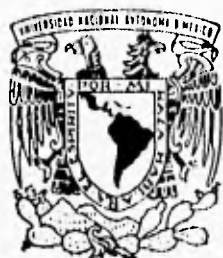


185
24



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

"REGULADORES DEL CRECIMIENTO XII:
INDUCCION DE ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS
DE ROSA MONTEZUMAE (RED)."

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

B I O L O G O

P R E S E N T A

JUDITH SANCHEZ ZAMORA



MEXICO, D. F.

MAYO DE 1996



**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVENIDA DE
MEXICO

M. en C. Virginia Abrín Batule
Jefe de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo de Tesis: "Reguladores del crecimiento XII: Inducción de enraizamiento de Estacas de Rosa montezumae (Red)."

realizado por JUDITH SANCHEZ ZAMORA

con número de cuenta 8312475-2 , pasante de la carrera de Biología

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis

Propietario

DR. FRANCISCO ALFONSO LARQUE-SAAVEDRA

Propietario

M.C. TOMAS NAVA SANCHEZ

Propietario

M.C. AIDA MARISA OSUNA FERNANDEZ

Suplente

BIOL. MA. RAQUEL GONZALEZ AVALOS

Suplente

M.C. BEATRIZ COUPIRO BELLO

Consejo Departamental de Biología

M. EN C. ALEJANDRO MARTÍNEZ MENA

AGRADECIMIENTOS

Agradezco al Dr. Fco. Alfonso Larqué-Saavedra la dirección y todo el apoyo que me brindó para la elaboración del proyecto de tesis.

Al M.C. Tomás Nava por sus consejos a lo largo del desarrollo de la tesis y sus enseñanzas en el análisis estadístico.

A la M.C. Marisa Osuna F. la Biol. Raquel Gonzalez y la M.C. Beatriz Coutiño B. por haber aceptado revisar la presente tesis.

A los Biol. Mario Gutierrez, Rubén San Miguel y al M.C. Manuel Gonzalez por el apoyo técnico durante desarrollo del proyecto de tesis.

Al Depto. de Estadística y Sistemas de la Dirección General de Asuntos del Personal Académico UNAM, por el apoyo en la impresión de esta tesis.

En general a todas las personas que contribuyeron a mi desarrollo personal.

A mi madre por ser un ejemplo para mí.

A mis hermanos Ana Luisa, Silvia y Mardonio.

A mis sobrinos Ana Luisa, Minerva, Luis Frenando, Luis Bernardo,
Yasmin y Zulema.

A guillermo por su amor.

A mis amigos Carmen, Yoselinda, Ana Claudia, Juan Bautista,
Román, Alejandra y Rosaura por sus consejos.

A la memoria de mis abuelos.

RESUMEN

Se probó el enraizamiento de estacas de Rosa montezumae (Red), con diferentes fitorreguladores de crecimiento, utilizando como contenedores botellas desechables de PET (polietileno tereftalato) con capacidad de 2 litros a las cuales se les denomina "zepelines". Las estacas se trataron con agua destilada y con los siguientes fitorreguladores: ácido indolbutírico (5000 ppm), ácido indolbutírico (1000 ppm)+ácido naftalenacético (500 ppm), Ethrel (300 ppm) + Raizone (grado comercial), bencil aminopurina (3 ppm) + ácido indolacético (0.3 ppm) y ácido acetilsalicílico (18000 ppm y 1800 ppm respectivamente), antes de ser plantadas en agrolita. Durante el desarrollo del experimento se hicieron riegos constantes con agua destilada hasta capacidad de campo, y el sustrato se mantuvo a una temperatura entre los 22° y 24°C.

Se realizó el primer muestreo a los 21 días después de la plantación, a los 28 días se realizó el segundo y a los 35 días el tercero. Las variables medidas fueron las siguientes: número de individuos con raíces y yemas; número de raíces y yemas por estacas, longitud de raíces y peso fresco. Al término del experimento se encontró que el tratamiento en el cual se observó un mayor número de individuos con raíces, mayor número de raíces por estaca, mayor peso fresco y longitud de raíz, además de no favorecer la inducción de yemas fué el que se trató con 5000 ppm de IBA (ácido indolbutírico). Por otro lado el tratamiento que favoreció la salida de yemas, por arriba de los otros tratamientos fué el de 10^{-2} M de ASA (ácido acetilsalicílico); inhibiendo a su vez la salida de raíces.

La utilización de los "zepelines" facilitó el control de las condiciones ambientales, optimizando el manejo de las estacas, pueslo que funcionaron como cámaras de propagación.

INDICE

	Página
I. INTRODUCCION.....	1
II. REVISION BIBLIOGRAFICA.....	3
2.1 Antecedentes.....	3
3.2 Descripción taxonómica y distribución de <i>Rosa montezumae</i> Red.....	4
3.3 Propagación.....	6
3.3.1. Reproducción sexual.....	6
3.3.2. Reproducción asexual.....	7
3.4 Enraizamiento.....	10
3.5 Cámaras de Propagación.....	13
3.5.1. Tipos de cámaras y su composición.....	14
3.5.2. La utilización de "biobotellas" (zepelines), como cámaras de propagación.....	15
3.6. Fitorreguladores de crecimiento que afectan el enraizamiento.....	16
3.6.1. Auxinas en la formación de raíz.....	17
3.6.2. Etileno.....	22
3.6.3. Influencia del ácido acetilsalicílico en el enraizamiento.....	26
III. OBJETIVOS E HIPOTESIS.....	28
IV. METODOLOGIA.....	29
4.1. Material Biológico.....	29
4.2. Preparación del sustrato.....	30
4.3. Plantación.....	32

4.4. Diseño experimental.....	35
4.5. Variables evaluadas.....	36
VI. RESULTADOS.....	38
5.1. Número de individuos con raíces.....	38
5.2. Número de raíces por individuo.....	40
5.3. Número de raíces por individuo con raíces.....	42
5.4. Número de individuos con yemas.....	44
5.5. Número de yemas por individuo.....	46
5.6. Número de yemas por individuo con yemas.....	48
5.7. Peso fresco de raíz.....	50
5.8. Largo de raíz.....	52
5.9. Relación de yemas entre raíces.....	54
VI. DISCUSION.....	56
VII. CONCLUSIONES.....	58
BIBLIOGRAFIA.....	59

LISTA DE CUADROS

	Página
Cuadro 1.....	35
Cuadro 2.....	51
Cuadro 3.....	53
Cuadro 4.....	55

LISTA DE ESQUEMAS

	Página
Esquema 1.....	5
Esquema 2.....	23
Esquema 3.....	31
Esquema 4.....	32
Esquema 5.....	33

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1.....	39
Figura 2.....	41
Figura 3.....	43
Figura 4.....	45
Figura 5.....	47
Figura 6.....	49

I. INTRODUCCION

El cultivo de flor en México es una de las actividades más cotizadas por la gran demanda que tiene en el mercado. Aproximadamente 13 estados de la República Mexicana se dedican a la floricultura, en 1981 sumaron un total de 2,000 Ha. utilizadas para esta actividad (FIRA, 1981). Actualmente hay 6,500 Ha. dedicadas a la producción de flor (Chávez, 1993).

La flor más cultivada es la rosa, ocupando el 30% del total de la superficie, y su producción ocupa un tercio del total de producción de flor (FIRA, 1991).

Los principales estados que se dedican a su producción son: Edo. de Mex., Michoacán, Distrito Federal, Morelos, Puebla y Veracruz (Rojo, 1989). La venta de las rosas se lleva a cabo durante todo el año, sin embargo existen 3 fechas donde su comercialización se incrementa notablemente y son: 10 de mayo, 12 de diciembre y 14 de febrero.

Por citar un ejemplo, en 1979 se produjeron 514 mil gruesas (una gruesa tiene 144 flores), consumiéndose en esas 3 fechas un total de 415,312 gruesas (FIRA, 1981). En el año de 1989 de los 3,833,000 dólares que se obtuvieron por la exportación de flores, el 48.98% fue únicamente de la producción de rosa. En 1991 se obtuvieron ganancias de 30 millones de dólares de los cuales aproximadamente 15 millones fueron de la venta de rosa (FIRA, 1991).

Datos recientes indican que México ocupa el sexto lugar en la exportación de flores de todo tipo (Chávez, 1993).

Los cultivares actuales de rosa son híbridos de especies ya desaparecidas hace varias generaciones (Larson, 1988), por ejemplo Rosa híbrida de thé es una variedad de R. indica fragans (Caneva, 1989). Para el género rosa existen alrededor de 15 mil variedades citadas en los catálogos hortícolas. Dentro de las variedades que más demanda tienen en el extranjero así como en el interior del país están: Royalty, Houston, Visa y Samantha.

En 1983 se emplearon 15,673,000 pesos en la importación de estacas con raíces de las variedades más comerciales para la obtención de flores (García, 1988). Esto indica que en el país se invierte dinero en importar tecnología que bien podría producirse aquí y así evitar la fuga de capital.

En el laboratorio de Fisiología Vegetal del programa de Botánica del Colegio de Postgraduados, desde hace años se vienen realizando estudios con reguladores de crecimiento y este trabajo forma parte de esa línea de investigación.

II. REVISION BIBLIOGRAFICA

2.1. Antecedentes

La producción de rosa de corte se realiza principalmente utilizando estacas, las cuales son cortes de ramas que tiene una longitud aproximada de ente 20 y 30 cm. Estas estacas son llamadas "portainjertos" por que se les injertan desde yemas, hasta estacas de la variedad de planta que se quiera obtener. Desde hace muchos años se han utilizado varios tipos de portainjerto de rosa como: Rosa canina L., R. indica majors L. y R. multiflora Thunb. (Dorantes, 1984). En la actualidad nuestro país, toma como patrón de portainjertos a la especie Rosa montezumae Red., porque tiene características como: una amplia adaptación a tipos de suelo, resistencia a las plagas, así como a las enfermedades, precocidad en la producción de raíces y yemas florales, poca cantidad de espinas, lo cual facilita la injercción y un sistema radical muy vigoroso.

A esta especie se le puede encontrar en forma silvestre, por lo que la posibilidad de utilizar varios patrones de portainjerto es extensa (Rojó, 1989)

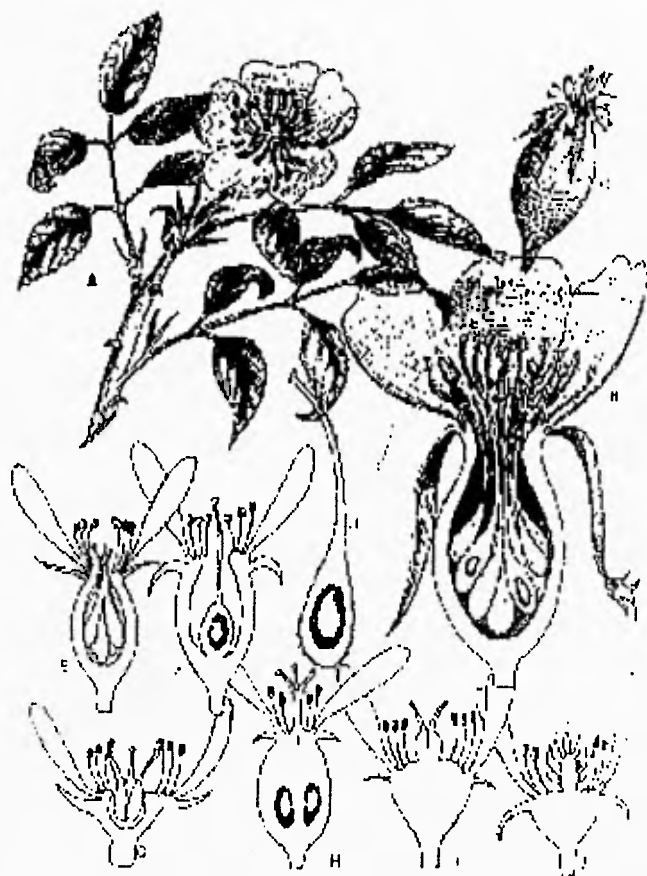
2.2. Descripción taxonómica y distribución de Rosa montezumae

Red.

