

**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLÁN**

**“EFECTO DEL TIPO Y CONCENTRACION DE AUXINA,
EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS DE VID (*Vitis
vinifera L.*)”**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

INGENIERO AGRÍCOLA

P R E S E N T A:

SERGIO SÁNCHEZ RODRÍGUEZ

ASESOR: M. EN C. FRANCISCO CRUZ PIZARRO

CUAUTITLAN IZCALLI, EDO. DE MEX.

2006



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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.

AGRADECIMIENTOS:

- *Al profesor Francisco Cruz Pizarro, por la asesoría y dirección de este trabajo.*
- *Al profesor Jorge Altamira por su valiosa ayuda para el análisis estadístico y conclusión de este trabajo.*
- *Al profesor Edgar Ornelas por su valiosa colaboración en la realización del experimento y su apoyo durante toda la carrera.*
- *Al profesor Edvino J. Vega por su apoyo y colaboración para la realización de este proyecto, y su estímulo durante la carrera.*
- *Ya todas las demás personas que no nombré, pero que tuvieron parte importante en mi formación académica y en la realización de este experimento, tanto como profesores, amigos y familiares de una forma directa o indirecta.*

DEDICATORIAS:

La realización de este trabajo lo dedico:

- *A mi mamá, porque a pesar de todo siempre tuve su ánimo y apoyo para poder realizar con éxito este trabajo y todo lo que realizo.*
- *A mi abuelita porque siempre estuvo presente conmigo en las buenas y en las malas experiencias.*
- *A mis hermanos Armando, Vinicio, Arturo y Deyanira por su apoyo incondicional e insistencia para que terminara este proyecto y los demás.*
- *A Mark, por todo el apoyo incondicional, ánimo e insistencia para poder ser una mejor persona, terminar la carrera y poder lograr este trabajo.*

INDICE	Pág.
Índice de cuadros.....	ii
Índice de gráficas.....	ii
Índice de anexos.....	ii
Índice de figuras.....	ii
Resumen.....	iii
I. Introducción.....	1
1.1 Objetivos.....	2
1.2 Hipótesis.....	2
II. Revisión de literatura.....	3
2.1 Generalidades de la vid.....	3
2.1.1 Importancia de la uva.....	3
2.1.2 Problemática de la vid en México.....	4
2.2 Métodos de propagación vegetal.....	7
2.2.1 Reproducción sexual.....	7
2.2.2 Multiplicación vegetativa o asexual.....	8
2.3 Métodos de propagación de la vid.....	11
2.4 Factores que afectan el enraizamiento de las estacas.....	12
2.4.1 Selección de estacas (Consideraciones sobre la planta madre).....	12
2.4.2 Tratamiento de las estacas para su enraizamiento.....	19
2.4.3 Condiciones ambientales durante el enraizamiento.....	21
2.5 Fitoreguladores promotores del enraizamiento.....	25
2.5.1 Historia de los fitoreguladores.....	25
2.5.2 Características principales de las auxinas.....	26
2.5.3 Valoración de las auxinas.....	27
2.5.4 Función de las auxinas.....	27
2.5.5 Importancia de las auxinas.....	30
2.5.6 Biosíntesis de las auxinas.....	30
2.5.7 Transporte de las auxinas.....	31
2.5.8. Mecanismo de acción de las auxinas.....	32
2.6 Aspectos sobre el enraizamiento de estacas.....	35
III. Materiales y métodos.....	42
3.1 Ubicación.....	42
3.2 Diseño experimental.....	42
3.3 Material vegetal.....	42
3.4 Fitohormonas.....	42
3.5 Sustrato.....	43
3.6 Manejo del riego.....	43
3.7 Variables de estudio.....	43
IV. Resultados y discusión.....	45
4.1 Porcentaje de enraizamiento.....	45
4.2 Número de raíces por estaca.....	51
4.3 Longitud de raíces por estaca.....	56
4.4 Porcentaje de brotación vegetativa.....	62
V. Conclusiones.....	70
VI. Bibliografía.....	71
VII. Anexos.....	75

INDICE DE CUADROS	Pág.
Cuadro 1. Destino de la producción de uva.....	5
Cuadro 2. Tratamientos utilizados para el experimento.....	43
Cuadro 3. Porcentajes de enraizamiento de estacas de vid con diferente tipo y concentración de auxina.....	47
Cuadro 4. Número de raíces promedio por estaca de vid y por tratamiento.....	52
Cuadro 5. Longitud promedio de la suma de raíces por estaca para cada tratamiento expresada en cm.....	57
Cuadro 6. Porcentaje de brotación vegetativa para cada uno de los tratamientos.....	63

INDICE DE GRAFICAS	Pág.
Gráfica 1. Porcentaje de enraizamiento para estacas de vid utilizando AIA y AIB.....	46
Gráfica 2. Porcentaje de enraizamiento de estacas de vid utilizando AIB.....	48
Gráfica 3. Porcentaje de enraizamiento de estacas de vid utilizando AIA.....	50
Gráfica 4. Número de raíces primarias promedio por tratamiento utilizando AIB.....	53
Gráfica 5. Número de raíces primarias promedio por tratamiento utilizando AIA.....	55
Gráfica 6. Longitud promedio de raíces de primer orden por estaca utilizando AIB.....	59
Gráfica 7. Longitud promedio de raíces de primer orden por estaca utilizando AIA.....	61
Gráfica 8. Porcentaje de brotación vegetativa para cada una de las estacas por tratamiento.....	64
Gráfica 9. Porcentaje de brotación vegetativa utilizando AIA.....	66
Gráfica 10. Porcentaje de brotación vegetativa utilizando AIB.....	68

INDICE DE ANEXOS	Pág.
Anexo 1. Número de raíces de primer, segundo, tercer y cuarto orden para cada uno de los tratamientos.....	76
Anexo 2. ANOVA del numero de raíces primarias por estaca.....	76
Anexo 3. ANOVA de la longitud promedio de raíces primarias por estaca.....	76
Anexo 4. Resultados obtenidos por otros autores en el enraizamiento de estacas.....	77
Anexo 5. Cuadro-resumen de las variables evaluadas.....	78

INDICE DE FIGURAS	Pág.
Figura 1. Modelo de enraizamiento propuesto por Jarvis.....	28
Figura 2. Modelo de enraizamiento citado por Cruz-Pizarro.....	29

Resumen.

La presente investigación se realizó con el objetivo de lograr el enraizamiento de estacas de vid cv emperador blanco, con la aplicación de auxinas. Teniendo como primicia que en el establecimiento de plantaciones, es de particular interés el material vegetativo que se emplee en el mismo, ya que de la calidad de éste repercutirá en el desarrollo de la plantación. Permitiendo ofrecer a productores interesados material para establecimiento de plantaciones. Existen diversos métodos de propagación de plantas, los de tipo sexual a partir de una estructura especializada como la semilla y la multiplicación asexual o vegetativa que conduce a la clonación de la especie, teniendo como base la organogénesis vegetal para la neoformación de órganos como raíces (rizogénesis) y tallos (caulogénesis) ya sea por métodos tradicionales (estacas, acodos, injertos, división y/o separación) o avanzados como la micropropagación. Considerando que el suelo y clima determinan la adaptación de las especies vegetales, además del manejo que desarrolle en este caso el fruticultor.

En el caso del enraizamiento de estacas, para poder asegurar un mayor porcentaje de rizogénesis de las estacas, que es lo que nos interesa en nuestro caso, se utilizan fitoreguladores que promueven el enraizamiento, específicamente auxinas, ácido indolacético (AIA) y ácido indolbutírico (AIB); se utilizan auxinas porque está comprobado que las auxinas promueven la inducción radical de las estacas, hasta cierta concentración y en determinada fase de la formación de raíces, sin embargo después del límite de 50 mg/lt, y pasando a la fase de iniciación las auxinas producen inhibición del crecimiento y desarrollo de las raíces. El objetivo principal de este trabajo consiste en determinar si es factible enraizar estacas de vid del cv. 'Emperador blanco' utilizando fitoreguladores promotores del enraizamiento, y además buscar la concentración más adecuada para lograr un mayor porcentaje de enraizamiento, aún sin aplicar ninguna auxina. Para este trabajo se emplearon estacas de madera dura procedentes de la poda del año anterior de las plantas localizadas en el huerto de alta densidad del departamento de Ciencias Agrícolas de la FES Cuautitlán C-4, a las cuales se les hicieron incisiones en la base del tallo, y dos auxinas de nivel reactivo como fueron el AIA y el AIB, a diferentes concentraciones (2500, 5000, 7500 y 10000 ppm) contra un testigo.

El trabajo se llevó a cabo dentro del invernadero de propagación de plantas, durante 60 días a partir de la fecha en que se les aplicaron las auxinas, después de los cuales se hicieron las evaluaciones de las variables de estudio, que fueron, el porcentaje de enraizamiento, el número de raíces por estaca, la longitud de las raíces por estaca y el porcentaje de brotación vegetativa. El diseño experimental empleado fue completamente al azar, La unidad experimental de este experimento fue de una estaca tomando en cuenta 20 repeticiones y se realizó la comparación de medias.

Los resultados obtenidos en este experimento se compararon contra algunos experimentos realizados con anterioridad por otros investigadores que emplearon especies frutales semejantes a la vid, a las cuales aplicaron diferentes concentraciones de AIA y/o AIB, ya fueran solas o mezcladas con algún otro fitoregulador, para poder determinar cual era la concentración más adecuada para promover el mayor porcentaje de enraizamiento. Sin embargo, el porcentaje de enraizamiento no es lo más importante, aunque si sea determinante para un buen resultado del experimento; hay que tomar en cuenta también el número de raíces por estaca y la longitud que éstas tengan para poder determinar cual es la concentración que no sólo presenta el mayor porcentaje de enraizamiento, sino que además presente la más alta calidad del enraizamiento.

La concentración de auxinas que presentó el mayor porcentaje de enraizamiento fue la de 2,500 ppm tanto del AIA como del AIB, ambas con 60 %, mientras que la concentración que promovió el mayor número de raíces de primer orden por estaca fue el AIB a la concentración de 5,000 ppm con

19.85 raíces promedio de primer orden por estaca, la longitud de raíz más larga la causó la concentración de AIB a 2,500 ppm con 90.21 cm de longitud promedio por estaca y el mayor porcentaje de brotación vegetativa lo presentó la concentración de AIB a 2,500 ppm con 65 %.

Una parámetro para determinar cual es la mejor concentración, no sólo de promover el mayor porcentaje de enraizamiento, sino la calidad de éste, es dividir la longitud por estaca entre el número de raíces por estaca, dando un valor correspondiente a la calidad de enraizamiento.

Resumen

El trabajo consistió en observar el comportamiento de estacas de vid, las cuales fueron sometidas a diferentes tratamientos consistentes en diversas concentraciones de dos auxinas con pureza a nivel reactivo (AIA y AIB). La variedad de vid que se utilizó fue el cv Emperador Blanco, que se encuentra en el área de producción de la FES-Cuautitlán. Las estacas fueron obtenidas de la poda del año anterior y se seleccionaron para su enraizamiento. Se mantuvieron con humedad relativa alta y enveltas en papel periódico dentro de bolsas de polietileno y se mantuvieron en refrigeración para proporcionarles las condiciones óptimas para su enraizamiento; Las estacas fueron sacadas del frío después de 4 meses y estas fueron tratadas con una solución preparada con las auxinas a las diferentes concentraciones utilizadas, que fueron de 2500, 5000, 7500 y 10000 ppm, respectivamente para cada una de las auxinas y estas concentraciones fueron comparadas cada una entre sí y contra un testigo (sin auxinas).

El experimento tuvo una duración de 12 semanas, desde la selección de estacas de todo el paquete que se mantuvo en refrigeración, hasta la toma de datos, que fue cuando se sacaron del medio de enraizamiento para su evaluación individual, pero desde que se introdujeron a la solución hasta la toma de datos sólo fueron 8 semanas, durante las cuales permanecieron en el invernadero de cristal de propagación de plantas del área de producción de la FES-Cuautitlán C-4, donde fueron colocadas en charolas de plástico y utilizando como sustrato, una mezcla de aserrín, agrólita, peat-moss y vermiculita.

Las estacas se dispusieron en tratamientos de 20 estacas cada uno, a las estacas se les realizaron incisiones laterales desde la base hasta 2 cm arriba, para facilitar la penetración de las auxinas y también para facilitar la brotación de las raíces. Se pusieron dos tratamientos por charola. Las charolas se dispusieron aleatoriamente en el invernadero sobre las mesas, donde recibían los rayos del sol directamente y no estaba obstaculizado el suministro de luz y agua por ningún objeto.

La temperatura del invernadero se mantuvo con dos riegos al día, para evitar la deshidratación del sustrato se regaba directamente el sustrato en la mañana y por las tardes se realizaba un riego ligero en todo el suelo del invernadero para elevar la humedad relativa en el interior del invernadero.

La toma de datos de las estacas se realizó a los 60 días después de ser colocadas en el sustrato las estacas, después de todo este tiempo se contabilizó el porcentaje de estacas enraizadas para cada uno de los tratamientos, el número de raíces de primer orden hasta el cuarto orden en cada estaca, la longitud de cada una de las raíces presentes por estaca y el porcentaje de estacas que presentaban brotación de follaje.

Los resultados obtenidos en este experimento fueron analizados utilizando el programa estadístico de computadora llamado SAS, el cual realiza el análisis de varianza y las comparaciones entre cada una de las auxinas y entre cada uno de los tratamientos. El método utilizado en la comparación de medias es el de Tukey con un nivel de confianza del 95 %.

Para el análisis de resultados para las variables de número de raíces y longitud de raíces, sólo se consideraron las raíces de primer orden, puesto que estas son las principales para considerarse que una estaca realmente enraizó o no. En el caso de longitud de raíces se utilizó el modelo de Böhn.

Las estacas que presentaron el mejor resultado al enraizamiento fueron de los tratamientos de 2500 ppm para cada una de las auxinas, con 60 % para cada uno, mientras que el testigo sólo tuvo un 10 % de respuesta al enraizamiento. Sin embargo la auxina que presentó una mayor uniformidad en cuanto a la respuesta al enraizamiento fue el AIA.

Las estacas que presentaron el mayor número de raíces fueron las del tratamiento de 2500 ppm de AIB con un promedio cercano a las 7 raíces primarias por estaca, seguidas por las del tratamiento de 2500 ppm de AIA con un promedio de 5.7 raíces primarias por estaca, mientras que el testigo sólo obtuvo un promedio de 1.25 raíces primarias por estaca.

En cuanto a longitud de raíces las estacas del tratamiento de 5000 ppm de AIA fueron las que presentaron la mejor respuesta con una longitud promedio de 23.56 cm, que comparado con el testigo que sólo tuvo 8.85 cm de longitud por raíz en promedio, el tratamiento de 5000 ppm de AIA fue casi 4 veces superior.

Para el porcentaje de brotación las estacas del tratamiento de 2500 ppm de AIB tuvo un 65 % de brotación, seguido del tratamiento de 2500 ppm de AIA con 60 %, mientras que el testigo sólo presentó un 15 %.

I.- INTRODUCCION.

La vid (*Vitis vinifera L.*) es uno de los cultivos con mayor importancia a nivel mundial, de él se obtienen diversos productos alimenticios empezando por la fruta fresca, uva pasa, mermelada, jugo, vino, champaña, brandy y otros destilados, que generan una gran cantidad de empleos. La vid desde su establecimiento, hasta la comercialización del producto final, no importando cual sea, pasa por un procesamiento muy largo, el cual, en su mayoría se realiza manualmente, pues aún no hay máquinas tan precisas que puedan realizar las labores con tanto cuidado y calidad como lo realizan los humanos.

A pesar de que somos un país productor de uva y sus derivados, no se tiene un buen control del material vegetativo utilizado para las nuevas plantaciones, ya sea a causa de que proviene de otros países, sobre todo de nuestro vecino del norte, que muchas veces para poder ser comercializada la uva en fresco o como uva pasa debe comprarse la planta en viveros certificados de Estados Unidos de Norteamérica, sin embargo, muchas veces el material vegetativo, es decir las estacas o los barbados (estacas ya enraizadas) presentan problemas fitosanitarios, y además, puede no ser el material adecuado para nuestras condiciones climáticas por no estar adaptado a éstas.

En la mayoría de los casos todo el material vegetal que se obtiene para establecer nuevas plantaciones es proveniente de vecinos de la misma comunidad, que venden estacas resultantes de la poda anterior de sus plantaciones; sin embargo, como en el caso del material proveniente de EUA, no todo el material esta libre de enfermedades o alteraciones genéticas, pues aunque en la mayoría de los casos se siembra por estacas, la vid también puede sembrarse de semillas; este proceso es más largo y lento (juvenilidad) y tiene otro inconveniente que es la variabilidad genética, que es la variación en características de los hijos provenientes de esas semillas, todos salen con características muy diferentes a la de la planta que originó el fruto del cual se obtuvieron las semillas, pues estos hijos tendrán características de ambos padres, las cuales en muchos casos pueden llegar a ser indeseables para nuestros fines particulares, en la mayoría de los casos la reproducción de vid por semilla se hace únicamente con fines de investigación.

Es recomendable obtener plantas a partir de estacas, porque las plantas obtenidas a partir de éstas estacas tendrán las mismas características que la planta madre, lo que produce una población estrictamente semejante en todos los sentidos, pues todas son clones idénticos de la planta que se seleccionó por sus características fenotípicas y genotípicas.

Para el enraizamiento de las estacas, muchas veces se utilizan fitoreguladores de crecimiento para promover la formación de raíces y de esta forma asegurar un mayor porcentaje de enraizamiento de las estacas que se piensan propagar. Esto es muy importante, ya que de este proceso se deriva toda la producción, todo comienza con la obtención de nuevas plantas para generar nuevas plantaciones.

La finalidad de obtener este tipo de material vegetativo, es para poder ofrecer a los productores un producto de buena calidad, sano y sobre todo, tomado de plantas madres vigorosas, sanas, con buena producción, y en especial, ya adaptadas a las condiciones climáticas del país, tomando en cuenta las variedades y regiones que se quieran explotar con este tipo de cultivo; ya que existe una gran cantidad de variedades diferentes, para ser sembradas de acuerdo al destino final de la producción, que puede ser para consumo en fresco, jugo, mermelada, fruta seca o algún destilado.

1.1 Objetivos.

Objetivo General: Determinar si es factible el enraizamiento de estacas de vid de un año de edad del cv. "Emperador Blanco".

Objetivo Específico: Determinar el tipo y concentración de auxinas AIA y AIB que estimulan el enraizamiento de estacas de vid cv. "Emperador Blanco" de un año de edad, provenientes del área de producción de la FES-Cuautitlán, en Cuautitlán Estado de México.

1.2 Hipótesis.

Las estacas de vid mostrarán una mejor respuesta al enraizamiento en función de un determinado tipo y concentración de auxina.

II.- REVISION DE LITERATURA.

2.1 Generalidades de la vid.

La vid (*V. vinifera* L.), es una planta con una morfología bien definida, la forma de la raíz será de acuerdo a como haya sido propagada la planta, si se obtuvo de una semilla, la raíz es pivotante con numerosas raíces secundarias, pero si la planta se obtiene de forma vegetativa, las raíces principales serán 4 ó 5 de las cuales saldrán sus respectivas raíces secundarias, sin embargo este tipo de sistema radical es más lento en su desarrollo que la parte aérea de la planta. Las hojas nacen en los nudos de las ramificaciones, las flores de *V. vinifera*, son hermafroditas, y la inflorescencia es un racimo compuesto de pedúnculo, raquis, pedicelo y flores. El fruto está formado por pedicelo, haces fibrovasculares, semillas, pulpa y corteza, tiene dos semillas, aunque hay variedades que carecen de ellas (apirénicas).

La vid se adapta a diferentes condiciones climáticas, sin embargo los mejores climas son los templados, algo secos, con veranos largos e inviernos poco rigurosos, siendo la temperatura óptima para su desarrollo de 20 °C a 30 °C. El mejor clima para la vid, es aquel donde tenga un periodo de latencia o letargo mínimo de 4 meses. La vid requiere de suelos arenosos profundos o franco-arenosos, no soporta los suelos arcillosos por el exceso de fertilidad, pero requiere de suelos con buen drenaje y abundante agua de riego.

2.1.1 Importancia de la uva.

La vid, tiene una gran importancia económica, tanto por su superficie de siembra a nivel mundial, como por los empleos que genera, sin contar los grandes beneficios de ser un cultivo sumamente apreciado en todo el mundo y que llega a tener muy buenos precios en el mercado internacional. Hay 80 especies del género *Vitis*, sin embargo sólo *V. vinifera* L., es una especie europea, las demás corresponden al continente asiático y al americano, algunas de éstas son silvestres y no se les puede sacar mucho provecho.

La uva es originaria del Asia Menor, específicamente de la región del Cáucaso, parte de Rusia, Irán y la India, y de ahí se fue extendiendo a muchas regiones del mundo, siendo actualmente uno de los frutos de mayor importancia económica del mundo entero. En México, el cultivo de la uva (*V. vinifera*) se debe a la llegada de los españoles a América en el siglo XV, aunque se tienen conocimiento de que en el Nuevo Mundo ya existían algunas especies silvestres que eran utilizadas por los pueblos prehispánicos con fines medicinales y algunas veces eran secadas para producir pasas y consumirlas durante el invierno.

La Nueva España fue el primer territorio en América donde los españoles intentaron con éxito el cultivo de *V. vinifera*, y su desarrollo en los años posteriores se debió a la ordenanza de Hernán Cortés, de que todo aquel español que tuviese a su cargo indios sembrara vid y la otra fue que al tratar de cristianizar a todo el territorio, a medida que los misioneros se alejaban de los centros de abastecimiento de vino, era necesario tener su propia producción de vid para hacer vino, por lo cual se sembraba vid por todos lados. Sin embargo en 1595, por orden de la corona Española se prohíben las plantaciones de vid en la Nueva España por la competencia que creaba y que hizo perder mercado al vino español, (Infoaserca, 2002; Enciclopedia Terranova, 1995).

La uva es uno de los frutos más antiguos de los que el hombre tenga conocimiento, es probable que el primer uso que se le haya dado fuera como alimento, sin embargo una vez que se

descubrió la forma de hacer vino y fueron poco a poco reveladas sus propiedades, es posible que el mayor porcentaje de la producción fuera destinado a la elaboración del vino.

Tal vez el producto más importante a nivel mundial derivado de la vid sea el vino, la mayor parte de la producción mundial de uva es destinado a la producción de vino, ya sea blanco, tinto o rosado, seguido del brandy y la champaña, el resto se destina a los demás productos y al consumo de fruta fresca.

