



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLÁN

ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS DE MALAGA ROJA (*Vitis vinifera L.*)

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRICOLA
P R E S E N T A N:

MARIA ELENA FRAGOSO FLORES
LUIS SANTAMARIA SANCHEZ

ASESOR: M.C. FRANCISCO CRUZ PIZARRO

CUAUTITLÁN IZCALLI, EDO. DE MEX.

2008



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.

INDICE

	Página
Índice de cuadros.....	i
Índice de gráficas.....	i
Índice de anexos.....	i
Índice de figuras.....	i
I. INTRODUCCION.....	ii
Objetivos	iii
Hipótesis.....	iv
II. REVISION BIBLIOGRAFICA.....	1
2.1 Importancia de la vid.....	1
2.2 Clasificación taxonómica y descripción botánica del género <i>Vitis</i>	3
2.3 Tipos de propagación en especies vegetales.....	4
2.3.1 Reproducción por semillas o sexual.....	4
2.3.2 Multiplicación vegetativa o asexual.....	4
2.3.2.1 Multiplicación por estacas.....	6
Ventajas y desventajas del uso de estacas.....	7
2.4 Proceso de rizogénesis en estacas.....	8
2.4.1 Anatomía del tallo y su relación con el enraizamiento de estacas.....	10
2.5 Polaridad.....	12
2.6 Consideraciones sobre la propagación de vid.....	13
2.7 Factores asociados al proceso de rizogénesis en estacas.....	15
2.7.1 Selección de estacas (Consideraciones sobre la planta madre).....	15
2.7.1.1 Condiciones ambientales y estado fisiológico previos al enraizamiento de la planta madre.....	15
2.7.1.2 Juvenilidad	21
2.7.1.3 Selección de la madera para estacas.....	21
2.7.1.4 Época de corte de las estacas.....	23
2.7.1.5 Edad.....	24
2.7.1.6 Relación de hojas y yemas en la formación de raíces.....	25
2.7.2 Tratamiento de las estacas para su enraizamiento.....	27
2.7.2.1 Almacenamiento.....	27
2.7.2.2 Reguladores del crecimiento.....	28
2.7.2.3 Mecanismo de acción de las auxinas.....	33
2.7.2.4 Inhibidores endógenos del enraizamiento.....	36
2.7.2.5 Fungicidas.....	37
2.7.2.6 Lesiones.....	37
2.7.3 Condiciones ambientales para el enraizamiento de estacas.....	38
2.7.3.1 Humedad.....	38
2.7.3.2 Temperatura.....	39

2.7.3.3 Luz.....	39
2.7.3.4 Técnicas aceleradas de crecimiento.....	40
2.7.3.5 Medio de enraizamiento.....	40
III MATERIALES Y METODOS.....	42
3.1 Ubicación del área experimental.....	42
3.2 Material vegetativo.....	42
3.3 Tratamientos.....	42
3.4 Otros materiales.....	43
3.5 Diseño experimental	44
3.6 Variables estudio.....	44
3.6.1 Porcentaje de enraizamiento.....	44
3.6.2 Número de raíces.....	44
3.6.3 Longitud de raíces.....	45
3.6.4 Porcentaje de brotación.....	45
3.7 Condiciones generales de manejo del experimento.....	45
IV RESULTADOS Y DISCUSION.....	46
4.1 Porcentaje de enraizamiento.....	46
4.2 Número de raíces.....	50
4.3 Longitud de raíces.....	53
4.4 Porcentaje de brotación.....	57
V CONCLUSIONES.....	60
VI ANEXOS.....	62
VII BIBLIOGRAFIA.....	63

Índice de cuadros

Cuadro 1 Estados productores de uva de mesa (2004).....	1
Cuadro 2 Origen de las raíces adventicias en tallos de plantas leñosas.....	11
Cuadro 3 Resumen de propagación de algunas especies leñosas, con el uso de auxinas.....	32
Cuadro 4 Concentración de auxinas por tratamiento y su porcentaje utilizadas en <i>Vitis vinifera L.</i>	48
Cuadro 5 Efecto de la dosis de auxinas en el número de raíces en estacas de <i>Vitis vinifera L.</i>	51
Cuadro 6 Efecto de la dosis de auxinas en la longitud de raíces en estacas de <i>Vitis vinifera L.</i>	55
Cuadro 7 Calidad de enraizamiento en estacas de <i>Vitis vinifera L.</i>	55
Cuadro 8 Número de estacas brotadas en días contados a partir del establecimiento de <i>Vitis vinifera L.</i>	58

Índice de gráficas

Gráfica N° 1 Porcentaje de enraizamiento de estacas de vid Malaga roja´.	49
Gráfica N° 2 Número promedio de raíces para el enraizamiento de estacas de vid Malaga roja.....	52
Gráfica N° 3 Longitud promedio de raíces para el enraizamiento de estacas de vid Malaga roja.....	56
Gráfica N° 4 Porcentaje promedio de enraizamiento y brotación de estacas de vid Malaga roja.....	59

Índice de anexos

Anexo 1 ANOVA del porcentaje de enraizamiento.....	62
Anexo 2 ANOVA del número de raíces.....	62
Anexo 3 ANOVA de longitud de raíces.....	62

Índice de figuras

Figura 1 Modelo de enraizamiento.....	35
---------------------------------------	----

I. INTRODUCCION

La vid (*Vitis vinifera L*) es una planta que se cultiva en diversas regiones del mundo, entre ellas está México, donde llegó como cultivo en el año 1575, pero su explotación a escala comercial inició después de la Revolución de 1910, distribuyéndose paulatinamente en varios estados de la República Mexicana hasta el año 2004, Sonora, Zacatecas y Baja California fueron los que mayor superficie sembrada presentaron. Su importancia es netamente económica ya que la vid tiene distintos usos como lo son el consumo en fresco, vino, jugos, mermeladas y uvas pasas.

Aunque México es productor de uva, no tiene viveros específicos para propagar variedades, y que en la mayoría de los casos tiene que comprar su material vegetativo (estacas enraizadas) en Estados Unidos con una patente internacional, lo que encarece el producto final de la vid, además de que no asegura la calidad y sanidad del material comprado. Lo cual es considerado como un punto crítico en la producción de vid, el poder contar con material vegetativo, tanto cultivares como portainjertos que puedan producir en forma adecuada y con calidad.

La propagación en las especies vegetales se realiza comúnmente en forma sexual y asexual que son las más utilizadas. El método de propagación sexual, no es muy recomendable en frutales debido a la segregación genética, al período juvenil que es muy lento y más largo, por lo que al utilizar semillas se obtiene variabilidad debido a la recombinación existente durante la fecundación, además de que en algunas especies las semillas no tienen viabilidad. Sin embargo si se hace uso de este método especialmente en árboles de tipo leñoso, en donde se desea conservar la variabilidad genética. O darle algunos usos en el sentido ampelológico¹ caso específico la vid.

¹ Ampelológico: descripción de las variedades de la vid y el arte de cultivarlas.

Otro método muy utilizado en fruticultura y en forma específica para vid es lo relativo a la multiplicación asexual, donde se utilizan estructuras vegetativas o somáticas de una planta para obtener un individuo con características fenotípicas y genotípicas semejantes.

Dentro de la multiplicación asexual se usan las estacas de tallo, que son las más importantes, principalmente para la fruticultura. El tipo de estaca a utilizar varía de acuerdo a la especie a propagar, posteriormente se le coloca en condiciones adecuadas para inducir su enraizamiento, y se hace uso de sustancias químicas como los reguladores de crecimiento hechos a base de auxinas que han demostrado tener mayor efecto en la formación de raíces o proceso de rizogénesis. Este proceso es afectado por diversos factores como son aquellos asociados con la estaca, el tratamiento hormonal empleado y las condiciones del medio de enraizamiento, que determinarán un correcto enraice de las estacas.

En el caso de la vid, la propagación se realiza básicamente por semilla, acodos, injerto y estacas, el material empleado que se ha utilizado son estacas de madera dura (de 1 a 2 años) es el más indicado para propagar esta especie y las hormonas usadas para el enraizamiento como las auxinas ácido indolacético (AIA) ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenacético (ANA) han tenido éxito, obteniéndose un alto porcentaje de enraicé a concentraciones adecuadas. Se considera además que esta especie es básica para la hibridación de muchas variedades cultivadas.

El presente experimento tiene la finalidad de determinar la concentración adecuada de auxinas que induzca mayor porcentaje de enraizamiento en estacas de *Vitis vinífera L.* (cultivar Málaga Roja) de madera de 1 año tratadas con auxinas comerciales (Radix y Raizone plus) así como determinar la influencia que tiene la brotación, respecto a el enraice de las mismas. Además de que esta podría ser una alternativa para producir material vegetativo

adaptado a las condiciones climáticas de México y que sean específicas para cada estado donde se cultive la vid. Con ello se reducirían los costos y se aumentaría la calidad para la propagación de este cultivo en campo, utilizando los recursos y beneficiando al productor de vid.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Estimular el enraizamiento de estacas de *Vitis vinífera L.*, mediante la aplicación de productos comerciales a base de auxinas que estimulen el enraizamiento.

OBJETIVOS PARTICULARES

1. Evaluar el porcentaje de enraizamiento de estacas de vid con Radix a cuatro concentraciones (2500, 5000, 7500, 10,000 ppm) y una de raizone plus.
2. Determinar la relación del enraizamiento con la brotación de las estacas.

HIPOTESIS

La aplicación de productos comerciales auxínicos para el enraizamiento, estimulan la inducción y diferenciación de raíces adventicias en estacas de vid que, aplicadas a distintas concentraciones, provocarán diferencias en el porcentaje del enraizado.

Si la cantidad de auxinas es adecuada, se obtendrá un buen porcentaje de enraizamiento y un nivel proporcional en la brotación.

II. REVISION BIBLIOGRAFICA

2.1 Importancia de la vid

La vid es uno de los productos más degustados en el mundo; se estima que alrededor de 98 países cosechan un promedio anual de sesenta millones de toneladas, siendo los principales productores China, Italia Francia, Estados Unidos y España, quienes concentran más de la mitad de la producción (Márquez et al, 2004). México en producción representa menos del 1% mundial

En México históricamente la vid existe en nuestro país como cultivo desde el año 1575, pero a partir del año 1940 incrementa su auge y el uso en la producción de vinos de uva, estableciéndose compañías dedicadas a la elaboración de vinos como la Casa Pedro Domeq y Bacardí. Actualmente en términos generales la superficie cosechada y la producción en México presentan una tendencia negativa; desde el año 2002 disminuyó el número de estados que cultivan uva (Acerca, 2002). De 18 entidades federativas que mantenían una superficie en producción en 1996, solo 13 continuaron en el 2005: Chihuahua, Coahuila, Durango, Zacatecas, Aguascalientes, Guanajuato, Querétaro, Baja California Sur, Baja California Norte, Hidalgo, Puebla, Morelos y Sonora. Este último estado es el principal productor de uva en México, produce el 80% de la producción nacional (Cuadro 1) y además genera 7,600 fuentes de trabajo (SIAP, 2005).

Cuadro 1 Estados productores de uva de mesa (2005)

Estados	Superficie Sembrada (Ha)	Superficie Cosechada (Ha)
Sonora	229,392	2,104,690
Zacatecas	29,054	72,981
Baja California	22,691	136,914
Aguascalientes	11,950	31,505
Coahuila	4,220	37,523
Querétaro	3,960	9,558
Chihuahua	3,864	5,796
Hidalgo	120	480
Guanajuato	11	55
Durango	7	28
Baja California Sur	6	30
Puebla	4	48
Sinaloa	0	0

Fuente SIAP, 2005

La uva tiene dos destinos cualitativamente distintos; el primero destinada al mercado en fresco, es decir la uva de mesa y sobre la cual se mantiene una infraestructura destinada a garantizar un producto fresco, bien presentado y con oportunidad en el mercado. El segundo destino de la vid es el procesamiento agroindustrial, estructurado con tres diferentes aprovechamientos el de aguardiente para brandy, el de jugo concentrado y el de uva pasa a través de su deshidratación (Márquez et al, 2004).

Uno de los problemas importantes es que el material vegetativo para establecimiento o regeneración de viñedos, solo se puede conseguir en Estados Unidos (USA) en viveros certificados con permisos patentados para reproducir ciertas variedades de vid, por tal motivo, los costos de producción se incrementan notoriamente y esto no garantiza la calidad del material vegetativo, ya que se ha encontrado que viene infectado con la enfermedad de pudrición texana (*Phymatotrichum omnivorum*), el cual ataca a mas de 200 plantas

dicotiledóneas, representando un peligro para muchos cultivos de nuestro país (Sánchez, 2006).

2.2 Clasificación taxonómica y descripción botánica del género *Vitis*

Clasificación taxonómica (Álvarez, 1991)

Tipo: Fanerógamica

Clase: Angiosperma

Orden: Ramnida

Familia: Ampelidácea o Vitácea

Género: *Vitis*

Especie: *vinífera*

Descripción botánica del género *Vitis*

Tallos leñosos a menudo muy largos, trepadoras con zarcillos por lo común opuestos a las hojas; hojas alternas, pecioladas simples, dentadas o lobadas, flores cimosas-paniculadas pequeñas, unisexuales; flores masculinas con estambres bien desarrollados y ovario abortivo; cáliz pequeño de una sola pieza, ondulado; pétalos 5 valvados, unidos en el ápice caedizos a modo de un capuchón; estambres 5, glándulas 5 unidas en la base del ovario; ovario bilocular, con dos óvulos en cada lóculo, fruto una baya; semillas piriformes (Rzedowski, 1985). Existen 80 especies del género *Vitis*, pero muchas de éstas son de tipo silvestre y no se pueden aprovechar comercialmente, pero *Vitis vinífera L.*, sí es aprovechable (Álvarez, 1991).

2.3 Tipos de propagación en especies vegetales

Principalmente se divide en dos la sexual y la asexual, pero también está la llamada parasexual que es una imperfección o condición intermedia entre los dos tipos antes mencionados. Todos ellos con el fin de preservar un genotipo

en particular, que se va a reproducir en plantas propagadas con diferentes motivos (Margara, 1988; Azcon-Bieto y Talón, 1993).

2.3.1 Reproducción por semillas ó sexual.

El uso de semillas en propagación es el método más sencillo y de bajo costo (Heede, 1989) sin embargo; éstas rara vez pueden generar plantas iguales a la progenitora debido a la segregación genética, involucrada con la fecundación ésta en ocasiones no se efectúa con el polen de la misma planta que le dio origen (Calderón, 1991; Macías, 1993).

El método de reproducción sexual, es aplicado para muchas especies, pero para otras no ya que no cuentan con semillas viables como es el caso de ciertas clases de banano, naranjos y vides. La alternativa es el uso de la multiplicación asexual (Hartmann y Kester, 1990).

2.3.2 Multiplicación vegetativa o asexual

La multiplicación vegetativa o asexual se ha utilizado desde tiempos inmemorables en todo el mundo, llevándose a cabo con procedimientos muy sencillos como enterrar en el suelo tallos de algunas plantas leñosas y hasta lo más tecnificado como el cultivo *in vitro*.

La multiplicación vegetativa recibe este nombre porque las células se dividen por mitosis, donde hay una duplicación del sistema cromosómico y del citoplasma asociado con la célula progenitora para dar origen a 2 células hijas que tienen toda la información genética de la progenitora, permitiendo la perpetuación de la especie (Lovera, 2000). Esto es gracias a la totipotencialidad vegetal, que es la capacidad que tienen las células vegetales de contener toda la información genética necesaria para generar un organismo completo. La mitosis ocurre en puntos de crecimiento como los ápices de las ramas, de raíz, el cambium vascular y las zonas intercalares, pero también

ocurre en callos formados como respuesta al lesionado de tejidos y cuando los nuevos puntos de crecimiento son iniciados en raíz y segmentos del tallo. El callo está formado por células nuevas proliferando en tejidos cortados, entonces cuando los puntos de crecimiento son iniciados, sobre una estructura vegetativa, se conocen como raíces adventicias o brotes adventicios (Azcon-Bieto y Talón, 1993; Salisbury y Ross, 1994).