Descripción.- Pertenece a la familia de las Rosaceae, la cual está formada por unos 115 géneros y más de 3200 especies. Tiene una gran importancia económica ya que, una buena cantidad de ellas contiene frutos comestibles. De esta familia es representativo el género Rosa, distinguiéndose por tener un eje floral hueco en forma de cántaro. Cáliz con 5 sépalos foliáceos, extendidos o reflejos. Corola y estambres al borde del tubo calicinal; ovarios libres, numerosos, ocultos en la cavidad del cáliz, estilos laterales, salientes. Los frutos parciales son aquenios duros, encerrados en el receptáculo floral carnosos, de color rojo. Arbusto provisto de agujones, con las hojas compuestas unparipinadas. Estípulas adheridas al peciolo (Sánchez, 1969).

Los nombres como se le conoce a Rosa montezumae, son: "Escaramujo", "Rosa de montezuma", "Garambullo", "Agabanzo". Arbusto de 1-2 metros de altura. De 3-7 folíolos en forma oval, agudos, miden de 1-2 centímetros de longitud. Pétalos de 1.5 a 1.8 centímetros de longitud, fruto rojo. (Sánchez, 1969)

Distribución.- Se distribuye en el Desierto de los Leones, Cañada de Contreras, Santa Fé, Calacoaya. Carretera México-Queretaro, Santa Ines, La Purificación y Texcoco (Sánchez, 1969).



Esquema 1.-ROSACEAE. *Rosa montezumae* Red. -A)Rama con flores. -B)Corte de una flor. -
 C)Fruto. -D)Ovario. -E)Dibujo esquemático de Rosa.

2.3. Propagación

La propagación es una parte esencial para el cultivo de la rosa, pues según la utilización de ésta, será el tipo de propagación más conveniente (Laurie, 1979). Los rosales se pueden propagar de manera sexual o asexual, como se especifica a continuación:

2.3.1. Reproducción Sexual

a). Por semilla. - Este proceso comienza con la obtención de la semilla en otoño, cuando el fruto cambia de color verde a amarillo- rojo o rojo, lo cual indica que ya está maduro.

Estos frutos se colocan en semilleros que contengan "esfagnum" de pantano o material similar perfectamente húmedo e incubándolos en un intervalo de 3° a 4° C de temperatura, durante un mes aproximadamente, hasta llegar a obtener el 5% de germinación como mínimo. Si esto no sucede las semillas pueden entrar en un periodo de latencia secundaria, llegando al grado de que la semilla nunca germine (Semeniuk, 1966; López, 1980).

Después los semilleros son transferidos a una cámara con una temperatura de 18° a 21° C, donde germinarán las semillas restantes en un lapso de 15 a 20 días, descartándose las que no germinaron. Las plantas se deben transplantar en un buen medio de crecimiento y esto depende de cada especie, para la Rosa se recomienda

sembrar en tierra negra o "musgo" (Caneva, 1989), para que se desarrollen vigorosas hasta la época de floración (Larson, 1988).

Este tipo de propagación se utiliza principalmente para el fitomejoramiento de nuevas variedades o para adquirir especies puras, pero no es la más recomendable para la producción de rosa de corte (es la rosa que se vende para arreglos o la llamada de florero), por no ser rentable debido a la inversión de tiempo hasta la obtención de la flor (Caneva, 1989).

2.3.2. Reproducción Asexual

a). Por cortes de raíz.- Este método se utiliza para el cultivo de tejidos. Se corta un pedazo de raíz, colocándose en un medio nutritivo al cual se le añade fitorreguladores, como auxinas, giberelinas, citocininas, etc.

Esta forma de propagación tiene una desventaja muy grande, y es que la mayoría de las rosas son híbridos cuyos tejidos exteriores son los que mutan, quedando los interiores intactos, siendo entonces que al propagarse, se obtienen rosas con características diferentes a las de sus progenitores, produciendo el fenómeno conocido como "quimeras periclinales" (López, 1980)

b). Por estacas.- Cuando la planta ya floreció, se dice que está lista para su propagación por estacas. Se prefieren los tallos que tienen una altura de 1.80 a 2.0 metros, aprovechándose los primeros 1.20 m. (López, 1980). Se requieren estacas

de 10 a 15 cm con 3 a 4 yemas, el corte se realiza por encima de la yema superior e inmediatamente después de la yema inferior, desechando los folíolos desde la base (Albertos, 1969).

Se pueden colocar en suelo esterilizado o en sustratos inertes como agrolita o vermiculita (Larson, 1988). Se reporta que la temperatura óptima del suelo para su desarrollo es de 21° C, la del aire de 10° C y la humedad relativa de 95% (Laurie, 1979) La época de enraizamiento de la rosa es durante casi todo el año, no obstante es preferible cortar las estacas entre octubre y marzo (Dorantes, 1984). A estas plantas se les da el nombre de "plantas con raíces propias" y su utilización en la producción de rosa de corte no es muy recomendable, ya que hay variedades que no se adaptan fácilmente a las condiciones del suelo.

c) Por injertos de vareta - Este método es el más empleado para la producción de follaje, más que para flor de corte, dada la inversión adicional de tiempo que se necesita entre la plantación y la producción de flor, además de que no es seguro de que todas las plantas se lleguen a desarrollar hasta la floración (Larson, 1988)

La madera apta para ser injertada se toma de tallos florales, desechando las hojas de 3 folíolos y la primera de 5. La parte aérea del portainjerto se omite haciendo un corte oblicuo o en forma de sierra, la estaca se corta de tal modo que coincida con el corte del portainjerto, haciendo que se unan estrechamente los tejidos conductores de ambas estacas. Se sella con rafia o tiras de goma, recubriéndolo después con maslique de injertar, que es un material parecido a la

cera de campeche (López, 1980). Los injertos se colocan en una caja o cámara de propagación manteniendo una temperatura entre 23° a 24° C con 90% de H.R., después de 10 días la caja se puede ventilar empezando por lapsos cortos y aumentándolos progresivamente, hasta que se mantenga una temperatura de 16° C (Larson, 1988). Después de un mes se transplantan a un invernadero o al aire libre.

d). Por injerto de yema. - Este es el método más empleado en México, Estados Unidos de América y Europa. Consta de un portainjerto al que se le adiciona una yema de la variedad a cosechar. Los portainjertos más utilizados en E.U.A. son: R. manetti y R. odorata; en Argentina son: R. manetti, R. indica y R. centifolia y en México se usan, R. manetti, R. canina, R. indica y R. montezumae. (Larson, 1988; Rojo, 1989; Caneva, 1989).

El portainjerto es seleccionado igual que la estaca, variando únicamente en que antes de cortarse en segmentos se sumerge en hipoclorito de sodio al 1% durante 15 minutos, para librarlo de patógenos. Inmediatamente después se corta en trozos de 20 cm, siguiendo el mismo procedimiento que en el corte de estacas (López, 1980). Se excluyen todas las espinas, se hace un corte en forma de T invertida, aproximadamente 1 cm abajo de la yema superior. La incisión vertical también tendrá 1 cm de longitud y la horizontal abarcará un tercio de la circunferencia del tallo, ambos cortes sin dañar el tejido medular. También la yema se separa sin dañar este tejido, inmediatamente se injerta en las solapas del corte en T hasta el fondo (López, 1980). Las yemas se sacarán de varas que hayan florecido y con una forma de escudete. El injerto se amarra con una liga o con hilo

de algodón, manteniéndose en suelo desinfectado o en sustrato sintético; el cual posteriormente enraizará de 3 a 5 semanas después (Rojas, 1989).

2.4. ENRAIZAMIENTO

El enraizamiento es el proceso que empieza con una división radial intensa en las células de los haces vasculares de los tallos jóvenes herbáceos, o bien, en algunos puntos del periciclo alrededor del cilindro central, en tallos jóvenes de plantas leñosas. Los primordios crecen hasta salir del tallo y su posterior crecimiento es por alargamiento celular (Leopold, 1975; Rojas y Ramírez, 1987).

El sitio de formación de raíces depende de la edad del tejido y de la época en que se pone a enraizar éste. A más madurez del tallo, el sitio de iniciación de raíz se encuentra más cerca del periciclo, en donde la mayoría de las células se agrandan radialmente, formando tres capas de células, siendo la externa la que da origen a la epidermis de raíz, la capa intermedia da origen al córtex y la tercera al cilindro central (Van Tieghen y Duliot, 1968 (citado por Letham); Letham, 1988; Ballesteros, 1982).

Weaver (1972) y Ballesteros (1982). Señalan que la formación de raíces en estacas se lleva a cabo en dos etapas:

Fase de iniciación - En la cual las células parenquimáticas de las paredes delgadas, son capaces de diferenciarse a meristemáticas, iniciando posteriormente

una diferenciación y una división celular. Las raíces adventicias de plantas leñosas, se forman en el floema secundario formando grupos de células pequeñas que se desarrollan libremente para formar primordios de raíz.

b) Segunda etapa.- Aquí sucede una división celular continua de células. De cada grupo de estas, se forma un ápice de raíz, desarrollándose también un haz vascular en el nuevo primordio, que se unirá posteriormente con el haz vascular adyacente.

Ocasionalmente las raíces pueden surgir a partir de médula, parénquima del floema primario, epidérmis o callos (Letham, 1988).

Durante el enraizamiento los factores ambientales juegan un papel importante. Janick (1963), nos señala que la luz, temperatura, humedad y el oxígeno, se deben tomar en cuenta en el lapso de desarrollo de raíces. Otro factor importante es el suministro de nutrientes (Priestley y Swingle, 1929 (citado por Letham); Letham, 1978; Ballesteros, 1982).

1) Luz.- Juega un papel importante, puesto que induce la formación de raíces. Según Rojo (1989), las estacas de rosa necesitan la mayor cantidad de luz solar, durante el desarrollo de las raíces. Dorantes (1984), dice que para lograr una mayor rapidez de enraizamiento, deben colocarse las estacas de rosa donde incida la mayor cantidad de luz. Por otro lado Ballesteros (1982), señala que la luz, dependiendo de la especie, inhibe la formación de raíces ya que las auxinas que estimulan este proceso, son inestables ante ésta.

2) Humedad - La falta de humedad en la estaca ocasiona una desecación antes de que se hallan originado las raíces (Ballesteros, 1982). La humedad relativa se debe mantener por lo regular alta (Laurie, 1979; Dorantes, 1984). Rojo (1989), cita que la humedad relativa debe mantenerse entre 98-100%. Por su parte Dorantes (1982), dice que la nebulización es un método para mantener alta la humedad relativa. También las estacas se pueden mantener permanentemente en agua (Ballesteros, 1982)

3) Temperatura - Si se mantiene alrededor de 24° C en el suelo donde se plantaron las estacas, se provoca la división celular en la zona de formación radicular (Ballesteros, 1982). Por su parte Dorantes (1984), afirma que la temperatura media del aire debe mantenerse entre los 18° y 21° C y la del suelo en 21° C.

4) Suelo.- El suelo puede ser rico en materia orgánica o puede ser un sustrato inerte como lo citan Mamedov y Kusamov, (1963, citado por Rojo, 1989). Por su parte Larson (1988), sugiere que se plante en vermiculita previamente desinfectada. La cama de propagación puede ser también de perlita o turba (Dorantes, 1984). Cuando se propaga al aire libre, casi siempre el suelo se ha desgastado, por eso es preciso sembrar alfalfa, cebada o soya como cosecha de cobertura y después desinfectar con hexactoruro de benceno (López, 1980).

2.5. Cámaras de propagación

Las cámaras de propagación son requeridas para reproducir especies vegetales de interés comercial, ya sea por semilla, estaca o injerto. Estas cámaras tienen características tales como: control de temperatura y control de luz, tanto natural como artificial (Downs y Hellmers, 1976).

Estas características hacen que su utilización sea primordial para el control ambiental del medio que contiene las semillas o plántulas en los días de temperaturas bajas o en los de fuertes vientos, además de propiciar el alargamiento o reducción del período vegetativo, por esta cualidad reciben el nombre de "Estructuras para cultivos forzados" (Thomson y Kelly, 1957).

Su empleo está ampliamente difundido entre personas que se dedican a la horticultura, incluyendo a la ornamental y fruticultura (Luna, 1979).

Las ventajas que puede proporcionar su uso son cinco:

- 1 - Acortar el período vegetativo, de tal manera que se obtenga mayor remuneración económica
- 2 - Proteger a las plantas de factores climáticos adversos
- 3.-Se ocupa un menor terreno de cultivo
- 4 - Favorece la elección de las mejores plantas al momento del trasplante
- 5 - Se tiene un mejor control de plagas y enfermedades.