2.1.2 Problemática de la vid en México.

La problemática de la vid en México reside en factores bióticos y abióticos. Dentro de los factores bióticos se encuentran todos los causados por organismos que afectan la calidad, disminuyen el rendimiento o atacan la estructura permanente de la parra, como son la presencia de enfermedades (mildiu, enfermedad de Pierce, pudrición texana), insectos plaga (chicharrita, piojo harinoso, mosquita de la fruta), nemátodos en el suelo y malezas en los viñedos. Mientras que los factores abióticos los constituyen principalmente la ocurrencia de heladas fuera de temporada y condiciones de suelo (pH elevado o presencia de sales). Existen otros problemas que de una manera u otra han afectado a la vid en México, tales como problemas de comercialización, baja en el consumo nacional y mundial, falta de crédito, existencia de viticultoras subsidiadas a nivel mundial y el dumping.

La viticultura nacional se ha visto influenciada directamente por el comportamiento de la vid en el ámbito internacional, lo cual ha afectado de manera directa, la superficie sembrada de vid, el destino de la producción y la comercialización del producto final. Los países con mayor superficie sembrada de vid son: España, Italia, Francia y Turquía. Sin embargo en los últimos años países como Chile, Estados Unidos, China, Irán y Australia han crecido enormemente en su superficie sembrada de vid.

Por otro lado se encuentran los principales países consumidores de vino que son encabezados por Italia, Francia, Estados Unidos, Alemania y España. Los principales países importadores de vino son Alemania, Reino Unido, Francia, Estados Unidos y Rusia. Mientras que los principales países exportadores de vino son: Italia, Francia, España y Alemania, (Simposio, 2002).

Los principales exportadores de uva de mesa son: Chile, Italia, Estados Unidos, África del Sur y España.

Sin embargo los principales países productores no son los principales consumidores de este fruto tomando en cuenta todas las presentaciones.

Los principales estados productores de vid en México son: Sonora (29,900 has), Baja California Norte (4,500 has), Zacatecas (4,000 has), La Laguna (1,000 has), Aguascalientes (900 has), Chihuahua (400 has) y Guanajuato (300 has). De los cuales los principales destinos de estas uvas son (Cuadro 1).

Cuadro 1.- Porcentaje del total de la producción en relación a su destino.

ESTADO	PORCENTAJE DE DESTINO DE LA VID			
	MESA	DESTILADOS	VINO	JUGO
SONORA	50	50		
BAJA CALIFORNIA NORTE		30	70	
ZACATECAS	30	30	15	25
LA LAGUNA	30	70		
AGUASCALIENTES	20	50		30
CHIHUAHUA	10			90
GUANAJUATO	25		75	

Fuente: SAGARPA 1999

Hay tres tipos de uvas para diferentes destinos, la uva de mesa que es para consumo en fresco, la uva pasa que es uva semideshidratada; y la uva industrial, que se utiliza para la elaboración de vinos, jugos, mermeladas y destilados como el Brandy. En México se ha tenido durante los últimos 8 años ciertas variaciones en las superficies destinadas a la siembra de la vid, por ejemplo en 1995 se tenían registradas 10,353 has cosechadas de uva de mesa, sin embargo para el año 2000 esta superficie se ha incrementado a 17,713 has, debido a la facilidad que se le ha dado a los productos mexicanos de poder exportarse con los países del norte como EUA y Canadá, siendo este último ahora uno de nuestros principales clientes comerciales en este destino de la producción de uva de mesa que no pasa los controles de calidad de EUA pero que es de muy buena calidad. Como el principal mercado de la uva de mesa son los Estados Unidos de América, la ventaja principal de la uva de mesa mexicana es que como la cosecha de esta uva se obtiene antes que la producción de California, y en cuanto al mercado canadiense, resulta que para Chile no es muy redituable mandar la uva hasta Canadá, se aprovechan esas ventanas de comercialización, (Hernández, 2002; Infoaserca, 2002).

Pero esto no es del todo benéfico para México, ya que en el caso de la uva industrial se ha tenido un decremento del 11.9 % de la superficie cosechada de uva industrial desde el año de 1995 cuando se tenían registradas 31,539 has y para el año 2000 solo se contaban con 14,738 has. Esto se debe en gran parte a los tratados comerciales y alianzas estratégicas con otros países, lo que provoca que entren destilados en bruto y hasta productos terminados como vino y brandy a un precio muy bajo respecto a los producidos en México, lo que baja el precio de venta y por lo tanto baja el mercado de productos nacionales, esto en gran parte por las facilidades y subsidios que se otorgan a los productores en países como Estados Unidos, Francia, Chile e Italia entre otros.

Mientras que los productos nacionales son en su mayoría de un precio mayor a los importados, esto puede deberse a varios factores, que puede ser la comercialización de la uva por el productor teniendo esta que pasar en muchos casos por varios intermediarios, las políticas gubernamentales y las faltas de apoyo a los productores, lo que provoca que aumente el precio final de los derivados de uva nacionales, además nos encontramos con otro problema, en el caso del Brandy existen sustitutos de menor valor que provocan preferencias de consumo, por ejemplo el tequila, vodka, whisky y ron, entre otros, siendo estos los más representativos o consumidos; lo que provoca que al encontrarse el Brandy con un precio más alto que cualquiera de estos otros productos se prefiera consumir alguno de los sustitutos antes mencionados.

En el caso de los vinos no sucede lo mismo, si uno decide consumir vino solo hay que escoger si va a ser tinto, blanco o rosado, no existen sustitutos para el vino, pero provoca que se consuma la mayoría de las veces el vino de menor costo sin importar la procedencia o la calidad, (Hernández, 2002).

Para el caso de la uva pasa, en México se tienen bien definido desde la plantación el destino de la producción y las zonas productoras en base al clima y las variedades sembradas; En este tipo de uva no ha variado mucho la superficie cosechada encontrándose que para 1995 se tenían registradas 7,124 has mientras que para el año 2000 había 6,090. Aquí el problema es que realmente no se tiene una legislación completa y adecuada que contemple todos los aspectos que tienen que ver con los productos que entran a nuestro país y bajo que condiciones lo hacen, ya que en este tipo de productos se ha encontrado restos de heces fecales de humano y excrementos de rata, además de que por ser un producto semideshidratado tiene la facilidad de ser hospedero de un gran número de patógenos, como lo podrían ser larvas de insectos, virus, y hongos entre otros patógenos, (Hernández, 2002; Infoaserca, 2002).

Sin embargo, el problema que mayor importancia tiene para este trabajo se refiere a la obtención del material vegetativo y su manejo, para el establecimiento de plantaciones de vid o recuperación de viñedos. Para la mayoría de las variedades se tienen patentes internacionales que no pueden ser pasadas por alto y si uno quiere utilizar ese tipo de variedades, este material se debe de obtener en viveros certificados y con permiso de reproducir las variedades con patente, la mayoría de los viveros que producen las variedades que se utilizan en México se encuentran en California, USA. Lo que representa que los costos de estos materiales sean más caros y esto no garantiza que realmente sea un material de la más alta calidad, ya que aún en este tipo de material que entra al país se ha llegado a encontrar que viene infectado con la enfermedad de Pierce, que es producido por una bacteria (*Xylella fastidiosa*), con pudrición texana que es producida por un hongo (*Phymatotrichum omnivorum*) que es capaz de atacar a más de 2000 especies de plantas dicotiledóneas, lo que representa un gran riesgo para muchos cultivos en nuestro país, (Hernández, 2002).

Aunque no se tiene seguridad en cuanto a la calidad del material vegetal que entra al país, lo que se está haciendo actualmente por parte de los productores mexicanos es comprar solo una parte del material vegetativo en estos viveros certificados y el resto comprarlo con los mismos productores de la región con los cuales se conozca el estado y salud de sus viñedos, para garantizar lo más posible que el material sea lo más sano posible y de la mejor calidad, corriendo con esto un riesgo pero obteniendo así material de buena calidad y a un precio más económico. Otro grave problema es la dificultad para conseguir mano de obra, ya que este cultivo genera una gran cantidad de empleos, sin embargo el problema aquí reside en que la mayor parte de las zonas productoras de vid se encuentran en el norte de la república y por su proximidad con los Estados Unidos de América, la mayor parte de la fuerza laboral prefiere ir a trabajar al país vecino. Por mencionar solo un ejemplo, para producir 100 hectáreas de vid industrial se requieren aproximadamente de 7,000 jornales si la cosecha es a mano (mejor valor de la cosecha), para la uva de mesa aumenta a aproximadamente 25,000 jornales por la misma superficie, siendo similar para la uva pasa, sin embargo la mayoría de los jornaleros exigen igualdad de salario con lo que se les paga en EUA, por lo que sí en California se les paga un dólar o un dólar veinte por caja de uva, aquí se tiene que pagar lo mismo para evitar la migración a EUA, lo que representa un problema para conseguir gente y los costos se elevan demasiado, aunado a esto exigen otro tipo de apoyos como seguro social, gastos y otras prestaciones, y no obstante, si se les despide por no trabajar pueden demandar al dueño del viñedo, además de que aquí no se obtienen apoyos del gobierno para la producción, (Infoaserca, 2002).

En México se tienen bien establecidas las hectáreas destinadas a cada tipo de uva, sin embargo hay algunas variedades que pueden servir para dos o tres destinos de la producción, sin embargo las limitantes de la producción son los tipos de suelo, los climas que imperan en las zonas productoras y el mercado que se tenga pensado cubrir, pero es desde ahí donde comienzan los problemas, no se pueden sembrar todas las variedades en cualquier lugar, ni se puede usar cualquier variedad para todos los destinos. En México ya se tienen establecidas las variedades y las zonas productoras para cada tipo de uva y su destino, Por ejemplo en Sonora y específicamente en la región de Caborca se produce el 98% de la uva pasa de México; mientras que en otros lugares y hasta en otros países este tipo de uva es un subproducto de la uva de mesa, ya que los racimos que se quedan de la cosecha de uva de mesa se utilizan para este fin, sin tener realmente un cuidado especial para la elaboración de la pasa. Mientras que aquí se requiere pagar por el proceso, en otros países como Chile con tal de obtener la limpieza del viñedo y no tener que pagar por ello, le regalan a sus jornaleros los racimos sobrantes de la cosecha con los cuales ellos elaboran las pasas sin tener el menor control de calidad, por lo que su venta al broker es rápida y a un precio muy bajo, ya que para ellos, lo que ganen de esto es muy bueno, lo que resulta en que se han encontrado en pasas procedentes de Chile hasta heces fecales y excrementos de rata, (Infoaserca, 2002).

2.2 Métodos de propagación vegetal.

La propagación de plantas se divide en dos modalidades; la multiplicación asexual, llamada también vegetativa, y la reproducción sexual a través de la germinación. Aunque también hay que considerar la parasexualidad, como una imperfección o condición intermedia entre los dos tipos antes mencionados. La función principal de cualquier técnica de propagación para cualquier planta, es preservar un genotipo particular o población de genotipos que van a reproducir el particular tipo de planta que fue propagada. (Gil, 1999; Azcon-Bieto y Talon, 1993)

2.2.1 Reproducción sexual.

La reproducción sexual es el proceso por medio del cual las plantas se reproducen en la naturaleza, y también es uno de los métodos de propagación más eficientes y ampliamente usados para los cultivos. Se emplea la semilla formada por un esporofito primario, que es el principio físico de la reproducción sexual. La misma semilla, de cualquier modo, es el producto final de un proceso de crecimiento y desarrollo dentro de la planta madre. El ciclo de vida de una planta consiste de periodos consecutivos de crecimiento vegetativo y desarrollo reproductivo (formación de flores y frutos). (Devlin, 1982; Bidwell, 1979)

En la reproducción sexual se producen gametos haploides (masculinos y femeninos); El gameto masculino se fusiona con el gameto femenino en el proceso denominado fecundación, para dar lugar a un cigoto diploide, que se desarrolla en un individuo llamado esporofito, que producirá gametos haploides y el ciclo se repite. Así la generación diploide y haploide se alternan (alternancia de generaciones). La duración y el grado de desarrollo de cada una de estas fases varía dependiendo del tipo de planta, (Paniagua, 2002; Margara, 1988).

2.2.2 Multiplicación vegetativa o asexual.

La multiplicación vegetativa o asexual, consiste en la obtención de varios individuos a partir de una planta madre, obteniendo las características de la planta madre, ya sean productividad, sanidad, color, etc, siendo a veces únicamente necesarias unas cuantas células de esta planta

madre para la multiplicación, como lo es el caso del cultivo de tejidos, que con porciones del tejido de la planta se puede reproducir el tejido y el individuo completo. Así sucede con la práctica de plantar yemas, bulbillos, propágulos, coridios u órganos enteros que dan origen a un nuevo organismo, (Paniagua, 2002).

El proceso de multiplicación asexual tiene importancia en horticultura, porque la composición genética (genotipo) de la mayoría de los cultivares de los frutales y de las plantas ornamentales más valiosas, es generalmente heterocigoto y las características que distinguen a esos tipos, se pierden de inmediato al propagarlos por semilla, (Salisbury, 1994).

En general las plantas propagadas del mismo clón, son más o menos idénticas fenotípicamente, pero tipos específicos de variación pueden aparecer. Algunas variaciones resultan de los efectos del medio, edad, o condición fisiológica de la planta y no persiste durante la propagación vegetativa, sin embargo una variación genética, puede desarrollarse dentro del clón y persistir normalmente durante la propagación vegetativa. Este desarrollo primeramente debido a accidentes de división celular en la mitosis, puede producir un cambio permanente en el clón, esta llamada variación somática no puede ser separada fácilmente sólo por el fenotipo de la variación debida a otras causas, incluyendo la patológica, epigenética o la ambiental.

Un objetivo primario en la propagación de plantas es reproducir un cultivar específico. Los cambios somáticos u otros tipos de cambios permanentes pueden crear un serio problema para el propagador y son usualmente considerados como indeseables.

Existen varios métodos de multiplicación asexual, siendo los siguientes los más importantes según (Hartmann, 1990):

- El acodo
- El injerto
- El cultivo in vitro o micropropagación
- El hijuelo
- La estaca

1) El acodo: Hay varios tipos de acodo, siendo el más importante el acodo aéreo o chino, y que consiste en realizar en una rama todavía unida a la planta, un anillado para dejar al descubierto el xilema y el floema, se aplican fitohormonas para promover el enraizamiento, y se cubre con material que tenga una buena capacidad de retención de humedad, como puede ser el musgo o turba vegetal, envolviendo la sección del anillado con este material y polietileno para evitar la evaporación del agua y aislarlo del medio. Deben eliminarse las hojas que estorben en el manejo del acodo.

2) El injerto: Este método consta de unir dos materiales vegetales íntimamente, haciendo coincidir el cambium, de manera que estos materiales se soldan, permanecen unidas y continúan su vida dependiendo una de la otra para que pueda seguir el desarrollo de la planta, realizando una especie de simbiosis. Una de las partes forma el sistema radicular (patrón) y la otra parte forma la parte aérea (injerto), (Pidi, 1981).

3) La micropropagación: Por medio de este método se pueden obtener miles de plantas de una sola hoja, o cualquier otra parte de la planta, ya que consiste en tomar una pequeña parte de esta y ponerla en un medio nutritivo para que por medio de la diferenciación y desdiferenciación

celular se forme una nueva planta completa, el inconveniente de este método es la adaptación de las nuevas plantas al campo, (Margara, 1988).

4) El hijuelo: Este método es uno de los más sencillos y consiste en el aprovechamiento de los retoños que nacen junto a los troncos de los árboles, directamente de la raíz y emergen del suelo, solo es cuestión de separarlos con cuidado de la planta madre para que puedan ser aprovechados, (Calderón, 1985).

5) La estaca: Una estaca es un pedazo de material vegetativo que contiene toda la información genética necesaria para formar una planta idéntica a la madre (clón), hay diferentes tipos:

- Estacas de tallo.
 - Madera dura.
 - Madera semidura.
 - Madera suave o herbácea.
 - Estaca de caña.
- Estacas de raíz.
- Estacas de hoja.

Consiste en el corte de material vegetativo, ya sean porciones de brotes, ramas, raíces o de hojas, que después se colocan en un medio de suelo propicio, para lograr el enraizamiento y la brotación de la parte aérea. Las estacas de tallo son el más importante y mayormente usado tipo de estaca, en general estas pueden ser divididas en cuatro grupos, de madera dura, madera semidura, madera suave o herbácea y la estaca de caña. Cuando se preparan estacas de tallo, se obtiene una sección del tejido del tallo con yemas laterales o terminales. Típicamente las estacas se hacen de las puntas terminales de los brotes, generalmente de 8 a 13 cm y son removidas de la planta madre justo debajo de una hoja sana. Como una regla general, las estacas de tallo, excepto las de madera dura y las de caña, deben tener de 3 a 4 hojas para acelerar el enraizamiento. Las hojas del primer tercio basal de las estacas de tallo deben ser removidas. A la estaca provista de sistema radicular y yemas recibe el nombre de barbado, (Pidi, 1981).

Actualmente en fruticultura se utilizan solamente dos tipos de estacas: las de madera suave o tierna y las de madera dura que son las más utilizadas para frutales que tiene facilidad de enraizamiento, siendo las únicas que se usaban para este fin. Se considera de madera dura a una estaca que tiene por lo menos una temporada completa de crecimiento normal, que se ha detenido por el cambio estacional. Las estacas de madera tierna son aquellas que componen los brotes verdes y todavía con hojas, en proceso de crecimiento, succulentos y en plena actividad fisiológica, y que cuentan con 3 ó 4 yemas y hojas. Para el enraizamiento de este tipo de material, se requiere de una alta humedad atmosférica, alta humedad en el medio de enraice. Aunque también hay otro tipo de estacas, las llamadas semileñosas, que es intermedia entre las dos anteriores, pues estas son preparadas en verano, de madera relativamente madura. Se les dejan hojas en la punta recortadas, por lo que se manejan mejor bajo llovizna, pero menos frecuente que para las herbáceas. Este método se aplica en la propagación de especies siempre verdes como los cítricos y el olivo, (Calderón, 1985; Gil, 1999).

Según Calderón (1985) las especies se dividen por su facilidad o dificultad para enraizar y dependiendo de esto es el tipo de madera que se utiliza para su propagación:

- Frutales de fácil enraizamiento (madera dura):

Olivo, Membrillo, Ciruelo Spondia, Higuera, Ciruelo, Avellano, Vid, Granado

- Frutales de difícil enraizamiento (madera suave):
Manzano, Durazno, Naranja, Toronjo, Chabacano, Almendro, Híbrido durazno x almendro, Cerezo, Vid, Peral, Guayabo, Litchi, Aguacate.

Estos métodos de propagación son importantes porque permiten una multiplicación a gran escala de una planta individual dentro de algunas plantas separadas como la cantidad de material madre lo permita. Cada planta separada producida por tal medio es en la mayoría de los casos, genéticamente idéntico a la planta madre. La razón principal para usar estas técnicas de reproducción vegetativa es la de reproducir exactamente las características genéticas de una planta (también llamado clón), aunque puede haber ventajas adicionales desde el punto de vista del cultivo, (Pidi, 1981).

Los métodos de multiplicación asexual se fundamentan en la totipotencia vegetal, que es la capacidad de las células de contener toda la información genética necesaria para generar un organismo completo. La propagación asexual es posible porque cada célula de la planta contiene todos los genes necesarios para el crecimiento y desarrollo, y durante la división celular (mitosis) que ocurre durante el crecimiento y regeneración los genes son replicados en las células hijas. Los cromosomas producidos serán los mismos que los de la célula de los cuales ellos provienen, en consecuencia, las características de la nueva planta que crece serán las mismas como aquellas de la planta de la cual procede. La mitosis ocurre en puntos de crecimiento específicos, estos puntos son ápices de ramas, ápices de raíz, el cambium vascular, y las zonas intercalares. La mitosis también ocurre cuando los callos se forman sobre una parte de una planta lesionada, y cuando los nuevos puntos de crecimiento son iniciados en raíz y piezas de tallo. El parénquima calloso consiste en células nuevas proliferando en tejidos cortados, en respuesta al lesionado del tallo. Cuando los nuevos puntos de crecimiento son iniciados sobre una estructura vegetativa, como una raíz, tallo u hoja, ellos son referenciados como raíces adventicias o brotes adventicios. La mitosis es el proceso básico del crecimiento normal vegetativo, regeneración, y curación de heridas, lo cual hace posibles semejantes técnicas de propagación vegetativas como el estacado, el injertado, la estratificación, la separación y la división, (Paniagua, 2002; Azcon-Bieto y Talon, 1993; Salisbury, 1994).

2.3 Métodos de propagación de la vid.

La vid puede propagarse por semilla, agobio, estaca e injerto. La reproducción por semilla únicamente se utiliza para obtener nuevas variedades, el agobio solamente se utiliza para renovar una planta dentro de la misma plantación y consiste en el enraizamiento de un gajo, doblándolo y enterrándolo para su enraizamiento, pero el método de propagación más común para la vid es por estaca o por injerto. Las estacas deben provenir de vides productivas, sanas y de ramas jóvenes bien lignificadas, que provengan de una planta sin problemas nutricionales, que no sufra estrés hídrico, que tenga una buena sanidad, la sanidad de las estacas es indispensable para evitar muertes en el vivero y la propagación de la enfermedad a la plantación, la fecha de obtención de las estacas es de importancia también ya que deben ser cortadas cuando la relación Carbono/Nitrógeno no sea muy alta para ninguno de los dos elementos, de preferencia en la mañana cuando las estacas todavía están turgentes, esto en cuanto a la planta madre, sin embargo se debe tener cuidado en el vivero con el enraizamiento de las estacas para evitar enfermedades y pudriciones de raíz, esto se obtiene estableciendo las estacas en un sustrato que no tenga demasiada retención de humedad, pero tampoco que tenga un drenado muy rápido, para evitar la deshidratación de la raíz y de la parte aérea de la estaca, cuidando también la humedad relativa, (Calderón, 1985; Hartmann, 1990).

Se debe tener cuidado también con la humedad relativa del ambiente para evitar deshidratación de la parte aérea de las estacas y provocar su muerte. La longitud aconsejable para las estacas es de 25-35 cm., en la base de la estaca se hace el corte horizontal por debajo de un nudo, el corte superior debe ser en bisel, a unos 3 cm. del nudo. En el caso del injerto este solo se utiliza para mejorar la producción y evitar daños por patógenos utilizando patrones resistentes, en el caso de la vid europea (*Vitis vinifera*), se injerta sobre variedades americanas resistentes a filoxera, (Enciclopedia Terranova, 1995).

