

LA TÉCNICA DE MINIPLANTAS
 EN LA PROPAGACION DE SEIS CULTIVARES DE ROSA,
 UTILIZANDO COMO PATRON Rosa manetti.

P O R

Juan Antonio Durán González

TESIS

WILSON POPENOS
 ESCUELA AGRICOLA PANAMERICANA
 APARTADO 25
 TEGUCIGALPA HONDURAS

PRESENTADA A LA

ESCUELA AGRICOLA PANAMERICANA

COMO REQUISITO PREVIO A LA OBTENCION

DEL TITULO DE

INGENIERO AGRONOMO

MICROISIS:	7,038
FECHA:	09/02/94
ENTRARCAS:	Bautista Alicia

EL ZAMORANO, HONDURAS

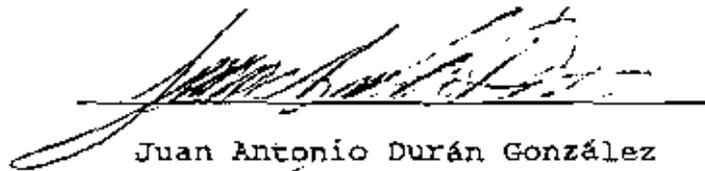
Mayo, 1993

LA TECNICA DE MINIPLANTAS
EN LA PROPAGACION DE SEIS CULTIVARES DE ROSA,
UTILIZANDO COMO PATRON Rosa manetti.

POR

JUAN ANTONIO DURAN GONZALEZ

El autor concede a la Escuela Agrícola Panamericana
permiso para reproducir y distribuir copias de este
trabajo para los usos que considere necesarios.
Para otras personas y otros fines, se reservan los
derechos de autor.



Juan Antonio Durán González

mayo de 1993

DEDICATORIA

A mis padres, Carlos y María Cristina, mis hermanos María Mercedes y Carlos Samuel (QEPD) y a todas las personas que me han dado su cariño a lo largo de mis años como estudiante de la Escuela Agrícola Panamericana.

RECONOCIMIENTOS

A mis consejeros: Ing. Agr. César Zepeda, Dr. Juan José Alán y Dr. Raúl Santillán por la colaboración y asesoría en la planeación y ejecución de este trabajo.

A los Ings. Edwin Méndez, Mario Falla y Carlos Molina por la asesoría y donación de material vegetativo que fueron la base de los ensayos de este estudio.

A la Ing. Dinie de Rueda por su constante apoyo y colaboración.

Al Ing. Mario Bustamante y familia, por todo el cariño e impulso que me han dado.

Al personal de la Sección de Propagación de Plantas.

Al personal administrativo del Departamento de Horticultura.

Al Ing. Flavio Martínez, por la hospitalidad que me ha brindado.

A mis amigos, cuyo apoyo nunca me ha faltado y han allanado el camino para lograr que este trabajo tuviera un significado especial.

OFICINA WILSON POPENOE
ESCUELA AGRICOLA PANAMERICANA
APARTADO 22
TEGUCIGALPA HONDURAS

INDICE GENERAL

I. INTRODUCCION.....	1
II. REVISION DE LITERATURA.....	3
A. Importancia del Cultivo de Rosas para Exportacion en América Latina.....	3
B. Importancia de la Propagación en el Cultivo del Rosal.....	4
C. Formas de Propagar las Plantas de Rosa.....	5
1. Propagación Sexual.....	5
2. Propagación Asexual.....	5
a. Bases Fisiológicas de la Propagación Asexual.....	6
1). Formación de raíces.....	6
2). Formación de callo en el injerto..	8
3). Formación de brotes.....	9
b. Propagación Asexual por Estacas.....	10
c. Propagación Asexual por Acodos.....	11
d. Propagación Asexual por Injertos.....	12
1). Injerto de vareta.....	13
2). Injerto de yema.....	14
e. Propagación por Miniplantas.....	16
III. MATERIALES Y METODOS.....	20
A. Ubicación.....	20
B. Diseño Experimental.....	20
C. Material Vegetal.....	21
D. Preparación para Injertar.....	22
1. Corte.....	22
2. Preparación Antes del Injerto.....	22
E. Injerto.....	23
F. Enraizamiento.....	23
G. Condiciones Ambientales.....	23
H. Control Fitosanitario.....	24
I. Resultados.....	25
1. Enraizamiento.....	25
2. Brotamiento de las Yemas del Patrón.....	25
3. Estado del Injerto.....	25
4. Plantas Logradas.....	26
IV. RESULTADOS.....	27
A. Enraizamiento.....	27
B. Brotamiento de las Yemas del Patrón.....	32
C. Injerto.....	36
D. Plantas Logradas.....	39
V. DISCUSION.....	41
A. Enraizamiento.....	42
B. Brotamiento de las Yemas del Patrón.....	46
C. Injertos.....	48
D. Plantas Logradas.....	50
VI. CONCLUSIONES.....	52
VII. RECOMENDACIONES.....	53
VIII. LITERATURA CITADA.....	54
IX. ANEXOS.....	57

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1.	Varietades Utilizadas en el Experimento.....	20
Cuadro 2.	Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Estacas que Formaron Raíz.....	28
Cuadro 3.	Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Raíces por Estaca.....	30
Cuadro 4.	Efecto de la Concentración de AIB sobre la Longitud Promedio de Raíces.....	31
Cuadro 5.	Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Estacas con Brotes.....	33
Cuadro 6.	Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Brotes por Planta.....	34
Cuadro 7.	Efecto de la Concentración de AIB sobre la Longitud Promedio de Brotes.....	35
Cuadro 8.	Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Injertos con Callo.....	36
Cuadro 9.	Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Injertos Vivos.....	37
Cuadro 10.	Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Injertos Brotados.....	38
Cuadro 11.	Efecto de la Concentración de AIB sobre la Longitud Promedio de Injertos.....	39
Cuadro 12.	Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Plantas Logradas.....	39

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Correlación entre la Concentración de AIB y el Número de Raíces por Estaca.....	30
Figura 2. Correlación entre el Diámetro de la Estaca y la Longitud de Brotes.....	35

INDICE DE ANEXOS

Anexo 1.	Análisis de Covarianza para la variable Número de estacas con Raíz.....	57
Anexo 2.	Análisis de Covarianza para la variable Número de Raíces por Planta.....	58
Anexo 3.	Análisis de Covarianza para la variable Longitud Promedio de Raíces.....	59
Anexo 4.	Análisis de Covarianza para la variable Número de Estacas con Brotes del Patrón.....	60
Anexo 5.	Análisis de Covarianza para la variable Número de Brotes del Patrón por Estaca.....	61
Anexo 6.	Análisis de Covarianza para la variable Longitud Promedio de los Brotes del Patrón.....	62
Anexo 7.	Análisis de Covarianza para la variable Número de Injertos con Callo.....	63
Anexo 8.	Análisis de Covarianza para la variable Número de Injertos Vivos.....	64
Anexo 9.	Análisis de Covarianza para la variable Número de Injertos Brotados.....	65
Anexo 10.	Análisis de Covarianza para la variable Longitud Promedio de los Injertos Brotados.....	66
Anexo 11.	Análisis de Covarianza para la variable Plantas Logradas.....	67

RESUMEN

Se utilizó el método de miniplantas para la propagación de de rosas. Estacas deshojadas sin enraizar de *Rosa manetti* sirvieron como patrón en los que se injertaron escudetes con yemas de los cultivares Emblem, Marina, Sonia, Samantha, Sterling Silver y Mercedes. Estas estacas injertadas se enraizaron utilizando 1000, 3000 y 8000 ppm de AIB bajo nebulización para probar su efecto en la formación de plantas.

Los resultados indican que las variedades Emblem, Marina y Mercedes presentan el mayor número de plantas formadas. Las concentraciones de 3000 y 8000 ppm de AIB produjeron el mayor número de raíces por estaca. Se observaron diferencias en el enraizamiento, ya que de acuerdo con la variedad injertada, esta provocó diferencias en el enraizamiento de las estacas, esta diferencia pudo deberse a los requerimientos energéticos para el prendimiento y brotamiento de las yemas que están definidos por la capacidad genética de brotamiento de cada variedad.

Se considera que la susceptibilidad de *Rosa manetti* a los hongos *Botrytis cinerea* y *Coniothyrium fuckelii* Sacc. hace que este patrón no sea recomendable con este método de propagación.

Las plantas fueron obtenidas a las ocho semanas de iniciados los tratamientos, reduciéndose así en nueve a diez semanas aproximadamente el período de propagación que normalmente es necesario utilizando el método tradicional.

Para obtener plantas completas de rosa es necesario que las estacas formen raíces, que las yemas del patrón broten y que los tejidos de el patrón y el injerto se unan satisfactoriamente.

Estos procesos utilizan las reservas de nutrimentos contenidos en la estaca, que también son utilizadas en la respiración. La formación de nuevas plantas, por lo tanto, dependerá también de las reservas de nutrimentos almacenadas en la estaca y de la temperatura ambiental. La formación de tejidos es regulada por interacciones hormonales, entre auxinas y citoquininas. La presencia de estas hormonas, que son sintetizadas en los puntos de crecimiento de las estacas, son esenciales para la regulación de su crecimiento. La compatibilidad genética entre injerto y patrón pudo también haber influido en el prendimiento de los injertos.

I. INTRODUCCION

La producción de rosas de corte para exportación es una fuente importante de divisas fuertes para los países latinoamericanos. Las rosas de corte se clasifican dentro del grupo de los productos no tradicionales, donde los requisitos de calidad, en un mercado altamente competitivo, son muy estrictos; lo cual hace que las rosas tengan altos índices de rentabilidad.

El desarrollo de tecnologías que permitan propagar rosas en las zonas de producción se constituiría en una ventaja importante para los países productores.

La propagación es un factor importante en el proceso de producción de rosas. Los productores necesitan reemplazar sus plantaciones viejas con plantas de buena calidad para mantener el ritmo de producción. Tradicionalmente, se utiliza el injerto para propagar las rosas, que requiere de períodos de hasta dos años para obtener plantas aptas para trasplante y, que a su vez, tiene bajos índices de prendimiento. Se ha determinado que el prolongado período de propagación y el bajo porcentaje de plantas logradas, son factores que afectan negativamente la producción.

Se han investigado otras formas más rápidas y eficientes para la propagación de rosales, entre las cuales se encuentra la técnica de miniplantas (Grueber y Hanan, 1981a).

Se considera que con el método de miniplantas es posible propagar asexualmente plantas de rosa (Grueber y Hanan, 1981a). De acuerdo con lo anterior y bajo las condiciones climáticas de la Escuela Agrícola Panamericana, se considera que este método permitiría producir plantas completas y vigorosas en un período menor al requerido por el método tradicional de propagación por injerto.

Se consideran tres los objetivos de este trabajo.

A. Obtener plantas injertadas de rosa a partir del método de miniplantas.

B. Evaluar el efecto de tres concentraciones de ácido indolbutírico (AIB), en formulación de talco, contenido comercialmente en el producto Hormodín^R.

C. Observar el comportamiento, en términos de crecimiento y desarrollo de las estacas, de acuerdo con las variedades utilizadas como injertos.