Para la multiplicación vegetativa se usan porciones vegetales de la planta, ya que cada célula contiene toda la información necesaria para generar un organismo completo y sus funciones, todo con el fin de obtener individuos con caracteres fenotípicos, genéticos y fisiológicos más o menos idénticos a su progenitor, las plantas resultantes se les llama clones (Hartmann y Kester, 1990; Salisbury y Ross, 1994).

En la fruticultura la multiplicación vegetativa es la más usada para conservar las características típicas de las variedades con importancia económica, puesto que estas especies son altamente heterocigóticas cuando se reproducen por semilla (Calderón, 1991), sumado también a la poca viabilidad que presentan las semillas en muchas especies (Hartmann y Kester, 1990).

La multiplicación vegetativa se realiza por diversas técnicas, las más importantes son: micropropagación por cultivo de tejidos, hijuelos, acodos, injerto y estacas, este último es el más utilizado (Hartmann y Kester, 1990).

2.3.2.1 Multiplicación por estacas

Una estaca es una parte de tallo, raíz u hoja que mediante condiciones químicas, mecánicas y/o ambientales adecuadas se induce la diferenciación de raíces o tallos para formar un individuo completo (Winkler, 1981).

Las especies que más se reproducen por estaca en el mundo son: membrillo, ciertas variedades de ciruelo, vid, olivo, granado, higuera, grosellero, frambueso y avellano entre otros, siendo algunas de ellas utilizadas únicamente como portainjerto (DVE, 1998).

Las estacas comúnmente se hacen de las puntas terminales de brotes de 8 a 13 cm donde las de tallo, excepto las de madera dura, deben tener de 3 a 4 hojas para acelerar el enraizamiento, las hojas del primer tercio basal del tallo deben ser removidas (Pidi, 1981).

La clasificación de estacas es de acuerdo a la naturaleza del órgano separado, la consistencia y época de colecta (Hartmann y Kester, 1990; Gil, 1999) y son:

Estacas de hoja (gloxinia)

Estacas con hoja y yema (zarzamora)

Estacas de raíz (frambuesa roja)

Estacas de tallo (frutales)

Las estacas de tallo son las más importantes para la fruticultura y se dividen por la naturaleza de su madera de la siguiente forma.

Estacas de madera dura: Se colectan en el invierno cuando ya se cayeron las hojas o a principios de la primavera es decir, antes de que aparezcan los brotes, usando madera bien lignificada de 1 a 2 años.

Estacas de madera semidura: Son de especies leñosas siempre verdes de hoja ancha, las estacas se colectan en verano, hasta la caída de las hojas cuando están parcialmente lignificadas, como los cítricos y el olivo.

Estacas de madera suave o blanda: Este tipo de estaca enraiza con mayor facilidad que las anteriores, son de crecimiento suave y succulento de primavera (Hartmann y Kester, 1990).

Estacas herbáceas: Se usan plantas de tipo herbáceo y succulentas, se colectan en primavera con yemas y hojas con 2 o más nudos.

Ventajas y desventajas del uso de estacas

Ventajas

- Es un método simple, de bajo costo, rápido y costeable aún con un 25% de prendimiento (Lovera, 2000).
- Necesidad de poco espacio y los resultados se obtienen en un lapso corto de tiempo (Manzanos, 1994).
- Hay homogeneidad en el material propagado, y de una sola planta se obtienen muchos individuos (Hartmann y Kester, 1990).
- Se conservan las características clonales, necesarias para la realización de ensayos comparativos de variedades o patrones. Y para caracterizar variedades por diversos parámetros (Hidalgo, 1993).
- La incompatibilidad es nula (Hartmann y Kester, 1990).
- Se obtienen individuos con el mismo sexo que la planta que le dio origen (Manzanos, 1994).
- Se acorta la fase improductiva, llegando más pronto a la fase adulta o reproductiva (Hartmann y Kester, 1990).
- Si las condiciones y la especie lo permiten, todo el año se puede poner material a enraizar (Díaz, 2002).

Desventajas

- El porcentaje de enraizamiento para algunas especies es reducido y existe riesgo de aparición de un parásito mutante que afecte los clones y pueda acabar con toda la variedad (Hartmann y Kester, 1990).
- La raíz es menos resistente a condiciones ambientales desfavorables (Calderón, 1991).
- Obligación de poseer y mantener los pies madres y producción limitada a la cantidad de estacas producidas por planta (Boutherin y Gilbert, 1989).

2.4 Proceso de rizogénesis en estacas

Una vez obtenidas las estacas se colocan en un medio propicio para inducir enraizamiento o proceso de rizogénesis, que es un conjunto de fenómenos que conducen a la emisión de raíces adventicias (Boutherin y Gilbert, 1989).

Las raíces son de dos tipos: las preformadas y las raíces adventicias (producidas a partir de lesiones). Las primeras, se desarrollan naturalmente de tallos y ramas cuando están todavía adheridas a la planta madre, pero no emergen sino hasta después de que se corta la porción de tallo. Las raíces de lesiones se desarrollan solo después de que se ha hecho la estaca, en respuesta al efecto de la lesión o anillado y a que sean colocadas en condiciones favorables para su desarrollo (Hartmann y Kester, 1990).

Guevara (2000), indicó que las raíces adventicias son aquéllas que se originan en cualquier órgano que no es la raíz, comúnmente se forman en los nudos inferiores, especialmente en monocotiledóneas, pero se pueden formar en cualquier otra parte, a lo largo del tallo o aún en las hojas. Hartmann y Kester (1990), mencionaron que las raíces preformadas por lo regular forman abultamientos llamados nudos y enraizan con más facilidad.

Para el caso específico de la uva las raíces adventicias se forman principalmente de los nudos, ya que éstos tienen una lignificación menos intensa que en los entrenudos, además de que estos lugares contienen mayor cantidad de agua y sustancias de reserva (Hidalgo, 1993).

En el proceso de rizogénesis o enraizamiento hay cambios anatómicos que se pueden observar en el tallo y se dividen en 4 etapas:

Primera etapa: Desdiferenciación de células maduras específicas. En esta etapa hay una gran activación general en las células por medio de divisiones, que terminan en un tejido cicatricial (Hartmann y Kester, 1990). El citoplasma se hace más denso y los núcleos o nucleolos se dilatan de manera importante (Hidalgo, 1993).

Segunda etapa: Formación de iniciales de raíz en ciertas células cercanas a los haces vasculares, los cuales se han vuelto meristemáticos por desdiferenciación (Hartmann y Kester, 1990).

Tercera etapa: Desarrollo subsecuente de estas iniciales de raíz en primordios de raíces organizados (Hartmann y Kester, 1990). Este proceso inicialmente es desordenado para después hacerlo de forma mas polarizada constituyendo progresivamente un esbozo de cilindro central y capa cortical que se alarga, perfeccionando su estructura y sus conexiones vasculares con la raíz de que procede (Hidalgo, 1993).

Cuarta etapa: Al final hay un desarrollo y emergencia de los primordios radicales hacia fuera, a través del tejido del tallo (Hartmann y Kester, 1990). Los primordios son empujados hacia fuera a medida que va creciendo, acabando por aparecer al exterior del rodete cortical, con una cofia y toda la estructura de la nueva raíz perfectamente conformada (Hidalgo, 1993).

Subsecuentemente ocurre el proceso de cicatrización y regeneración, que consta de 3 etapas (Hartmann y Kester, 1990):

1ra etapa: Al morir las células externas lesionadas, se forma una placa necrótica que sella la herida con un material suberoso (suberina) y tapa el xilema con goma. Esta placa protege las superficies cortadas de la desecación.

2da etapa: Las células que están detrás de esa placa, después de unos cuantos días empiezan a dividirse y se puede formar una capa de células de parénquima (callo).

3ra etapa: En ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar las raíces adventicias.

El callo que se forma en la base de una estaca, es un proceso de cicatrización de una herida y no tiene relación con el enraizamiento, salvo indirectamente por mantener la integridad de los tejidos, en algunas especies no frutales; sin embargo, las raíces adventicias se originan en el callo mismo (Gil, 1999).

2.4.1 Anatomía del tallo y su relación con el enraizamiento de estacas

El origen anatómico de las raíces varía en cada especie e inclusive puede ser una barrera para retardar o no iniciar el proceso de rizogénesis en estacas. Una zona propicia para emitir raíces es el nudo, donde el parénquima, los radios de ramas y hojas se cruzan con el cambium y hay riqueza de almidón (Gil, 1999).

Así en estacas de leñosas perennes que tienen una o más capas de xilema y floema secundarios, usualmente se originan de células de parénquima vivientes como el xilema secundario joven; sin embargo, también se originan de

otros tejidos como los radios vasculares, el floema, las lenticelas, la médula y el cambium (Cuadro 2).

Cuadro 2 Origen de las raíces adventicias en tallos de plantas leñosas

ORÍGEN	GÉNEROS
CAMBIUM Y RADIOS Cambium y porciones del floema de radio Radios medulares Cambium Cambium fascicular Radios de parénquima del floema Floema secundario en asociación con radios Área del floema cercana al cambium Cambium y radios del floema	<i>Cupressus</i> <i>Vitis</i> <i>Acanthus</i> <i>Clematis</i> <i>Picus, Hedera</i> <i>Malus, Prunas</i> <i>Pistacia</i> <i>Grselina</i>
YEMAS, LAGUNA Y TRAZAS DE HOJAS Fuera del cambium en pequeños grupos	<i>Rosa, Pinus, Malus</i>
PERICICLO Callo interno Callo externo Corteza y callo basal	<i>Abies, Juniperus</i> <i>Sequoia, Taxodium</i> <i>Citrus</i>
OTROS Crecimiento Hiperhidrido y fuera de las lenticelas Margen de diferenciación de ductos de resina	<i>Tamarix</i> <i>Pinus</i>

Fuente: Hartmann y Kester, 1990.

En el caso de la vid las raíces adventicias tienen su origen en el cambium o en células próximas al liber y periciclo, siempre coincidente con un radio medular y raramente en el borde de un haz vascular (Hidalgo, 1993).

La dificultad de enraice de algunas especies se debe a la constitución anatómica del tallo como es el caso del olivo que tiene un anillo continuo de esclerenquima que impide su enraizamiento, que por medios físicos

(incisiones) se puede romper e iniciar el proceso de rizógenesis (Hartmann y Kester, 1990).

La incapacidad de enraizamiento se debe principalmente a condiciones fisiológicas que son:

- ✓ Ausencia o deficiencia del contenido de auxinas, este último por la edad de la planta madre (Berhe y Negash, 1998).
- ✓ Presencia de canales de resina y células de esclerenquima, las cuales reducen y limitan los sitios de las raíces preformadas. (Berhe y Negash, 1998).
- ✓ Falta de una relación adecuada entre los factores de crecimiento y deficiencia en el contenido de nutrientes inorgánicos, sustancias de reserva orgánica y el estado hídrico de las plantas (Manzanos, 1994).
- ✓ Un incremento en la producción de inhibidores en las plantas (Hartmann y Kester, 1990).
- ✓ El estado fisiológico de las estacas en el momento del enraizamiento, ya que se le asocia con el grado de sensibilidad que tienen los tejidos a la auxina (Kibbler y Williams, 2002).

También otros factores no móviles en las células como las enzimas, nutrientes y factores endógenos contribuyen al no enraizado (Hartmann y Kester, 1990).

En Lilac la cantidad de auxina es importante y puede ser que el IAA se metabolice muy rápido disminuyendo la concentración en los tallos, y como consecuencia es difícil su enraizamiento en comparación con forsythia que enraiza fácil (Ford et al, 2001).

2.5 Polaridad

El sitio para la formación de raíces adventicias en tallos de la mayoría de las especies es la posición basal fisiológica opuesta (distal) al ápice del tallo (Salisbury y Ross, 1994). Esa característica se mantiene en estacas invertidas pues las raíces se forman en el extremo basal original aunque se encuentre en posición distal con respecto a la gravedad (Gil, 1999).

2.6 Consideraciones sobre la propagación de vid

De acuerdo a Hidalgo, 1993, la vid se propaga por semillas, injertos, acodos, cultivo in vitro y por estacas. Sin embargo, las plantas de uva obtenidas a partir de semillas son poco vigorosas, menos fértiles y de calidad inferior a la planta madre (CIAN, 1988), por lo que este método no es apropiado para la viticultura comercial usándose solo con fines ampelológicos y para obtener nuevas variedades por medio de la hibridación (Hidalgo, 1993).

En el cultivo de la vid, no todas las variedades tienen la misma aptitud de rizógenesis habiendo grandes diferencias entre ellas. Por ejemplo *Vitis vinifera* L. enraiza fácilmente mientras que *Vitis cinerea* lo hace difícilmente (Hidalgo, 1993).

Para la mayoría de las variedades de vid se usan estacas de madera dura, con una longitud de 30 a 40 cm y un diámetro de 8.5 a 19 mm con la corteza de color café claro (dependiendo de la variedad), sin manchas oscuras, zonas muertas o sin madurar (Winkler, 1981). Otras son no utilizar plantas que durante su crecimiento hayan mostrado alguna malformación y/o coloración inusual, asimismo daños severos por sequías o heladas (CIAN, 1988). Evitar escoger mutaciones, porque éstas son muy vigorosas, pero son poco productivas (Winkler, 1981).

En la vid se usan estacas con un fragmento de madera de la estación o de la anterior (CIAN, 1988; Hidalgo, 1993), ya que tiene mayor cantidad de entrenudos, por lo tanto más reserva de carbohidratos y mejores posibilidades de enraizamiento (DVE, 1998) y son de tres tipos.

Ordinaria o simple: Es un fragmento de rama con una longitud de 30 a 45 cm de 1 año de edad.

Con talón: formado por una estaca ordinaria, cuya base está unida a un pequeño fragmento de madera en forma de talón de 2 años.

Con mazo: formado por una estaca simple, pero en su base tiene una sección de madera en forma de mazo de 2 años.

En el caso de la vid, las estacas se colectan del 15 de diciembre al 15 de enero (invierno), estaquillándose la segunda quincena de enero, para la obtención de un enraizamiento considerable. En las estacas colectadas en febrero, el prendimiento es menor (CIAN, 1988). Otro experimento realizado por Piracicaba, 1993 confirmó lo anterior, se colectó el material vegetativo en tres meses diferentes y sólo las tomadas en invierno, fueron las de mayor porcentaje de enraizamiento con un 88.87%.

Para la propagación de vid, se ha usado como sustrato una mezcla de turba, vermiculita, perlita y arena con buenos resultados (Martínez et al., 2003), En un experimento realizado con un injerto de vid con tres diferentes sustratos resultó que el mayor enraizamiento de estacas fue con arena (84.9%), pero tenían un crecimiento vegetativo y sistema radical pobre, a diferencia de la mezcla usada (tierra y arena 1:1) que tuvo un 27.8 % de enraice, pero con un buen sistema radicular con raíces de anclaje y crecimiento vegetativo bueno (Ferrer y Guarinoni, 1991).

Al cabo de un año, las estacas de vid, ya estarán lo suficientemente enraizadas para el trasplante a campo (DVE, 1998).

2.7 Factores asociados al proceso de rizogénesis en estacas

Existen diferentes factores que afectan el enraizamiento en estacas (Cruz Pizarro, 2006) y son:

Selección de estacas (consideraciones sobre la planta madre)

Tratamiento de las estacas para su enraizamiento

Condiciones ambientales para el enraizado de estacas

2.7.1 Selección de estacas (consideraciones sobre la planta madre)

2.7.1.1 Condiciones ambientales y estado fisiológico previos al enraizamiento de la planta madre.

La habilidad de varias especies para formar raíces adventicias en estacas, está relacionado con las condiciones medio ambientales de crecimiento de las plantas madres. Esto es que los cambios estacionales de temperatura, precipitación y fotoperíodo influyen fuertemente en este proceso (Kibbler y Williams, 2002). A continuación se describe cada una de ellas:

A) Selección

Es muy importante una buena selección de la planta madre porque de ello dependerá el éxito de enraizamiento. De acuerdo a Hartmann y Kester (1990), las características son: ser fieles a nombre y tipo, estar libres de enfermedades y plagas y un estado fisiológico adecuado, para que las estacas tengan mayor probabilidad de enraizar.