Para el caso de la vid es necesario cortar las estacas durante el periodo de reposo de la planta, cuando se hace la poda, el corte se recomienda hacerlo por debajo de uno de los nudos o sobre este, para tener una mejor respuesta al enraizamiento. Se seleccionan las estacas de las mejores plantas por sus características, las cuales son sometidas a bajas temperaturas para brindarles las condiciones fisiológicas apropiadas y así facilitar su enraizamiento.

El procedimiento de las estacas de vid involucra procesos de encallamiento, enraizamiento y brotación de yemas. Los tres procesos son independientes: el callo se origina de células situadas entre la región cambial y el floema adyacente, las raíces en su mayoría se originan de los tejidos cercanos al cambium interfascicular, tanto de nudo como de entrenudo, y se conoce que en la serie *Euvitis* no existen células preformadoras de raíz, ni se originan raíces a partir del callo. Además, se ha establecido que el proceso de brotación de las yemas precede al enraizamiento.

Generalmente se utilizan algunas prácticas culturales para aumentar el prendimiento, entre éstas se recomienda la hidratación de la base de la estaca, así como la inmersión total en agua de las estacas por periodos no mayores de 24 horas. En países de zona templada se colectan estacas a mediados del periodo invernal, almacenándose en ambientes refrigerados o no, algunas veces utilizando la estratificación en arena. Algunos autores lograron elevar el prendimiento y el volumen, tanto de follaje como de sistema radicular, utilizando la estratificación en arena a temperaturas de 10° a 15°C, igualmente almacenando las estacas a temperaturas altas 29° a 30°C, (Bautista, 1983).

2.4 Factores que afectan el enraizamiento de las estacas.

Según Cruz-Pizarro (2005), existen diversos factores que afectan el enraizamiento de estas estacas, como son:

2.4.1 Selección de estacas (Consideraciones sobre la planta madre)

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

- estrés hídrico
- temperatura
- luz (intensidad, fotoperíodo y calidad)
- etiolación
- fotosíntesis
- nivel nutrimental
- carbohidratos (reservas)
- anillado
- posición previa al corte

2.4.1.2 Rejuvenecimiento y condiciones de las plantas para su enraizamiento.

2.4.1.3 Tipo de madera seleccionada.

2.4.1.4 Crecimiento estacional de la especie a enraizar (época de corte).

2.4.1.5 Edad.

2.4.1.6 Raíces preformadas.

2.4.1.7 Especie.

2.4.2 Tratamiento de las estacas para su enraizamiento.

2.4.2.1 Almacenamiento.

2.4.2.2 Reguladores del crecimiento.

2.4.2.3 Nutrición mineral.

2.4.2.4 Movilización de nutrientes y aplicación de nebulización.

2.4.2.5 Aplicación de fungicidas.

2.4.2.6 Incisiones.

2.4.3 Condiciones ambientales durante el enraizamiento.

2.4.3.1 Aspectos hídricos.

2.4.3.2 Temperatura.

2.4.3.3 Luz.

2.4.3.4 Técnicas aceleradas de crecimiento.

2.4.3.5 Fotosíntesis en estacas.

2.4.3.6 Medio de enraizamiento.

2.4.1 Selección de estacas (Consideraciones sobre la planta madre).

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

- Estrés hídrico. - Es recomendable hacer la recolección de las estacas en la mañana temprano cuando aún están turgentes, ya que esto facilita el enraizamiento, además de que evita el stress hídrico que pueda sufrir la planta madre por el calor del día, si es que se cortan las estacas cuando el calor se encuentra en un grado mayor. Evitar el estrés por agua en las plantas madres o donadoras de estacas.
- Temperatura. - Al igual que en el apartado anterior, la hora del día durante la cual se cortan las estacas debe ser temprano, cuando la temperatura se encuentra en un rango aceptable.

- Luz (intensidad, fotoperiodo y calidad).- La luz es uno de los factores que contribuyen en la formación de raíces adventicias y la formación de yemas de las estacas. De estudios de enraizamiento de estacas de muchas especies, se han obtenido pruebas sólidas de que de plantas madres que han recibido luz de intensidad baja se obtienen estacas que enraízan mejor que aquellas tomadas de aquellas plantas madres que se han desarrollado bajo luz de alta intensidad. En conclusión, la mayoría de las especies prefiere poca intensidad de luz en las plantas madres.
- Etiolación.- Desde hace mucho tiempo se sabe que la práctica de inducir la etiolación, en la cual la intensidad de luz que se proporciona a las plantas madres o a cierto tejido que va a ser el sitio de iniciación de raíces adventicias es reducida a cero, o casi, es notablemente efectiva para aumentar la formación de raíces en tejidos de tallo. La luz tiene un efecto negativo en la iniciación de raíces, es posible que la luz interfiera con la acción estimuladora de la producción de raíces de la auxina endógena. Así, la influencia estimuladora de la ausencia de luz en los tejidos durante la iniciación de raíces (el efecto de etiolación) tal vez se pueda explicar por la fotoinactivación de un componente esencial en el complejo requerido para que se formen las iniciales de las raíces. Para estimular la formación de raíces por etiolación, se puede dejar que las ramas que se van a usar posteriormente para obtener estacas se desarrollen en completa oscuridad durante sus etapas iniciales, con lo cual adquirirán las características alargadas y blanquecinas de la etiolación. Las porciones basales de las ramas, donde se desarrollan las iniciales de raíces, se pueden mantener en estado de etiolación cubriéndolas con cinta adhesiva negra y la porción terminal foliosa de la rama se deja desarrollar en la luz, adquiriendo así un tipo normal de crecimiento. Una vez que las ramas han alcanzado la longitud suficiente se pueden cortar de inmediato o después de algún tiempo y colocarlas en una cama de enraizamiento.
- Fotosíntesis.- Se tienen pruebas de que el fotoperíodo en el cual crecen las plantas madres puede ejercer alguna influencia en el enraizamiento de las estacas que se tomen de ellas. Esto puede estar relacionado con la época del año en que se toman las estacas que redundan en la acumulación de carbohidratos, obteniéndose el mejor enraízamiento con fotoperíodos que fomenten el incremento de carbohidratos, aunque en algunos casos las estacas de mejor enraizamiento se han obtenido de plantas madres mantenidas en fotoperíodos cortos. En algunas especies, el fotoperíodo bajo el cual se efectúa este proceso puede afectar la iniciación de raíces, siendo, por lo general, más efectivos para ello los días largos o la iluminación continua, en comparación con los días cortos, aunque en otras especies no influye el fotoperíodo. Pero los resultados han sido contradictorios y es difícil hacer cualquier generalización.
- Nivel nutricional.- La nutrición mineral de la planta madre o donadora es de vital importancia, ya que de esta depende muchas veces el éxito del enraizamiento. Al mantener una buena nutrición la planta madre proporcionará material vegetativo con la acumulación de nutrientes suficientes para un buen enraizamiento. Una buena relación Carbono-Nitrógeno es fundamental para el enraizamiento, lo cual puede manipularse reduciendo las fertilizaciones nitrogenadas, lo que promueve la acumulación de carbohidratos, utilizar brotes laterales que tienen mayor

concentración de carbohidratos y menor vigor que los brotes terminales, tomar la base de los brotes laterales para una mejor respuesta. Todo esto tiene que ver con la posición y la parte del brote que se utilice por la concentración de nutrientes que se encuentra presente en ella, siendo mayor en la base y decreciendo conforme se acerca al ápice. En uva se comprobó que el elemento fundamental para el enraizamiento es el Nitrógeno, pues ante la ausencia de este había un enraizamiento mayor, sin embargo cuando se tenían deficiencias de Fósforo, Potasio, Magnesio o Calcio, el enraizamiento fue muy pobre.

- Carbohidratos (reservas).- La nutrición de la planta madre ejerce una fuerte influencia en el enraizamiento de las estacas que se tomen de ella, esto tiene que ver con la relación Carbono/Nitrógeno, la cual debe estar lo más nivelado posible, ya que los excesos de cualquiera de estos dos elementos pueden provocar un bajo porcentaje de enraizamiento o el nulo enraizamiento, ya que estacas con mucho Nitrógeno provocan muy bajos enraizamientos, al igual que estacas con un alto contenido de Carbono son muy duras, influye el contenido de auxinas, los cofactores de enraizamiento y el contenido de carbohidratos. Dado que una de las características del estado de reposo de los frutales de hoja caduca, en el almacenamiento en los tejidos de hidratos de carbono, principalmente almidones, es muy de desear que las estacas se corten una vez que en ellas existe esa acumulación, es decir, cuando han detenido su crecimiento y han comenzado el reposo invernal, si se cortan antes, el contenido de hidratos de carbono puede ser bajo y provocar una mala respuesta al enraizamiento, (Calderón, 1985; Hartmann, 1990).
- Anillado.- El anillado es una técnica bastante conocida y practicada por el efecto que provoca, ya que al interrumpir la movilización de metabolitos como carbohidratos, fitohormonas y otras sustancias, a través del tallo del tronco hacia la base, provenientes de las partes sintetizadoras de la planta, como son las ramas altas donde se encuentra la mayoría de las hojas; existe una acumulación de reservas importantes en la base de las ramas y en las estacas que se tomen justo arriba del anillado, siendo esta mayor en la parte baja que en la parte superior, disminuyendo conforme se acerca al ápice.
- Posición previa al corte.- La posición previa al corte que ocupe la rama o el brote que se utilizará como material de propagación dependerá para poder determinar el tipo de crecimiento que tendrán los clones o hijuelos procedentes de estas ramas o brotes. Si se emplean ramas con crecimiento vertical, lo más probable es que las plantas provenientes de estas estacas tengan un crecimiento vertical al igual que se predecesor, sin embargo si las ramas o brotes utilizados para la propagación son ramas laterales, lo más seguro es que las plantas provenientes de este tipo de estacas tengan un crecimiento horizontal. También es dependiente de la posición el éxito o fracaso del enraizamiento, debido a la concentración de auxinas y los factores de regeneración que explican la juvenilidad de ciertas partes de la planta.

En experimentos de enraizamiento de estacas de tallo utilizando diversas especies se ha observado un mejor enraizamiento en estacas tomadas de ramas laterales que de las tomadas de ramas terminales, sin embargo esta no es una condicionante, en ciertas especies de plantas propagadas por estacas enraizadas tomadas de ramas laterales pueden tener un habito de crecimiento indeseable (Hartmann, 1990).

Mientras que Grace (Citado por Fretz et al, 1979) llegó a la conclusión de que las estacas tomadas de ramas laterales de abeto noruego enraizaban mejor que las tomadas de ramas terminales, puede ser debido a que las ramas laterales producen flores masculinas, y las ramas terminales producen flores femeninas, y algunas ramas bajas de amplia expansión de algunas variedades tienen tendencia a acodarse. Esto sugiere que la juvenilidad y la capacidad para una fácil regeneración pueden ser inhibidos por agentes bioquímicos, los cuales causan la capacidad para reproducirse. Ya que la juvenilidad ocurre tanto en raíces como en ramas con crecimiento etiolado, quizá la producción de estos agentes bioquímicos está ausente en condiciones de oscuridad.

En algunas plantas leñosas las estacas de madera dura se hacen cortando ramas bastante largas y obteniendo de cada una de ellas de 4 a 8 estacas, se sabe que de la base a la punta de esas estacas existen marcadas diferencias en composición química, que originan variaciones en la producción de raíces entre las estacas tomadas de diferentes porciones de la rama, encontrándose en muchos casos que el mayor enraizamiento se obtiene de la porción basal de la misma. En plantas deciduas de las cuales se usan ramas suculentas para hacer estacas de madera suave existe una situación fisiológica completamente diferente, aquí no se encuentran acumulaciones de carbohidratos ni iniciales de raíz preformadas, el mejor enraizamiento de las puntas de las ramas puede ser explicado por la posibilidad de que tengan mayores concentraciones de sustancias endógenas promotoras del enraíce originadas en la yema terminal; también en las estacas terminales existe una menor diferenciación, habiendo más células que pueden volverse meristemáticas. Sin embargo, este factor es de poca importancia en estacas de especies que enraizan con facilidad, en las cuales se obtiene un enraizamiento completamente satisfactorio cualquiera que sea la posición que haya tenido la estaca en la rama, (Hartmann, 1990).

2.4.1.2 Rejuvenecimiento y condiciones de las plantas para su enraizamiento.

El cambio del estado juvenil al adulto no es igual al cambio de la fase vegetativa a la reproductiva del ciclo asexual, aunque esos dos cambios pueden estar correlacionados. En forma similar, el desarrollo de la senescencia es diferente a cualquiera de los fenómenos anteriores. Las fases juvenil y adulta pueden diferir entre sí en forma marcada, o puede haber sólo un desarrollo de transición de una a la otra. La forma de la hoja es un medio común para identificar los cambios de fase. En muchas plantas, como en los cítricos, peral, manzano y en *Acacia triacanta*, la fase juvenil se caracteriza por la falta de floración, el vigor excesivo y la presencia de espinas. Su fase adulta se distingue por la floración y fructificación, reducción en el vigor y carencia de espinas. A medida que la planta avanza en edad, se efectúa en las células somáticas (vegetativas) el cambio ontogenético de juvenil a adulto, produciendo diferencias en el meristemo apical de diferentes partes de la planta que se encuentran en periodos distintos de desarrollo. La mayoría de los estudios actuales sugieren que una planta debe alcanzar cierto tamaño antes de que se presente la fase adulta.

En consecuencia, los puntos de crecimiento producidos en diferentes partes de una planta específica, en la que se están efectuando esos cambios, pueden diferir de manera considerable en su edad ontogenética. Esto explica por qué una porción de cierta planta pueda estar en la fase juvenil y otra parte de la misma en la fase adulta.

Esto se puede explicar mediante las variaciones que sufren los clones obtenidos por estaca dependiendo del lugar de selección. La perífisis que es una variación fenotípica resultado del desarrollo y del ambiente, y que consiste en un efecto de un cambio ambiental sobre el propágulo dentro de las plantas progenie, pero sin causar un efecto permanente en la naturaleza genética de la planta. Otra fase de variación es la ciclófisis, una fase juvenil de desarrollo que sigue a la fase embrionaria, esta se define como el periodo inicial de crecimiento cuando los meristemas apicales no responden a estímulos internos o externos para comenzar la floración, Esta fase juvenil se caracteriza por tres criterios.

1. Falta de potencial para cambiar de un crecimiento vegetativo a una madurez reproductiva y la formación de flores.
2. Características morfológicas y fisiológicas específicas, incluyendo forma de hoja, ausencia de espinas, vigor y resistencia a enfermedades.
3. Una habilidad mayor de la fase juvenil, para regenerar raíces adventicias y brotes.

La fase juvenil esta expresada en distintos gradientes dentro de la estructura del plantón¹, la base de la planta es y permanece juvenil; la transición y la fase madura se desarrollan más tarde y a mayor altura en la planta. El resultado es una paradoja en términos de que, en esa parte de la planta más cercana a la base del árbol es más vieja en términos de una edad cronológica, pero es actualmente la más joven (más juvenil) en términos de edad biológica. Por otro lado, la periferia más externa de los tallos y ramas es el más viejo y más maduro en términos de edad biológica, pero es actualmente el más joven en edad cronológica.

El cambio de fases de juvenil a madura puede ocurrir gradualmente, con pequeños cambios fenotípicos obvios (homoblasto), o esto puede ocurrir abruptamente, con distintas diferencias entre ellos (heteroblasto).

La topófisis se define como el efecto de la posición sobre la planta del propágulo sobre el tipo de crecimiento vegetativo subsecuentemente mostrado por la progenie vegetativa. Las plantas de ciertas especies producidas por estacas tomadas de brotes verticales (ortótropo) producirán plantas en las cuales los brotes crecen verticalmente, plantas producidas de estacas tomadas de brotes laterales (plagiótropo), crecerán en una dirección horizontal.

Las yemas tomadas de la porción superior del mismo árbol pueden usarse para producir árboles de vivero que serán menos vigorosos, de corteza lisa, sin espinas y que florecen con rapidez. Mediante la selección adecuada del material de propagación obtenido de plántulas, es posible reproducir hayas con hojas persistentes (juveniles) o caducas (adultas). En consecuencia, las plantas propagadas de diferentes partes de la mayoría de las plantas injertadas o patrones, jóvenes o viejas, no muestran diferencias juveniles y de adulto. Sin embargo, a veces las características juveniles pueden persistir durante varias generaciones vegetativas, (Hartman, 1990).

Las estacas de tallo o de raíz tomadas en la fase de desarrollo juvenil del crecimiento, como se encuentran en las plántulas jóvenes, con frecuencia forman nuevas raíces con mucha mayor facilidad que aquellas tomadas de plántulas que están en la fase adulta de su desarrollo, ya sean procedentes de semilla o propagadas vegetativamente. Experimentos con diversas especies han demostrado que la capacidad de las estacas para formar raíces adventicias disminuye con el aumento de la edad de las plantas procedentes de semillas, en otras palabras, cuando la planta madre cambia de la fase juvenil a la fase adulta. La relación de la juvenilidad con el crecimiento

¹ Planta proveniente de una semilla.

de las raíces tal vez se pueda explicar por el incremento en la formación de inhibidores del enraizamiento a medida que la planta se hace vieja. Es posible que la reducción del potencial de enraizamiento con la edad sea resultado de una disminución del contenido de compuestos fenólicos, se ha postulado que los fenoles actúan como cofactores o sinergistas de la auxina en la iniciación de raíces, en ciertas plantas se observó que el contenido de fenoles era menor en las formas maduras que en las juveniles, (Jull et al, 1994).

La condición juvenil solo se encuentra en tejidos tales como los que se originan de plántulas jóvenes, de aquellos de la porción juvenil inferior de árboles adultos maduros, de los que se originan yemas adventicias (no latentes) de los tallos o aquellos que se han hecho revertir a su estado juvenil con tratamientos de giberelina o por injerto en madera juvenil. Los tejidos de plantas jóvenes propagadas de material tomado de plantas en la fase adulta no están en un verdadero estado juvenil. Muchos propagadores sugieren que la condición de juvenilidad es responsable por el hecho de que las estacas de madera suave tomadas de plantas jóvenes provenientes de semilla, enraízan más fácilmente que aquellas tomadas de plantas maduras de la misma especie. La localización exacta de la juvenilidad dentro de una planta donde la influencia juvenil dura el mayor tiempo y ejerce su mayor influencia, parece ser en la porción basal del tronco, extendiéndose en las raíces laterales, (Fretz et al, 1979).

2.4.1.3 Tipos de madera seleccionada.

Hay muchas alternativas para escoger el material a utilizar, que van desde estacas de ramas terminales muy suculentas del crecimiento en curso, hasta estacas leñosas de varios años de edad. Aquí al igual que en la mayoría de los factores afectan el enraizamiento de las estacas, es imposible establecer algún tipo de material que sea mejor para todas las plantas.

Lo que puede ser ideal para una planta, puede ser una falla en otra, sin embargo, se ha encontrado que lo que se aplica a ciertas especies o cultivares a menudo puede extenderse a otras especies o cultivares afines. Todo lo anterior se puede explicar por la estrecha relación que tiene la época de corte de las estacas, de acuerdo a su condición fisiológica, su condición morfológica y el tipo de brote del cual se trate. Esto tiene que ver con el hecho de que hay diferencias en las características de las estacas a obtener de acuerdo a la época de año en la cual se tomen, y que esta íntimamente relacionado con la especie o cultivar que se utilice; ya que existen ciertas características morfológicas, como la dureza de la rama de la cual se van a tomar las estacas, el tipo de brote que se ocupe, la condición fisiológica por la cual está atravesando la planta, en fin, esto se explicara más adelante. Existen diferencias entre especies que normalmente se propagan por semilla y de las cuales se han obtenido estacas, estas estacas presentan grandes diferencias entre sí para la formación de raíces.

- Madera floral o vegetativa.- En la mayoría de las plantas se pueden hacer estacas de ramas que estén en condición vegetativa o en floración, en especies de fácil enraizamiento hay poca diferencia en cuales se usen, pero en especies de enraizamiento difícil este puede ser un factor importante. La remoción de las yemas florales antes de poner a enraizar las estacas no aumentó el porcentaje de enraíce, indicando con ello que no es la presencia actual de yemas florales lo que inhibe el enraizamiento, sino más bien alguna condición fisiológica o anatómica previa asociada con la presencia de yemas florales. Aparentemente existe cierto antagonismo entre la regeneración vegetativa y la floración. Su base es probable que se encuentre en las relaciones de auxina, dado que se sabe que los contenidos elevados de ésta, que en las estacas de tallo son favorables para la iniciación de

raíces adventicias, tienden a inhibir la iniciación de las flores. A fin de que tengan la máxima capacidad de regeneración, las plantas madres deben estar en crecimiento vegetativo activo (y no haber entrado en estado de floración), una forma de conseguir esto es mantener las fuentes de estacas es decir las plantas madres como setos, para que siempre mantengan su crecimiento vigoroso y no florezcan, (Hartmann, 1990).

2.4.1.4 Crecimiento estacional de la especie a enraizar.

En algunos casos la estación del año puede tener enorme influencia en el enraizamiento, es posible hacer estacas en cualquier época del año. Sin embargo en muchos casos la época del año no es tan determinante con el estado fisiológico de la planta, tomando en cuenta que también depende de la condición de las yemas y del periodo de reposo que hayan tenido para obtener un enraizamiento exitoso. Esto explica que, si las estacas se toman de la planta madre y se plantan en el vivero inmediatamente a principios de la primavera, después de que el periodo de reposo de las yemas ha sido roto por el aumento de temperatura de la primavera, los resultados a menudo son una falla completa, ya que las yemas se abren con rapidez con el advenimiento de los días cálidos, las nuevas hojas en desarrollo empiezan a transpirar y a remover humedad de las estacas antes que éstas hayan tenido oportunidad de formar raíces y por ello mueren con rapidez.