II. REVISION DE LITERATURA.

A. IMPORTANCIA DEL CULTIVO DE ROSAS PARA EXPORTACION EN AMERICA LATINA.

La exportación de flores frescas de América Latina es hoy una fuente importante de divisas. De acuerdo con un estudio de mercado realizado por el Centro de Comercio Internacional (CCI, 1987), para el año 1985 el valor total de las importaciones de rosas por parte de Alemania, Estados Unidos, Suiza, el Reino Unido, Francia, los Países Bajos y Canadá desde los llamados países en desarrollo llegó a \$ 178.64 millones. En el caso específico de Guatemala, se exportaron 9.3 millones de tallos florales de rosa hacia los Estados Unidos en el año 1987 (PROHEXAG, 1989).

Entre los años 1981 y 1985, el aumento global fue de 29.6 por ciento en el valor comercializado de rosas (CCI, 1987).

Desde el punto de vista de los países productores, en especial para el caso de Bolivia, Colombia, Costa Rica, Ecuador, Guatemala y México, la exportación de rosas constituye una gran oportunidad para lograr una mayor captación de divisas (PROHEXAG, 1989).

B. IMPORTANCIA DE LA PROPAGACION EN EL CULTIVO DEL ROSAL.

La propagación asexual de rosas es la única manera de multiplicarlas manteniendo su uniformidad (Larson, 1988).

Normalmente, en una plantación comercial de rosas las plantas deben reemplazarse cada cuatro a cinco años (Laurie, Kiplinger y Nelson, 1979), al mismo tiempo que otros agricultores iniciarán plantaciones propias. Existe, por lo tanto, una alta demanda de plantas de las variedades y tipos que son requeridos por los mercados importadores. Las plantas pueden obtenerse solicitándolas a los productores estadounidenses, pero la principal desventaja es el alto costo unitario por planta. Las plantas comercializadas se clasifican por su tamaño. Las categorías son: X, para plantas con cuatro tallos y 35 cm de altura, XX para plantas con cinco a seis tallos y 50 cm de altura y XXX para plantas de seis tallos y 60 cm de altura. Los precios de las plantas varían por categoría entre \$ 2.13 y \$ 2.83 (Gloeckner, Plant Catalog 1990). A estos precios se debe de agregar un diez por ciento por concepto de costos administrativos y de transporte¹.

¹ MENDEZ E., Gerente de producción, Flortesa S.A. Guatemala. Comunicación personal oral, julio de 1992.

C. FORMAS DE PROPAGAR LAS PLANTAS DE ROSA.

Las rosas se pueden propagar por medio de semillas, acodos, estacas, injertos y cultivo de tejidos (Larson, 1988; Laurie, Kiplinger y Nelson, 1979; Dirr y Heuser, 1987; Thomson y Wilson, 1958; Juscafresa, 1971; Hasegawa, 1979)

Los métodos más comunes para propagar las rosas son:

1. Propagación Sexual.

La propagación por semilla es utilizada comúnmente por fitomejoradores o aficionados que desean crear nuevos cultivares o híbridos (Laurie, Kiplinger y Nelson, 1979; Dirr y Heusen, 1987).

2. Propagación Asexual.

La propagación asexual se fundamenta en conseguir otra planta genéticamente idéntica a la primera, a partir de partes vegetativas. La capacidad que presentan trozos del tallo, la raíz o las hojas de las plantas para regenerar plantas genéticamente iguales a la original hace posible la propagación por estacas, acodos e injertos.

Estos tejidos presentan la capacidad de formar raíces adventicias, característica necesaria para regenerar la planta completa. (Hartmann y Kester, 1988).

La formación de raíces adventicias y la unión de partes vegetativas diferentes por medio del injerto permiten la formación de clones (Hartmann y Kester, 1988).

a. Bases Fisiológicas de la Propagación Asexual.

Para comprender los diferentes tipos de propagación utilizados, es necesario conocer las bases fisiológicas de la propagación asexual.

1). Formación de raíces.

Weaver (1989), explica el proceso de formación de raíces, el cual consiste en la desdiferenciación de células parenquimáticas vivas situadas entre el floema y la corteza del tallo. Estas células forman grupos pequeños que son llamados iniciales de raíz, los cuales se multiplican y forman los primordios de raíces que se conectan a los vasos conductores y crecen hacia el exterior a través de la corteza y la epidermis de la planta.

Existen dos grupos principales de hormonas que intervienen en el enraizamiento. Estos grupos son: auxinas y citoquininas (Weaver, 1989).

Las auxinas ejercen el control primario sobre la formación de raíces (Thimann y Went, 1934). Con respecto a las citocininas, Skoog y colaboradores (1967) demostraron que el tipo de diferenciación que ocurre en diversos tejidos cultivados in vitro depende de la relación proporcional entre auxinas, citocininas y otras sustancias como la adenina, promotora de la división celular. Cuando la proporción de auxinas es baja y la de citocininas es alta, el meristema formará brotes. Cuando la proporción es media entre auxinas y citocininas el meristema formará un callo simple no diferenciado y cuando la proporción de auxinas sea mayor que de citoquinina, se formarán primordios de raíz.

Los primeros estudios sobre las auxinas datan de 1930, cuando se descubrió que el ácido indol-3-acético (AIA), presente en los tejidos vegetales, promueve la formación de raíces adventicias. Casi en la misma época, se descubrió que el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenoacético (ANA), de origen sintético, tienen mejor efecto en la inducción de raíces adventicias (Hartmann y Kester, 1988).

El uso de reguladores de crecimiento para forzar el enraizamiento no hace variar la estructura de las raíces, lo que puede variar es la cantidad y disposición de éstas en el tallo. Las concentraciones altas de reguladores de crecimiento pueden producir anomalías en las raíces y necrosis en los tejidos (Weaver, 1989).

Un buen enraizamiento depende también de ciertos cofactores como la presencia de etileno en dosis de 10 ppm, compuestos nitrogenados y azúcares generados por las hojas. Tomaszewski, citado por Weaver (1989), indica que existen pruebas de que ciertos compuestos fenólicos actúan junto con las auxinas para inducir la iniciación de raíces.

De acuerdo con Lee y Zielsin (1978), para obtener un buen enraizamiento en estacas de *Rosa hybrida* L. es necesario el brotamiento de las yemas (yemas axilares) en el eje del tallo.

Weaver (1989), considera que para ciertas especies, las estacas gruesas almacenan muchas reservas, por lo que contienen suficientes cofactores (citados anteriormente) para la formación de raíces.

2). Formación de callo en el injerto.

Hartmann y Kester (1988) explican que la formación de callo en el injerto en rosas se inicia 24 horas después de realizado, con la formación de filamentos de callo a partir de los extremos cortados del xilema del patrón y de los extremos cortados del floema y células adyacentes del escudete, aunque puede ocurrir un tipo de unión secundaria en los bordes del escudete. A las dos semanas, todo el espacio entre el escudete y el patrón se llena de callo y se inicia la formación de xilema secundario inmaduro del patrón y de floema secundario inmaduro del escudete.

Alrededor del décimo día del injerto se extiende por la cara del patrón una capa de cámbium que se une a la capa del cámbium del injerto. Una vez realizada la unión de ambos tejidos se establece rápidamente la unión entre los haces conductores. El tiempo total para la lignificación completa del callo es de 30 a 45 días.

3). Formación de brotes.

Las yemas de la estaca juegan un papel importante como fuente de hormonas para el enraizamiento y formación de la planta (Weaver, 1989). En estudios realizados a principios de siglo, Van Der Lek (1925) demostró que en estacas leñosas un brote vigoroso estimula la formación de raíces debajo de ésta. Hartmann y Kester (1988) indican que estacas sin yemas y tratadas con una solución rica en auxina no logran formar raíces.

Según Dubois y de Vries (1991), existe una relación aún no completamente comprendida entre la longitud de los brotes y el inicio del enraizamiento. Estos autores suponen que las citocininas son importantes en la formación de brotes, por lo tanto la formación de raíces puede estar relacionada con el brotamiento de las yemas axilares ya que las raíces son una fuente importante de estos compuestos.

La pérdida de agua por la fotosíntesis y la respiración de los brotes puede afectar a la estaca durante las primeras etapas de formación de callo en el injerto y de primordios radicales.

b. Propagación Asexual por Estacas.

La propagación asexual por estacas consiste en separar una porción de tallo que se coloca en ciertas condiciones ambientales favorables para la formación de raíces y nuevos tallos, obteniéndose así una planta que genéticamente es idéntica a la planta madre (Hartmann y Kester, 1988).

Juscafresa (1971), indica que las estacas, de 7 cm de longitud, deben plantarse en forma vertical y dejando sobre la superficie unos 3 cm; además, mientras dure el proceso de formación de raíces, se mantendrán las estacas a resguardo de corrientes de aire y con 70 a 75 % de humedad relativa. A medida que las estacas forman raíces, la cantidad de agua se reduce y deberán regarse sólo cuando lo necesiten.

Thomson y Wilson (1958) indican que, siempre que no se molesten o alteren las estacas, las plantas estarán listas en cuatro meses. De acuerdo con Larson (1988) este período es de cinco a seis semanas. Dirr y Heuser (1987) indican que las estacas de madera dura y enraizadas se utilizan con frecuencia para producir patrones para injertos.

Juscafresa (1971) opina que no se deben utilizar estacas para la propagación ya que aunque las plantas logradas mantienen las características genéticas de la planta madre, con variedades selectas las plantas se desarrollarán con dificultad, tendrán un crecimiento raquítico y en suelos alcalinos, serán propensas a clorosis.

Según Larson (1988), las estacas pueden tener una, dos o tres yemas, de acuerdo con la disponibilidad de material de propagación. Se prefiere el uso de estacas de tres yemas por que son más largas y tienen tejido nodal en la base, lo que disminuye las pérdidas por enfermedades. Dirr y Heuser (1987) indican que las estacas son tratadas con soluciones de AIB en talco, o Kinetina más AIB en agua, en concentraciones de 3000 a 5000 partes por millón (ppm); se colocan en medio de crecimiento formado por una mezcla de 50 % musgo y 50 % perlita y se someten a nebulización.

c. Propagación Asexual por Acodos.

El acodo es un método de propagación que induce la formación de raíces adventicias en un tallo aún adherido a la planta madre (Hartmann y Kester, 1988)

Existe poca referencia sobre este tipo de propagación en rosas. Dirr y Heuser (1987), informan que los acodos son usados si solamente se necesitan pocas plantas.

d. Propagación Asexual por Injertos.

Injertar es la acción de unir dos porciones de tejido vegetal vivo de modo que se unan y crezcan como una sola planta (Hartmann y Kester, 1988). Muchos patrones clonales son utilizados como portainjertos. Es importante asegurarse de que los patrones estén libres de virus u otras enfermedades similares.

