

15
2ej

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLAN



EFFECTO DEL LESIONADO, CONCENTRACION DE
ACIDO INDOL-3-BUTIRICO (AIB) Y TIEMPO DE
INMERSION SOBRE EL ENRAIZAMIENTO DE
ESQUEJES DE *Gypsophila paniculata* L. VAR.
PERFECTA

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:
INGENIERO AGRICOLA
P R E S E N T A N:
MARTIN JAIME FLORES VELAZQUEZ
OFELIA NEGRETE DIAZ

Director de Tesis: Ing. Jorge A. Trejos Madrigal
Coasesor de Tesis: Ing. Gregorio Arellano Ostoa

CUAUTITLAN IZCALLI, EDO. DE MEX.

1991





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 está 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.

I N D I C E

	Pag.
Lista de cuadros	IV
Lista de figuras	VI
Lista de anexos	VIII
Resumen	1
I. Introducción	3
Objetivos	6
Hipótesis	6
II. Revisión de Literatura	8
2.1 Propagación asexual	8
2.1.1 Importancia	8
2.1.2 Propagación por esquejes	9
2.2 Anatomía y fisiología de la formación de raíces adven- ticias en herbáceas	9
2.2.1 Fundamentos anatómicos de la formación de raí- ces adventicias	10
2.2.2 Relaciones de la anatomía con el enraizamiento.	12
2.2.3 Fundamentos fisiológicos de la formación de raí- ces adventicias	13
2.2.3.1 Fitohormonas	13
a) Auxinas	14
b) Etileno	15

c) Giberelinas	17
d) Citocininas	17
e) Acido abscisico	18
2.2.4 Cambios bioquimicos asociados con el desarrollo de raices adventicias	19
2.2.5 Cofactores de enraizamiento	21
2.3 Factores que influyen en el enraizamiento	23
2.3.1 Planta madre	23
2.3.1.1 Edad	24
2.3.1.2 Sanidad	26
2.3.1.3 Nutrición	27
2.3.2 Especie y variedad	28
2.3.3 Hojas y yemas	30
2.3.4 Condiciones ambientales	32
2.3.4.1 Temperatura	32
2.3.4.2 Luminosidad	35
2.3.4.3 Humedad	38
2.3.5 Epoca	40
2.3.6 Sustrato	42
2.3.7 Reguladores del crecimiento	45
2.3.7.1 Métodos de aplicación	48
2.3.8 Tratamientos adicionales	50
2.3.8.1 Tratamiento con vitaminas	50
2.3.8.2 Tratamiento con nutrientes minerales	51

2.4	Empleo de Lesionados para mejorar el enraizamiento ...	52
2.4.1	Lesionado mecánico	53
2.4.2	Lesionado químico	54
2.5	Propagación de la <u>Gypsophila paniculata</u> L.	56
2.5.1	Semilla	56
2.5.2	Injerto	57
2.5.3	Cultivo de tejidos	58
2.5.4	Esquejes	59
III.	Materiales y Métodos	61
3.1	Localización	61
3.2	Planta madre	61
3.3	Enraizadora	62
3.4	Primer experimento	62
3.5	Segundo experimento	66
IV.	Resultados y Análisis	70
4.1	Primer experimento	70
4.2	Segundo experimento	81
V.	Discusión	96
VI.	Conclusiones	101
VII.	Sugerencias	102
VIII.	Bibliografía	103
IX.	Anexos	114

LISTA DE CUADROS

		Pag.
Cuadro 1.	Tratamientos totales del primer experimento, producto de las combinaciones posibles de acuerdo al diseño experimental	65
Cuadro 2.	Tratamientos totales del segundo experimento, producto de las combinaciones posibles de acuerdo al diseño experimental	69
Cuadro 3.	Comparación de medias para el efecto del lesionado en la variable número de esquejes enraizados. Experimento 1	72
Cuadro 4.	Comparación de medias para el efecto de la interacción del lesionado con la concentración de AIB en la variable número de esquejes enraizados. Experimento 1	72
Cuadro 5.	Comparación de medias para el efecto del lesionado en la variable número de raíces primarias. Experimento 1	75
Cuadro 6.	Comparación de medias para el efecto del lesionado en la variable longitud del sistema radical. Experimento 1	75
Cuadro 7.	Comparación de medias para el efecto del lesionado en la variable diámetro del sistema radical. Experimento 1	77
Cuadro 8.	Resultados finales promedio por esqueje, obtenidos para cada una de las variables del primer experimento .	80
Cuadro 9.	Comparación de medias para el efecto de la concentración de AIB en la variable número de esquejes enraizados. Experimento 2	83
Cuadro 10.	Comparación de medias para el efecto de la concentración de AIB, en la variable número de raíces primarias Experimento 2. Después de 31 días	87

Cuadro 11.	Comparación de medias para el efecto del lesionado, - concentración de AIB y la interacción de ambos, en - la variable longitud del sistema radical. Experi men to 2. Después de 31 días	88
Cuadro 12.	Comparación de medias para el efecto del lesionado y concentración de AIB, en la variable diámetro del - sistema radical. Experimento 2. Después de 31 días	88
Cuadro 13.	Resultados finales, promedio por esqueje, obtenidos para cada una de las variables del segundo experi men to	95

LISTA DE FIGURAS

	Pag.
Figura 1. Porcentaje de esquejes enraizados de <u>Gypsophila paniculata</u> L. var. "Perfecta", obtenido para cada uno de los tratamientos. Después de 32 días. Experimento 1	71
Figura 2. Efecto del lesionado sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical, en esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L., var. "Perfecta". Después de 32 días. Experimento 1	74
Figura 3. Efecto del lesionado y concentración de AIB con un tiempo de inmersión de 30 segundos, sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L., var. "Perfecta". Después de 32 días. Experimento 1	76
Figura 4. Efecto del lesionado y concentración de AIB con un tiempo de inmersión de 60 segundos, sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L., var. "Perfecta". Después de 32 días. Experimento 1	78
Figura 5. Porcentaje de esquejes enraizados de <u>Gypsophila paniculata</u> L. var. "Perfecta" obtenidos para cada uno de los tratamientos. Después de 31 días. Experimento 2	82
Figura 6. Efecto del lesionado sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L., var. "Perfecta". Después de 31 días. Experimento 2	85
Figura 7. Efecto de la concentración de AIB sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L., var. "Perfecta". Después de 31 días. Experimento 2	86
Figura 8. Efecto del tiempo de inmersión en AIB de los esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L., var. "Perfecta" sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical. Después de 31 días. Experimento 2.	91

- Figura 9. Efecto de la interacción entre el lesionado y la concentración de AIB sobre la longitud del sistema radical en esquejes de Gypsophila paniculata L., var. -- "Perfecta". Después de 31 días. Experimento 2 92
- Figura 10. Peso seco promedio de las raíces de Gypsophila paniculata L., var. "Perfecta", para cada uno de los tratamientos. Después de 31 días. Experimento 2 94

LISTA DE ANEXOS

	Pag.
Anexo 1. Cuadro sobre la importancia de material vegetativo de <u>gypsophila</u> var. "Perfecta"	115
Anexo 2. Análisis de varianza para la variable número de esquejes enraizados. Experimento 1	116
Anexo 3. Análisis de varianza para la variable número de raíces primarias. Experimento 1	116
Anexo 4. Análisis de varianza para la variable longitud del sistema radical. Experimento 1	117
Anexo 5. Análisis de varianza para la variable diámetro del sistema radical. Experimento 1	117
Anexo 6. Porcentaje de esquejes enraizados de <u>Gypsophila paniculata</u> L. var. "Perfecta", obtenido con el efecto de la concentración de AIB. Experimento 1. Después de 32 días	118
Anexo 7. Porcentaje de esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L. var. "Perfecta" obtenido con el efecto del tiempo de inmersión en AIB. Experimento 1. Después de 32 días	118
Anexo 8. Efecto de la concentración de AIB sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L. var. "Perfecta". Experimento 1. Después de 32 días	119
Anexo 9. Efecto del tiempo de inmersión en AIB de los esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L. var. "Perfecta" sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical. Experimento 1. Después de 32 días.	120
Anexo 10. Análisis de varianza para la variable número de esquejes enraizados. Experimento 2	121
Anexo 11. Análisis de varianza para la variable número de raíces primarias. Experimento 2. Después de 31 días ..	121

Anexo 12.	Análisis de varianza para la variable longitud del sistema radical. Experimento 2. Después de 31 días	122
Anexo 13.	Análisis de varianza para la variable diámetro del sistema radical. Experimento 2. Después de 31 días	122
Anexo 14.	Análisis de varianza para la variable número de raíces primarias. Experimento 2. Después de 23 días.	123
Anexo 14a	Comparación de medias para el efecto de la concentración de AIB en la variable número de raíces primarias. Experimento 2. Después de 23 días.....	123
Anexo 15.	Análisis de varianza para la variable longitud del sistema radical. Experimento 2. Después de 23 días	124
Anexo 15a	Comparación de medias para el efecto del lesionado y - concentración de AIB en la variable longitud del sistema radical. Experimento 2. Después de 23 días	124
Anexo 16.	Análisis de varianza para la variable diámetro del sistema radical. Experimento 2. Después de 23 días	125
Anexo 16a	Comparación de medias para el efecto del lesionado y - concentración de AIB en la variable diámetro del sistema radical. Experimento 2. Después de 23 días.....	125
Anexo 17.	Análisis de varianza para la variable número de raíces primarias. Experimento 2. Después de 15 días.....	126
Anexo 17a	Comparación de medias para el efecto del lesionado y - concentración de AIB en la variable número de raíces primarias. Experimento 2. Después de 15 días	126
Anexo 18.	Análisis de varianza para la variable longitud del sistema radical. Experimento 2. Después de 15 días	127
Anexo 18a	Comparación de medias para el efecto del lesionado en la variable longitud del sistema radical. Experimento 2. Después de 15 días	127
Anexo 19.	Análisis de varianza para la variable diámetro del sistema radical. Experimento 2. Después de 15 días	128

Anexo 19a	Comparación de medias para el efecto del lesionado en la variable diámetro del sistema radical. Experimento 2. Después de 15 días	128
Anexo 20.	Efecto del lesionado sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L., var. "Perfecta". Experimento 2. Después de 15 días	129
Anexo 21.	Efecto de la concentración de AIB sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L., var. "Perfecta". Experimento 2. Después de 15 días	130
Anexo 22.	Efecto del tiempo de inmersión en AIB de los esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L., var. "Perfecta", sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical. Experimento 2. Después de 15 días .	131
Anexo 23.	Efecto del lesionado sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L., var. "Perfecta". Experimento 2. Después de 23 días	132
Anexo 24.	Efecto de la concentración de AIB sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L., var. "Perfecta". Experimento 2. Después de 23 días	133
Anexo 25.	Efecto del tiempo de inmersión en AIB de los esquejes de <u>Gypsophila paniculata</u> L., var. "Perfecta" sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical. Experimento 2. Después de 23 días .	134

R E S U M E N

El enraizamiento de Gypsophila paniculata L. var. "Perfecta" ha sido poco estudiado y entre los propagadores regionales se han obtenido bajos porcentajes de enraizamiento, que quizás se debe a que los esquejes presentan una banda de esclerenquima que dificulta la emergencia de las raíces. Por esta razón, se realizaron 2 experimentos en los que se probaron 2 lesionados, uno químico con (H_2SO_4) 1N y otro mecánico con 4 incisiones en la base del esqueje; además, de diferentes concentraciones de AIB (ácido indol-3-butírico) y tiempos de inmersión.

En los 2 experimentos el lesionado mecánico (incisiones) provocó un fácil y rápido enraizamiento, siendo determinante para lograr mejores resultados en cuanto a porcentaje de esquejes enraizados, número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical.

La aplicación de AIB fue importante para complementar la acción del lesionado, siendo 1000 y 3000 ppm las de mejores resultados en todas las variables evaluadas para el primer experimento, y 3000 y 5000 ppm las que consiguieron mejores resultados para todas las variables evaluadas en el segundo experimento.

Para el 1er. experimento se obtuvo el mayor porcentaje de esquejes -

enraizados con 60 seg. de inmersión en AIB y para el 2do. experimento con 15 seg. de inmersión. Para las demás variables, en ambos experimentos se obtuvieron mejores resultados con los menores tiempos de inmersión.

I. I N T R O D U C C I O N

La floricultura en México es una actividad poco difundida pero muy importante desde el punto de vista económico y social, ya que ofrece mejores perspectivas que otros cultivos (Arango, 1986), a pesar de requerir una fuerte inversión inicial que por ejemplo, para el cultivo de la rosa en 1989 se calcula de 480,000 dólares/ha. (FOMEC, 1989), generando alrededor de 18 empleos (incluyendo el área de empaque) y divisas por 220,000 dólares/ha./año (Trejos, 1989). Además la floricultura está siendo tomada en cuenta por parte del sector social como una prioridad debido a que requiere menores extensiones de terreno (Bozz-Allen y Hamilton, 1988).

Una de las especies ornamentales que últimamente ha tenido gran demanda tanto en E.U. como en Europa es la gipsofila (Vergara, 1984) la cual se utiliza en fresco o deshidratada para acompañar principalmente arreglos de rosa y clavel.

La Gypsophila paniculata L., es una planta herbácea perenne, sumamente ramificada con tallos nudosos de una altura de 80 cm. a 1 m. que produce una gran cantidad de flores pequeñas que se agrupan en panículas. Frecuentemente son flores blancas, pero también pueden ser rosas o rojas (Warren; citado por Larson, 1988). Las variedades que más se cultivan comercialmente para la producción de flor de corte son "Bristol --

Fairy" y "Perfecta", ambas blancas, largas y de abundantes flores dobles (Locklear, et. al., 1983).

Las áreas de producción de gipsofila más importantes se encuentran en Florida y California en los E.U., Holanda, Israel y Colombia (Shilo y Halevy, 1982).

La demanda de gipsofila está en continuo aumento ya sea por el consumo interno de algunos países o por su exportación. En Italia por ejemplo, se han alcanzado incrementos importantes en los últimos años - - - (Farina, et. al., 1984). En 1975 Israel contaba con 0.5 hectáreas de -- cultivo al aire libre y para 1981 contaba ya con 200 hectáreas de invernadero. Así en muy poco tiempo se ha puesto a la cabeza de los exportadores de gipsofila a Europa (Vergara, 1984).

Según BANCOMEXT en 1985, las exportaciones mexicanas de flores fueron de 3'833,000 dólares, de los cuales 17,000 dólares fueron de gipsofila. En ese mismo año las importaciones del mercado norteamericano fueron de 2'168,000 bunches* de gipsofila y para 1986 de 2'787,000 bunches, observándose un incremento de 619,000 bunches, es decir, un 12.8% anual (Síntesis Hortícola, 1988).

En 1989 la Ornamental Crops Natural Market Trends reportó que los

* BUNCHE: manojo de aproximadamente 8 tallos florales.

E.U. importaron 5'807,000 bunches de gipsófila, de los cuales Colombia - contribuyó con el 31.87%, Ecuador con 26.7%, Perú con 9.47% y otros países con el 31.94%. Dependiendo de la oferta y la demanda el bunch de - gipsófila puede cotizarse en el mercado norteamericano de 2 a 5.5 dólares (TAFI, 1939).

La gipsófila ha sido propagada a partir de semilla (Raulston et. al., 1973), esquejes (Kusey y Weiler, 1980), injerto (Vidalie, 1983; - Fairbank, 1985) y cultivo de tejidos (Kusey, et. al., 1980; Hurtado y Merino, 1987). El método de propagación por semilla es poco común dado que genera gran variabilidad en la calidad de las flores (Raulston, et. al., 1973). Cuando se desean obtener plantas madres sanas y vigorosas, lo más usual es propagarla por el método de cultivo de tejidos, de las cuales se obtienen esquejes para la producción de plantas para flor de corte (Trejos, 1989).

En México la propagación por esquejes no ha tenido mucho éxito, --- puesto que en 1988 la SARH autorizó solicitudes de importación por más de 1'000,000 de esquejes de gipsófila (Angeles, et. al., 1989) (ver anexo 1). Además los propagadores se han quejado de los bajos porcentajes- y la desuniformidad en el enraizamiento, por lo cual con el presente tra bajo se pretende incrementar el porcentaje de esquejes enraizados usando el ácido indol-3-butírico (AIB) a diferentes concentraciones, que van -- desde las usadas comunmente para enraizar herbáceas (0.1% de AIB) hasta

las usadas para enraizar lerosan (0.5% de AIB); así como los diferentes tiempos de inmersión de los esquejes en AIB. Además debido a que los esquejes de gipsofila var. "Perfecta" presentan una banda de esclerenquima que rodea a la región vascular del tallo y que tal vez dificulta el enraizamiento, se probarán 2 tratamientos: un lesionado químico (inmersión en ácido sulfúrico) y un lesionado mecánico (incisión basal) con la finalidad de romper esa barrera anatómica y facilitar el enraizamiento.

OBJETIVOS:

- Evaluar el efecto del ácido sulfúrico y de la incisión basal, sobre el enraizamiento de esquejes de gipsofila.
- Determinar la concentración de AIB que proporcione un mayor número de esquejes enraizados, número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical.
- Evaluar si el tiempo de inmersión de los esquejes en AIB es determinante para su enraizamiento.

HIPOTESIS:

- La gipsofila var. "Perfecta" presenta en el tallo una banda de escler-

renquima que envuelve a los haces vasculares, que al quererla propagar vegetativamente por medio de esquejes, dificulta la emergencia de las raíces. Si esa banda sufriera un daño, entonces se facilitaría la emergencia de las raíces.

- Generalmente las concentraciones de AIB usadas para enraizar esquejes de herbáceas es de alrededor de 1000 ppm, si el lesionado tiene efecto, entonces se espera una respuesta similar por parte de los esquejes de gipsofila ya que se facilitaría la absorción de agua y de AIB, requiriéndose menores tiempos de inmersión en la solución.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1 PROPAGACION ASEJUAL.

La propagación asexual lleva consigo la regeneración de tejidos o de diversas partes de la planta. Las porciones de tallo tienen la capacidad de formar nuevas raíces, las partes de raíz tienden a regenerar un nuevo tallo y en el caso de las hojas regeneran tanto raíz como tallo (Hartman y Kester, 1982).

En muchos casos este proceso es espontáneo o natural y en otros es inducido con la intervención del hombre. Así los diferentes métodos de propagación asexual dependen del tipo de especie y de los objetivos que persigue el propagador (Janick, 1979).

2.1.1 IMPORTANCIA.

La propagación asexual es más rápida y económica que la propagación sexual en muchas plantas como la fresa, manzana, narcisos, crisantemos, rosa por citar algunas. A parte de perpetuar las especies mediante clones, la práctica de la propagación asexual puede justificarse por otras razones, p. ej. en especies valiosas donde sus características se pierden

fácilmente al propagarlas por semilla o cuando dichas especies no producen semilla o producen muy poca como la petunia, clavel y violeta africana; también cuando se persigue la uniformidad de la especie (Halfacre y Barden, 1979).

Además quedan totalmente eliminados los problemas que trae consigo el letargo seminal reduciendo también la fase juvenil (Janick, 1979).

2.1.2 PROPAGACION POR ESQUEJES.

La propagación por esquejes consiste en la obtención de brotes de una planta para su posterior enraizamiento (Hurtado y Merino, 1987), los cuales deberán ser removidos de la planta madre tan pronto sean lo suficientemente grandes. Esto puede ser cada semana (CONAFRUT, 1982). Esta práctica comúnmente se realiza en plantas como el crisantemo, geranio y clavel. Muchos floricultores propagan esquejes de 7 a 10 cm. de longitud y bajo condiciones apropiadas el enraizamiento es rápido y con altos porcentajes (Halfacre y Barden, 1979).

2.2 ANATOMIA Y FISIOLOGIA DE LA FORMACION DE RAICES ADVENTICIAS EN HERBACEAS.

2.2.1 FUNDAMENTOS ANATOMICOS DE LA FORMACION DE RAICES ADVENTICIAS.

Weaver (1985) menciona, que generalmente las células que son capaces de tornarse meristemáticas proceden de grupos de células parenquimatosas de paredes delgadas, y en el caso del desarrollo de raíces adventicias en plantas herbáceas, éstas se encuentran justamente afuera y entre los haces vasculares.

En esquejes de Ficus pumila L., el proceso de enraizamiento comienza con la desdiferenciación de las células parenquimáticas del floema - - (Davies, et. al., 1982).

Rojas y Ramírez (1987) observaron en tallos herbáceos antes de la -- emergencia de raíces adventicias, una intensa división radial de las células de los haces vasculares.

En esquejes de crisantemo el desarrollo de las raíces adventicias se observa primero entre los haces vasculares, en cambio, en los esquejes de clavel surgen de una capa de células de parenquima que están dentro de una funda fibrosa y en esquejes de calabaza y tomate las raíces adventicias se originan en el parenquima del floema (Hartman y Kester, 1982). - También en estacas de Corylus avellana L. el parenquima del floema se convierte en un centro meristemático que finalmente origina los primordios - radicales (Rodríguez, et. al., 1988).

Vieitez, et. al. (1980) estudiaron detalladamente el origen de las raíces adventicias en estacas de Castanea sativa Mill., y mencionan que después de 5 días de establecidas en la cama de enraizamiento la iniciación de las raíces comienza con la división celular de grupos de células meristemáticas de la región del cambium y de células adyacentes.

Bhella y Roberts (1975) observaron en estacas de Pseudotsuga menziensis Mirb. una continua división celular, principalmente del cambium vascular, donde posteriormente se originaron los primordios radicales. Además mencionan que Argles en 1959 había descrito 4 distintos estados durante la iniciación y elongación de las raíces: 1) inician el proceso un grupo de células meristemáticas 2) dentro de la diferenciación de estos tejidos son reconocibles los primordios radicales 3) la extensión y emergencia de raíces, involucra el rompimiento de la superficie y quizás de otros tejidos del tallo y, 4) el desarrollo de las raíces fuera de los esquejes o estacas.

Davies, et. al. (1982) mencionan que varios autores han observado el origen y desarrollo de las raíces adventicias en ciertas especies y regularmente suele ser diferente el lugar de procedencia. Por ejemplo, en Camelia sinensis el origen de las raíces es cerca del cambium vascular, - en Chamaencyparis spp. en los radios vasculares, en Hedera helix en los radios del floema, en Vaccinium corymbosum del cambium y floema y en Carya illinoensis del floema, cambium y cortex.

2.2.2 RELACIONES DE LA ANATOMIA CON EL ENRAIZAMIENTO.

Se ha observado que la facilidad o dificultad del enraizamiento de estacas, se debe en parte a la estructura anatómica del tallo (Hartmann y Kester, 1982). En algunas estacas o esquejes de ciertas especies la presencia de una banda de células engrosadas a menudo lignificadas, alrededor de la región vascular impide la emergencia de las raíces adventicias (Esau, 1976). Por ejemplo, Locklear, et. al. (1983) observaron en esquejes de Cypripedium paniculata L. la presencia de una banda de esclerenquima entre la región vascular y el cortex del tallo y notaron que ésta puede resistir la penetración de las iniciales de raíz.

En esquejes de Dianthus caryophyllus L. se observó la presencia de una banda de esclerenquima pero menos lignificada que no muestra resistencia a la emergencia de los primordios radicales, por lo tanto éstas salen con facilidad y hacia abajo en la base de los esquejes (Bonfil y Vázquez, 1989).

Kurís, et. al. (1981) trabajando con esquejes de Origanum vulgare L. observaron que también presentaban una banda de células delgadas de esclerenquima, pero ésta no mostraba resistencia a la emergencia de las raíces.

En estacas de Persea americana Mill la presencia de una banda de fibras de esclereidas actúa como una barrera anatómica a la emergencia de

las raíces (Gómez, et. al., 1969).

Las estacas de Corylus avellana L. presentan una banda de esclerenquima, pero ésta es fracturada debido a la presión que ejerce la gran proliferación celular del parenquima floemático. Además la ausencia o discontinuidad de un anillo de esclerenquima en las estacas puede facilitar el enraizamiento (Rodríguez, et. al., 1988).

También en estacas de Castanea sativa Mill. Tomadas de árboles jóvenes y vigorosos, presentan una banda de esclerenquima discontinua que circunda a la región vascular y ésta no presenta dificultad a la emergencia de las iniciales de raíz (Vieitez, et. al., 1980).