En estacas de madera dura, es decir estacas que tienen más de un año de crecimiento, de especies deciduas es posible tomar y plantar las estacas en el otoño mientras las yemas están todavía en el periodo de reposo y formar las raíces y estar bien establecidas para la época en que las yemas se abren en primavera. Un periodo de almacenamiento previo a la plantación, cálido húmedo (15°C a 21°C), con frecuencia ayuda a la iniciación de raíces adventicias. Con estacas de madera suave, es decir estacas cuando mucho del año anterior, de especies deciduas, los mejores resultados en general se obtienen si las estacas se toman en primavera tan pronto como las hojas se han expandido por completo y las ramas han alcanzado cierto grado de madurez, lo que permite que todavía conserven una consistencia suave y flexibles, para poder ser manipuladas sin el temor de romperlas. En ocasiones se obtienen buenos resultados cuando las estacas de madera suave se toman de plantas que han empezado a crecer temprano en la primavera después de haberlas llevado a un invernadero. Para algunas especies la longitud del día (que cambia durante las estaciones), parece no ser un factor que explique la notable variabilidad estacional en el enraizamiento, (Hartmann, 1990).

2.4.1.5 Edad.

La edad de la planta madre puede variar dependiendo de la especie a propagar, sin embargo lo importante de todo esto no es la edad cronológica, sino la edad fisiológica de la planta en el momento del corte de las estacas. Esto tiene que ver con el factor de juvenilidad y el vigor de los brotes, tendiendo influencia en la cantidad de carbohidratos almacenados y en la cantidad de inhibidores o promotores del enraizamiento y su respuesta a la formación de raíces adventicias.

2.4.1.6 Raíces preformadas.

Las raíces adventicias son de dos tipos: raíces preformadas y raíces de herida (inducidas). Las raíces preformadas se forman naturalmente durante los primeros periodos de desarrollo del vástago, pudiendo emerger antes de la realización de estacas o permaneciendo en dormancia hasta que se realicen las mismas y sean colocadas en condiciones ambientales favorables. Las raíces de herida desarrollan sólo después que la estaca es cortada, por efecto de la herida

producida en la preparación de la misma. Estas raíces, son consideradas como formadas de novo (nueva formación), (Davies y Hartmann, 1988).

2.4.1.7 Especie.

Cada especie tiene sus propias características de respuesta a la propagación, dependiendo como ya se mencionó, de la edad fisiológica, de la cantidad de nutrientes almacenados, de la época de corte, de las prácticas recomendadas antes del corte para aumentar el éxito del enraizamiento, que no se puede generalizar, ya que lo que puede ser benéfico para una especie es contraproducente en otras, sin embargo si hay afinidad entre ciertas especies.

2.4.2 Tratamiento de las estacas para su enraizamiento.

2.4.2.1 Almacenamiento.

Sólo se deben coleccionar material de buena calidad para ser propagado, Esta comienza con la buena calidad de la planta madre. En general se recomienda un 100 % de humedad, y una temperatura tan baja como la especie pueda tolerar. Reducir el oxígeno y el etileno y elevar el contenido de CO₂ (cámara de atmósfera controlada), lo cual ayuda a mantener la capacidad de enraizamiento de las estacas. Todo depende de la cantidad de reservas acumuladas, su resistencia al frío y el grado de lignificación (dureza del material). La duración del almacenamiento, puede variar desde unos cuantos días, hasta varios meses.

2.4.2.2 Reguladores del crecimiento.

Los reguladores de crecimiento que favorecen el enraizamiento, pertenecen al grupo de las auxinas. El término auxina proviene del griego y significa crecer, y se producen en las partes de las plantas en fase de crecimiento activo y regulan muchos aspectos del desarrollo vegetal. Las auxinas estimulan la elongación o alargamiento de ciertas células e inhibiendo el crecimiento de otras, en función de la cantidad de auxina en el tejido vegetal y su distribución. La auxina se encuentra en toda la planta, pero las más altas concentraciones se localizan en las regiones meristemáticas de crecimiento activo, (Salisbury, 1994; Azcon-Bieto y Talon, 1993).

Westwood en 1978 (citado por Ramírez, 2000), menciona que el ácido indolacético (AIA) es la auxina natural, pero también auxinas sintéticas como el AIB (ácido indolbutírico) y el ANA (ácido naftalenacético) que son ampliamente utilizadas para promover el enraizamiento en las estacas.

Para obtener tallos adventicios en la propagación por estacas de hojas o de raíces, es necesario que junto con el desarrollo de raíces adventicias se obtenga la producción de yemas y ramas adventicias. Los tratamientos con alguna de las citocininas, como kinetina, BA, o PBA pueden resultar útiles, (Hartmann, 1990).

2.4.2.3 Nutrición mineral.

Para obtener un buen enraizamiento se ha encontrado que la adición de varios compuestos de nitrógeno, tanto orgánicos como inorgánicos, tienen un efecto benéfico en la respuesta del enraizamiento de las estacas. Las estacas sin hojas de *hibiscus*, tratadas con arginina o sulfato de amonio en combinación con sacarosa, fueron marcadamente estimuladas en la iniciación de raíces, siempre que también se les tratara con auxina. El hecho de que en ocasiones son efectivas concentraciones tan bajas como de 0.05 ppm, apoya la hipótesis de que el papel de

esos materiales nitrogenados puede ser intervenir en interacciones hormonales. El boro estimula la producción de raíces en las estacas, cuando menos de algunas plantas, debido generalmente a su estímulo del crecimiento más bien que a un efecto en la iniciación de raíces. El uso del boro en combinación con IBA, aumenta el porcentaje y la rapidez de enraíce, así como el número y la longitud de las raíces. Aparentemente se registró una acción sinérgica con el IBA, ya que el boro sólo, no tuvo ningún efecto, aunque no se conoce con precisión el mecanismo de acción del boro para estimular el enraizamiento, existen pruebas que apoyan la idea de que el boro actúa en procesos de oxidación, posiblemente incrementando la movilización de los ácidos cítricos e isocítricos, ricos en oxígeno, hacia los tejidos en enraizamiento.

2.4.2.4 Movilización de nutrientes y aplicación de nebulización.

Los sistemas de nebulización maximizan el V_{aire} por elevar la humedad ambiental. Los generadores de neblina producen gotas de agua muy finas de generalmente $< 20 \mu\text{m}$ de diámetro, las cuales permanecen suspendidas en el aire por largos periodos que maximizan la evaporación. Su proporción de superficie/volumen es alta, a fin de que la partícula de neblina finamente dividida, tenga una superficie más grande, lo cual también incrementa la evaporación. El medio de propagación no se enfría al mismo grado como con neblina, de esta manera, evitando temperaturas de enraizamiento sub-óptimas, y tal vez se necesite menos calor basal. Una desventaja de este sistema es un alto costo inicial y su mantenimiento. Los problemas de enfermedades en propagación son debidas a estrés hídrico y de temperatura.

2.4.2.5 Aplicación de fungicidas.

La iniciación de las raíces adventicias y la sobre vivencia de las estacas enraizadas son dos fases diferentes, a menudo las estacas enraizan, pero no sobre viven por mucho tiempo. Durante el enraizamiento e inmediatamente después de este, las estacas son atacadas por varios microorganismos. Los tratamientos con fungicidas dan cierta protección y mejoran la calidad de las raíces. Se ha tenido mucho éxito en el enraizamiento de estacas de especies de difícil enraizamiento, utilizando Captan (fungicida), mezclado con AIB, sacarosa, retardantes del crecimiento y cofactores de enraizamiento.

2.4.2.6 Incisiones.

La costumbre de practicar heridas superficiales en la base de las estacas, es benéfico para el enraizado de estacas de ciertas especies, en especial en las que tienen madera vieja en la base. Con frecuencia, después de las lesiones, la producción de callo y el desarrollo de raíces, es mayor en los márgenes de la herida. Es evidente que en esos casos se estimula a los tejidos heridos para que entren en división celular y a producir primordios radicales. Esto se debe a una acumulación natural de auxina y de carbohidratos en el área lesionada y a un incremento en la tasa de respiración. Además, los tejidos lesionados con las heridas son estimulados para que produzcan etileno, que también favorece la formación de raíces adventicias. Es probable que las estacas lesionadas absorban del medio más agua que las que no están, y que el lesionado permita que los tejidos que se encuentran en la base de la estaca efectúen una mayor absorción de los reguladores de crecimiento aplicados. En el tejido de tallo de ciertas especies existe un anillo esclerenquimatoso de células fibrosas duras en la corteza y externo al punto de origen de las raíces adventicias. Existe cierta evidencia de que las raíces de nueva formación tienen dificultad para penetrar en esa banda de células. Una herida superficial corta a través de ellas y tal vez así se permita que se haga con mayor facilidad la expulsión hacia fuera de las raíces en desarrollo.

2.4.3 Condiciones ambientales durante el enraizamiento.

2.4.3.1 Aspectos hídricos.

La humedad que puedan mantener las estacas es muy importante, y aunque la presencia de hojas en las estacas constituye un fuerte estímulo para la iniciación de raíces, la pérdida de agua por las hojas puede reducir el contenido de agua de las estacas a un nivel tal que ocasione su muerte antes de que pueda efectuarse la formación de raíces. Para lograr un buen enraizamiento de las estacas con hojas es esencial que éstas mantengan su turgencia y que tengan un potencial hídrico elevado.

En las estacas se ha interrumpido la provisión natural de agua de las raíces a las hojas, pero éstas todavía transpiran. En estacas de especies que enraízan con facilidad, la formación rápida de las raíces permite que la absorción de agua compense la que se evapora por las hojas, pero en especies de enraíce más lento, las pérdidas de agua por las hojas deben reducirse a una tasa muy baja para mantener la estaca viva hasta que forme raíces. Para reducir al mínimo la transpiración de las hojas, la presión del vapor de agua de la atmósfera que circunde a las hojas debe mantenerse casi igual a la existente en los espacios intercelulares del interior de la hoja.

Existen varios métodos con los que se puede reducir la pérdida de agua de las hojas de las estacas durante el enraizado, (Hartmann, 1990).

1. Enraizar las estacas en una estructura de propagación de vidrio (o de polietileno) cubierta, para hacer el efecto de un invernadero, dentro del cual, las condiciones de humedad y temperatura se mantienen elevadas por medio de esta cubierta, y se riegan constantemente, teniendo cuidado de que no se eleve mucho la temperatura por medio de sombreados, utilizando la nebulización como fuente de humedad y control de la temperatura.
2. Colocando sobre la cama de estacas que contenían hojas, una película delgada de polietileno, que toque directamente a las hojas y metiendo la película alrededor de los bordes de la cama. Si la cama se ha regado bien antes de colocar la película, y está situada en un sombreadero, las estacas enraizarán, especialmente en áreas de clima frío. Este método se ha usado extensamente y con bastante éxito en países como Holanda y Bélgica.
3. El empleo de propagación bajo niebla, en la cual las pérdidas de agua son reducidas por aspersiones de niebla de agua dirigidas a las hojas. Dicha aspersión reduce la temperatura de las hojas y mantiene alrededor de ellas una humedad relativa elevada.

2.4.3.2 Temperatura.

La temperatura juega un papel muy importante en el enraizamiento de estacas, la temperatura promedio óptima para propagación es de 18 a 25°C para especies de clima templado, y mayor a 7°C para especies de clima cálido. La temperatura del aire durante el día es entre 21 y 27°C, con temperaturas nocturnas cercanas a 15°C, las cuales son satisfactorias para el enraizamiento de estacas de la mayoría de especies de clima templado, aunque algunas enraízan mejor a temperaturas más bajas. Una temperatura del aire elevada, tiende a promover el desarrollo de las yemas antes que el desarrollo de las raíces e incrementa la pérdida de humedad por las hojas. La temperatura que los propagadores utilizan para el enraizamiento debe

ser probada para su sistema en particular y las especies a ser propagadas. La iniciación de raíces en estacas es guiada por la temperatura, pero el crecimiento subsiguiente de la raíz, es fuertemente dependiente de los carbohidratos disponibles. Es importante que las raíces se desarrollen antes que el tallo. En las camas de estacas, algún tipo de calentamiento controlado termostáticamente aplicado debajo de las estacas es benéfico para mantener la temperatura en la base de las mismas más altas que en las yemas, lo cual en muchos casos estimula el enraizamiento, (Hartmann, 1990).

2.4.3.3 Luz.

En todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis. En el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos de la luz en el enraizamiento pueden deberse a la intensidad, al fotoperiodo (longitud del día) y a la calidad de la luz. Esos efectos pueden ser ejercidos ya sea en las plantas madres de las que se toma el material o en las estacas mismas durante el proceso de enraizamiento.

La intensidad de la luz en que se hacen enraizar las propias estacas puede influir en el enraizamiento. Existe evidencia que demuestra que las estacas de algunas plantas enraizan mejor con una intensidad relativamente baja. Para la propagación de plantas la radiación fotosintética activa (PAR, por sus siglas en inglés), está medida en la amplitud de banda entre los 400 a 700 nanómetros (nm), como watts por metro cuadrado (W/m^2) con un sensor piranométrico o como $\mu mol\ m^{-2}\ s^{-1}$. Una irradiación muy alta ($174\ W/m^2$) daña las hojas de las estacas, retrasa el enraizamiento, y reduce el crecimiento de las raíces. Utilizando especies seleccionadas de climas templados bajo un sistema de propagación inglés, se encontró que los rangos aceptables de luz estaban entre 1.5 a 3.0 MJ/m^2 ó de 20 a 100 W/m^2 por día, aunque cada propagador necesita determinar cual es el rango de intensidad específico para su trabajo.

En algunas especies el fotoperiodo bajo el cual las estacas son enraizadas, puede afectar la iniciación del enraizamiento, días largos o iluminación continua, generalmente es más efectiva que los días cortos, aunque en otras especies el fotoperiodo no tiene influencia. La calidad de la luz, depende del rango del espectro de color en el que se encuentre. La radiación localizada en la región naranja-rojo en el espectro, parece favorecer el enraizamiento de estacas más que aquella localizada en la región azul, pero hay ciertos reportes de conflictos acerca de esta deliberación, (Hartman, 1990).

Se ha mostrado que los contenidos de ciertos inhibidores naturales del crecimiento son mayores en tejidos cultivados en la luz que en tejidos etiolados. Esos inhibidores pueden reducir el enraizamiento, aunque este efecto no ha sido demostrado. Una segunda teoría sugiere que aunque las plantas que crecen activamente bajo luz intensa a menudo contienen más auxinas nativas, ésta permanece en los puntos de crecimiento, dejando un contenido bajo en los tejidos basales que producen raíces. Una tercera teoría se basa en las relaciones que se sabe que existen entre el contenido de carbohidratos del tejido vegetal e iniciación de raíces, existiendo un contenido óptimo de ellos para que la auxina estimule el enraizamiento. En las estacas en etiolación, se encontró que durante el periodo de iniciación de raíces, en el sitio de etiolación había una concentración mayor de auxina endógena (IAA). Existen teorías de que compuestos fenólicos, interaccionando con auxinas estimulan la formación de raíces adventicias y también se ha mostrado que ciertos efectos de las auxinas son aumentados por compuestos fenólicos. Así, la influencia estimuladora de la ausencia de luz en los tejidos durante la iniciación de raíces (el

efecto de etiolación) tal vez se pueda explicar por la fotoinactivación de un componente esencial en el complejo requerido para que se formen las iniciales de las raíces.

Para estimular la formación de raíces por etiolación, se puede dejar que las ramas que se van a usar posteriormente para obtener estacas se desarrollen en completa oscuridad durante sus etapas iniciales, con lo cual adquirirán las características alargadas y blanquecinas de la etiolación. En algunas especies, el fotoperiodo bajo el cual se efectúa el proceso de enraizamiento puede afectar la iniciación de raíces, siendo, por lo general, más efectivos para ello los días largos o la iluminación continua, en comparación con los días cortos, aunque en otras especies no influye el fotoperiodo, pero los resultados han sido contradictorios y es difícil hacer cualquier generalización. Al parecer la radiación en el extremo rojo anaranjado del espectro, favorece el enraizamiento de las estacas, más que aquella de la región azul. Sin que sea esto totalmente determinante.

2.4.3.4 Técnicas aceleradas de crecimiento.

La industria silvícola ha desarrollado sistemas de crecimiento acelerado, para acelerar la producción de líneas provenientes de propágulos vegetativos y de propagación por semilla. Plantas leñosas perennes experimentan crecimiento cíclico, y muchas especies de árboles experimentan dormancia. Las líneas son crecidas con facilidades de cultivo protectoras, donde el fotoperiodo se extiende y el agua, la temperatura, el dióxido de carbono, la nutrición, las micorrizas, y el medio de crecimiento son optimizados para cada especie leñosa y para cada diferente fase de crecimiento. Este concepto también es usado para propagación de cultivos hortícolas, 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*.

2.4.3.5 Fotosíntesis en estacas.

La fotosíntesis de las estacas no es un requerimiento absoluto para la formación de raíces, esto se ha observado en estacas con hojas formando raíces cuando fueron colocadas en la oscuridad, y sin hojas, estacas leñosas no fotosintetizantes que enraizaban. Esto tiene que ver con la cantidad de carbohidratos almacenados, los cuales son importantes para el enraizamiento de las estacas. La cantidad de carbohidratos acumulados en la base de las estacas han sido correlacionados con la actividad fotosintética, pero los carbohidratos también se pueden almacenar en la porción superior de las estacas con hojas hasta después de que las raíces se han formado, (Paniagua, 2002; Salisbury, 1994; Hopkins, 1999).

La fotosíntesis en las estacas esta determinada por la cantidad de hojas que permanezcan en la estaca después de que esta fue tomada para su enraizamiento. Esto tiene que ver con la energía utilizada por la estaca para sus funciones principales, siendo importante que se realice la fotosíntesis para evitar desviar energía y compuestos nutritivos necesarios para el enraizamiento, hacia una zona a lo mejor con la misma importancia que la parte basal, pero que sin embargo puede satisfacer sus propias necesidades por medio de la fotosíntesis. Lo anterior nos indica que es conveniente dejar unas cuantas hojas en las estacas para promover la fotosíntesis y proveer de esta forma energía y nutrientes para la zona de demanda que en este caso sería la zona radicular de la estaca.

Sin embargo hay que tomar muy en cuenta que además de la luz necesaria para la fotosíntesis, se debe tener especial cuidado en la relación entre la temperatura del medio de enraizamiento y la temperatura ambiente, ya que si esta última es mayor que la primera, la energía y los compuestos nutritivos necesarios serán empleados en la formación de más follaje, lo que provocaría un bajo porcentaje de enraizamiento de las estacas. Se puede decir que la fotosíntesis en estacas es probablemente más importante después de que ha iniciado la formación de raíces y ayuda al desarrollo de las raíces y al más rápido crecimiento de una línea enraizada.

Se sabe que la tasa fotosintética máxima de plantas frutales en $\text{nmol CO}_2/\text{cm}^2$ hoja/s (equivalencia $10 \mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$) varía entre 0.44 y 26.2. Esto puede deberse además de diferencias específicas a la metodología de medición. La vid tiene una tasa fotosintética máxima de $1.24 \text{ nmol CO}_2/\text{cm}^2/\text{s}$. Como se mencionó anteriormente la eficiencia de uso de luz (CO_2 asimilado por W de radiación o por μmoles de flujo de fotones) aumenta linealmente con la temperatura. Una cierta inclinación de las hojas evita la intercepción total de luz, ellas reciben lo justo para saturarse, pero dejan pasar lo suficiente para saturar otro número igual de hojas, como ocurre en gramíneas; por el contrario, la posición horizontal es la peor en términos de distribución como en la vid. La fotosíntesis neta responde a la temperatura según las enzimas carboxiladoras y la actividad fotoquímica, en general el rango óptimo comprende entre los 20° y 30°C

La limitación impuesta por el anhídrido carbónico, ha sido demostrada en vid al aumentar el peso seco total y el rendimiento con elevación de su concentración (CO_2). La respuesta es dependiente de la temperatura y de la iluminación. A bajo nivel de radiación (10% del total) ocurre saturación con la concentración atmosférica de CO_2 ($=0.03\%=300\mu\text{L}/\text{L}$ o ppm), mientras que con plena radiación la saturación puede llegar a ocurrir con una concentración 4 veces mayor. La respuesta de una planta completa al CO_2 está estrechamente relacionada con la temperatura y la luz en la copa. En la vid, un incremento del CO_2 hasta $400 \mu\text{L}/\text{L}$ aumentó linealmente la tasa de fotosíntesis neta, tanto a 20°C como a 25°C y a 30°C de temperatura. En vid ocurre una brusca caída de la fotosíntesis, cuando el potencial hídrico de la hoja llega entre -1.2 y -1.4 MPa. El restablecimiento de la capacidad fotosintética de plantas sometidas a una aflicción extrema de agua, toma algún tiempo después del suministro de agua, siendo para el caso de vid hasta horas. (Gil, 1999)

2.4.3.6 Medio de enraizamiento.

El medio de enraizamiento tiene 4 funciones: (Hartmann, 1990)

- 1.- Mantener a las estacas en su lugar durante el periodo de enraizamiento.
- 2.- Proporcionar humedad a las estacas.
- 3.- Permitir la penetración del aire y su intercambio en la base de las estacas.
- 4.- Crear un ambiente oscuro u opaco que reduzca la luz en la base de la estaca.

Un medio de enraizamiento ideal proporciona suficiente porosidad para permitir buena aireación, ya que el oxígeno es importante para todas las plantas; tiene una alta capacidad de retención de agua, para evitar estrés por falta de agua y evitar la muerte de las estacas por sequía; pero permanece bien drenado, para evitar pudriciones o la entrada de organismos patógenos al medio que provoquen la muerte de las estacas; y está libre de organismos patógenos, para evitar pérdidas por muertes de las estacas. En base a la especie con la que se trabaje, o del tipo de raíces que se requieran, será el tipo de sustrato a utilizar, si se requiere profundidad se necesitará un sustrato con mayor drenaje para promover la elongación de las raíces hacia abajo

en busca de agua; pero si se requiere dispersión de las raíces, entonces es recomendable un sustrato que tenga mayor retención de humedad para promover la distribución de las raíces. Otra cuestión importante es el pH del sustrato, este debe ser para la mayoría de las especies de 7.0 ó lo más cercano a 7.0.

Para la mayoría de los experimentos se utilizan mezclas de sustratos para determinar igualmente cual de estas mezclas es la mejor, sin embargo también se comparan contra uno o varios de los componentes solos utilizados en estas mezclas, entre los más comunes se encuentran el tezontle, la agrolita, la arena de río, la vermiculita, el peat-moss (turba vegetal), cascarilla de arroz, cascarilla de café, y la germinaza (fibra de coco).