Según DVE (1998), otras características a tomar en cuenta es que las plantas madres deben ser vigorosas, que estén en pleno desarrollo, en producción y en pleno período de crecimiento. No se deben considerar las plantas demasiado jóvenes ni tampoco viejas ya que reducen drásticamente el porcentaje de enraizamiento.

B) Estrés hídrico

El agua es de vital importancia para las plantas, la escasez provoca marchitamiento y el exceso pudrición. El buen aprovechamiento está influenciado por la temperatura, luz, viento y tipo de suelo (Winkler, 1981).

Cuando la vid está en plena brotación necesita de hasta un 50% de humedad aprovechable, sin embargo un estrés hídrico es necesario para la obtención de un excelente material, para estacado (CIAN, 1988). Cuando la vid entra en reposo su demanda de agua es mínimo y los productos de la fotosíntesis se acumulan en órganos como sarmientos, tallo y raíces entonces se obtienen estacas mejores para enraizar (Marro, 1989).

Hartmann y Kester (1990), recomiendan recolectar el material vegetativo, muy temprano, ya que el contenido de agua es mayor.

C) Temperatura

La fotosíntesis se detiene cuando la temperatura baja a 13-14° C y temperaturas muy elevadas aumentan la respiración causando el cierre de estomas. Al haber bajas temperaturas las reservas de carbohidratos (almidón) se transforman en azúcares solubles, actuando como anticongelante en las células (Soto, 1995).

D) Luz (Fotoperíodo, intensidad y calidad)

Es muy importante porque aquí influye la longitud del día si hay un incremento en la irradiación y no hay crecimiento vegetativo es posible que el almidón se acumule; sin embargo, la oscuridad causa que las reservas se consuman, especialmente si el crecimiento continúa (Soto 1995). El fotoperíodo, ya sea largo o corto, puede afectar la iniciación de raíces, pero esto no es aplicable a todas las especies. Lo mismo aplica en calidad de la luz que puede ser azul verde o roja, esta última tiene efectos inhibidores, la mayoría de las especies prefiere poca intensidad de luz en las plantas madres (Hartmann y Kester, 1990).

Un aumento en la intensidad luminosa, en los pies madres, aumenta la producción del número de esquejes pero tiene la tendencia a reducir ligeramente la capacidad de enraizamiento (Boutherin y Gilbert, 1989).

E) Etiolación o ahilamiento

Hartmann y Kester (1990), mencionan que la luz influye negativamente en la formación de raíces preformadas, por ello es recomendable hacer uso de la etiolación en la planta madre, para favorecer la interacción de auxinas y otras sustancias que estimulan la inducción de raíces adventicias en estacas. Gil (1999), menciona que las plantas con alta luminosidad provocan que la auxina se metabolice más rápido, posiblemente porque la luz favorece la oxidación. La etiolación permite la formación de primordios radiculares en especies de difícil enraice como el nogal y álamo.

Con el uso de la etiolación, se consigue mayor acumulación de auxinas, un incremento de células parenquimatosas a la vez que de tejidos en estado menos diferenciado, todo lo que conduce a un mayor enraizamiento de estacas (Hidalgo, 1993). Sin embargo no todas las especies requieren de la oscuridad

para formar raíces, puesto que para algunas el efecto es inhibitorio (Flores y Negrete, 1991), ya que se ha demostrado que la concentración de ciertos inhibidores naturales del crecimiento son mayores en tejidos cultivados en la luz que en tejidos ahilados (Hartmann y Kester, 1990).

F) Fotosíntesis y reserva de carbohidratos

La fotosíntesis es un proceso fundamental para las plantas, mediante ésta la energía luminosa es transformada en energía química que es aprovechada según las necesidades del organismo. El resultado de este proceso son diversos productos entre ellos los carbohidratos, como la glucosa los cuales están involucrados en todas las actividades biosintéticas y de mantenimiento y son transportados de un sitio a otro dentro de la planta (Salisbury y Ross, 1994; Stryer, et al 2003).

Los carbohidratos tienen importantes funciones dentro de la planta como: estructurales (celulosa y hemicelulosa), de reserva (almidón), y como fuente de energía (ATP) (Díaz, 2002). Estos productos influyen en la iniciación de raíces en las estacas (Hartmann y Kester 1990).

Para que haya una acumulación de carbohidratos es necesario un incremento en la fotosíntesis, una disminución del crecimiento y respiración, sumado a condiciones medioambientales favorables (Soto, 1995).

Si hay un estrés hídrico se detiene la actividad fotosintética, pero también el ritmo de acumulación de carbohidratos puede ser afectada por la salud de las vides y las condiciones climáticas, también una cosecha excesiva como la época en que el fruto madura (Winkler, 1981). En el caso de que el estrés sea muy alto le ocasiona disminución del crecimiento, afectando el transporte de asimilados y su repartición en la planta (Bota et al, 2004).

Una de las características del estado de reposo de los frutales de hoja caduca, es el almacenamiento de hidratos de carbono (almidones) en sus tejidos, es entonces básico cortar las estacas cuando los frutales hayan detenido su crecimiento y comenzado el reposo invernal, si se cortan antes, tendremos una mala respuesta al enraizado (Calderón, 1991).

Lovera (2000), manifiesta que variedades resistentes a heladas tienen un alto contenido de azúcares en las ramas y yemas y en variedades susceptibles el contenido de azúcares es bajo.

G) Nivel nutrimental

Todos los elementos absorbidos por la planta tienen funciones específicas y su exceso o deficiencia, ocasiona problemas de diversa índole (Rodríguez, 1982).

Para que haya un éxito en el enraizado de estacas es básico que la planta madre tenga un buen nivel nutricional, así como niveles adecuados de reguladores del crecimiento, cofactores de enraizamiento, reservas de carbohidratos y un balance en la relación carbono-nitrógeno. Entonces un bajo contenido de nitrógeno y un alto contenido de carbohidratos favorece el enraizado, para ello es necesario disminuir la fertilización nitrogenada y favorecer la acumulación de reservas nutricionales (Hartmann y Kester, 1990).

El nitrógeno es un elemento nutritivo muy demandado por las plantas, su función es de tipo estructural (proteínas, carbohidratos, lípidos, ácidos nucleicos, entre otros) y es transportado en la planta en forma de aminoácidos (Salisbury y Ross, 1994).

Núñez (2001), observó que en las plantas madres de vid con deficiencia de fósforo, potasio, magnesio y calcio, sus estacas formaron pocas raíces en comparación con aquellas plantas de nutrición completa. Al reducir el

nitrógeno, las estacas aumentaron la formación de raíces, pero con deficiencia extrema se redujo el enraizamiento. La riqueza en zinc, asegura un buen enraizamiento (Gil, 1999).

H) Anillado

El anillado se hace varias semanas antes de la colecta de estacas, en donde el tallo es ahorcado parcialmente permitiendo la circulación de la savia bruta, y bloqueando la traslocación descendente de carbohidratos y hormonas que son importantes para el enraizamiento de estacas (Hartmann y Kester, 1990; Hidalgo, 1993).

I) Posición de la estaca previa al corte

Desde la base a la punta de una misma rama, existen marcadas diferencias químicas. Se ha determinado en algunas plantas de tallo leñoso que el número de iniciales de raíz preformadas disminuye marcadamente de la base a la punta de la rama así, en tallos de igual características con uno o mas años de edad, en donde se han acumulado carbohidratos en la base de las ramas y tal vez bajo la influencia de sustancias promotoras procedentes de las yemas y hojas, se han formado en la parte basal algunas iniciales de raíces, siendo el mejor material para estacas el basal seguidas de la parte central y la parte terminal de la rama (Hartmann y Kester, 1990).

Sin embargo para algunas especies la posición que ocupa la estaca no influye en el porcentaje de enraizamiento de éstas (Manzanos, 1994), aunque sí hay que tomar en cuenta el tipo de rama a elegir (erecta o lateral), ya que esto después influye en las características morfológicas de los clones. Ejemplo: el cafeto y la araucaria, si se toman ramas laterales tienden a tener un crecimiento plagiotrópico (Heede, 1989; Hartmann y Kester, 1990).

Las partes basales son mejores que las terminales de ramas de un año de edad lo que se comprobó en olivo y arándano; sin embargo, en brotes del año con hoja del guindo mantenidos bajo llovizna, se ha encontrado la situación inversa con enraizamiento en la parte basal entre 0 y 30 % y en la parte terminal entre 77 y 100 % (Gil, 1999). Otro ejemplo es *Ginkgo biloba* que enraizó en un mes, no importando la posición de la estaca en la rama (Lovera, 2000). Al respecto Hartmann (1990), menciona que puede deberse a que tengan mayor concentración de sustancias endógenas promotoras del enraice en la yema terminal, además de que en estas estructuras vegetativas existe una menor diferenciación, por lo tanto hay células que pueden volverse meristemáticas.

2.7.1.2 Juvenilidad

La juvenilidad es la primera etapa de la edad ontogénica, desde la germinación de una semilla o embrión, que se caracteriza por la incapacidad de formar flores y reproducirse sexualmente y solamente presenta crecimiento nuevo, vegetativo y vigoroso (Gil., 1999). El período juvenil varía según la especie. Así el *Pinus aristata* va de 20 a 22 años; *Malus sp* de 4 a 8 años y *Vitis sp* de 1 a 2 años (Díaz, 2002).

Cuando las estacas son tomadas de la planta madre que procede de semilla y está en fase juvenil, enraizan con más facilidad a diferencia de aquellas que están en la fase adulta (Hidalgo, 1993; Gil, 1999).

Entonces para lograr el enraizamiento de especies difíciles Hartmann y Kester (1990), recomiendan inducir la producción de formas juveniles en las plantas madres mediante diversos métodos, como la poda de rejuvenecimiento y aspersiones con fitohormonas. Díaz (2002), menciona algunos productos comerciales que se utilizan para ese fin y son: GA₃, e ingredientes activos como el cycocel y ethephon.

2.7.1.3 Selección de la madera para estaca

Para escoger el tipo de estaca a usar hay muchas posibilidades que van desde aquellas muy suculentas del crecimiento en curso, hasta grandes estacas de madera dura de varios años de edad en perennes leñosas. Por lo tanto es imposible determinar el tipo de material que sea ideal para todas las especies (Hill, 1985; Hartmann y Kester, 1990).

De acuerdo a DVE (1998) en la mayor parte de las especies frutales, se escogen estacas de madera de un año y bien lignificadas, únicamente en el olivo, higuera y otras, es preciso escoger las estacas de más años.

La madera escogida debe ser de tamaño y vigor moderado, con adecuado almacenamiento de carbohidratos, con una longitud, diámetro favorable y cuando menos 2 nudos; todo ello dependiendo de la especie a propagar (Hartmann y Kester, 1990). Otra característica a tomar en cuenta es el color y sanidad de la estaca (Winkler, 1981).

En especies de enraizamiento fácil hay poca diferencia en la utilización de estacas de ramas que están en estado vegetativo o en floración, pero en especies de difícil enraizamiento éste puede ser un factor importante, ya que aparentemente existe cierto antagonismo en la regeneración vegetativa y la floración; es decir, influye en las concentraciones de auxina, las cuales son elevadas en los tallos y eso favorece la inducción de raíces e inhibe la iniciación de flores (Hartmann y Kester, 1990).

La época del año esta en estrecha relación con la fisiología del vegetal y depende del clima. Las especies siempre verdes de hoja angosta y ancha, tienen durante el año uno o más períodos de crecimiento y se puede obtener estacas en cualquier época del año, en cambio en otras especies la estación del año en que son colectadas es muy importante. Ejemplo: el frambueso rojo

(*Rubus idaeus*), las estacas tomadas del otoño a la primavera tuvo casi un 100 % de éxito, mientras que las tomadas en verano no sobrevivieron (Hartmann y Kester, 1990).

Kibbler (2002), menciona que la influencia del medio ambiente actúa en la sensibilidad y variación de los niveles endógenos de auxinas, esta variación está relacionada con la habilidad de enraizamiento de ciertas especies. Lo que sugiere que algunas especies únicamente son sensitivas a las auxinas durante períodos específicos del año. Vivar (2003), reporta que la sequía, carencia de agua, la presencia de etileno, así como la temperatura influyen notablemente en los niveles de auxina, un ejemplo es el trigo que a temperaturas bajas por 40 días disminuye la concentración de AIA.

La mayoría de las plantas leñosas se propagan por estacas de madera dura, la cual se colecta en estado de reposo es decir, a finales de otoño o en invierno (Hill, 1985). En este período el metabolismo fisiológico está muy disminuido y no hay crecimiento, por lo tanto todas las sustancias almacenadas (azúcares, hormonas) están a disposición en el enraizamiento (Hartmann y Kester, 1990). Después de pasar el letargo las yemas se activan y las estacas enraizan mejor (Gil, 1999).

Las estacas de madera semidura se colectan en verano, las de madera suave en primavera y las de plantas herbáceas se cortan durante cualquier época del año (Soto, 1995).

2.7.1.4 Época de corte de las estacas

Como ya se mencionó, en la época de corte, la estación del año tiene enorme influencia en el enraizamiento de las estacas, ya que las condiciones ambientales afectan la fisiología de las plantas.

Cuando las estacas de madera dura de especies deciduas, se colectan en primavera y se ponen a enraizar, esto es después de que el período de reposo de las yemas ha sido roto por el enfriamiento invernal, los resultados a menudo son fallidos ya que las yemas se abren con rapidez en días cálidos y las hojas transpiran y requieren de humedad, antes de formar raíces y por eso mueren con rapidez (Hartmann y Kester, 1990).

El cultivo de vid, de acuerdo a Marro (1989), en los meses estivales aumenta la fotosíntesis y comienza su crecimiento, las sustancias de reserva se traslocan y otras más son elaboradas, y el producto se reparte de acuerdo a las necesidades de la planta (formación de nuevos órganos, o se utilizan como combustible). Cuando la demanda está satisfecha una parte de los productos elaborados en la fotosíntesis se acumula en forma de sustancias de reservas insolubles en órganos como sarmientos, tallo y raíces. El azúcar más común es el almidón, y la hemicelulosa (Díaz, 2002).

Por lo tanto, si se requiere de material vegetativo hay que considerar la estacionalidad de la especie y determinar el momento preciso de recolecta. En el caso de la vid es cuando la planta está en reposo invernal.

2.7.1.5 Edad

La edad biológica de las estacas influye en el enraizamiento, pero los resultados varían según la especie (Heede, 1989). En el caso de las perennes leñosas se pueden colectar ramas terminales muy suculentas, de crecimiento del año, hasta estacas de madera dura de dos años, con ello se puede obtener éxito en el enraizamiento (Lovera, 2000).

La edad de la planta madre influye directamente en el enraizamiento de especies que tienen dificultad para emitir raíces esto puede ser por la

formación de inhibidores de la rizogénesis a medida que la planta envejece. (Hartmann y Kester, 1990).

Las plantas madres en fase adulta reducen drásticamente el porcentaje de enraizamiento, además de que las estacas tienen pobre calidad de raíces, reducido crecimiento del brote, bajo vigor e incremento en el tiempo para enraizar (Soto, 1995). Un ejemplo de ello es cuando se propaga *Juniperus procera* de 1.5-2 años de edad, las estacas juveniles enraizan a las 16 semanas alcanzando un porcentaje total del 60% a las 32 semanas, mientras que las estacas tomadas de plantas adultas (25-30años) solamente comenzaron a enraizar hasta las 32 semanas y con un porcentaje de enraizamiento muy reducido (Berhe y Negash, 1998).