2.2.3 FUNDAMENTOS FISIOLÓGICOS DE LA FORMACION DE RAICES ADVENTICIAS.

Existen ciertas sustancias traslocables de origen natural que se sintetizan en la planta, específicamente en hojas, yemas y puntos de crecimiento activo (meristemas). Algunas de estas sustancias son fitohormonas azúcares, aminoácidos, fenoles y otros metabolitos que juegan un papel muy importante en el proceso de la formación de raíces adventicias, - - - (Bonner y Galston, 1973; Hartmann y Kester, 1980; Hill, 1984).

2.2.3.1 Fitohormonas.

Salisbury (1985) define a las fitohormonas como aquellos componentes orgánicos sintetizados en alguna parte de la planta que son trasladados a otra distinta, donde, a bajas concentraciones (1 Mmol o menos) causa una respuesta fisiológica. También menciona que dentro de las fitohormonas se tienen a las auxinas, giberelinas, citocininas, ácido abscísico y etileno.

La fitohormona que tiene mayor influencia sobre la formación de raíces adventicias es la auxina; y su concentración y acumulación en la base del esqueje se encuentra estrechamente asociado con la acción rizogénica (Janick, 1979; Vidalie, 1986).

a) Auxinas.

Hasta la fecha se ha acumulado una gran cantidad de datos sobre los efectos auxínicos en las plantas, encontrándose que éstos son muchos y muy variados, siendo los principales los que afectan el alargamiento y división celular (Hurtado y Merino, 1987).

Se ha sugerido que las auxinas actúan inicialmente sobre la pared celular, específicamente para un ablandamiento de la misma (Grajales y Martínez, 1984). En dicho proceso la auxina propicia la salida de protones hacia la matriz de la pared celular, acidificándola, lo que incrementa la actividad de las enzimas que son las que se encargan de romper los enla-

ces entrecruzados (microfibrillas de celulosa que se encuentran en la pared) incrementando el ablandamiento y bajando la resistencia de la misma. Posteriormente el potencial hídrico y de presión disminuyen facilitando la entrada de agua hacia la célula, así, por influencia del potencial de presión las moléculas de celulosa se deslizan unas sobre otras, el volumen celular se incrementa y la pared se endurece irreversiblemente; además como las auxinas también estimulan la síntesis de todos los tipos de RNA (RNAm, RNAt y particularmente RNA ribosomático) e incrementan la síntesis de proteínas incluyendo a las enzimas que degradan y sintetizan los elementos de la pared (por ejemplo, celulosas, hemicelulosas, pectinasas) ésta es reforzada con nuevo material, así la pared se alarga pero mantiene su grosor inicial (Meyer, et. al., 1976; Bidwell, 1979; Hess, 1980; - Devlin, 1982).

Un efecto compartido de las auxinas con otras hormonas, por ejemplo con las giberelinas y citocininas, es el de activar el transporte de nutrientes por el floema. Se ha observado que en el sitio donde se aplica la auxina actúa como centro de atracción de azúcares, además de una acumulación de fósforo, que son necesarios como un requerimiento nutricional - suplementario para el desarrollo de primordios radicales (Rojas y Ramírez 1987; Rodríguez, et. al., 1988). También puede estimular la síntesis de etileno, fitohormona que puede inducir el enraizamiento (Morgan, 1980).

b) Etileno.

El etileno es la fitohormona natural de las plantas más simple en estructura química. Su efecto sobre la maduración de frutos, abscisión de hojas, inducción floral, inducción de raíces, transporte de auxinas, entre otras, ha sido demostrado (Bidwell, 1979; Hill, 1984).

Durante el proceso de síntesis del etileno se descubrió que el precursor final inmediato era el ACC-sintetasa (ac. 1-carboxílico-anociclopropano) (Morgan, 1980; Cook, et. al., 1988). Se identificó que es una enzima soluble y que puede ser producida por la auxina, bajo daños mecánicos o a consecuencia de alguna tensión (Batten y Mullins, 1978; Yu y Yang 1980).

Se ha demostrado en muchas situaciones que la realización de heridas a los tejidos de las plantas estimula la formación de etileno (Kawase, — 1976; Saltviet y Dilley, 1978; Konze y Kwiatkowski, 1981) y éste causa muchos de los efectos formativos que también se atribuyen a las auxinas — (Bidwell, 1979).

El etileno puede incrementar los niveles de RNA y proteínas (Sacher, et. al., 1979; Rojas y Ramírez, 1987) y también promueve el enraizamiento al estimular el desarrollo de primordios de raíz (Kawase, 1976). Se ha utilizado para incrementar el enraizamiento de esquejes de Hibiscus rosa-sinensis, (Johnson y Hamilton, 1977), para promover el enraizamiento de estacas difíciles de enraizar de Mangifera indica L. (Sadhu, 1979) y cuan

do se combina con auxinas, su efecto es más bien aditivo, proporcionando altos porcentajes de enraizamiento (Bose, et. al., 1977; Criley y Parvin, 1978; Kenneth y Swason, 1978; Sadhu, et. al., 1978).

Ultimamente se han sintetizado productos químicos como el etefol, etefon y florel que tienen como ingrediente activo al ácido 2-cloroetil--fosfórico, que al ser descompuesto y liberado dentro de la planta produce etileno. Aplicaciones foliares de etefon a las plantas madres antes de la cosecha de esquejes, aparte de incrementar la producción de esquejes (Tsujita y Harney, 1978) estimula su posterior enraizamiento inclusive incrementando el número de raíces por esquejes (Bose, et. al., 1977).

c) Giberelinas.

Parece ser que las giberelinas se oponen al fenómeno de la desdiferenciación y actúan sobre la cantidad de auxina que frecuentemente aumenta, estimulando la síntesis de las auxinas-oxidadas (Vidalie, 1986). Esto muestra las razones por las cuales la giberelina inhibe el enraizamiento de estacas más que su promoción.

d) Citocininas.

Las citocininas tienen un efecto muy claro en la división celular --siendo indispensables, pero ineficaces en ausencia de auxina, ya que los

dos se complementan (Miller, 1981); la auxina favorece la duplicación de los ácidos desoxirribonucleicos (DNA) y la citocinina hace posible la separación de los cromosomas (Vidalie, 1986).

Está comprobado que las citocininas inducen actividad de las amilasas y proteasas y la síntesis de la tiamina y la auxina. Y así como la auxina tiene cierto efecto en la división celular, también la citocinina promueve un poco el alargamiento celular (Rojas y Rovalo, 1979).

La aplicación de benziladenina y auxinas a esquejes de Hylocereus -- trigonus facilitó el enraizamiento (Shimomura y Fujihara, 1980).

e) Acido abscísico.

El efecto del ácido abscísico (ABA) sobre la inhibición y retardo de crecimiento en las plantas ha sido muy estudiado pero se ha prestado poca atención en lo que se refiere a su influencia sobre la regeneración de -- ciertas partes de las plantas, por ejemplo, se ha observado que en esquejes de Begonia tiende a estimular la formación de yemas, pero reduce pos -- teriormente el número de raíces (Heide, 1968). También se ha observado -- su efecto en la promoción del enraizamiento en esquejes de Phaseolus -- Aureus Roxb. y Lycopersicon esculentum Mill., y en combinación con AIA -- tiene un efecto aditivo incrementando el porcentaje de enraizamiento -- (Basu, et. al., 1970). Estos mismos autores sugieren que el ABA puede --

ser un importante regulador natural sobre el enraizamiento de esquejes.

2.2.4 CAMBIOS BIOQUIMICOS ASOCIADOS CON EL DESARROLLO DE RAICES ADVENTICIAS.

En estacas de Castanea Sativa Mill. se ha observado que después de un tratamiento hormonal el consumo de almidones se incrementa considerablemente durante los primeros días. Posiblemente constituyen la única fuente de carbohidratos que provee de la energía necesaria para la iniciación y desarrollo del primordio radical. La degradación de los almidones es un proceso regulado por las enzimas hidrolíticas; en las estacas con altos contenidos de almidones cuando la actividad de las enzimas es muy baja, la habilidad de enraizamiento de éstas es bajo. Por lo tanto tratamientos exógenos con auxinas pueden incrementar esta actividad enzimática lo que explicaría la gran facilidad con que las estacas tratadas enraizan (Vieitez, et. al., 1980).

También en estacas de Mangifera Indica L., fue apreciable la utilización de carbohidratos principalmente durante la fase de iniciación radical (Sadhu, et. al., 1976).

Ivanova (1981) descubrió en estacas de Juniperus sabina L. de más de 5 años de edad reservas de auxinas y carbohidratos en el cortex y por lo

tanto enraizaron sin ningún problema. En cambio las estacas de un año de edad tuvieron bajo contenido de carbohidratos y una notable presencia de inhibidores, que trajo como consecuencia un retardo considerable en el enraizamiento.

Se ha observado una correlación positiva entre los niveles de almacenamiento de carbohidratos y el enraizamiento de esquejes de crisantemo y campanula (Borowski, et. al., 1981).

En estacas enraizadas de Corylus avellana L. se observó una acumulación de almidones en la base de la estaca, especialmente en la región cortical, parenquima del floema y radios del xilema. En las estacas que no enraizaron, están completamente ausentes los almidones (Rodríguez, et. al., 1988).

En esquejes de Hydrangea sp. la desaparición de almidones de la endodermis, floema, xilema y médula, está relacionado con el desarrollo de primordios radicales. También en estacas de ciruelos tratadas con AIB, se determinó, empleando CO_2 radiactivo a las hojas, que tan pronto se iniciaba la formación de callo y de raíces, se registró un incremento considerable de azúcares en la base de la estaca. Aparentemente el callo y las raíces actúan como zona de demanda de carbohidratos producidos en la parte superior de la estaca (Hartmann y Kester, 1982).

2.2.5 COFACTORES DE ENRAZAMIENTO.

Existen numerosos estudios en los que la habilidad de enraizamiento de las estacas ha sido correlacionado con factores endógenos del enraizamiento, que actúan sinérgicamente con la auxina. Así en estacas de aguacate se encontró una correlación entre la capacidad de enraizamiento y los niveles de cofactores endógenos, extraídos de las hojas (Raviv y Reuveni, 1984).

Las diferencias en el enraizamiento de estacas de plantas leñosas, han sido atribuidas a varias hormonas y a los niveles de cofactores. También en bioensayos con frijol mungo se encontraron numerosas sustancias que estimulan o inhiben la iniciación de raíces adventicias (Kling, et. al., 1988).

De las sustancias identificadas como cofactores, se pueden citar a los flavonoides, los fenoles, la tiamina, el ácido nicotínico y la piridoxina (Rojas y Rovalo, 1979). Existen otros cofactores bien conocidos como la biotina y los compuestos terpenlactónicos. En cambio, otros requieren de mayor investigación como la crisartemina y el boro (Rojas y Rodríguez, 1987).

Espinoza (1987) menciona que Audus en 1953 trabajó con el rufin que es un producto flavonoide compuesto por quercetín, ramnosa y glucosa, el

cual promovió el enraizamiento de las estacas de varias especies. En estacas de madera suave de Protea neriifolia, se han obtenido altos porcentajes de enraizamiento cuando se combina el rutín con AIB (Criley y Parvin, 1978). Ruelas (1976) trabajando con estacas de un híbrido almendro-durazno, observó una interacción entre el rutín y el AIB, favoreciendo la promoción de raíces adventicias en las estacas.

Los fenoles aplicados a bajas concentraciones, durante el crecimiento y brotación activa, favorecen el enraizamiento; estableciéndose recientemente la actividad sinergista entre auxinas y fenoles, como por ejemplo, algunos fenilpropanoides que se han reportado como sinérgicas con las auxinas (Bon et. al., 1988).

La acción de los compuestos fenólicos en el estímulo de la raíz, puede ser en parte proteger a la auxina natural (AIA) de su destrucción por la enzima AIA-oxidasa (Hartmann y Kester, 1982).

Espinoza (1987) menciona que Vieitez en 1967, trabajando con el ácido 4-hidroxibenzoico que es un monofenol, que podría considerarse como inhibidor de la acción del AIA (ácido indol acético), actúa sinérgicamente con esta hormona en el enraizamiento. Se ha reportado que cuando se aplica ácido 4-hidroxibenzoico conjuntamente con AIB a estacas de Mangifera indica L. existe un efecto sinergista en la promoción de raíces (Sadhu, et. al., 1978).

La tiamina es necesaria para el desarrollo normal de las raíces en cultivo "in vitro", pues parece ser que no sintetizan la que exige su propio desarrollo. El ácido nicotínico debe estar presente para que la actividad meristemática sea normal y la piridoxina parece ser importante para la síntesis de triptófano, interactuando así con la auxina (Rojas y Rovallo, 1979).

2.3 FACTORES QUE INFLUYEN EN EL ENRAIZAMIENTO.

Existen diversos factores que pueden influir en el proceso de enraizamiento de los esquejes, de los cuales se han seleccionado los más importantes y que a continuación se describen:

2.3.1 PLANTA MADRE.

Antiguamente, el método para obtención de esquejes consistía simplemente en tomarlos de las plantas de cultivo para flor, pero como recientemente se ha visto, los brotes laterales que se desarrollan al mismo tiempo que los tallos florales son siempre inferiores en vigor, tardan más tiempo en enraizar y por lo tanto tardan más en producir flores; además - de que pueden portar enfermedades; todo ésto ha conducido a la utilización de plantas madres que se mantienen en forma vegetativa y que requie-

ren de cuidados especiales para tener la certeza de que produzcan esquejes vigorosos, sanos y con alta probabilidad de enraizamiento (English y Kinham, 1974).

El establecimiento y mantenimiento de las plantas madres es uno de los aspectos más importantes en la propagación de plantas (Kennard, 1977).

2.3.1.1 Edad.

El potencial de enraizamiento en los esquejes también está muy relacionado con la edad de la planta madre.

La relación entre el estado juvenil y el enraizamiento puede explicarse por el incremento en la producción de inhibidores de las raíces, a medida que la planta envejece o bien por la disminución en el contenido de fenoles (Hartmann y Kester, 1982). Espinoza (1987), menciona que Gorter en 1969, demostró que los diferentes fenoles pueden promover o inhibir la iniciación de raíces adventicias.

Muchos investigadores han comprobado el decremento en el potencial de enraizamiento por parte de las estacas maduras comparadas con las estacas juveniles.

Se observó que el fácil enraizamiento en esquejes juveniles de hie-

dra inglesa (Hedera helix L.) se debía a la presencia de cofactores extraídos de los mismos tejidos juveniles, en cambio, en los tejidos maduros no se presentaban (Geneve, et. al., 1988).

En un estudio con Ficus pumila, las estacas juveniles tuvieron un mayor porcentaje de enraizamiento, con mayor número de raíces y una mejor calidad de las raíces, que en las estacas maduras (Davies y Joiner, 1980).

La capacidad de enraizamiento en estacas de Abies fraseri fue menor con el incremento en la edad de las plantas, resultando un 75% de enraizamiento en estacas de 5 años, 13% en las de 12 años y de 4% en las de 22 años (Hinesley y Blazich, 1980).

Las estacas de madera dura de un año enraizaron mejor y más rápido que las estacas de plantas viejas en 17 de 21 especies leñosas que se experimentaron por Lyrene en 1981.

Otras especies, cuando alcanzan la madurez, presentan una gran dificultad en originar raíces, como ocurre con la hiedra inglesa, manzano y muchas especies de coníferas (Janick, 1979).

Lagunes (1986), menciona que Porlingis y Therios en 1976 reportaron que el porcentaje de enraizamiento, el número de raíces y el peso fresco de raíces por estaca, es más alto en estacas juveniles que en estacas - -

adultas con el mismo número de hojas.

En Gypsophila paniculata L. var. "Bristol Fairy" los esquejes de plantas jóvenes con tallos vigorosos tuvieron raíces más largas que en los esquejes de plantas viejas con tallos poco vigorosos (Kusey y Weiler, 1980).

Sin embargo Ivanova (1981) trabajando con Juniperus sabina L. encontró que en las estacas de 5-6 años de edad, el contenido de auxina y carbohidratos era mayor que en las estacas de 1 año de edad, por lo cual enraizaban primero.

2.3.1.2 Sanidad.

Desde un inicio la planta madre debe estar completamente sana, libre de enfermedades fungosas, bacterianas o virosas que pueden afectar su producción de esquejes, los cuales además tienen el peligro de estar contaminados y presentar problemas durante su enraizamiento.

Para lograr una producción de esquejes sanos es recomendable partir de plantas madres que hayan sido obtenidas por medio de cultivo de meristemas "in vitro" (Trejos, 1989). Además se requieren aplicaciones preventivas con fungicidas e insecticidas.

Para un buen control de las enfermedades en las plantas madres, algunos propagadores han recomendado manejarlas en macetas, para que de esta manera si alguna de las plantas presentara problemas por enfermedades sería más fácil eliminarla y sustituirla por otra, que si se encontrara en el terreno.

2.3.1.3 Nutrición.

Una fertilización adecuada es de vital importancia para el buen desarrollo de la planta madre y la producción de esquejes en el momento deseado. Recientes investigaciones han revelado que la nutrición de las plantas madres determina el número de raíces desarrolladas por esqueje - - - (Christensen, et. al., 1980).

Lagunes (1986) menciona que Hartmann, et. al., en 1981 trabajando bajo condiciones asépticas demostraron que, azúcares, nitrógeno y calcio, - principalmente, deben estar presentes en las estacas para su enraizamiento.

También se ha visto que los bajos niveles de nitrógeno determinan un incremento en el número de raíces pero una deficiencia de estos niveles - puede inhibir la formación de las raíces (Janick, 1979) ya que este elemento es útil en la síntesis de ácidos nucleicos y de proteínas (Hartmann y Kester, 1982).

Es recomendable fertilizar las plantas en pleno desarrollo vegetativo cada semana, aunque es más frecuente que se fertilicen cada dos semanas. En los suelos que contienen suficiente materia orgánica las plantas pueden ser fertilizadas con menor frecuencia (Taylor y Gregg, 1969).

Hartmann y Kester (1982) citan que Samish en 1957 aplicando zinc a la planta madre de vid incrementó el nivel de triptófano y por lo tanto la producción de auxinas, originando un mayor porcentaje de enraizamiento y una mejor calidad de la raíz en las estacas.

2.3.2 ESPECIE Y VARIEDAD.

El enraizamiento de esquejes está muy relacionado con la especie de plantas y la variedad de la misma. Resultando así, especies y variedades de fácil y de difícil enraizamiento. Las de fácil enraizamiento son aquellos que con mínimos cuidados se pueden obtener altos porcentajes de enraizamiento; en cambio, en algunas especies y variedades de difícil enraizamiento no ha sido posible hacerlas enraizar en ninguna circunstancia, como por ejemplo, en el Abeto del Colorado, caucho y roble (Janick, 1979).

Las estacas de coníferas como Chamaecyparis, Thuja, Juniperus y Taxus, son de fácil enraizamiento, mientras que Picea, Tsuga y Abies son muy difíciles de enraizar (Ivanova, 1981).

En una misma especie hay diferencias en la respuesta de enraizamiento. Así en estacas de aguacate de 10 diferentes clones, se encontró una gran variación en la capacidad de enraizamiento. Los clones tipo mexicano enraizaron relativamente fácil, los de tipo Oeste de la India son muy difíciles de enraizar y los de tipo Guatemala son intermedios en este comportamiento (Reuveni y Raviv, 1980).

Las estacas de 3 diferentes variedades de azaleas expuestas a tratamientos de luz en otoño, enraizaron de diferente forma, ya que a las 11 semanas de establecidas, la variedad "Thomwilliams" tenía un 53% de enraizamiento; la variedad "Pink Bountiful" un 90% y la variedad "Sonata" un 100% (French y Alsbury, 1989).

Las estacas de Vitis vinifera producen raíces con más facilidad que Vitis berlandieri. Además, de estudios efectuados en plantas con estacas de fácil y difícil enraizamiento de dalia, se determinó que existían inhibidores que se formaban en las raíces y se movían hacia arriba, se acumulaban en las ramas y después interferían en la formación de las raíces - (Hartmann y Kester, 1982).

Según Locklear, et. al., (1983) en la mayor parte de los reportes sobre el enraizamiento de Gypsophila paniculata L. var. "Perfecta" se tuvo mayor dificultad que en otras variedades de la misma especie como son "Bristol Fairy" y "Pink Fairy".

2.3.3 HOJAS Y YEMAS.

La presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción sobre el enraizamiento. Esto puede ser debido a que la translocación de carbohidratos de las hojas contribuyen a la formación de raíces, porque constituyen la fuente de energía para la división y alargamiento celulares implicados en el enraizamiento (Espinoza, 1987) y también, a que las yemas y las hojas son poderosos productores de auxinas (Halfacre y Barden, - - 1979; Gary, 1979). Además, existe cierto número de cofactores que se sintetizan en las hojas de las estacas, que en combinación con las auxinas - permiten el buen enraizamiento (Weaver, 1985).

Reuveni y Raviv (1980) mencionan que la contribución de las hojas para incrementar el porcentaje y la velocidad de enraizamiento en estacas - de aguacate, se puede deber a que son una fuente de carbohidratos, los - - cuales se acumulan en la base de la estaca, siendo importantes factores - del enraizamiento; también son contenedores de diferentes elementos nutri - cionales que pueden influir en el enraizamiento y son una fuente de cofac - tores del mismo. Por otro lado, estos autores afirman, que cuando las ho - jas de las estacas de aguacate fueron removidas, no hubo enraizamiento y murieron en poco tiempo.

Posteriormente se confirmó una correlación entre la capacidad de en - raizamiento y la presencia de hojas, dada por una actividad de cofactores

del enraizamiento extraídos de las hojas de aguacate (Raviv y Reuveni, -
1984).

También, se ha reportado que en estacas de Castanea spp. la presen-
cia de hojas incrementó el porcentaje de enraizamiento (Hunter y Norton,-
1985).

Por lo anterior, los propagadores de plantas coinciden en que la pér-
dida de hojas en las estacas reduce considerablemente la probabilidad de
enraizamiento (Weaver, 1985).

También la remoción de las yemas detiene la formación de raíces casi
por completo, especialmente en aquellas estacas que no tienen iniciales -
de raíces preformadas. (Lek, 1925; Went, 1929; citados por Hartmann y -
Kester, 1982). Así Lagunes (1986) menciona que Rosati y Faedi en 1977 -
trabajando con estacas de zarzamora var. Thornfree, obtuvieron un 95% de
enraizamiento en estacas con 5 yemas y 14% en las que sólo tenían una - -
yema.

En el enraizamiento de estacas de pera cv. "Old Home" la presencia -
de yemas activas favoreció el enraizamiento, cuando las estacas se esta-
blecieron en el mes de Octubre (Fadi y Hartmann, 1967).

En Ficus pumila los esquejes con hojas y yemas mostraron una mejor -

respuesta al desarrollo de raíces adventicias, que aquellos que únicamente tenían hojas y los que no tenían hojas ni yemas (Davies y Joiner, - - 1978).

2.3.4 CONDICIONES AMBIENTALES.

2.3.4.1 Temperatura.

La temperatura ambiental de la enraizadora es un factor muy importante que se debe tener en cuenta en la propagación de esquejes y estacas - con hojas.

La temperatura óptima para la formación de las raíces varía con la especie de planta, pero con algunas excepciones, la temperatura ambiental diurna debe de estar entre 20° y 30° C (Hansen, 1989) y la temperatura - nocturna de 15° a 21° C (Janick, 1979).

En la propagación de azaleas, la temperatura ambiental máxima fue de 28° C y la mínima de 10° C (French, 1989).

Para el enraizamiento de estacas de vid, la temperatura ambiental -- fluctuó de un mínimo de 15° C en la noche a 30° C en el día (Zelleke y - Kliever, 1980), mientras que para estacas de manzano el enraizamiento se

efectuó con una temperatura diurna de 20° C y nocturna de 15° C - - - -
(Christensen et. al., 1980).

Las temperaturas medias ambientales para la propagación de Ficus pumila, Rubus idaeus, Chrysanthemum morifolium y Schefflera arboricola, fueron de 24°, 21°, 18° y 21° C. respectivamente (Davies y Joiner, 1980; - - Torre, et. al., 1980; Borowski, et. al., 1981; Hansen, 1986).

En el enraizamiento de Abies fraseri la temperatura ambiental fue de 24 + 3° C en el día y 20 + 3° C en la noche (Hinesley y Blazich, 1980).

Al principio del proceso de enraizamiento en clavel se recomiendan - unos 13° C del aire y después de unos 10 días, cuando la formación de las raíces se ha iniciado, la exposición a 10° C minimizará la extensión de - los entrenudos durante la fase final del enraizamiento (English y Kinham, 1974).