2.5 Fitoreguladores promotores del enraizamiento.

2.5.1 Historia de los Fitoreguladores.

Los fitoreguladores son moléculas orgánicas que se producen en una región de la planta y que normalmente se trasladan (o no) hacia otra región, en la cual se encargan de iniciar, terminar, acelerar o desacelerar un proceso, actuando a bajas concentraciones. Pertenecen a cinco grupos conocidos de compuestos que ocurren en forma natural, cada uno de los cuales exhibe propiedades fuertes de regulación del crecimiento en plantas. Se incluyen al etileno, auxinas, giberelinas, citocininas y el ácido abscísico, aunque existen otros, cada uno con su estructura particular y activos a muy bajas concentraciones dentro de la planta, los cuales se dividen en tres grupos:

1. Promotores del crecimiento: Auxinas, Citoquininas y Giberelinas
2. Inhibidores del crecimiento: Acido abcísico
3. Etileno

Los fitoreguladores promotores del enraizamiento por excelencia son las auxinas. Las auxinas fueron las primeras hormonas del crecimiento vegetal que se descubrieron, y su nombre proviene del griego y significa "crecer". El ácido indol-3-acético (AIA) es la forma predominante de las auxinas, pero existen otras auxinas indólicas en el interior de la planta. Se ha demostrado recientemente que existe más de una ruta de biosíntesis de ácido indol-3-acético (AIA), La existencia de auxinas fue demostrada por F. W. Went en 1928. Una sustancia estimulante del crecimiento de avena fue aislada de orina en 1934 por Kögl y Haagen-Smit. La sustancia activa fue identificada como ácido indol acético. En la práctica agrícola el AIA y sus análogos químicos estructurales todavía se utiliza de una forma empírica, a pesar de la antigüedad de su descubrimiento, (Hill, 1984; Malvenda, 2003; Thimann, 1995).

La Auxina es miembro de un grupo de hormonas vegetales; son sustancias naturales que se producen en las partes de las plantas en fase de crecimiento activo y regulan muchos aspectos del desarrollo vegetal. Afectan al crecimiento del tallo, las hojas y las raíces y al desarrollo de ramas laterales y frutos. Las auxinas influyen en el crecimiento de estos órganos vegetales estimulando la elongación o alargamiento de ciertas células e inhibiendo el crecimiento de otras, en función de la cantidad de auxina en el tejido vegetal y su distribución.

La principal auxina endógena es el ácido indol-3-acético (AIA). Es sintetizada en la planta a partir del L-triptofano, que puede estar libre o formando parte de proteínas. Por acción de una transaminasa se transforma en ácido indolpirúvico el cual se descarboxila por acción de una descarboxilasa formándose indol-acetaldehído. Luego actúa una oxidasa que lo transforma en

ácido indol acético. Existen otras vías de síntesis que conducen al compuesto mediante la formación intermedia de triptamina, o bien mediante un intermediario nitrílico. El AIA se puede transformar en ácido indol butírico por acción de una sintasa. Hay evidencias de una biosíntesis de AIA independiente de L-triptofano (cuyos precursores son el indol y el indol-3-glicerol fosfato) en una planta mutante de maíz. Se comprobó que a pesar de que la mutante tiene 1/7 parte de triptofano que la cepa salvaje, tiene 50 veces más AIA que el maíz salvaje, (Davies, 1988; Lucas, 2002).

2.5.2 Características principales de las auxinas.

Las auxinas actúan a bajas concentraciones, y pueden ser tóxicas a concentraciones elevadas. Esta toxicidad generalmente ocurre entre los 25 a 50 mg/L. Aunque la auxina se encuentra en toda la planta, las más altas concentraciones se localizan en las regiones meristemáticas en crecimiento activo, y pueden presentarse como molécula libre o de forma conjugada inactiva, esto quiere decir, que cuando se encuentra conjugada es porque se encuentra metabólicamente unida a otros compuestos de bajo peso molecular, aunque este proceso parece ser reversible. La concentración de auxina libre en las plantas varía de 1 a 100 mg/kg de peso fresco. Una característica de las auxinas es la fuerte polaridad exhibida en su transporte a través de la planta, la auxina es transportada por medio de un mecanismo dependiente de energía, alejándose en forma basipétala desde el punto apical de la planta hacia su base. Este flujo de auxina reprime el desarrollo de brotes axilares laterales a lo largo del tallo, manteniendo de esta forma la dominancia apical. El movimiento de la auxina fuera de la lámina foliar hacia la base del pecíolo parece también prevenir la abscisión. En algunos tejidos las auxinas controlan la división celular, como sucede en el cambium. Si a tallos decapitados de *Coleus* se les aplica AIA, el número de elementos de xilema que se forman es proporcional a la cantidad de AIA aplicado, (Lucas, 2002; Scheffer, 2001; Epstein & Zilka, 1993; Opatna, 1995).

Las condiciones medioambientales externas determinan la velocidad con que se utiliza el AIA, ya que la velocidad de crecimiento de la planta se modifica de acuerdo a su medio ambiente particular. Una característica sorprendente de la auxina es la fuerte polaridad exhibida en su transporte a través de la planta. La auxina se transporta de forma basipétala desde el punto apical de la planta hacia su base, lo que evita el desarrollo de brotes axilares laterales a lo largo del tallo, manteniendo de esta forma la dominancia apical. El movimiento de la auxina fuera de la lámina foliar hacia la base del pecíolo parece también prevenir la abscisión, (Soberón, 2005; Malvenda, 2003)

2.5.3 Valoración de las auxinas.

Los trabajos de Thimann pusieron de manifiesto que las auxinas se encuentran en la planta en tres formas una de fácil extracción por métodos de difusión, otro algo más difícil de extraer que requiere el empleo de solventes orgánicos y, por último, una tercera forma de auxina cuya extracción requiere métodos enérgicos, como puede ser hidrólisis con NaOH o el empleo de enzimas proteolíticas.

De aquí surgió el concepto de auxina ligada, de tal forma que ésta sería la auxina fisiológicamente activa, mientras que la auxina que se extrae por difusión sería el exceso que se encuentra en equilibrio con la auxina combinada. El hecho de que la auxina se encuentra bajo diferentes formas hace pensar que la auxina combinada puede encontrarse en dos o más formas activas uniéndose la molécula de AIA a péptidos de cadena suficientemente larga para hacerla insoluble o asociada formando glicósidos. Existen también auxinas sintéticas como ácido

indenoacético, el ácido 2-benzofuranacético, el ácido 3-benzofuranacético, el ácido naftalenacético y una serie de compuestos. Posteriormente, se vio que otros compuestos que poseían anillo indólico también resultaban activos, como el ácido 3-indolpirúvico, y el ácido indolbutírico derivados del naftaleno como el ácido naftil-1-acético y el ácido naftoxi-2-acético, (Lucas 2002; Davies, 1988).

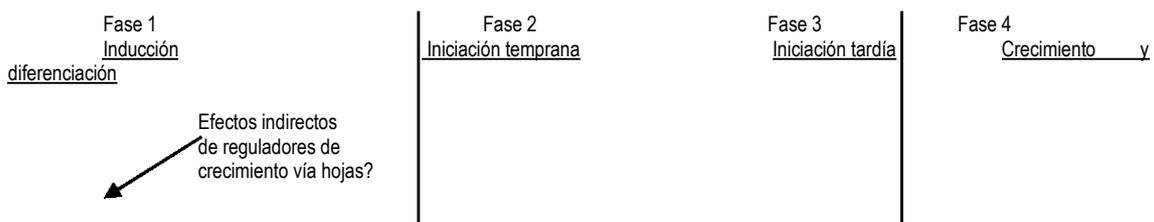
2.5.4 Función de las auxinas.

En algunos tejidos, las auxinas controlan la división celular, como sucede en el cambium. Si a tallos decapitados de *Coleus* se les aplica AIA, el número de elementos de xilema que se forman es proporcional a la cantidad de AIA aplicado. El desarrollo de las técnicas de cultivo de tejidos fue posible gracias a la acción de las auxinas sobre la división celular. Así, un trozo de zanahoria colocado en un medio de cultivo sin auxinas, sufre unas cuantas divisiones y se muere, pero si se añade AIA a una concentración de $10^{-6}M$ se dividen las células de forma rápida y puede durar muchos años, (Davies, 1988; Lucas, 2002; Scheffer, 2001).

Los principales procesos orgánicos que controla las auxinas son: iniciación de la radícula y raíces adventicias, retención de flores y frutos, paso de flor a fruto, juventud del follaje (interacción compleja) y tropismos. Las auxinas a bajas concentraciones estimulan el metabolismo y desarrollo y a concentraciones altas la deprimen. Las auxinas intervienen el proceso de rizogénesis, que está íntimamente ligado con la división celular, siendo práctica normal en horticultura y, sobre todo, en los viveros, aplicar auxinas a los esquejes para favorecer el enraizamiento, (Lucas, 2002; Maluenda, 2003; Scheffer, 2001).

Según Maluenda (2003), las auxinas intervienen básicamente en dos estados del enraizamiento:

- El primero, en el cual se forman los meristemas radicales, estado inicial de su crecimiento. Este a su vez se puede dividir en un estado activo de acción de las auxinas en el cual debe haber una continua presencia de auxinas, pudiendo estas venir de los brotes terminales o laterales o de una aplicación externa, y una segunda etapa, la cual se puede denominar como de auxinas inactivas, ya que estas están presentes en la raíz cuatro días más pero no tienen ningún efecto adverso en su formación.
- En la segunda etapa se da la elongación de los primordios radicales; en esta, la nueva raíz atraviesa la corteza hasta emerger de la epidermis del tallo, para esto un sistema vascular ya se formó en la nueva raíz y se ha fusionado a los tejidos vasculares del tallo, una vez llegado a éste punto ya no hay mayor respuesta a las auxinas.



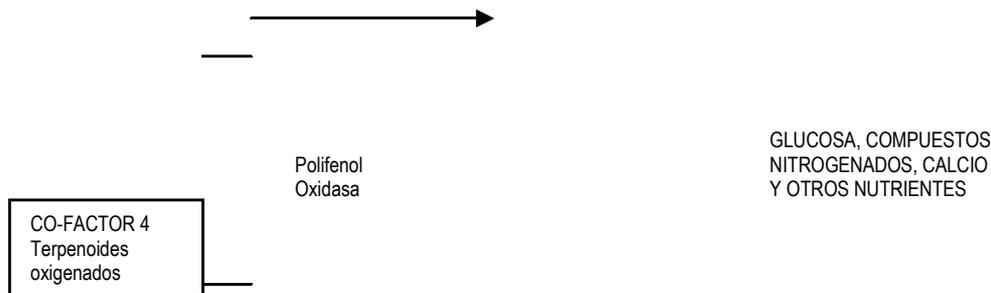


Fig. 2.- Modelo de enraizamiento citado por Cruz-Pizarro, (2005).

En el modelo anterior propuesto por Cruz-Pizarro, se muestra el efecto de los compuestos fenólicos que intervienen en el enraizamiento, también llamados cofactores del enraizamiento, entre los que se encuentran el ácido isoclorogénico y los terpenoides oxigenados, más la aplicación de AIA, y la presencia de la polifenol-oxidasa, forman la rizocalina, que no es más que la auxina conjugada y un cofactor de enraizamiento, lo que resalta la importancia de los compuestos fenólicos o cofactores de enraizamiento, que por medio del RNA promueve la iniciación de las raíces, complementada de glucosa, compuestos nitrogenados, calcio y otros nutrientes, y la aplicación de ácido abscísico (ABA) que inhibe la acción del ácido giberélico (AG_3) de bloquear la división celular.

Hay otros muchos procesos de correlación en los que intervienen las auxinas, como la dominancia apical e inhibición del crecimiento de yemas laterales; también inducen el desarrollo del sistema radical y aéreo; y promueven el crecimiento de los frutos (biosíntesis de etileno, cuaje y maduración); además de que estimulan la formación de flores, frutos (partenocárpicos en ocasiones), raíces y semillas; actúan en el fototropismo o procesos de abscisión o caída de los frutos en que también juegan un papel importante, (Sachs, 1993; Thimann, 1995; Yang, 1991).

En todos los ensayos en que se mide elongación, el tejido crece a medida que lo hace la concentración de auxina hasta un cierto valor máximo. En este punto hay una inflexión y al aumentar la concentración, la elongación disminuye, (Malvenda, 2003; Lucas, 2002; Soberón, 2005).

2.5.5 Importancia de las auxinas.

El efecto de la auxina sobre las células vegetales es importante para controlar las funciones llamadas tropismos. Se llama tropismo a la respuesta de una planta a estímulos externos y causa el cambio de la dirección de crecimiento; los tropismos se materializan en inclinaciones, giros o curvaturas del tallo. Cuando una planta de interior se coloca en una ventana soleada, parece inclinarse hacia la luz; esta respuesta al estímulo luminoso se llama fototropismo. Se cree que la luz destruye la auxina del tallo y provoca así un desequilibrio, de manera que la concentración de la hormona es mayor en la cara no iluminada. Al recibir más auxina, las células de este lado más oscuro se alargan más que las del soleado y hacen que la planta se incline hacia la luz, (Lucas, 2002; Maluenda, 2003).

El geotropismo es la respuesta de la planta a la gravedad. Si una planta en crecimiento se coloca de lado, el tallo tiende a curvarse hacia arriba y las raíces hacia abajo. Como en el caso del fototropismo, esto se debe a un desequilibrio en la distribución de la auxina. Cuando la planta está horizontal, la fuerza de la gravedad hace que la auxina se desplace hacia la parte inferior del tallo. Al contrario que en el tallo, en las raíces la auxina inhibe el alargamiento de las células; por tanto, las de la cara superior se alargan más y la raíz se curva hacia abajo. El ácido

indolacético, es la auxina más común, se suele formar cerca de los brotes nuevos, en la parte superior de la planta, y fluye hacia abajo para estimular el alargamiento de las hojas recién formadas. Los científicos han obtenido compuestos químicos, llamados estimulantes del crecimiento, basados en las auxinas naturales. Estas sustancias sintéticas, que se aplican en forma de aerosol o de polvo, se usan para frenar el brote de los ojos o yemas de las patatas almacenadas, para destruir las malas hierbas de hoja ancha y para evitar la caída prematura de frutos y pétalos de flores. Las sustancias de crecimiento se usan también para obtener frutos sin semillas, como tomates, higos y sandías, y para estimular el crecimiento de las raíces en los esquejes, (Maluenda, 2003; Soberón, 2005; Scheffer, 2001).

2.5.6 Biosíntesis de las auxinas.

El AIA se sintetiza a partir de triptófano. Esta transformación pueden llevarla a cabo microorganismos, e incluso se puede producir una conversión oxidativa, cuando el triptófano se encuentra en presencia de peroxidasas y de radicales libres. Las vías de síntesis del AIA se basan 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, (Hill, 1984; Davies, 1988).

Sin duda, en el ápice del coleóptilo de las gramíneas se sintetiza AIA. El máximo contenido de esta hormona se localiza en el ápice y puede establecerse un gradiente hacia la base. Sin embargo se dice que la que hay en el ápice no se sintetiza *in situ*, sino que procede de las semillas y es transportada al ápice a donde se desplaza por el xilema. En tallos de diferentes especies se ha encontrado AIA, así como en cambium, xilema y floema de *Acer*, *Fraxinus* y *Populus*. Se piensa que el AIA del tallo está en tránsito procedente de otros lugares de síntesis, aunque algo puede sintetizarse *in situ* y, probablemente, esta capacidad será mayor en tallos jóvenes. La producción de auxina se sugiere que puede estar ligada al cambium de tal forma que la autólisis del contenido celular de células de xilema en diferenciación libera triptófano que es convertido en AIA. (Azcón-Bieto y Talón, 1993; Scheffer, 2001; Maluenda, 2003).

En hojas se ha encontrado AIA y parece que su contenido decrece con la edad, aunque puede haber un nuevo aumento en tejido senescente, probablemente a causa del aumento de triptófano como consecuencia de la proteólisis. Si se añade C-triptófano a hojas, éstas son capaces de transformarlo en AIA, aunque sean más eficientes las hojas más jóvenes. Esto puede deberse a la existencia de ciertas sustancias que evitan la oxidación de las auxinas y no por una elevada actividad biosintética, (Maluenda, 2003; Soberón, 2005; Lucas, 2002).

Las semillas en desarrollo son un importante centro de producción de AIA, como se ha demostrado en semillas de maíz, que alcanzan su máximo cuando alcanzan el estado lechoso, y al madurar, el AIA forma ésteres con el mio-inositol. En frutos, el contenido en AIA aumenta tras la polinización alcanzándose un máximo a los 12 días después de la polinización; así, en fresas se pasa de 3.6 mg de AIA a 127 mg de AIA por frutos, presentándose el mismo fenómeno en manzanas, uvas, tomates y otros, (Scheffer, 2001; Lucas 2002; Davies, 1988).

En raíces se ha detectado AIA, aunque más bien parece que procede de las partes aéreas. Se ha visto que en raíces de maíz, hay más en la estela que en el cortex y más contenido aún en la cofia. Se puede concluir que los lugares más importantes de síntesis de auxina son: las hojas jóvenes en expansión, el tejido cambial, los ovarios inmaduros y semillas en desarrollo. Sin embargo, otros tejidos también tienen la capacidad de sintetizar AIA (hojas maduras, tallos y raíces). Se ha propuesto una hipótesis basada en que los lugares de síntesis activa de auxina

están asociados con la muerte de las células, ya sea durante la diferenciación vascular, la digestión del endospermo o la senescencia de las hojas. Según esto, el triptófano es el factor limitante para la síntesis de auxinas y el nivel del triptófano en células vivas es normalmente demasiado bajo para que haya síntesis. Al morir la célula se libera triptófano mediante autólisis de las proteínas, lo que hace que aumente la concentración de triptófano y pueda llevarse a cabo la síntesis de AIA, (Salisbury, 1994; Lucas, 2002; Scheffer, 2001; Maluenda, 2003).

2.5.7 Transporte de las auxinas

El transporte de las auxinas ha sido medido y estudiado en diferentes tipos de tejidos, de lo cual se ha concluido que la velocidad de transporte es:

- Independiente de la longitud del tejido.
- Independiente de la concentración de auxina en el bloque donador, lo que a su vez nos indica que no se trata de un proceso de difusión; varía con la edad y el tipo de tejido, a 25°C es mayor en coleóptilos de maíz (15 mm/h) que en las raíces (5 mm/h). En los coleóptilos varía del ápice (parte joven) a la base (parte vieja); y está influido por la temperatura, siendo que el AIA se desplaza en segmentos de raíz a razón de 0.2 mm/h a una temperatura de 1°C, mientras que a 31°C la velocidad es de 8 mm/h.

Se piensa que el AIA del tallo procede de otros lugares de síntesis, aunque algo puede sintetizarse in situ, y probablemente esta capacidad sea mayor en tallos jóvenes. La producción de auxinas puede estar ligada al cambium, de tal forma que la autólisis del contenido celular de células del xilema en diferenciación libera triptófano, el cual es transformado en AIA. Hay que considerar que los elevados niveles de AIA en tejidos jóvenes, pueden ser consecuencia de la presencia de sustancias protectoras que eviten su oxidación, y no de una elevada actividad biosintética. Se puede decir que los sitios más importantes para la síntesis de auxinas son: las hojas jóvenes en expansión, el tejido cambial, los ovarios inmaduros y semillas en desarrollo. Sin embargo otros tejidos pueden tener la capacidad de producir auxinas, aunque no son tan importantes, como lo son las hojas maduras, tallos y raíces, (Lucas, 2002; Riov, 1993; Scheffer, 2001).

El triptófano es el factor limitante para la síntesis de auxinas y el nivel del triptófano en células vivas es normalmente demasiado bajo para que se pueda dar la síntesis. Al morir la célula se libera triptófano mediante autólisis de las proteínas, lo que hace que aumente la concentración del triptófano y se pueda realizar la síntesis de AIA. Por otro lado, se ha demostrado que la falta de oxígeno afecta o inhibe el transporte polarizado, que es incrementado por la luz y que es sensible a la temperatura. Las auxinas no se trasladan principalmente por el xilema o floema, su movimiento se da célula a célula en la corteza, médula o parénquima. Su movimiento es activo, es decir que las células que transportan auxinas deben estar respirando. Aún en distancias cortas, su movimiento es aproximadamente diez veces más rápido que la difusión. Así, si se aplica una auxina en hojas adultas, estas irán a donde vayan los productos de la fotosíntesis que esa hoja exporta a través del floema, (Hooykaas, 1999; Boner, 1976; Davies, 1988).

La concentración de auxinas en la planta no solo se regula por la tasa de síntesis y la velocidad de transporte hacia y desde el órgano que se considere, sino por los mecanismos de inactivación; de hecho, está claramente demostrado que el AIA puede ejercer un papel regulador del nivel de auxinas en las plantas. Existen pruebas que parecen demostrarlo, por ejemplo al aumentar la edad de los tejidos aumenta también la actividad de la AIA oxidasa, hay una relación

inversa entre la tasa de crecimiento y el contenido de AIA oxidasa en distintos órganos y por último en raíces hay muy poco AIA y valores muy altos de actividad de AIA oxidasa, sin embargo aún no se ha demostrado la importancia fisiológica de tales correlaciones. Las auxinas sintéticas son más estables que las naturales, debido a que existen pocos sistemas enzimáticos que las ataquen fácilmente, por lo que tienden a acumularse, al punto de llegar a ser tóxicas, (Lucas, 2002; Read, 1991; Riov, 1993).

También existe un transporte no polar en el floema, que se da a mayor velocidad, es pasivo y no precisa energía. La evidencia sugiere que controlaría procesos tales como la división del cambium y la ramificación de las raíces. Existen metabolitos secundarios que actúan como inhibidores del transporte de auxinas, como los flavonoides (quercetina, kempferol, etc), (Soberón, 2005; Riov, 1993; Yang, 1991)

2.5.8 Mecanismo de acción de las auxinas.

Cuando un tejido le suministramos auxina algunas respuestas se observan en periodos de tiempo que pudiéramos denominar cortos, inferiores a 15 minutos y, para poder observar otros, hay que dejar que transcurran periodos de tiempo más largos. Se suponían que las primeras ocurrían antes de que fuera posible una activación genética primaria por efecto de la auxina, en los segundos cabía la activación genética; sin embargo, veremos que estas premisas están sometidas a amplia discusión. Cuando se aplica auxina a un tejido con capacidad de respuesta de crecimiento hay un periodo de latencia de duración variable antes de que aumente la tasa de crecimiento. Tras ese periodo, que casi nunca es inferior a 8 minutos, la tasa de crecimiento aumenta rápidamente durante 30-60 minutos hasta alcanzar el máximo; posteriormente, la tasa de crecimiento puede hacerse estable, alcanzar un segundo máximo o incluso disminuir, (Yang, 1991; Read, 1991; Rugini, 1993).