2.7.1.6 Relación de hojas y yemas en la formación de raíces

La presencia de yemas y hojas en las estacas para enraizamiento, juegan un papel indispensable en la formación de raíces, ya que éstas son productoras de auxinas y cofactores de enraizamiento que intervienen directamente en la rizogénesis de estacas, y su transporte es del ápice a la base. Hartmann y Kester (1990), encontraron que en cotiledones, hojas y yemas había sustancias que estimulaban el enraizamiento llamando a estos materiales “rizocalinas” (una hormona hipotética). La rizocalina se transporta por el tallo combinándose con la auxina, para dar paso a la formación de raíces adventicias en las estacas (Ramírez, 2006).

Las sustancias elaboradas por las hojas y yemas influye de manera directa en la división y elongación celular de la formación y desarrollo de las raíces (Coletto, 1989). Ya que una estaca no forma raíz aunque se le de un tratamiento rico en auxinas, esto indica que para el proceso de rizogénesis se requiere un factor diferente a la auxina, que es producido por las yemas

(Guevara, 2000). Las yemas ejercen su acción principalmente cuando ya han finalizado su reposo (Hidalgo, 1993).

La remoción de yemas evita por completo la iniciación de raíces, y deben estar muy activas puesto que cuando se encuentran en pleno letargo no ocurre el enraizamiento en peral, pero la capacidad de hacerlo en manzano y ciruelo aumenta a medida que pasa el invierno (Gil, 1999). Un experimento hecho por Fournioux, 1997 en *Vitis vinifera L.*, demostró que la presencia de hojas adultas en las estacas estimularon grandemente la iniciación de raíces, al ser comparadas con estacas que fueron totalmente defoliadas o decapitadas. Sin embargo en el trabajo elaborado por Nuñez (2001), la presencia de yemas axilares ocasionaron una respuesta antagónica en el enraizamiento de estacas de membrillo, durazno y tejocote.

En el caso de la vid, las yemas pasan por distintas fases fisiológicas como es la post-dormancia y predesborre que influyen positivamente en el proceso de rizogénesis (Ferrer y Guarinoni, 1991).

La brotación puede seguir a la rizogénesis o de forma inversa precederla. Ésta depende de una relación óptima entre las concentraciones totales de citocininas y de auxinas exógenas y endógenas y los efectos varían de acuerdo a la especie (Margara, 1988).

En conclusión la rizogénesis y la brotación están controladas por un equilibrio entre auxinas y otros componentes de la planta (Hartmann y Kester, 1990). Al respecto Manzanos (1994), explicó que la diferenciación de un meristemo depende de la proporción de auxinas y citocininas; cuando la proporción de citocininas es mayor que la de auxinas, se forman primordios de hojas y si es al contrario se forma la raíz. Cuando hay un equilibrio entre ambas, se forman células sin diferenciarse, hasta que se altere la concentración de alguna de ellas.

2.7.2 Tratamiento de las estacas para su enraizamiento

2.7.2.1 Almacenamiento

El almacenamiento se recomienda hacerlo solamente cuando las estacas han de conservarse por períodos largos, cuando la colecta del material vegetativo es posible en determinada época del año o las condiciones de infraestructura y ambientales no favorecen el enraizado de estacas (DVE, 1998).

El lugar utilizado para almacenamiento debe ser fresco y húmedo con temperatura que va desde 4.5 a 10°C en general. Los sustratos mas utilizados son arena y aserrín (Winkler, 1981; Hartmann y Kester, 1990). Pero también se ha usado vermiculita (Hill, 1985). O sólo se puede usar una bolsa de polietileno para estacas de madera dura (Hartmann y Kester, 1990).

La finalidad de este procedimiento es la de evitar la deshidratación del material y estimular la iniciación de raíces (cicatrización o callo), a su vez se retarda el desarrollo de yemas porque de lo contrario se formarán hojas antes de la inducción de raíces y las estacas morirán, debido a la pérdida de agua por las hojas (Gil, 1999).

En el caso de la vid, se puede almacenar con arena, paja o aserrín a una temperatura de 5 a 7°C con una humedad relativa del 80% (Macías y Hernández, 1993). Pero un estudio hecho por Bautista (1981), en vid (criolla negra), notó que entre más tiempo duraran las estacas en almacenamiento (90 días), éstas presentaban raicillas y brotes que podrían presentar una desventaja al momento de estaquillarlas, por lo que concluye que por las características naturales de las estacas de uva, una vez seccionadas de la planta madre son aptas para iniciar el proceso de rizogénesis.

2.7.2.2 Reguladores de crecimiento

El empleo de sustancias que favorecen el enraizamiento es muy antiguo, se utilizó permanganato de potasio, extractos de levaduras, de grama, de embriones de maíz, agua de malta, cultivo de azotobacter y orina de vaca, entre otras (Hidalgo, 1993).

Una hormona vegetal es una sustancia orgánica natural sintetizada por la misma planta que a concentraciones bajas ($1\mu\text{M}$) causa un efecto fisiológico local, o es traslocada a otra parte en la que también produce un efecto. Un regulador de crecimiento, es un compuesto que se sintetiza en un laboratorio y su acción es similar al de las fitohormonas. Los dos tipos tienen un amplio uso en fruticultura (Gil, 1999; Díaz, 2002).

En la actualidad hay cinco tipos de hormonas naturales conocidas que son: las auxinas, giberelinas, citocininas, el ácido abscísico y etileno. Las que han tenido mejor respuesta son las auxinas, y hay de dos tipos: las naturales como el ácido indolacético (AIA), 4-cloroindolacético (4-CIAA), fenilacético (PAA), e indolbutírico (AIB) y las sintéticas: ácido naftalenacético (NAA), la naftalenacetamida (NAD) y 2-4-diclorofenoxiacético (2-4-d) entre otras (Díaz, 2002). Se consideran débiles AIA, AIB y fuertes ANA y 2-4D en función del efecto que tienen en la planta.

El término auxina fue utilizado por primera vez por Fritz Went en 1926, y en la actualidad se sabe que es un compuesto sintético u hormona vegetal que corresponde al ácido indolacético (AIA), compuesto que junto al ácido indolbutírico (AIB) forman parte de la planta y presentan un transporte lento, polar requiriendo de energía metabólica para que se lleve a cabo su acción (Salisbury y Ross, 1994).

Las características básicas de las auxinas son que se producen en todos los meristemas de la planta, su transporte es basipétalo (del ápice a la base) y viaja por el floema ocasionando un alargamiento celular y finalizando con diversas funciones fisiológicas como la morfogénesis, entre otras. Díaz (2002), menciona que el transporte de las auxinas, también es acropétalo (de la base al ápice) pero en menor proporción. Sin embargo Soberón (2005), menciona que también existe un transporte no polar en el floema, que se da a mayor velocidad que es pasivo y que no precisa energía, un ejemplo de ello es con la arveja.

Los lugares más importantes de síntesis de auxinas es donde hay más actividad de crecimiento, es decir en hojas jóvenes y maduras, ovarios inmaduros, semillas, raíces y brotes, pero también en tallos (Azcon-Bieto y Talón, 1993; Barceló, 2001). Sin embargo Vivar (2003), reporta que en el tallo el AIA puede estar solo de paso y proceder de otro lugar de síntesis, aunque no descarta la posibilidad de que se sintetice in situ y menciona que en lugares como el cambium, xilema y floema de *Hacer*, *Fraxinus* y *Populus* también se encuentran las auxinas.

Su efecto fisiológico consiste en inducir alargamiento y división celular; tiene relación con el fototropismo, dominancia apical, amarre de frutos, abscisión de órganos y en procesos de diferenciación como formación de raíces y de tejidos de cambium, floema y xilema (Díaz, 2002). Además de que estimulan la floración (Soberón, 2005) y se usan en la obtención de frutos sin semillas como tomates, higos y sandías (Salisbury y Ross, 1994).

Las sustancias químicas que se han encontrado con más efectividad para estimular la producción de raíces adventicias en estacas son: ácido indolbutírico (AIB), ácido naftalenácetico (NAA) y ácido indolácetico (AIA), ya sea en sus formas ácidas o constituyendo sales. El ácido indolbutírico es el más usado, pues no es tóxico para las plantas independientemente a la

concentración usada y es muy efectivo en la estimulación del enraizamiento de un gran número de especies (Hartmann y Kester, 1990).

El AIB tiene una actividad auxínica débil y los sistemas de enzimas destructoras de auxinas, lo destruyen lentamente, por lo que la persistencia de este producto químico resulta eficaz como estimulante de la iniciación de raíces. Debido a que el AIB se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación es decir, su acción es localizada. La liberación gradual de AIB mantiene la concentración de la auxina en un nivel adecuado, especialmente en los estadios finales de la formación de la raíz. Otra auxina excelente utilizada con frecuencia en la promoción de raíces es el NAA, su margen de actividad es reducido y es poco soluble. El IBA y el NAA combinados provocan que un porcentaje más alto en estacas echen raíces en algunas especies, además de que son más efectivas que el AIA. El AIA es muy inestable en las plantas y se descompone rápidamente (Salisbury y Ross, 1994).

El uso de sustancias reguladoras del crecimiento del tipo auxínico, es con el objeto de aumentar el porcentaje de estacas que forman raíces, acelerar la iniciación de ellas, aumentar el número y la calidad de las mismas (Hartmann y Kester, 1990).

Un aspecto que influye en el enraizamiento de estacas, es la concentración empleada de auxinas, variando en sentido negativo ya que al superar el punto crítico se invierte su actividad biológica (Gil, 1999). Las bajas concentraciones estimulan el metabolismo y desarrollo pero a concentraciones altas lo inhiben (Vivar, 2003). Al respecto Salisbury y Ross (1994), reportaron que desde la década de 1930 ya se sabía que la administración de auxinas promueven la elongación de secciones escindidad de raíces o aún de raíces intactas de muchas especies, pero sólo a concentraciones extremadamente bajas (10^{-7}

a 10^{-13} M) dependiendo de la especie y edad de las raíces, y que a concentraciones mayores (pero aun apenas de 1 a 10 μ M) casi siempre se inhibe la elongación.

En *Coriaria myrtifolia* con 4000 ppm de AIB se inhibe el enraizamiento (Melgares et. al., 2003). Esto puede deberse a que las auxinas estimulan la producción de etileno en muchos tipos de células vegetales y este inhibe el crecimiento de raíces, lo que fue demostrado con raíces de chicharo (Salisbury y Ross, 1994). Otra posible respuesta es que las auxinas sintéticas se acumulan fácilmente intoxicando a la planta, porque existen pocos sistemas enzimáticos que los degraden en determinadas especies (Bidwell, 1993).

La aplicación de cualquier regulador de crecimiento se puede hacer en forma de pasta, líquida, o en polvo estas dos últimas son las mas recomendables (DVE, 1998).

La respuesta a la cantidad aplicada de auxinas varía de acuerdo a la especie a tratar, un ejemplo de ello se cita en el siguiente cuadro.

Cuadro 3 Resumen de propagación de algunas especies leñosas, con el uso de auxinas.

Especie	Auxinas ppm	% de enraizamiento	Número raíces	Longitud de raíces	Autor
<i>Ficus benjamina</i>	*Rx 1,500	73.3	16		Soto, 1995
	AIB 3,000	73.3	10.3		
	AIB 1,000	71.6	13.7		
	Rx 10,000	68.3	7.1		
<i>Ginkgo biloba</i>	Rx 1,500	45	2.7	1.3	Amador, 1997
	Rx 5,000	42	4.5	1.6	
<i>Ficus carica</i>	Rx 10,000	81.6	90.5	6.95	Acosta, 1998
<i>Pasiflora ligularis juss</i>	Rx 1,500	92	25	39.96	Guevara, 2000
	AIB 1,500	89			
Membrillero	ANA 100 Rx 10,000	50 60			Nuñez, 2001
Durazno	ANA 200 AIB 200 Rx 10,000	30 40 30			
Tejocote	AIB 200	10			
	ANA y AIB 500	30			
<i>Helichrysum</i>	AIB 250 ppm	97.6			Ochoa, 2003
<i>Vaccinium corymbosum</i>	AIB 2,000 ppm	26.6			Retamal, 2004
<i>Aristotelia chilensis</i>	AIB 10,00 ppm	98.33			
Vid cultivar 'Emperador Blanco'	AIA 2,500	60	9.5	13.71	Sánchez, 2006
	AIB 2,500	60	2.8	90.21	
	AIA 7,500	55	10.18	12.79	
	AIA 10,000	35	4	2.84	
	AIB 5,000	35	19.85	.39	
	AIA 5,000	30	8.66	23.56	
	Testigo	20	8	6.91	
	AIB 7,500 AIB 10,000	10 10	11.5 5	.46 18.34	

Fuente: Elaboración personal

*Rx: Radix

2.7.2.3 Mecanismo de acción de las auxinas

El mecanismo de las auxinas aún no está bien dilucidado en términos bioquímicos, el más reciente se conoce como “La hipótesis del crecimiento por acidez” donde las auxinas hacen que las células receptoras situadas en secciones del tallo, secreten iones H^+ en las paredes primarias circundantes, y que estos reduzcan el pH de tal forma que haya un aflojamiento en la pared celular y un crecimiento rápido. El efecto del pH bajo es permitir el funcionamiento de ciertas enzimas degradadoras de la pared celular que son inactivas a valores de pH superiores. Se piensa que estas enzimas rompen enlaces de los polisacáridos de la pared, permitiendo que ésta se expanda con mayor facilidad (Salisbury y Ross, 1994).

Soberón (2005), menciona que las enzimas que intervienen son las ATPasas y que la capacidad de los protones para provocar la extensibilidad de la pared esta mediada por proteínas llamadas “expansinas” que rompen los puentes de hidrógeno entre los polisacáridos de la pared. Posteriormente hay captación de solutos y una síntesis y depósito de polisacáridos y proteínas que son necesarias para mantener la capacidad de desgaste de la pared inducida por ácidos. Gil (1999), indica que durante este proceso hay entrada de agua para mantener la turgencia.

La síntesis de AIA puede estar asociada a la muerte de las células, ya que en células vivas normalmente el nivel de triptófano es muy bajo para activar la síntesis de AIA, pero cuando éstas mueren por medio de la autólisis de las proteínas aumenta la producción de triptófano y se lleva a cabo la síntesis de AIA (Barceló, 2001).

Parece ser que la auxina no influye directamente en el crecimiento, sino produciendo el ácido indolacético a partir de triptófano (Hidalgo, 1993). Sin embargo Barceló (2001), plantea que existe la posibilidad de que el AIA se

forme por otra u otras vías independientes del triptófano, basándose en la evidencia obtenida a partir de la presencia de intermediarios y su actividad biológica y el aislamiento de enzimas capaces de convertir in vivo estos intermediarios en AIA. Estudios hechos en el Instituto Médico Howard Hughes, identificaron una enzima de tipo flavina monooxigenasa (FMO) que interviene en la síntesis de la auxina en el género *Arabidopsis* (Salisbury y Ross, 1994).