El empleo de un fondo caliente en el sustrato, a unos 21° C facilita la formación de raíces (Gary, 1979) mediante la estimulación de la división celular en la zona de formación radical (Janick, 1979). Martínez (1986) cita los trabajos realizados por Ortega en 1977, el cual señala - que la temperatura del sustrato debe ser mayor que la ambiental en 5° C - para estimular mayor actividad en la parte basal de la estaca.

El fondo caliente en el área radical acelera la rápida formación de suberina, que cicatriza las heridas y ayuda en el desarrollo del nuevo sistema radical (Hinesley y Blazich, 1980).

Zelleke y Kliewer (1980), encontraron que la temperatura de 25° C en el sustrato favoreció un incremento en el peso seco del sistema radical - por estaca, en comparación con 12° C, concluyendo que el balance entre la fotosíntesis y la respiración fue más favorable para la acumulación de materia seca a la mayor temperatura.

La temperatura del sustrato para el enraizamiento de estacas de manzano, abeto, azalea y frijol mungo, fue de 23°, 22°, 26° y 25° C, respectivamente (Christensen, et. al., 1980; Hinesley y Blazich, 1980; Economou y Read, 1986; Jusaitis, 1989).

La temperatura basal a 20° C por 9 semanas, mejoró el porcentaje de enraizamiento y el número de raíces por esqueje en Stephanotis floribunda en comparación con 17° C durante 9 semanas. Pero el porcentaje de enraizamiento no se incrementó al aumentar la temperatura de 20° C a 23° C - - (Hansen, 1989).

Antes del trasplante la temperatura del sustrato puede reducirse entre 17 y 18° C para fortalecer el desarrollo de las raíces (English y - - Kinham 1974).

En Gypsophila paniculata var. "Bristol Fairy" se han enraizado esquejes con una temperatura del aire de 20° C y del sustrato de 18° C (Kusey y Weiler, 1980).

2.3.4.2 Luminosidad.

Recientes investigaciones han revelado que las condiciones de luz bajo las que se desarrollan las plantas madres, determinan el número de raíces por estaca. Plantas con alta luminosidad puede provocar que la auxina se metabolice más rápidamente, que en plantas que crecen con baja luminosidad (Christensen, et. al., 1980).

En algunos casos la luz promueve el enraizamiento y en otros lo inhibe. Las estacas de madera blanda y herbáceas responden indirectamente a la acción de la luz, debido a su papel en la síntesis de los glúcidos. - En cambio, estacas de madera dura de plantas caducifolias forman mejores raíces en la oscuridad, quizás porque tienen suficientes reservas almacenadas y también debido a que la etiolación probablemente favorece a las auxinas y otras sustancias que son inestables ante la luz (Janick, 1979). Además, la radiación alta induce un mayor desarrollo de la cutícula, lo cual puede inhibir la penetración de las auxinas aplicadas exogenamente - (Christensen, et. al., 1980).

Borowski, et. al., en 1981 citan que Biran y Halevy en 1973 fundamen

taron, que en estacas de dalia provenientes de plantas sombreadas se incrementaba el enraizamiento; lo mismo sucedía en esquejes de Pisum sativum y de Sinapis alba. También Borowski, et. al., (1981) mencionan que la alta radiación en las plantas o la aplicación de sacarosa a los esquejes, inhibieron la formación de raíces en rábano, sauce, dalia, chícharo y pino.

Las estacas de manzano que tuvieron alta luminosidad, no respondieron al tratamiento con AIB, pero con baja luminosidad el AIB incrementó el porcentaje de enraizamiento y redujo el tiempo de iniciación radical en las estacas (Christensen, et. al., 1980).

Para clavel, se afirma que la luz es importante hasta el momento en que se inicia el proceso de formación de la raíz y que los esquejes enraizados, son más vigorosos cuando se han formado en invernaderos con buena luminosidad (English y Kinham, 1974).

Para crisantemo, se recomienda una completa intensidad de luz al usar nebulización, con lo cual se apresura el enraizamiento (CONAFRUT, 1982). Así mismo para la propagación de azalea se recomienda una alta luminosidad (French, 1989).

En Chrysanthemum morifolium y en Campanula isophylla, la alta luminosidad en las plantas, incrementó el número de raíces por esqueje. En cri

santemo, al incrementar la luminosidad de 7.2 a 29.0 w/m² se incrementó - el número de raíces por esqueje, pero retardó la aparición de las raíces; en cambio el período de oscuridad por más de 4 días inhibió completamente el enraizamiento (Borowski, et. al., 1981).

La luminosidad depende de la época, puesto que para Gypsophila paniculata L. var. "Bristol Fairy", se han enraizado esquejes con 40% de sombra de Mayo a Agosto y sin sombra de Enero a Marzo. También se ha probado fotoperíodo de 24 horas, lo cual al inducir floración se cambió a 12 horas (Kusey y Weiler, 1980).

En lo que respecta a la parte basal del esqueje es más conveniente - que se mantenga en completa oscuridad, para sí favorecer la iniciación de las raíces. Los tratamientos de etiolación estimularon el enraizamiento en estacas de cereza, al activar algunas sustancias como los azúcares sin tetizados en el tejido expuesto a la luz (Hartmann y Brooks, 1957).

Se conoce que la luz, reduce la actividad de las auxinas en la parte basal del esqueje. La luz blanca disminuyó la división celular en callos de alcachofa en presencia de 2, 4-D; también en trigo la división y elongación celular fue inhibida por efecto de la luz (Kawase y Matsui, 1980).

Martínez (1986), menciona que De Lary y Wright en 1978, observaron que la oscuridad origina que los tejidos estén menos diferenciados y que

se encuentre una mayor concentración endógena de auxinas y cofactores de enraizamiento; lo que promueve un mayor y mejor enraizamiento de estacas.

2.3.4.3 Humedad.

Una parte importante en el enraizamiento de esquejes es la humedad - que éstos reciben, la cual permitirá que las hojas estén turgentes y sigan fotosintetizando.

Es indispensable rociar agua con frecuencia a las estacas, así como a las paredes y al piso, con el fin de mantener una humedad relativa elevada, antes de que se formen las raíces. Estas aspersiones mantienen una película de agua sobre las hojas reduciendo la temperatura del aire y de las hojas, pudiendo colocar las camas de propagación a pleno sol y con ésto incrementar la actividad fotosintética de las hojas (Good y Tukey, - - 1966). Pero a la vez, se debe evitar la humedad excesiva, que favorece - la presencia de enfermedades fungosas y bacterianas.

Un beneficio secundario de la nebulización puede ser, el que cambie lo suficiente las condiciones fisiológicas de los tejidos, para promover un incremento en los factores de enraizamiento que ocurren de manera natural, por ejemplo, la acumulación de compuestos fenólicos y flavonoides en las plantas de Euonymus alatus, cultivadas bajo nebulización, de modo que las estacas tomadas de ellas enraizaron con más facilidad que las tomadas

de plantas no cultivadas bajo nebulización (Lee y Tukey, 1971). Hartmann y Kester (1982) mencionan que Benkane en 1969, observó que la nebulización facilitaba el enraizamiento de estacas con hojas, de especies de difícil enraizamiento, al provocar la ruptura del anillo de esclerenquima que se presentaba.

La nebulización intermitente reduce entre 5 y 8° C, la temperatura de las hojas en comparación con la temperatura del aire. El tiempo de nebulización depende del tipo de planta, (herbácea, leñosa, etc.) y de las condiciones ambientales prevalecientes durante el período de enraizamiento recomendándose 6 segundos cada minuto, al empezar el período de enraizamiento y disminuir gradualmente hasta que las raíces tengan de 2 a 3 cm. de longitud, que es cuando se suspende para "endurecer" las raíces y evitar pérdidas en el trasplante (Halfacre y Barden, 1979).

Por su parte, Gary (1979) afirma que los esquejes requieren una nebulización de 4 - 6 segundos por minuto, disminuyendo el riego conforme se desarrollan las raíces.

Hinesley y Blazich en 1980, utilizaron para el enraizamiento de Abies fraseri una nebulización intermitente que operó por 3 seg./2 min./12 hrs. diariamente; para el enraizamiento de estacas de Rhododendron maximum y Kalmia latifolia se usó nebulización intermitente, operando 5 segundos cada 4 minutos (Williams y Bilderback, 1980) y para la propaga-

ción de Conocaster divaricata. La nebulización fue de 10 segundos cada 10 minutos (Graca y Hamilton, 1981). En cambio los esquejes de Pelargonium graveolens se mantuvieron bajo nebulización intermitente, durando 60 segundos cada 20 minutos (Altman y Freudenberg, 1983).

En diferentes experimentos, la nebulización intermitente proporcionó una humedad relativa del 70% en la propagación de Malus sp. (Christensen, et. al., 1980) del 60 - 80% en Rubus idaeus (Torre, et. al., 1980) de 70% en Chrysanthemum morifolium (Borowski, et. al., 1981) y del 90 a 95% en Rhododendron sp (Economou y Read, 1986).

La propagación de Gypsophila paniculata L. var. "Bristol Fairy" fue llevada a cabo, usando nebulización intermitente de 3 seg./5 min./12 hrs. (Kusey y Weiler, 1980).

En cuanto a la humedad en el medio de enraizamiento, es necesario que sea uniforme pues de ello dependerá el tiempo que se tarden en enraizar los esquejes y la calidad de la raíz originada. Long (1933) encontró que las diferencias de los sistemas radicales eran ocasionadas por el diferente contenido de humedad en el sustrato de enraizamiento.

2.3.5 EPOCA

La época del año en que se toman las estacas, es en algunas especies

de suma importancia para su enraizamiento, pero sobre todo en las caducifolias. Así, las estacas de madera dura se toman durante la dormancia, - de plantas vigorosas y sanas (Halfacre y Barden, 1979). Generalmente a finales de otoño o en invierno (Gary, 1979). Las estacas de madera semidura (camelias, azaleas, ericas y otras) pueden tomarse entre Junio y Septiembre (Taylor y Gregg, 1969).

Las especies siempre verdes tienen uno o más períodos de crecimiento durante los cuales se toman las estacas (Hartmann y Kester, 1982).

Los esquejes de herbáceas de muchas especies se toman en verano o en primavera, ésto es muy importante para que tengan las condiciones apropiadas y enraizen fácilmente (Taylor y Gregg, 1969); generalmente en este período, la planta madre tiene un crecimiento más rápido (Gary, 1979).

En ocasiones, el efecto del período en que se tomen las estacas, es sólo un reflejo de la respuesta de las estacas a las condiciones ambientales que se presentan en diversas épocas del año. Así, tenemos que en estacas de olivo se observa un mejor enraizamiento en verano que en invierno, debido a que en esta época se producen los metabolitos necesarios para la iniciación y desarrollo de las raíces adventicias; además, de que las concentraciones de auxinas endógenas son altas (Hartmann y Loretí, - 1965). Los esquejes de Kalmia Latifolia y de Rhododendron maximum enraizaron mejor en Septiembre que en Octubre y Noviembre (Williams y - - - -

Bilderback, 1980).

En algunos experimentos, sobre el enraizamiento de Gypsophila paniculata L. se han cosechado los esquejes en los primeros meses del año, - después de la dormancia (Locklear, et. al., 1983), para así enraizarlos - en los meses de Enero y Febrero principalmente aunque también se han enraizado de Mayo a Octubre, por lo cual, la mejor época para cosechar y enraizar esquejes de gipsófila, está indefinida (Kusey y Weiler, 1980).

2.3.6 SUSTRATO.

El sustrato donde se colocan los esquejes, es de suma importancia, - ya que puede tener un gran efecto sobre el porcentaje de enraizamiento y sobre el tipo de raíces que se forman (Janick, 1979).

Un sustrato para enraizamiento debe tener una excelente aereación, - la cual es muy importante, ya que el oxígeno es requerido para: La oxidación de los ácidos grasos, formando suberina, la cual cicatriza las heridas; para la actividad meristemática y para el desarrollo del nuevo sistema radical (Hinesley y Blazich, 1979). Además, el sustrato deberá tener un buen drenaje; ser firme para proporcionar un buen sostén, estar libre de patógenos; susceptible de poder desinfectarse con cualquier método químico o físico; con un mínimo grado de compactación y además servir como -

reservario de nutrientes a los esquejes enraizados (Arellano, 1987). y -- como lo indica Martínez (1986) que su pH sea cercano al pH del suelo -- nativo de la especie; por ejemplo, en Azalea se obtuvo un mayor porcentaje de enraizamiento con un pH de 4.0 - 4.6 (Economou y Read, 1986).

Según Taylor y Gregg (1969) el sustrato usado para enraizamiento de esquejes puede ser arena sola o en combinación con musgo; o bien, la vermiculita y la perlita en combinación o separadas.

En la propagación de plantas se han usado diversos materiales solos o en combinación. En manzano, usaron únicamente musgo finlandes (Christensen, et. al., 1980); en Ficus pumila ha dado buen resultado la arena esterilizada (Davies y Joiner, 1980); en Abies Fraseri se usó una mezcla de musgo de pantano + arena (1:1 v/v) (Hinesley y Blazich, 1980); la vermiculita sola también ha dado buenos resultados en el enraizamiento de estacas Rubus idaeus (Torre, et. al., 1980) así mismo para estacas de vid se ha usado una mezcla de arena + suelo + musgo (2:1:1 v/v) (Zelleke y Kliewer, 1980); para Cotoneaster divaricata una mezcla de suelo + musgo esfagnineo + perlita (1:2:2 v/v) o de musgo + perlita (1:1 v/v) han dado buenos resultados (Graca y Hamilton, 1981 "b"); las estacas de Acer Palmatum "Bloodgood" se enraizaron con perlita y musgo esfagnineo en igual proporción (v/v) (Stimart y Goodman, 1985); en el enraizamiento de estacas de azalea, la mezcla de musgo + perlita + vermiculita (2:1:1) tuvo el porcentaje de enraizamiento más alto en comparación con otros sustratos (Economou y Read, 1986); por otra parte, también en azalea, se usó musgo

+ perlita (2:1 v/v) (French, 1989); para el enraizamiento de frijol mungo se utilizó vermiculita sola (Jusaitis, 1989).

Para el enraizamiento de esquejes de clavel se han usado con buenos resultados varias mezclas de perlita, arena libre de sílice y turba de sphagnum granulada (English y Kinham, 1974). para crisantemo se puede emplear agrolita, vermiculita o tezontle y éstos pueden combinarse con musgo, lirio acuático o bagazo de caña (CONAFRUT, 1982). Pero en general puede usarse casi cualquier mezcla porosa no tóxica (Larson, 1988).

Para el enraizamiento de Gypsophila paniculata L. se han usado unidades comerciales de enraizamiento como son: Jiffy 7 (cilindro de turba comprimida con una malla de plástico cerrada) Jiffy 9 (cilindro de turba comprimida sin malla), Oasis 0-902 (block de hule espuma) y BR-8 (block de fibra de celulosa). Obteniendo los mejores resultados con los dos últimos, aparentemente porque tuvieron más agua al embeberse bien; los cilindros Jiffy 7 fueron aceptables pero los Jiffy 9 no, porque se desintegraron bajo la nebulización (Kusey y Weiler, 1980).

En otros experimentos sobre Gypsophila paniculata L. se ha usado un medio de enraizamiento compuesto por musgo esfagníneo, perlita o vermiculita, o también una mezcla de ellos como por ejemplo: musgo + perlita en proporción 1:1 (v/v) o perlita + vermiculita en proporción 1:1 (v/v) (Locklear, et. al., 1983).

Por su parte Fairbank (1985), recomienda el enraizamiento de los esquejes de Cynsophila paniculata L. en arena.

2.3.7. REGULADORES DEL CRECIMIENTO.

Los reguladores del crecimiento son compuestos orgánicos diferentes, a los nutrientes, que en bajas concentraciones (menos de 1 Mmol) estimulan, inhiben o modifican de algún modo cualquier proceso fisiológico en las plantas (Grajales y Martínez, 1984; Weaver, 1985; Hurtado y Merino, 1987).

Uno de los reguladores del crecimiento que tiene capacidad para inducir la extensión y división celular es la auxina. (Weaver 1985; Bidwell 1979).

En muchas especies la formación de iniciales de raíces pueden ser incrementadas por la aplicación exógena de reguladores del crecimiento auxínicos, usados para acelerar la iniciación radical y su desarrollo, para incrementar el porcentaje de enraizamiento, el número y calidad de las raíces producidas por esqueje y la uniformidad en el enraizamiento. Es común aplicar ácido indol-acético (AIA), ácido indol-butírico (AIB) y ácido naftalen-acético (ANA) en combinación, o por separado, otras sus-

tancias que pueden utilizarse son: etileno, acetileno y propileno, que también son efectivos para estimular la formación de raíces (Halfacre y Barden, 1979). Pero normalmente, se usan los reguladores auxínicos como el AIB por mostrar mayor efectividad en el desarrollo de las raíces adventicias.

El ANA produce enraizamiento con mayor rapidez que el AIB, pero puede resultar más perjudicial, cuando se utiliza en concentraciones demasiado altas (English y Kinham, 1974).

El AIB tiene una actividad auxínica débil y los sistemas de enzimas destructoras lo destruyen en forma relativamente lenta. Además se retiene cerca del sitio de aplicación y produce un sistema de raíces fuertes y fibrosas. Comparándolo con el AIB, es más fotoestable, pues una exposición de 20 horas de luz solar intensa ocasiona solamente un cambio ligero en la concentración (Hartmann y Kester, 1982).

El uso de AIB, ha mejorado tanto la uniformidad en el desarrollo de la raíz, como la velocidad de iniciación de la raíz, especialmente en cultivos de enraizamiento lento como son: camelia rosa y la mayoría de los geranios (Ball y Ball, 1985). Además en estacas de bouganvillea, gardenia e hibiscus, la aplicación de AIB a 3000 ppm aumentó significativamente el porcentaje de enraizamiento en comparación con el testigo (Dose, et. al., 1975).

El AIB, también estimuló el enraizamiento de estacas de Abies fraseri de 12 y 22 años de edad; de modo que cuando no se aplicó AIB el porcentaje de enraizamiento fue de 13 y 4% respectivamente, pero aplicando 5000 ppm de AIB se incrementó a 54 y 29% respectivamente (Hinesley y Blazich, 1980).

En Ficus pumila, aplicaciones foliares de AIB a 1000 y 1500 ppm incrementaron la actividad cambial, la formación de iniciales de raíces, así como la elongación y diferenciación de los primordios, (Davies y Joiner, 1980).

Las concentraciones de AIB usadas para enraizamiento, varían con el tipo de especie y variedad de que se trate. Así, por ejemplo, en Hibiscus, utilizando el AIB a 3000 ppm en talco se acelera el enraizamiento. En crisantemo, se usan de 1000 a 2000 ppm de AIB en talco para intensificar el desarrollo de las raíces. Para hortensias se utilizan 1000 ppm de AIB en polvo o bien 500 - 2400 ppm en líquido por 5 segundos, para estimular el enraizamiento (Larson, 1988).

Las mejores respuestas en el enraizamiento de Ficus pumila (considerando el número de raíces y la longitud y calidad de la misma) se lograron con 1000 y 1500 ppm de AIB en estacas juveniles y de 2000 - 3000 ppm de AIB en estacas maduras (Davies y Joiner, 1980).

La aplicación de 2000 ppm de AIB a las estacas de Cotoneaster divaricata dió buen resultado (Graca y Hamilton, 1981), en comparación con la alta concentración de AIB (20 000 ppm), necesaria para el enraizamiento de Acer palmatum T. "Bloodgood" (Stimart y Goodman, 1985).

Las estacas de aguacatero fueron tratadas con 0.2 y 0.3% de AIB en talco de un producto comercial y éste estimuló la producción de un callo excesivo, que después de 30 días dió origen a las iniciales de raíz. Así todas las estacas tratadas con 0.2% de AIB y un 92% de las tratadas con 0.3% sobrevivieron (Cutting y Van Vuuren, 1988).

Kusey y Weiler (1980), trabajando con Gypsophila paniculata L. encontraron un mejor enraizamiento de los esquejes con aplicaciones de 3000 y 5000 ppm de AIB. Por su parte Locklear, et. al. (1983) recomiendan concentraciones de 1000 ppm de AIB.

2.3.7.1 Métodos de aplicación.

El AIB se usa en polvo o en solución. Si se usa en polvo se reduce la posibilidad de contaminación, de alguna enfermedad de un esqueje a los demás, particularmente si se le agrega algún fungicida como el benlate (10%) o captán (7%) (Ball y Ball, 1985); pero tiene la desventaja de no proporcionar resultados uniformes, por la cantidad tan variable de sustancia que se adhiere a la base de las estacas, determinado principalmente -

por la cantidad de humedad que haya en ésta y la textura del tallo (liso o vellosa). Por lo regular se utilizan de 200 a 1000 ppm en esquejes y 5 veces esa cantidad en maderas duras (Hartmann y Kester, 1982). Por otra parte, el tratamiento líquido provee de un enraizamiento más uniforme en los esquejes (Van Bragt, et. al., 1976; Ball y Ball, 1985) y se utilizan regularmente concentraciones de 25 a 200 ppm de AIB en soluciones acuosas durante 24 horas, o bien, inmersiones de 5 segundos en soluciones alcohólicas con 1000 a 5000 ppm de AIB (Westwood, 1982), inclusive se usan - - 10000 ppm de AIB o más, dependiendo de la especie a tratar. Pero siempre teniendo en cuenta que las concentraciones altas de AIB pueden dañar la base del esqueje, permitiendo la entrada de organismos patógenos, o bien, pueden causar una callosidad excesiva; mientras que bajas concentraciones pueden ser inefectivas. Por lo tanto, la duración del tratamiento es inversamente proporcional a la concentración (Gary, 1979; Halfacre y Barden 1979). Observándose que con altas concentraciones y poco tiempo de inmersión se pueden obtener mejores resultados ya que la absorción por la estaca no depende de las condiciones ambientales que la rodean, como ocurre con bajas concentraciones y mayor tiempo de inmersión, donde se tienen ciertas variaciones en los resultados (Hartmann y Kester, 1982). Sin embargo las estacas de difícil enraizamiento se dejan remojando durante la noche para permitir una adecuada penetración del AIB en solución (Gary, 1979).

La concentración y el tiempo de inmersión en AIB, es variable de --

acuerdo a la especie, como ejemplo, tenemos que en el enraizamiento de estacas de los arbustos: Berberis, Cotoneaster, Lavandula, Prunus, Pyracantha y Viburnum, el tratamiento con 1000 ppm de AIB, durante 2 minutos proporcionó los mejores resultados (Van Bragt, et. al., 1976); en - - - Artocarpus heterophyllus L. se probaron diferentes concentraciones de AIB pero la mejor de ellas fue 5000 ppm durante 30 segundos de inmersión, que proporcionó un mayor porcentaje de enraizamiento, (Mukherjee y Chatterjee 1979); con esquejes de frijol se usaron 0, 10 y 50 ppm de AIB en solución por 17.5 horas lográndose un mejor enraizamiento con 50 ppm (Kawase y - - Matsui, 1980) y en clavel la concentración usada fue de 250 ppm de AIB durante 10 minutos alcanzándose un 100% de enraizamiento en 12 días (Van de Pol y Vogelezang, 1983).

2.3.8 TRATAMIENTOS ADICIONALES.

2.3.8.1 Tratamiento con vitaminas.

El empleo de vitaminas en la propagación de plantas, puede mejorar la calidad y cantidad de raíces adventicias en las estacas; como se ha visto en estacas de rosa, en las que con el tratamiento de vitamina B se incrementó el número de raíces al doble en comparación con el testigo - - (Serebryakova y Kalanova, 1977); Reda, et. al., (1977), trabajando con - Ammi visnaga, aplicaron vitamina B, y vitamina C, mencionando que se favo

reció el crecimiento de las raíces. En estacas de Abelia grandiflora -- "Edward Goucher", tratadas con ANA + AIB + vitamina B₁, se formaron raíces en 4 semanas (Oka, 1978). Las estacas de manzano que fueron tratadas con 2500 ppm de AIB + vitamina B₁, tuvieron altos porcentajes de enraizamiento, pero se observó, que la vitamina sólo tiene efecto sobre la calidad del sistema radical, (Grzyb, 1979). La vitamina también puede ser sinérgica con la auxina, como puede observarse en el enraizamiento de esquejes de frijol, a los cuales se les aplicó un tratamiento de AIB + vitamina D, resultando un incremento en la formación de raíces (Buchala, -- Schmid, 1979).