Los patrones clonales más utilizados en rosas son: *Rosa canina*, de uso común en Europa; *R. chinensis* 'Gloire de Rosomanes' y 'Ragged Robin', usados en los estados del oeste de los Estados Unidos de Norteamérica por su resistencia a la sequía y al calor, pero tiene como desventaja su susceptibilidad a *Verticillium*, *R. dumetorum* 'Laxa', el patrón más usado en Gran Bretaña; *R. multiflora*, usada para propagar plantas de exterior por su resistencia a nemátodos, adaptabilidad a diversos tipos de suelos y fácil propagación por semilla o estaca; *R. x noisettiana* 'Manetti', de gran uso en el injerto de varetta para rosas de invernadero; *R. odorata*, ampliamente utilizada para invernaderos pero susceptible a climas fríos; *R. rugosa*, una variedad longeva propagada por estacas o semillas; y *R. rugosa* 'Dr. Huey', usada mucho en Arizona y California, pero no soporta temperaturas de 0° C y es susceptible a *Verticillium* (Dirr y Heuser, 1987).

De acuerdo con Larson (1988) y Laurie, Kiplinger y Nelson (1979), la variedad *R. x noisettiana* 'Manetti' (sin. *R. manetti*.) es actualmente muy utilizada por los propagadores de la costa oeste de los Estados Unidos de Norteamérica y en Europa.

Comúnmente se usan dos tipos de injerto en la propagación de rosas: el injerto de vareta o injerto inglés y el injerto de yema (Larson, 1988; Dirr y Heuser, 1987; Laurie, Kiplinger y Nelson, 1979).

1. Injerto de vareta.

El injerto de vareta utiliza una pequeña púa o vareta de la variedad, que se une al patrón para obtener una nueva planta (Hartmann y Kester, 1988)

Larson (1988) explica que el injerto de vareta se utiliza esporádicamente en la producción comercial de rosas para corte ya que las estacas requieren de un período largo de crecimiento para iniciar la producción de flores. Los patrones se cultivan en el campo durante un año antes de ser injertados.

En los países nórdicos, las plantas injertadas en primavera y sacadas del campo de cultivo en otoño pueden almacenarse de 0 a 1° C antes de ser utilizadas.

Durante este período las plantas entran en reposo (Larson, 1988), y se pueden mantener así entre diciembre a junio y luego pueden plantarse en cualquier momento con buenos resultados (Laurie, Kiplinger y Nelson, 1979).

Este sistema de propagación puede tener buenos resultados si se minimiza el tiempo entre la formación del injerto y la siembra de las plantas injertadas en los invernaderos, manteniendo las temperaturas de 16° a 24° C, la humedad relativa alta y permanente, se logra un crecimiento continuo (Laurie, Kiplinger y Nelson, 1979).

2. Injerto de yema.

El injerto de yema utiliza un trozo de corteza con madera que contiene una yema en vez de una vareta para realizar la unión de tejidos (Hartmann y Kester, 1988).

Las plantas propagadas por injerto de yema son el tipo más popular ante los productores de rosas para corte en Estados Unidos de Norteamérica y Latinoamérica (Larson, 1988) Dicha producción es una actividad especializada y conducida por empresas de California, Oregon y Arizona (Larson, 1988). Estas empresas son la principal fuente de plantas para los productores latinoamericanos.

El proceso para obtener plantas injertadas se inicia con el enraizamiento de los patrones. De acuerdo con Laurie, Kiplinger y Nelson (1979) la longitud de las estacas es de 30 cm. Según Larson (1988), las estacas se clasifican por tamaño y se sumergen en una solución bactericida de Agrimicin^R (Estreptomocina sulfato 15% y Oxitetraciclina 1.5%) a 200 ppm para combatir la agalla de la corona. En Guatemala se sumergen en una solución de Benlate^R (Benomyl 50%) al 0.5 por ciento de concentración para combatir enfermedades². Luego de este proceso se siembran a distancias de 12 por 13 cm. Como práctica común, las estacas se tratan con Hormodin^R No. 2 (3000 mg de AIB por kg de talco) antes de ponerlas a enraizar.

Las plantas estarán listas para ser injertadas cuando hayan enraizado y los brotes tengan de 15 a 25 centímetros de largo (Larson, 1988).

Se utiliza el injerto de yema a la altura del primero o segundo entrenudos a partir de la base de la rama. La porción restante de ésta se elimina a las tres o cuatro semanas de injertada (Larson, 1988).

Los métodos asexuales de propagación descritos anteriormente requieren de un período de desarrollo de un año o más (Laurie, Kiplinger y Nelson, 1979).

² MOLINA C., Gerente de producción Rosas San Sebastián, Guatemala, comunicación personal oral, julio de 1992.

El prolongado período para obtener las plantas representa una seria desventaja para la producción de flores frescas. Otro aspecto importante es el bajo porcentaje de plantas logradas a partir de las estacas originales. De acuerdo con Laurie, Kiplinger y Nelson (1979) las pérdidas en plantas son de aproximadamente 50 por ciento, debido a varios factores, entre ellos, el no enraizamiento de las estacas, la incapacidad de prendimiento del injerto por factores genéticos que provocan diferencias anatómicas y fisiológicas que inhiben la formación de callo o la unión de los vasos conductores entre el escudete y el patrón; roturas; plagas y enfermedades.

e. Propagación por Miniplantas.

El sistema de propagación por miniplantas consiste en injertar, ya sea por injerto de vareta o de yema, la variedad deseada en un patrón clonal sin enraizar y así lograr el desarrollo simultáneo del brote y la raíz de la nueva planta (McFadden, Jr. 1963; Davies y Fann, 1980).

Las estacas se enraizan en un medio compuesto por 40 por ciento de musgo esfangíneo, 40 por ciento de perlita y 20 por ciento de arcillas calcinadas. Por este método la mayoría de los patrones forman raíces en 35 días. McFadden (1963) realizó un estudio en Florida en el que probó este tipo de propagación con 50 cultivares de rosas híbridas *grandiflora* y

floribunda injertadas sobre patrones de *R. fortuniana*. De 30 a 79 por ciento de los injertos formaron callo. Igualmente, observó que las varetas de 34 variedades que fueron enviadas de otras localidades del país tuvieron, de manera consistente, menos del 30 por ciento de formación de callo. Las 16 variedades cuyas varetas fueron obtenidas localmente obtuvieron índices de prendimiento de 80 a 99 por ciento. Como recomendación final, McFadden (1963) recalca la importancia de utilizar material fresco para los injertos.

En este sistema se cita como ventaja sobresaliente el hecho de reducir de seis a tres meses el período de formación de plantas hasta el momento de trasladarlas a las camas de producción.

Davies y Fann (1980) realizaron injertos de yemas en los patrones sin enraizar, los almacenaron en una cámara a 27° C y en oscuridad por dos semanas y luego las pusieron a enraizar en una cama fría con medio 50 por ciento musgo y 50 por ciento perlita. A las cinco semanas del 90 a 100 por ciento de los injertos habían prendido. Observaron, asimismo, anillado y necrosis en el tejido ocasionados por las cintas de hule utilizadas para sujetar los injertos, por lo que recomiendan el uso de cinta 'Parafilm' ya que ésta evita este daño. Como conclusión, indican que se puede utilizar la técnica de miniplanta para mejorar la eficiencia bajo las condiciones de Texas.

Entre los años 1981 y 1984, Grueber y Hanan, probaron el uso de *Rosa manetti*, *R. odorata*, *R. indica* 'Mayor' y *R. rugosa* 'Dr. Huey' como patrones para el injerto de las variedades Cara Mía y Samantha. También, probaron el efecto de la época del año, la composición y temperatura de la cama, el material de cubierta para el injerto y la concentración de AIB en la obtención de plantas. Con base en los resultados, los autores recomiendan el uso de *Rosa odorata* como patrón, realizando el injerto de yema a mano y cubierto con Parafilm^R. Luego colocar las estacas en una mezcla de enraizamiento de 66 por ciento de musgo y 33 por ciento de perlita con un pH de 6.3 y utilizar soluciones de 0.1 por ciento de AIB (1000 ppm) en sumersión por diez segundos. Indican que la mejor temperatura ambiental para el enraizamiento es de $20 \pm 1^\circ$ C. En ese trabajo se consideró a *Rosa manetti* como el peor de los patrones utilizados.

En otro experimento, Davies y Fann (1982) realizaron pruebas de injerto de miniplantas para medir el efecto que tiene la ubicación del injerto en el patrón, el anillado y la poda de la copa del patrón en la inhibición del crecimiento por la dominancia apical de las yemas superiores. Utilizaron como patrón *R. multiflora* y como variedad a injertar *R. hybrida* 'Mirandy'. Los resultados indicaron que el mejor sitio para injertar es debajo de las yemas que habían sido anilladas o cortadas parcialmente. El anillado parcial del patrón produjo 90 % o más de prendimiento del injerto, comparado con el anillado completo, que solo produjo 20 %.

Estos autores consideran que anillar o cortar parcialmente el tejido bajo la yema evita el efecto hormonal llamado dominancia apical y permite un mejor desarrollo del injerto.

En este trabajo se encontró una correlación positiva entre el crecimiento del brote y la calidad de flores.

III MATERIALES Y METODOS.

A. Ubicación.

Los experimentos se realizaron en un invernadero con cubierta de vidrio, equipado con un sistema de nebulización intermitente y niveles reducidos de luz (78 por ciento de sombra) de la Sección de Propagación de Plantas de la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

B. Diseño Experimental.

Se utilizó un diseño de bloques completamente al azar (BCA) con cuatro repeticiones y un arreglo factorial 3 x 6. Donde los factores fueron: tres concentraciones de AIB y seis variedades.

La parcela experimental constó de diez unidades experimentales. Cada unidad experimental fue una estaca de *Rosa manetti* injertada, tratada con AIB y puesta a enraizar.

C. Material Vegetal.

Se utilizaron estacas deshojadas de *Rosa manetti* como patrón de ocho nudos y 30 centímetros de largo, y un grosor entre 7 y 13 mm. Para obtener las yemas se utilizaron tallos florales con el botón a punto de abrir de seis variedades de rosas de corte (Cuadro 1.) Este material fue donado por 'Finca San Sebastián S.A.', Antigua, Guatemala.

CUADRO 1: Variedades Utilizadas en el Experimento. Escuela Agrícola Panamericana, octubre de 1992 - enero de 1993.

Cultivar	Color
Emblem.	Amarillo.
Marina.	Rosa claro.
Mercedes.	Rojo bermellón.
Samantha.	Rojo.
Sonia.	Rojo salmón.
Sterling Silver.	Lila.

Fuente: Vidalie (1983)

D. Preparación del Material para Injertar.

1. Corte.

Las estacas de *R. manetti* y varetas florales con yemas de las seis variedades se cortaron y se colocaron en agua durante tres horas antes de ser almacenadas a 12° C en un cuarto frío durante dos días antes de ser embarcadas.

2. Preparación Antes del Injerto.

Las estacas de *R. manetti* y tallos de variedades fueron transportadas desde Guatemala en cajas de cartón parafinado forradas con poliuretano negro y rellenas con musgo esfangíneo previamente humedecido.

Al ser recibido el material vegetal se almacenó en el cuarto frío de la Sección de Poscosecha del Departamento de Horticultura a una temperatura de 15° C durante diez días.