2.5.1. Tipos de cámaras y su composición

Existen diferentes tipos de estructuras, desde los invernaderos que son grandes construcciones costosas, hasta camas calientes, camas frías y sombreaderos, que son más pequeños y fáciles de manejar.

Las estructuras que comúnmente se utilizan para la propagación de estacas son las camas calientes. Estas cámaras deben contar con tres características que son:

a) El mantenimiento de la temperatura óptima para el enraizamiento.- Para esto el piso de la cama debe contar con un material que conserve el calor, el estiércol de caballo es el más utilizado. Por otro lado, se le puede aplicar calor directo al suelo por medio de una resistencia o calor indirecto por medio de una tubería que conduzca aire o agua caliente (Adriance y Brison, 1939).

b) Una cubierta.- Esta debe ser movable, además de permitir el paso de la luz. El material utilizado comúnmente es el vidrio, el plástico transparente o la tela delgada

c) Material de fabricación.- Luna (1979), dice que las camas se fabrican principalmente de madera, concreto, ladrillo o arcilla. Por su parte Duncan y Roberts (1981), proponen que para mantener el calor, se utilicen camas hechas de poliuretano y poliestireno.

Después de que se tiene construida la cámara con los materiales propicios, se cubre de suelo más o menos con unos 15 cm de espesor (Luna, 1979).

Otras estructuras que se utilizan para proteger son las camas frías, que resguardan al material vegetal de lluvias, fuertes vientos y del sol antes de que la planta esté madura para enfrentarlos. Estas camas frías pueden ser cajas o charolas de arcilla, fibra de turba o metal, con perforaciones en el fondo y con una tapa transparente para que el sol se pueda filtrar.

2.5.2. La utilización de las "biobotellas" (zepelines), como cámaras de propagación

En la Universidad de Wisconsin se ha desarrollado un proyecto llamado "Biología de botellas", el cual pretende utilizar las botellas desechables con capacidad de 2 litros, llamadas "zepelines", que actualmente no tienen un proceso de reciclamiento (Bottle Biology, 1991).

Estas botellas están hechas con un material llamado Polietileno-tereftalato (PET), del cual apenas se empieza a estudiar su posible aprovechamiento (Reno Resource, 1971).

Estas botellas pueden utilizarse no solo en la investigación biológica o agrícola; sino que también pueden servir como auxiliares en el ámbito docente por sus bajo costo y su fácil manipulación. Pueden ser utilizados en experimentos de laboratorio o pueden ser auxiliares en experimentos escolares a cualquier nivel (Bottle Biology, 1992).

Estas botellas cumplen todos los requisitos para poderlas usar como cámaras de propagación, por que mantienen la humedad y el calor, pues es muy fácil su manipulación.

2.6.- Fitorreguladores de crecimiento que afectan el enraizamiento

La capacidad que tiene el tallo de formar raíces, está controlada por la interacción de diferentes factores en la planta; así como a la presencia de diferentes sustancias producidas en las hojas y en las yemas (Ballesteros, 1982).

Estas sustancias son llamadas fitorreguladores u hormonas de crecimiento, por que regulan la actividad fisiológica de las plantas (Devlin, 1982) En la mayor parte de las plantas, los sitios de síntesis son los meristemos o tejidos jóvenes (Laurie, 1979). Dentro de las hormonas están las llamadas auxinas, que son las que se encargan principalmente de la elongación celular, formación de raíz, iniciación de flores, abscisión de hojas, geotropismo y fototropismo (Laurie, 1979).

Como observamos las auxinas tienen un efecto específico, pero el crecimiento y el desarrollo de una planta, implica una interacción entre todas las hormonas conocidas y quizá todavía más por descubrir (Salisbury, 1994). Para el enraizamiento además de las hormonas, influye la presencia de vitaminas, minerales y azúcares nitrogenados (Leopold, 1955).

Kolek, J. *et al.* (1992), indica que el crecimiento de las raíces esta intimamente ligado al de las hojas, puesto que estas ayudan a proporcionar energía y a la producción de sustancias para el desarrollo de las raíces.

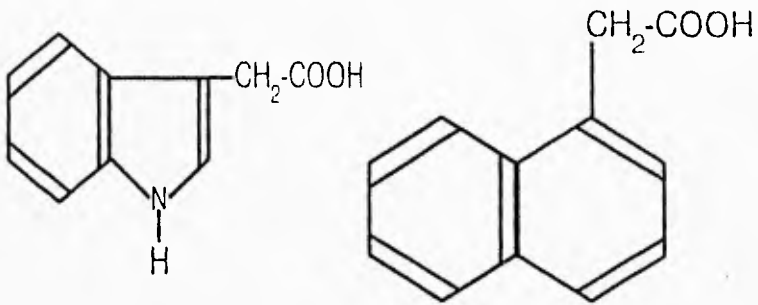
2.6.1. Auxinas en la formación de raíz

El primer reporte de utilización de auxinas para estacado es el descrito por jardineros holandeses, colocando semillas como fuente de auxina en la cama donde se colocaron las estacas (Weaver, 1972; Ballesteros, 1982).

El hecho por el cual a las estacas se les deja yemas y algunas hojas, es porque actúan como fuente natural de auxinas (Audus, 1959).

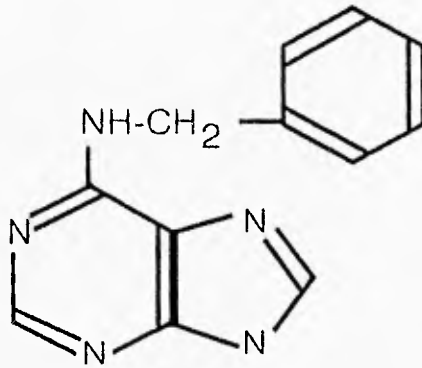
El ácido indolacético (AIA), es una auxina natural y su acción está regulada por la AIA-oxidasa, la cual la desnatura. también si el AIA llega a acumularse, puede alcanzar niveles inhibitorios en las diferentes partes de la planta (Rojas y Ramirez, 1987). Las auxinas sintéticas son utilizadas en la actualidad para promover el enraizamiento de esquejes y/o estacas, aplicandolos en forma líquida o en polvo (Laurie, 1979).

Ireta (1975), prueba que el AIA es muy móvil, tendiendo a inducir raíces a lo largo de la estaca; por su parte las auxinas fenoxi (2, 4-D y 2, 4, 5-T), pueden inducir raíces anormales.



Fórmula química del ácido indolacético (AIA) que es una auxina natural y la del ácido naftalenacético que es una auxina sintética.

La mezcla más común de fitorreguladores es una auxina con una citocinina,



Fórmula química de la 6, bencil amino purina (BAP)

siendo usado en la técnica de cultivo de tejidos, como lo indican los estudios de Hasegawa (1979), donde se utiliza la propagación "in vitro" de las yemas laterales de la rosa de invernadero (Rosa hybrida L. cv. 'Improve Blaze'), cultivadas en un medio M.S., adicionado con 3.0 mg/l+0.3 mg/l de AIA y bencil aminopurina (BAP) respectivamente. Se observó que después de 16 semanas había un 50% de enraizamiento más que el control

El estudio realizado por De Vries y Dubois (1988), en el cual encontraron el efecto combinado de BAP en etanol al 50% y de ácido indolbutírico (IBA) en agua a diferentes concentraciones respectivamente como se muestra a continuación: 0+10, 62.5+312.5, 125+655, 250+1250, 500+1250, 1000+2500 y 2000+5000, todas en mg/l. Estas concentraciones se probaron en la rosa variedad 'Amanda', encontrando que existe un efecto antagónico, a estas concentraciones entre las dos hormonas, que inhibe la producción de raíces.

Se ha visto que la utilización de auxina en propagación "in vitro" puede dar mejores resultados que usándola combinada, como lo muestran los ensayos de Blakely *et al* (1972). Ellos trabajaron con la raíz de Haploppus ravenii, teniendo como objetivo observar el control y la cinética de formación de raíz. El medio utilizado fue el de Eriksson añadiéndole ácido naltalenacético (NAA) a una concentración de 0.1 mg/l. Los cortes de 2 a 4 cm de longitud se sumergieron en este medio durante tres semanas, llegando a la conclusión de que la formación de raíz solo requiere sacarosa, minerales, dióxido de carbono y una auxina.

Por su parte Rojas y Ramírez (1987), muestran una serie de pasos que se pueden seguir para obtener mejores resultados en el enraizamiento de estacas como son: a) Mezclar una auxina con talco en una concentración de 0.02 a 0.1%, mojar el extremo de la estaca meterlo en la mezcla y plantarlo. b) preparar una solución débil disolviendo la auxina en un poco de alcohol al 96%, después se le agrega agua gota a gota hasta que se obtenga una concentración de 70 a 100 ppm; en esta solución se sumerge la estaca de 8 a 12 hrs., plantando después. c) hacer una solución de auxina en alcohol al 5% y se sumerge el extremo de la estaca durante 5 minutos, dejando evaporar al aire unos momentos, plantando enseguida.

Van de Pol y Breukelaar (1982), al experimentar con cortes maduros de Rosa chinensis cv. 'Indica major', al tratarlos con IBA 5000 ppm y almacenarlos durante 3 semanas a una temperatura de 4°C, observaron una rápida obtención de raíces. Los cortes de la rosa anteriormente citada, se injertaron al mismo tiempo que se enraizaban, por lo que se obtuvieron muy rápidamente plantas completas

Van de Pol (1986), durante el proyecto de selección de Rosa canina, por medio de su injercción para lograr plantas de mayor calidad, pudo observar que en ausencia de auxina (experimento testigo), se obtuvo menor número de raíces por planta en comparación con el lote en el que se adicionó ácido indolbutírico al 0.4% en talco

Entre otros ensayos Basú (1969), estudió el efecto de los sinergistas de las auxinas, como el pirogalol, cumarín, indol y el ácido salicílico, encontrando que estos ayudan en la inducción de raíz en ausencia de auxinas. En cortes de frijol francés (Phaseolus vulgaris), se observa que incubándolos durante un lapso de 24 a 120

horas en AIA que contenga ^{14}C , se registra más ^{14}C en el tejido con la presencia de sinergistas (tienen el mismo efecto que las auxinas), que en ausencia de éstos.

Por su parte Nanda *et al.* (1969), durante sus experimentos para obtener raíces en Populus nigra, Salix tetrasperma, Ipomea fistulosa e Hibiscus notodus, encontró que al tratar las especies anteriormente citadas, con ácido indolacético 10 mg/l + ácido-3-indolbutírico 10 mg/l y plantándose en posición erecta o invertida, las tres últimas especies, obtuvieron mayor número de raíces que el control.

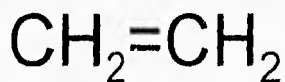
Buchsting (1961, citado por Rojas y Ramírez, 1987), encontró que la utilización de la mezcla de IBA y ANA, contenidas en un producto comercial llamado Rootone, aumenta el número de estacas enraizadas y la longitud de raíces del cafeto; pero no el número de raíces por estaca en forma significativa.

Thompson (1984), utilizando estacas con 2 y 3 entrenudos de R. chinensis cv. 'Indica majors', las sumergió en una solución de IBA, ANA y AIA; después las injertó con yemas de R. dialéctica cv. 'Mercedes', manteniéndolos en humedad e iluminación natural continua. Encontró que no hubo diferencia en la capacidad de enraizamiento entre las estacas de 2 y 3 entrenudos. También observó que el tratamiento de IBA fue el que mayor número y longitud de raíces tuvo, con respecto al control, sin embargo tuvo un efecto adverso sobre el crecimiento de botones florales.

2.6.2. Etileno

Los estudios realizados en la fisiología de la maduración del fruto, son los responsables del descubrimiento e identificación del etileno como un fitorregulador que interviene en los procesos fisiológicos de las plantas. Información que ha hecho progresar la comprensión de la fisiología bioquímica y usos prácticos del etileno.