2.3.8.2 Tratamiento con nutrientes minerales.

El enraizamiento de estacas se ha estimulado con la aplicación de nutrientes minerales como el nitrógeno y el boro. La aplicación de compuestos nitrogenados en Rhododendron, Phaseolus, e Hibiscus, favorecieron el enraizamiento. Existiendo la hipótesis de que estos resultados se deben a la interacción del nitrógeno con las hormonas (Hartmann y Kester, 1982) en este caso es posible que sean las auxinas.

Con la aplicación de boro, se han observado que se promueve el enraizamiento en hipocolitos de frijol, pero su uso como práctica común es limitado (Jarvis, et. al., 1985). Se han propuesto varias hipótesis en lo referente a su papel en el enraizamiento. Es posible que afecte el movi-

miento y acción de la auxina; que mejore la translocación de azúcares de las hojas al tallo; que incremente el desarrollo de la pared celular, que es necesaria para el crecimiento de la raíz y que afecte los procesos oxidativos que permiten que la energía consumida en los procesos de iniciación y desarrollo de la raíz sigan aún en un medio deficiente en oxígeno, quizás aumentando la movilización de los ácidos cítrico e isocítrico, ricos en oxígeno. También se observó que el boro tuvo más influencia en la longitud de las raíces que en su iniciación y que actuó sinérgicamente con la auxina, ya que cuando se aplicó solo, no se tuvo el mismo efecto (Weiser y Blaney, 1966; Jarvis, et. al., 1985).

2.4 EMPLEO DE LESIONADOS PARA MEJORAR EL ENRAIZAMIENTO.

Se efectúa un lesionado ya sea químico o mecánico en la base de la estaca, con el fin de incrementar el porcentaje de enraizamiento, especial en aquellas especies que presentan en el tejido del tallo un anillo escleromatoso, de células fibrosas duras con pared celular secundaria muy engrosada localizadas en forma externa al punto de origen de las raíces adventicias, rodeando al floema primario en forma de cordones, o placas tangenciales (por ejemplo en Tilia y Fraxinus), o pueden presentarse en forma de cilindro completo de fibras a veces unido a los tejidos vasculares o a cierta distancia de ellos en la parte interna del córtex (por ejem

plo, Aristolochia) (Esau, 1976; Cortés, 1980).

Esta banda de esclerenquima en algunas especies es discontinua o poco lignificada, como por ejemplo, en Dianthus caryophyllus, Castanea sativa (Vieitez, et. al., 1980) y Corylus avellana (Rodríguez, et. al., 1988) pero en otras especies, la banda de esclerenquima constituye una barrera a la emergencia de las raíces, como por ejemplo, en olivo (Hartmann y Kester, 1982) y en gipsofila (Locklear, et. al., 1983).

2.4.1. LESIONADO MECANICO

Una herida superficial en la base de la estaca o esqueje ha dado buenos resultados sobre el enraizamiento de varias especies, puesto que después de las lesiones, a veces la producción de callo y el desarrollo de raíces son mayores en los margenes de las heridas, que en otra parte de la base (Taylor y Gregg, 1969; Ray, 1975; Leal y Kezdorn, 1977). Esto, tal vez debido a que con la herida se provoca la división celular y la producción de primordios radicales. Ya que se favorece la acumulación natural de auxinas, carbohidratos y el incremento en la tasa de respiración (Swamy y Sivarama-Krishha, 1975; Ray, 1975). Además, los tejidos lesionados estimulan la producción de etileno, el cual promueve la formación de raíces adventicias (Kawase, 1976; Bose, et. al., 1977; Criley y Parvin 1978; Sadhu, et. al., 1978; Saltviet y dilley, 1978; Tsujita y Harney, 1978; Sadhu, 1979; Westwood, 1982).

Por otro lado, las heridas superficiales cortan las células fibrosas de esclerenquima, facilitando la salida de las raíces adventicias. También, puede ser que el lesionado permita que los tejidos de la base de la estaca efectúen una mayor absorción de las auxinas aplicadas y de agua - del sustrato (Hartmann y Kester, 1982).

Al efectuar heridas se ha promovido el enraizamiento en varias especies. En esquejes de Gloriosa superba, se obtuvo una mayor división celular al efectuar heridas, que en los tratamientos testigos (Swamy y - - - Sivaramakrishna, 1975). En estacas de Abies fraseri de 12 años, las heridas hechas en la base, incrementaron el porcentaje de enraizamiento de un 13 a un 29%; en estacas de 5 años, al combinar la herida con la aplicación de AIB, se incrementó el porcentaje de enraizamiento en un 13% respecto al tratamiento con la sola aplicación de AIB (Hinesley y Blazich, - 1980).

Locklear et. al. (1983), incrementaron el número de raíces emergidas al efectuar heridas en la base de los esquejes de Cypripedium pubescens L.

2.4.2 LESIONADO QUIMICO.

La dificultad que presentan algunas plantas para su propagación por

medio de esquejes, se ha dicho que es debida en parte a que se presenta una banda de células de fibras de esclerenquima, que rodea a los haces vasculares y que normalmente se forma en tallos herbáceos, (Esau, 1976; Locklear, et. al., 1983), la cual se puede cortar por medio de un lesionado mecánico o bien, se puede debilitar por medio de un lesionado químico.

Lee, et. al., (1977) recomienda para plantas de origen calcifilo, un lesionado con H_2SO_4 y para plantas de origen acidofilo, un lesionado con NaOH. Además, menciona que inmersiones basales en H_2SO_4 2N por 15 segundos a esquejes de Chrysanthemum morifolium Ramat Phaseolus aureus L., Salix laevigata Bebb., Ceratonia siligua L., Euonymus japonica L., - - - Euphorbia pulcherrima W. y Juglans hindsii Jeps., incrementaron significativamente el número de raíces y longitud de éstas.

También en estacas de Rosa damascena Mill., una inmersión en H_2SO_4 2N por 15 segundos, incrementó significativamente el número, longitud y peso seco de las raíces por estaca, pero no aumentó el porcentaje de enraizamiento (Khosh-Khui y Tafazoli; 1979). Locklear, et. al., (1983) por su parte, trabajando con Gypsophila paniculata L. var. "Bristol Fairy", - encontraron que de los 2 lesionados químicos utilizados en la prueba - - (H_2SO_4 y NaOH) el H_2SO_4 1N por 10 segundos incrementó significativamente el porcentaje de esquejes enraizados.

Una posible explicación de los resultados encontrados, es que el - -

ácido sulfúrico rompe los enlaces ácido lábiles (puentes de calcio, de las paredes celulares de las plantas calciofilas, resultando un ablandamiento de la pared celular (Locklear, et. al., 1983), que a su vez, incrementa la permeabilidad del agua, facilitando la absorción de las auxinas aplicadas y/o la emergencia de las iniciales de raíz (Lee, et. al., 1977).

Locklear, et. al., (1983), mencionan que los efectos del lesionado sobre el enraizamiento de los esquejes, se debió a que la acción corrosiva del ácido o base, es similar a un daño mecánico, y notaron que en los esquejes testigos la raíz fue encerrada generalmente en la misma base del tallo, e indican que la banda de esclerenquima puede resistir la penetración de las raíces, pues éstas emergieron en los esquejes no tratados, sólo en las áreas donde la remoción de las hojas desgarraron el tejido del tallo. Estos autores concluyen que el gran sistema de raíces de las regiones tratadas de los esquejes que recibieron un lesionado ácido o básico, pudo ser debido al rompimiento de los tejidos del tallo.

2.5 PROPAGACION DE LA Gypsophila paniculata L.

2.5.1 SEMILLA.

La Gypsophila paniculata L. puede propagarse a partir de semilla; pero este método no se usa comercialmente para flor de corte (Larson, 1988)

debido a que se genera una gran variabilidad en la calidad de las flores puesto que aproximadamente un 40% de las mismas son sencillas y el resto son dobles (Raulston, et. al., 1973; Trejos, 1989).

Las semillas de gipsofila germinan con temperaturas de 7° a 10° C - siendo la óptima de 18° a 30° C y consiguiéndose la emergencia de 10 - 18 días después de la siembra, variando este número de días dependiendo de - la temperatura que se registre; pues si la germinación se hace en el interior del invernadero son de 10 - 15 días, pero si es en el exterior son - de 15 - 20 días. La floración de gipsofila a partir de semilla ocurre a los 4 ó 6 meses (Nehrling y Nehrling, 1971; Raulston, et. al., 1973; - - Milstein y Milstein, 1976).

2.5.2 INJERTO.

Es recomendable que el patrón a utilizar provenga de semilla - - - (Hartmann y Kester, 1982) y de 2 años de edad; sobre el cual se injertar-- rán retoños jóvenes de 2.5 cm. de longitud de los cultivares de flores dobles como "Bristol Fairy" o "Flamingo". El tipo de injerto utilizado es de escudete o de corteza (Fairbank, 1985), y la mejor época de injerta-- ción es en verano y en otoño, usando como patrones plantas cultivadas a - la intemperie, o también se puede hacer el injerto en invierno y a comienzos de la primavera usando patrones cultivados en invernadero. Los - - -

injertos se colocan en una caja cerrada para que cicatricen y se trasplantan al campo en la primavera siguiente (Halfacre y Barden, 1979; Hartmann y Kester, 1982).

El injerto también puede efectuarse directamente en campo sobre las plantas obtenidas de semilla y de 1 año, pero generalmente se realiza en otoño, sobre la corona arriba de la raíz, (Farina, et. al., 1984).

La propagación por injerto es más costosa y se justifica sólo cuando no se pueda propagar por otro método (Farina, et. al., 1984), además, se necesita de una gran asépsis para evitar infecciones, sobre todo de Agrobacterium gypsophilae (Raulston, et. al., 1973).

2.5.3 CULTIVO DE TEJIDOS.

Toda célula vegetal posee un núcleo que es capaz de reproducir las características de la planta de la cual proviene. Por lo tanto cualquier planta puede o podrá cultivarse "in vitro" (Vidalie, 1986). En base a esto y con el uso de medios de cultivo nutritivos, reguladores del crecimiento y condiciones controladas, se han propagado muchas especies vegetales. En especial ornamentales de importancia comercial como gipsofilas, crisantemos, claveles, gerberas, azucenas, violetas, rosales, entre otras (FIRA, 1990).

La gipsofila se ha propagado a partir de cultivo de tejidos, usando puntas de retoños en un medio de Murashige y Skoog (MS) con AIB + ANA y también usando retoños de raíz en un medio White's con ANA o AIB. En este último el porcentaje de enraizamiento fue mayor con los tratamientos de AIB obteniéndose un 80%, después de 4 semanas de crecimiento (Kusey, et. al., 1980).

Las variedades de gipsofila propagadas actualmente por este método son "Bristol Fairy" y "Perfecta".

2.5.4 ESQUEJES.

La técnica de propagación por esquejes es la más usada para la mayor parte de la producción comercial, ya que con sistema de nebulización y un adecuado drenaje, las plantas enraizan en 3 semanas (Raulston, et. al., 1973).

Fairbank (1985) reporta que el tamaño del esqueje debe ser de 7.5 cm. de longitud y que se pueden enraizar en arena, con ayuda de un polvo hormonal estimulador del enraizamiento.

Los brotes que empiezan a elongarse no se deben tomar para enraizar, ya que tienen indicios de floración. Tampoco se deben tomar los esquejes

sucios, curvados ni con daños por plagas o enfermedades.

Las concentraciones de AIB que se han utilizado para el enraizamiento de Gypsophila paniculata L. son de 1000, 3000 y 5000 ppm; usando nebulización intermitente de 3 seg./5 min./12 hrs. y un sustrato poroso como puede ser musgo esfagníneo, perlita, vermiculita o arena (Kusey y Weiler, 1980; Locklear, et. al., 1983; Fairbank, 1985).

Farina, et. al., (1984) haciendo una comparación de la propagación por esquejes con la propagación por medio de injerto, da las siguientes ventajas:

- Obtención de plantas completas en menor tiempo y con menor costo.
- Obtención de plantas con productividad más homogénea y con calidad y cantidad similar a las plantas obtenidas por injerto.
- Obtención de plantas con mejores características sanitarias y menor sensibilidad al trasplante.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1 LOCALIZACION.

El presente trabajo se realizó en la empresa VISAFLORES S. DE P. R. DE R.I., en Villa Guerrero, Estado de México, que se ubica a 18° 55' Latitud norte y 99° 38' Longitud oeste. El lugar cuenta con un clima templado - sub-húmedo, con lluvias en verano y su altitud sobre el nivel del mar es de 2100 m. (S.P.P., 1976).

3.2 PLANTA MADRE.

La planta madre de Gypsophila paniculata L. var. Perfecta, fue obtenida a partir del cultivo "in vitro" de meristemos se plantó en Octubre de 1988 y la etapa vegetativa fue mantenida por medio de podas constantes se fertilizó mensualmente con 8-4-8 unidades de Nitrógeno, Fósforo y Potasio los riegos se realizaron regularmente cada 8 días; se aplicaron insecticidas y fungicidas en forma preventiva cada 6 días y se controló la maleza constantemente.

3.3 ENRAIZADORA.

La enraizadora está constituida por un invernadero de fierro de 4 na
ves de 6.6 m. de ancho, 30 m. de largo y 4.90 de altura cada una, tipo -
"dos aguas", con ventilación cenital y cubierta de polietileno. La enrai
zadora cuenta con 20 camas altas de concreto con dimensiones de 0.80 x -
28.0 x 0.20 m. de ancho, largo y alto respectivamente, un sistema de nebu
lización computarizado (Phytotronic Mod. 1626-C) colocado a 0.40 m. de al
tura de la cama y un sarán en la parte superior que proporciona 30% de -
sombra.

3.4 PRIMER EXPERIMENTO.

Para la realización del primer experimento se requirieron 2304 esque
jes de Gypsophila paniculata L. var. "Perfecta". Dichos esquejes tenían
un tamaño de 5-7 cm. y con 5-6 pares de hojas. Se utilizó como sustrato
una mezcla de agrolita + germinaza (bagazo de coco) en proporción 2:1 -
(v/v), y como reactivos: ácido indol-3-butírico (AIB), etanol y ácido -
sulfúrico (H_2SO_4) 1N. Además, se necesitó agua destilada, bolsas de plás
tico transparente, navaja, frascos de vidrio, caja de cartón, fungicidas -
(tecto 60, benlate 50, banrot, ridomil MZ-58 y captán 50) charola de plás
tico, mochila aspersora, atomizador, papel indicador "Merck" para pH, 1 -
termómetro de mercurio, 1 higrómetro, 3 jeringas, metro, reloj y bernier.

El diseño experimental fue un factorial 2 x 4 x 2 con arreglo completamente al azar, con 4 repeticiones, siendo la unidad experimental de 36 esquejes. Los tratamientos fueron los siguientes:

!	TRATAMIENTO	NIVELES	!
!	Lesionado	Mecánico y Químico	!
!	Concentración de AIB (ppm)	0, 1000, 3000, 5000	!
!	Tiempo (seg.)	30 y 60	!

En el cuadro 1 aparece la lista de todos los tratamientos, producto de las combinaciones posibles de acuerdo al diseño experimental.

A finales de Junio de 1989, se cosecharon los esquejes, previamente se preparó el sustrato, compuesto por agrolita y germinaza en proporción 2:1 (v/v). Posteriormente se les eliminó el último par de hojas a los esquejes y se sumergieron en un recipiente que contenía agua y ridomil por espacio de 10 minutos, al cabo de los cuales se escurrieron y se dejaron secar. Después se dividieron de acuerdo al tratamiento que se les daría. La realización del lesionado mecánico, consistió en 4 incisiones laterales en la base del esqueje, y el lesionado químico consistió en sumergir la base de los esquejes en H_2SO_4 1N por 10 segundos y después se enjuagaron con agua destilada durante 10 segundos. Posteriormente, se les dió

el tratamiento con ácido indol-3-butírico (AIB) al 45% de etanol a 0, 1000, 3000 y 5000 ppm y con 30 y 60 segundos de inmersión y se colocaron en el sustrato siguiendo el diseño experimental.

Los esquejes se regaron con el sistema de nebulización de acuerdo a la temperatura ambiental que se registraba en la enraizadora, cuidando que no se secaran las hojas. Para proporcionar más sombra y evitar la excesiva radiación solar sobre los esquejes se colocó un sarán adicional. La aplicación de fungicidas se realizó cada tercer día, alternándolos.

Durante el enraizamiento de los esquejes se registró una temperatura medio ambiental de 28.7° C y del sustrato de 15.3° C. La humedad relativa promedio fue de 45.3% y el pH del sustrato de 6.0. Los esquejes evaluados al final de cada experimento fueron solamente aquellos que tenían una raíz que pudiera adaptarse al trasplante. Considerando generalmente como un esqueje enraizado el que tuviera más de 2 raíces y con una longitud de raíz mayor de 1 cm.

Las variables evaluadas fueron: porcentaje de esquejes enraizados, número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical (ancho perpendicular al eje del esqueje), se tomaron los datos a los 32 días después de que se estableció el experimento en Agosto de 1989; los resultados fueron analizados estadísticamente por análisis de varianza y para la separación de medias se utilizó la prueba de Tukey.

CUADRO 1 Se muestran los tratamientos totales del primer experimento, --
 producto de las combinaciones posibles de acuerdo al diseño -
 experimental.

!	1.- M-0-30	9.- Q-0-30	!
!	2.- M-0-60	10.- Q-0-60	!
!	3.- M-1-30	11.- Q-1-30	!
!	4.- M-1-60	12.- Q-1-60	!
!	5.- M-3-30	13.- Q-3-30	!
!	6.- M-3-60	14.- Q-3-60	!
!	7.- M-5-30	15.- Q-5-30	!
!	8.- M-5-60	16.- Q-5-60	!

M = Lesionado mecánico (4 incisiones laterales en la base del esqueje)

Q = Lesionado químico (inmersión basal en H_2SO_4 1N por 10 seg.)

0 = Sin aplicación de AIB

1 = 1000 ppm de AIB al 45% de etanol.

3 = 3000 ppm de AIB al 45% de etanol.

5 = 5000 ppm de AIB al 45% de etanol.

30= Tiempo de inmersión por 30 seg. en AIB al 45% de etanol.

60= Tiempo de inmersión por 60 seg. en AIB al 45% de etanol.

3.5. SEGUNDO EXPERIMENTO

Observaciones realizadas del primer experimento, nos indujeron a probar otras características de los esquejes, como tamaño y número de hojas. Así, para la realización del segundo experimento se requirieron 648 esquejes de Gypsophila paniculata L. var. "Perfecta", de la misma planta-madre de donde se obtuvieron los esquejes para el primer experimento. El tamaño de dichos esquejes fue de 7-10 cm. y con 8-10 pares de hojas. Se utilizó como sustrato una mezcla de agrolita + germinaza + tepojal, en proporción 3:1:1 (v/v) y como reactivos el AIB, etanol y ácido sulfúrico, (H_2SO_4) 1N. Además; se necesitó agua destilada, bolsas de plástico transparente, navaja, frascos de vidrio, caja de cartón, fungicidas (tecto 60, benlate 50, banrot, ridomil MZ-59, aliette, zineb plus, bavistin, rovrál y mancozeb plus), charola de plástico, mochila aspersora, atomizador, papel indicador "Merck" para pH, 1 termómetro de mercurio, 1 higrómetro, 3 jeringas, metro, reloj y bernier.

El diseño experimental fue un factorial $3 \times 4 \times 2$ con arreglo completamente al azar con 3 repeticiones siendo de 9 esquejes la unidad experimental; los tratamientos fueron los siguientes:

! TRATAMIENTO	NIVELES	!
!		!
! Lesionado	Mecánico, Químico y Testigo	!
! Concentración de AIB (ppm)	0, 1000, 3000, 5000	!
! Tiempo (seg.)	15 y 30	!

En el cuadro 2 aparece la lista de los tratamientos producto de las combinaciones posibles de acuerdo al diseño experimental.

Los esquejes se cosecharon en Agosto de 1989, previamente se desinfectó la germinaza y el tepojal con agua hirviendo, posteriormente se realizó la mezcla de agrolita + germinaza + tepojal en proporción 3:1:1 (v/v).

Al día siguiente de cosechar los esquejes, se les eliminaron las hojas basales para dejar aproximadamente 2 cm. de tallo, se sumergieron en agua + benlate por 10 minutos; posteriormente se escurrieron y se dejaron secar para poder aplicar el tratamiento correspondiente. El lesionado mecánico fue similar al del primer experimento, pero el lesionado químico consistió en una inmersión rápida de la base del esqueje en H_2SO_4 1N debido a que se observó que tiempos de inmersión más largos dañaban seriamente la base de los esquejes. Posteriormente se enjuagó con agua destilada durante 10 segundos. En seguida se le dió el tratamiento a 0, 1000, 3000 y 5000 ppm de AIB al 45% de etanol con 15 y 30 segundos de inmersión.

Los esquejes se regaron con el sistema de nebulización de acuerdo a la temperatura ambiental que se registraba en la enraizadora, cuidando que los esquejes no perdieran humedad. Para este experimento también se colocó un sarón adicional al de la enraizadora y cada tercer día se aplicó fungicidas alternados.

Durante el enraizamiento de los esquejes se registró una temperatura media ambiental de 26.7° C y del sustrato de 15.07° C. La humedad relativa promedio fue de 49.5% y el pH del sustrato fue de 7.5.

Los esquejes evaluados al final del experimento fueron solamente aquellos que tenían una raíz que pudiera adaptarse al trasplante. Considerando generalmente como un esqueje enraizado el que tuviera más de 2 raíces y con una longitud de raíz mayor de 1 cm.

Las variables a evaluar fueron: número de raíces primarias, longitud del sistema radical y diámetro del sistema radical (ancho perpendicular al eje del esqueje). Estos datos fueron registrados en 3 ocasiones a los 14, 22 y 30 días posteriores al inicio del experimento.

El porcentaje de esquejes enraizados y el peso seco de la raíz por tratamiento se registraron al final del experimento que duró 31 días. Los resultados fueron analizados estadísticamente por análisis de varianza y para la separación de medias se utilizó la prueba de Tukey.

CUADRO 2 Se muestran los tratamientos totales del segundo experimento, -
 producto de las combinaciones posibles de acuerdo al diseño experi-
 mental.

!	1.- M-0-15	9.- Q-0-15	17.- T-0-15	!
!	2.- M-0-30	10.- Q-0-30	18.- T-0-30	!
!	3.- M-1-15	11.- Q-1-15	19.- T-1-15	!
!	4.- M-1-30	12.- Q-1-30	20.- T-1-30	!
!	5.- M-3-15	13.- Q-3-15	21.- T-3-15	!
!	6.- M-3-30	14.- Q-3-30	22.- T-3-30	!
!	7.- M-5-15	15.- Q-5-15	23.- T-5-15	!
!	8.- M-5-30	16.- Q-5-30	24.- T-5-30	!

M = Lesionado mecánico (4 incisiones laterales en la base del esqueje).

Q = Lesionado químico (inmersión basal rápida en H_2SO_4 1N).

T = Testigo sin ningún lesionado.

0 = Sin aplicación de AIB.

1 = 1000 ppm de AIB al 45% de etanol.

3 = 3000 ppm de AIB al 45% de etanol.

5 = 5000 ppm de AIB al 45% de etanol.

15 = Tiempo de inmersión por 15 seg. en AIB al 45% de etanol.

30 = Tiempo de inmersión por 30 seg. en AIB al 45% de etanol.