El material se retiraba del cuarto frío paulatinamente, de acuerdo con la cantidad que se necesitara durante la hora siguiente. Se llevaba a temperatura ambiente en la sombra (aproximadamente 30 minutos), y se sumergía en una solución de Benlate^R (Benomyl 50%) a 5 % de ingrediente activo por cinco minutos y se dejaba escurrir.

E. Injerto.

Se injertó a la altura del primero o segundo entrenudo de la estaca, buscando encontrar una superficie plana y larga opuesta a la yema superior. Se vendó el injerto con cinta de plástico blanco sujetándolo ajustadamente pero permitiendo que la yema quedara a la luz.

F. Enraizamiento.

Una vez injertada la estaca, se sumergía la base en Hormodín^R 1, Hormodín^R 2 u Hormodín^R 3 (1000, 3000 y 8000 mg de AIB por kg de talco, respectivamente) de acuerdo con el tratamiento y se colocaba verticalmente en arena de río gruesa, lavada y tratada previamente con una solución de cloro al 0.5 ‰ y Truban^R (Ethazol 33‡), 2150 ppm.

G. Condiciones Ambientales.

Durante todo el experimento funcionó un sistema de ventilador y cojinete 24 horas al día.

La duración de aplicación del nebulizador se fijó para que funcionaran de 8:00 am a 4:00 pm La frecuencia inicial de aplicación fue de 15 segundos cada 3 minutos.

A la tercera semana se abrieron las ventanas y se redujo la frecuencia del nebulizador a diez segundos cada 5 minutos.

Para este experimento, las temperaturas máxima diurna y mínima nocturna promedio por mes dentro del invernadero fueron: 37.7 y 18.8° C en octubre, 26.6 y 15.5° C en noviembre y 21.1 y 15.5° C en diciembre.

H. Control Fitosanitario.

Antes de iniciar los tratamientos se limpió el invernadero y se aplicó una solución de hipoclorito de sodio al 0.5 % y el fungicida Truban^R (Ethazol 30%) con dosis de 2500 ppm de ingrediente activo. Se aplicó un programa de combate de enfermedades en el que se usaron semanalmente, en forma rotativa, las mezclas de fungicidas A: Ridomil^R (Metalaxil 8 % y Mancozeb 68%) a 1900 ppm de ingrediente activo y Truban^R, (Ethazol 33%), 2500 ppm de ingrediente activo y B: Manzate^R (Mancozeb 60%) a 2250 ppm de ingrediente activo, Ziban^R (Mancozeb 12% y Thiophanate-methyl 1.5%), 162 ppm de ingrediente activo y el bactericida Agrimicin^R (Estreptomocina sulfato 15% y Oxitetraciclina 1.5%) a 148.5 ppm de ingrediente activo.

I. Resultados.

Los resultados se comenzaron a anotar a las ocho semanas de iniciado el experimento, presumiendo que en este momento las raíces tenían el tamaño suficiente para resistir el trasplante.

Las variables que se utilizaron fueron:

1. Enraizamiento.

Para evaluar el enraizamiento se contó el número de estacas con raíz, el número de raíces formadas en cada estaca y se midió su longitud promedio.

2. Brotamiento de las Yemas del Patrón.

Para cuantificar esta variable, se midió la longitud de los brotes originados de las yemas del patrón y se contó su número con base en el promedio de yemas brotadas.

3. Estado del Injerto.

Para evaluar el prendimiento se contaron el número de injertos vivos y la cantidad de injertos que formaron callo.

Dentro de los injertos vivos se contaron los que estaban brotados y se obtuvo su longitud promedio.

4. Plantas Logradas.

Se contaron el total de plantas que presentaban enraizamiento e injerto vivo.

Con los resultados del enraizamiento, brotamiento de las yemas del patrón, estado del injerto y plantas logradas se realizó un análisis de covarianza. La covariable usada fue: diámetro final de las estacas.

La toma de datos se hizo por conteo y las mediciones de diámetro y longitud con un calibrador "Vernier" con graduaciones en 0.1 mm.

IV RESULTADOS

Todos los resultados que se presentan a continuación fueron tomados a partir de las ocho semanas de iniciado el experimento.

Al realizar los análisis estadísticos se observó gran variación en los datos. Debido a que son valores continuos discretos se realizó la transformación $Y = \sqrt{X + 1}$ lo que aumentó la precisión.

A. Enraizamiento.

Para el enraizamiento se contaron el número de estacas que produjeron raíz, el número de raíces por estaca y la longitud promedio de las raíces formadas.

En el Cuadro 2 se muestran los resultados del número de estacas que formaron raíz. Se observó en todas las estacas que enraizaron, la formación de callos de diámetro igual o mayor al de la estaca, de color blanco o amarillento y de textura sólida. Únicamente en las estacas que formaron callo se observaron raíces. En las estacas que no formaron raíces se observó necrosis del tejido.

El tratamiento que presentó el mayor número de estacas con raíz fue el de estacas injertadas con yemas de la Variedad Emblem y tratadas con 8000 ppm de AIB.

CUADRO 2: Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Estacas que Produjeron Raíz. Estacas Injertadas con Seis Variedades de Rosa (*Rosa spp.*)

Variedad	Concentración de AIB			Promedio
	1000 ppm	3000 ppm	8000 ppm	
Emblem.	4	4	5	4.33 A
Marina.	4	4	4	4.00 AB
Samantha.	4	3	3	3.33 BC
Mercedes.	3	4	3	3.33 BC
Sonia.	2	3	4	3.00 C
Sterling Silver.	3	2	3	2.67 C
Promedio	3.33	3.33	3.67	3.44

Con respecto a la concentración de AIB, se observó que 8000 ppm produjeron un mayor número de estacas enraizadas. Sin embargo, esta diferencia no fue significativa estadísticamente con relación a 1000 y 3000 ppm (Anexo 1).

El promedio general de plantas enraizadas fue de 34.4%. Se observaron diferencias respecto a las variedades injertadas, donde Emblem y Marina produjeron los mayores índices. Se realizó la prueba de la diferencia mínima significativa, (Cuadro 2), que indica que aunque las variedades Emblem y Marina produjeron un mayor número de estacas enraizadas, no pertenecen a un grupo estadístico diferente que los demás.

Se encontró, en el análisis de covarianza, que el diámetro de la estaca muestra diferencias estadísticamente significativas con respecto al número de estacas enraizadas. En el análisis de correlación efectuado, esta relación no presentó un valor significativo.

Con respecto al número de raíces por planta (Cuadro 3), se observó que una o dos raíces tienden a ser dominantes, apareciendo normalmente cerca del centro del callo y que en los bordes se forman varias raíces más cortas. En algunos casos se formaron raíces debajo de las yemas enterradas en el medio. Las raíces, normalmente, fueron de color blanco, traslúcidas y de aspecto turgente. Las más largas presentaron abundantes raíces secundarias pero pocos pelos absorbentes. Algunas raíces mostraron partes necrosadas y aspecto flácido.

Las estacas injertadas con la variedad Sterling Silver y tratadas con 3000 ppm de AIB produjeron el mayor número de raíces por estaca (Cuadro 3), sin embargo, no hubo diferencias significativas estadísticamente entre el número de raíces producidas por las diferentes variedades.

Con respecto al uso de AIB, 3000 y 8000 ppm de AIB indujeron un mayor número de raíces y mostraron diferencias estadísticamente significativas en relación con 1000 ppm (Anexo 2 y Cuadro 3).

CUADRO 3: Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Raíces por Estaca. Estacas Injertadas con Seis Variedades de Rosa (*Rosa spp.*)

Variedad	Concentración de AIB			Promedio
	1000 ppm	3000 ppm	8000 ppm	
Sterling Silver.	1.09	7.67	6.25	5.00
Emblem.	3.69	3.14	5.50	4.11
Mercedes.	4.05	4.87	3.89	4.27
Marina.	3.39	3.25	3.91	3.52
Sonia.	2.44	4.16	3.51	3.37
Samantha.	2.12	3.29	4.37	3.26
Promedio	2.80 B	4.40 A	4.57 A	3.92

Se realizó un análisis de correlación para el factor concentración de AIB en el que se obtuvo una relación positiva lineal (Figura 1) de fórmula $Y = 1.69 + 0.218X$ con un valor $R^2 = 10\%$ ($P < 0.05$). La ecuación obtenida indica que, entre 1000 y 8000 ppm de AIB, incrementos unitarios en la dosis indujeron un incremento del 21.8 % en el número de raíces por estaca.

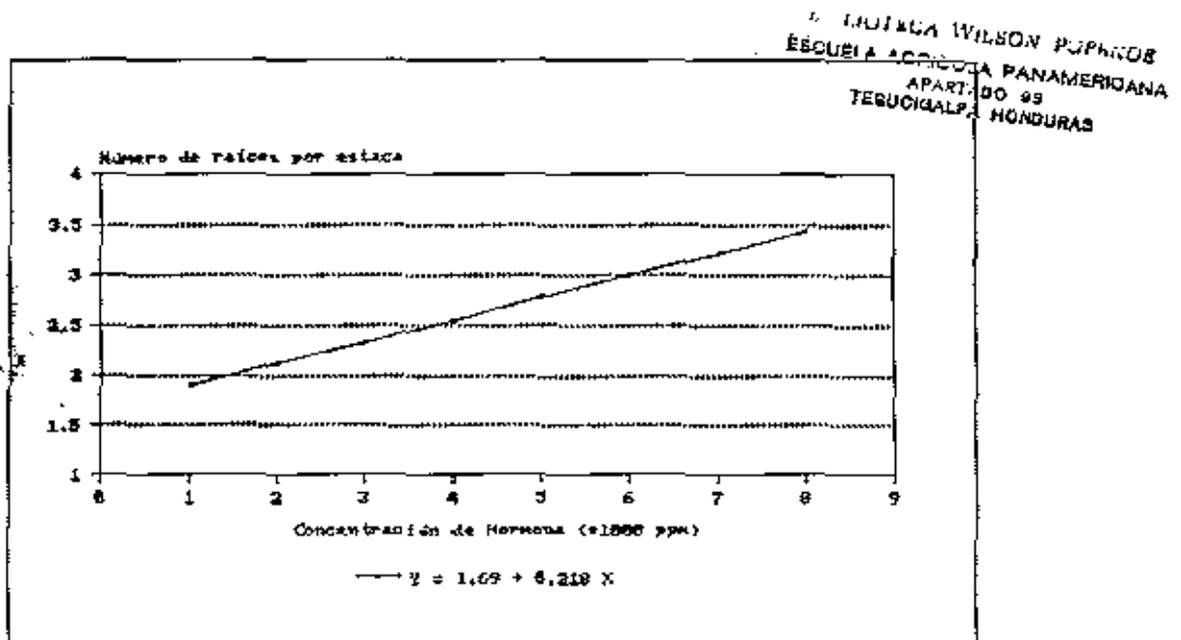


FIGURA 1: Relación entre la Concentración de AIB y el Número de Raíces por Estaca. Estacas Injertadas con Seis Variedades de Rosa (*Rosa spp.*)

Con respecto a la longitud promedio de raíces, (Cuadro 4), se observó que las estacas tienden a formar una o dos raíces largas y bien desarrolladas, junto con otras más cortas. Las raíces midieron de 5 a 150 milímetros de longitud. Las largas presentaban abundante formación de raíces secundarias, mientras que las cortas tenían poca o ninguna ramificación.

