cuautitlán México.

Pierik, R.L.M. (1976). *Anthurium andreanum* Plantles producen from callus tissues cultivated *in vitro* . *physiol. plant.* 37: 80-82.

------(1979). Regeneration of leaf explants of *Anthurium andreanum* Lind. *in vitro*, Department of Horticulture Netherland.

------(1990). Cultivo *in vitro* de las plantas superiores, Editorial mundi-prensa.

-----and Steehmans, H.H.M. (1976). Vegetative Propagation of *Anturium scherztrianum* Schott. through callus cultures *scientia horticulturae*. 4: 291-292.

Resh, H.M. (1992). Cultivos hidropónicos, De. Mundi-prensa, Madrid, España.

Rodríguez, S. T. (1990). Fertilizantes (Nutrición vegetal). Editorial LIMUSA. México. D.F.

Rojas, G. M. (1987). Control Hormonal del Desarrollo de las Plantas. 1^{ra} edición. Editorial LIMUSA. México. D. F.

Rosel, M. C. y Villalobos, A. V. (1991). Fundamentos teóricos prácticos del cultivo de tejidos vegetales. Editorial FAO. Roma, Italia.

Vázquez, V.S. (1994). Cambios morfológicos, anatómicos y fisiológicos en plantas aclimatadas de anturio y orquídeas. Tesis de Maestría. Colegio de Posgraduados, Chapingo, México, 77p.

Vidalie, H. (1986). Cultivo *in vitro*. Editorial Científica. México D. F.

Weaver, J. R. (1985). Reguladores del crecimiento de las plantas , Editorial Trillas. 545 p. México.

A N E X O S

ANEXO # 1 SUSTRATO VARIABLE ALTURA DE PLANTA

TRATAMIENTOS	PEAT MOSS	TIERRA DE HOJA
JULIO	1.319	1.407
AGOSTO	1.441	1.422
SEPTIEMBRE	3.330	2.511
OCTUBRE	4.319	3.470
NOVIEMBRE	4.685	3.677

ANEXO # 2 SUSTRATO VARIABLE NUMERO DE HOJAS

TRATAMIENTOS	PEAT MOSS	TIERRA DE HOJA
JULIO	2.148	2.741
AGOSTO	2.815	2.778
SEPTIEMBRE	3.296	3.037
OCTUBRE	3.889	3.593
NOVIEMBRE	4.074	3.889

ANEXO # 3 ENRAIZADOR VARIABLE ALTURA DE PLANTA

TRATAMIENTOS	S/ENRAIZADOR	RADIX 10 000	RAIZONE PLUS
JULIO	1.13	1.52	1.44
AGOSTO	1.23	1.61	1.61
SEPTIEMBRE	2.53	3.17	3.07
OCTUBRE	3.37	4.52	3.79
NOVIEMBRE	3.63	4.78	4.46

ANEXO # 4 ENRAIZADOR VAR. No. HOJAS

TRATAMIENTOS	S/ENRAIZADOR	RADIX 10 000	RAIZONE PLUS
JULIO	2.78	2.44	2.11
AGOSTO	3.56	2.61	2.22
SEPTIEMBRE	3.00	3.44	3.06
OCTUBRE	3.89	3.50	3.83
NOVIEMBRE	4.06	3.78	4.11

ANEXO # 5 SOLUCION NUTRIMENTAL VAR. ALTURA DE PLANTA

TRATAMIENTOS	S/SOLUCION	S/MACROS	M + MICROS
JULIO	1.28	1.54	1.27
AGOSTO	1.46	1.59	1.39
SEPTIEMBRE	2.76	3.06	2.94
OCTUBRE	3.77	4.07	3.85
NOVIEMBRE	3.79	4.43	4.36

ANEXO # 6 SOLUCION NUTRIMENTAL VAR. No. DE HOJAS

TRATAMIENTOS	S/SOLUCION	S/MACROS	M + MICROS
JULIO	2.22	2.39	2.72
AGOSTO	2.83	2.89	2.67
SEPTIEMBRE	3.22	3.28	3.00
OCTUBRE	3.78	3.67	3.78
NOVIEMBRE	3.78	4.17	4.00