El periodo de latencia varía de unos tejidos a otros, aumenta al disminuir la concentración de auxina aplicada o se alarga al disminuir la temperatura, pero no puede eliminarse el periodo de latencia ni con temperatura elevada, ni con alta concentración de auxina ni eliminando la cutícula que rodea al tejido. El retraso no se puede relacionar por tanto con el tiempo que tarda en penetrar la auxina.

2.5.8.1 Efecto sobre los ácidos nucleicos y proteínas

Para mantener un crecimiento continuado es necesaria la síntesis de RNA y proteínas, pero además está demostrado que las auxinas pueden estimular la síntesis de proteínas y RNA en tejidos en crecimiento. Las auxinas favorecen la síntesis de algunos polipéptidos mientras que reprime la de otros. Se ha visto que hay cambios en los productos de traducción que pueden ocurrir rápidamente tras la aplicación de auxina. Las auxinas pueden modular rápidamente los niveles de m-RNA en diferentes órganos de diversas especies, (Lucas, 2002; Sachs, 1993).

El aumento de m-RNA puede ser debido a una mayor tasa de transcripción como consecuencia de la aplicación de auxina. Así, se ha demostrado que a los 5 minutos se obtenían valores apreciables y a los 15 minutos de aplicar auxina se obtenían valores de transcripción del 50 por 100 del máximo. Estos y otros experimentos indican que el aumento de m-RNA está controlado, en parte a nivel de transcripción. La rapidez de la inducción de la transcripción (5-15 min), el hecho de que solamente algunos c-DNA son afectados por la auxina y que esta transcripción se efectúe sin depender de la síntesis de proteínas, sugiere que la transcripción puede ser una

respuesta muy próxima al mecanismo de acción primario de las auxinas, (Salisbury, 1994; Yang, 1991, Hill, 1984).

En general, los tejidos pueden regular la actividad auxínica por medio de cuatro sistemas de control:

- Ligando al regulador en algún sitio del citoplasma.
- Convirtiéndolo en algún tipo de derivado.
- Degradándolo.
- Eliminandolo por medio de la excreción.

2.5.8.2 Efectos fisiológicos de las auxinas

Soberón (2005), propone que las auxinas causan los siguientes efectos fisiológicos en las plantas:

1. Promueven el crecimiento en tallos y coleótilos. La elongación se produce por aumento de:
 - a. extensibilidad de la pared: surgió así la “hipótesis del crecimiento ácido”: que sugiere que una de las principales acciones auxínicas es la de inducir a las células a transportar protones hacia la pared celular tanto por estimulación de H^+ ATPasas existentes como por incremento en la síntesis de estas proteínas. La capacidad de los protones para provocar la pérdida de pared esta mediada por proteínas llamadas “Expansinas”, que rompen los puentes hidrógeno entre los polisacáridos de la pared.
 - b. Captación de solutos.
 - c. Síntesis y depósito de polisacáridos y proteínas: necesarias para mantener la capacidad de desgaste de la pared inducida por ácidos.
2. Promueven la formación de raíces adventicias.
3. Inhiben el crecimiento en raíces en concentraciones bajas.
4. Promueven la dominancia apical (fenómeno por el cual las yemas apicales de muchas plantas presentan mayor crecimiento que las yemas laterales). Los brotes apicales inhiben el crecimiento de los brotes laterales (axilares), se cree que las auxinas convierten al ápice del tallo en un vertedero de citocininas provenientes de la raíz, lo que explicaría la dominancia apical.
5. Favorecen la floración.
6. Inducen la diferenciación vascular.
7. Retardan la abscisión de hojas, flores y frutos jóvenes. La abscisión es la caída de hojas, flores y frutos en plantas vivas. Este efecto esta regulado por un balance hormonal que implica a las auxinas y al etileno, cuando el órgano vegetal (hoja, flor o fruto) es joven el balance favorece al AIA, que disminuye la sensibilidad al etileno (lo que retarda la abscisión), pero cuando el órgano vegetal envejece, disminuyen los niveles de AIA, y se incrementan la de etileno, por ello el balance hormonal termina por favorecer al etileno (que incrementa la abscisión)

8. Estimulan la formación de raíces adventicias de tallos y hojas. Por lo que comercialmente son usadas como hormonas de enraizamiento.

El efecto del AIA a nivel celular, es provocar un ablandamiento de las paredes celulares, como resultado disminuye la llamada "presión de pared" de cada célula. Las auxinas actúan sobre la pared celular, provocando un ablandamiento de esta por medio de la liberación de iones de Hidrógeno que acidifican el medio y promueven una elongación celular. Si permanece inalterado el potencial osmótico de las células, estas absorben agua debido a que resulta aumentada la depresión del potencial hídrico de las células (presión de succión o déficit de presión de difusión). La absorción de agua provoca un aumento del volumen de las células y así es como estas crecen. El aumento del tamaño celular, inducido por las auxinas en este sistema, es debido al efecto de la auxina sobre el ablandamiento de la pared celular. Se sabe que un gran número de cambios químicos siguen al tratamiento con auxinas, sin embargo muchos de ellos tienen lugar tras un período de tiempo relativamente largo a partir del comienzo del tratamiento y, ciertamente, se deben considerar como efectos secundarios. En muchos sistemas, se produce la síntesis de proteínas y de ácidos nucleicos, poco después del tratamiento con auxinas, pero solo se pueden detectar tras una fase de latencia que puede durar aproximadamente una hora, (Hill, 1984; Lucas, 2002; Scheffer, 2001; Epstein & Zelcer, 1993).

Se encontró que el AIA y la cinetina son necesarios para la mitosis, aunque el AIA parece ser preponderante en esta fase. Patau y otros en 1957 sugirieron que cuando uno de los dos, ya sea la cinetina o el AIA, se encuentra presente en concentración elevada, el otro puede hacerse limitante por lo menos para uno de los tres pasos de la división celular, el AIA interviene en los dos primeros (duplicación del DNA y mitosis), pero en el último (citoquinésis) es exclusivamente regulado por la cinetina. En el caso del agrandamiento celular la cinetina no solo estimula la división celular, sino que también promueve el aumento de su tamaño, efecto que normalmente va asociado al AIA y a las giberelinas. Y en el caso de la iniciación y crecimiento de las raíces parece ser que la cinetina es capaz tanto de estimular como de inhibir la iniciación y el desarrollo de las raíces. En presencia de un hidrolizado de caseína y de AIA, la cinetina estimula la iniciación radicular y el desarrollo de cultivos de callosidad de tallo de tabaco, (Yang, 1991; Rugini, 1993; Sachs, 1993).

El ácido indol-3-butírico (AIB), se ha utilizado para favorecer el crecimiento de esquejes durante la propagación de plantas leñosas, demostrándose recientemente que el AIB es un compuesto natural que se ha encontrado solo en algunas plantas, logrando el desarrollo de tumores, lo que sugiere una actividad auxínica. Al contrario del AIA que parece estar presente en todas las plantas, algunas especies y cultivares no contienen niveles detectables de AIB, por lo cual, aunque se sugiere que el AIB está relacionado con la formación de raíces adventicias, no se le puede asignar una función general como a otras auxinas más abundantes. (Amer, 1992; Ben-tal, 1993; Davies & Haissig, 1988)

2.6 Aspectos sobre el enraizamiento de estacas.

Algunos aspectos estudiados sobre el enraizamiento de estacas son:

Muñoz (2001) usó estacas de durazno de tres materiales vegetales diferentes, Oro A, 81-24 N y Tropic Beauty. Utilizó Radix 1500 y AIB a 50, 100 y 200 ppm. Las estacas medían 20 cm, y se obtuvieron de la porción terminal de brotes en crecimiento, dejando únicamente 4 hojas terminales cortadas a la mitad, también se ranuraron en la base. Utilizó una mezcla de tezontle fino, arena y tierra de monte, como sustrato. La variedad que mejor respuesta al enraizamiento

presentó fue 81-24N con 76% y 17.15 raíces por estaca y 66.71 cm de longitud total de raíces, y obtuvo el 96.6 % de enraizamiento con 14.4 raíces por estaca aplicando Radix 1500, mientras que con la aplicación de AIB a 50 ppm obtuvo solamente el 76.6 % de enraizamiento y 12.98 raíces promedio por estaca, con una longitud total de 79.88 cm, aunque con 100 ppm de AIB se obtuvo solamente el 70% de enraizamiento y 49.18 cm de longitud total de raíces, tuvo el mayor número de raíces con 24.05 en promedio por estaca.

Ceja (1996) empleó estacas de frambuesa provenientes de 100 brotes obtenidos a partir del cultivo de tejidos mantenidas en invernadero con nebulización y temperaturas que iban de 24-34° C en el día y de 5-10° C en la noche. Se mantuvo una humedad relativa de 80-90%. Se utilizó como sustrato agrolita y tezontle en el fondo. Se evaluaron estacas normales (tres nudos con hojas) y estacas nodales (con una hoja en el nudo). Se les aplicó sal potásica de ácido indolbutírico a razón de 1250, 2500 y 5000 ppm. Para las aplicaciones de sales potásicas de AIB a 5000 ppm en estaca normal, se obtuvo solamente el 22% de enraizamiento con 7.75 raíces promedio por estaca, mientras que con 2500 ppm aplicado a estaca normal tuvieron el 20% de enraizamiento con 7.75 raíces promedio por estaca, variando únicamente en la longitud con 1.05 cm promedio de la raíz y 0.875 cm para 5000 y 2500 ppm respectivamente.

Trujillo (1985), experimentó con estacas de 2 cultivares de macadamia (cv. Wallace y cv. Beaumont), de 20 cm, con dos nudos y hojas cortadas a un tercio de su longitud normal, y realizando el anillado y las incisiones en la parte basal de las estacas y una aplicación de Radix 10,000. El experimento duró 142 días, dando como resultado que el tratamiento en el cv. Beaumont con anillado, sin rayado de la estaca, ni aplicación de AIB fue la de mejor respuesta al enraizamiento con 27.5 %, mientras que los tratamientos con el mismo cultivar con anillado, rayado de estaca y aplicación de AIB; anillado y rayado de estaca, pero sin AIB, tuvieron el 15 % y el 12.5 % de enraizamiento respectivamente.

Amador (1997) utilizó estacas de *Ginkgo biloba* de 1, 2, 3 y 4 años de edad, aplicando Radix 1500, Radix 5000, y Raizone plus. El experimento tuvo una duración de 60 días, durante los cuales, se observó que las estacas de 1 y 2 años tenían mejor respuesta al enraizamiento, tanto del testigo como de los tratamientos con Radix. Obteniendo que las estacas con Radix 1500 y Radix 500 tuvieron el 45% y 42% de enraizamiento respectivamente con un promedio de 2.7 y 4.5 raíces por estaca, y una longitud promedio de 1.3 cm y 1.6 cm respectivamente.

Acosta (1998), usó estacas de higo de 20 cm, provenientes de ramas de 1 año y 2 años de árboles criollos, se les hicieron incisiones, se colocaron en una charola con tres sustratos separados (agrolita, peat-moss y arena). Las estacas se trataron con fungicida para evitar patógenos. El experimento duró 90 días y la toma de resultados se hizo al final, donde se encontró que aplicando Radix 10,000 aunado a las incisiones en la base de las estacas se tuvieron 55% y 81.6% de enraizamiento, un promedio de 90.5 y 72.25 raíces, además de 6.95 y 6.37 cm de longitud promedio por raíz respectivamente para cada tipo de estaca, obteniendo mejor respuesta con madera de 2 años.

Guevara (2000), empleó estacas de granada china de un año de edad provenientes de Morelos, cada estaca con tres nudos, se les realizaron incisiones en la parte basal y se les aplicó fungicida; Se utilizaron diferentes concentraciones de AIB a 500, 1000 y 1500 ppm, además de Radix 1500, y usaron tres sustratos diferentes (tierra de monte, tierra de monte y agrolita, y tezontle rojo), se encontró que para el enraizamiento de la granada china el Radix 1500 tuvo 92% de enraizamiento, mientras que AIB a 1500 ppm presentó 87% de enraizamiento, pero fue este último el que tuvo un mayor número de raíces y longitud con hasta 25 raíces por estaca y

hasta 39.96 cm de longitud de raíz. Siendo el mejor sustrato el tezontle rojo con 82% de estacas enraizadas, situación que ha sido considerada como una correlación fisiológica del enraizamiento.

Paniagua (1985), utilizó como material estacas de madera suave de un híbrido de almendro-durazno, en condiciones de invernadero con una temperatura de 25 °C para la cama de propagación y una humedad relativa de 99%; Se utilizó AIB en concentraciones de 500, 1000, 1500 y 2000 ppm, además de Rutin, se obtuvo que el mejor tratamiento para el enraizamiento fue el de 500 ppm de AIB más 500 ppm de Rutin, logrando el 32.5% de enraizamiento, una longitud promedio de raíz de 13.68 cm.

Barrientos (1985), trabajó con los cultivares de aguacate, Fuerte y Colín V-33; para el cultivar Fuerte se cortaron las estacas de plantas madres de 18 años de edad, mientras que para el cultivar Colín V-33 las estacas provenían de plantas madres de 12 años de edad. Se utilizó como sustrato una mezcla a partes iguales de tezontle, agrolita, arena y tierra de monte. Se evaluaron tres variables que fueron, etiolación, anillado y uso de auxinas, para estas últimas se empleó AIB a 10000, ANA a 300 ppm, se injerto un pedazo de madera impregnado de estas dos hormonas en la base de las estacas. Se mantuvo una temperatura ambiente de 22 °C y de 27 °C en el sustrato. Se encontró que las estacas que habían sufrido etiolación más anillado y aplicación de auxinas tuvieron el 90% de estacas enraizadas, con 3.9 raíces por estaca y 2.8 cm de longitud de raíz, mientras que para la sola etiolación y el anillado tuvieron el 62.5% de enraizamiento con 2.4 raíces por estaca y 1.8 cm de longitud de raíz.

Salazar (1982), encontró utilizando 480 estacas basales de manzano del portainjertos MM-106, las estacas provenían de brotes acodados de 1 año de edad. La longitud de las estacas era de 20 cm; Se utilizó AIB en concentraciones de 2000, 2500 y 3000 ppm. Se tuvo que tomando las estacas a finales de febrero y utilizando 2000 ppm de AIB, se obtuvo el 50% de enraizamiento, mientras que para la misma fecha pero a 3000 ppm solo tuvo el 35% de enraizamiento. Siendo esta la mejor fecha de enraizamiento.

Espinoza (1987), empleó estacas de 20 cm de madera suave de guayaba del cv. Media china, dejando 6-8 hojas en la parte terminal, se usó como sustrato una mezcla de tierra de monte, arena y agrolita en proporción 9:3:1, otro sustrato fue arena solo y agrolita sola. El experimento se llevó a cabo usando 3 diferentes ambientes de enraizamiento, uno fue la cámara de enraizamiento, bolsas de polietileno y el tercero fue una cámara rústica, que es simplemente un cajón de madera. Utilizó AIB en 1000, 2000 y 4000 ppm, usando también Rutin, ácido hidroxibenzoico y Etefón a 500 ppm, 1/100 M y 50 ppm respectivamente. Las estacas se trataron con fungicidas y algunas con NaOH, y se enterraron 8 cm. El experimento duró 48 días, de Octubre a Diciembre, teniendo que el tratamiento de 4000 ppm de AIB más hidróxido de sodio tenía un promedio de 27 raíces por estaca con una longitud promedio de 44.6 cm, mientras que usando solamente AIB a 4000 ppm el número de raíces disminuía considerablemente a 18.3 raíces promedio por estaca con una longitud promedio de 13.1 cm.

Ruelas (1976), realizó en invernadero, 3 experimentos distintos utilizando estacas de diferente posición, longitud, diámetro y presencia de hojas, provenientes de ramas laterales de un híbrido entre durazno y almendro de 4 años de edad.

En el experimento 1 las estacas fueron cortadas en época de floración-fructificación el 19 de junio. Se empleó AIB a 2000 y 4000 ppm, y Rutin a 500 y 1000 ppm, y se establecieron las estacas en charolas usando una mezcla de suelo de bosque y perlita en relación 1:1. Se

mantuvieron en una cámara de enraizamiento a 26-28 °C de temperatura diurna y de 10-14°C de temperatura nocturna. Obteniendo que utilizando rutin a 1000 ppm tuvo el 92% de brotación, pero solo el 8% de enraizamiento, mientras que utilizando una mezcla de 4000 ppm de AIB+1000 ppm de Rutin consiguió el 44% de enraizamiento. La formación de callo fue de 88% usando Rutin 500, aunque fue similar al testigo, mientras que AIB a 4000 ppm solo tuvo el 36% de callosidad. El experimento tuvo una duración solamente de 20 días, lo que señaló una acusada polaridad entre el enraizamiento y la brotación.

En el experimento 2 que se inició el 18 de agosto, cortando las estacas cuando las plantas madres se encontraban en etapa de fructificación, las estacas fueron similares al experimento 1, pero en este solamente se utilizaron estacas terminales. Obtuvo que el testigo fue el de mayor brotación con 40% y 95% de formación de callo, mientras que la mezcla de AIB a 2000 ppm + Rutin 500 tuvo el 85 % de enraizamiento y un promedio de 55.63 mm de longitud de raíz y un promedio de 7.18 raíces por estaca, el tratamiento que tuvo un mayor número de raíces por estaca fue el de AIB 4000 ppm + Rutin 500 ppm con 10.3 en promedio y una longitud de 49.35 mm, mientras que el tratamiento de AIB 2000 + Rutin, tuvo la longitud promedio de raíz más alta con 69 mm, pero con tan solo el 25% de brotación vegetativa y el 75% de enraizamiento. El experimento tuvo una duración de 43 días.

En el experimento 3 comenzó el 9 de julio y se anillaron 60 brotes, y de estos 20 se cubrieron con plástico negro para provocar etiolación, el 18 de agosto se cortaron las estacas de la parte media del brote. Se obtuvo un 70% de enraizamiento, 100% de callosidad y 70% de brotación vegetativa utilizando AIB a 2000 ppm + Rutin 1000 en estacas que provenían de brotes sin anillar; siendo el tratamiento en el que se vio mayor respuesta, sin embargo el tratamiento que presentó una mayor longitud de raíz fue el de 2000 ppm de AIB en estacas de brotes sin anillar con 31.6 mm de longitud, 65% de enraizamiento y 35% de brotación. Durante 43 días que duró el experimento.

Soto (1995), experimentó en una especie ornamental como el *Ficus benjamina*, en tres épocas diferentes, comenzando en 10 de Abril, la segunda época fue a partir del 10 de Agosto, y la tercera época fue a partir del 20 de Noviembre. El experimento se llevó a cabo en un invernadero de plástico, con una humedad regulada por nebulizaciones; la temperatura ambiental dentro del invernadero osciló de 10-30 °C, mientras que la temperatura del sustrato fluctuó entre 17 y 22 °C. Utilizó una mezcla de agrolita y peat-moss en proporción 1:1, Las estacas fueron terminales de 10 cm de longitud, manteniendo uno o dos nudos y dos hojas terminales, estas fueron tratadas con fungicidas. Se utilizó Radix 1500 y Radix 10000 ppm, así como AIB a 1000 y AIB a 3000 ppm. Utilizando AIB a 3000 ppm, logró obtener el 73.3% de enraizamiento y 10.3 raíces por estaca, mientras que utilizando Radix 1500 obtuvo también 73.3% de enraizamiento pero con 16 raíces por estaca, mientras que con Radix 10,000 obtuvo el 68.3% de enraizamiento y 7.1 raíces por estaca, pero utilizando AIB a 3000 ppm generó el 73.3% de enraizamiento y 10.3 raíces por estaca y con AIB a 1000 ppm, el resultado fue del 71.6% de enraizamiento, con 13.7 raíces por estaca.

Bautista (1983), utilizó estacas de vid cv. Criolla negra, del ciclo anterior, uniformes en cuanto a madurez, diámetro y longitud de 35 a 40 cm, con 4 entrenudos visibles, para medir la brotación y el enraizamiento en diferentes ambientes. Realizó un ensayo de hidratación que consistió en sumergir en agua las estacas durante períodos de 0, 12, 24, 36, 48, 60, 72, 84 y 96 horas. La brotación a los 90 días mostró diferencias altamente significativas para tratamientos, teniendo que a 36 horas de hidratación era de 92%, mientras que a las 96 horas ya solo era de 64%, logrando una mejor respuesta al enraizamiento el testigo, con 2.10 g, seguido del tratamiento de

12 horas de hidratación con 2.14 g de peso seco de raíces, presentándose una mortalidad creciente en estacas brotadas conforme se incrementaban las horas de hidratación. También realizó un experimento de estratificación, consistente en estratificación en medio ambiente a la sombra, estratificación cava a $5^{\circ}+1^{\circ}\text{C}$ con alta humedad, estratificación en medio ambiente cerrado en oscuridad y sin estratificación (testigo). Todas estas estratificaciones se realizaron en arena de río lavada y desinfectada, por un período de tiempo de 15 días. La estratificación que presentó una mejor respuesta a la brotación y al enraizamiento después de 90 días fue el testigo, con 86% de brotación después de 90 días y 2.9g de peso seco en raíces, mientras que fue secundado por la estratificación en medio ambiente en oscuridad con 70% de brotación y 2.27g de peso seco en raíces. Mientras que para cava con alta humedad el porcentaje de brotación fue de 76.3%, pero con un bajo peso en seco de brotes y raíces después de 90 días.

Garrido (1978), empleó 3 tipos de estaca de manzano mm-106, que se obtuvieron de partes aéreas de cepas acodadas de un año de edad, se cortaron estacas de 20 cm de longitud, tomando de las tres diferentes partes de la rama, basal, media y apical, las cuales fueron ranuradas; Se utilizaron auxinas AIA y AIB a razón de 1000, 2000 y 2500 ppm para ambas. Las estacas se mantuvieron en la cama de enraizamiento a 21°C en la base. Se utilizó perlita como sustrato. En el experimento se encontró que utilizando AIA en 2000 ppm tuvo el mejor tratamiento con 20.8% de enraizamiento, seguido del tratamiento de AIA a 2000 ppm + AIB a 2000 ppm con 20% de enraizamiento, mientras que el tratamiento de AIB a 2000 ppm tuvo solo el 18.3% de enraizamiento, siendo la estaca basal la que mejores resultados arrojó con el 32.5% de enraizamiento.