CUADRO 4: Efecto de la Concentración de AIB sobre la Longitud Promedio de Raíces (mm). Estacas Injertadas con Seis Variedades de Rosa (*Rosa spp.*)

Variedad	Concentración de AIB			Promedio
	1000 ppm	3000 ppm	8000 ppm	
Mercedes.	53.80	41.46	56.59	50.72
Marina.	54.41	43.75	48.50	48.89
Emblem.	34.29	34.32	62.72	43.78
Samantha.	26.82	29.84	55.36	37.34
Sonia.	33.12	37.93	39.33	36.79
Sterling Silver.	25.93	15.15	41.82	24.63
Promedio	38.06	33.74	50.77	40.86

Respecto al uso de AIB, se observó que las estacas tratadas con dosis mayores de AIB tendieron a producir raíces más largas. Estas diferencias no fueron estadísticamente significativas (Anexo 3).

Para las variedades, se observó que las estacas injertadas con las variedades Mercedes y Marina produjeron raíces más largas que las demás. Esta diferencia no fue estadísticamente significativa. Las estacas injertadas con la variedad Emblem y tratadas con 8000 ppm de AIB formaron las raíces más largas de todo el experimento.

B. Brotamiento de las Yemas del Patrón.

Para medir el brotamiento se contó el número de estacas con brotes, número de brotes por estaca y se midió la longitud promedio de los mismos.

A nivel general, a partir de la quinta semana de iniciado el experimento se observó necrosis en la parte distal de las estacas, ocasionada por los hongos *Botrytis cinerea* Pers ex Fr. y *Coniothyrium fuckelii* Sacc.

El brotamiento de las yemas del patrón se inició a la segunda semana del experimento. Los brotes producidos por las yemas de las estacas fueron delgados, de color verde claro y lignificados. En ciertos brotes el crecimiento apical se detuvo. En estos brotes aparecieron puntos de crecimiento rojizos y prominentes en su extremo distal, que en algunos casos se desarrollaron.

El mayor número de estacas con brotes (Cuadro 5), se obtuvo en las injertadas con la variedad Emblem y tratadas con 8000 ppm de AIB. Esta diferencia no es estadísticamente significativa (Anexo 4).

El incremento de la concentración de AIB aumentaba el número de las estacas brotadas. Esta tendencia no fue estadísticamente significativa (Anexo 4). El número de estacas brotadas varió de acuerdo con las variedades con que fueron injertadas.

Estas diferencias son estadísticamente significativas. La agrupación de variedades por diferencia mínima significativa se observa en el Cuadro 5.

CUADRO 5: Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Estacas con Brotes. Estacas Injertadas con Seis Variedades de Rosa (*Rosa spp.*)

Variedad	Concentración de AIB			Promedio	
	1000 ppm	3000 ppm	8000 ppm		
Emblem.	4	4	6	4.67	A
Mercedes.	4	4	4	4.00	B
Marina.	4	3	4	3.67	BC
Sonia.	3	3	4	3.33	C
Samantha.	2	3	3	2.67	D
Sterling Silver.	2	3	3	2.67	D
Promedio	3.17	3.33	4.00	3.50	

Con relación al número de brotes por estaca, (Cuadro 6), la primera o segunda yemas a partir de la parte distal brotaron uniformemente. Este brotamiento no fue estadísticamente significativo (Anexo 5).

Respecto a las concentraciones de AIB, las diferencias no fueron estadísticamente significativas (Anexo 5).

El brotamiento de las yemas del patrón varió de acuerdo con la variedad injertada. Estas diferencias no fueron estadísticamente significativas (Anexo 5). Las estacas injertadas con la variedad Emblem produjeron el mayor número de brotes por estaca y éstos fueron, asimismo, más largos y de aspecto más vigoroso que los de las otras estacas.

CUADRO 6: Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Brotes por Estaca. Estacas Injertadas con Seis Variedades de Rosa (*Rosa spp.*)

Variedad	Concentración de AIB			Promedio
	1000 ppm	3000 ppm	8000 ppm	
Emblem.	1.86	1.65	1.88	1.80
Mercedes.	1.48	1.89	1.88	1.75
Marina.	1.79	1.76	1.13	1.56
Sonia.	1.92	1.57	1.14	1.54
Sterling silver.	1.46	1.17	1.95	1.53
Samantha.	1.16	1.33	1.87	1.45
Promedio	1.61	1.56	1.64	1.61

Para la longitud de brotes (Cuadro 7), los provenientes de la primera yema a partir del extremo distal de la estaca presentaron longitudes mayores a las de los brotes de yemas inferiores.

Las estacas injertadas con la variedad emblem produjeron los brotes más largos.

Se observaron pequeñas diferencias en el efecto de la dosis de AIB sobre la longitud promedio de brotes del patrón. Se notaron asimismo diferencias entre la longitud de brotes del patrón en relación con las variedades injertadas. Para estos factores las diferencias no fueron estadísticamente significativas (Anexo 6).

En el análisis de covarianza se observaron diferencias estadísticamente significativas para la covariable diámetro de la estaca.

CUADRO 7: Efecto de la Concentración de AIB sobre la Longitud Promedio de Brotes (mm). Estacas Injertadas con Seis Variedades de Rosa (*Rosa spp.*)

Variedad	Concentración de AIB			Promedio
	1000 ppm	3000 ppm	8000 ppm	
Emblem.	31.39	33.18	47.98	37.52
Marina.	36.94	28.25	25.06	30.08
Sonia.	25.23	33.73	27.29	28.75
Mercedes.	28.32	33.27	22.67	28.09
Samantha.	25.34	18.34	39.16	27.61
Sterling Silver.	30.61	18.22	26.67	25.17
Promedio	29.64	27.50	31.47	29.54

Al hacer el análisis de correlación se encontró una relación lineal directa, expresada por la ecuación $Y = -7.50 + 4.084X$, con un valor $R^2 = 6.45 \%$ ($P < 0.05$). La gráfica de esta ecuación se encuentra en la Figura 2.

Entre los diámetros de 7 a 13 mm, incrementos unitarios en el diámetro de la estaca inducen un aumento de 408.4 % en la longitud de los brotes.

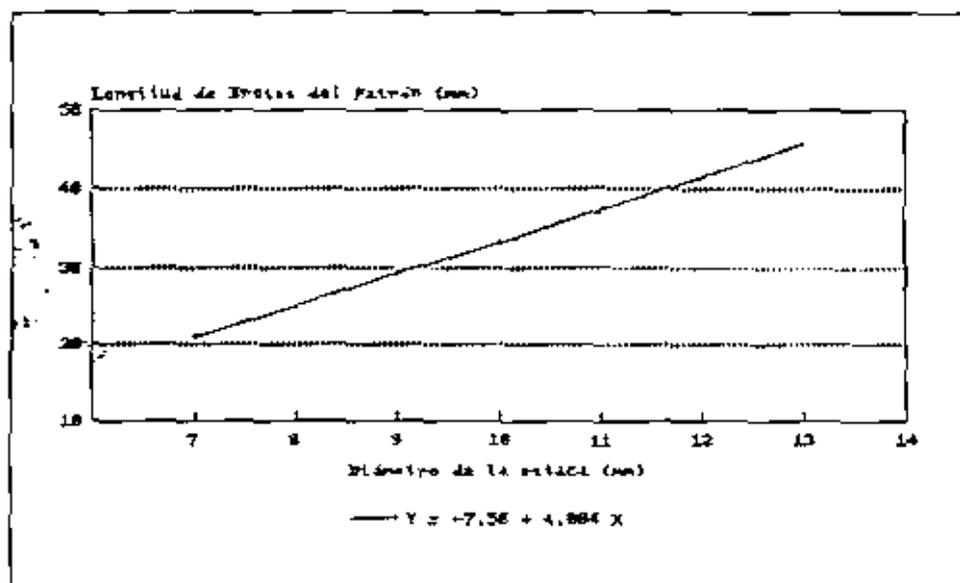


FIGURA 2: Correlación entre el Diámetro de la Estaca y la Longitud de los Brotes. Estacas Injertadas con Seis Variedades de Rosa (*Rosa spp.*)

C. Injerto.

Tanto para la dosis de AIB como para las variedades, las diferencias no son estadísticamente significativas (Anexo 7). Para el total de los tratamientos, el 90 por ciento de los injertos formaron callos firmes que daban solidez a la unión entre el injerto y el patrón (Cuadro 8).

CUADRO 8: Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Injertos con Callo. Estacas Injertadas con Seis Variedades de Rosa (*Rosa spp.*)

Variedad	Concentración de AIB			Promedio
	1000 ppm	3000 ppm	8000 ppm	
Marina.	9	9	10	9.33
Mercedes.	10	9	9	9.33
Emblem.	9	9	9	9.00
Samantha.	8	9	10	9.00
Sonia.	9	8	9	8.67
Sterling Silver.	9	8	9	8.67
Promedio	9.00	8.67	9.33	9.00

Estos callos presentaban color café claro en los injertos muertos y color blanco en los injertos vivos. En las variedades Mercedes tratada con 1000 ppm de AIB, y Marina y Samantha con 8000 ppm de AIB se obtuvo 100 por ciento de formación de callo. Con dosis de 3000 ppm de AIB se lograron menos injertos con callo que con las otras dosis. Las variedades Sonia y Sterling Silver produjeron el menor número de injertos con callo.

El 59.4 % de los injertos estaban vivos al momento de las evaluaciones (Cuadro 9), y que presentaban color verde, la yema hinchada o brotada sin coloraciones necróticas.

CUADRO 9: Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Injertos Vivos. Estacas Injertadas con Seis Variedades de Rosa (*Rosa spp.*)

Variedad	Concentración de AIB			Promedio
	1000 ppm	3000 ppm	8000 ppm	
Marina.	7	7	6	6.67
Mercedes.	7	6	7	6.67
Samantha.	6	6	7	6.33
Emblem.	6	5	6	5.67
Sonia.	7	4	6	5.67
Sterling Silver.	5	5	4	4.67
Promedio	6.33	5.50	6.00	5.94

La unión entre el injerto y el patrón fue continua y firme. En la mayoría de los injertos se observó la presencia de humedad debajo de la cinta de plástico que cubría el injerto, aun cuando la estaca estuviese muerta. En el análisis estadístico para esta variable no se encontraron diferencias significativas (Anexo 8).

En promedio, 26.1 % de los injertos brotaron. Para esta variable, el análisis estadístico (Anexo 9), mostró que existen diferencias para las variedades injertadas. Marina, Mercedes, Samantha y Sonia presentaron valores superiores con una variación entre 30 y 33 % (Cuadro 10).

En cuanto al efecto de la dosis de AIB 3000 ppm produjeron el mayor número de injertos brotados, aunque las diferencias no fueron estadísticamente significativas (Anexo 9) en relación con 1000 y 8000 ppm.