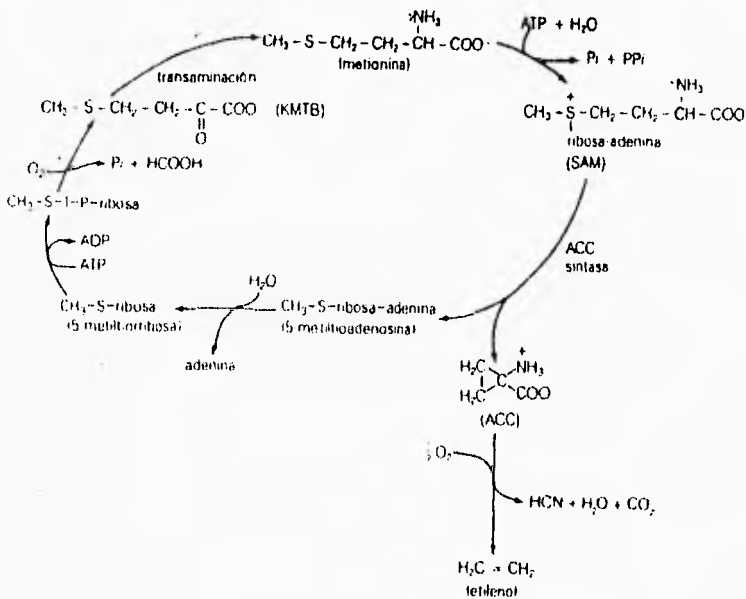
Se tiene registrado que desde la época de la antigua China, se sabía que las frutas cosechadas maduran con mayor rapidez en un recinto donde se quemara incienso. sin embargo no fue sino hasta 1934 que R. Gane. demostró que las plantas maduran más rápido debido al etileno (Bidwell, 1993). Se sabe que este regulador sirve como promotor de floración y maduración del fruto (Halevy, 1985). El etileno es un gas, cuyo precursor natural es la metionina (Devlin, 1982), con una sencilla estructura molecular, que se desprende rápidamente dentro y fuera de los tejidos vegetales.



Fórmula química del etileno

La producción de etileno en las plantas, es causado por daños mecánicos, radiación y algunos productos químicos (Devlin y Witham, 1987).

Actualmente se ha sintetizado un producto llamado Etephon del cual su compuesto activo es el Ethrel, fabricado por Rhone-Poulenc, que al ser absorbido por la planta, en el interior se rompe liberando etileno y un compuesto fosforado (Amchen, 1970; citado por Rojas y Ramírez, 1987.).



Esquema 2.- Ruta para la formación de etileno

Es probable que los efectos atribuidos exclusivamente a las auxinas, sean en realidad provocados por el etileno, actuando solo o en conjunto con las auxinas, Devlin,(1992).

Según Chadwik (1970, citado por Rojas y Ramirez, 1987) el crecimiento radical está regulado por la auxina y el etileno, siendo este evento un ejemplo de autorregulación.

Por su parte Salisbury (1994) afirma, que el etileno provoca epinastia en hojas causada por el alargamiento de las células, por otro lado inhibe la elongación de raíces y tallos en dicotiledonias y también causa el crecimiento radial de las células de la raíz.

Entre otros estudios el fisiólogo Neiljubow, D. (citado por Salisbury, 1994), demostró en 1901 que el etileno provoca una respuesta triple en plantas de chicharo, inhibe alargamiento celular del tallo, aumenta su grosor y estimula el hábito horizontal de crecimiento.

Fieldman (1984, citado por Rojas y Ramirez, 1987), asevera que el que promueve la extensión y alargamiento del sistema radical normal y la iniciación de raíces adventicias es el etileno.

Por otro lado, al etileno se le atribuyen efectos adicionales como son la inhibición de la elongación de las raíces, de los tallos y hojas, la estimulación de raíces adventicias, inhibición de geotropismo en chícharos y la inhibición de la floración y la epinastia, que es una deformación por incurvación hacia abajo (Devlin y Witham, 1987; Bidwell, 1993).

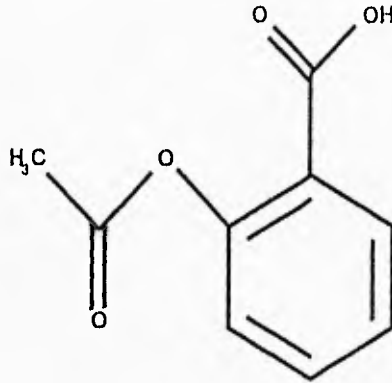
Entre otros estudios está el de Bosé *et al.*, 1977, donde se observó una estimulación significativa en el enraizado de estacas, al aplicar Ethrel (50ppm) y acetileno (50 ppm) en Daedala canthus, Justicia gendarussa, Clerudendrum inerme, Eranthremun tricolor, Ixora sigaporensis, Gardenia jasminoides y Malvaviscus conzantii.

En las tres últimas especies, el Ethrel indujo la caída de las hojas. El acetileno en G. jasminoides indujo moderadamente el enraizamiento; sin embargo al aplicar la auxina junto con el Ethrel y el acetileno, se notó una mejoría en el enraizamiento con respecto al control.

Criley y Parvin (1979), determinaron que las estacas terminales de Protea nerifolia, al recibir un tratamiento de AIA a 4000 ppm + Etephon a 300 ppm, reducen el tiempo de enraizamiento casi a la mitad. Los cortes enraizaron de 3 a 4 meses después de plantados, mientras que el testigo enraizó de 5 a 6 meses después de la plantación.

Bidwell (1993), asevera que el etileno causa o reproduce muchos de los efectos de formación de auxina, por lo que induce hay complejas interacciones entre auxina y etileno.

2.6.3. Influencia del ácido acetilsalicílico sobre el enraizamiento



Fórmula química de el ácido acetilsalicílico

Aunque hay una gran discusión acerca de considerar al ácido acetilsalicílico (ASA), como fitorregulador o no. Salisbury (1993) argumenta que es generador de alelopatía entre las plantas y sus patógenos, por lo que lo considera un fitorregulador. El (ASA) es un compuesto obtenido por la acetilación del ácido salicílico (AS) y es más comúnmente conocido como aspirina. Este nombre es una contracción del género Spirea y de acetilo muchas de las plantas de este género contienen silicatos naturales (Collier 1963, López, 1987)

Los estudios del ASA se han enfocado más hacia los animales, como los estudios de Baker y Levitan (1971), sin embargo, los pocos estudios en plantas han sido sobre el efecto que causa en la transpiración.

Oota (1975,1977), Larqué-Saavedra (1978 y 1979), De León (1979), Andrade (1981), han trabajado con salicilatos en diversas plantas, los cuales se ha comprobado que afectan de manera significativa el cierre estomático.

Apartir del trabajo reportado por Basú en 1972, quien encontró que el AS actúa como sinergista de auxinas como el IBA, el AIA y 2,4 dicloro fenoxiacético (2,4-D), en el enraizamiento de frijol, se ha reportado más trabajos acerca de que los salicilatos intervienen en el proceso de enraizamiento.

Roy *et al.* (1975) estimaron que la combinación de auxinas con el AS, aumenta la capacidad de utilización de carbohidratos en la región de formación de raíz, en dos variedades de frijol Phaseolus vulgaris L.

Durante sus estudios Jain y Srivastava (1981), observaron que una concentración de 5 mM de AS inhibe la actividad nitrato reductasa en raíces de maíz, en cambio la actividad de la glutamato deshidrogenasa, se estimuló a una concentración de 0.01 mM de AS. Esto afecta en forma importante a la producción de etileno (ver apartado 2.6.2).

III.OBJETIVOS E HIPOTESIS

OBJETIVOS:

Desarrollar una metodología para favorecer el enraizamiento de estacas.

Comprobar que Rosa montezumae (Red.) es un buen portainjerto que responde al tratamiento con reguladores de crecimiento, buscando favorecer su enraizamiento.

HIPOTESIS:

Si se utilizan las dosis adecuadas y específicas de fitoreguladores de crecimiento entonces se favorecerá el enraizamiento de estacas de Rosa montezumae (Red.)

IV. METODOLOGIA

El presente trabajo se realizó en el invernadero con cubierta de fibra de vidrio, del Centro de Botánica del Colegio de Postgraduados, Montecillo, Estado de México, ubicado a los 19° 29' de latitud norte, 98° 53' longitud oeste y a 2250 metros sobre el nivel del mar

4.1. Material biológico

Se utilizaron 126 estacas de Rosa montezumae (Red), obtenidas en la entrada a San Simón, ubicada en el km 46 de la carretera México-Veracruz, al oriente de Texcoco, Estado de México.

Las estacas fueron cortadas de plantas con ramas que ya hubieran florecido, por lo menos una vez. El tamaño aproximado de la estaca fue de 20 cm de longitud y de 0.4 - 1.0 cm de diámetro aproximadamente. Se despojaron de las espinas y de las hojas. El número de yemas no se tomó en cuenta, porque el material obtenido fue limitado. El corte se hizo enseguida de una yema, tanto en la parte superior, como en la parte inferior.

Se colocaron en agua destilada durante 24 horas, sumergiéndolas totalmente. Después se desinfectaron con hipoclorito de sodio (grado comercial) al 1% por un

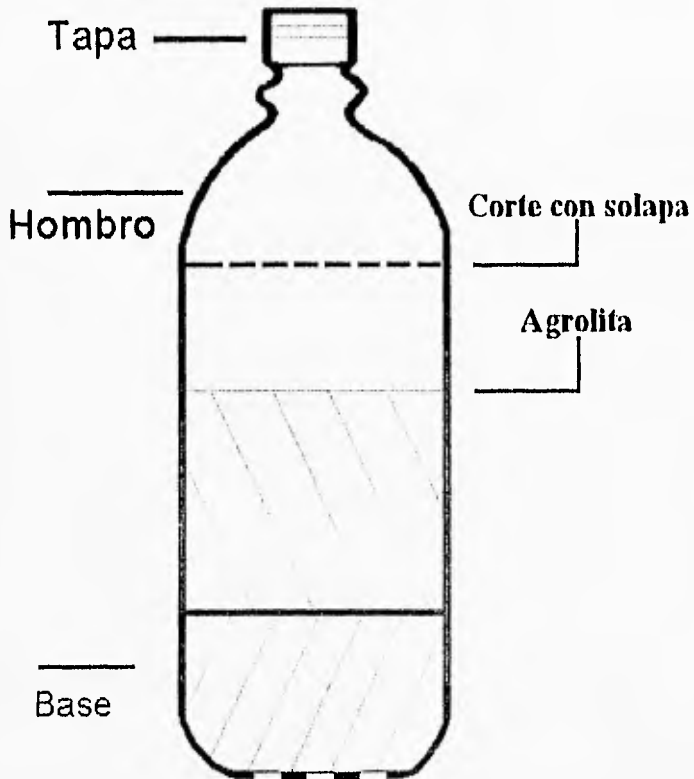
lapso de 10 minutos y se enjuagaron 3 veces en agua despidada. Se empacaron en una bolsa de polietileno, manteniendose en refrigeración durante un día (24 hrs.) (Caneva, 1989).

4.2. Preparación del sustrato

Se utilizaron 21 botellas "zepelín", desechables de refresco (de dos litros de capacidad), previamente lavadas. Se les hizo un agujero en el fondo, para el drenaje. Se cortaron a la altura del hombro, para lo cual primero se marcó con un plumón indeleble la zona de corte, después se desprendió con unas tijeras dejando una solapa aproximadamente de un centímetro. (ver esquema 1).

Se desinfectaron en una solución de hipoclorito de sodio al 10% durante 5 minutos. Se dejaron secar durante un día empacándolas después en bolsas de plástico, para su posterior utilización. El sustrato utilizado para el transplante de las estacas fue agrolita, la cual se esterilizó en una autoclave a 16 libras de presión durante una hora. Se colocó en las botellas o zepelín (desinfectadas previamente), aproximadamente 1000 centímetros cúbicos de agrolita en cada una.