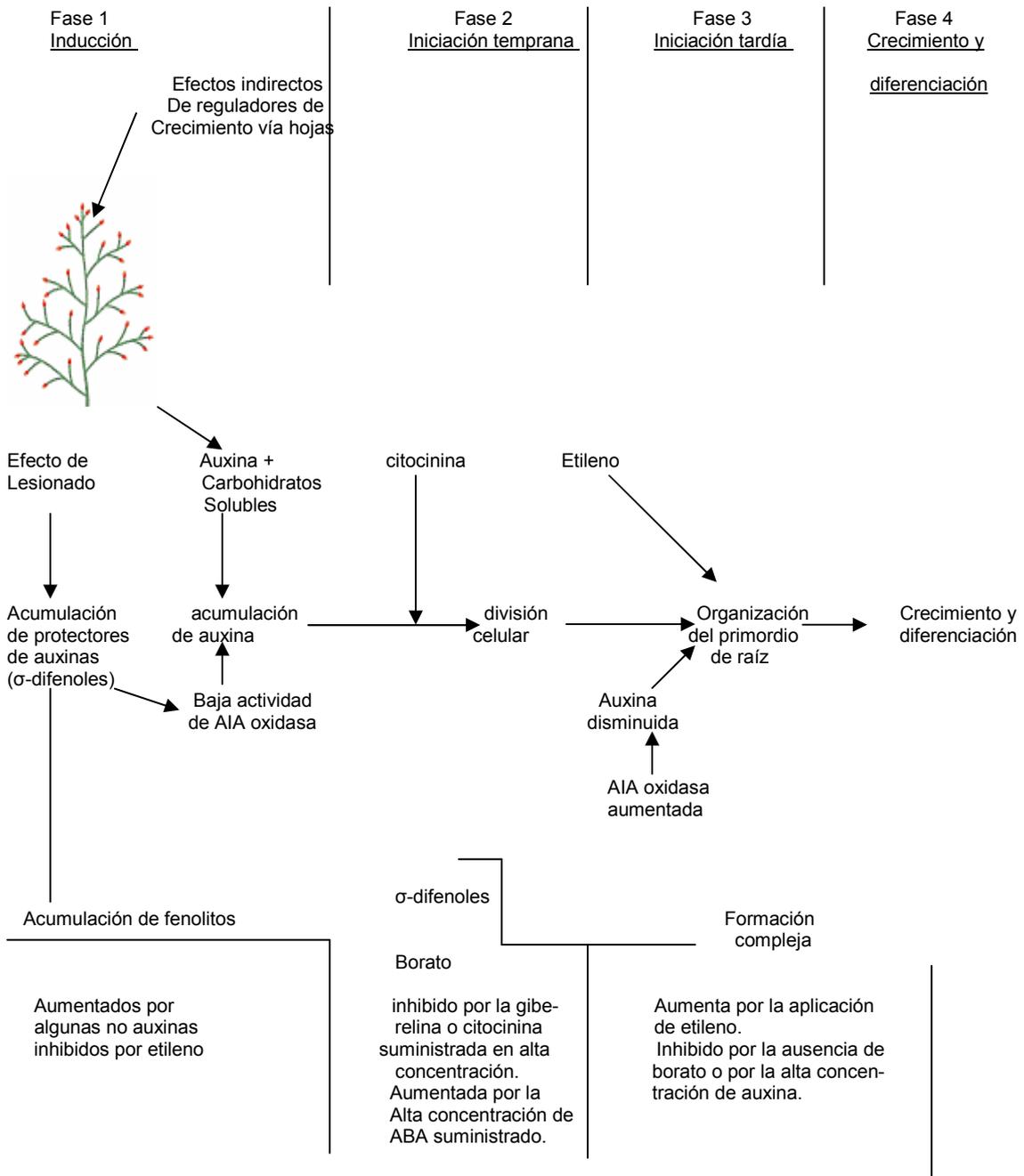
El proceso de formación de las raíces y la relación con las auxinas consta de 4 fases (Hartmann y Kester, 1990).

- Inducción. Esta requiere de una alta concentración de auxinas y de la acumulación de ortofenoles (o cofactores), sumado a una concentración relativamente baja de citocininas.
- Iniciación temprana. Aquí se produce la división celular.
- Iniciación tardía. Cuando se comienza a desarrollar el primordio de raíz, este es inhibido por la alta concentración de auxinas, provocando un aumento de la concentración y actividad de la IAA-oxidasa, que se encarga de destruir la auxina.
- Crecimiento y diferenciación. Crece y se desarrolla la raíz.

Por lo anterior se deduce que las auxinas actúan en la inducción radical con una concentración relativamente elevada, mientras que en la fase de iniciación y de diferenciación radical se ven inhibidos porque la concentración requerida es menor.

El modelo de enraizamiento propuesto por Jarvis está ejemplificado en la figura 1.

Figura 1. Modelo de enraizamiento



(Hartmann y Kester, 1990)

2.7.2.4 Inhibidores endógenos del enraizamiento

En varios estudios hechos en estacas de especies de difícil enraice como *Vitis berlandieri* y *Eucalyptus grandis*, se demostró que la presencia de inhibidores naturales era la clave para que no se llevara a cabo el proceso de rizogénesis y estos eran solubles en agua (Hartmann y Kester, 1990).

Hasta ahora se han identificado como hormonas inhibitorias a la coumarina, ácido cafeico, ácido salicílico, naringenina, ácido cinámico y el ácido abscísico (ABA). Este último es de mayor relevancia, pues se encuentra en la mayoría de los tejidos de las plantas y tiene una alta actividad inhibitoria del crecimiento (Díaz, 2002). Pero también existen metabolitos secundarios como los flavonoides que inhiben el transporte de las auxinas (Soberón, 2005).

Entonces no basta únicamente con la aplicación de sustancias exógenas para activar el proceso de rizogénesis, sino que éstas deben interactuar con los complejos enzimáticos naturales, para estimular su desarrollo (Manzanos, 1994).

Según Hartmann y Kester (1990), existen cinco posibles causas que inducen a la falta de iniciación de raíces y son:

- Carencia de enzimas necesarias para sintetizar los conjugados de la auxina-fenol inductores del enraizamiento.
- Carencia de activadores de enzimas.
- Presencia de inhibidores de enzimas.
- Carencia de sustancias fenólicas.
- Separación física de las enzimas reaccionantes, debida a compartimentación celular.

2.7.2.5 Fungicidas

Estos se usan como precaución contra infecciones fungosas en el material vegetativo, para obtener un mayor porcentaje de sobrevivencia. Los fungicidas se pueden utilizar en forma líquida como el benomyl (0.5g/l) o en talco captan (25%), benomyl (5%), todo ello antes de plantarlas en el medio de enraizamiento (Hartmann y Kester, 1990).

2.7.2.6 Lesiones

Las lesiones ó incisiones en los tallos es práctica común de reproducción asexual en muchas especies, especialmente de ornato (Salisbury y Ross, 1994).

Se hace en la base de las estacas para favorecer la rizogénesis, ya que en los costados de las heridas, la producción de callo y raíces es mayor a consecuencia de la cicatrización, división celular y producción de primordios radicales; debido a una acumulación de hormonas y carbohidratos, aumento en la respiración y una mayor facilidad para la absorción de agua y de reguladores del crecimiento (Hidalgo, 1993). Para obtener el mayor beneficio, después de lesionadas las estacas, se deben tratar con el regulador de crecimiento para que haya una mayor absorción de éste. Lesionar elimina barreras formadas por capas de esclerenquima que circunda en ocasiones al tejido vascular (Hartmann y Kester, 1990).

Núñez (2001), al trabajar en especies como el membrillero resultó que la práctica del lesionado no es necesaria, pues las raíces se derivan de la base de las yemas; sin embargo, para durazno y tejocote, ésta práctica fue indispensable, ya que las raíces se presentaron en las zonas lesionadas. Cualquier daño físico produce etileno, el cual es un gas no saturado que estimula el enraizamiento.

2.7.3 Condiciones ambientales para el enraizado de estacas

2.7.3.1 Humedad

El control de la humedad es muy importante tanto a nivel del sustrato como el ambiente, respetando las exigencias de cada especie (Heede, 1989).

La humedad debe mantenerse alta, para disminuir la transpiración de las estacas, pero sin ser excesiva para evitar el desarrollo de patógenos (Guevara, 2000). El riego por niebla artificial da buenos resultados especialmente en especies herbáceas (Margara, 1988).

Hartmann y Kester (1990), mencionan que existen varios métodos para reducir la pérdida de agua por las hojas de estacas, durante su enraizamiento y son:

- Enraizar las estacas en una estructura de propagación de vidrio (o polietileno) para hacer el efecto invernadero, en donde las temperaturas y la humedad se mantengan relativamente altas. Se tienen que regar constantemente sin descuidar exceder los límites de temperatura y humedad, para ello se usa la malla sombra y la nebulización.
- En la cama de enraice, colocar una película delgada de polietileno que toque las hojas y cubra los bordes de la cama.
- Propagar bajo niebla, donde las pérdidas de agua son reducidas por aspersiones de niebla de agua dirigidas a las hojas, reduciendo la temperatura de hojas y manteniendo alrededor de ellas una humedad relativamente alta.

2.7.3.2 Temperatura

La formación de raíces adventicias es estimulada generalmente por altas temperaturas (Pierik, 1990) sin embargo, es importante que las raíces se desarrollen antes que las yemas, y esto se consigue manteniendo temperaturas más altas en la base de la estaca que en el aire. La temperatura diurna promedio debe ser de 21 a 27°C (Hartmann y Kester, 1990). La temperatura del aire debe ser de 8 a 10°C menor que las del sustrato, para no inducir brotación, porque si se presenta habrá competencia por los fotosintatos (Guevara, 2000). De aquí el interés de calentar las cajoneras de estaquillado, por conducciones de agua caliente o resistencia eléctrica (Margara, 1988). Todo ello con la finalidad de mantener la temperatura más alta en la base de las estacas que en las yemas y así estimular el enraizamiento (Hartmann y Kester, 1990).

En el caso de *Coriaria myrtifolia* la temperatura que mayor porcentaje de enraizamiento tuvo fue de 20°C y a temperaturas más altas de hasta 30°C, parece tener un efecto inhibitorio (Melgares et. al., 2003).

2.7.3.3 Luz

La luz es fuente de energía para la fotosíntesis, con la que se elaboran carbohidratos que son esenciales para el proceso de rizogénesis. La exigencia de luz varía con la especie, así una insolación intensa ocasiona la destrucción rápida de las auxinas por lo que es necesario el uso de malla sombra, para reducir la evaporación y utilizar lo mejor posible las auxinas naturales (Winkler, 1989).

El fotoperíodo, en algunas especies, en el cual las estacas son enraizadas, afecta la iniciación del enraizamiento, días largos o iluminación continua es más efectiva que los días cortos, aunque en otras especies el fotoperíodo no

tiene influencia. La calidad, depende del rango del espectro, así las localizadas en la región naranja-rojo, parece favorecer más el enraice, que en la región azul (Hartmann y Kester, 1990).

2.7.3.4 Técnicas aceleradas de crecimiento

La calidad en el enraizamiento de estacas puede mejorar con la adición de nutrientes minerales en el agua utilizada para niebla. En estacas de enraizamiento lento y con la excesiva humedad puede haber pérdida grande de sus nutrientes por lixiviación, entonces una alternativa sería preparar una solución con fertilizante soluble que contenga nitrógeno, fósforo y potasio y aplicarlo como niebla (Hartmann y Kester, 1990).

Otras técnicas utilizadas en la industria hortícola, donde la iluminación suplementaria con lámparas de vapor de sodio a alta presión y la inyección de gas de CO² dentro de la niebla de agua se utiliza para incrementar el enraizamiento de *Ilex aquiflorum* (Sánchez, 2006).

En el caso de vid Martínez et. al., (2003), en portainjertos procedentes de vides americanas injertadas en *Vitis vinifera* L., para enraizamiento utilizó bionutrientes (como el crecifol al 0.5 y 1%) y obtuvo que hormonas sintéticas del crecimiento como AIB, y ANA, aumentaban el enraice de las estacas, además de que los bionutrientes proporcionaban más longitud en el brote.

2.7.3.5 Medio de enraizamiento

El medio o sustrato de enraizamiento debe tener las siguientes características: buena aireación, capacidad de retención de agua, temperatura adecuada (Denisen, 1987) además de mantener las estacas en su lugar durante el período de enraizamiento y estar libre de organismos patógenos (Hartmann y Kester, 1990).

Los sustratos más comunes son:

Suelo: Puede ser de diferente origen, se obtiene un mayor porcentaje de enraizamiento y de mejor calidad, pero es portadora de patógenos por lo que hay que fumigar (Hartmann y Kester, 1990).

Arena: Es muy usada en propagación de plantas, su costo es reducido y esta disponible en cualquier cantidad, no alberga organismos patógenos. Una desventaja es que las raíces formadas son largas y quebradizas, la retención de agua es pobre y no cuenta con nutrientes para la planta (Denisen, 1987; Hartmann y Kester, 1990).

Turba: También conocida como musgo o peat moss, éste es muy rico en materia orgánica, con alta capacidad de retención de agua y buena aireación, pero su costo es elevado (Denisen, 1987).

Vermiculita: Es un material inorgánico, con buena aereación y retención de agua, es muy ligero y de alto costo (Denisen, 1987).

La mayoría de las estacas de muchas especies enraizan con facilidad en diversos tipos de suelo, pero otras no, por ello se debe de tomar en cuenta las características de los sustratos y realizar mezclas entre ellos. El pH promedio es de 7, que corresponde al neutro (Hartmann y Kester, 1990). Para la mayoría de especies leñosa y semileñosa se utilizan tierras ligeras mezcladas con arena gruesa, mantillo o turba (DVE, 1998).

III. MATERIALES Y METODOS

3.1 Ubicación del área experimental

El establecimiento del material experimental se realizó en el área del invernadero con cubierta de vidrio al laboratorio de propagación de plantas ubicado en el km 2.5 de la carretera Cuautitlán Teoloyucan, municipio de Cuautitlán Izcalli, estado de México, localizado a 99° 11' 42" de longitud Oeste y 19° 41' 35" de latitud Norte a una altura de 2252 msm.

3.2 Material vegetativo

El material vegetal de uva de mesa cultivar Málaga Roja con potencial para producir fue colectado en Xocotlán Municipio de Texcoco. Los sarmientos eran de la estación de crecimiento anterior, lignificadas, sin hojas debido a que se encontraban en el período de letargo.

Los sarmientos tenían una longitud aproximada de un metro. Estos fueron cortados en estacas de 30 cm con 4 ó 6 yemas y un diámetro entre 1.5 a 2.0 cm.

A las 210 estacas obtenidas se les hizo cuatro incisiones en la base, aproximadamente de 2 cm a lo largo del tallo y fueron colocadas en una caja con aserrín humedecido y en refrigeración a $6\pm 1^{\circ}\text{C}$ un día anterior a su establecimiento.

3.3 Tratamientos

El enraizador comercial Radix 10, 000 en polvo, se mezcló en talco inerte para preparar las dosis que se utilizaron (Radix 2, 500; Radix 5, 000; Radix 7, 500

ppm). Del Raizone plus se usó la fórmula comercial. A continuación se describen sus características:

Los productos comerciales de Radix 10,000 y Raizone plus, son usados para estimular el enraizado de estacas de especies ornamentales y frutales (PLM, 2004).

Radix 10,000

Garantía de composición

Cada 100 g contienen:

Acido-indol-3-butírico	10, 000 ppm
------------------------	-------------

Raizone plus

Composición porcentual

Porcentaje en peso

Ingredientes activos:

Alfanaftilacetamida no menos de	0.12%
---------------------------------	-------

(Equivalente a 1.2 g de I.A./kg)

Acido indol-3-butírico no menos de	0.06%
------------------------------------	-------

(Equivalente a 1.2 g de I.A./kg)

Thiram: disulfuro de tetrametiltiuram no menos de	5.00%
---	-------

(Equivalente a 50 g de I.A./kg

Captan: N triclorometiltio-4-ciclohexen-1-2-dicarboximida	3.00%
---	-------

(Equivalente a 30 g de I.A./kg)

3.4 Otros materiales

42 macetas de plástico, con una capacidad de 1 kg, regla, vernier, navaja, cinta métrica, etiquetas, termómetro para medir temperatura mínima y máxima (Brannan) y captán.

El medio utilizado fue una mezcla de 4 sustratos vermiculita, agrolita, peat moss y tierra negra con las siguientes características: Densidad de 0.521 g/cm³, un Espacio poroso total del 51.5 %, una Capacidad de retención humedad de 45 ml/100grs y un Espacio con aire del 6.5%.

3.5 Diseño experimental

El diseño usado fue un Completamente aleatorio con 6 tratamientos y 7 repeticiones, dando un total de 42 unidades experimentales. Donde una unidad experimental está representada por una maceta con 5 estacas colocadas al azar. Cada tratamiento consta de 35 estacas, dando un total de 210 por todo el experimento.