ANEXO # 7 LONGITUD DE RAICES

TRATAMIENTOS	S/ENRAIZADOR	RADIX 10 000	RAIZONE PLUS
ENRAIZADOR	7.37	9.00	5.58 C
SOL. NUTRIMENTAL	4.00	3.33	3.83 C

ANEXO # 7.A NUMERO DE RAICES

TRATAMIENTOS	S/ENRAIZADOR	RADIX 10 000	RAIZONE PLUS
ENRAIZADOR	1.00	1.00	1.00 C
SOL. NUTRIMENTAL	4.17	5.00	4.00 C

ANEXO # 8 ALTURA DE PLANTA

JULIO		AGOSTO	SEPTIEMBRE	OCTUBRE	NOVIEMBRE
TRAT	CM	CM	CM	CM	CM
1	0.93	1.10	1.73	3.57	3.80
2	1.30	1.30	2.27	2.77	2.80
3	1.90	2.10	4.10	5.90	5.90
4	1.40	1.40	3.07	3.93	3.93
5	1.13	1.70	2.97	3.63	3.73
6	1.00	1.37	2.43	2.70	2.93
7	1.13	1.13	2.70	3.43	3.67
8	1.94	1.97	3.20	4.17	4.70
9	0.70	1.40	2.53	2.87	3.17
10	0.73	0.87	2.73	3.40	3.97
11	1.43	2.07	3.90	5.20	5.90
12	1.33	1.57	1.97	3.40	3.50
13	1.37	1.53	4.13	5.00	5.10
14	1.90	1.90	2.13	3.20	3.43
15	1.80	1.80	4.00	5.13	5.20
16	1.10	1.27	2.00	3.47	3.84
17	1.33	1.80	3.60	4.03	4.87
18	1.93	1.41	2.80	4.20	4.53

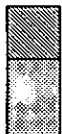


EL QUE MAS DESTACO DEL MES

EL QUE MENOS DESTACO DEL MES

ANEXO #9 NUMERO DE HOJAS (NH).

JULIO		AGOSTO	SEPTIEMBRE	OCTUBRE	NOVIEMBRE
TRAT	NH	NH	NH	NH	NH
1	2.67	3.67	3.67	4.00	4.00
2	1.00	0.67	1.33	2.33	1.67
3	2.00	2.33	3.67	4.00	4.33
4	3.00	3.33	5.33	4.00	5.00
5	1.33	2.00	4.00	3.67	4.33
6	2.00	2.00	2.33	3.67	3.67
7	1.67	2.33	3.00	3.33	3.67
8	4.00	5.00	5.70	6.00	6.50
9	3.00	3.67	3.00	4.67	5.00
10	2.00	2.00	2.67	3.00	3.33
11	2.00	4.00	5.50	6.50	7.00
12	2.33	2.67	2.67	2.67	3.33
13	0.33	1.00	1.67	2.00	2.67
14	2.70	3.00	4.00	4.70	5.00
15	2.33	2.67	3.00	3.33	3.33
16	2.33	2.33	3.00	3.33	3.67
17	3.00	3.00	3.33	4.33	4.33
18	3.67	2.33	3.00	4.00	4.33



EL QUE MAS DESTACO DURANTE EL MES

EL QUE MENOS DESTACO DURANTE EL MES

ANEXO # 10 RAICES

TRATAMIENTO	LONGITUD DE RAICES	No. RAICES
1	9.00	4
2	5.50	2
3	9.50	6
4	8.50	6
5	6.00	3
6	6.00	3
7	6.50	5
8	8.20	6
9	9.00	4
10	4.00	3
11	11.00	7
12	7.00	4
13	8.50	6
14	3.50	3
15	7.50	5
16	9.00	5
17	5.50	4
18	4.00	3

 **EL QUE MAS DESTACO**
 **EL QUE MENOS DESTACO**

VARIABLE NUMERO DE HOJAS**ANEXO # 11 INTERACCION (AB) SUSTRATO + ENRAIZADOR**

TRATAMIENTO	VALOR
PEAT MOSS + S/ENRAIZADOR	4.11
PEAT MOSS + RADIX	4.11
PEAT MOSS + RAIZONE	3.78
TIERRA DE HOJA + S/ENRAIZADOR	4.00
TIERRA DE HOJA + RADIX	3.78
TIERRA DE HOJA + RAIZONE	3.78

VARIABLE NUMERO DE HOJAS.**ANEXO # 12 INTERACCION (AC) SUSTRATO + SOLUCION NUTRIMENTAL.**

TRATAMIENTO	VALOR
PEAT MOSS + S/SOLUCION	4.11
PEAT MOSS + SOLUCION 1	4.22
PEAT MOSS + SOLUCION 2	3.22
TIERRA DE HOJA + S/SOLUCION	3.44
TIERRA DE HOJA + SOLUCION 1	5.00
TIERRA DE HOJA + SOLUCION 2	3.78

VARIABLE NUMERO DE HOJAS**ANEXO # 13 INTERACCION (BC) ENRAIZADOR + SOLUCION**

TRATAMIENTO	VALOR
S/ENRAIZADOR + S/SOLUCION	2.67
S/ENRAIZADOR + SOLUCION 1	5.33
S/ENRAIZADOR + SOLUCION 2	3.17
RADIX + S/SOLUCION	4.67
RADIX + SOLUCION 1	4.17
RADIX + SOLUCION 2	3.50
RAIZONE + S/SOLUCION	4.00
RAIZONE + SOLUCION 1	4.00
RAIZONE + SOLUCION 2	4.33