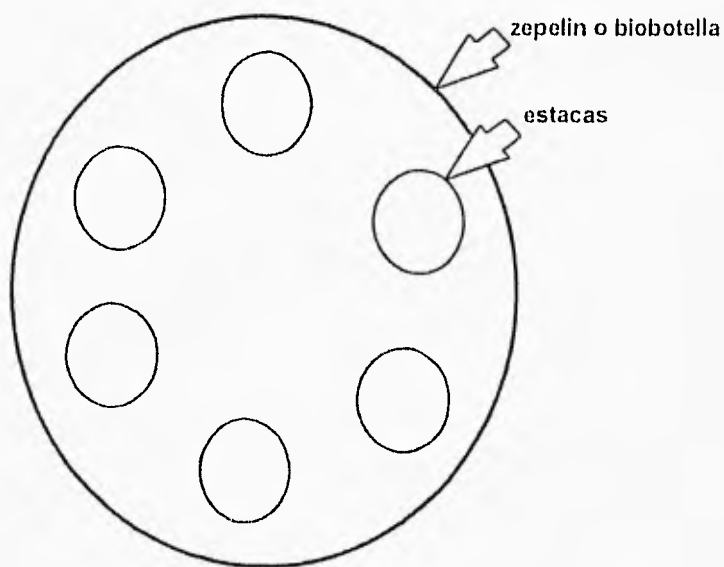
Para mantener húmeda la agrolita, fue indispensable conocer el peso inicial y se le fue agregando agua destilada con volúmenes conocidos hasta que comenzaba a drenar. Esto se hizo para evitar una sobresaturación de humedad.



Esquema 3.-Biototella o zepelin utilizadas en el experimento. Describe las zonas en las cuales se le hizo el corte.

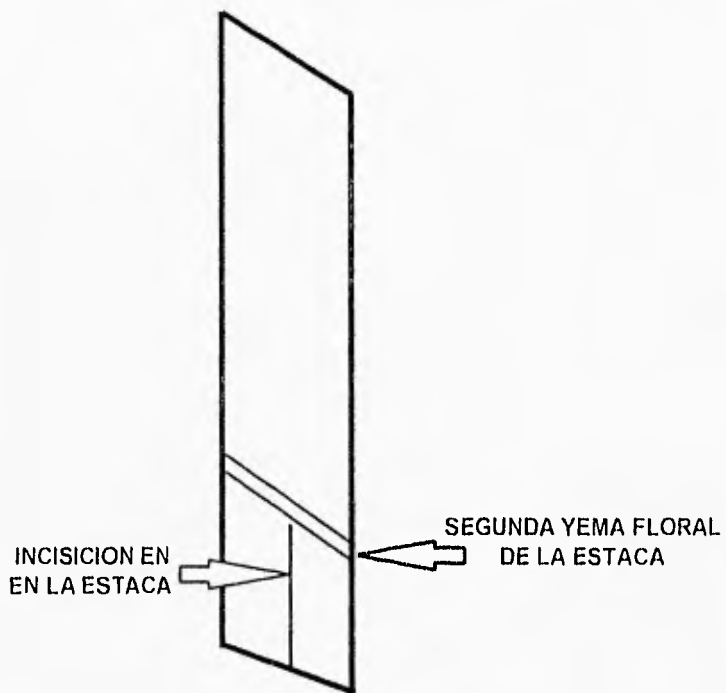
4.3. Plantación

La plantación se realizó el 22 de mayo de 1992, en la cual se colocaron los 7 tratamientos, con seis repeticiones cada uno (cada estaca es una repetición y en una botella "zeppelin" hay seis repeticiones), como lo muestra el esquema 2



Esquema 4.- Corte transversal de biobotella o zeppelin visto desde arriba. Muestra la forma en que se colocaron las estacas en el zeppelin durante el experimento.

Antes de plantar las estacas se les hacen dos incisiones el extremo inferior de la estaca, a partir de la segunda yema hacia abajo, con el fin de que las raíces broten más fácilmente, (ver esquema 3)



Esquema 5.- Esquemización frontal de la incision en la estaca abajo de la segunda yema floral, para facilitar el brote de las raíces.

A continuación las estacas fueron sumergidas en una solución correspondiente a su respectivo tratamiento, posteriormente se les adicionó agua hasta el punto de saturación.

El ácido indolbutírico (IBA), ácido indolacético (AIA) y el ácido naftalenacético (ANA) que son auxinas, marca Sigma, se utilizaron en grado analítico. La bencilaminopurina (BAP) es una citocinina sintética de la marca Sigma, también se utilizó en grado analítico. Raizone es un producto comercial que se utiliza para el enraizamiento, el cual contiene IBA (600 ppm) como ingrediente activo, fabricado en México por la compañía FAX. Etephon es un producto comercial utilizado para la floración, cuyo ingrediente activo es el Ethrel (ácido 2 cloroetil fosfónico 22.53% y 77.47 de ingredientes inertes), el cual se descompone en etileno, fabricado en México por Rhone-Poulenc. El ácido acetilsalicílico (ASA), marca Sigma, utilizado en grado analítico

TRATAMIENTOS	CONCENTRACIONES
AGUA DESTILADA	CONTROL
IBA	5000 PPM
IBA+ANA	1000:500 PPM
E+R	300 PPM
BAP+AIA	3:0,3 PPM
ASA	18000 PPM
ASA	1800 PPM

Cuadro 1.- Tratamientos aplicados a estacas de Rosa montezumae (Red.) con sus respectivas concentraciones. El ácido indolbutírico (IBA), ácido indolacético (AIA), ácido naftalenacético (ANA), bencilaminopurina (BAP) y ácido acetilsalicílico (ASA), todas grado analítico. El Raizone y el Ethephon se usaron en grado comercial.

4.4. Diseño experimental

El diseño fue completamente al azar, es decir, las estacas se colocaban en los zepelin mediante números aleatorios. Se realizó el registro de datos cada siete días (siete tratamientos por semana), durante tres semanas.

4.5. Variables evaluadas

Los parámetros evaluados fueron los siguientes:

- Número de individuos con raíces (NIR)
- Número de individuos con yemas (NIY)
- Número de raíces (NR), con respecto al total de estacas
- Número de yemas (NY), con respecto al total de estacas
- La relación de número de raíces, tomando en cuenta los individuos con raíz (NRI)
- La relación de número de yemas, tomando en cuenta a los individuos con yemas (NYI)
- Peso fresco (PF)
- Longitud de raíz (LR)
- Relación de número yemas/número de raíces (NY/NR)

La evaluación se realizó de la siguiente manera, el primer semana se hizo a los veintiún días después de la plantación (12 de junio), el segundo se realizó a los 28 (19 de junio) y el tercero a los 35 días (26 de junio).

En cada semana se escogió un zepelín totalmente al azar por tratamiento. Se anotaron el número de individuos que tuvieron raíces, enseguida se desprendieron las raíces para medir su longitud con una regla en milímetros (únicamente las raíces primarias). Las raíces medidas se colocaban en cajas de aluminio, para medir su

peso fresco en una balanza analítica Mettler mod. HK 160. Después a la estaca libre de raíces se le contaba el número de individuos con yemas.

El número de individuos con raíz y el número de individuos con yema, se evaluó directamente, con respecto al número de raíces o yemas por estaca (en cada semana y respectivo tratamiento)

El número de raíces con respecto al número de estacas con raíz, se obtuvo de dividir el total de raíces por semana de cada tratamiento entre los individuos que tuvieron raíces (sin tomar en cuenta los que no tuvieron raíces). El número de yemas entre estacas con yemas se obtuvieron de igual manera, o sea, dividiendo entre individuos con yemas.

Las pruebas estaísticas utilizadas fueron la media aritmética, el error estándar y la prueba de Tukey, mediante al programa estadístico llamado SAS.

V. RESULTADOS

Después de realizar la metodología descrita anteriormente, a continuación se describen los siguientes resultados por variables.

5.1. Número de individuos con raíces

Esta variable muestra el número de individuos que enraizaron durante las tres semanas y en cada tratamiento

Semana 1 - El tratamiento que más número de individuos con raíces presentó fue el de ácido indolbutírico (IBA), el cual tuvo 3 individuos enraizados, siguiéndole el tratamiento de ácido indolbutírico más ácido naftalenacético (IBA+ANA) con 2 individuos. Los tratamientos de ácido acetilsalicílico 10^{-2} M (10^{-2} M de ASA y Ethrel más Raizone (E+R), solo presentaron un individuo con raíces. Por su parte los tratamientos que no presentaron ningún individuo enraizado fueron el control, 10^{-3} M de ASA y bencilaminopurina (BAP) + ácido indolacético (AIA), ver figura 1

Semana 2 - En esta semana el tratamiento que obtuvo más individuos con raíces fue IBA con 2, le siguieron el E+R, 10^{-2} y 10^{-3} M de ASA con 1 individuo. Los tratamientos que no obtuvieron ningún individuo con raíces fueron el control, IBA+ANA y BAP+AIA, ver figura 1

Semana 3 - Aquí hubo dos tratamientos que obtuvieron el mayor número de individuos con raíces, el IBA e IBA+ANA con 4 cada uno. Siguió E+R con 2

individuos; el control. BAP+AIA y 10^{-2} M de ASA que presentaron un individuo solamente. Por último el que no obtuvo ningún individuo con raíces fue el tratamiento de 10^{-3} M de ASA ver figura 1.

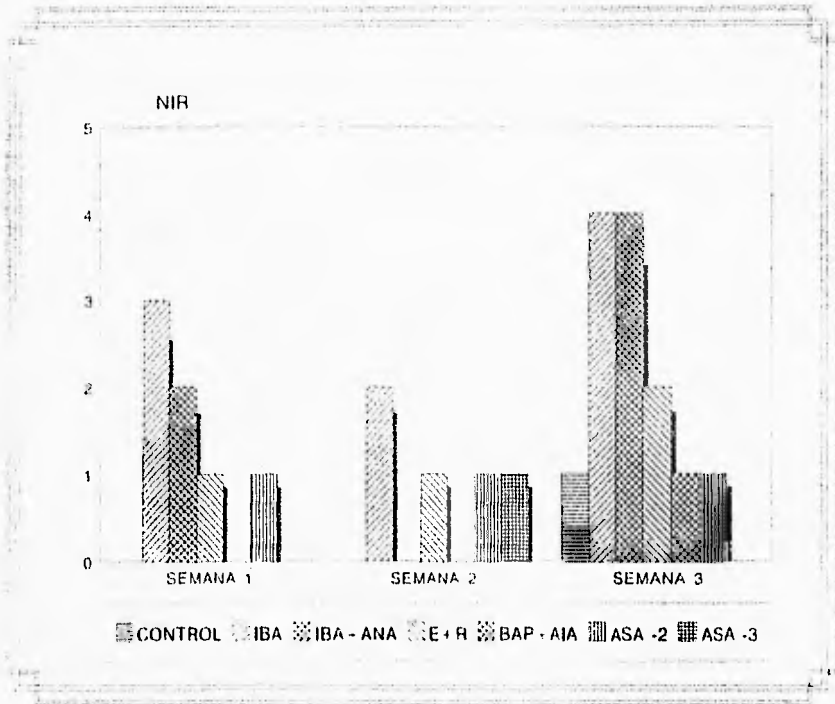


FIGURA 1.-Número de individuos con raíces (NIR), en cada semana, y en siete tratamientos distintos con seis estacas cada uno.

5.2. Número de raíces por individuos

Esta variable refleja la media aritmética de raíces que cada individuo (estaca), llegó a presentar en cada tratamiento por semana.

Semana 1.- El resultado mayor lo obtuvo el tratamiento con IBA+ANA con 1.5 raíces por individuo, le siguieron los tratamientos de IBA y E+R ambos con 1 raíz por individuo. Los tratamientos que no tuvieron respuesta fueron el control, el BAP+AIA, el 10^{-2} y 10^{-3} M de ASA. No hubo diferencias significativas entre tratamientos según la prueba de Tukey=0.05, ver figura 2

Semana 2.- La media más alta la obtuvo el tratamiento con IBA al presentar 1.8 raíces por individuo, como lo muestra la figura 2. Le siguió el tratamiento E+R con 0.8 raíces por individuo. A continuación los tratamientos de ASA 10^{-2} y 10^{-3} M de ASA presentaron 0.17 raíces por individuo y los que no tuvieron ninguna respuesta fueron el tratamiento control y el de BAP+AIA. Nuevamente no se observó ninguna diferencia estadística (Tukey=0.05), ver figura 2.

Semana 3.- Puede apreciarse en la figura 2 que el tratamiento que obtuvo la media más alta fue con IBA, presentando 9.8 raíces por individuo, le siguió el de IBA+ANA con 6.3 raíces por individuo, prosiguió el de E+R con 2 raíces por individuo. Por su parte los tratamientos control, BAP+AIA y 10^{-2} M de ASA tuvieron 0.17 raíces por individuo y el tratamiento que no tuvo respuesta fue el de 10^{-3} M de ASA. En esta semana si hubo diferencias significativas entre tratamientos siendo el IBA el que se distingue, (Tukey=0.05).