CUADRO 10: Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Injertos Brotados. Estacas Injertadas con Seis Variedades de Rosa (*Rosa spp.*)

Variedad	Concentración de AIB			Promedio
	1000 ppm	3000 ppm	8000 ppm	
Sonia.	3	3	4	3.33 A
Samantha.	2	5	3	3.33 A
Mercedes.	3	3	3	3.00 A
Marina.	3	3	3	3.00 A
Sterling Silver.	1	2	2	1.67 B
Emblem.	1	2	1	1.33 B
Promedio	2.17	3.00	2.67	2.61

La longitud promedio de los injertos brotados (Cuadro 11) presenta gran variabilidad. Se observó que los brotes más largos de los injertos provenían de estacas tratadas con dosis mayores de AIB. Esta relación no fue estadísticamente significativa (Anexo 10).

Las variedades Marina, Mercedes y Samantha produjeron injertos brotados más largos que las otras variedades. Estas diferencias no fueron estadísticamente significativas.

Al momento de tomar los resultados las diferencias entre los brotes de las variedades injertadas y de las yemas del patrón eran evidentes ya que los brotes de los injertos tenían un color verde más intenso, los tallos más gruesos y sus hojas más anchas que las del patrón.

CUADRO 11: Efecto de la Concentración de AIB sobre la Longitud Promedio de Injertos (mm). Estacas Injertadas con Seis Variedades de Rosa (*Rosa spp.*)

Variedad	Concentración de AIB			Promedio
	1000 ppm	3000 ppm	8000 ppm	
Mercedes.	20.77	19.89	27.58	22.75
Marina.	16.80	20.49	26.29	21.19
Samantha.	12.57	19.75	29.50	20.61
Sonia.	12.06	19.12	23.48	18.22
Emblem.	19.50	16.09	16.31	17.30
Sterling Silver.	12.61	12.07	17.84	14.17
Promedio	15.72	17.90	23.50	19.04

D. Plantas Logradas.

El promedio general de plantas logradas, (Cuadro 12), fue de 27.2 %.

CUADRO 12: Efecto de la Concentración de AIB sobre el Número de Plantas Logradas. Estacas Injertadas con Seis Variedades de Rosa (*Rosa spp.*)

Variedad	Concentración de AIB			Promedio
	1000 ppm	3000 ppm	8000 ppm	
Marina.	4	4	3	3.67 A
Emblem.	3	4	3	3.33 AB
Mercedes.	3	3	3	3.00 B
Sonia.	1	2	4	2.33 C
Samantha.	3	2	2	2.33 C
Sterling Silver.	1	2	2	1.67 D
Promedio	2.50	2.83	2.83	2.72

El efecto de 3000 y 8000 ppm de AIB fue mayor que el de 1000 ppm, diferencia que no fue significativa estadísticamente (Anexo 11). Las variedades presentaron diferencias estadísticamente significativas en cuanto al número de plantas logradas. La agrupación de éstas por diferencia mínima significativa se encuentra en el Cuadro 12.

V. DISCUSIÓN

En el mes de junio de 1992 se estableció un experimento de propagación por miniplantas con seis variedades de rosa (Cuadro 1), usando como medio de enraizamiento discos comprimidos de Jiffy 7^R. A los 32 días de iniciado este ensayo las estacas empezaron a mostrar signos de necrosis, y la mortalidad alcanzó 92 % a los 52 días; sin embargo, algunos injertos brotaron y crecieron.

La excesiva acumulación de agua en el Jiffy 7^R provocada por la alta frecuencia de riego causó la muerte de las estacas, ya que impidió la formación de raíces. Además, las condiciones de alta humedad y los cambios bruscos de temperatura ocasionados por las condiciones del invernáculo y fallas en el sistema eléctrico y de agua provocaron condiciones de estrés que propiciaron el ataque de *Botrytis cinerea* Pers ex Fr. y de *Coniothyrium fuckelii* Sacc. patógenos causantes de los cánceres en las rosas y de difícil erradicación dentro del material vegetal (Horst, 1983).

El almacenamiento de las estacas antes del enraizamiento, recomendado por López (1981) y por McFadden (1963), pudo, sin embargo, afectar las estacas al ser sometidas a condiciones de baja temperatura y alta humedad relativa cuando los cortes de los extremos de las estacas no habían suberizado. Estas condiciones pudieron favorecer el desarrollo de hongos.

Basados en la experiencia anterior se estableció un ensayo usando como medio de enraizamiento arena gruesa de río lavada.

Se considera que el cambio de medio de cultivo habría favorecido el desarrollo de las raíces ya que la arena lavada de río, bajo las condiciones de este experimento, presentaba un mayor drenaje que el Jiffy 7^R, y habría permitido una mayor ventilación del medio, lo que podría haber aumentado la concentración de oxígeno en este. Estas condiciones del medio de enraizamiento, de acuerdo con Shank y Laurie (1950), citados por López (1981), favorecen el enraizamiento de las estacas de rosas.

A. Enraizamiento.

La formación de raíces es uno de los tres procesos necesarios para la obtención de plantas completas. Sólo 34.4% de las estacas enraizaron. Este valor es inferior a los indicados por Davies y Fann (1983), Grueber y Hannan (1984), Lee y Zieslin (1978) y McFadden (1963) quienes utilizaron el método de propagación por miniplantas con *Rosa manetti* como patrón bajo nebulización en invernáculo. La formación de raíces adventicias en la base de las estacas requiere de un estímulo hormonal para que se formen los primordios de raíz (Bidwell, 1979). Se considera que en este ensayo dicho

estímulo fue proporcionado por dos fuentes distintas, las auxinas endógenas, como el AIA, que pudieron ser proporcionadas por las yemas en desarrollo (Bidwell, 1979), durante el período de tres semanas que estuvieron activas, y por una fuente exógena, el AIB, que fue aplicado a la base de las estacas.

Las dosis de AIB no tuvieron un efecto estadísticamente significativo en el número de estacas enraizadas (Cuadro 2), lo que pudo deberse a que bajo las condiciones de almacenaje previo al injerto y enraizamiento de las estacas y su crecimiento en un ambiente con alta humedad relativa, el ataque de *Botrytis cinerea* Pers ex Fr. y *Coniothyrium fuckelii* Sacc. fue igualmente dañino en todos los tratamientos o a que con las dosis probadas el enraizamiento fue afectado de igual manera, o a que la hormona utilizada no fue la adecuada. Se encontró variación significativa para el número de raíces por estaca (Cuadro 3). En este caso, la ecuación de regresión encontrada entre la concentración de AIB y el número de raíces por estaca (Figura 1), y el efecto que tienen las dosis de AIB en la longitud promedio de raíces (Cuadro 4) sugieren que 3000 y 8000 ppm de AIB son mejores que 1000 para el desarrollo de las raíces. En contraste, Grueber y Hanan (1981b) indican que estacas tratadas con dosis de 0.1 % (1000 ppm) de AIB aplicado como solución a la base de las estacas produce niveles de enraizamiento adecuados. Esta discrepancia pudo deberse a la forma de aplicar el AIB en este experimento

o al estado fisiológico de las estacas utilizadas.

Además de auxinas, es necesaria la presencia de citoquininas proporcionadas por los meristemas de las raíces para favorecer la división celular (Bidwell, 1979). Las reservas de nutrimentos y agua en la estaca son necesarias para lograr la formación de plantas completas y son consumidas en la formación de raíces, brotes del patrón, prendimiento del injerto, la fotosíntesis y la respiración de las estacas.

Respecto a las reservas de nutrimentos, Bidwell (1979), indica que bajo condiciones de temperatura templada el gasto de nutrimentos y agua ocasionado por la respiración y la evapotranspiración en los tejidos es inferior. Por esta razón, para nuestro experimento se considera que el crecimiento en un clima más frío de las plantas de *R. manetti* de las que se obtuvieron las estacas, favoreció la acumulación de reservas. Por la misma razón, se considera que las temperaturas de hasta 37° C dentro del invernáculo donde se realizó el ensayo podrían haber afectado negativamente la formación de plantas ya que aumentaron la tasa de respiración de las estacas.

La época del año en la que se cortaron las estacas podría tener un efecto en el enraizamiento de las estacas (Davies, 1985). Hambrick et al. (1991) indican que es el estado fisiológico de la planta en la época de corte de las estacas el factor que permitirá la adecuada acumulación de nutrimentos que influyen positivamente en el enraizamiento.

La sanidad del tejido es necesaria para lograr un desarrollo normal de las raíces, los brotes del patrón y los injertos. La presencia de *Botrytis cinerea* Pers ex Fr. y *Coniothyrium fuckelii* Sacc. tuvo un efecto nocivo en la formación de plantas, ya que interfirieron en la formación y desarrollo tanto del patrón como del injerto. Dichos patógenos pudieron estar ya en el material antes de cortarlo e iniciaron su desarrollo cuando las estacas estuvieron almacenadas a 15° C y con alta humedad relativa. El combate de estos hongos dentro del tejido vegetal es sumamente difícil, debido a que desarrollan su micelio dentro del floema, donde los productos químicos no logran llegar.

Es importante notar que las plantas enraizadas se obtuvieron ocho semanas después de iniciados los tratamientos, tiempo inferior al observado por McFadden (1963), Davies y Fann (1983) y Lee y Zieslin (1978). Durante este tiempo, en el 27.2 % de las estacas el patrón fue capaz de enraizar y formar brotes, y el injerto pudo prender y brotar en forma simultánea, por lo que se considera que bajo las condiciones de este ensayo y para el porcentaje de plantas obtenidas las estacas tienen la capacidad de realizar estos procesos exitosamente bajo el sistema de miniplantas debido a que las estacas del patrón inician el enraizamiento inmediatamente después de injertadas se obtiene un ahorro de tiempo de nueve a diez semanas que representa el período de enraizamiento hasta el desarrollo de un brote de yema suficientemente grueso

para poder injertar. La reducción en el tiempo de propagación significa, a nivel comercial, un aumento en el número de plantas por año que se podrían producir, lo que significaría una ventaja para los productores locales.

B. Brotamiento de las Yemas del Patrón.

El brotamiento de las yemas del patrón es necesario como fuente de hormonas y nutrimentos para la planta (Weaver, 1989; Bidwell, 1979) hasta lograr que el injerto se desarrolle lo suficiente para sintetizarlos. El desarrollo de las yemas, y por ende de las hojas, depende del estímulo que reciban de la luz, la temperatura del ambiente y al efecto conjunto de auxinas y giberelinas (Bidwell, 1979; Weaver, 1989). La tendencia a la clorosis y defoliación de los brotes jóvenes de las estacas bajo condiciones de temperaturas superiores a 30° C y humedad relativa inferior a 70 % observados a partir de la tercera semana de iniciado el experimento pudo haber afectado este proceso en este experimento. Esta tendencia coincide con los resultados de Grueber y Hanan, (1980b), en su trabajo de propagación por miniplantas bajo nebulización en la Florida, quienes indican que *R. manetti* presentó clorosis y defoliación. Dicha reacción a un ambiente adverso podría ser una estrategia de sobrevivencia de las estacas ante condiciones que pueden provocar su deshidratación o muerte ya

que permitiría, de manera drástica, frenar la tasa de respiración.