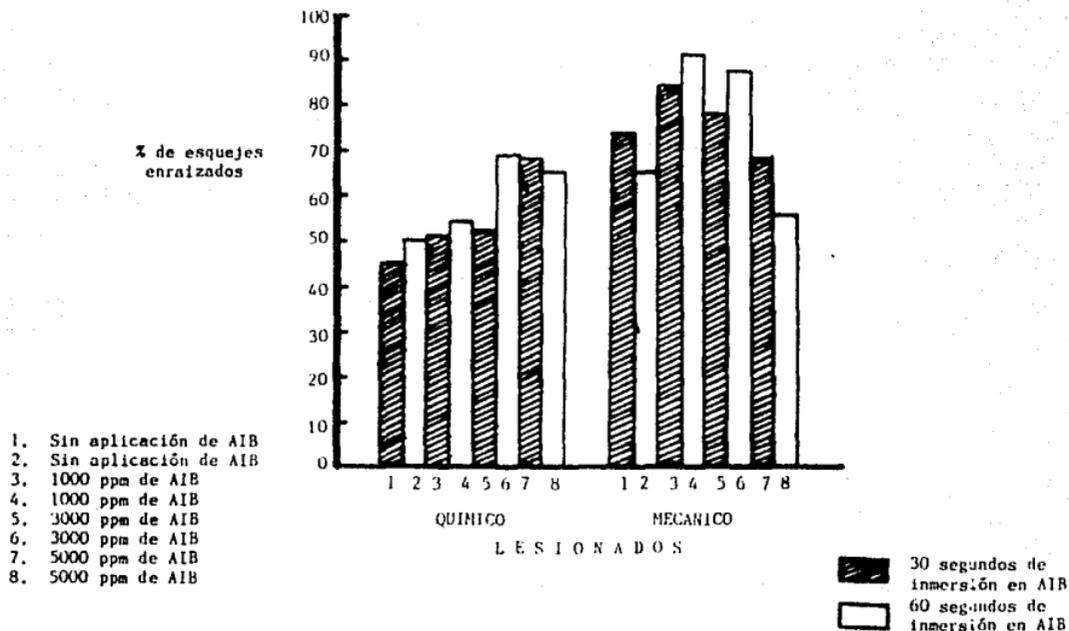
IV. RESULTADOS Y ANALISIS

1.- PRIMER EXPERIMENTO.

En la Fig. 1, se observan los porcentajes de esquejes enraizados obtenidos para cada uno de los tratamientos después de 32 días de haber sido establecidos. Se observa que los tratamientos que recibieron únicamente lesionado mecánico sin adición de AIB: M-0-30 y M-0-60 tuvieron un 73.6% y un 65.2% de esquejes enraizados respectivamente. Mientras que los porcentajes más altos se obtuvieron con los tratamientos que recibieron un lesionado mecánico con adición de AIB, tales como M-1-60 con 90.97%, M-3-60 con 87.5% y M-1-30 con 84.7%. En cambio, los tratamientos que recibieron únicamente el lesionado químico: Q-0-30 y Q-0-60 consiguieron sólo el 45.14% y el 50% de esquejes enraizados respectivamente.

En cuanto al análisis de varianza, realizado para número de esquejes enraizados, (anexo 2) se observa que existe diferencia significativa al 1% para el factor, lesionado y existe una diferencia significativa al 5% para la interacción lesionado más aplicación de AIB; donde el mejor lesionado fue el mecánico y la mejor interacción fue el lesionado mecánico más la aplicación de 1000 ppm de AIB (Cuadros 3 y 4). Para el factor AIB y el factor tiempo de inmersión, no hubo diferencia significativa.

FIGURA 1 Porcentaje de esquejes enraizados de *Gypsophila paniculata* L. Var. "Perfecta". Obtenidos para cada uno de los tratamientos. Después de 32 días. Experimento 1.



CUADRO 3 Comparación de medias para el efecto del lesionado en la variable número de esquejes enraizados.
Experimento 1.

TRATAMIENTO	\bar{X} NUMERO DE ESQUEJES ENRAIZADOS*	PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO	
Lesionado Mecánico	217	75,34	a
Lesionado Químico	164	56,94	b

* De un \bar{x} total de 288 esquejes/tratamientos, que corresponde al efecto exclusivo del lesionado.

CUADRO 4 Comparación de medias para el efecto de la interacción del lesionado con la concentración de AIB, en la variable número de esquejes enraizados.
Experimento 1.

TRATAMIENTO	\bar{X} NUMERO DE ESQUEJES ENRAIZADOS*	PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO	
-Lesionado mecánico con 1000 ppm de AIB	63,25	87,85	a
-Lesionado mecánico con 3000 ppm de AIB	59,25	82,29	a b
-Lesionado mecánico sin aplicación de AIB	50,00	69,44	a b
-Lesionado químico con 5000 ppm de AIB	48,00	66,66	a b c d
-Lesionado mecánico con 5000 ppm de AIB	44,50	61,80	b c d
-Lesionado químico con 3000 ppm de AIB	43,50	60,41	c d
-Lesionado químico con 1000 ppm de AIB	38,25	53,12	c d
-Lesionado químico sin aplicación de AIB	34,25	47,57	d

* De un total de 72 esquejes/tratamientos correspondientes al efecto exclusivo de la interacción del lesionado más aplicación de AIB.

Prueba de Tukey con $\alpha = 0,05$, los valores con la misma letra no representan diferencias significativas entre sí.

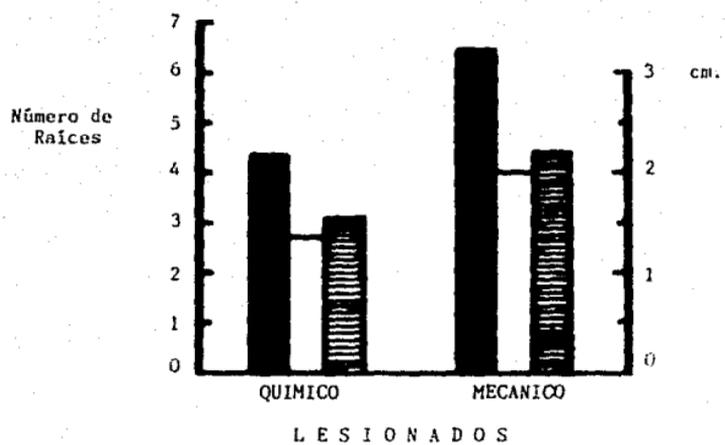
Por otra parte, el análisis estadístico, detectó diferencia significativa al 5% para el factor lesionado en cuanto a número de raíces primarias y diámetro del sistema radical y una diferencia significativa al 1% para el mismo factor pero con relación a la longitud del sistema radical (anexos 3, 4 y 5). En las tres variables, el lesionado mecánico es el que proporcionó los mejores resultados (Cuadros 5, 6 y 7).

De esta manera en la Figura 2, se muestra el efecto del lesionado, sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical donde la realización del lesionado mecánico incrementa favorablemente los resultados de cada variable evaluada, en comparación con el lesionado químico, ya que el número de raíces primarias y longitud del sistema radical son superiores en un 32% y el diámetro del sistema radical en un 28%.

Aunque para la aplicación de AIB y tiempos de inmersión no existió diferencia significativa, en la figura 3 se observa como el lesionado mecánico con 1000 ppm de AIB y 30 segundos de inmersión (M-1-30) tiene el mayor número de raíces primarias, así como mayor longitud y diámetro del sistema radical. Además se observa que concentraciones superiores a 1000 ppm de AIB reducen considerablemente el número de raíces primarias, así como longitud y diámetro del sistema radical.

En cuanto al lesionado químico, se observa que el lesionado químico con 3000 ppm de AIB y 30 segundos de inmersión (Q-3-30) sobresale, mos--

FIGURA 2 Efecto del lesionado sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta". Después de 32 días. Experimento 1.



- Número de raíces primarias \bar{x} /esqueje
- Longitud del sistema radical \bar{x} /esqueje
- Diámetro del sistema radical \bar{x} /esqueje

trando un mayor número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical; aunque no supera al tratamiento M-1-30 (fig. 3).

Si comparamos el lesionado químico sin aplicación de AIB, (Q-0-30) - con el lesionado mecánico sin aplicación de AIB; (M-0-30), observamos que éste último es superior en un 50%, es decir, que con la única realización de las incisiones se obtiene un 50% más del sistema radical que con la inmersión basal de los esquejes en ac. sulfúrico (fig. 3).

CUADRO 5 Comparación de medias, para el efecto del lesionado en la variable número de raíces primarias.
Experimento 1.

TRATAMIENTO	\bar{X} NO. DE RAICES PRIMARIAS	
Lesionado mecánico	51.75	a
Lesionado químico	34.75	b

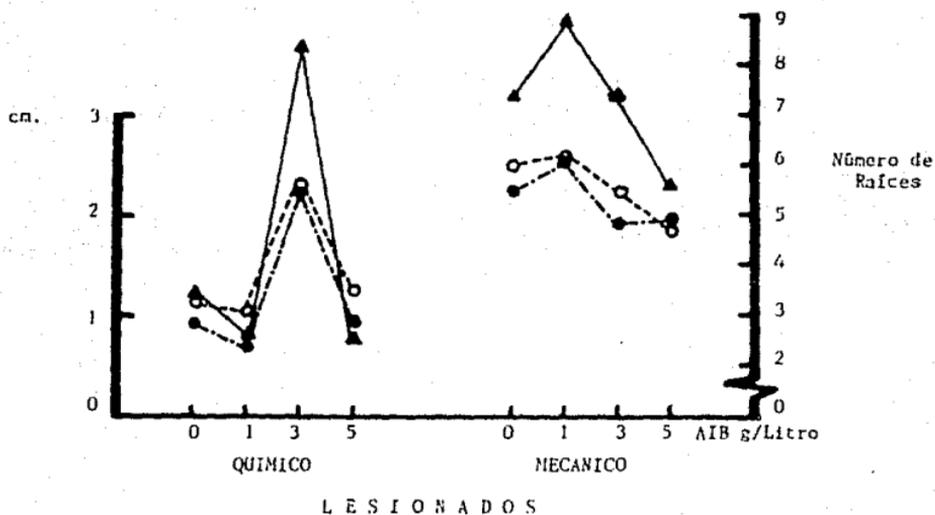
Prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$

CUADRO 6 Comparación de medias para el efecto del lesionado en la variable longitud del sistema radical.
Experimento 1.

TRATAMIENTO	\bar{X} LONGITUD DEL SISTEMA RADICAL (CM)	
Lesionado mecánico	16.11	a
Lesionado químico	10.84	b

Prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$

FIGURA 3 Efecto del lesionado y concentración de AIB con un tiempo de inmersión de 30 segundos, sobre el número de raíces - primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de *Cypophila paniculata* L. var. "Perfecta". Después de 32 días. Experimento 1.



- ▲ Número de raíces primarias \bar{x} /esqueje
- Longitud del sistema radical \bar{x} /esqueje
- Diámetro del sistema radical \bar{x} /esqueje

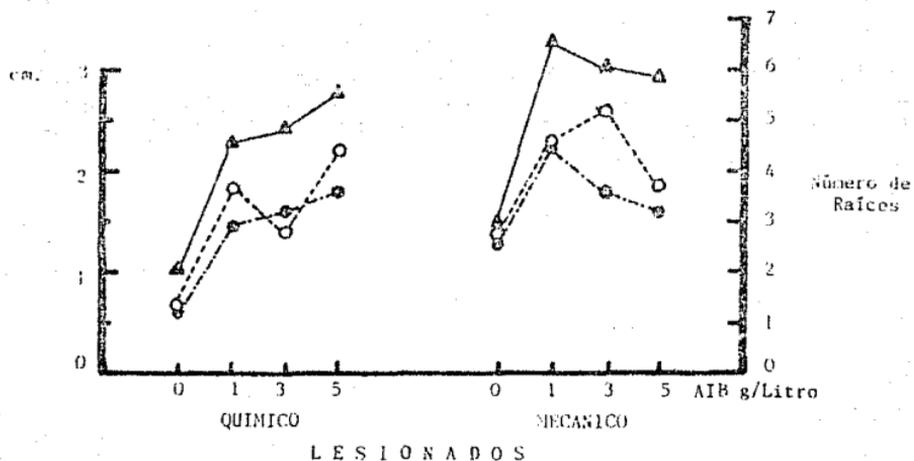
CUADRO 7 Comparación de medias para el efecto del lesionado en la variable diámetro del sistema radical.
Experimento 1.

TRATAMIENTO	\bar{X} DIAMETRO DEL SISTEMA RADICAL (CM)	
Lesionado mecánico	17.75	a
Lesionado químico	12.64	b

Prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$

En la figura 4, se observan las mismas interacciones que se muestran en la figura 3, pero con un tiempo de inmersión de 60 segundos en AIB. - Así, puede verse que los tratamientos que recibieron previamente un lesionado mecánico, más la aplicación de 1000 ppm de AIB, tuvieron un mayor número de raíces primarias y longitud del sistema radical, a excepción del diámetro del sistema radical que fue mayor con 3000 ppm de AIB. Sin embargo tiene un comportamiento similar con los tratamientos de lesionado mecánico de la figura 3 que tuvieron una inmersión en AIB por 30 segundos. Para los tratamientos que recibieron un lesionado químico, se observa como a medida que aumenta la concentración de AIB, también se incrementa el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical siendo el tratamiento que recibió un lesionado químico con 5000 ppm de AIB y 60 segundos de inmersión (Q-5-60) el que proporciona los mejores resultados, aunque no supera a los resultados obtenidos en los tratamientos con lesionado químico de la figura 3.

FIGURA 4 Efecto del lesionado y concentración de AIB con un tiempo de inmersión de 60 segundos, sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta". Después de 32 días. Experimento 1.



- ▲ Número de raíces primarias \bar{x} /esqueje
- Longitud del sistema radical \bar{x} /esqueje
- Diámetro del sistema radical \bar{x} /esqueje

En el cuadro 8, que muestra los resultados finales, obtenidos para cada una de las variables evaluadas por tratamiento, se observa que el tratamiento M-1-30, que mostró el mejor sistema radical obtuvo un 84.72% de esquejes enraizados. En cambio, el otro tratamiento, Q-3-30, que también tuvo buenos resultados en el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical, registró sólo un 52% de esquejes enraizados.

Por otro lado los tratamientos M-1-60 y M-3-60 que tuvieron los más altos porcentajes de esquejes enraizados (90.97% y 87.50%, respectivamente), tuvieron una calidad de raíz "intermedia", es decir, a pesar de tener resultados inferiores a los conseguidos por M-1-30, también estuvieron por arriba de otros tratamientos.

Por lo anterior se observa la ventaja que se obtiene, al realizar un lesionado mecánico, ya que se da un incremento en cuanto a porcentaje de esquejes enraizados, número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical, en comparación con el lesionado químico.

Para el caso del efecto de la aplicación de AIB, aunque no existió diferencia significativa puede observarse que los tratamientos que tuvieron un mayor sistema radical, fueron generalmente aquellos a los que se les aplicó AIB, a 1000 y 3000 ppm (anexos 6 y 8).

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

En lo que respecta al tiempo de inmersión en AIB, no existió diferencia entre 30 y 60 segundos, puesto que los resultados para cada una de las variables evaluadas, son similares con uno y otro tiempo (anexos 7 y 9).

CUADRO 8 Resultados finales, promedio por esqueje, obtenidos para cada una de las variables del primer experimento.

TRATAMIENTO	PORCIENTO DE ESQUEJES ENRAIZADOS	\bar{x} NO. DE RAICES PRIMARIAS POR ESQUEJE	\bar{x} LONGITUD DEL SISTEMA RADICAL POR ESQUEJE cm.	\bar{x} DIAMETRO DEL SISTEMA RADICAL POR ESQUEJE cm.
1. Q-0-30	45.14	3.50	0.98	1.21
2. Q-0-60	50.00	2.25	0.68	0.75
3. Q-1-30	51.38	2.50	0.77	1.10
4. Q-1-60	54.86	4.75	1.51	1.91
5. Q-3-30	52.08	8.50	2.28	2.62
6. Q-3-60	68.75	5.00	1.67	1.43
7. Q-5-30	68.05	2.50	1.06	1.32
8. Q-5-60	65.27	5.75	1.87	2.27
1. M-0-30	73.61	7.50	2.30	2.57
2. M-0-60	65.27	3.00	1.34	1.43
3. M-1-30	84.72	9.00	2.61	2.62
4. M-1-60	90.97	6.75	2.28	2.35
5. M-3-30	77.08	7.50	1.96	2.31
6. M-3-60	87.50	6.25	1.86	2.65
7. M-5-30	68.05	5.75	2.06	1.89
8. M-5-60	55.55	6.00	1.67	1.91

Q = Lesionado químico
M = Lesionado mecánico

0 = Sin aplicación de AIB
1 = 1000 ppm de AIB
3 = 3000 ppm de AIB
5 = 5000 ppm de AIB

30 = 30 seg. de inmersión en AIB
60 = 60 seg. de inmersión en AIB

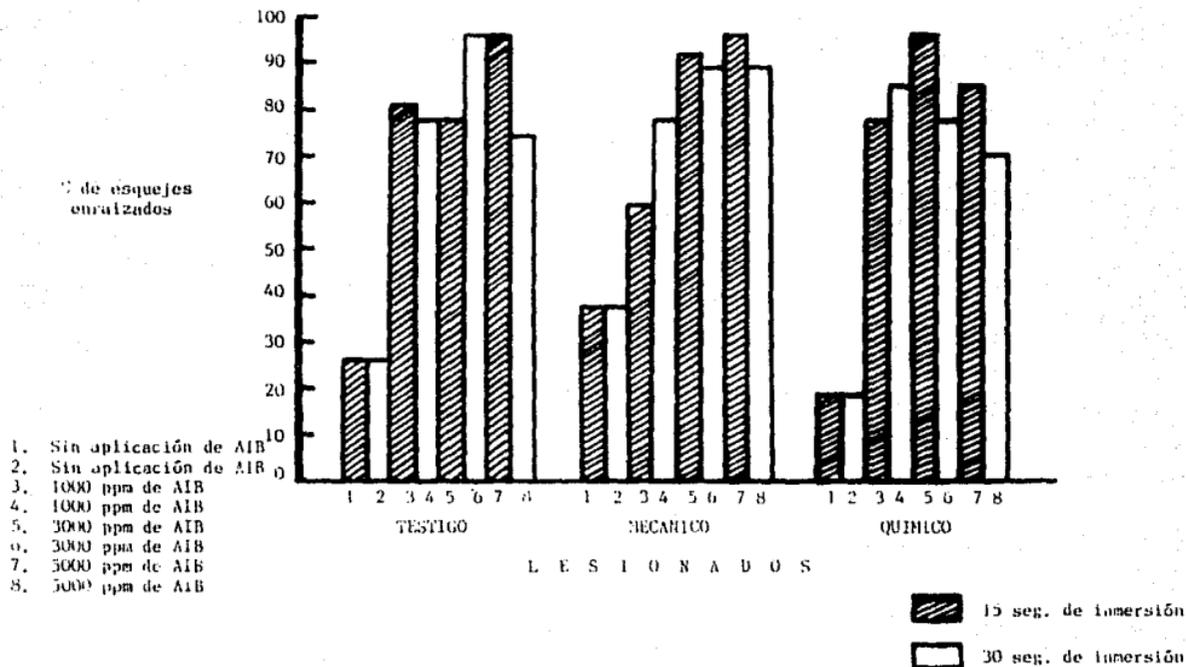
2.- SEGUNDO EXPERIMENTO.

En la figura 5 se observa el porcentaje de esquejes enraizados después de 31 días de que fue establecido el experimento. Mostrándose que los tratamientos que tuvieron los mejores resultados fueron: T-3-30 (96.-29%), T-5-15 (96.29%), M-3-15 (92.59%), M-5-15 (96.29%) y Q-3-15 (96.29%) Además, se observa que la aplicación de AIB es más importante que el lesionado para la obtención de un mayor porcentaje de esquejes enraizados, ya que tanto en el testigo (sin lesionado) como en el lesionado químico y mecánico se logran altos porcentajes de esquejes enraizados con la aplicación de 3000 y 5000 ppm de AIB, principalmente. A pesar de lo anterior, en la misma figura 5, podemos observar que al efectuar sólo un lesionado mecánico sin aplicación de AIB se incrementa en un 30% el porcentaje de esquejes enraizados respecto al testigo (sin lesionado y sin aplicación de AIB) y en 51% respecto al lesionado químico sin aplicación de AIB.

El análisis de varianza para número de esquejes enraizados detecta una diferencia significativa al 1%, para el factor AIB (anexo 10) de modo que al aplicar 3000 ó 5000 ppm se obtienen los mejores resultados como se muestra en el cuadro 9.

Para el factor lesionado y el factor tiempo de inmersión en AIB no hubo diferencia significativa en la evaluación final, en cuanto a número de esquejes enraizados; pero como ya se mencionó, el lesionado mecánico -

FIGURA 5 Porcentaje de esquejes enraizados de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta".
Obtenidos para cada uno de los tratamientos. Después de 31 días. Experimento 2



por sí solo, sin aplicación de AIB, logra mayor porcentaje de esquejes enraizados, comparando al testigo (sin lesionado y sin AIB). Y el tiempo de inmersión para el que se observan los mayores porcentajes de esquejes enraizados es con 15 segundos (Figura 5).

CUADRO 9 Comparación de medias para el efecto de la concentración de AIB en la variable número de esquejes enraizados. Experimento 2.

TRATAMIENTO	\bar{X} NUMERO DE ESQUEJES ENRAIZADOS *	PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO	
3000 ppm de AIB	47.66	88.26	a
5000 ppm de AIB	46.00	85.18	a
1000 ppm de AIB	41.33	76.54	b
Sin aplicación de AIB	14.66	27.15	c

* De un total de 54 esquejes/tratamientos correspondientes al efecto exclusivo de la concentración de AIB.

Prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$, los valores con la misma letra no representan diferencias significativas entre sí.

Cabe aclarar que para este segundo experimento, se realizaron 3 evaluaciones en lo que respecta a número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical, a los 15, 23 y 31 días después de que se estableció el experimento. El análisis de varianza de la primera evaluación detectó diferencia significativa al 1% para el factor lesionado, en cuanto a número de raíces primarias y longitud del sistema radical y detectó diferencia significativa al 5% en cuanto al diámetro del sistema radical.

El factor AIB, sólo mostró diferencia significativa al 5% para el número de raíces primarias. El análisis de varianza de la segunda evaluación de tectó diferencia significativa al 1% para el factor lesionado en cuanto a longitud del sistema radical y diferencia significativa al 5% para el diámetro del sistema radical. El factor AIB mostró una diferencia significativa al 1% para el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical (anexos 14, 15, 16, 17, 18 y 19). En estas 2 evaluaciones, el lesionado que proporciona los mejores resultados respecto a número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical, es el mecánico (incisiones) y en cuanto a la aplicación de AIB, los mejores resultados respecto a número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical, se logran con 3000 y 5000 ppm; el tiempo de inmersión no afecta de manera significativa la expresión de cada una de las variables evaluadas (anexos 14a - 19a y 20 - 25).

Para la última evaluación, el análisis de varianza para número de raíces primarias, señala que existe diferencia significativa al 1% para el factor AIB (anexo 11), pero dando lo mismo aplicar una concentración que otra (cuadro 10). Sin embargo en la figura 7 se muestra un mayor número de raíces primarias por esqueje con la aplicación de 3000 y 5000 ppm de AIB. Y aunque para lesionados no hay diferencia significativa, se puede apreciar una mejor respuesta con el lesionado mecánico (figura 6).

FIGURA 6 Efecto del lesionado sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de *Gypsophila paniculata* L., var. "Perfecta". Después de 31 días. Experimento 2.

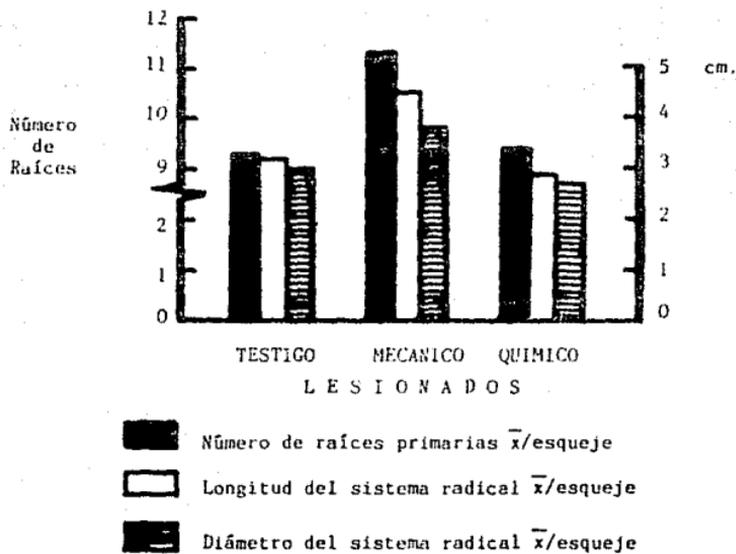
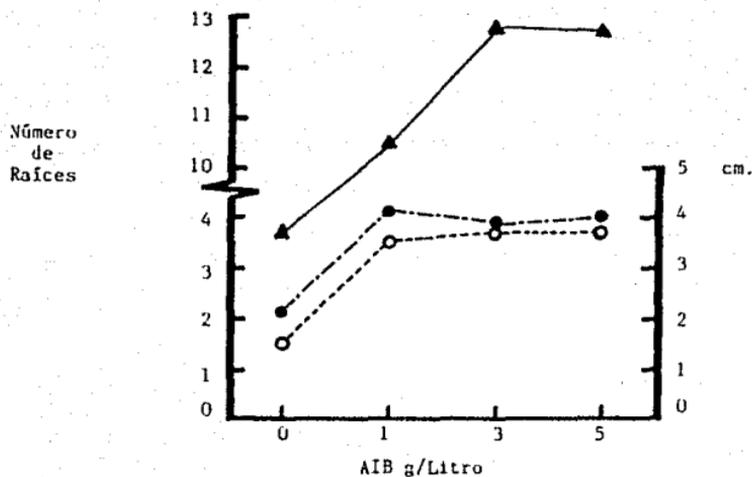


FIGURA 7 Efecto de la concentración de AIB sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta". Después de 31 días. Experimento 2.