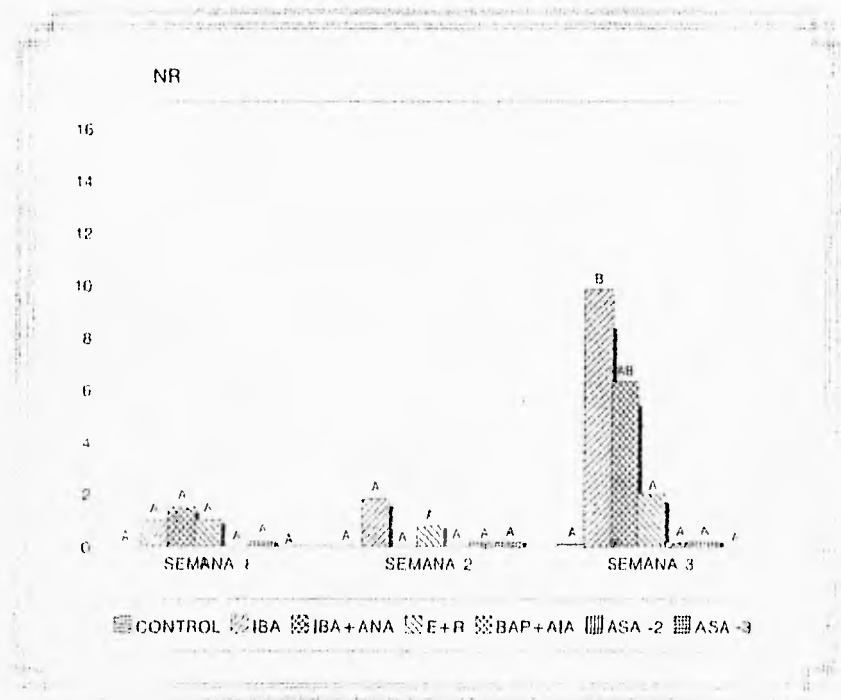


FIGURA 2.- Número de raíces por individuo (NR), en cada semana, y en siete tratamientos. Cada punto es la media de 6 estacas, los tratamientos con letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey=0.05).

5.3. Número de raíces por individuo con raíces

Esta variable fue medida con el fin de conocer el número de raíces de cada individuo que realmente pudo enraizar.

Semana 1 - Al analizar la figura 3, se observa que el tratamiento que obtuvo el mayor valor fue el tratamiento con E+R, presentando 6 raíces por individuo, le siguió el tratamiento con IBA+ANA, obteniendo 4.5 raíces por individuo, a continuación IBA con 2 raíces por individuo y con 10^{-2} M de ASA tuvo 1 raíz por individuo. Los tratamientos que no tuvieron respuesta fue el control, BAP+AIA y 10^{-3} M de ASA. No hubo diferencias significativas entre los tratamientos (Tukey=0.05).

Semana 2 - En esta semana, como se observa en la figura 3, el tratamiento que mayor número de raíces tuvo fue el de IBA con 5.5, le siguió el de E+R con 5, ASA 10^{-2} y 10^{-3} M con 1 raíz por individuo. Los tratamientos que no tuvieron respuesta fueron el control, IBA+ANA y BAP+AIA. Hubo diferencias significativas de los tratamientos de IBA y E+R con respecto a los demás, pero no entre éstos (Tukey=0.05)

Semana 3 - En la figura 3, se puede observar que el tratamiento que mayor número de raíces tuvo fue nuevamente el de IBA con 14.6, le siguió el de IBA+ANA con 8.5 y el de E+R con 3.5 raíces. Los tratamientos que tuvieron una raíz fueron: el control, BAP+AIA y 10^{-2} M de ASA. El único tratamiento que no tuvo respuesta fue el de 10^{-3} M de ASA. El tratamiento con IBA fue significativamente diferente respecto a los demás tratamientos, excepto con el que contenía IBA+ANA (Tukey=0.05).

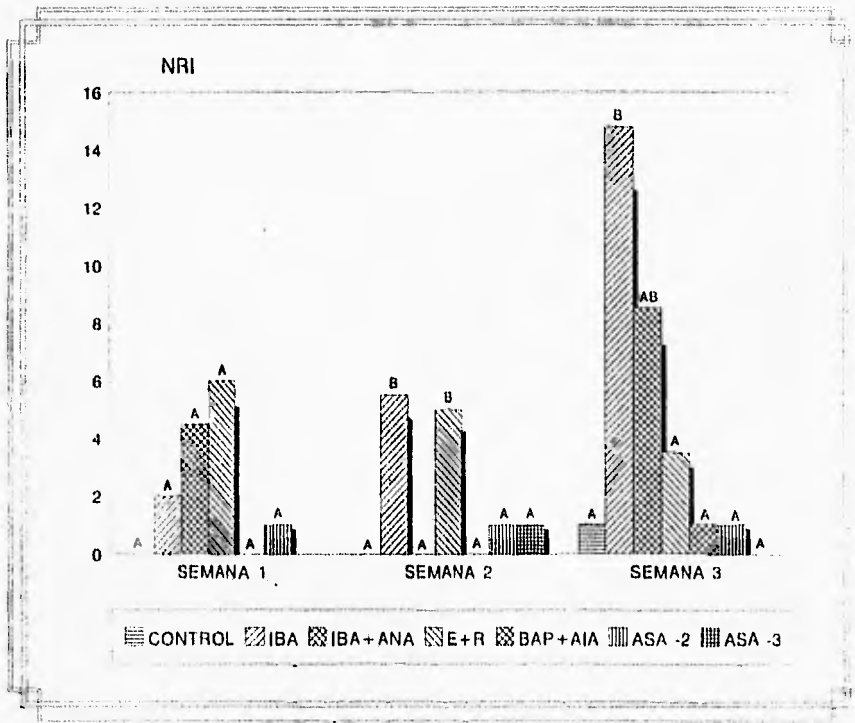


FIGURA 3.-Número de raíces por individuo con raíces (NRI), en cada semana, y con siete tratamientos. Cada punto es la media de 6 estacas, los tratamientos con letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey=0.05).

5.4. Número de individuos con yemas

Esta variable muestra el número de individuos que tuvieron yemas durante las tres semanas para cada tratamiento.

Semana 1.- En la figura 4, podemos observar que el tratamiento que tuvo más número de yemas fue el de 10^{-2} M de ASA con 6 individuos, siguiéndole el de 10^{-3} M de ASA con 5 individuos, el control y el BAP+AIA registraron 4 individuos. El IBA e IBA+ANA obtuvieron solamente 2 individuos y el tratamiento que no tuvo resultado fue el de E+R.

Semana 2.- Aquí se encontró que el tratamiento que tuvo más número de individuos con yemas fue el de 10^{-2} M de ASA con 6 individuos, le siguieron el de 10^{-3} M de ASA con 5 individuos, el control con 4 individuos, el de BAP+AIA con 3 individuos, el de E+R con 2 individuos y el de IBA+ANA con 1 individuo. El tratamiento que no obtuvo respuesta fue el de IBA, ver figura 4.

Semana 3.- Los tratamientos que tuvieron mayor respuesta fueron el control y el de 10^{-2} M de ASA con 4 individuos con yemas. Le siguieron el de 10^{-3} M de ASA con 3 individuos con yemas, los tratamientos IBA, IBA+ANA y el de BAP+AIA con 2 individuos con yemas cada uno. El tratamiento que no tuvo respuesta fue el de E+R, ver figura 4.

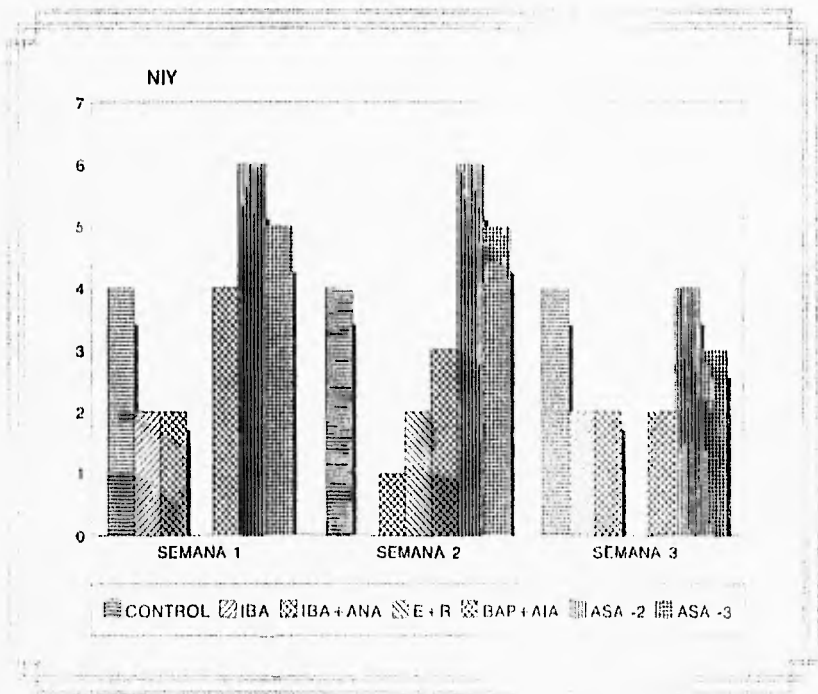


FIGURA 4.-Número de individuos con yemas (NIY), en cada semana, y en siete tratamientos distintos con seis estacas cada uno.

5.5. Número de yemas por individuo

Esta variable refleja la media aritmética de yemas, de una muestra de seis estacas por tratamiento durante 3 semanas.

Semana 1 - La media más alta la obtuvo el tratamiento de 10^2 M de ASA con un valor de 2.17 yemas por individuo, le siguieron el control con 1.33 yemas por individuo, el 10^{-3} M de ASA con 1.17 yemas por individuo, BAP+AIA con 0.67 yemas por individuo y los tratamientos de IBA e IBA+ANA con 0.33 yemas por individuo. El tratamiento que no obtuvo respuesta fue el de E+R. El ASA 10^2 M observó una marcada diferencia significativa (Tukey=0.05) con respecto a todos los demás tratamientos, excepto con el control y con el ASA 10^{-3} M como lo muestra la figura 5.

Semana 2 - El tratamiento que tuvo el promedio más alto fue el de 10^2 M de ASA con 2.67 yemas por individuo, le siguieron el control con 1.17 yemas por individuo, el 10^{-3} M de ASA obtuvo solo una yema por individuo, el BAP+AIA con 0.5 yemas por individuo, el E+R con 0.33 yemas por individuo y el IBA+ANA con 0.17 yemas por individuo. El tratamiento que no observó ninguna respuesta fue el de IBA. En esta semana el tratamiento que mostró una marcada diferencia significativa fue el 10^2 M de ASA con respecto a todos los demás tratamientos, excepto con el control con el que hubo diferencias significativas (Tukey=0.05), como lo muestra la figura 5.

Semana 3 - El tratamiento más alto fue el de 10^2 M de ASA con 1.5 yemas por individuo, después el control con 1.17 yemas por individuo, el 10^{-3} M de ASA tuvo

0.83 yemas por individuo, el E+R no obtuvo respuesta y todos los demás tratamientos solamente obtuvieron 0.33 yemas por individuo. No obstante las diferencias señaladas, la prueba de Tukey demostró que no existieron diferencias significativas entre los tratamientos (Tukey=0.05).