Los tratamientos utilizados, se describen en el cuadro siguiente:

Tratamiento	Radix ppm
1	Testigo
2	2,500
3	5,000
4	7,500
5	10,000
6	Raizone plus

3.6 Variables de estudio

3.6.1 Porcentaje de enraizamiento

A los 2 meses de establecido el experimento, se extrajeron las estacas para determinar el porcentaje de enraizamiento, se consideraron todas las raíces de primer orden, no se contabilizaron estacas con callo y el cálculo se hizo respecto al total de estacas enraizadas por tratamiento.

3.6.2 Número de raíces

Se contabilizaron cada una de las raíces visibles por estaca, solo las de primer orden, que como mínimo tuvieran 0.5 cm de longitud.

3.6.3 Longitud de raíces

Se midió la longitud de la raíz, de cada estaca, que presentaran de por lo menos 0.5 cm de longitud, tomando como límite la inserción de estas.

3.6.4 Porcentaje de brotación

Se contó el número de estacas brotadas sólo cuando había aparecido el cono vegetativo, y el cálculo se hizo respecto al total por tratamiento y por cada quince días comparando éstos con los demás tratamientos.

3.7 Condiciones generales de manejo del experimento

La temperatura fue de 33°C máxima promedio y 8.5°C mínima promedio. Se regaron cada tercer día y se aplicó 4 veces fungicida Captan a razón de 0.5 g/l.

En las variables de porcentaje de enraizamiento, número de raíces y longitud de raíces se analizaron los resultados, por medio de ANOVAS, citadas en los anexos 1,2 y 3. Para las 2 últimas variables los resultados fueron significativos, entonces se realizó la comparación de medias por el método de Tukey. En el caso de la variable brotación sólo se analizaron los datos de porcentajes, referidos siempre al porcentaje de enraizamiento.

IV. RESULTADOS Y DISCUSION

4.1 Porcentaje de enraizamiento

Los resultados que se obtuvieron en el enraizamiento de estacas de *Vitis vinifera L.*, con el uso de auxinas fue de un promedio general de un 43.3% de enraizamiento. Este parámetro es considerado uno de los más importantes en la propagación vegetativa por estacas.

El análisis estadístico no mostró diferencias significativas entre los tratamientos utilizados (Anexo 1), sin embargo los promedios difieren en cantidad (Cuadro 4). En la grafica N° 1 se muestran los resultados del porcentaje de enraizamiento de *Vitis vinifera L.*, que fue tratada con diferentes concentraciones de auxinas, donde se puede apreciar que los tratamientos que presentaron mayor estimulación rizógena fueron Radix 7,500 con el 58.6%; Radix 10,000 con 57.1%; Raizone plus 48.6 % y Radix 5,000 con 42.9 % y los de menor el de Radix 2,500 con 30 % y por ultimo con el menor porcentaje de enraizamiento el testigo con un 22.9%.

Comparando los datos obtenidos con otros resultados en especies leñosas, tenemos que el higo, al ser propagado por Acosta (1998), usando Radix 10,000 alcanzó un 81.6% de enraizamiento en estacas de dos años. Soto (1995), en Ficus obtuvo 73.3% con Radix 1,500 y 68.3% con Radix 10,000. Nuñez (2001), utilizó Radix 10,000 y reporta en membrillo 60% y durazno con un 30%. Amador (1997), con Ginko obtiene 45% con Radix 1,500 y 42% con Radix 5,000. Sánchez (2006), en vid con un cultivar de Emperador Blanco reporta porcentajes de 60% con auxinas de grado reactivo en concentración de 2,500 ppm en AIA y AIB.

Entonces se puede considerar que a partir de 1,500 ppm de auxinas hasta 10,000 ppm se obtiene respuesta al enraizamiento en estacas leñosas, todo

ello en diferentes porcentajes dependiendo de la especie tratada. Sin embargo, como se pudo constatar la dosis en menor cantidad que las que se utilizaron en esta investigación, ocasionó mayor índice de enraizamiento que en *Vitis vinifera L.* y esto se debe fundamentalmente a que existen diversos factores que afectan el enraizamiento en estacas como lo es las condiciones ambientales y fisiológicas de la planta madre, tratamiento de estacas para su enraizamiento, entre otras que intervienen directamente en el enraizamiento de estacas (Cruz Pizarro, 2006).

De los resultados obtenidos se infiere, que el número de estacas enraizadas aumenta progresivamente con el uso de concentraciones elevadas de auxinas, donde dosis de 5,000 a 10,000 ppm indujeron un mayor porcentaje de enraizamiento en las estacas, a diferencia de los demás tratamientos donde se aplicó una menor cantidad (Radix 2,500); o no se aplicó (testigo), de acuerdo a la línea de tendencia de la gráfica N° 1. Esto indica que altas concentraciones de auxinas son adecuadas y necesarias para obtener resultados satisfactorios en esta especie. Sin embargo, la aplicación de concentraciones relativamente elevadas de auxinas en otras especies pueden inhibir el proceso de rizogénesis (Gil, 1999) como es el caso de *Coriaria myrtifolia* con 4000 ppm (Melgares et al, 2003). Pero en el caso de *Vitis vinifera L.*, sucede lo contrario, ya que estas lograron inducir la formación de raíces adventicias, aumentando el número de estacas enraizadas. Esto puede ser explicado porque posiblemente el estado fisiológico de las estacas de vid al momento del enraizamiento presentaron sensibilidad a la aplicación de auxinas, probablemente por el umbral de concentración de la auxina en la estaca, considerando esto como la cantidad presente de auxina endógena en el tejido (Margara, 1998).

El proceso de organogénesis radical, tiene diferentes etapas como la Inducción, Iniciación y Crecimiento y Diferenciación. En la fase de Inducción se necesita una concentración relativamente elevada de auxinas de 10^{-7} a 10^{-5} M, pero en la fase de iniciación y diferenciación radical la cantidad de auxinas

es crítica porque llega a inhibir estas fase, para ello la enzima AIA-oxidasa interviene transformándola, disminuyendo su concentración, de tal forma que se regula el proceso para dar lugar a la rizogénesis. Entonces es necesario contar con un mecanismo enzimático específico para regular la auxina, porque si la especie carece de éstas no hay enraizamiento (Hartmann y Kester, 1990).

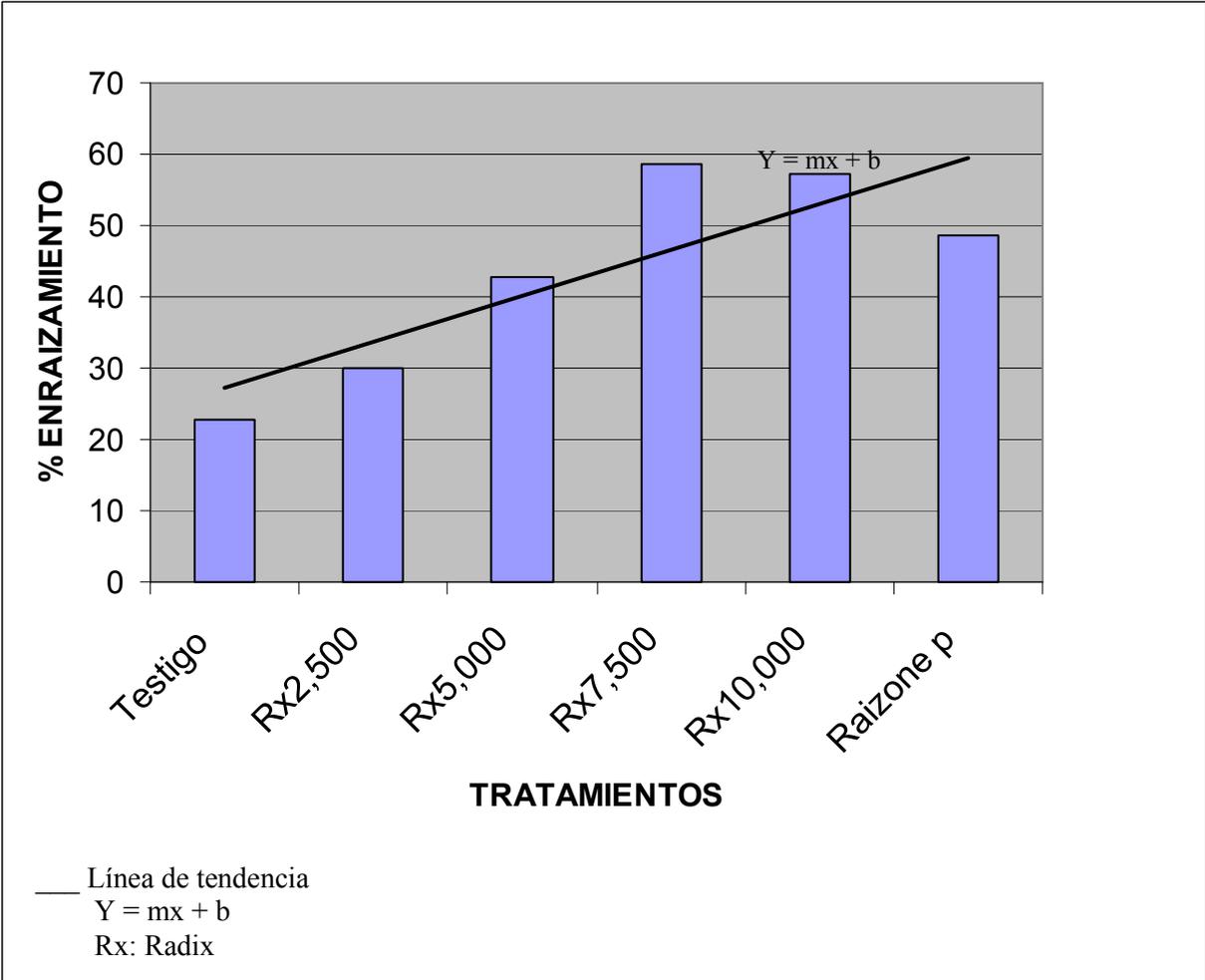
Comparando los tratamientos utilizados con respecto al testigo, se tiene que donde se aplicó auxina a 7,500 ppm hay una diferencia mayor del 156% con respecto al testigo y Radix 10,000 con una diferencia de 149% Raizone plus con 112% y Radix 5,000 con 87% y Radix 2,500 con 31%. Entonces el uso de auxinas exógenas aumenta la rizogénesis en estacas, en una determinada concentración.

En el caso del testigo en donde solo hubo un 22.9 % de enraizamiento de estacas a pesar de que este tratamiento no contó con un aporte externo de auxinas, hubo enraice, se puede explicar dado que cualquier necesidad que se tuviera respecto al aporte de esta hormona vegetal, es satisfecha por la capacidad de síntesis propia en la estaca, sumada a las condiciones multifactoriales, antes mencionadas promovieron el enraizamiento en el tratamiento testigo. Algo similar aconteció con Sánchez (2006), tuvo un 20 % de enraice en estacas de vid con el cultivar 'Emperador blanco'.

Cuadro 4 Concentración de auxinas por tratamiento y su porcentaje utilizadas en *Vitis vinifera L.*

	Tratamiento	% enraizamiento	Diferencia en % con respecto al testigo
T5	Radix 7,500	58.6	156
T3	Radix 10,000	57.1	149
T6	Raizone plus	48.6	112
T4	Radix 5,000	42.9	87
T2	Radix 2,500	30.0	31
T1	Testigo	22.9	
	Promedio	43.3	

Gráfica N° 1 PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS DE VID Malaga Roja CON DIFERENTES TRATAMIENTOS DE ENRAIZADORES COMERCIALES A BASE DE AUXINAS.



4.2 Número de raíces

Este análisis es de carácter cuantitativo, se promedió el número de raíces de primer orden por tratamiento, ya que éstas son indicadoras de que la estaca enraizó, además de que el número de raíces formadas determinan la supervivencia de la nueva planta.

Los tratamientos en que se presentó el mayor número promedio de raíces fueron Radix 10,000 con 21.2 raíces por estaca, seguido de Radix 5,000 con 15.9, Raizone plus con 13.1 y Radix 7,500 con 13 raíces. El tratamiento de Radix 2,500 y el testigo tuvieron el menor número de raíces tan solo con 2.6 y 2.1 respectivamente. Al comparar los resultados con otros experimentos como el de Acosta (1998), al enraizar estacas de higo con madera dura de 2 años de edad, reportó el mayor número de raíces con 90.5 de ellas, aplicando Radix 10,000, lo que podría significar que cuando incrementa la edad de la estaca ésta genera más raíces de primer orden, pero también está asociado a la adecuada cantidad de sustancias de reserva contenidas en la estaca. Sin embargo Soto (1995), en Ficus tuvo un decremento en el número hasta 7.1, mientras que con Radix 1,500 aumentó a 16, raíces por estaca en ramas terminales. Sánchez (2006), con AIB 5,000 se obtuvo la máxima respuesta en relación al número de raíces con 19.85 raíces por estaca y con AIB 7,500 11.5 raíces por estacas y con AIB 10,000 redujo su número a 5 en la vid (cv 'Emperador Blanco').

El análisis de varianza del número de raíces (Anexo 2), muestra que sí existen diferencias estadísticas entre los tratamientos. Se realizó la comparación de medias y las diferencias están en los tratamientos con Radix 2,500 y el testigo que difieren con los demás tratamientos, los cuales se comportaron estadísticamente similares y presentaron el menor número de raíces (Cuadro 5). Al incrementar la concentración de auxinas entre 5,000, 7,500 y 10,000

ppm se presentó un efecto que permitió incrementar el número de raíces formadas.

En la gráfica N° 2 se muestra la tendencia positiva del uso de auxinas, donde el número de raíces se incrementó a medida que se aumenta la concentración de auxinas, donde con Radix 10,000 es en el que mayor número de raíces promedio de primer orden por estaca se presenta y tiene una diferencia de 904% más respecto al testigo. Posteriormente Radix 5,000 con una diferencia de 657%, Raizone plus con 523%, Radix 7,500 con 519% y finalmente Radix 2,500 que tuvo una diferencia de 23% respecto al testigo. Estos resultados se pueden atribuir entre otros factores a la aplicación exógena de auxinas, que provocan una respuesta positiva en el número de raíces en las estacas, y que de acuerdo a Margara (1988), al alterar la proporción de auxinas respecto al de las citocininas, se ocasiona una orientación de la rizogénesis en la estaca.