- ▲ Número de raíces primarias \bar{x} /esqueje
- Longitud del sistema radical \bar{x} /esqueje
- Diámetro del sistema radical \bar{x} /esqueje

CUADRO 10 Comparación de medias para el efecto de la concentración de AIB en la variable número de raíces primarias. Experimento 2 (Después de 31 días).

TRATAMIENTO	\bar{X} NUMERO DE RAICES PRIMARIAS	
3000 ppm de AIB	77.33	a
5000 ppm de AIB	77.00	a
1000 ppm de AIB	63.33	a
Sin aplicación de AIB	22.66	b

Prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$, los valores con la misma letra no representan diferencias significativas entre sí.

Para la longitud del sistema radical, en el análisis de varianza, se observa que existe diferencia significativa al 1% para lesionados, aplicación de AIB y la interacción de ambos (anexo 12) teniéndose para cada uno de estos factores un mejor resultado con el lesionado mecánico, con cualquier concentración de AIB y con la interacción del lesionado mecánico con la aplicación de 3000 ppm de AIB, (figuras 6, 7 y 9; cuadro 11).

Para diámetro del sistema radical, en el análisis de varianza se indica que existe diferencia significativa al 1% para lesionados y para la aplicación de AIB (anexo 13), siendo mejor el lesionado mecánico y 3000 ppm de AIB (figuras 6 y 7; cuadro 12).

CUADRO 11 Comparación de medias para el efecto del lesionado, concentración de AIB y la interacción de ambos, en la variable longitud del sistema radical.
Experimento 2 (Después de 31 días).

TRATAMIENTO	\bar{X} LONGITUD DEL SISTEMA RADICAL (CM)	
Lesionado mecánico	36.13	a
Sin lesionado (testigo)	25.45	b
Lesionado químico	23.58	b
1000 ppm de AIB	24.76	a
5000 ppm de AIB	23.96	a
3000 ppm de AIB	23.66	a
Sin aplicación de AIB	12.77	b
Lesionado mecánico con 3000 ppm de AIB	9.96	a
Lesionado mecánico con 1000 ppm de AIB	9.63	a b
Lesionado mecánico sin aplicación de AIB	8.40	a b c
Lesionado mecánico con 5000 ppm de AIB	8.13	a b c
Sin lesionado (testigo) con 1000 ppm de AIB	8.10	a b c
Lesionado químico con 5000 ppm de AIB	7.96	a b c
Sin lesionado (testigo) con 5000 ppm de AIB	7.86	a b c
Sin lesionado (testigo) con 3000 ppm de AIB	7.10	b c
Lesionado químico con 1000 ppm de AIB	7.03	b c
Lesionado químico con 3000 ppm de AIB	6.60	c
Sin lesionado (testigo) y sin aplicación de AIB	2.38	d
Lesionado químico, sin aplicación de AIB	1.93	d

Prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$, los valores con la misma letra no representan diferencias significativas entre sí.

CUADRO 12 Comparación de medias para el efecto del lesionado y concentración de AIB en la variable diámetro del sistema radical.
Experimento 2 (Después de 31 días).

TRATAMIENTO	\bar{X} DIAMETRO DEL SISTEMA RADICAL (CM)	
Lesionado mecánico	30.56	a
Sin lesionado (testigo)	24.10	b
Lesionado químico	10.56	c
3000 ppm de AIB	23.23	a
5000 ppm de AIB	22.70	a b
1000 ppm de AIB	21.26	b
Sin aplicación de AIB	9.26	c

Prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$, los valores con la misma letra no representan diferencias significativas entre sí.

Finalmente para la obtención de un mayor peso seco de las raíces es muy importante la realización de un lesionado mecánico; sin embargo, cuando también se aplica AIB, se nota un mayor peso seco de las raíces, sobre todo con 3000 y 5000 ppm de AIB y con 15 segundos de inmersión, (figura 10).

De esta manera es notable la influencia del lesionado para la manifestación de un mayor número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical, desde el inicio del experimento, y principalmente para el lesionado mecánico que fue el que dió los mayores resultados a comparación del lesionado químico y el testigo que en las 3 evaluaciones tuvieron un comportamiento similar (figura 6; anexos 20 y 23).

El lesionado mecánico superó en un 16% el número de raíces primarias 29% la longitud del sistema radical y en 20% el diámetro del sistema radical al obtenido por el lesionado químico y el testigo (sin lesionado) (figura 6).

La aplicación de AIB, también fue muy importante para obtener buenos resultados en número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical, principalmente a partir de la segunda evaluación, después de que

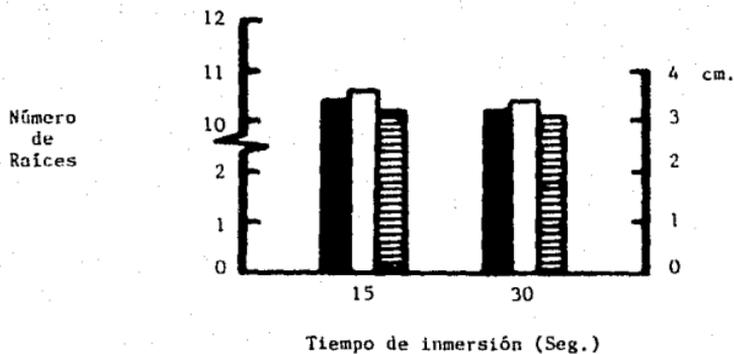
el lesionado, posiblemente permitió su absorción y propició su influencia en la manifestación de los incrementos en las variables citadas y en el porcentaje de esquejes enraizados. Se observa que a través de todo el experimento en la mayoría de los casos, conforme se incrementa la concentración de AIB, también se incrementan los valores para número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical, aunque a veces se estabilizan o decaen al llegar a 3000 ppm de AIB (figura 7; anexos 21 y 24).

El tiempo de inmersión en AIB no tuvo diferencia significativa durante este segundo experimento, ya que en la figura 8; anexos 22 y 25 los resultados obtenidos para cada variable, no difieren mucho con 15 ó 30 segundos de inmersión y por lo tanto es recomendable el menor tiempo de inmersión por cuestión de manejo.

En el cuadro 13 se puede observar que los resultados finales de este segundo experimento, indican que los tratamientos que mostraron tener mejores características en cuanto a las variables evaluadas fueron M-3-15 y M-5-15. Estos tratamientos que como ya se había mencionado obtuvieron el mayor peso seco de las raíces, hace pensar que por lo mismo, tenían raíces más vigorosas que pueden estar listas para el trasplante en un tiempo más corto.

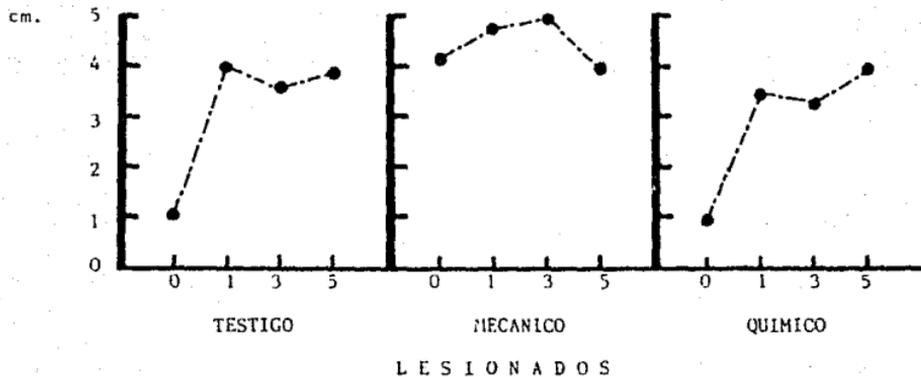
En lo referente a evaluaciones cualitativas, se observó que para el lesionado químico y el testigo, las raíces emergieron de la periferia y -

FIGURA 8 Efecto del tiempo de inmersión en AIB de los esquejes de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta" sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical. Después de 31 días. Experimento 2.



- Número de raíces primarias \bar{x} /esqueje
- Longitud del sistema radical \bar{x} /esqueje
- Diámetro del sistema radical \bar{x} /esqueje

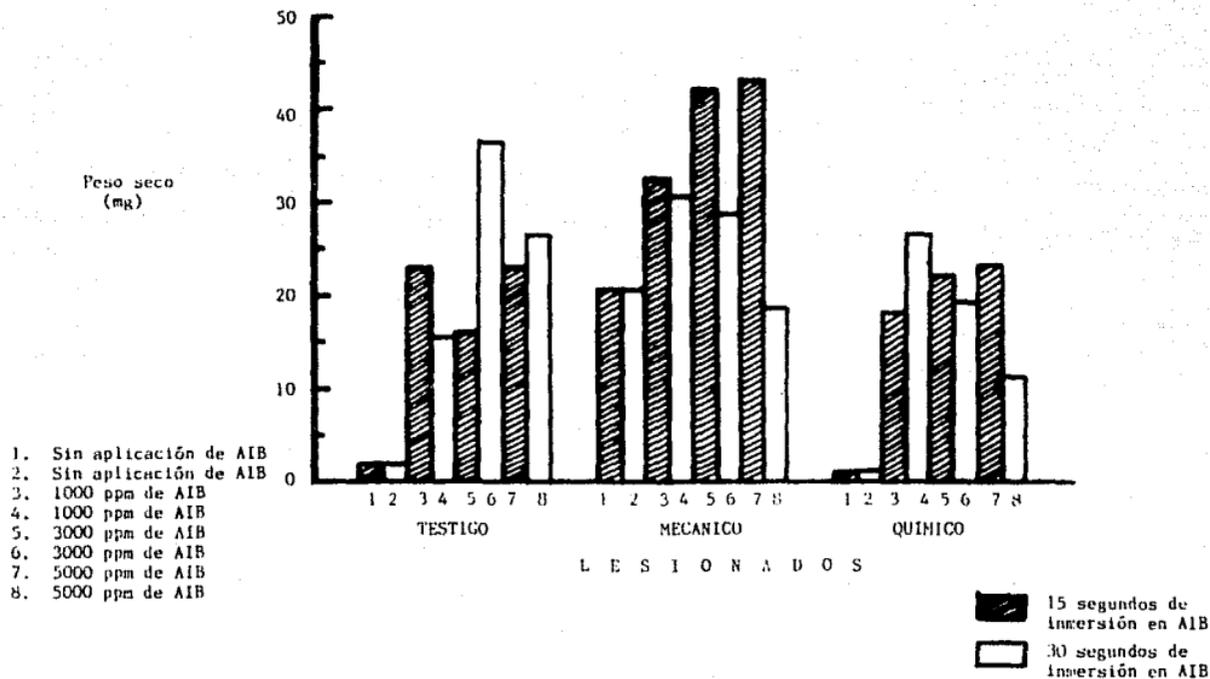
FIGURA 9 Efecto de la interacción entre el lesionado y la concentración de AIB sobre la longitud del sistema radical en esquejes de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta". - Después de 31 días. Experimento 2.



● Longitud del sistema radical
x/esqueje.

centro de la base del esqueje, y en ocasiones de las heridas provocadas -
al eliminar las hojas basales; mientras que para el lesionado mecánico -
las raíces emergían generalmente de la periferia de la base del esqueje y
de las incisiones, para posteriormente ramificarse.

FIGURA 10 Peso seco promedio de las raíces de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta" para cada uno de los tratamientos. Después de 31 días. Experimento 2.



CUADRO 13 Resultados finales, promedio por esquejes, obtenidos para cada una de las variables del segundo experimento.

TRATAMIENTO	PORCIENTO DE ESQUEJES ENRAIZADOS	\bar{X} NO. DE RAICES PRIMARIAS POR ESQUEJE	\bar{X} LONGITUD DEL SISTEMA RADICAL POR ESQUEJE (CM.)	\bar{X} DIAMETRO DEL SISTEMA RADICAL POR ESQUEJE (CM.)	PESO SECO POR ESQUEJE (MG.)
1. T-0-15	25,92	2,66	1,19	1,10	1,9
2. T-0-30	25,92	2,66	1,19	1,10	1,9
3. T-1-15	81,48	11,66	4,66	3,83	23,1
4. T-1-30	77,77	8,33	3,43	2,90	15,5
5. T-3-15	77,77	10,33	3,30	3,20	16,0
6. T-3-30	96,29	13,66	3,76	4,13	36,7
7. T-5-15	96,29	14,00	3,80	3,89	22,8
8. T-5-30	74,07	11,33	4,00	3,96	26,5
1. Q-0-15	18,51	0,66	0,97	0,73	1,2
2. Q-0-30	18,51	0,66	0,99	0,73	1,2
3. Q-1-15	77,77	8,33	2,76	2,86	18,1
4. Q-1-30	85,18	4,33	4,26	3,90	26,3
5. Q-3-15	96,29	12,66	3,36	3,56	21,8
6. Q-3-30	77,77	13,00	3,23	3,26	19,2
7. Q-5-15	85,18	17,66	4,60	3,40	22,9
8. Q-5-30	70,37	8,00	3,36	3,30	11,1
1. M-0-15	37,03	8,00	4,20	2,80	20,3
2. M-0-30	37,03	8,00	4,20	2,80	20,3
3. M-1-15	59,25	11,00	5,40	3,93	32,4
4. M-1-30	77,77	9,66	4,23	3,83	30,4
5. M-3-15	92,59	14,00	5,26	4,73	42,1
6. M-3-30	88,88	13,66	4,70	4,33	28,6
7. M-5-15	96,29	14,33	4,36	4,66	43,0
8. M-5-30	88,88	11,66	3,76	3,46	18,4

Q = Lestonado químico

M = Lestonado mecánico

T = Sin lesionado (testigo)

0 = Sin aplicación de AIB

1 = 1000 ppm de AIB

3 = 3000 ppm de AIB

5 = 5000 ppm de AIB

15 = 15 seg. de inmersión en AIB

30 = 30 seg. de inmersión en AIB

V. DISCUSION

En ambos experimentos, se pudo observar la influencia del lesionado, siendo más determinante para el primer experimento.

En el primer experimento tuvo mayor influencia el efecto del lesionado mecánico al proporcionar un mayor porcentaje de esquejes enraizados, número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical. Y para el segundo experimento fue mayor el efecto de la concentración de AIB principalmente a 3000 y 5000 ppm al obtener los más altos porcentajes de esquejes enraizados, y su interacción con el lesionado mecánico en proporcionar un mayor número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical. Sin embargo en ambos casos el efecto del lesionado mecánico fue muy importante, debido tal vez, a que con él se haya permitido romper más directamente la banda de células de esclerenquima que pudimos constatar y que rodea al punto de origen de las raíces adventicias y así hayan permitido una mejor absorción del AIB y agua del sustrato como lo mencionan Harmann y Kester (1982), en trabajos similares, facilitando así una rápida emergencia de las raíces adventicias. Pudo suceder también que con las incisiones se haya estimulado la producción de etileno como lo mencionan Kawase (1976), Saltviet y Dille (1979), Morgan (1980) y Konze y Kwiatkowski (1981), y por lo tanto, se estimuló la división celular (Taylor y Gregg, 1969; Ray, 1975; Leal y Krezdorn, 1977) y su interac

ción con las auxinas hayan estimulado la formación de raíces adventicias (Bose, et. al., 1977; Criley y Parvin, 1978; Kenneth y Swason, 1976; y Sadhu, et. al., 1978). Este efecto aditivo se pudo observar también con el peso seco del sistema radical, ya que con la sola realización del lesionado mecánico se obtuvo un incremento en el peso seco y fue mejor cuando se combinó con la aplicación de AIB. (fig. 10).

Por estas razones cabe la posibilidad de que como lo mencionan Locklear, et. al., (1983) las heridas provocadas por la eliminación de las hojas basales de los esquejes, al momento de prepararlos para su posterior establecimiento en la enraizadora, haya favorecido su enraizamiento, razón por la que los esquejes del tratamiento testigo del segundo experimento hayan enraizado.

En cuanto al efecto del lesionado químico, en los 2 experimentos no incrementó satisfactoriamente el porcentaje de enraizamiento y ésto se pudo deber tal vez, a que no se lograron romper los enlaces ácido labiales de las células de la banda de esclerenquima, como para facilitar la emergencia de las raíces. Por lo tanto el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical, tampoco se vió favorecido por el lesionado químico. Por lo que nuestros resultados no concuerdan con los de Locklear, et. al. (1983) quienes obtuvieron buenos resultados con el lesionado químico en cuanto a porcentaje de enraizamiento y tampoco coinciden con los resultados de Lee, et. al. (1977) y Khosh-

Ebel y Tafazoli (1979) en cuanto a número y longitud de raíces, al efectuar un lesionado químico.

En lo que respecta al efecto del AIB se ha visto en numerosas pruebas como su empleo puede mejorar el desarrollo de las raíces y acelerar el enraizamiento (Ball y Ball, 1985; Larson, 1988) e inclusive incrementar el porcentaje de enraizamiento (Hinesley y Blazich, 1980). Para nosotros en el primer experimento, estadísticamente no se obtuvo significancia para el efecto exclusivo del AIB en incrementar las variables evaluadas como son el porcentaje de enraizamiento, número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical; pero su interacción con el lesionado mecánico a 1000 y 3000 ppm de AIB, incrementó favorablemente todas las variables. Esto puede corroborarse cuando su efecto se compara con aquel tratamiento que recibió únicamente un lesionado sin aplicación de AIB.

Durante el segundo experimento el efecto del AIB fue cada vez más notorio, mostrando tener mayor influencia en el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical. Al final del experimento fue de terminante para lograr también un mayor número de esquejes enraizados, siendo con las concentraciones de 3000 y 5000 ppm de AIB, con las que se obtuvieron mejores resultados gráficamente, y coincidiendo con los resultados obtenidos por Kusey y Weiler (1980).

Sin embargo, Locklear, et. al., (1983) con 1000 ppm de AIB, observaron una mejor respuesta. Si analizamos los 2 experimentos podemos decir que obtuvimos buenos resultados en cuanto a porcentaje de esquejes enraizados, número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical con 3000 ppm de AIB.

Por último para el efecto del tiempo de inmersión no se encontró significancia estadística en ambos experimentos y por lo tanto no fue determinante en los resultados obtenidos, para número de esquejes enraizados, número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical. Aunque existen trabajos sobre el tema, donde la interacción del tiempo de inmersión con la concentración de AIB pueden incrementar el porcentaje de enraizamiento (Van Bragt, et. al., 1976; Mukherjee y Chatterjee, 1979; Kawase y Matsui, 1980; Van de Pol y Vegelezang, 1983). A pesar de esto al analizar los resultados finales, se puede observar que los mejores resultados se inclinan hacia los menores tiempos de inmersión (30 segundos para el primer experimento y 15 segundos para el segundo experimento) a excepción del porcentaje de esquejes enraizados del primer experimento, donde se obtuvo mejor respuesta con el mayor tiempo de inmersión (60 segundos). Esto quizás se debió a que el lesionado rompió la banda de esclerenquima permitiendo una mayor absorción del AIB a pesar del poco tiempo de inmersión, coincidiendo así con trabajos similares realizados por Hartmann y Kester (1982).

Así, aunque para el primer experimento se tiene mayor influencia del lesionado y para el segundo experimento, fue más importante la concentración de AIB sobre la respuesta de las variables evaluadas, la acción con junta de ambos lesionado y aplicación de AIB, tal como lo afirman Hinesley y Bluzich (1980) favorece el desarrollo de las raíces adventicias y principalmente el porcentaje de enraizamiento.

VI. CONCLUSIONES

- A) La realización de un lesionado mecánico es muy favorable para lograr mejores resultados en el enraizamiento de Gypsophila paniculata L. - var. "Perfecta", ya que aumenta no sólo el número de esquejes enraizados sino también el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical y peso seco de las raíces.
- B) En cuanto a porcentaje de esquejes enraizados para el primer experimento el mejor tratamiento fue el lesionado mecánico con 1000 ppm de AIB y 60 segundos de inmersión con un 90.97% de enraizamiento, y para el segundo experimento, el mejor tratamiento fue el lesionado mecánico con 5000 ppm de AIB y 15 segundos de inmersión, con un 96.29% de esquejes enraizados.
- C) La concentración de AIB que muestra una respuesta más consistente a través de los dos experimentos y para todas las variables evaluadas en el enraizamiento de Gypsophila paniculata L., fue 3000 ppm.
- D) El tiempo de inmersión no proporciona resultados significativos, pero se pueden observar mejores respuestas para las variables evaluadas con los tiempos de inmersión más cortos.

VII. SUGERENCIAS

Dado que el enraizamiento de la Cynsophila paniculata L. ha sido poco estudiado, aún quedan muchos aspectos, que requieren aclararse, siendo algunos de ellos: el manejo de la planta madre para obtener esquejes de calidad en el momento desendo, el tiempo de almacenamiento de los esquejes enraizados y sin enraizar, una metodología más rápida para la preparación de los esquejes antes de establecerlos y una concentración y tiempo de inmersión en AIB más práctica para propagaciones comerciales.

BIBLIOGRAFIA

- Altman, A. and Freudenberg, D., 1983. Quality of Pelargonium graveolens cuttings as affected by the rooting medium. *Scientia Hort.*, 19: 379-385.
- Angeles, B. L., Ochoa, M. A. y Granada, C. L., 1989. Obtención y propagación in vitro de plantas de gipsofila (Gypsophila paniculata) cultivar perfecta, categoría fundación. CONAFRUT, SARH. III Congreso Nacional. Programa y Memoria de Resúmenes. Morelos, México.
- Arango, T. J. 1986. Efecto del pretratamiento con tiosulfato de plata en botones de clavel (Dianthus caryophyllus L.) "White Sim" almacenados en refrigeración. TESTS Licenciatura. Fac. Est. Sup. Cuautitlán - U.N.A.M. México.
- Arellano, O. G., 1987. Apuntes de propagación de plantas. Fac. Est. Sup. Cuautitlán-UNAM, México.
- Ball and Ball, G. J., 1985. Ball Red Book. Greenhouse Growing Reston Publishing Company, Inc. A Prentice-Hall Company 14 th ed., Reston - Virginia, U.S.A., p. 497-623.
- Basu, R. N., Roy, B. N. and Bose, T. E., 1970. Interaction of abscisic acid and auxins in rooting of cutting. *Plant and Cell Physiol.*, 11: 651-684.
- Batten, D. J. and Mullins, M. G., 1978. Ethylene and adventitious root formation in hypocotyl segments of etiolated mung-bean (Vigna radiata (L.) Wilczek). Seedlings. *Planta*, 138 (3): 193-197.
- Bhella, H. S. and Roberts, A. N., 1975. Seasonal Changes in Origin and rate of development of root initials in Douglas-fir Stem Cuttings. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 100 (6): 643-646.
- Bidwell, R. G. S., 1979. *Fisiología Vegetal*. A. G. T. Editor. S. A. México, p. 600-608.
- Bon, M. C. Gendraud, M. and Franclet, A., 1982. Roles of phenolic compounds on micropropagation of juvenile and mature clones of Sequoiadendron giganteum: influence of activated charcoal. *Scientia Hort.*, 34: 283-291.
- Bonner, J. y Galston, W. A., 1973. *Principios de Fisiología Vegetal*. Ed. Aguilar. 5a. ed. España.
- Booz - Allen, y Hamilton, 1988. Flores de corte (Sector Agroindustrial), México, p. 31-87.