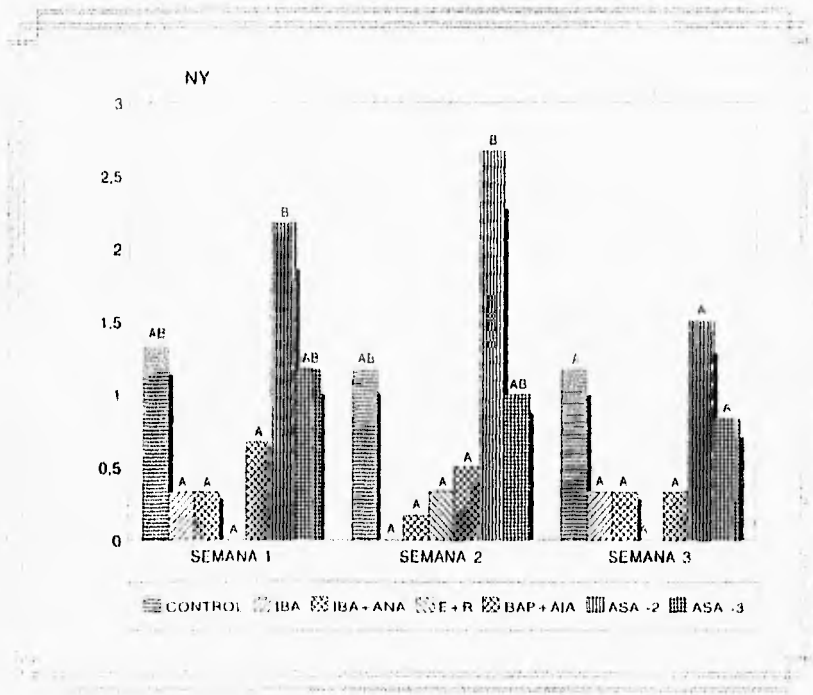


FIGURA 5.-Número de yemas por individuo, en cada semana, y en siete tratamientos. Cada punto es la media de 6 estacas, los tratamientos con letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey=0.05).

5.6. Número de yemas por individuo con yemas

Esta variable refleja el número de yemas de los individuos que realmente presentaron obtener yemas, tomando en consideración una muestra de seis estacas por tratamiento durante 3 semanas.

Semana 1. - El tratamiento que obtuvo más yemas por individuo con yemas fue el 10^{-2} M de ASA con un valor de 2.5 yemas por individuo con yemas. Le siguieron el control con 2 yemas por individuo con yema, el 10^{-3} M de ASA con 1.4 yemas por individuo con yema, y los tratamientos BAP+AIA, IBA e IBA+ANA con 1 yema por individuo con yemas. El tratamiento que no obtuvo respuesta fue el de E+R. No obstante las diferencias señaladas, estas no fueron significativamente distintas (Tukey=0.05), ver figura 5

Semana 2. - El tratamiento que tuvo el valor más alto fue el de 10^{-2} M de ASA con 2.7 yemas por individuo con yemas, le siguieron el control con 1.17 yemas por individuo con yemas, 10^{-3} M de ASA obtuvo 1.2 yemas por individuo con yemas, los tratamientos BAP+AIA, E+R y el de IBA+ANA obtuvieron una yema por individuo con yemas. El tratamiento que no presentó ninguna respuesta fue con el IBA. Se observó una diferencia significativa marcada del de 10^{-2} M de ASA con respecto a los tratamientos que tuvieron solo una yema por individuo con yemas y también con respecto al que no obtuvo respuesta. No fue tan marcada la diferencia con el 10^{-3} M de ASA y con el control, según Tukey=0.05 (ver figura 6).

Semana 3. - El valor más alto fue el del 10^{-2} M de ASA con 2.3 yemas por individuo con yemas, le siguió el 10^{-3} M de ASA con 1.7 yemas por individuo con yemas. después encontramos al control con 1.17 yemas por individuo con yemas. El de BAP+AIA, IBA e IBA+ ANA obtuvieron una yema por individuo con yemas y el tratamiento que no obtuvo respuesta fue el de E+R. No se observaron diferencias significativas entre los tratamientos según Tukey=0.05, ver figura 6.

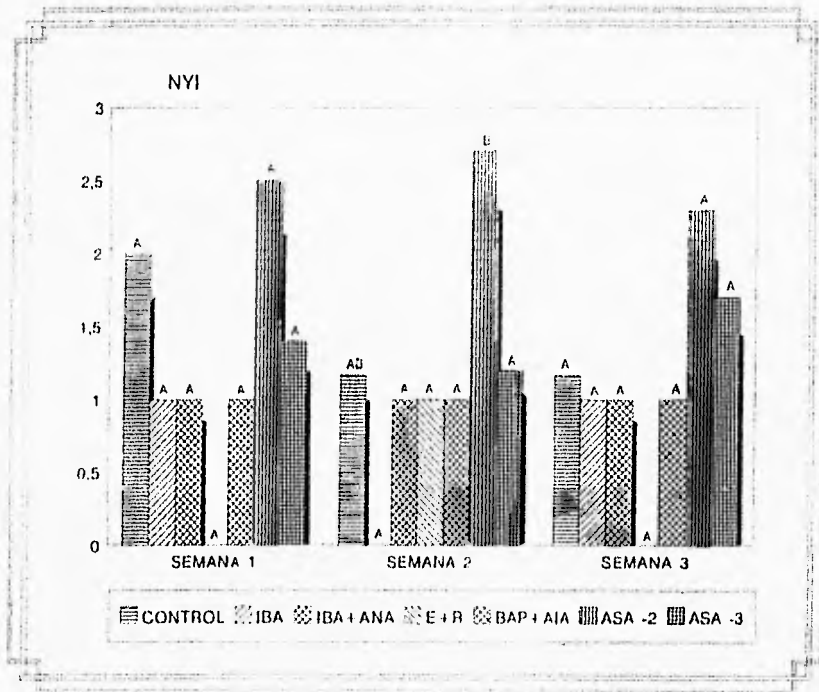


FIGURA 6.- Número de yemas por individuo con yemas, en cada semana, y con siete tratamientos. Cada punto es la media de 6 estacas, los tratamientos con letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey=0.05).

5.7. Peso fresco de raíz

Esta variable muestra el peso fresco de las raíces obtenidas por las estacas de cada tratamiento a través de tres semanas distintos

Semana 1 - El tratamiento que obtuvo mayor peso fresco de raíz fue el de IBA con 130 mg, siguiéndole el de IBA+ANA con 40 mg, el de E+R con 20 mg y el 10^{-2} M de ASA con 10 mg. Los tratamientos que no observaron respuesta fueron el control, el BAP+AIA y el 10^{-3} M de ASA. El tratamiento que observó una marcada diferencia significativa con respecto a los demás fue el de IBA, excepto con los tratamientos IBA+ANA y E+R, con los cuales no presentó diferencias estadísticas (Tukey=0.05) ver cuadro 2

Semana 2 - Los tratamientos que obtuvieron respuesta en peso fresco de raíz fueron: el IBA con 50 mg, el E+R con 20 mg, el 10^{-2} M de ASA con 10 mg y el ASA 10^{-3} M con 5 mg. Los tratamientos que no obtuvieron respuesta son el IBA+ANA, el control y el BAP+AIA. Las diferencias encontradas no fueron significativas (Tukey=0.05), ver cuadro 2.

Semana 3 - Sólo se observó que un tratamiento no obtuvo respuesta, el de 10^{-3} M de ASA todos los demás se expresaron de la siguiente manera: IBA con 320 mg, IBA+AIA con 220 mg, E+R con 30 mg, 10^{-2} M de ASA con 15 mg, el control con 3 mg y el BAP+AIA con 1 mg de peso fresco de raíz. El IBA presentó una marcada diferencia, según Tukey=0.05, respecto a los demás tratamientos, no obstante

cuando se comparò con el de IBA+ANA, los resultados fueron estadísticamente iguales (ver cuadro 2).

TRATAMIENTOS	PESO FRESCO DE RAIZ EN MILIGRAMOS					
	SEMANAS					
	1		2		3	
CONTROL	0	B	0	A	3	B
IBA	130	A	50	A	320	A
IBA+ANA	40	AB	0	A	220	AB
E+R	20	AB	20	A	30	B
BAP+AIA	0	B	0	A	1	B
ASA 10 ⁻¹ M	10	B	10	A	15	B
ASA 10 ⁻² M	0	B	5	A	0	B

CUADRO 2.- Peso fresco de raíz en cada semana, y bajo siete tratamientos . Cada punto es la media del peso de las raíces de 6 estacas, los tratamientos con letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey=0.05).

5.8. Longitud de raíz

Esta variable refleja la media del longitud de las raíces obtenidas por las estaca en los siete tratamientos y tres periodos diferentes.

Semana 1.- Solamente se observaron tres tratamientos con respuesta: el 10^{-2} M de ASA el IBA y el IBA + ANA, cuyas medias de longitud de raíz fueron, 0.3 cm, 0.2 cm, y 0.15 cm respectivamente. Como observamos en el cuadro 3, no se encontró diferencia significativa alguna (Tukey=0.05)

Semana 2. - Como en el semana anterior, aquí solamente se observaron tres tratamientos con respuesta: el 10^{-3} M de ASA con 0.5 cm, el IBA con 0.26 cm y E+R con 0.1 cm de longitud de raíz. Nuevamente no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos (Tukey=0.05), ver cuadro 3.

Semana 3. - Se observó que sólo el tratamiento de 10^{-3} M de ASA no obtuvo resultado. El tratamiento de IBA fue el que mayor longitud de raíz obtuvo con 1.7 cm, le siguió el de IBA+ANA con 1.3 cm, prosiguió el de E+R con 0.85 cm; continuaron los tratamientos de control con 0.3 cm, el de 10^{-2} M de ASA con 0.18 cm y el de BAP+AIA con 0.17 cm. Los tratamientos que fueron significativamente distintos son IBA y el IBA+ANA, respecto al de 10^{-3} M de ASA, según Tukey=0.05, ver cuadro 3.

TRATAMIENTOS	LONGITUD DE RAIZ EN MILIMETROS					
	SEMANAS					
	1		2		3	
CONTROL	0	A	0	A	0.3	AB
IBA	0.2	A	0.26	A	1.7	A
IBA+ANA	0.15	A	0	A	1.3	A
E+R	0	A	0.1	A	0.85	AB
BAP+AIA	0	A	0	A	0.17	AB
ASA 10 ⁻² M	0.3	A	1	A	0.18	AB
ASA 10 ⁻³ M	0	A	0.5	A	0	B

CUADRO 3.- Longitud de raíz en cada semana y bajo siete tratamientos . Cada punto es la media de la longitud de las raíces de 6 estacas, los tratamientos con letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey=0.05).

5.9. Relación yemas/raíces

Esta variable refleja la relación de yemas/raíces por estaca, obtenidas en los siete tratamientos y los 3 semanas.

Semana 1.- Los tratamientos en donde no se observó resultado fueron los siguientes: el control, el de BAP+AIA y el de 10^{-3} M de ASA, en vista de que carecieron de raíces. El que presentó un valor de 0 fue el tratamiento de E+R lo que indica que este tratamiento no produjo yemas, aunque si hubo raíces. Los tratamientos que mostraron un valor entre 0 y 1 fueron el de IBA y el de IBA+ANA con 0.33 y 0.22 respectivamente; datos que muestran una mayor producción de yemas en comparación con la de raíces. Por su parte el tratamiento que tuvo un valor de 12.77 fue el de ASA 10^{-2} , ver cuadro 4

Semana 2.- El 10^{-2} M de ASA presentó en promedio 15.71 yemas/raíces y el 10^{-3} M de ASA con 5.9 yemas/raíces. ambos tratamientos fueron los que obtuvieron un mayor valor. Por su parte los tratamientos que no tuvieron respuesta fueron el control, el IBA+ANA y el BAP+AIA. El IBA su valor fue de 0 yemas/raíces y el E+R obtuvo un valor de 0.4 yemas/raíces, ver cuadro 4.

Semana 3.- El Cuadro 4 muestra que los tratamientos que obtuvieron un valor mayor a 1 yemas/raíces fueron el 10^{-2} M de ASA con 8.89 yemas/raíces, el control con 6.9 yemas/raíces y el BAP+AIA con 2 yemas/raíces. Los tratamientos que mostraron un valor menor a 1, en raíz fueron los siguientes: el IBA con 0.03 yemas/raíces y el

IBA+ANA con 0.05 yemas/raíces. El E+R obtuvo un valor de cero y el 10^{-3} M de ASA no mostró valor.

TRATAMIENTOS	RELACION YEMAS/RAICES		
	SEMANAS		
	1	2	3
CONTROL	/	/	6 9
IBA	0.33	0	0 03
IBA+ANA	0.22	/	0 05
E+R	0	0.4	0
BAP+AIA	/	/	2
ASA 10^{-2} M	12.77	15 71	8 82
ASA 10^{-3} M	/	5.9	/

CUADRO 4.-Relación yemas/raíces en cada semana y bajo siete tratamientos . Valores entre 0 y 1 muestra mayor número de raíces que de yemas; por arriba de 1 muestra mayor número de yemas que de raíces y la (/) muestra que no hubo raíces.