El brotamiento fue afectado negativamente por el ataque de *Botrytis cinerea* Pers ex Fr. y *Coniothyrium fuckelii* Sacc. Las auxinas que son transportadas de las yemas más altas de la planta hacia la raíz, según Bidwell (1979), pueden tener un efecto negativo sobre el desarrollo de las yemas inferiores. En este experimento, la primera o segunda yemas del extremo distal de la estaca brotaron (Cuadro 6) y posiblemente inhibieron el desarrollo de las otras yemas.

El estado nutricional de la planta podría tener un efecto en la dominancia apical de acuerdo con Martín (1987), quien menciona que a principios de siglo, Goebel (1900) sugirió que existe una relación recíproca entre las partes en crecimiento de las plantas que provoca una competencia por nutrimentos. Citando varios trabajos Martín (1987) indica que niveles bajos de nitrógeno neutralizan el efecto de la dominancia apical en varios géneros de plantas, y que niveles bajos de fósforo y potasio podrían inducir la muerte de las yemas axilares. Se considera que en el presente ensayo, dada la clorosis y defoliación observadas, es posible que existiera una deficiencia nutricional dentro de la estaca que afectaría el desarrollo de las yemas axilares y el crecimiento en general de las estacas. Esta deficiencia pudo ser agudizada por la tasa de respiración de la estaca, ya que reduce las reservas de nutrimentos para la formación de tejidos.

Según Weaver (1989), en ciertas especies las estacas más gruesas almacenan más reservas, por lo que es más fácil que se logre formar plantas a partir de ellas. En este ensayo, la relación entre el diámetro que tenían al final las estacas y la longitud de los brotes (Cuadro 7 y Figura 2), parece indicar que en el caso de *R. manetti* las estacas más gruesas mostraron la tendencia a producir brotes más largos.

C. Injertos.

Una ventaja indirecta del método de miniplantas es que, de acuerdo con Hartman y Kester (1988), el injerto de escudete es apropiado para este tipo de propagación por la velocidad con que se puede realizar y la sencillez del proceso que no requiere de equipo especial. Indican estos autores que la velocidad con que se realicen los injertos influirá en el tiempo en que la astilla del injerto que contienen la yema este expuesto después de cortado y antes de ser colocado en el punto de injerto.

Cuanto mayor sea el tiempo que este aislado, mayores probabilidades tendrá de sufrir deshidratación. En el presente experimento, se considera que el uso de este tipo de injerto y de la cinta de plástico para atar el injerto evitaron la deshidratación.

Como se indicó anteriormente, se necesitan tres semanas para lograr el prendimiento del injerto en la planta (Hartmann y Kester, 1988). El porcentaje de injertos que formaron callo fue de 90 por ciento (Cuadro 8); valor que coincide con los encontrados por McFadden (1963), Grueber (1981), y de Lee y Zielsin (1978), quienes citan en sus publicaciones de 80 a 99 por ciento de formación de callo. Sin embargo, sólo 59.4 por ciento de los injertos estaban vivos (Cuadro 9), y solo 26.1 por ciento brotaron (Cuadro 10). Estas diferencias podrían atribuirse al ataque de *Botrytis cinerea* Pers ex Fr y *Coniothyrium fuckelii* Sacc. Bidwell (1979) y Davies y Fann (1982) indican que la dominancia apical afecta negativamente el brotamiento de los injertos realizados debajo de yemas del patrón ya que inhiben su desarrollo. También se considera que las diferencias observadas en el brotamiento de las diferentes variedades injertadas, pudo deberse a diferencias genéticas en la capacidad de unión entre el patrón y la variedad, siendo que las variedades y los patrones modernos de rosa provienen de cruzamientos entre siete especies (Vidalie, 1983). Es probable que algunas de las variedades utilizadas en este experimento presentaran mayor afinidad con el patrón que otras, por ser más cercanas genéticamente.

D. Plantas logradas.

La formación de plantas es el resultado de los procesos discutidos anteriormente, entre ellos se indica que la relación entre auxinas, giberelinas y citoquininas es importante para la formación de plantas así como las reservas que la estaca posea. Al mismo tiempo, estas reservas serán utilizadas en la fotosíntesis y la respiración.

Las plantas de las que se obtuvieron las estacas crecían en condiciones climáticas favorables para su desarrollo por lo que se considera que las reservas de nutrimentos eran adecuadas para obtener un buen enraizamiento; sin embargo, las altas temperaturas registradas durante el primer mes del ensayo pudieron afectar dichas reservas por la mayor tasa de respiración que provocaron. La disminución de estas reservas limitaría o detendría el desarrollo de brotes y raíces, impidiendo la formación de plantas.

El efecto de la dominancia apical de la primera o segunda yemas brotadas del extremo distal de la estaca podría haber afectado el desarrollo de las yemas de las variedades injertadas por el efecto inhibitor explicado anteriormente del transporte hacia la parte basal de la estaca de auxinas.

El ataque de *Botrytis cinerea* Pers ex Fr. y de *Coniothyrium fuckelii* Sacc., afectaron seriamente la formación de plantas por interferir con los procesos de formación de raíces, de brotes del patrón y de brotamiento del injerto.

Los resultados de la propagación asexual de plantas de rosa por el método de miniplantas en este experimento pudieron estar ligadas a el ataque de *Botrytis cinerea* Pers ex Fr y de *Coniothyrium fuckelii* Sacc, a la relación hormonal entre auxinas y citoquininas, a la competencia por nutrimentos y a la compatibilidad genética entre la variedad injertada y el patrón.

VI. CONCLUSIONES

1. El ataque de *Botrytis cinerea* Pers ex Fr y de *Coniothyrium fuckelii* Sacc. tuvieron un efecto nocivo en la formación de plantas.
2. El efecto de 3000 y 8000 ppm de AIB en el número de raíces obtenidas sugiere que estas dosis son mejores que 1000 para el desarrollo de las raíces.
3. Las variedades Emblem, Marina y Mercedes poseen mejor potencial de propagación bajo la técnica de miniplantas que las otras variedades evaluadas bajo las condiciones del Zamorano.
4. La dominancia apical en la estaca posiblemente afectó negativamente el brotamiento de las yemas injertadas.
5. Las estacas más gruesas producen brotes de las yemas del patrón más largos.

VII. RECOMENDACIONES

1. Se recomienda realizar pruebas de patrones locales sanos y que por selección natural presenten resistencia a patógenos.

2. Se recomienda realizar estudios de gradientes térmicos y de distribución de nebulización en el invernadero usado antes de realizar nuevos ensayos con injertos de rosa.

VIII. LITERATURA CITADA.

- BIDWELL, R.G.S. 1979. Fisiología Vegetal. AGT, México. p. 496-497.
- CENTRO DE COMERCIO INTERNACIONAL (CCI). 1987. Productos de la floricultura. Estudio de mercado. Bruselas. p. 32-45.
- DAVIES, F.T.; FANN, Y.S. 1982. Bench chip budding of field roses. HortScience (EE.UU) 15(6):817-818.
- _____. 1985. Adventitious root formation in *Rosa multiflora* 'Brooks 56' hardwood cuttings. Journal of Environmental Horticulture. (EE.UU.) 3:55-57
- DIRR, M.A.; HEUSER, C.W. Jr. 1987. The reference manual of woody plant propagation, from seed to tissue culture. Varsity press inc. Washington (EE.UU) p. 192-193.
- DUBOIS, A.M.; VRIES de D.P. 1991. Variation in adventitious root formation of softwood cuttings of *Rosa chinensis minima* (Sims) Voss cultivars. Scientia Horticulturae. (Amsterdam) 47:345-349.
- FANN, Y.S.; DAVIES, T.T. 1983. Correlative effects of bench chip budded 'Mirandy' roses. HortScience (EE.UU) 18(2): 180-183.
- GLOECKNER, F.C. 1990. Plant catalog, 1990. Fred C. Gloeckner Co. New York, U.S.A., p. 3-18.
- GRUEBER, K.L., HANAN, J.J. 1981(a). Rose roostocks and miniplant propagation: Preliminary results and observations. Colorado Greenhouse Grower's Association Inc. Bulletin 364. p. 60-63.

- _____, _____ 1981(b). Rose miniplant propagation. Colorado Greenhouse Grower's Association Inc. Bulletin 371. p. 21-23.
- _____, _____ 1984. Rose rooting and grafting. Colorado Greenhouse Grower's Association Inc. Bulletin 410. p. 63-69.
- HAMBRICK III, C.E.; DAVIES, F.T.; PEMBRETON, H.B. 1991. Seasonal changes in carbohydrate/nitrogen levels during field rooting of *Rosa multiflora* 'Brooks 56' hardwood cuttings. *Scientia Horticulturae*. (Amsterdam). 46:137-146.
- HARTMANN, H.T., KESTER, D.E. 1988. Propagación de plantas. Principios y prácticas. 2ª reimpresión. Continental, México, 760 p.
- HASEGAWA, P.M. 1979. *In vitro* propagation of rose. *HortScience* 14(5): 610-612.
- HORST, R.K. 1983, Compendium of rose diseases. APS press. St Paul. Minnesota (EE.UU.) p. 15-20.
- JUSCAFRESA, B. 1971. Cultivo del rosal. Aedos, Barcelona, España. p. 44-52.
- LARSON, R. 1988. Introducción a la floricultura. AGT, México. p. 73-94.
- LAURIE, A.; KIPLINGER, D.C.; NELSON, K.S. 1979. Commercial flower forcing, 8ª ed. McGraw Hill, New York (EE.UU.) p. 249-268.
- ; RIES, V.H. 1950. Floriculture. fundamentals and practices. 2ª ed. McGraw Hill. New York (EE.UU.) p. 186-216.
- LEE, C.I., ZIESLIN, N. 1978. Propagation of Manetti rootstocks grafted with different scion cultivars of rose. *Hortscience* (EE.UU) 13(6): 665.
- LEK, H.A.A., van der. 1925. Root development in woody cuttings. *Meded. Landbouwhoogesch* (Wageningen) 38(1):35-48

- LOPEZ, J.L. 1981. Cultivo del rosal en invernadero. Ediciones mundi-prensa. Madrid. p. 33-92.
- MARTIN G.C. 1987. Apical Dominance. Hortscience (EE.UU.) 22(5):824-833
- McFADDEN, S.E. 1963. Grafting leafy stem cuttings, a technique for propagating roses. Florida State Horticultural Society. Florida. p. 412 - 415.
- PARIHAR, N.S. 1964. Hormonal control of plant growth. Asia Publishing House. New Delhi (India) pp 30-48.
- PROHEXAG. 1987. Exportaciones de rosas de Guatemala. Años 1980-1987. Guatemala. Cuadro suelto.
- SHANK, J.B.; LAURIE, A. 1950. Rose root studios: the optimum concentrations of soil atmosphere. Hortscience. (EE.UU.) 55: 451-461.
- SKOOG, F.; HAMZI, H.; SZWEYKOWSKA, A.M.; LEONARD, N.J.; CARRAWAY, K.L.; FUJII, T.; HEGELSON, J.P.; LOEPPKY, R.N. 1967. Cytokinins: structures/activity relationships. Phytochemicals 6:1169-1192.
- THIMANN, K.V.; WENF, F.W. 1934. On the chemical nature of the root forming hormone, Proc. Kon. Ned. Akad. Wetensch. (Amsterdam) 37:456-459.
- THOMSON, R., WILSON, H. 1958. Roses for pleasure. How to select, grow, use and enjoy them. Van nostrand Princetown. New Jersey (EE.UU.) 207 p.
- WEAVER, R.J. 1989. Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura. Trillas, México. p. 143-164.
- VIDALIE, H. 1983. Producción de flores y plantas hornamentales. Mundi-prensa, Madrid. p. 127-139.