- Borowski, E., Hagen, P. and Moe, R., 1981 Stock plant irradiation and rooting of chrysanthemum cutting in light or dark. *Scientia Hort.*, 15: 245-253.
- Bose, T. K., Mukherjee, T. P. and Basu, R. N., 1977. Effects of Ethylene and acetylene on the regeneration of adventitious roots. *Indian Journal of Plant Physiology*, 20 (2): 134-139. In: *Plant Growth Reg. Abst.* 1980. 1166.
- Bose, T. K., Mukherjee, T. P. and Roy, T., 1975. Standardisation of propagation from cuttings under mist. I. Effect of type of wood and size of cutting on root formation. *Punjab Horticultural Journal*, vol. 15, No. 3/4, 139-143. In: *Plant Growth Reg. Abst.*, 1977. 662.
- Buchala, A. J. and Schmid, A., 1979. Vitamin D and its analogues as a new class of plant growth substances affecting rhizogenesis. *Nature*, U. K., 280 (5719): 230-231. In: *Plant Growth Reg. Abst.*, 1979. 1984.
- Buenfil, A. y Robles, J., 1989. Comunicación Personal. Dpto. de Botánica, de la Fac. Est. Sup. Cuautitlán - U.N.A.M., México.
- Christensen, M. V., Eriksen, E. N. and Andersen, A. S., 1980. Interaction of stock plant irradiance and auxin in the propagation of apple rootstocks by cuttings. *Scientia Hort.*, 12:11-17.
- CONAFRUT - SAEN., 1982. Producción comercial del crisantemo. México, p. 7-16.
- Cook, E. L., Van Staden, J. and Ackermann, C., 1988. Manipulating carnation petal senescence. I. The interaction and transport of benzyladenine and indole acetic acid. *Scientia Hort.*, 35:143-156.
- Cortés, B. F., 1980. *Histología Vegetal Básica*. Ed. Blume, España, p. 35-40.
- Criley, R. A. and Parvin, P. E., 1978. A propagation cocktail for *Protea neriifolia*. *Plant Propagator*, 24 (1):7. In: *Plant Growth Reg. Abst.*, 1979. 504.
- Cutting, J. G. M. and Van Vuuren, S. P., 1988. Rooting leafy non-etiolated avocado cuttings from gibberellin-injected trees. *Scientia Hort.* 37:171-176.
- Davies, F. T., Jr. and Joiner, J. N., 1978. Adventitious root formation in three cutting types of *Ficus pumila* L. Combined Proceedings of the International Plant propagators Society. 28: 306-313. In: *Plant Growth Regulator Abstracts*, 1980. 1802.

- Davies, F. T., Jr. and Joiner, J. N., 1980. Growth Regulator Effects on Adventitious Root Formation in Leaf Bud Cuttings of Juvenile and Mature Ficus pumila J. Amer. Soc. hort. Sci. 105 (1):91-95.
- Davies, F. T., Jr., Lázarte, J. E. and Joiner, J. N., 1982. Initiation and development of roots in juvenile and mature leaf bud cuttings of Ficus pumila L. Amer. J. Bot. 69 (5):804-811.
- Devlin, R. M., 1982. Fisiología Vegetal. Ed. Omega, Barcelona, España.
- Economou, A. S. and Read, P. E., 1986. Influence of pH and Medium Composition on Rooting of Hardy Deciduous Azalea Microcuttings. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 111 (2): 181-184.
- English, W. S. y Kinham, H. G. 1974. Producción comercial de claveles Ed. Acribia, España, p. 47-59.
- Esau, K., 1976. Anatomía Vegetal. Ed. Omega, S. A., 3a. ed. Barcelona, España.
- Espinoza, E. R. 1987. Enraizamiento de estacas de guayaba (Psidium guajaba L.) TESIS Maestría, Colegio de Postgraduados, Chapingo, México, p. 2-24.
- Fadl, M. S. y Hartmann H. T. (1967), Relation ship between seasonal changes in endogenous promoters and inhibitors in pear buds and cutting bases and the rooting of pear hardwood cuttings, Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 91: 96-112.
- Fairbank, H. 1985. Cultivo comercial de flores al aire libre (anuales, bienales y perennes). Manuales de Técnica Agropecuaria, Ed. Acribia, España, p. 82-84.
- Farina, E., Grassotti, A. and Pergola, G., 1984. Esperienze per valutare l' influenza di diversi sistemi di moltiplicazione sulla produzione della Gipsophila (Gypsophila paniculata L.). Ann. Ist. Sper. Flor. Vol. XIII-1.
- FIRA. 1990. Micropropagación Vegetal en México. Avances y Resultados. No. 216, Vol. XXII, p. 21-26.
- FOMEC, Estado de México, 1989. Proyecto de Factibilidad para la instalación de 2 hectáreas de producción de Rosa bajo condiciones de invernadero y calidad de exportación, con ubicación en Tamascaaltepec, México, 181 pp.

- French, C. J., 1989. Propagation and Subsequent Growth of Rhododendron Cuttings: Varied Response to CO₂ Enrichment and Supplementary Lighting. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 114 (2): 251-259.
- French, C. J. and Alsbury, J., 1989. Supplementary Lighting and Rooting of Three Cultivars of Small Rhododendrons. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 114 (3): 397-401.
- Gary, L. Mc. D., 1979. Ornamental Horticulture. Reston Publishing Company, Prentice-Hall Company. Virginia, U.S.A.
- Geneve R. L., Hackett, W. P. and Swason, B. T., 1968. Adventitious Root Initiation in De-bladed Petioles from the juvenile and Mature Phases of English Ivy. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 113 (4): 630-635.
- Gomez, R. E., Soule, J. and Malo, S. E., 1969. Anatomical aspects of avocado stems with reference to rooting University of Florida IFAS Journal series No. 4954.
- Good, G. L. and Tukey, H. B., Jr., 1966. Leaching of Metabolites from Cuttings Propagated Under Intermittent Mist. *Amer. Soc. Hort. Sci.* 89: 727-733.
- Graca, M. E. C. and Hamilton, D. F., 1981 (a). Effects of controlled-release fertilizer on root and shoot growth of Cotoneaster divaricata Redh. and Wills. *Scientia Hort.*, 15: 87-91.
- Graca, M. E. C. and Hamilton, D. F., 1981 (b). Effects of nitrogen and phosphorus on root and shoot growth of Cotoneaster divaricata Redh. and Wills. *Scientia Hort.*, 15: 77-85.
- Grajales, M. O. y Martínez H. E. Manual de Fisiología Vegetal. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, U.N.A.M. México 254 pp.
- Grzyb, Z., 1979. Propagation of dwarf apple rootstocks by softwood cuttings. *Fruit Science Reports*, 6(4): 153-162. In: *Plant Growth*. Reg. Abst. 1980, 2499.
- Halfacre, R. G. and Barden, J. A., 1979. Horticulture. Mc Graw-Hill Book Company, U.S.A.
- Hansen, J., 1986. Influence of cutting position and stem length on rooting of leaf-bud cuttings of Schefflera arboricola. *Scientia Hort.*, 28: 177-186.
- Hansen, J., 1989. Influence of cutting position and temperature during rooting on adventitious root formation and axillary bud break of Stephanotis floribunda. *Scientia Hort.*, 40: 345-354.

- Hartmann, H. T. and Brooks, R. M., 1977. Propagation of Stockton - - Morello Cherry Rootstock by Softwood Cuttings Under Mist Sprays. Amer. - Soc. Hort. Sci. 71: 127-134.
- Hartmann, H. T. and Loreti, F., 1965. Seasonal Variation in Rooting - Leafy Olive Cuttings under Mist. Amer. Soc. Hort. Sci. 87: 194-198.
- Hartmann, T. H. y Kester, E. D. 1982. Propagación de plantas "Principios y Prácticas". Ed. CECSA, México, p. 237-334.
- Heide, O. M., 1968. Stimulation of adventitious bud formation in Begonia leaves by abscisic acid. Nature, 219: 960-961.
- Hess, D., 1980. Fisiología Vegetal: "Fundamentos moleculares y Bioquímico-Fisiológicos del metabolismo y desarrollo". Ed. Omega Barcelona, - España.
- Hill, T. A. 1984. Hormonas reguladoras del crecimiento vegetal Ed. - Omega, Barcelona España.
- Hinesley, L. E. and Blazich, A. F. 1980. Vegetative propagation of - Abies fraseri by stem cuttings. Hort. Science 15 (1): 96-97.
- Hunter, A. G. and Norton, J. D. 1985. Rooting stem cuttings of Chinese chestnut. Scientia Hort., 26: 43-45.
- Hurtado, M. D. y Merino, M. E. 1987. Cultivo de tejidos vegetales. - Ed. Trillas, México, D. F., 232 pp.
- Ivanova, Z., 1981. Rapid vegetative propagation of conifers Scientia Hort., 14: 347-355.
- Janick, J. 1979. Horticultura Científica e Industrial. Ed. Acribia. Zaragoza, España, p. 361-376.
- Jarvis, B. C., Yasmin, S. and Hunt, R., 1985. Differential control of length and number in adventitious roots of mung bean Scientia Hort., - 25: 111-116.
- Johnson, C. R. and Hamilton, D. F., 1977. Rooting of Hibiscus rosa-sinensis L. Cuttings as Influenced by Light Intensity and Ethephon. -- Hort. Science 12 (1): 39-40.
- Jusaitis, M., 1989. The interaction of prechilling and ACC and the - stimulation of rooting of mung bean cuttings and intact hypocotyls Scientia Hort., 37: 295-302.
- Kawase, M., 1976. Centrifugation and rooting of cutting. Revista - della Ortoflorofrutticoltura Italiana, Vol. 60. No. 2, 73-91. In: Plant Growth Reg. Abst., 1977. 892.

- Kawase, M. and Matsui, H., 1980. Role of auxin in Root Primordium --- Formation in Etiolated "Red Kidney" Bean Stems. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 105 (6): 898-902.
- Kennard, S. N., 1977. The Greenhouse Grower-a career in Floriculture. The Interstate Printers and Publishers, Inc. Illinois, U.S.A.
- Kenneth, W. M. and Swanson, B. T., 1978, Effect of Ethephon Indole - Butiric Acid, and Treatment Solution pH on Rooting and on Ethylene Levels within Mung Bean Cuttings. Plant Physiol. 61: 271-273.
- Khosh-Khui, M. and Tafazoli, E., 1979. Effect of acid or base pre--- treatment on auxin response of Damask rose cuttings Scientia Hortica., 10: 395-399.
- Kling, G. J., Meyer, M. M. Jr. and Seigler, D., 1988. Rooting Cofac- tors in Five Acer Species. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 113 (2): 252-257.
- Konze, J. R., and Kwiatkowski, G. M. K., 1981. Rapidly induced ethyle ne formation after wounding is controlled by the regulation of 1-aminocy- clopropane-1-carboxylic acid synthesis. planta, 151 (4): 327-330.
- Krishnomoorthy, H. N., 1970. Promotion of rooting in mung bean hypoco tyl cuttings with ethrel, an ethylene releasing compound. Plant and Cell Physiol., 11:979-982.
- Kuris, A. Altman, A. and Putievsky, E., 1980. Rooting and initial, - establishment of stem cuttings of oregano, peppermint and balm. Scientia Hortica. 13: 53-59.
- Kuris, A., Altman, A. and Putievsky, E., 1981. Vegetative propagation of spice-plants: root formation in oregano stem cuttings. Scientia Hortica 14: 151-156.
- Kusey, W. E., Jr. Hammer P. A. and Weiler, T. C., 1980. In vitro pro- pagation of Cypsophila paniculata L. "Bristol Fairy". Hort. Science, 15 (5): 600-601.
- _____ and T. C., Weiler, 1980. Propagation of Cypsophila panicula- ta from cuttings. Hort Science. 15 (1): 85-86.
- Lagunes, L. G., 1986. Reguladores auxínicos en el enraizamiento de es- tacas de capulín (Prunus capuli, Cav.). TESIS Licenciatura Fac. Est. Sup. Cuautitlán - U.N.A.M., México, p. 71.
- Larson, R. H., 1988. Introducción a la Floricultura AG.T Editor S. A. México. 551 pp.

- Leal, A. T. and Krezdorn, A. N., 1977. Effects of growth regulators - on healing avocado pruning wounds. Proc. Flo. Hortic. Soc. (publ. 1973) 90: 275-278. In: Horticultural Abstracts. 1979. 1518.
- Lee, C. I., Paul, J. L. y Hackett, W. P., 1977. Promotion of Rooting in Stem Cuttings of Several Ornamental Plants by Pretreatment with Acid or Base. Hort Science 12 (1): 41-42.
- Lee, Ch. II and Tukey, H. B., Jr., 1971. Induction of Root-Promoting Substances in Euonymus alatus "Compactus" by Intermittent Mist. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 96 (6): 731-736.
- Locklear, H. J., Preece, J. E. and Coorts, G. D., 1983. Effects of -- Media pH and Acid/Base Pretreatments on the Rooting of Gypsophila paniculata Cuttings. J. Environ. Hort. 1 (4) 83-86.
- Long, J. C., 1933. The influence of rooting media on the character of roots produced by cutting. Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. 29: 352-355.
- Lyrene, P. M., 1981. Juvenility and Production of Fast-rooting Cuttings from Blueberry Shoot Cultures. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 106 (3): - 396-398.
- Martínez, R. E., 1986. Efecto del pH en el enraizamiento de estacas - de algunas especies frutales y ornamentales. TESIS Licenciatura, Fac. - Est. Sup. Cuautitlán - U.N.A.M., México, 110 pp.
- Meyer S. B., Anderson B. D. y Böhning, H. R., 1976. Introducción a la fisiología vegetal, Ed. Universitaria de Buenos Aires, Argentina.
- Miller, E. V., 1981. Fisiología Vegetal. Ed. Hispano-Americana. México, D. F.
- Milstein D. and Milstein G., 1976 Water, Light & Love. Applewood Seed Company, Lake wood, Colorado, U.S.A. p. 82.
- Morgan, P., 1980. Synthetic Growth Regulators: Potential for development. Bot. Gaz. 141 (4): 337-346.
- Mukherjee, S. K. and Chatterjee, B. K., 1979 Effects of forcing, etiolation and indole butyric acid on rooting of cuttings of Artocarpus heterophyllus Lam. Scientia Hort., 10: 295-300.
- Nehrling, I. and Nehrling, A., 1971. Propagation House plants. Ed. - Hearthside press, Inc. New York, U.S.A., p. 133 y 142.
- Oka, P., 1978. Propagation of Abelia grandiflora "Edward Goucher".

Plant Propagator. 24 (1) : 4-5. In: Plant Growth Reg. Abst., 1979. 339.

- Olascoaga, A. R., 1986. Producción de rosa de Invernadero para exportación TESIS Licenciatura, U.A.E.N., 121 pp.

- Ornamental Crops National Market Trends, 1989. Vol. XXI. No. 39 pag. 4, Sn. Fco. Friday.

- Raulston, J.C., Poe, S.L. and Marouski, F.J., 1973 Cultural concepts - of Gypsophila paniculata L. production in Florida. Fla. State Hortic - Soc. 85, 423-428.

- Raviv, M. and Reuveni, O., 1984. Endogenous Content of a Leaf Substance (s) Associated with Rooting Ability of Avocado Cuttings. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 109 (3): 284-287.

- Ray, P.M., 1975. La Planta Viviente. Ed. C.E.C.S.A. México D.F.

- Reda, F., Fadl, M., Abdel-All, R.S. and El-Moursi, A., 1977 Physiological studies on Ammi visnaga L. 5 The effect on Thiamine and ascorbic acid on growth and chromone yield. Egyptian Journal of Pharmaceutical Science, 18 (1): 19-27.
In: Plant Growth Reg. Abst., 1980. 48.

- Reuveni, O. and Raviv, M., 1980 Importance of Leaf Retention to Rooting of Avocado Cuttings. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 106 (2): 127-130.

- Rodríguez, A., Albuerne, M. and Sánchez T. R., 1988. Rooting ability of Corylus avellana L.: macromorphological and histological study Scientia Hortic, 35: 131-142.

- Rojas, G. M. y Ramírez, R. H., 1987. Control Hormonal del desarrollo de las plantas. Ed. Limusa, México.

- Rojas, G. M. y Revalo, M. M., 1979. Fisiología vegetal aplicada. Ed. Mc Graw-Hill. México, D.F.

- Ruelas, G. V., 1976. Estudio de los efectos del Rutin y el ácido indolbutírico así como su interacción en el enraizamiento de estacas de un híbrido natural entre durazno y almendro. Tesis de M.C., C.P. Chapingo, México.

- Sacher, J. A., Engstrom, D. and Proomfield, D., 1979 Ethylene regulation of wound - induced ribonuclease in turnip root tissue planta. 144 - (5): 413-418.

- Sadhu, M. K., 1979. Effect of pretreatment of stock plants of mango - with cycocel, Ethrel and morphactin on the rooting of cutting and air layers. *Scientia Horti.*, 10 (4): 363-368.
- Sadhu, M. K., Bose, S. and Saha, L., 1978. Auxin Synergist in the - - rooting of mango cutting *Scientia Horti.*, 9 (4): 381-387.
- Salisbury, F. B. and Ross, C.W. 1985. *Plant Physiology* 3er. ed. California, U.S.A.
- Saltviet, M. K., Jr. and Dilley, D.R., 1978 Rapidly induced wound - - ethylene from excised segments of etiolated *Pisum sativum* L. c.v. Alaska. III. Induction and transmission of the response *Plant Physiology*, 62 (5) 710-712. In: *Plant Growth Reg. Abst.*, 1979. 955
- Secretaría de Programación y Presupuesto (SPP) 1976. Dirección General de Geografía del Territorio Nacional. México.
- Serebryakova, N.V. and Kalanova, A.I., 1977. The effect of water soluble vitamins on rose seed germination and rooting of cutting. *Referati vnyi Zhurnal*, 215-221. In: *Plant Growth Reg. Abst.*, 1978. 1244.
- Shillo, R. and Halevy, A. H. 1982 Interaction of photoperiod and temperature in flowering-control of *Gypsophila paniculata* L. *Scientia Horti.* 16 (-): 385-393.
- Shimomura, T. and Fujihara, K., 1980. Stimulation of axillary shoot - formation of cuttings of *Hylocereus trigonus* (cactacea) by pre-soaking in benzyladenine solution. *Scientia Horti.*, 13: 289-296.
- Síntesis Hortícola, 1988. Vol. 2 No. 7 México.
- Stimart, D. P., Goodman, M. A. and Ashworth, E.N., 1985. The relation ship of shoot growth and nitrogen fertilization to cold hardiness of newly rooted *Acer palmatum* thunb "Bloodgood" stem cuttings *Scientia Horti.*, 27: 341-347.
- Swamy, B.G.L. and Sivaramakrishna, D. 1975. Wound healing responses - in monocotyledons. II. Responses to chemical treatments phytomorphology 25 (3): 255-261. In: *Horticultural Abst.*, 1977. 1734.
- T.A.F.I. (TransAmérica Floral Imports), 1989. reporte.
- Taylor, K. S. and Gregg, E.W. 1969. *Winter Flowers in Greenhouses and Sun-Heated*. Pit Charles Scribner's Sons. New York, U.S.A.

- Torre, L. C., Doss, R. P. and Barritt, B.H., 1980 Rooting of Young Root-Shoots of Red Raspberry in Auxin Solutions. Hort Science, 15 (2): - 153-154.
- Trejos Madrigal J.A., 1989. Director Técnico Corporativo de la empresa VISAFLOR. Comunicación Personal.
- Tsujita, M. J. and Harney, P. M., 1978. The effects of florel and supplemental lighting on the production and rooting of geranium cutting J. Hort. Sci., 53 (4): 349-350 In: Plant Growth Reg. Abst., 1979. 612
- Van Bragt, J., Van Gelder, H. and Pierik, R.L.M., 1976. Rooting of - Shoot cuttings of ornamental shrubs after immersion in auxin-containing - solutions. Scientia Hort., 4: 91-94.
- Van de Pol, P.A. and Vogelezang, J.V.H., 1983. Accelerated rooting of carnation "Red Baron" by temperature pre-treatment Scientia Hortic., 20: 287-294.
- Vergara, G. J., 1984. Estudio de variedades de Gypsophila paniculata L. en sistema enarenado, tipo Almeriense bajo abrigo. Boletín informativo, Centro de Investigación y Desarrollo Hortícola, No. 8, p. 79-84.
- Vidalie, H. 1983. Producción de Flores y plantas ornamentales. Ed. - Mundi-Prensa, Madrid, España, 224 pp.
- Vidalie, H., 1986. Cultivo in vitro. Editorial Científica, S.A. de - C.V. México D.F.
- Vieitez, A. M., Ballester, A., García, M. T. and Vieitez, E., 1980. - Starch depletion and anatomical changes during the rooting of Castanea - sativa Mill cuttings Scientia Hortic., 13: 261-266.
- Weaver, R. J. 1985. Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura Ed. Trillas, México, p. 143-172.
- Weiser, C. J. and Blaney, L. T., 1966. The Nature of Boron Stimulation to Root Initiation and Development in Beans. Amer. Soc. Hort. Sci., 90: 191-200.
- Westwood, M. N., 1982. Fruticultura de zonas templadas Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España.
- Williams, R. F. and Bilderback, T. E., 1980. Factors Affecting Rooting of Rhododendron maximus and Kalmia latifolia Stem Cuttings. HortScience 15 (6): 827-828.

- Yu, Y. B. and Yang, S. F., 1980. Biosynthesis of wound ethylene Plant Physiology, 66 (2): 281-285.

- Zelleke, A. and Kliewer, W.M., 1980. Effect of root temperature, root stock and fertilization on bud-break, shoot growth and composition of - - "Carbenet Sauvignon grapevines. Scientia Hortic., 13: 339-347.

A N E X O S

ANEXO 1 Importación de material vegetativo de Gypsophila (Variedad Perfecta).

Fecha	Cantidad	Precio Dis.	Procedencia	Destino
Febrero	25,000 (E)	N.D	California Florida El Salvador	Jojutla, Mor.
Marzo	5 kg (S)	N.D	N.D	N.D
	400 (E)	N.D	E.U.A.	Mikasa
	3,000 (E)	0.41	N.D	N.D.
Abril	15,000 (E)	0.35	E.U.A.	Tuxpan, Mich.
Mayo	500 (E)	0.41	N.D	Tepantitlán, Mor.
	35,000 (E)	N.D	E.U.A.	Tuxpan, Mich.
	500 (E)	N.D	E.U.A.	Querétaro, Qro.
	50,000 (E)	N.D	N.D	Moroleón, Gto.
	50,000 (E)	N.D	E.U.A.	México, D.F.
	1,000 (E)	N.D	E.U.A.	Villa Gro., Méx.
	350,000 (E)	N.D	E.U.A.	Delta, Flor
350,000 (E)	N.D	Holanda	Delta, Flor	
200,000 (E)	N.D	E.U.A.	Delta, Flor	
Agosto	3,000 (E)	N.D	E.U.A.	N.D
	480	N.D	N.D	N.D
	120	N.D	N.D	N.D
E = Esqueje		S = Semilla	N.D. = No hay dato.	

FUENTE: Comité calificador de variedades y plantas. SARH 1988.

ANEXO 2 Análisis de varianza para la variable número de esquejes enraizados Experimento 1.

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft
Trat.	15	1537.25	102.4833333	2.096398891	*
A	1	702.25	702.25	14.3652248	**
B	3	223.875	74.625	1.513743874	N.S.
AB	3	431.125	143.7083333	2.939697421	*
C	1	10.5625	10.5625	0.216066482	N.S.
AC	1	22.5625	22.5625	0.461538461	N.S.
BC	3	128.5625	42.85416667	0.87662476	N.S.
ABC	3	18.3125	6.104166667	0.124866822	N.S.
Error	48	2346.5	48.88541667		
Total	63	3883.75	61.6468254		

C. V. = 29.36

ANEXO 3 Análisis de varianza para la variable número de raíces primarias Experimento 1.

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft
Trat.	15	284.9375	18.995833	1.5599658	N.S.
A	1	72.25	72.25	5.9332765	*
B	3	65.0625	21.6875	1.7810095	N.S.
AB	3	34.875	11.625	0.9546621	N.S.
C	1	12.25	12.25	1.0059881	N.S.
AC	1	18.0625	18.0625	1.4833191	N.S.
BC	3	55.625	18.541667	1.522669	N.S.
ABC	3	26.8125	8.9375	0.7339606	N.S.
Error	48	584.5	12.177083		
Total	63	869.4375	13.800595		

C. V. = 64.54

ANEXO 4 Análisis de varianza para la variable longitud del sistema radicular Experimento 1.