Cuadro 5 Efecto de la dosis de auxinas en el número de raíces en estacas de *Vitis vinifera L.*

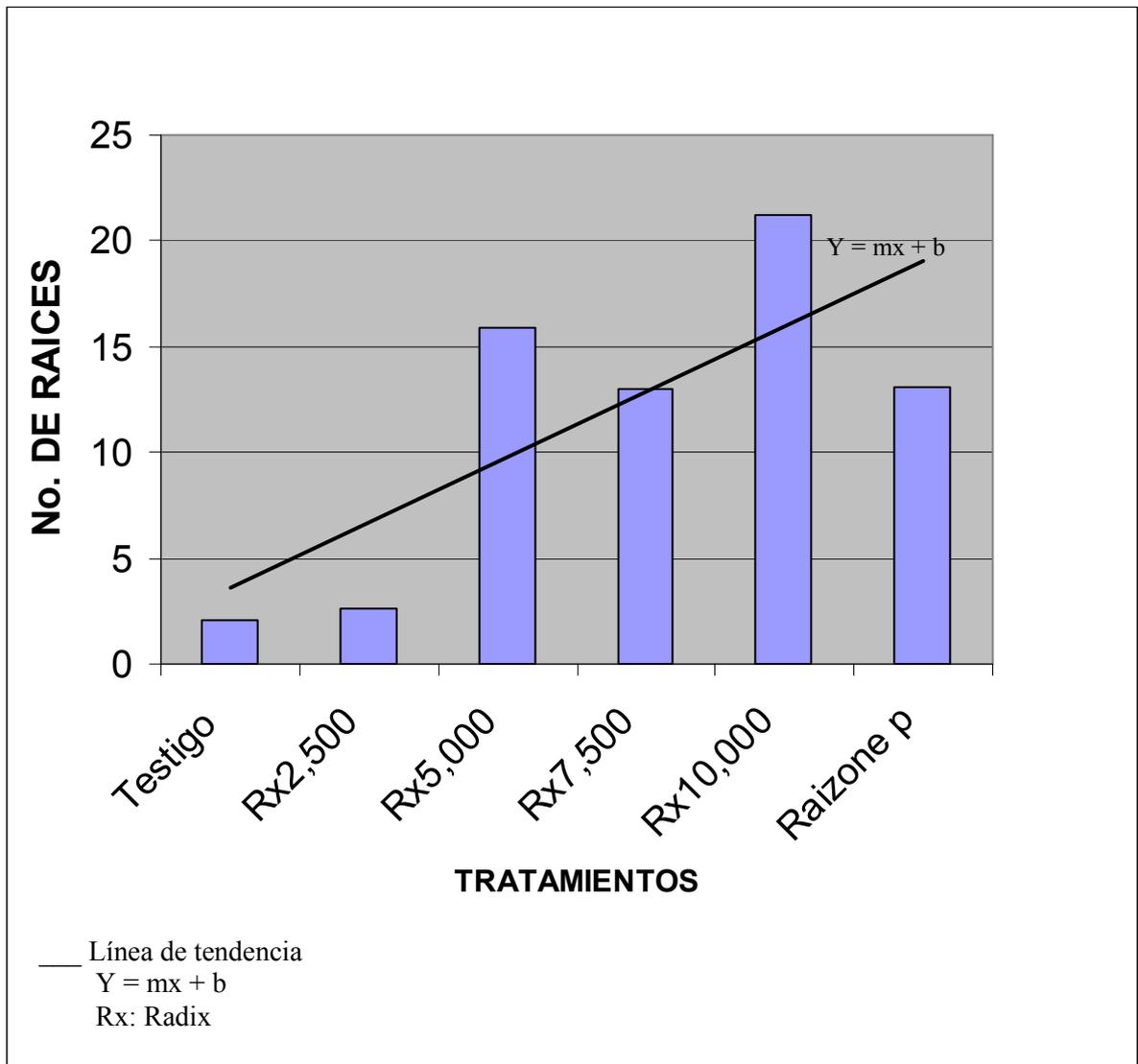
	Tratamiento	Número de Raíces / planta	Diferencia en % con respecto al testigo
T5	Radix 10,000	21.2a	904
T3	Radix 5,000	15.9a	657
T6	Raizone plus	13.1a	523
T4	Radix 7,500	13.0a	519
T2	Radix 2,500	2.6 b	23
T1	Testigo	2.1 b	
	Promedio	11.32	

A valores con la misma letra, son estadísticamente similares. DMS $\alpha=0.05$

Como no existe una correlación entre el enraizamiento y el número de raíces Cruz Pizarro (2006), propuso un método para medir calidad de enraizamiento que es el llamado Índice de enraizamiento compuesto por un producto del porcentaje de enraizamiento por número y por la longitud promedio de raíces formadas (Cuadro 7). En el cual se observó que la

calidad del enraizamiento es el resultado de tres variables y que el tratamiento con Radix 10, 000 obtuvo el valor mas alto con 7, 263.12, seguido por Radix 7,500 con 6,475.3, Raizone plus con 5,347.94, Radix 5,000 con 3,137.70 y con los mas bajos valores Radix 2, 500 con 202.8 y el Testigo con 91.37.

Gráfica N° 2 NUMERO PROMEDIO DE RAICES DE ESTACAS DE VID Malaga Roja CON DIFERENTES TRATAMIENTOS DE ENRAIZADORES COMERCIALES A BASE DE AUXINAS.



4.3 Longitud de raíces

La calidad del enraizamiento está constituido por las variables número de raíces y longitud de raíces, por ello se consideró medir la longitud de raíces de primer orden por estaca, porque son las más importantes; para ello sólo se utilizaron los promedios de éstas por cada tratamiento.

Los tratamientos que presentaron mayor longitud promedio de raíces, fueron Radix 7,500 con 8.5 cm, y Raizone plus con 8.4 cm seguidos de Radix 10,000 con 6.0 cm y Radix 5,000 con 4.6 cm y los tratamientos que menor longitud de raíces presentaron fueron el de Radix 2,500 y el testigo, de acuerdo a la línea de tendencia de la gráfica N° 3. Al respecto Acosta (1998), con estacas de higo y una concentración de Radix 10,000 obtuvo raíces con una longitud de 6.95cm, pero con concentraciones menores de auxinas como lo obtenido por Guevara (2000), con AIB 1,500 reportó raíces con una longitud de 39.9 cm en granada china y Sánchez (2006), con el cv 'Emperador Blanco' de vid y dosis de AIB 2,500 obtiene 90.21 cm y con AIA 5,000 obtuvo 23.56 cm de longitud promedio de raíces. Entonces de acuerdo a estos datos, al reducir la concentración de auxinas aumentó la longitud de las raíces, y podría ser viable utilizar sólo un tipo de compuesto y no la combinación de dos, como es el caso del producto comercial Radix.

El análisis estadístico para esta variable (Anexo 3) mostró que existieron diferencias estadísticas entre los tratamientos, lo que se observa a detalle en el cuadro 6, donde los tratamientos Radix 7,500 y Raizone plus tienen la mayor longitud de raíces, pero de manera general los resultados son variables entre los tratamientos, y el comportamiento en relación al uso de altas concentraciones de auxinas es de tendencia positiva, como lo vemos en la gráfica 3. Sin embargo la longitud de raíces de *Vitis vinifera* L en este experimento, es menor comparada con lo reportado por algunos de los autores ya mencionados y esto puede deberse a que en el proceso de formación de

raíces en la fase de Inducción, es necesaria una alta concentración de auxinas, pero en las fases de Iniciación y Crecimiento ésta es crítica porque inhibe este proceso (Hartmann y Kester, 1990), y una posible consecuencia pudo haber sido una longitud menor de raíces.

Pero también hay que considerar otros factores como lo es el estado fisiológico en el momento del enraice de las estacas, ya que se le asocia con el grado de sensibilidad que tienen los tejidos a la auxina (Kibbler, 2002), Además de que la planta cuente con un mecanismo tal que sea regulatorio en la producción de auxinas como lo es el caso de la enzima AIA-oxidasa, para que no se produzca una toxicidad en las estacas y por lo tanto no se complete o lleve a cabo todo el proceso de rizogénesis (Hartmann y Kester, 1990).

Entonces en este caso, se deduce que las altas concentraciones de auxinas favorecen el enraizamiento, sobre todo en el número de raíces, pero disminuyen la longitud de las mismas.

En el cuadro 6, se observa que la mayor respuesta a la longitud de raíces fue con el tratamiento Radix 7,500 que tiene una diferencia de 347%, Raizone plus tienen una diferencia con el testigo de 342%. El de Radix 10,000 tiene una diferencia de 215%, Radix 5,000 una diferencia de 142% y el de Radix 2,500 con 36% todos ellos respecto al testigo.

La relación que se observa entre las variables número de raíces y longitud de raíces, es que presentó una tendencia que: a mayor número de raíces también se obtiene mayor longitud de las mismas; lo que puede indicar que la competencia por la sobrevivencia tuvo un punto de equilibrio tal que las condiciones fueron propicias para formar raíces y a su vez incrementará la longitud de las mismas. Aunque el número de raíces no es condicionante para que presenten la mayor longitud.

Cuadro 6 Efecto de la dosis de auxinas en la longitud de raíces en estacas de *Vitis vinifera L.*

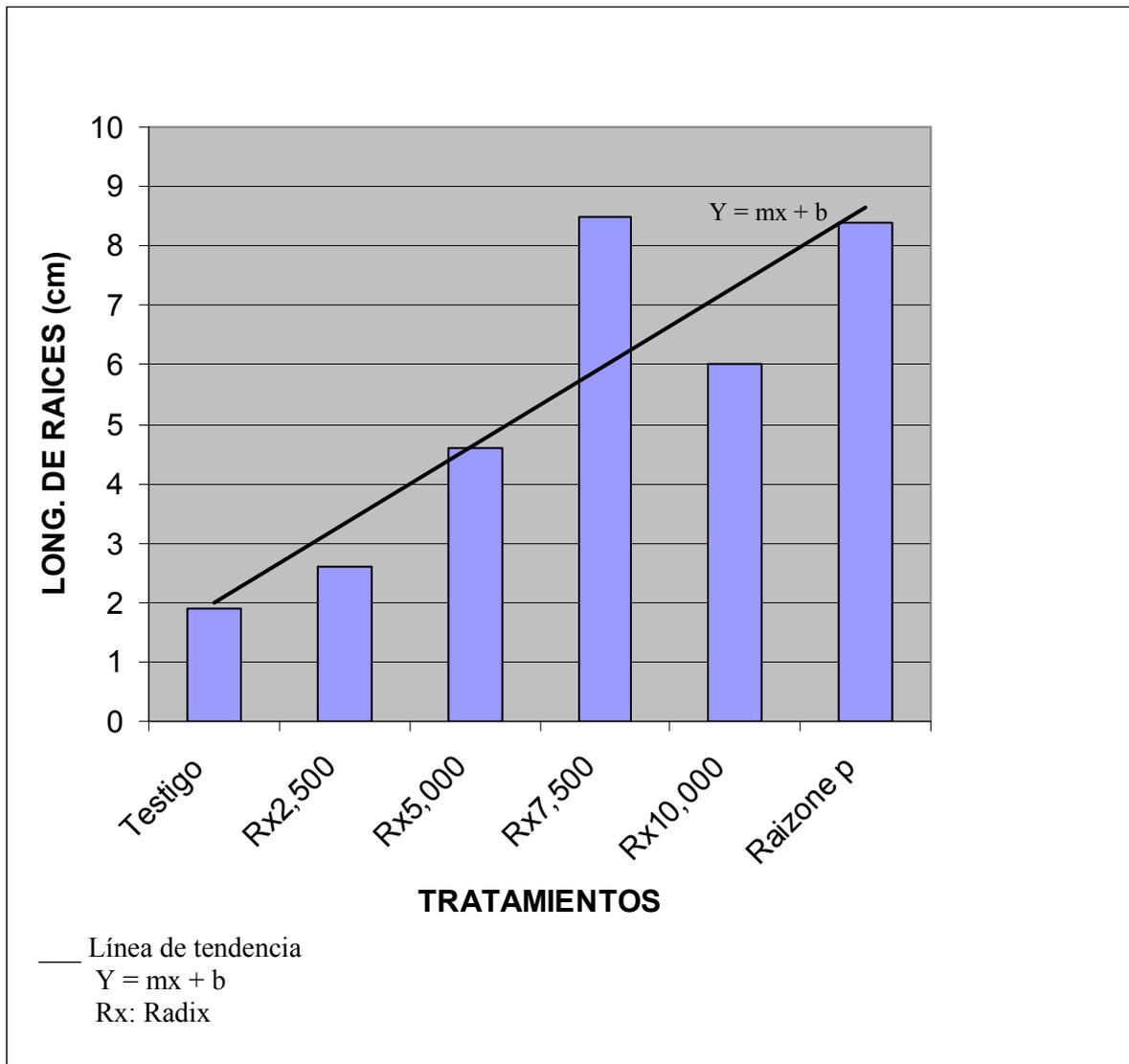
	Tratamiento	Long. de raíces / planta (cm)	Diferencia en % con respecto al testigo
T4	Radix 7,500	8.5a	347
T6	Raizone plus	8.4a	342
T5	Radix 10,000	6.0a	215
T3	Radix 5,000	4.6a	142
T2	Radix 2,500	2.6 b	36
T1	Testigo	1.9 b	
	Promedio	5.3	

A valores con la misma letra, son estadísticamente similares. DMS $\alpha=0.05$

Cuadro 7 Calidad de enraizamiento en estacas de *Vitis vinifera L.*

Concentración	Porcentaje de enraizamiento	Número promedio de raíces	Longitud promedio de raíces	Valor o índice de enraizamiento
10, 000 ppm	57.1	21.2	6.0	7,263.12
7, 500 ppm	58.6	13.0	8.5	6,475.30
Raizone plus	48.6	13.1	8.4	5,347.94
5, 000 ppm	42.9	15.9	4.6	3,137.70
2, 500 ppm	30.0	2.6	2.6	202.80
Testigo	22.9	2.1	1.9	91.37

Gráfica N° 3 LONGITUD PROMEDIO DE RAICES DE ESTACAS DE VID Malaga Roja CON DIFERENTES TRATAMIENTOS DE ENRAIZADORES COMERCIALES A BASE DE AUXINAS.



4.4 Porcentaje de brotación

Para esta variable, es importante señalar que las estacas se colectaron sin hojas en el letargo de la planta y el desarrollo foliar inició primero que el desarrollo radical. En general el promedio de brotación fue de 44.5% de estacas brotadas.

Pero hay que considerar que la brotación y el enraizamiento son procesos de acusada polaridad, ya que se llevan a cabo uno en la posición distal y la otra en la proximal del mismo (Salisbury y Ross, 1994), y por ello pudiera haber una correlación negativa entre ellas, ya que las auxinas tienen un transporte basipétalo y las citocininas acropétalo (Azcon-Bieto y Talón, 1993). Sin embargo, la brotación puede seguir a la rizogénesis o de forma inversa precederla, ya que de acuerdo a Margara (1988), existe la hipótesis en la que la presencia de uno de los órganos sería necesaria para la neoformación del otro, un ejemplo de ello sería que las primeras raíces formadas podrían sintetizar citocininas que son necesarias para el desarrollo de primordios foliares y de forma inversa las hojas nuevas producirían auxinas para la rizogénesis.

Entonces, en la brotación y el enraizamiento de *Vitis vinifera L.* hubo una correlación recíproca y positiva, dando como resultado un porcentaje igual o similar como se puede apreciar en la gráfica 4, ya que las hojas producen auxinas y carbohidratos que son traslocados a la base de la estaca, contribuyendo a la formación de raíces adventicias (Barceló, 2001). Esto fue comprobado por Fornioux (1997), en la misma especie donde demostró que la presencia de hojas adultas en las estacas estimuló la formación de raíces adventicias. Pero no todas las plantas responden de la misma manera, sino que hay que tomar en cuenta los factores que afectan el enraizamiento de estacas (Hartmann y Kester, 1990), puesto que Núñez (2001), reporta lo contrario que la presencia de yemas axilares en membrillo, durazno y tejocote

ocasionaron una respuesta antagónica en el enraizamiento de estas especies. Principalmente aquellos ligados a la conservación de la hoja o bien al mantenimiento de la brotación por el suministro de agua desde la raíz y su pérdida por la conductancia estomática.