VARIABLE ALTURA DE PLANTA**ANEXO # 14 INTERACCION (AB) SUSTRATO + ENRAIZADOR**

TRATAMIENTO	VALOR
PEAT MOSS + S/ENRAIZADOR	3.54
PEAT MOSS + RADIX	5.82
PEAT MOSS + RAIZONE	4.69
TIERRA DE HOJA + S/ENRAIZADOR	3.71
TIERRA DE HOJA + RADIX	3.75
TIERRA DE HOJA + RAIZONE	3.63

**VARIABLE ALTURA DE PLANTA
ANEXO # 15 INTERACCION (AC) SUSTRATO + SOLUCION NUTRIMENTAL.**

TRATAMIENTO	VALOR
PEAT MOSS + S/SOLUCION	4.48
PEAT MOSS + SOLUCION 1	4.98
PEAT MOSS + SOLUCION 2	4.60
TIERRA DE HOJA + S/SOLUCION	3.10
TIERRA DE HOJA + SOLUCION 1	3.88
TIERRA DE HOJA + SOLUCION 2	4.11

ANEXO # 16 TEMPERATURA Y HUMEDAD RELATIVA PROMEDIOS DURANTE EL EXPERIMENTO

MES	TEMPERATURA (° C)	HUMEDAD RELATIVA (%)
JULIO	27	63.8
AGOSTO	29	60.5
SEPTIEMBRE	30	60.0
OCTUBRE	28	61.0
NOVIEMBRE	24	62.5

Anexo 17. SUMA DE CUADRADOS DE LA VARIABLE ALTURA DE PLANTA DE ANTURIO EN FASE DE ACLIMATACIÓN.

FTE.	G.L.	1	2	3	4	5	6	7	8
A	1	0.735 ns	0.623 ns	0.107 ns	0.001 ns	0.190 ns	9.045 ns	9.711 ns	13.19 ns
B	2	0.157 ns	0.122 ns	0.770 ns	0.299 ns	0.869 ns	2.136 ns	6.114 ns	6.027 ns
AB	2	0.497 ns	0.429 ns	1.090 ns	0.519 ns	0.454 ns	5.325 ns	4.500 ns	5.677 ns
C	2	0.027 ns	0.221 ns	0.419 ns	0.089 ns	0.176 ns	0.398 ns	0.432 ns	2.205 ns
AC	2	0.041 ns	0.134 ns	0.311 ns	0.276 ns	0.146 ns	0.919 ns	1.042 ns	0.993 ns
BC	4	0.089 ns	0.189 ns	0.684 ns	0.501 ns	0.313 ns	1.185 ns	1.539 ns	1.369 ns
ABC	4	0.047 ns	0.070 ns	0.138 ns	0.372 ns	0.390 ns	0.465 ns	0.760 ns	1.417 ns

A: Sustrato

ns: diferencia no significativa

B: Estimulador de enraizamiento

*: diferencia significativa

C: Solución nutrimental

** : Diferencia altamente significativa

Anexo 18. SUMA DE CUADRADOS DE LA VARIABLE NUMERO DE HOJAS DE ANTURIO EN FASE DE ACLIMATACIÓN.

FTE	GL	1	2	3	4	5	6	7	8
A	1	4.167 ns	2.241 ns	4.741 *	0.667 ns	0.019 ns	0.907 ns	1.185 ns	0.463 ns
B	2	0.241 ns	4.741 ns	2.000 ns	6.056 ns	8.463 *	1.056 ns	0.796 ns	0.574 ns
AB	2	0.500 ns	0.963 ns	2.296 ns	4.398 ns	6.685 *	0.130 ns	0.796 ns	0.796 ns
C	2	0.241 ns	0.352 ns	1.167 ns	0.722 ns	0.241 ns	0.389 ns	0.074 ns	0.685 ns
AC	2	0.500 ns	2.463 ns	10.35 **	8.389 **	24.02 **	4.796 *	7.630 **	7.463 **
BC	4	1.324 ns	1.657 ns	3.583 ns	0.444 ns	1.796 ns	6.028 *	5.407 *	6.991 *
ABC	4	0.583 ns	2.102 ns	3.657 ns	4.278 *	8.352 **	4.269 *	4.574 *	5.880 *

Características de los enraizadores utilizados:

Radix F 10000:

Acido indol-3-butirico.....10,000 ppm
Acido naftalen-acético..... 300 ppm
N-triclorometilmercapto-4-
ciclohexen-1,2 dicarboximida 40,000 ppm.

Es un producto para promover y acelerar el crecimiento de las raíces en la reproducción de plantas de tallo herbáceo.

Raizone Plus.

Alfanaftilacetamida no menos de ----- 120000 ppm
Acido indol-3-butírico no menos de ----- 600 ppm
ThiramDisulfuro de tetrametiltiuram no
menos de ----- 50000 ppm

(Diccionario de especialidades agroquímicas, PLM, 1994)