IX. ANEXOS

Anexo 1 : ANALISIS DE COVARIANZA PARA LA VARIABLE:

Número de Estacas con Raíz.

Factor A: Concentración de AIB.
 Factor B: Variedades utilizadas.
 Covarianza: Diámetro final de la estaca.
 MEDIA GENERAL: 2.061
 SUMATORIA: 148.37
 N: 72

CUADRO DE ANALISIS DE COVARIANZA

FUENTE	g.l.	SUMA DE CUADRADOS	MEDIA DE CUADRADOS	VALOR F	PROBABI- LIDAD.
Repeticiones	3	5.085	1.686	20.2004	0.000
Factor A	2	0.100	0.050	0.5985	
Factor B	5	1.558	0.312	3.7330	0.006
AB	10	0.773	0.077	0.9256	
Covarianza	1	0.666	0.666	7.9839	
Error	50	4.174	0.083		

Coeficiente de Variación: 14.02%

Anexo 2 : ANALISIS DE COVARIANZA PARA LA VARIABLE:

Número de Raíces por Estaca.

Factor A: Concentración de AIB.
 Factor B: Variedades utilizadas.
 Covarianza: Diámetro final de la estaca.
 MEDIA GENERAL: 2.127
 SUMATORIA: 153.12
 N: 72

CUADRO DE ANALISIS DE COVARIANZA

FUENTE	g.l.	SUMA DE CUADRADOS	MEDIA DE CUADRADOS	VALOR F	PROBABILIDAD.
Repeticiones	3	1.375	0.458	1.1625	0.3333
Factor A	2	2.485	1.243	3.1526	0.0514
Factor B	5	1.130	0.226	0.5732	
AB	10	4.035	0.404	1.0238	0.4375
Covarianza	1	0.065	0.065	0.1638	
Error	50	19.708	0.394		

Coeficiente de Variación: 29.52%

Anexo 3 : ANALISIS DE COVARIANZA PARA LA VARIABLE:

Longitud Promedio de Raíces.

Factor A: Concentración de AIB.

Factor B: Variedades utilizadas.

Covarianza: Diámetro final de la estaca.

MEDIA GENERAL: 5.957

SUMATORIA: 428.9

N: 72

CUADRO DE ANALISIS DE COVARIANZA

FUENTE	g.l.	SUMA DE CUADRADOS	MEDIA DE CUADRADOS	VALOR F	PROBABI- LIDAD.
Repeticiones	3	64.966	21.655	3.4758	0.0227
Factor A	2	24.831	12.416	1.9928	0.1470
Factor B	5	31.478	6.296	1.0105	0.4214
AB	10	19.936	1.994	0.3200	
Covarianza	1	3.564	3.564	0.5721	
Error	50	311.515	6.230		

Coeficiente de Variación: 41.90%

Anexo 4 : ANALISIS DE COVARIANZA PARA LA VARIABLE:

Número de Estacas con Brotes del Patrón.

Factor A: Concentración de AIB.
 Factor B: Variedades utilizadas.
 Covarianza: Diámetro final de la estaca.
 MEDIA GENERAL: 2.059
 SUMATORIA: 148.24
 N: 72

CUADRO DE ANALISIS DE COVARIANZA

FUENTE	g.l.	SUMA DE CUADRADOS	MEDIA DE CUADRADOS	VALOR F	PROBABI- LIDAD.
Repeticiones	3	13.039	4.346	31.5979	0.000
Factor A	2	0.339	0.170	1.2331	0.301
Factor B	5	2.173	0.435	3.1602	0.015
AB	10	0.523	0.052	0.3800	
Covarianza	1	0.308	0.308	2.2373	
Error	50	6.877	0.138		

Coefficiente de Variación: 18.01%

Anexo 5 : ANALISIS DE COVARIANZA PARA LA VARIABLE:

Número de Brotes del Patrón por Estaca.

Factor A: Concentración de AIB.
 Factor B: Variedades utilizadas.
 Covarianza: Diámetro final de la estaca.
 MEDIA GENERAL: 1.594
 SUMATORIA: 114.78
 N: 72

CUADRO DE ANALISIS DE COVARIANZA

FUENTE	g.l.	SUMA DE CUADRADOS	MEDIA DE CUADRADOS	VALOR F	PROBABI- LIDAD.
Repeticiones	3	0.843	0.281	5.2826	0.003
Factor A	2	0.010	0.005	0.0950	
Factor B	5	0.161	0.032	0.6038	
AB	10	0.496	0.050	0.9337	
Covarianza	1	0.000	0.000	0.0015	
Error	50	2.659	0.053		

Coeficiente de Variación: 14.46%

Anexo 6 : ANALISIS DE COVARIANZA PARA LA VARIABLE:

Longitud Promedio de los Brotes del patrón.

Factor A: Concentración de AIB.
 Factor B: Variedades utilizadas.
 Covarianza: Diámetro final de la estaca.
 MEDIA GENERAL: 5.21
 SUMATORIA: 375.14
 N: 72

CUADRO DE ANALISIS DE COVARIANZA

FUENTE	g.l.	SUMA DE CUADRADOS	MEDIA DE CUADRADOS	VALOR F	PROBABI LIDAD.
Repeticiones	3	13.232	4.411	1.2572	0.2991
Factor A	2	1.550	0.775	0.2209	
Factor B	5	14.071	2.814	0.8022	
AB	10	28.224	2.322	0.6620	
Covarianza	1	8.439	8.439	2.4056	
Error	50	175.414	3.508		

Coefficiente de Variación: 35.45%

Anexo 7 : ANALISIS DE COVARIANZA PARA LA VARIABLE:

Número de Injertos con Callo.

Factor A: Concentración de AIB.

Factor B: Variedades utilizadas.

Covarianza: Diámetro final de la estaca.

MEDIA GENERAL: 3.158

SUMATORIA: 227.4

N: 72

CUADRO DE ANALISIS DE COVARIANZA

FUENTE	g.l.	SUMA DE CUADRADOS	MEDIA DE CUADRADOS	VALOR F	PROBABI- LIDAD.
Repeticiones	3	0.467	0.156	3.4515	0.0233
Factor A	2	0.055	0.027	0.6087	
Factor B	5	0.103	0.021	0.4569	
AB	10	0.356	0.036	0.7906	
Covarianza	1	0.009	0.009	0.2083	
Error	50	2.254	0.045		

Coeficiente de Variación: 6.72%

Anexo 8 : ANALISIS DE COVARIANZA PARA LA VARIABLE:

Número de Injertos Vivos.

Factor A: Concentración de AIB.
 Factor B: Variedades utilizadas.
 Covarianza: Diámetro final de la estaca.
 MEDIA GENERAL: 2.585
 SUMATORIA: 186.1
 N: 72

CUADRO DE ANALISIS DE COVARIANZA

FUENTE	g.l.	SUMA DE CUADRADOS	MEDIA DE CUADRADOS	VALOR F	PROBABI LIDAD.
Repeticiones	3	2.189	0.730	3.8078	0.0155
Factor A	2	0.212	0.106	0.5541	
Factor B	5	0.722	0.144	0.7532	
AB	10	0.837	0.084	0.4365	
Covarianza	1	0.003	0.003	0.0156	
Error	50	9.581	0.192		

Coefficiente de Variación: 16.94%

Anexo 9 : ANALISIS DE COVARIANZA PARA LA VARIABLE:

Número de Injertos Brotados.

Factor A: Concentración de AIB.
 Factor B: Variedades utilizadas.
 Covarianza: Diámetro final de la estaca.
 MEDIA GENERAL: 1.843
 SUMATORIA: 132.7
 N: 72

CUADRO DE ANALISIS DE COVARIANZA

FUENTE	g.l.	SUMA DE CUADRADOS	MEDIA DE CUADRADOS	VALOR F	PROBABI LIDAD.
Repeticiones	3	2.037	0.679	3.4881	0.0223
Factor A	2	0.314	0.157	0.8076	
Factor B	5	3.629	0.726	3.7278	0.0060
AB	10	1.662	0.166	0.8537	
Covarianza	1	0.001	0.001	0.0063	
Error	50	9.735	0.195		

Coefficiente de Variación: 23.94%

Anexo 10 : ANALISIS DE COVARIANZA PARA LA VARIABLE:

Longitud Promedio de los Injertos Brotados.

Factor A: Concentración de AIB.
 Factor B: Variedades utilizadas.
 Covarianza: Diámetro final de la estaca.
 MEDIA GENERAL: 4.126
 SUMATORIA: 297.05
 N: 72

CUADRO DE ANALISIS DE COVARIANZA

FUENTE	g.l.	SUMA DE CUADRADOS	MEDIA DE CUADRADOS	VALOR F	PROBABI LIDAD.
Repeticiones	3	5.714	1.905	0.5553	
Factor A	2	10.363	5.181	1.5107	0.2307
Factor B	5	13.227	2.645	0.7713	
AB	10	7.517	0.752	0.2192	
Covarianza	1	6.687	6.687	1.9496	
Error	50	171.492	3.430		

Coefficiente de Variación: 44.89%

Anexo 11 : ANALISIS DE COVARIANZA PARA LA VARIABLE:

Plantas Logradas.

Factor A: Concentración de AIB.
 Factor B: Variedades utilizadas.
 Covarianza: Diámetro final de la estaca.
 MEDIA GENERAL: 1.867
 SUMATORIA: 134.45
 N: 72

CUADRO DE ANALISIS DE COVARIANZA

FUENTE	g.l.	SUMA DE CUADRADOS	MEDIA DE CUADRADOS	VALOR F	PROBABI LIDAD.
Repeticiones	3	3.880	1.293	9.9765	0.0000
Factor A	2	0.110	0.055	0.4245	
Factor B	5	1.977	0.395	3.0493	0.0177
AB	10	0.839	0.084	0.6470	
Covarianza	1	0.410	0.410	3.1598	
Error	50	6.482	0.130		

Coefficiente de Variación: 19.28%

DATOS BIOGRAFICOS DEL AUTOR

Nombre : Juan Antonio Durán González.

Lugar de Nacimiento : Antigua, Guatemala.

Fecha de Nacimiento : 5 de enero de 1971.

Nacionalidad : Guatemalteco.

Educación

 " Primaria : Colegio "Liceo Rosales"
 1977 - 1980
 : Colegio "La Salle"
 1981 - 1983

 Secundaria : Colegio "La Salle"
 1984 - 1986
 : Colegio Americano de Guatemala
 1987 - 1988

 Superior : Escuela Agrícola Panamericana
 1989 - 1991
 : Escuela Agrícola Panamericana
 1992 - 1993

Títulos Obtenidos : Bachiller en ciencias y letras
 1988
 : Agrónomo
 1991
 : Ingeniero Agrónomo
 1993