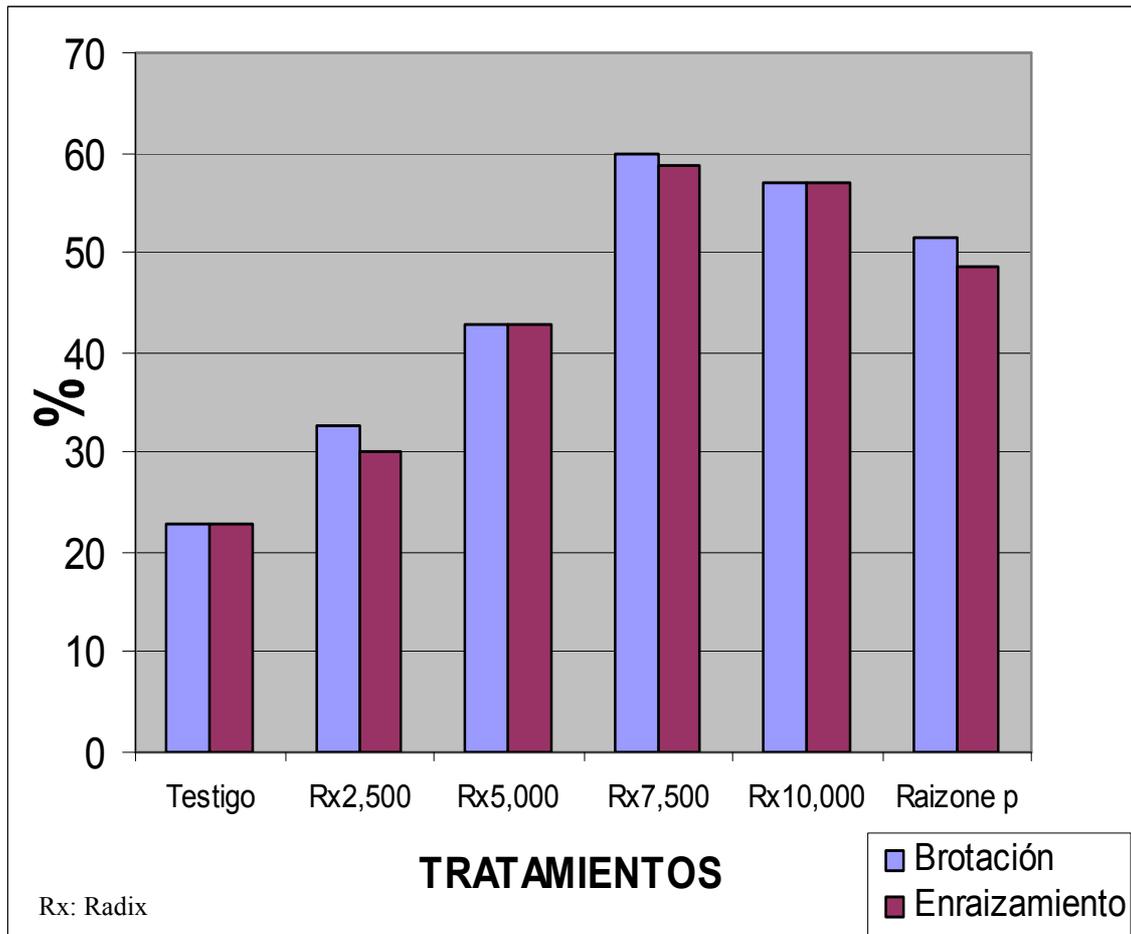
Ahora, con respecto a la dosis aplicada de auxinas, sí hay diferencias entre los tratamientos con respecto al tiempo para el inicio de la brotación en las estacas. En el cuadro 7 tenemos que a los 30 días del establecimiento de *Vitis vinifera L.*, se obtuvieron las primeras respuestas para brotación y posteriormente cada 15 días, donde se observa que en tratamientos donde se aplicó auxinas a partir de 5,000 ppm si hay estacas brotadas y mientras más alta es la dosis se presenta un mayor número de ellas, esta tendencia se mantuvo hasta la toma de los últimos datos. Por lo anterior se puede pensar, que hubo una relación óptima entre las concentraciones totales de citocininas y de auxinas exógenas y endógenas, en este caso particular.

Cuadro 8 Número de estacas brotadas en días contados a partir del establecimiento de *Vitis vinifera L.*

Tratamiento	30 días	45 días	60 días	75 días	% final
Testigo	0	2	4	8	22.9
Radix 2,500	0	3	7	11	32.8
Radix 5,000	1	5	9	15	42.9
Radix 7,500	2	6	12	21	60.0
Radix 10,000	10	12	18	20	57.1
Raizone plus	5	6	14	18	51.4

Promedio	44.5
----------	------

Gráfica N° 4 PORCENTAJE PROMEDIO DE ENRAIZAMIENTO Y BROTACION DE ESTACAS DE VID Malaga Roja CON DIFERENTES TRATAMIENTOS DE ENRAIZADORES COMERCIALES A BASE DE AUXINAS.



V. CONCLUSIONES

1. Es factible el enraizamiento de estacas de vid 'Malaga roja' ya que el promedio general fue de 43.3% de estacas enraizadas.
2. Las estacas de vid respondieron en forma positiva a la aplicación de productos comerciales que estimulan el enraizamiento en promedio (47.4%) comparado con el testigo (22.9%).
3. El máximo porcentaje de enraizamiento se obtuvo para Radix 7,500 con un 58.6 %, mientras que para el testigo solo presentó un 22.9 %.
4. El valor o índice de enraizamiento máximo que se compone de un producto del porcentaje por el número de raíces y longitud de estas, se obtuvo con Radix 10,000 y el tratamiento que menor valor presentó fue el testigo con 91.37.
5. Para la variable número de raíces, al aplicar enraizador comercial el promedio fue de 13.16 raíces por estaca, comparado con el testigo que fue de 2.1 raíces. La concentración de 10,000 ppm fue la mejor con 21.2 raíces por estaca.
6. Para la variable longitud de raíces con la aplicación de enraizadores comerciales, fue en promedio para las raíces primarias por estacas de 6.2 cm., comparado con el testigo que fue de 1.9 cm.
7. La mayor longitud de raíces no se obtuvo con la mayor concentración de auxinas sino con la concentración de 7,500 ppm con una longitud de 8.5 cm., seguido de Raizone plus con 8.4 cm de longitud.
8. En la variable porcentaje de brotación, se obtuvo un promedio general de 44.5% es decir mayor que el enraizamiento que fue del 43.3%, lo que indica que a pesar de que son dos procesos de acusada polaridad, hubo una

correlación positiva entre ambos ya que la formación de hojas representó un factor importante para la formación de raíces en la estaca.

9. La mayor respuesta al utilizar enraizadores comerciales fue con aquellos que tenían una mayor proporción en su composición de auxinas débiles (AIB), comparado con auxinas fuertes (ANA).

VI. ANEXOS

Anexo 1 ANOVA del Porcentaje de Enraizamiento

Fuente de variación	g.l	S.C	C.M	F. c.	F. t (%)
Total	41	28,933.33			0.5
Trat.	5	7,333.33	1,466.67	2.44 ^{NS}	0.1
Error	36	21,600	600		2.48
					3.58

Anexo 2 ANOVA del Número de Raíces

Fuente de variación	g.l	S.C	C.M	F. c.	F. t (%)
Total	41	6,277.15			0.5
Trat.	5	2,005.47	401.09	3.4*	0.1
Error	36	4,271.68	118.66		2.48
					3.58

Anexo 3 ANOVA de Longitud de Raíces

Fuente de variación	g.l	S.C	C.M	F. c.	F. t (%)
Total	41	1,069.92			0.5
Trat.	5	279.59	55.92	2.5*	0.1
Error	36	790.33	21.95		2.48
					3.58

VII. BIBLIOGRAFIA

- Acosta, O. A., 1998. Enraizamiento de estacas de higo (*Ficus carica* L). Tesis de licenciatura U. A. Chapingo, México 65 p.
- Álvarez A. J., 1991. La viña, la vid y el vino. Editorial Trillas. Primera edición., pp 29.
- Amador, C. O., 1997. Efecto del sexo, estacionalidad y el uso de promotores en el enraizamiento de estacas de *Ginkgo biloba* L. Tesis de licenciatura, U. A. Chapingo, México. 70 p.
- Acerca, 2002. Los Titanes del desierto. Revista Claridades Agropecuarias. Número 105., pp 6 – 36.
- Azcon-Bieto, J. y M. Talon, 1993. Fisiología y Bioquímica Vegetal. Editorial Interamericana Mc-Graw Hill, España., pp 285-295.
- Barceló A, 2001. Fisiología Vegetal. Ediciones Pirámide., pp 308-327.
- Bautista A. D., 1981. Efecto de algunos factores en el enraizamiento y brotación de la vid “criolla negra”. Instituto de la uva. Rev. Agronomía Tropical Vol. 31, pp 59-68.
- Berhe D. and Negash L., 1998. Asexual propagation of *Juniperus procera* from Ethiopia: a contribution to the conservation of African pencil cedar. Forest Ecology and Management, pp 179-190.
- Bidwell R. G. S. Fisiología Vegetal, 1993. Editorial AGT EDITOR S.A. Segunda reimpresión., pp 784.
- Bota J, Stasyk O, Flexas J. and Medrano H., 2004. Effect of water stress on partitioning of C-labell photosynthates in *Vitis vinifera* L. Rev. Fuctional Plant Biology No. 31, pp17.
- Boutherin D. y Gilbert B., 1989. Multiplicación de plantas hortícolas. Editorial Acribia, S.A., pp 223.
- Calderón A. E., 1991. Fruticultura General. Editorial Limusa. Tercera edición, pp 541-579.

- CIAN, 1988: Guía Técnica del Vitivinicultor. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias, pp 97-111.
- Coletto M. J., 1989. Crecimiento y Desarrollo de las Especies Frutales. Ediciones Mundi-prensa, pp 27-29.
- Denisen P. D., Edwin L, 1987. Fundamentos de Horticultura. Editorial Limusa, pp 207-220.
- Díaz M., 2002. Fisiología de árboles frutales. AGT Editor S. A. Primera edición, pp 1-50; 135-140 y 351-356.
- DVE, 1998. Manual Moderno del Fruticultor. Equipo Experto de Agrónomos. Editorial de Vecchi, pp 110-115.
- FAO, 2003. <http://www.fao.org>.
- Ferrer M. y Guarinoni A., 1991. Influencia del medio de enraizamiento y la fecha de extracción del material de propagación sobre la cantidad y calidad del barbado obtenido del portainjerto de vid SO4 (*Vitis riparia x Vitis berlandieri*) y determinación de un estado fenológico crítico. Boletín de Investigación No. 31. Uruguay, pp 1-11.
- Flores V. M. y Negrete D. O., 1991. Efecto del lesionado, concentración ácido indol-3-butírico y tiempo de inmersión sobre el enraizamiento de esquejes de *Gypsophyla paniculada*. Tesis Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán U.N.A.M. México, 93 p.
- Ford Y.Y., E. C. Bonham, R.W.F. Cameron, P.S. Blake, H.L. Judd and R.s. Harrison-Murray, 2001. Adventitious rooting; examining the role of auxin in an easy – and a difficult-to-root plant. Horticulture International, pp 149-159.
- Fournioux J. C., 1997. Adult leaves of grapevine cuttings stimulate rhizogenesis. Rev. *Vitis* 36(1), pp 49-50.

- Gil S., 1999. El Potencial Productivo (Crecimiento Vegetativo y Diseño de Huertos y Viñedos). Ediciones Universidad Católica de Chile. Editorial Alfa-omega. Segunda edición, pp 51-63; 140-157; y 197-202.
- Guevara, V. E., 2000. Enraizamiento de estacas de granada china con ácido indolbutírico y sustratos diferentes en Chapingo. Tesis U. A. Chapingo. México, 44 p.
- Hartmann H.T., y Kester D. E. and Davies F. T., 1990. Plant Propagation: Principles and Practices. 5th ed. Prentice-Hall, England Cliffs, New Jersey, pp 219 -360.
- Heede M., 1989. El estaquillado (Guía práctica de Multiplicación de las Plantas). Ediciones Mundi-prensa, pp 15-77.
- Hidalgo L., 1993. Tratado de Vitivinicultura. Ediciones Mundi-prensa. Impreso en España, pp 366-385.
- Hill L., 1985. La Reproducción de la Plantas Leñosas paso a paso. Ediciones Omega, pp 84-85.
- Kibbler M.E. and Williams R.R., 2002. Adventitious root formation in cuttings of *Backhousia citriodora* F. Muell: 2 Seasonal influences of temperature, rainfall, flowering and auxins on the stock plant. Agronomy Building, School of Rural Science and Agriculture, university of New England, Armidale, pp 1-18.
- Lovera B. S., 2000. Efecto de Radix y Raizone plus en la propagación de estacas de manzano (*Pyrus malus l*) var. Goleen delicious. Tesis Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán. U.N.A.M. México., 73 p.
- Macías A. y Hernández M. L., 1993. Manual de vitivinicultura. Editorial Trillas. Primera edición, pp 9, 22 y 25.
- Manzanos P. R., 1994. Enraizamiento de estacas de *Ginkgo biloba l.*, tratadas con diferentes enraizadores químicos de uso comercial. Tesis Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán U.N.A.M. México, 90 p.

- Margara J., 1988. Multiplicación Vegetativa y Cultivo in Vitro. Ediciones mundi-prensa, 229 p.
- Márquez, C. A., Robles, P.M., Armento C. R. y Valenzuela C. E., 2004. Diagnóstico de necesidades de investigación y transferencias de tecnología en la cadena de vid de mesa. Hilosm libro tec 1. INIFAP-SAGARPA-CIAD-FUNDACION PRODUCE., 110 p.
- Martínez J., Salazar D.M. y López I., 2003. Enraizamiento y brotación de portainjertos procedentes de vides americanas injertadas en la variedad de uva para vinificación Tempranillo (*Vitis vinifera* L.). Actas de Horticultura No. 39. X Congreso Nacional de Ciencias Hortícolas. Valencia España, pp 468.
- Marro M., 1989. Principios de viticultura. Ediciones ceae Baercelona España. Primera impresión, pp 57-59.
- Melgares J., Bañon S., Martínez J., Fernández J.A. y Blenzategui L., 2003. Influencia de diferentes temperaturas de sustratos y concentraciones de ácido indolbutírico en el esquejado de *Coriaria myrtifolia*. Actas de Horticultura No. 39. X Congreso Nacional de Ciencias Hortícolas. Valencia España, pp 522-524.
- Meza M. G., 1993. La vid en el olvido. Rev. Agrovisión México D.F., No. 5, pp 7-9.
- Nuñez C. C., 2001. Obtención de plantas a partir de estacas en verde del membrillero, durazno y tejocote, mediante el uso de auxinas. Tesis Universidad Autónoma Chapingo, pp 15-24 y 47.
- Ochoa, 2003. Enraizamiento de *Helichrysum stoechas* (L.) Moench con ácido indolbutírico. Actas de horticultura N° 39, pp. 525-526.
- Pidi, N., 1981. La multiplicación de las plantas. Editorial De Vecchi S.A., España, pp 83-98.

- Pierik R.L, 1990. Cultivo in Vitro de las plantas superiores. Ediciones Mundi-Prensa, pp 205-209.
- Piracicaba B, 1993. Efeito da época de estaquia, fitorreguladores e ácido bórico no enraizamento de estacas de porta-exertos de videira. Revista Scientia Agrícola Vol. 50 No. 1. pp 8-9.
- PLM, 1993. Diccionario de Especialidades Agroquímicas. Ediciones PLM S.A. de C.V. Cuarta edición, pp 549-550.
- Ramírez H., 2006. El uso de hormonas en la producción de cultivos hortícolas para exportación. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Saltillo Coahuila Méx, pp 19-20.
- Retamal P, 2004. Enraizamiento de estacas de tallo semileñoso de arandano (*Vaccinium corymbosum*) y maqui (*Aristotelia chilensis*). Actas de horticultura N° 39, pp 532 y 533.
- Rzedowski J., 1985. Flora fenerógamica del Valle de México. Primera edición Volumen II. Impreso en México, pp 93.
- Rodríguez S. F., 1982. Fertilizantes. AGT Editor S.A, pp 11-14.
- Salisbury F.B. y Ross C. W., 1994. Fisiología Vegetal. Grupo editorial Iberoamericana México, 759 p.
- Sánchez, S., 2006. Efecto del tipo y concentración de auxina en el enraizamiento de estacas de vid. Tesis de licenciatura. FES-Cuautitlán. 80p.
- SIAP, 2004. Servicio de Información y Estadística Agroalimentaria y Pesquera.
- Soberón JR., 2005. Cátedra de fitoquímica Universidad Nacional de Tucumán, Argentina, pp 112.
- Soto A. L., 1995. Efecto de diferentes dosis de AIB sobre el enraizamiento de *Ficus benjamína* L en diferentes épocas del año. Tesis de maestría. Colegio de Postgraduados México, 72 p.
- Stryer L, M. Jeremy Berg y John L. y Moczko, 2003. Bioquímica. Editorial Reverté, S.A. Quinta edición ,295 p.

Vivar v., 2003. Auxinas. Apuntes de la asignatura de Fisiología Vegetal.
Universidad de Chile.

Winkler A. J., 1981. Vitivinicultura. Compañía Editorial Continental S.A. de
C.V. México. Séptima impresión, pp 119-212.