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft
Trat.	15	20,43377	1,3622513	1,7762318	N.S.
A	1	6,94322	6,94322	9,0532254	**
B	3	3,35102	1,1170067	1,4564587	N.S.
AB	3	4,44368	1,4812267	1,9313631	N.S.
C	1	0,33062	0,33062	0,4310935	N.S.
AC	1	1,45203	1,45203	1,8932937	N.S.
BC	3	2,09773	0,6992433	0,9117393	N.S.
ABC	3	1,81547	0,6051566	0,7890602	N.S.
Error	48	38,8128	0,7669333		
Total	63	57,24657	0,9086757		

C. V. = 51,99

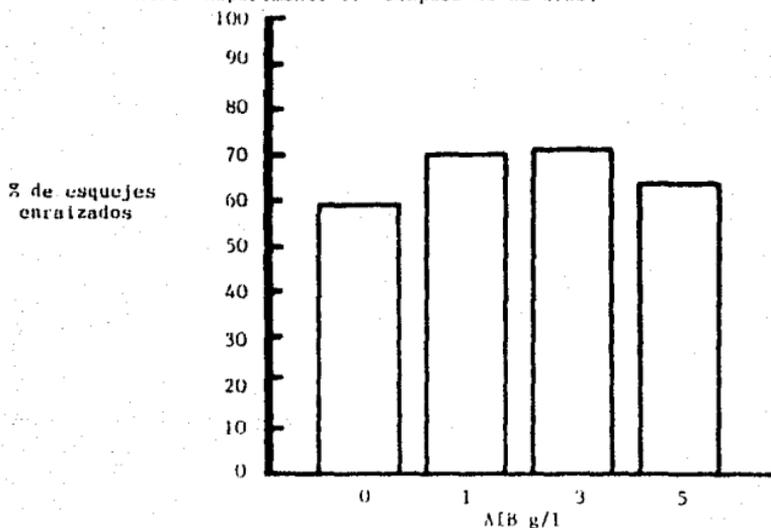
ANEXO 5 Análisis de varianza para la variable diámetro del sistema radicular Experimento 1.

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft
Trat.	15	23,08395	1,53893	1,203938	N.S.
A	1	6,5152562	6,5152562	5,0970249	*
B	3	4,8972125	1,6324042	1,2770649	N.S.
AB	3	2,3194813	0,7731604	0,60486	N.S.
C	1	0,2304	0,2304	0,1802468	N.S.
AC	1	0,3393063	0,3393063	0,2654466	N.S.
BC	3	4,2994875	1,4331625	1,1211938	N.S.
ABC	3	4,4828062	1,4942687	1,1689985	N.S.
Error	48	61,35585	1,2782469		
Total	63	84,4398	1,3403142		

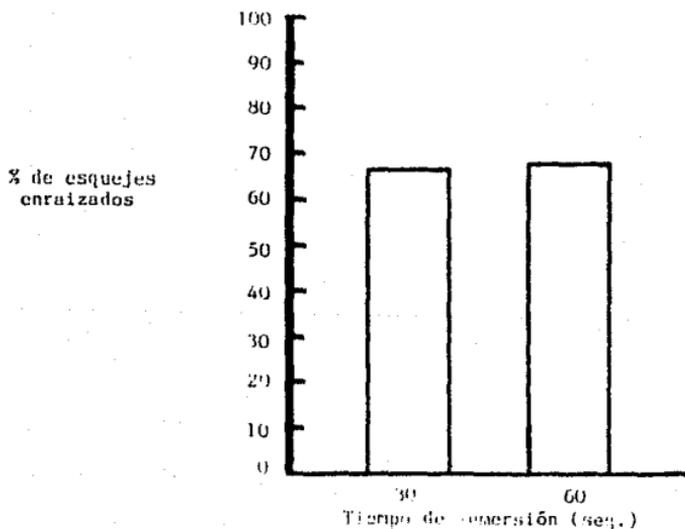
C. V. = 59,50

- A = Lesionados
- B = Aplicación de AIB
- C = Tiempos de inmersión en AIB
- N.S. = No significativo
- ** = Significancia al 1%
- * = Significancia al 5%

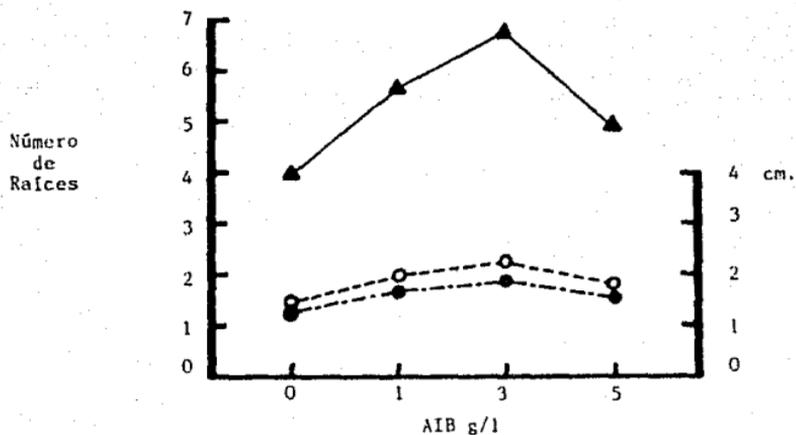
ANEXO 6 Porcentaje de esquejes enraizados de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta" obtenidos con el efecto de la concentración de AIB. Experimento 1. Después de 32 días.



ANEXO 7 Porcentaje de esquejes enraizados de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta" obtenidos con el efecto del tiempo de inmersión en AIB. Experimento 1. Después de 32 días.

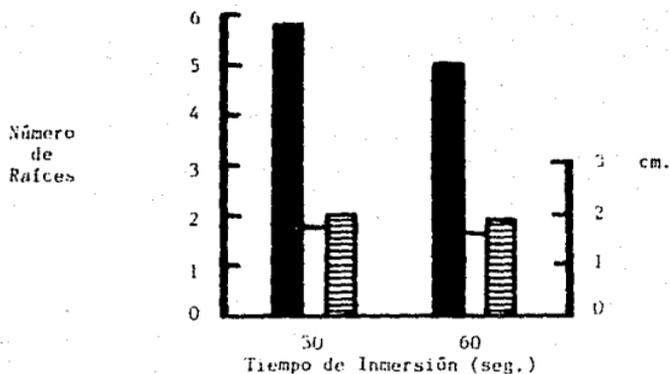


ANEXO 8 Efecto de la concentración de AIB, sobre el número de -
raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical
en esquejes de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta".
Experimento 1. Después de 32 días.



- ▲ Número de raíces primarias \bar{x} /esqueje.
- Longitud del sistema radical \bar{x} /esqueje.
- Diámetro del sistema radical \bar{x} /esqueje.

ANEXO 9 Efecto del tiempo de inmersión en AIB de los esquejes de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta", sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical. Experimento 1. Después de 32 días.



- Número de raíces primarias \bar{x} /esqueje.
- Longitud del sistema radical \bar{x} /esqueje.
- Diámetro del sistema radical \bar{x} /esqueje.

ANEXO 10 Análisis de varianza para la variable número de esquejes enraizados Experimento 2.

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft
Trat.	23	397.65	17.289251	7.195398891	**
A	2	3.52	1.7639	0.7342248	N.S.
B	3	355.81	118.60648	49.362243874	**
AB	6	15.47	2.5787333	1.073217421	N.S.
C	1	0.68	0.6805	0.283232482	N.S.
AC	2	1.69	0.8472	0.352538461	N.S.
BC	3	9.37	3.1250	1.30058476	N.S.
ABC	6	11.08	1.8472	0.768786822	N.S.
Error	48	115.33	2.4027		
Total	71	512.98	7.2251		

C. V. = 16.25

ANEXO 11 Análisis de varianza para la variable número de raíces primarias Experimento 2. Después de 31 días.

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft
Trat.	23	1437.65	62.5066	4.9078	**
A	2	58.86	29.4305	2.3107	N.S.
B	3	997.52	332.3842	26.0977	**
AB	6	129.80	21.6342	1.6986	N.S.
C	1	13.34	13.3472	1.0479	N.S.
AC	2	0.52	0.2638	0.0207	N.S.
BC	3	105.59	35.1990	2.7637	N.S.
ABC	6	132.36	22.0601	1.7320	N.S.
Error	48	611.33	12.7361		
Total	71	2048.98	28.8589		

C. V. = 35.63

ANEXO 12 Análisis de varianza para la variable longitud del sistema radical Experimento 2. Después de 31 días.

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft
Trat.	23	113.93	4.9538	5.1596	**
A	2	34.37	17.1853	17.8990	**
B	3	48.71	16.2389	16.9133	**
AB	6	19.43	3.2391	3.3736	**
C	1	0.93	0.9338	0.9726	N.S.
AC	2	1.22	0.6105	0.6359	N.S.
BC	3	0.73	0.2446	0.2547	N.S.
ABC	6	8.52	1.4212	1.4803	N.S.
Error	48	46.08	0.9601		
Total	71	160.02	2.2538		

C. V. = 27.61

ANEXO 13 Análisis de varianza para la variable diámetro del sistema radical Experimento 2. Después de 31 días.

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft
Trat.	23	93.87	4.0817	7.2545	**
A	2	15.49	7.7476	17.8990	**
B	3	65.71	21.9053	16.9133	**
AB	6	5.88	0.9802	3.3736	N.S.
C	1	0.10	0.1088	0.9726	N.S.
AC	2	1.14	0.5726	0.6359	N.S.
BC	3	0.59	0.1996	0.2547	N.S.
ABC	6	4.93	0.8222	1.4803	N.S.
Error	48	27.00	0.5626		
Total	71	120.88	1.7026		

C. V. = 23.54

ANEXO 14 Análisis de varianza para la variable número de raíces primarias Experimento 2. Después de 23 días.

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft
Trat.	23	674.44	29.3236	3.1140	**
A	2	55.52	27.7638	2.9483	N.S.
B	3	438.11	146.0370	15.5083	**
AB	6	46.47	7.7453	0.8223	N.S.
C	1	3.55	3.5555	0.3775	N.S.
AC	2	6.86	3.4305	0.3643	N.S.
BC	3	12.33	4.1111	0.4365	N.S.
ABC	6	111.58	18.5972	1.9749	N.S.
Error	48	452.00	9.4166		
Total	71	1126.44	15.8654		

C. V. = 53.64

ANEXO 14a Comparación de medias para el efecto de la concentración de AIB en la variable número de raíces primarias Experimento 2. Después de 23 días.

	\bar{x} de número de raíces primarias	
5000 ppm de AIB	49.00	a
3000 ppm de AIB	44.33	a
1000 ppm de AIB	33.33	b
Sin aplicación de AIB	10.66	c

Prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$ los valores con la misma letra no representan diferencias significativas entre sí.

ANEXO 15 Análisis de varianza para la variable longitud del sistema radical Experimento 2. Después de 23 días.

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft
Trat.	23	25.89	1.1257	2.3172	**
A	2	5.03	2.5168	5.1803	**
B	3	11.93	3.9798	8.1917	**
AB	b	5.06	0.8449	1.7391	N.S.
C	1	0.00	0.0088	0.0182	N.S.
AC	2	1.05	0.5251	1.0809	N.S.
BC	3	0.90	0.3007	0.6190	N.S.
ABC	6	1.88	0.3147	0.6478	N.S.
Error	48	23.31	0.4858		
Total	71	49.21	0.6931		

C. V. = 51.87

ANEXO 15a Comparación de medias para el efecto del lesionado y concentración de AIB en la variable longitud del sistema radical Experimento 2. Después de 23 días.

	\bar{x} longitud del sistema radical (cm)	
Lesionado mecánico	13.60	a
Lesionado químico	9.56	b
Sin lesionado (testigo)	8.76	b
5000 ppm de AIB	10.73	a
3000 ppm de AIB	9.20	b
1000 ppm de AIB	7.86	c
Sin aplicación de AIB	4.13	d

Prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$ los valores con la misma letra no representan diferencias significativas entre sí.

ANEXO 16 Análisis de varianza para la variable diámetro del sistema radical Experimento 2. Después de 23 días.

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft
Trat.	23	56.33	2.4494	3.3811	**
A	2	6.58	3.2935	4.5462	*
B	3	35.29	11.7642	16.2390	**
AB	6	6.42	1.0708	1.4781	N.S.
C	1	0.23	0.2347	0.3240	N.S.
AC	2	1.34	0.6711	0.9264	N.S.
BC	3	1.34	0.4497	0.6207	N.S.
ABC	6	5.10	0.8509	1.1745	N.S.
Error	48	34.77	0.7244		
Total	71	91.11	1.2832		

C. V. = 56.58

ANEXO 16a Comparación de medias para el efecto del lesionado y concentración de AIB en la variable diámetro del sistema radical Experimento 2. Después de 23 días.

	\bar{x} diámetro del sistema radical (cm)	
Lesionado mecánico	15.43	a
Lesionado químico	10.66	b
Sin lesionado (testigo)	10.00	b
5000 ppm de AIB	13.30	a
3000 ppm de AIB	11.16	b
1000 ppm de AIB	9.50	b
Sin aplicación de AIB	2.13	c

Prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$ los valores con la misma letra no representan diferencias significativas entre sí.

ANEXO 17 Análisis de varianza para la variable número de raíces primarias Experimento 2. Después de 15 días.

F. V.	G.L.	S.C.	C.N.	Fc	Ft
Trat.	23	84.44	3.6714	1.7277	N.S.
A	2	27.02	13.5138	6.3594	**
B	3	19.44	6.4814	3.0501	*
AB	6	17.30	2.8842	1.3572	N.S.
C	1	0.00	0.0000	0.0000	N.S.
AC	2	1.08	0.5416	0.2549	N.S.
BC	3	1.00	0.3333	0.1568	N.S.
ABC	6	18.58	3.0972	1.4575	N.S.
Error	48	102.00	2.1250		
Total	71	186.44	2.6259		

C. v. = 119.29

ANEXO 17a Comparación de medias para el efecto del lesionado y concentración de AIB en la variable número de raíces primarias Experimento 2. Después de 15 días.

	\bar{x} de número de raíces primarias	
Lesionado mecánico	16.66	a
Lesionado químico	7.00	b
Sin lesionado (testigo)	5.66	b
3000 ppm de AIB	10.33	a
5000 ppm de AIB	10.00	a
1000 ppm de AIB	6.33	b
Sin aplicación de AIB	2.66	c

Prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$ los valores con la misma letra no representan diferencias significativas entre sí.

ANEXO 18 Análisis de varianza para la variable longitud del sistema radical Experimento 2. Después de 15 días.

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft
Trat.	23	5.59	0.2431	1.4582	N.S.
A	2	1.84	0.9227	5.5330	**
B	3	1.15	0.3842	2.3037	N.S.
AB	6	0.39	0.0666	0.3995	N.S.
C	1	0.00	0.0042	0.0251	N.S.
AC	2	0.05	0.0298	0.1788	N.S.
BC	3	0.08	0.0290	0.1739	N.S.
ABC	6	2.04	0.3407	2.0432	N.S.
Error	48	8.00	0.1667		
Total	71	13.59	0.1915		

C. V. = 133.33

ANEXO 18a Comparación de medias para el efecto del lesionado en la variable longitud del sistema radical Experimento 2. Después de 15 días.

	\bar{x} longitud del sistema radical (cm)	
Lesionado mecánico	4.26	a
Lesionado químico	1.68	b
Sin lesionado (testigo)	1.43	b

Prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$ los valores con la misma letra no representan diferencias significativas entre sí.

ANEXO 19 Análisis de varianza para la variable diámetro del sistema radical Experimento 2. Después de 15 días.

F. V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft
Trat.	23	7.33	0.3188	1.5880	N.S.
A	2	1.89	0.9457	4.7106	*
B	3	0.96	0.3222	1.6051	N.S.
AB	6	1.65	0.2757	1.3734	N.S.
C	1	0.00	0.0042	0.0209	N.S.
AC	2	0.29	0.1496	0.7452	N.S.
BC	3	0.03	0.0116	0.0578	N.S.
ABC	6	2.48	0.4136	2.0605	N.S.
Error	48	9.63	0.2007		
Total	71	16.96	0.2390		

C. V. = 174.85

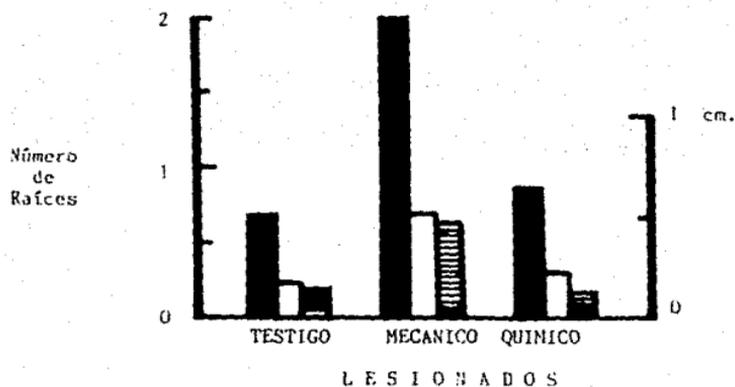
ANEXO 19a Comparación de median para el efecto del lesionado en la variable diámetro del sistema radical Experimento 2. Después de 15 días.

	\bar{x} diámetro del sistema radical (cm)	
Lesionado mecánico	3.88	a
Lesionado químico	1.16	b
Sin lesionado (testigo)	1.10	b

Prueba de Tukey con $\alpha = 0.05$ los valores con la misma letra no representan diferencias significativas entre sí.

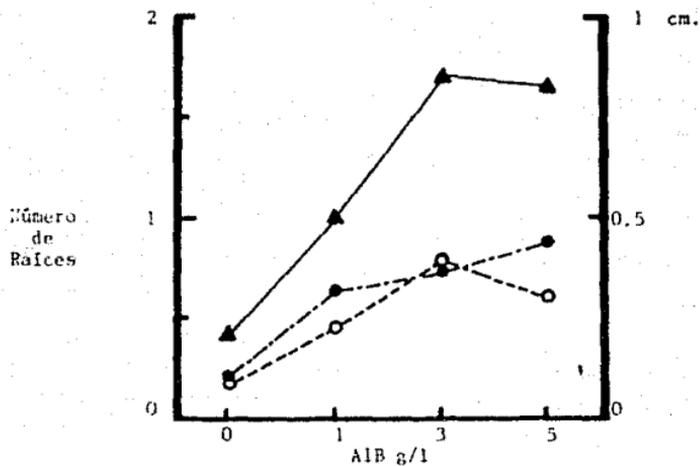
ANEXO 20

Efecto del lesionado sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta". Experimento 2. Después de 15 días.



- Número de raíces primarias \bar{x} /esqueje.
- Longitud del sistema radical \bar{x} /esqueje.
- Diámetro del sistema radical \bar{x} /esqueje.

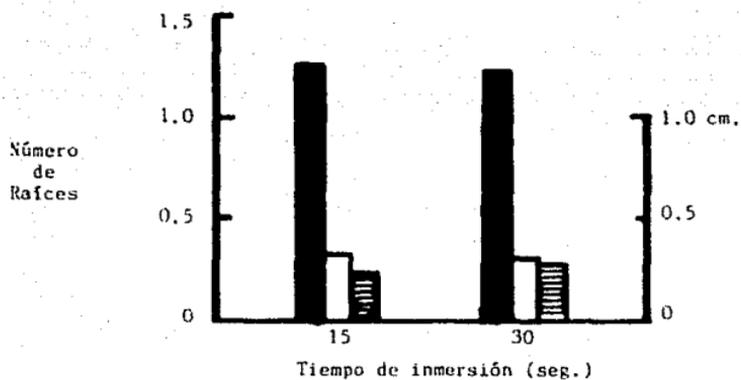
ANEXO 21 Efecto de la concentración de AIB sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta". Experimento 2. Después de 15 días.



- ▲ Número de raíces primarias \bar{x} /esqueje.
- Longitud del sistema radical \bar{x} /esqueje.
- Diámetro del sistema radical \bar{x} /esqueje.

ANEXO 22

Efecto del tiempo de inmersión en AIB de los esquejes de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta", sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical. Experimento 2. Después de 15 días.



Número de raíces primarias \bar{x} /esqueje.

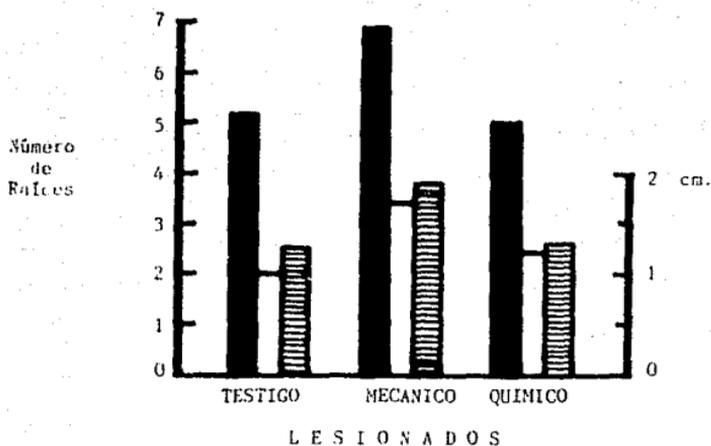


Longitud del sistema radical \bar{x} /esqueje.



Diámetro del sistema radical \bar{x} /esqueje.

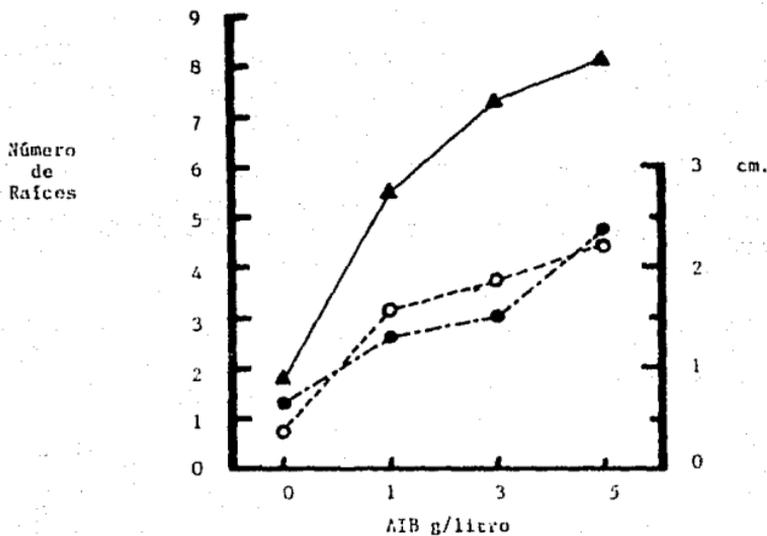
ANEXO 23 Efecto del lesionado sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta". Experimento 2 Después de 23 días.



- Número de raíces primarias \bar{x} /esqueje.
- Longitud del sistema radical \bar{x} /esqueje.
- Diámetro del sistema radical \bar{x} /esqueje.

ANEXO 24

Efecto de la concentración de AIB sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical en esquejes de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta". Experimento 2. Después de 23 días.

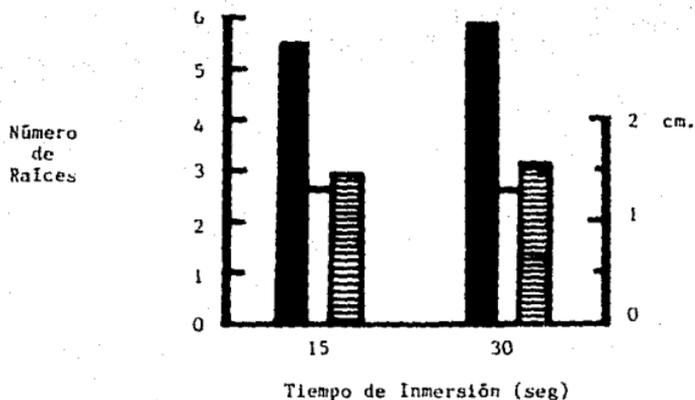


▲ Número de raíces principales \bar{x} /esqueje.

● Longitud del sistema radical \bar{x} /esqueje.

○ Diámetro del sistema radical \bar{x} /esqueje.

ANEXO 25 Efecto del tiempo de inmersión en AIB de los esquejes de *Gypsophila paniculata* L. var. "Perfecta" sobre el número de raíces primarias, longitud y diámetro del sistema radical. Experimento 2. Después de 23 días.



-  Número de raíces primarias \bar{x} /esqueje.
-  Longitud del sistema radical \bar{x} /esqueje.
-  Diámetro del sistema radical.