Melvin y Jaen (1998), utilizaron como material vegetal para su experimento los portainjertos Citrange Carrizo y Troyer. Tomaron estacas de 20 cm de longitud, de ramas menores a un año, de 5-8 mm de grosor y de 3-4 hojas, de plantas madres de 4 años provenientes de una zona de clima cálido subhúmedo con lluvias en verano y con 1140 mm de precipitación y una temperatura de 22°C . Estas fueron tratadas con un fungicida y se les hicieron incisiones en la parte basal para permitir una mejor penetración de las auxinas. Utilizaron ANA a 5000 y AIB a 7500 ppm y (Radix) a 5000 y 7500 ppm, contra un testigo cada uno. Usaron como sustrato, una mezcla de tierra de monte, tierra de hojarasca, arena de río, agrolita y germinaza.

El experimento se llevó a cabo en invernadero, dentro de una cámara de enraizamiento, manteniendo la humedad relativa entre 95 y 100%, la temperatura fue de 35.8°C como máxima y 24°C como mínima, y el sustrato con 23.8°C en la temporada de primavera-verano, mientras que para otoño-invierno la temperatura fue de 30.5°C como máxima y 13.8°C como mínima y el sustrato de 17.2°C . El experimento de primavera-verano comenzó el 10 de junio y solo duró ocho semanas, donde los mejores tratamientos fueron: En Troyer, ANA a 7500 ppm y ANA a 5000 ppm con el 100% de estacas enraizadas, seguidos de AIB a 5000 con 96% y Radix 7500 con 92%, mientras que con Carrizo, ANA a 5000 ppm con 96%, ANA a 7500 ppm con 88%, AIB a 7500 ppm con 84% y Radix 5000 ppm con 72% de estacas enraizadas. Utilizando ANA a 7500 ppm en Troyer, obtuvieron 9.31 cm y 10.4 como longitud y número de raíces primaria, respectivamente. Siendo para Troyer Radix una longitud de 7.59 cm y 5.9 raíces por estaca.

Quiroz (1985) utilizando estacas basales y terminales de 25 cm de longitud del cultivar June Gold de durazno, cortadas en primavera, se mantuvieron en cama caliente. Se utilizó Radix 1500 y AIB a 2000 ppm, se enraizaron en arena de río como principal sustrato. En el experimento logró el 96% de enraizamiento usando Radix 1500 obteniendo las raíces más largas con estacas terminales, mientras que con Radix 1500 y estacas basales solo obtuvo el 68% de

enraizamiento, siendo para AIB a 2000 ppm, solo el 24% y 16% de enraizamiento para estacas terminales y basales respectivamente.

Villar (1985), para nogal utilizó estacas terminales y medias, de 20 cm de longitud, provenientes de brotes de 1-2 años de edad de nogal criollo. Se trataron con AIB a 40, 80, 2500, 7500 y 12500 ppm. Las estacas se establecieron en una cama de enraizamiento a 22 °C de temperatura. El experimento tuvo una duración de 12 semanas, después de las cuales se encontró que aplicando 12500 ppm de AIB el resultado era del 50% y del 7.55% de enraizamiento en estacas basales y terminales respectivamente.

Baez (1985), trabajando con brotes de durazno, selección F8215, se utilizaron 15 estacas por tratamiento, obtenidas de ramas del año anterior; como sustrato se utilizó una mezcla de tierra de monte y perlita en relación 1:1, AIB a 1300, 1500 y 1700 ppm contra un testigo. Las estacas utilizadas fueron de 10, 20 y 30 cm de longitud, se les realizaron incisiones. Se evaluó en campo y en invernadero, con 5 fechas diferentes, iniciando el primero de cada mes desde Julio hasta Noviembre.

Para las estacas enraizadas en Julio, se tuvo que las de 30 cm tuvieron 62.5%, 46.66% y 22.5% de enraizamiento, para las de 20 y 10 cm, respectivamente. El tratamiento de AIB a 1500 ppm fue el mejor con 63.33% de enraizamiento y 31.11% de brotación, aunque solo tuvo 4.75 raíces por estaca con una longitud de 0.75 cm; mientras que AIB a 1300 ppm tuvo 60% de enraizamiento, y 26.66% de brotación, pero 14.84 raíces por estaca con un promedio de 0.83 cm. Para todos los casos fue mejor la respuesta en estacas en condiciones de campo con 58.89% de enraizamiento y 0.55% de brotación, sin embargo para invernadero 33.89% de enraizamiento y 50.55% de brotación.

Para las estacas enraizadas en Agosto, las estacas de 20 cm tuvieron el 65.83% de enraizamiento y 38.33% de brotación vegetativa siendo el mejor tratamiento, mientras que las de 30 y 10 cm tuvieron 52.5% enraizamiento y 42.5% brotación vegetativa y 45.83% enraizamiento y 5% brotación vegetativa, respectivamente. El tratamiento de AIB a 1700 ppm fue el mejor con 73.33% de enraizado y 36.66% de brotación vegetativa, con un número de raíces de 8.21 y una longitud promedio de 2.93 cm por raíz. Siendo las condiciones de campo las mejores para el enraizamiento con 61.66% de enraizamiento y 17.22% de brotación vegetativa, con 6.32 raíces por estaca y 1.8 cm de longitud promedio por raíz. Mientras que en invernadero se tuvo un 47.77% de enraizamiento y 40% de brotación vegetativa, con 5.72 raíces y 2.3 cm de longitud promedio por raíz.

Las estacas enraizadas en Septiembre fueron mejores las de 30 cm, con 73.33% de enraizamiento y 83.33% de brotación vegetativa, los tratamientos de AIB a 1500 y AIB a 1700 ppm tuvieron el mismo porcentaje de enraizamiento con 93.33%, pero con 73.33% y 82.22% de brotación vegetativa respectivamente, con longitudes de 9.89 y 2.62 en cuanto a número de raíces y longitud promedio para AIB a 1500 ppm y 9.55 en número de raíces y 2.06 de longitud promedio por raíz para AIB a 1700 ppm. En cuanto a campo e invernadero presentaron el mismo resultado de enraizamiento con 68.88%, pero con 57.22% y 81.11% de brotación vegetativa para cada uno respectivamente, pero con mayor número de raíces y longitud de estas para la variable de campo.

En cuanto a las estacas de Octubre, las de mejor respuesta fueron las de 30 cm, con 63.33% de enraizamiento y 80.83% de brotación vegetativa, con 9.24 raíces en promedio por estaca y 1.79 cm de longitud, mientras que AIB a 1500 ppm fue el mejor tratamiento con 83.33% de

enraizamiento y 75.55% de brotación vegetativa, con un promedio de 8.02 raíces por estaca y una longitud promedio de 1.66 cm por raíz, siendo mejores las condiciones de campo con 62.77% de enraizamiento y 53.33% de brotación vegetativa y 8.9 raíces por estaca y una longitud promedio de 1.39 cm por raíz.

Para las estacas enraizadas en Noviembre se obtuvo que las mejores fueron las de 30 cm, con 36.66% de enraizamiento y 80.83% de brotación vegetativa, con 5.91 raíces por estaca y una longitud de 0.58 cm por raíz, mientras que el mejor tratamiento fue el de AIB a 1700 ppm con 40% de enraizamiento y 86.66% de brotación vegetativa, con 4.61 raíces por estaca y una longitud promedio de 0.58 cm por raíz, en cuanto a condiciones ambientales el invernadero fue mejor con 43.88% de enraizamiento y 98.33% de brotación vegetativa, con 5.70 raíces por estaca y 0.77 cm de longitud promedio de raíz.

Dutra (1998), empleó estacas de *Prunus salicina*, encontró que con una dosis de AIB a 3000 ppm, obtuvo de 4.54% hasta el 50.62% de enraizamiento y de 1.3 hasta 11.87 promedio de raíces por estaca. Estos datos varían dependiendo del cultivar utilizado, teniendo el mayor porcentaje de enraizamiento el cultivar "Ace", y el mayor número promedio de raíces para el cultivar "Frontier".

Chávez, utilizó estacas basales de durazno de 1 año de edad, logró el 16.6% de enraizamiento con un promedio de 2 raíces por estaca y 3.9 cm de longitud promedio por raíz para el tratamiento de AIB a 3000 ppm, siendo para AIB a 2500 ppm sólo el 5.5% de enraizamiento.

En el cuadro 14 (Anexos), se hace el comparativo de una forma gráfica de todos los resultados obtenidos por los distintos autores citados anteriormente para hacer más entendible y más fácil la comparación de los resultados obtenidos con anterioridad por otros autores utilizando las auxinas con las que se trabajó en este experimento.

III.- MATERIALES Y MÉTODOS

1.1 Ubicación.

El experimento se realizó en el invernadero de propagación de plantas del área de producción de la FES Cuautitlán C-4, ubicado en Cuautitlán Izcalli Estado de México.

3.2 Diseño experimental.

El diseño experimental utilizado fue el diseño completamente al azar con 20 repeticiones por tratamiento, siendo la unidad experimental una estaca.

3.3 Material vegetal.

Se utilizaron estacas de vid de madera dura del cv 'Emperador Blanco', provenientes de sarmientos de la brotación anterior de frutales en alta densidad del huerto de fruticultura de la FESC-C4, cuya longitud era de 25 cm por estaca. Del total de estacas obtenidas se seleccionaron 200, las cuales fueron sometidas a un tratamiento consistente en:

1. Las estacas seleccionadas fueron rociadas con agua y envueltas en un papel periódico humedecido, realizando paquetes de 100 estacas.
2. Los paquetes se introdujeron en bolsas de polietileno regándose periódicamente para evitar que se perdiese la humedad.
3. Las bolsas que contenían las estacas fueron mantenidas en refrigeración durante tres semanas, para proporcionarles los requerimientos necesarios de frío y poder realizar el experimento

3.4 Fitohormonas.

Para la realización del experimento, se utilizaron dos tipos de auxinas grado reactivo; ácido indolacético (AIA) y ácido indolbutírico (AIB).

Se prepararon soluciones con cada una de estas auxinas, las cuales fueron pesadas en una balanza analítica, se disolvieron en agua con agitación magnética, aforando a 50 ml. Quedando las concentraciones: Acido indolacético a 2500, 5000, 7500 y 10000 ppm, y ácido indolbutírico a 2500, 5000, 7500 y 10000 ppm, y se compararon contra un testigo. Para hacer más gráfico este punto refiérase al cuadro N° 2 para una mejor comprensión.

A las estacas se les hicieron 4 incisiones de 2 cm a lo largo del tallo en la base de la estaca para facilitar la absorción de las auxinas al tejido y la brotación de las raíces por esas mismas lesiones.

Las estacas con incisiones fueron divididas en 10 lotes de 20 estacas cada uno; las estacas se introdujeron durante 20 segundos en la solución de auxina por la parte donde se realizaron las incisiones, para después disponerse en charolas de enraizamiento previamente llenadas con una mezcla de sustratos, donde fueron selladas las heridas superficiales con un sellador antimicótico para evitar la entrada de patógenos.

Cuadro 2.- Tratamientos utilizados para el experimento.

TRATAMIENTO/AUXINAS	AIA	AIB
1	2500	0
2	5000	0
3	7500	0
4	10000	0
5	0	2500
6	0	5000
7	0	7500
8	0	10000
9	0	0

3.5 Sustrato.

El sustrato utilizado fue una mezcla de varios sustratos como aserrín, agrolita, turba y vermiculita, con la que se llenaron las charolas de enraizamiento, y estas se dispusieron de forma aleatoria en el invernadero, sin que hubiera influencia por la ubicación correspondiente a cada tratamiento.

3.6 Manejo del riego.

Los riegos, se realizaban con manguera dos veces al día, iniciando en la mañana con un riego ligero y se aumentaba la humedad dentro del invernadero mojando también el piso para elevar la humedad relativa, y posteriormente en la tarde se daba otro riego pero solo a las charolas.

3.7 Variables de estudio.

- Porcentaje de enraizamiento: Se contabilizaron las estacas que tenían por lo menos una raíz verdadera de por lo menos 0.5 cm. Se tomaron en cuenta solo las verdaderas raíces, no se contabilizaron estacas con callosidad.
- Número de raíces: Se contabilizaron sólo las raíces verdaderas y que tenían una longitud mínima de 0.5 cm.
- Longitud de raíces: Se consideraron para su contabilidad sólo las raíces que superaban los 0.5 cm. de longitud, para lo cual se utilizó el modelo de Böhn.
- Porcentaje de brotación vegetal: Se consideraron las estacas que presentaban por lo menos una hoja verdadera.

La toma de datos se realizó a los 60 días de iniciado el experimento, con la finalidad de que las raíces no se trozaran al momento de sacarlas y meterlas nuevamente en el sustrato, para observar el desarrollo de las raíces y con esto alterar los resultados por ruptura de raíces. Razón por la cual no se tienen datos acerca del desarrollo de las raíces durante el experimento.

Para el análisis de resultados de las variables número de raíces y longitud de raíces, se realizaron los cálculos correspondientes y se hizo la comparación de medias utilizando el método de la diferencia mínima significativa (DMS) a un nivel de confianza del 95 %.

Para las variables de porcentaje de enraizamiento y de porcentaje de brotación vegetal, solo se analizaron los resultados, puesto que se utilizaron porcentajes y como son valores no paramétricos con un bajo número de datos, no se realizó ningún análisis de datos ni

comparación de medias. Para las variables del número de raíces primarias por estaca, y longitud promedio de raíces primarias por estaca, se realizó la comparación de medias y se muestran los ANOVAS en los Anexos.

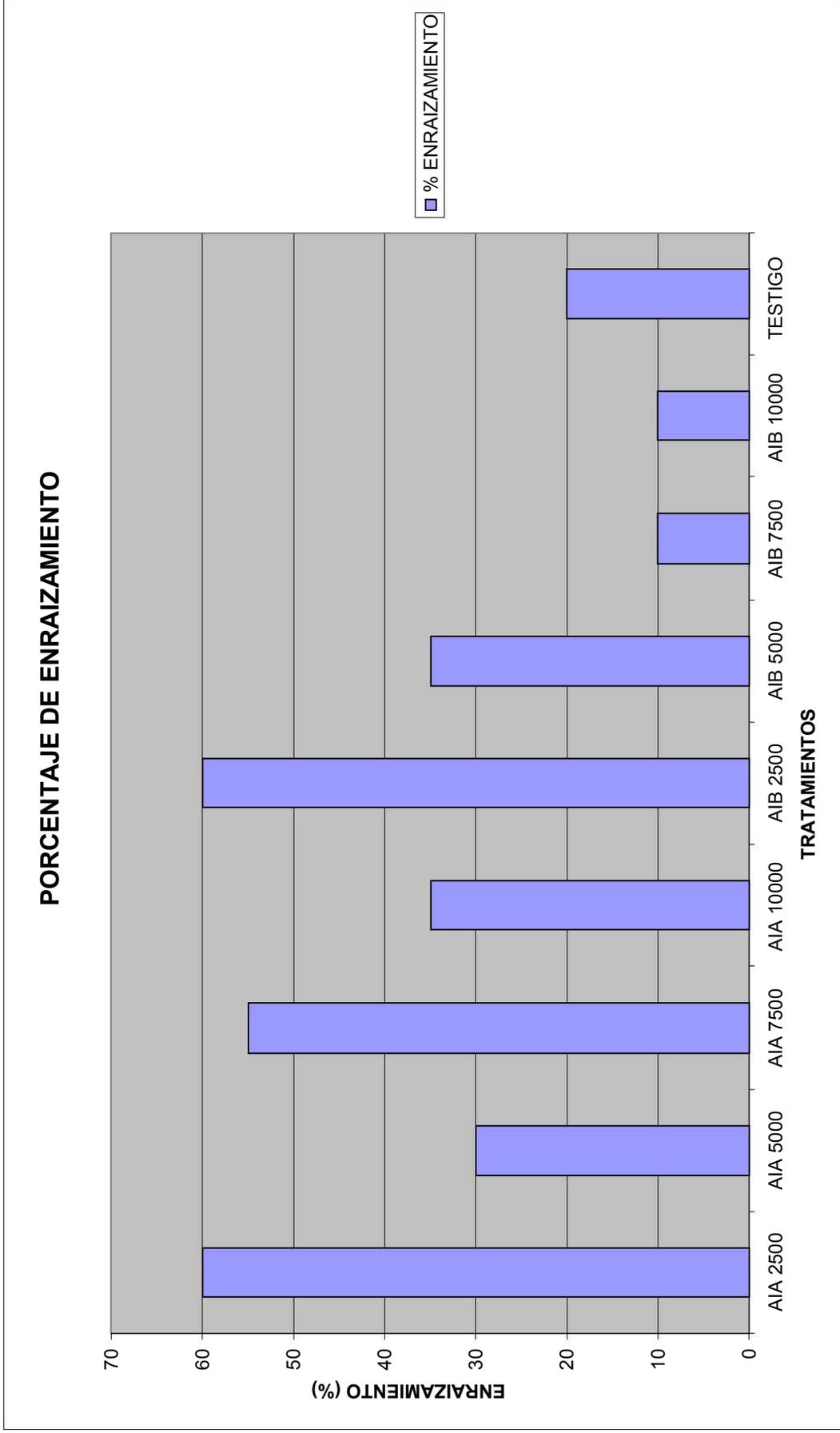
IV.- RESULTADOS Y DISCUSION

Las variables a evaluar para este experimento, fueron el porcentaje de enraizamiento, el número de raíces por estaca, la longitud de las mismas y el porcentaje de brotación vegetativa de las estacas a enraizar.

- **4.1 Porcentaje de enraizamiento.**

El porcentaje de enraizamiento es el factor más importante en la multiplicación vegetativa por estacado. Los tratamientos que presentaron un mayor porcentaje de enraizamiento fueron el de AIA y AIB, ambos a una concentración de 2,500 ppm, ambos presentaron el 60 % de enraizamiento, por ende fue, la mejor respuesta al enraizamiento. A estos les siguió el AIA a una concentración de 7,500 ppm con el 55 % de enraizamiento, (Cuadro 3 y gráfica 1); sin embargo, para otras especies, Guevara (2000), quien utilizó otra especie frutal, granada china, obtuvo 92 % donde aplicó Radix 1,500 y 89 % de enraizamiento cuando aplicó AIB a 1,500 ppm. (Acosta, 1998) utilizó higo, y obtuvo el 55 % de enraizamiento, empleó Radix 10,000 en estacas de un año de edad con lesionado y 81.6 % de enraizamiento usando el mismo tratamiento pero en estacas de 2 años de edad, esto quiere decir que al incrementarse la edad de las estacas, se logró aumentar el porcentaje de enraizamiento. Pero el mayor porcentaje de enraizamiento con 96.6 %, lo obtuvo (Muñoz, 2001) con estacas de durazno y una aplicación de Radix 1,500 (AIB), lo cual es similar a lo obtenido por (Quiroz, 1985) que utilizó también durazno, pero con estacas terminales y Radix 1,500 (AIB) con 96 % de enraizamiento. Sin embargo Soto (1995) utilizó una especie ornamental (*Ficus*), donde empleó AIB a 3,000 ppm y otro con Radix 1,500 (AIB), con los cuales obtuvo el 73.3 % de enraizamiento en ambos casos, mientras que con Radix 10,000 (AIB), obtuvo el 68.3 % de enraizamiento.

Gráfica 1.- Porcentaje de enraizamiento para estacas de vid utilizando AIA y AIB.



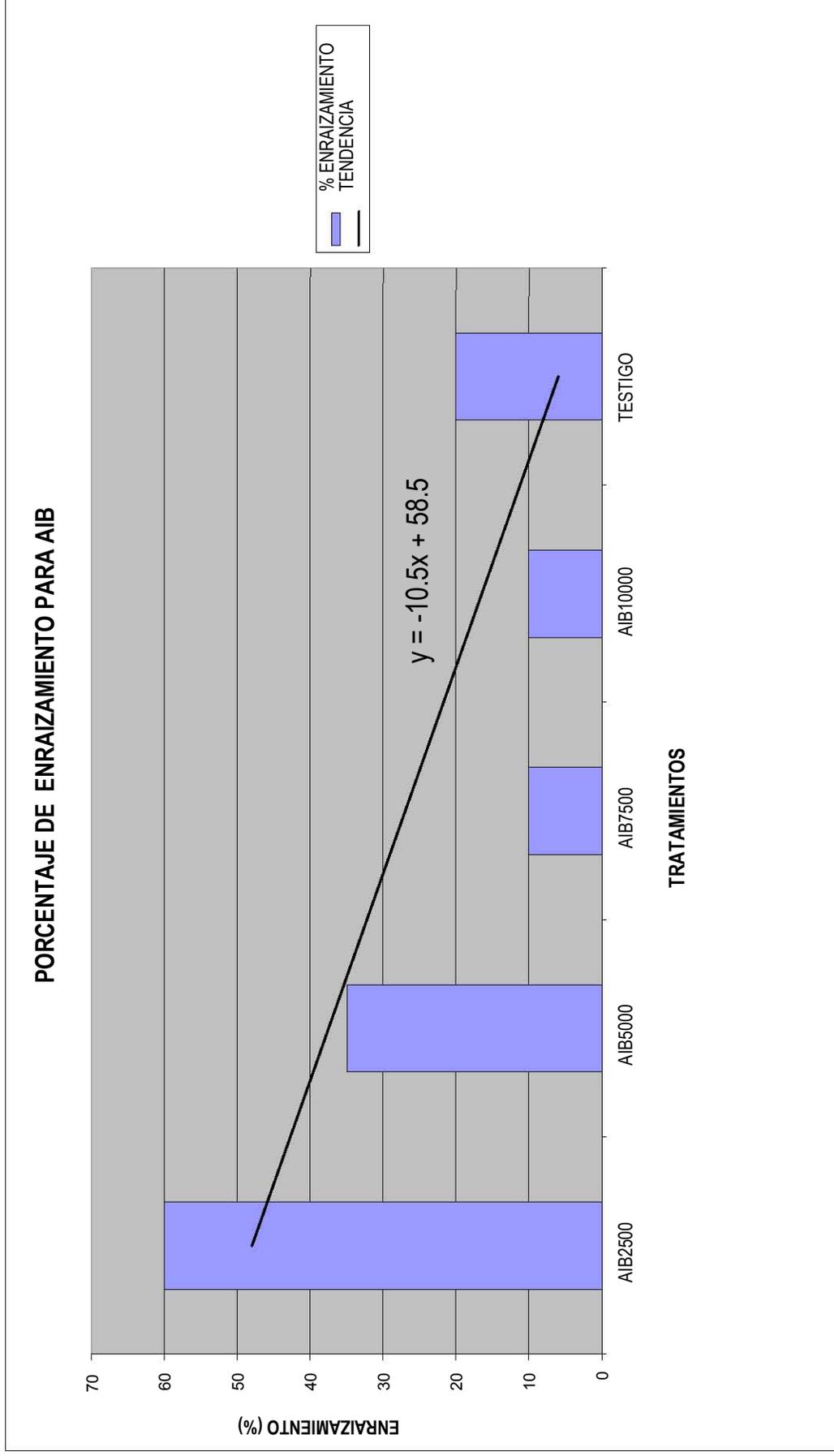
Aunque en la mayoría de los casos con los que se compara el experimento, las dosis de las auxinas utilizadas fueron menores y la respuesta fue mayor que lo obtenido con vid, podemos considerar que la diferencia puede deberse a una causa multifactorial, como lo cita Cruz-Pizarro (2005) en su cuadro de factores que afectan el enraizamiento de las estacas, como pueden ser la época de corte, la edad de la planta madre, juvenilidad, nivel de reservas en la planta madre, entre otros que afectan los gradientes de regeneración en las especies vegetales. La finalidad de utilizar auxinas para el enraizamiento es por su capacidad de lograr una respuesta por parte de la planta y la diferenciación de las células con capacidad rizógena para poder desarrollar un sistema radical que permita la supervivencia de la nueva planta, a partir de tallos separados previo a su enraizamiento.