VI. DISCUSION

En los resultados obtenidos durante la realización de esta investigación, se observa que los fitorreguladores juegan un papel importante en los procesos de enraizamiento de estacas de Rosa montezumae Red; sin embargo, de estos compuestos las auxinas nos brindan mejores resultados comparados con los otros fitorreguladores.

Con respecto a las auxinas el ácido indolbutírico (IBA 5000 ppm) fue el tratamiento que mejores resultados presentó en cuanto al número de individuos con raíces, número de raíces por individuos y peso fresco de raíz, confirmando así lo descrito por Van de Pol (1981) y Van de Pol y Breukelaar (1982), para estacas de Rosa sp

Por su parte la mezcla de ácido indolbutírico (IBA 1000 ppm) + ácido naftalenacético (500 ppm) induce enraizamiento en mayor grado que el IBA por sí sólo, justificando así, lo dicho por Buschling (1961, citado por Rojas y Ramírez, 1987), donde él asevera que esta mezcla estimula el porcentaje de individuos con raíces, pero no el número de éstas.

En cuanto a la mezcla de una citocinina con una auxina, en este caso bencilaminopurina (BAP 3 ppm) + ácido indolacético (AIA 0.03 ppm), no tuvo relevancia en el proceso de enraizamiento, pudiéndose deber a que la dosis utilizada fue muy pequeña para Rosa sp.

Por otro lado el uso de Ethrel (300 ppm) + Raizone en polvo, incrementa el número de individuos con raíz, aunque en menor grado que el IBA y que la mezcla de IBA+ANA. Esto se contrapone a lo indicado por Criley y Parvin (1979) y por Rojo (1989), los cuales señalan que el longitud de raíz y el número de raíces por estacas se vió favorecido por el uso de este tratamiento. Esta contraposición probablemente se debió a que las mediciones se hicieron en un lapso de tiempo menor en la presente investigación en comparación con el experimento de los autores antes mencionados, que fue de tres meses.

En lo que respecta a la utilización de ácido acelisalicílico (ASA), se afirma que en el proceso de enraizamiento no es relevante su uso, sin embargo no se encontró una inhibición del crecimiento y desarrollo de raíces por el uso de estos. Lo que si se observó es que la concentración de 10^{-3} M induce el crecimiento de yemas en contraste con los demás fitorreguladores, que parecen inhibir la salida de éstas

El empleo de los zepelines en el desarrollo de esta investigación, permitió en gran medida poder controlar algunos factores, como la humedad y la temperatura

El material con que están hechos, permite que la pérdida de agua sea mínima y por otro lado, el espacio ocupado por las estacas no interfirió con el crecimiento de las raíces.

VII. CONCLUSIONES

Con base en los resultados obtenidos, lo más relevante de esta investigación fue lo siguiente:

- El empleo de estacas de Rosa montezumae Red. es útil para obtener portainjertos para rosa de corte porque se obtienen raíces rápidamente, además de ser un arbusto silvestre de amplia distribución en México, pudiendo obtenerse fácilmente y a bajo costo.

- El ácido indolbutírico (IBA) a la concentración de 5000 ppm, es el que mejor promueve el número de individuos con raíz hasta en un 67% del total. El número de raíces por individuo aumenta 57 veces más que el lote control y el peso fresco de raíz aumenta hasta 106 veces con respecto al lote control de las estacas de Rosa montezumae.

- El ácido acetilsalicílico (ASA) es el que mejor induce la salida de yemas hasta en un 100% en comparación con los demás tratamientos, en Rosa montezumae Red.

- La utilización de los "zepelín" como cámaras de propagación facilita la manipulación de las estacas de Rosa montezumae, así como también promueve el reciclamiento de estos envases

BIBLIOGRAFIA

- Adriance, G.W. y F. R., Brinson, 1939. Propagation of Horticultural Plants. McGraw-Hill Book Co., Inc. N.Y. London. 66-76 pag
- Albertos, G.J., 1969. Cultivo del Rosal en Invernadero. Ministerio de Agricultura España. 40 pp.
- Andrade, T.J.L., 1981. Resistencia a la sequía II. Efectos análogos del ácido salicílico sobre la transpiración de explantes de Phaseolus vulgaris. Tesis Biólogo 63 pp
- Audus, L.J., 1959. Plant Growth Substances, L. Hill. London. 400 pp.
- Baker, L.J. and Levitan H., 1971. Silicates: Effect on Membran Permeability of Molluscan Neurons. Science, 172:1245-1247.
- Ballesteros, L.J., 1982. Resistencia a la sequía III. Efecto de exudados de raíz de diferentes especies en la transpiración de Phaseolus vulgaris L. Tesis Biólogo UNAM 123 pp.
- Basú, R.N., 1969. Effect of Auxin Synergists in Rooting of French (Phaseolus vulgaris) cuttings. Curr. Sci. 38:533-535
- Bidwell, R.G.S., 1993. Fisiología Vegetal. AGT Editor, México. 784 pp.

- Blakely, L.M. et al. 1972. Controls and Kinetics of Branch Root Formation in Cultured Root Segments of *Haplopappus ravenii*. *Plant. Physiol.* 50:35-42.
- Bosé, T.K. et al. 1977. Effects of ethylene and acetylene on the regeneration of adventitious roots. *Indian Journal of Plant Physiology* 20 134-139
- Bottle Biology, 1991. Hands-on Biology with Plastic Containers. University of Wisconsin. 25 pp.
- Bottle Biology (Notes), 1992. Fast Plants. University of Wisconsin. 15 pp.
- Caneva, S., 1989. El Cultivo del Rosal. Ministerio de Agricultura. Buenos Aires. Argentina. 110 pp.
- Collier, H.O.J., 1963. Aspirin. *Scientific American*. 209:96-108.
- Criley, R.A. and Philip, E. Parvin., 1979. Promotive Effects of Auxin, Ethephon and Daminozide on Rooting of *Protea neerifolia* cuttings. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 104(5):592-596.
- Chávez, A.A., 1993. Guías Turísticas Banamex. División de Estudios Económicos de la Dirección General de Estadística de la SARH. Asesoría Mexicana de la Flor A.C.. 25 pp.
- Devlin, M.R., 1982. *Fisiología Vegetal*. Edit. Omega. España. 517 pp.
- Devlin, M.R. and Whitam, H.F., 1987. *Plant Physiology*. PWA Publisher USA. 577 pp.

- De León, G.F. 1979 Efecto de ácido acetilsalicílico (aspirina) sobre algunos aspectos de la fisiología estomatal de Commelina communis (L.) Tesis Maestría en Ciencias. C. P. México 91 pp.
- De Vries, D.P. and Dubois, L., A.M., 1988. The effect of BAP and IBA on Sprouting and Adventitious Root Formation of 'Amanda' Rose Single-Node Softwood Cuttings. *Scientia Horticulturae*, 34:115-121
- Dorantes, B.M., 1984. Cultivo del Rosal en el Invernadero. Tesis Ing. Agric. UACH. 60 pp.
- Downs, R.J. and Hellmers, H., 1976. World Meteorological Organization Technical note 148. Controlled Climated and Plant Research WMO No. 436. 15 pp.
- Duncan, G and F. Roberts. 1981. Propagation of Horticulturae Plants. McGraw-Hill Book. Co. 376 pp.
- FIRA, BANAMEX, 1981. Memorias del Seminario de Manejo de Conservación de Fruta. Hortaliza y Flores. Mexico. 60 pp
- FIRA, BANAMEX, 1991. Guías Turísticas Banamex. Asesoría Mexicana de la Flor Banamex S.A. 38 pp.
- García, T.G., 1988. Comercialización de Flores. Tesis Ing. Agric. UACH. 100 pp.
- Halevy, A.H., 1985. Plant Growth Substances. Academic Press. Heidelberg Berlin 392 pp.

- Hasegawa, Paul. , 1979. In Vitro Propagation of Rose. Hort. Science 14(5):610-612.
- Ireta, O.H., 1975. Efecto de las Auxinas en el Enraizamiento. Agricultura Técnica en México. 3(11) 418-423
- Jain, A. and Srivastava, H.S., 1981. a) Effect of Salicylic Acid on Nitrate Reductase and Glutamate Dehydrogenase Activities in Maize Roots. Physiol Plant. 53:285-288
- Jain, A. and Srivastava, H.S., 1981. b) Effect of Salicylic Acid on Nitrate Reductase Activity in Maize Seedlings. Physiol. Plant. 51:339-342.
- Janick, J., 1963. Horticulturae Science. W.H. Freeman and Company USA. 472 pp.
- Larqué-Saavedra, A., 1978. The antitranspirant effect of acetylsalicylic acid on Phaseolus vulgaris. Physiol Plant. 43:126-128.
- Larqué-Saavedra, A., 1979. Stomatal Closure in Respon to acetylsalicylic acid treatment. Z. Pflanzenphysiol. 93:371-375.
- Larson, R.A. , 1988. Introducción a la Floricultura. AGT Editor. 551 pp.
- Laurie, A. D. C. Kiplinger and Kenard. S.N., 1979. Commercial Flower Forcing. McGraw-Hill N Y 400 pp
- Leopold, A.A. , 1955. Auxin and Plant Growth. Univer. of Cal. Press. 345 pp.
- Leopold, A.C. and P.E., Knedemann, 1975. Plant Growth and Development. McGraw-Hill Book Co. U.S.A. 380 pp

- Letham, D.S.; Goodwin, P.B. and Higgins, T.J.V., 1988. Phytohormones and Related Compounds a Comprehensive Treatise. Vol. II Elsevier/North Holland. Biomedical Press. Amsterdam. 632 pp.
- López, D.H.A., 1987. Efecto del Acido Acetil Salicilico en el crecimiento de yemas de Solanum cardiophyllum (Lindl) Cultivada in vitro. Tesis M.en C. C.P México. 86 pp.
- López, M.J., 1980. Cultivo de Rosal en Invernadero. España. Ed. Mundi. 341 pp.
- Luna, G., 1979. Determinación de mezclas de suelo en cajas de propagación en producción de plantas en invernadero. Tesis Ingeniero Agronomo U.A.Ch. 100 pp.
- Nanda, K.K. et al., 1969. Effect of Auxin and Light on Rooting Stem Cutting of Populus nigra, Salix tetrasperma, Ipomea fistulosa and Hibiscus notodus in Relation to Polarity. Plant Physiol. 22:1113-1120.
- Oota, Y., 1975. Short day Flowering of Lemna gibba G3 Induced by Salicylic Acid. Plant and Cell Physiol. 16:1131-1135.
- Oota, Y., 1977. Removal by Chemical of Photoperiodic light Requirement of Lemna gibba G3. Plant and Cell Physiol. 18:95-105.
- Reno, Resource, 1971. A Project of the Louisiana Nature and Science Center Vol. 8 Numer 1. Recycle New Orleans. 65 pp.
- Rojas, G.M. y H., Ramírez, 1987. Control Hormonal del Desarrollo de las Plantas. Ed. Limusa México. 198 pp.

- Royo, D.G. 1989. Enraizamiento de Estacas de Rosa Garambullo, con Ethrel, Raizone y diferentes posiciones. Tesis Ing. Agric. UACH. 42 pp.
- Roy, C., Basú, S., Basú, R. N. and Bhattacharya, C., 1975. Carbohydrate metabolism in relation to the rooting of bean cutting. *Plant Physiol.* 76:851-853.
- Salisbury, F.B. y W. R., Glen 1994. *Fisiología Vegetal*. Grupo Editorial Iberomérica. México. 759 pp.
- Sánchez, O. y Sánchez, S., 1969. *Flora del Valle de México*. Mexico. 250 pp.
- Semeniuk, L. et al., 1966. Secondary Dormancy of Rose Embrios. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 86:825-828. USA.
- Thompson, G. A., 1984. A new Technique of Propagation. *Horticulture Australian*. 82:50-52.
- Thompson, H.C. and W.C., Kelly, 1957. *Vegetable Crops*. McGraw-Hill, Book Co. Inc. N.Y. 482 pp.
- Van de Pol, P.A. and Breukelaar, A., 1982. Stenting of Roses: A method for quick propagation by simultaneously cutting and grafting. *Scientia Hort.* 17:187-196.
- Van de Pol, P.A., 1986. Root Grafting and Screening super Canina Rootstocks. *Acta Horticulturae* 86:189.
- Weaver, J.R., 1972. *Plant growth substances in agriculture*. Freeman U.S.A. 592 pp.