Cuadro 3.- Porcentajes de enraizamiento de estacas de vid con diferente tipo y concentración de auxina.

Tratamiento	% de Enraizamiento
AIA 2500	60
AIB 2500	60
AIA 7500	55
AIA 10000	35
AIB 5000	35
AIA 5000	30
TESTIGO	20
AIB 7500	10
AIB 10000	10

Como se puede observar en las gráficas 2 y 3, el enraizamiento presenta una tendencia negativa, entre la concentración de la hormona y su respuesta, es decir a medida que aumenta la concentración de la hormona, el porcentaje de enraizamiento se ve disminuido en forma gradual, lo que puede deberse entre otros aspectos, a los factores que afectan el enraizamiento de estacas citados por Cruz-Pizarro (2005), además que en este caso se debe de considerar la sensibilidad del tejido a las auxinas, ya que en la mayoría de las especies para el caso de la inducción radical, la concentración máxima es de 1×10^{-10} M, concentraciones superiores a esta puede tener un efecto inhibitorio para las fases de iniciación y diferenciación radical, donde se sabe que la concentración de auxinas resulta crítica en estas etapas, para la formación de raíces, aunque depende también de la cantidad de receptores-hormona que contenga el tejido tratado (Jarvis, 1990).

Gráfica 2. Porcentaje de enraizamiento de estacas de vid utilizando AIB.

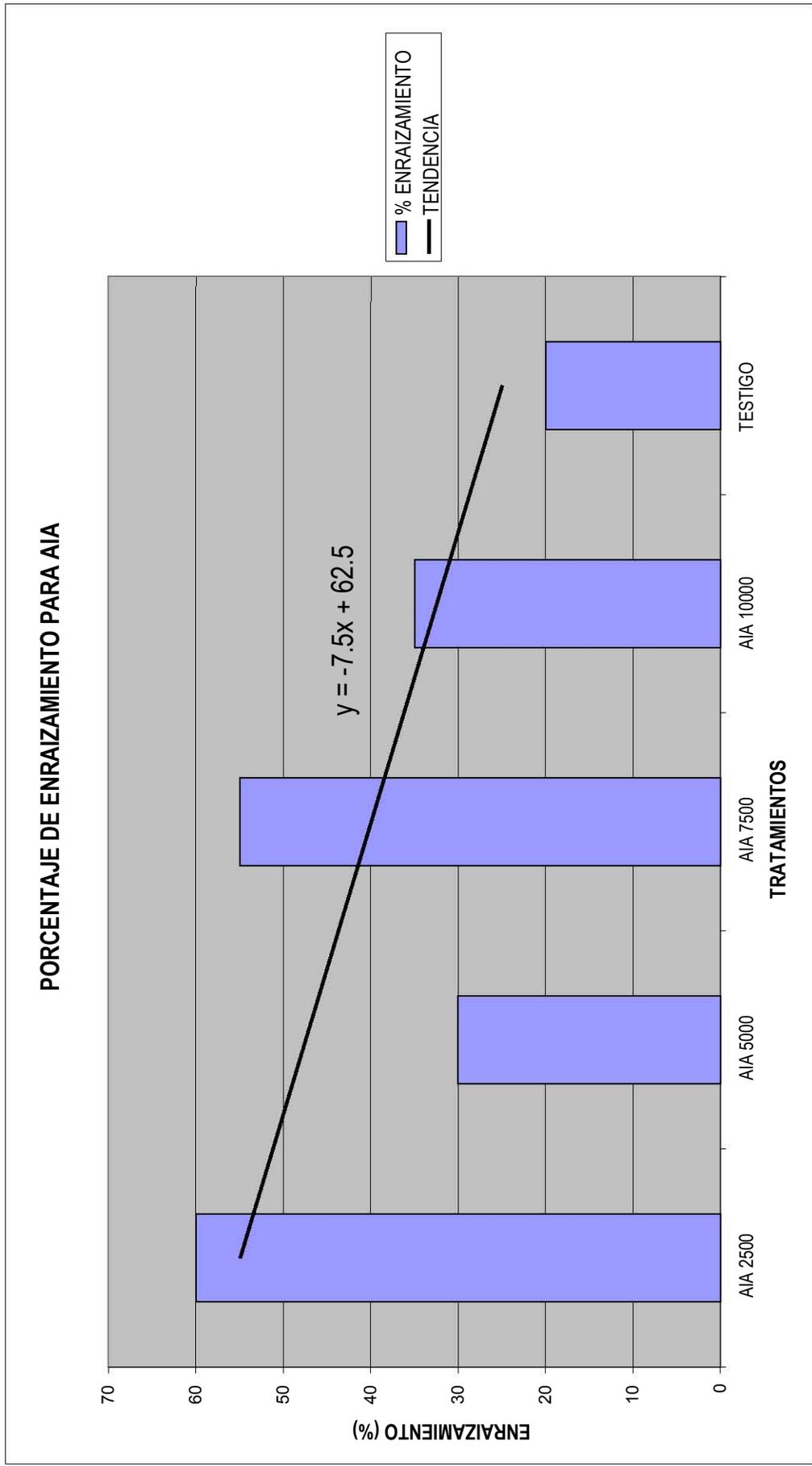


Para el caso del AIB, la tendencia que presenta es negativa (Gráfica 2), pero su pendiente ($y = -10.5x + 58.5$) es mayor que la presentada por el AIA mostrado en la gráfica 3, lo cual quiere decir que hay una mayor diferencia con relación al testigo, sólo en el caso de 2,500 ppm, presenta una buena respuesta, la cual es superior al testigo hasta en un 200 %, sin embargo después de las 5,000 ppm, que presenta una mejor respuesta de enraizamiento de un 75 % superior al testigo, decrece en gran medida a partir de esta concentración, lo cual puede deberse a diversos factores que ya han sido mencionados con anterioridad.

Como se muestra en la gráfica 3, la tendencia que muestra el AIA, también es negativa, sin embargo, su pendiente ($y = -7.5x + 62.5$), es menos pronunciada que la mostrada por el AIB, no obstante, la mayor respuesta la presenta a una concentración de 2,500 ppm, lo cual es 200 % más que lo obtenido con el testigo, aunque para la concentración de 5,000 ppm, la diferencia es de un 50 % sobre el testigo, pero para la concentración de 7,500 ppm, la diferencia es de 175 % con relación al testigo, lo que nos indica una respuesta variable a la concentración de esta hormona, puesto que la respuesta de la concentración de 5,000 ppm es menor que la de 2,500 ppm, sin embargo para la concentración de 7,500 ppm se incrementó la respuesta pero no en la misma proporción que en la 2,500 ppm, pero superior a la concentración de 5,000 ppm por un 125 %, y sin embargo para la concentración de 10,000 ppm el resultado fue mayor al testigo en un 75 % y aún mayor a la concentración de 5,000 ppm en un 18 %.

Se analizaron los porcentajes de enraizamiento de cada uno de los tratamientos, los cuales se muestran en el cuadro 3, para ambas auxinas, y se puede decir que en general, el mejor tratamiento lo constituye el AIA con un 45 % de enraizamiento en promedio por tratamiento, que es muy superior a lo mostrado por el AIB que tiene un 28.75 % de enraizamiento en promedio por tratamiento, lo cual nos indica que en general, independientemente de la concentración, hay una mejor respuesta por parte de las estacas de vid a la aplicación de AIA, de casi el doble de lo mostrado por el AIB.

Gráfica N° 3. Porcentaje de enraizamiento de estacas de vid utilizando AIA.



Este tipo de resultados presentados por las estacas en relación de las dos auxinas y las concentraciones de cada uno de los tratamientos, presentan una respuesta similar a los obtenidos por Guevara (2000), Báez (1985) y a lo obtenido por Rúelas (1976). A pesar de esto, las diferencias entre el comportamiento presentado por las estacas de vid en comparación con las de las demás especies puede deberse a los factores que afectan el enraizamiento de las estacas, que genéricamente comprenden aquellos relacionados con la selección de la estaca y características de la misma, tratamientos para su enraizamiento y las condiciones ambientales durante el mismo.

- **4.2 Número de raíces por estaca.**

Para la variable perteneciente al número de raíces por estaca, se tomaron en cuenta solo los promedios de las raíces de primer orden, es decir, aquellas que emergen directamente de la estructura del tallo para su análisis (ANOVA Anexo 2). Esto se debe a que son las principales para considerar que una estaca enraizó. En este caso, si bien se considera esto como algo cuantitativo, nos refleja también una situación cualitativa, al considerarse un número de raíces alto como algo positivo para lograr el enraizamiento y la supervivencia de la nueva planta, sin embargo esto se complementa con la variable de longitud de raíces, para darnos un concepto más claro de lo que es la calidad del enraizamiento. El tratamiento que presentó la mayor respuesta al número de raíces fue el de AIB a 5,000 ppm con un promedio de 19.85 raíces primarias por estaca, seguido por los tratamientos de AIB a 7,500 ppm y AIA 7,500 ppm, con 11.50 y 10.18 raíces de primer orden promedio por estaca respectivamente. Los tratamientos de AIB a 5,000 ppm y AIB a 7,500 ppm son estadísticamente semejantes, pero son diferentes estadísticamente a los demás tratamientos. Los resultados obtenidos presentan una respuesta consistente a lo obtenido por Acosta (1998) con estacas de higo con incisiones y aplicación de Radix 10,000 (AIB), donde obtuvo hasta 90.5 raíces de primer orden por estaca, en el caso de estacas de un año de edad, y 72.25 raíces de primer orden en promedio para estacas de dos años. En otro experimento realizado por Espinoza (1987), utilizó estacas de Guayaba y aplicaciones de AIB + NaOH a 4,000 ppm, con lo cual logró 27 raíces primarias por estaca, mientras que utilizando solamente AIB a 4,000 ppm obtuvo 18.3, y utilizando AIB + NaOH a 2,000 ppm, obtuvo 16.7 mientras que con AIB a 2,000 ppm consiguió 14.3 raíces primarias por estaca, lo que nos indica que en este caso, utilizando estacas de madera dura de un año, si aumentamos la concentración de auxinas, el número de raíces es mayor que cuando se utilizan estacas de mayor edad y concentraciones mayores. Contrastando con lo anterior, se tienen casos como el reportado por Soto (1995), que utilizó Radix 10,000 (AIB) en estacas de una especie ornamental (*Ficus*) en la que sólo obtuvo un promedio de 7.1 raíces por estaca.

En el cuadro 4 se muestran los números de raíces de promedio obtenidas por estaca para cada uno de los tratamientos:

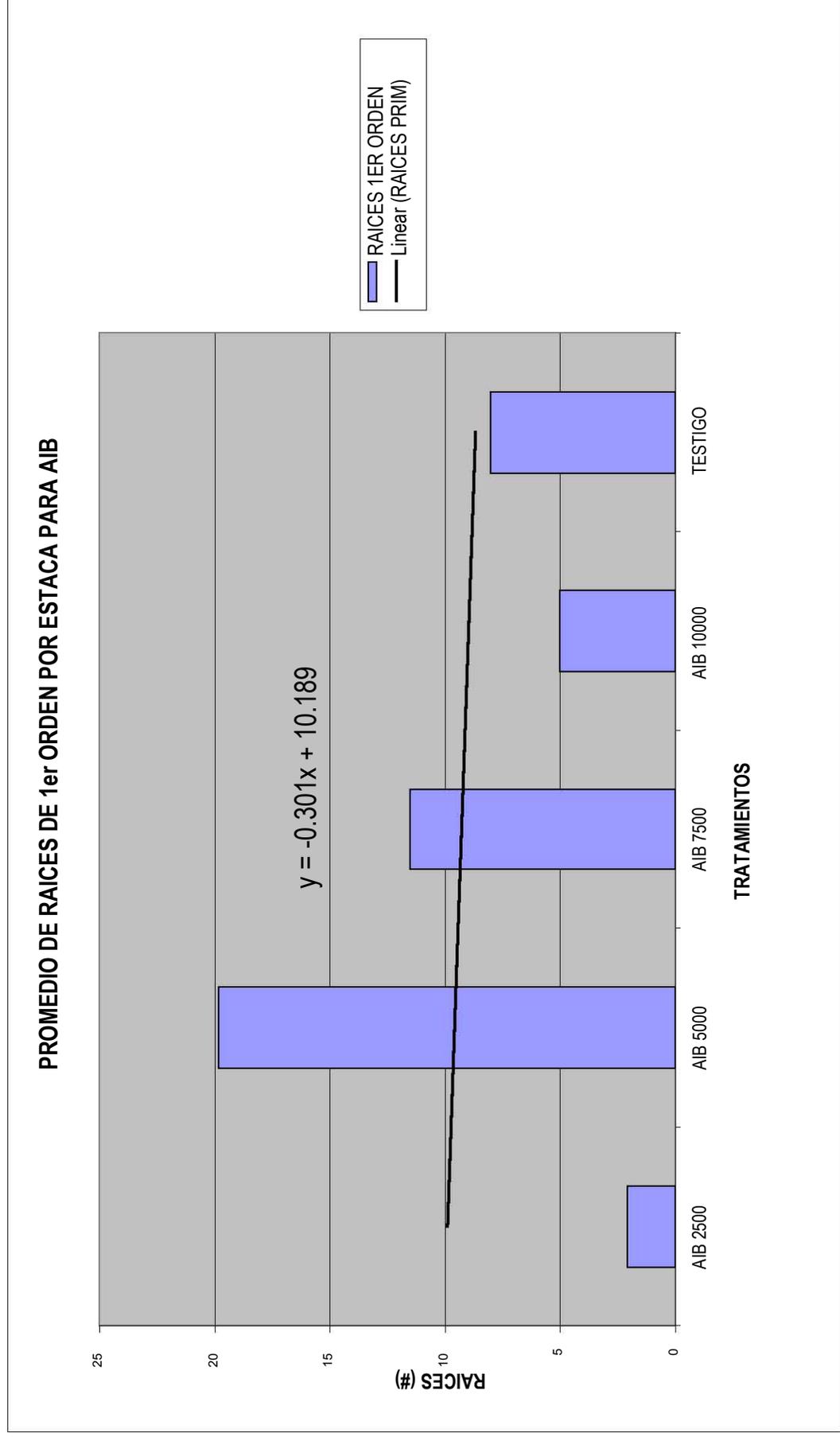
Cuadro 4. Número de raíces promedio por estaca de vid y por tratamiento.

TRATAMIENTO	NUMERO PROMEDIO DE RAICES			
	1 ^{er} Orden	2 ^o Orden	3 ^{er} Orden	4 ^o Orden
AIB 5000	19.85 a ¹	8.1	4.6	0.35
AIB 7500	11.50 ab	0.05	0	0
AIA 7500	10.18 b	73.35	38.95	2.9
AIA 2500	9.5 b	49.35	26.5	2.9
AIA 5000	8.66 b	43.3	32.75	0.1
TESTIGO	8 b	11.5	12.55	0
AIB 10000	5 b	17.25	1.75	0
AIA 10000	4 b	5.35	9.9	0
AIB 2500	2.08 b	64.6	24.9	0.9

¹ Comparación de medias utilizando DMS a $\alpha=0.05$, letras iguales no tienen diferencia estadística entre sí.

Para la auxina AIB (Gráfica 4), los resultados obtenidos para el número de raíces de primer orden promedio por estaca, fueron en general, mayores que los mostrados por el AIA, la concentración que mostró una mayor respuesta fue la de 5,000 ppm fue mayor en un 148.25 % a lo mostrado por el testigo, siendo aún mayor que cualquiera de los resultados mostrados por el AIA, la concentración de 7,500 ppm tuvo una respuesta de poco más de 43.75% superior al testigo, sin embargo la concentración de 10,000 ppm, al igual que la concentración de 2,500 ppm fueron menores las respuestas que presentaron que lo obtenido con el testigo, siendo estas de tan sólo el 62.5 % y 50 % de lo registrado por el testigo respectivamente. En este caso, la tendencia negativa para el número de raíces de primer orden, es menor que la mostrada por el AIA, pues la pendiente ($y = -0.301x + 10.189$) es también mayor que la mostrada por el AIA. (Gráfica 4)

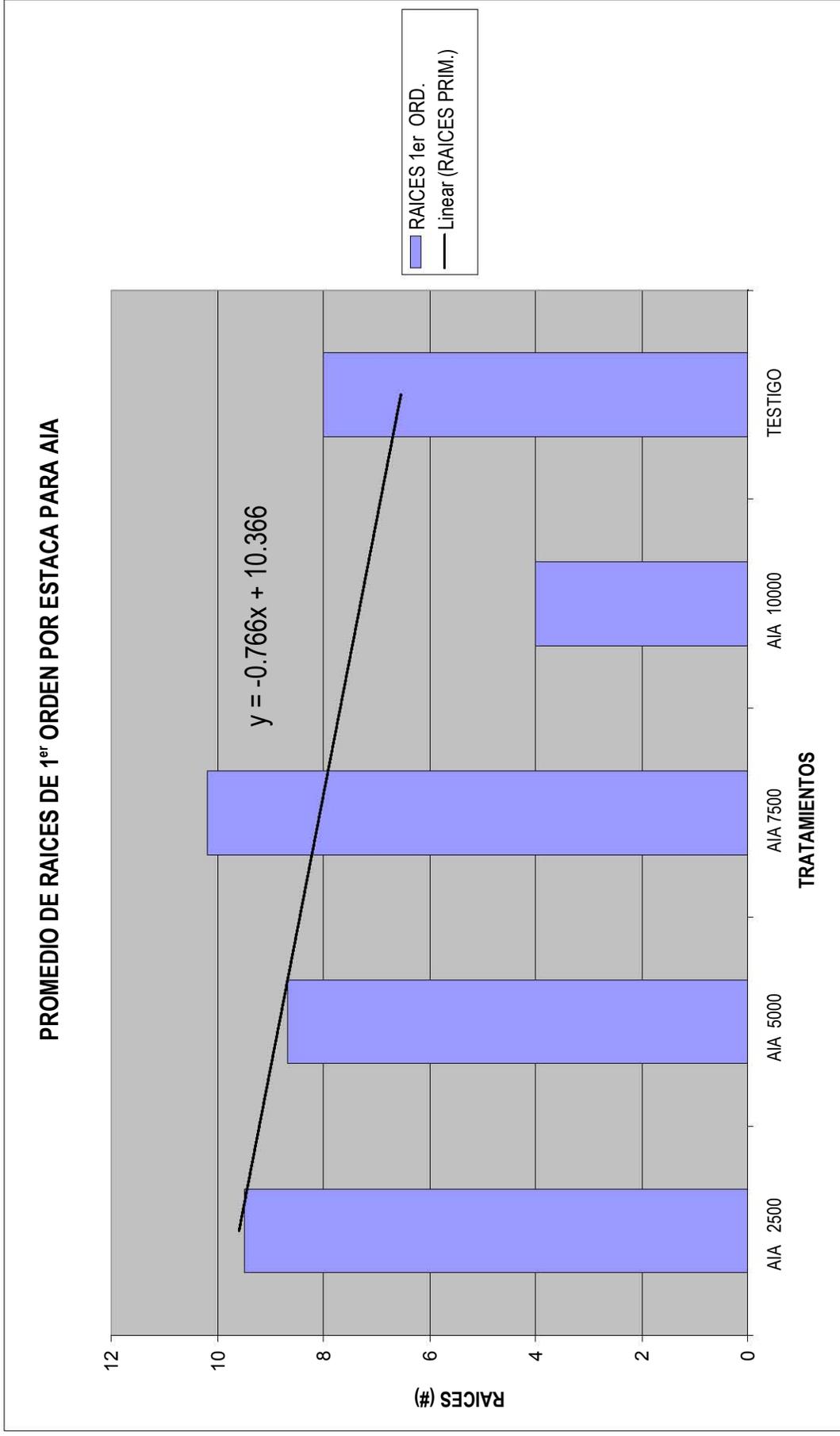
Gráfica 4. Número de raíces de 1er orden promedio por tratamiento utilizando AIB.



Para la auxina AIA (Gráfica 5) se tuvieron resultados variados, debido a que a la concentración de 7,500 ppm, en la cual el número de raíces primarias promedio por estaca superó en un 25% mayor que lo obtenido por el testigo, mientras que, comparando la concentración de 2,500 ppm, el número de raíces por estaca fue tan sólo del 18.75 % superior a lo registrado por el testigo, sin embargo es menor que la concentración de 7,500 ppm, por otra parte, la concentración de 5,000 ppm, en la cual, el número de raíces primarias fue apenas del 8.25 % superior a lo registrado por el testigo, mientras que para la concentración de 10,000 ppm, tuvo un resultado de tan sólo el 50 % menor de lo registrado por el testigo, lo que nos demuestra nuevamente una inestabilidad en los resultados obtenidos con la auxina AIA, pero a pesar de todo esto los tratamientos son estadísticamente similares, sin haber diferencia entre ellos.

En la gráfica siguiente se puede observar como el AIA muestra una tendencia negativa en relación al número de raíces primarias promedio por estaca al incrementar la concentración, la cual tiene una pendiente negativa ($y = -0.766x + 10.366$) la cual es mayor a la presentada por el AIB, la cual se muestra en la gráfica 5.

Gráfica 5. Número de raíces de 1^{er} orden promedio por tratamiento utilizando AIA.



En la comparación de medias para cada una de las respuestas obtenidas para las auxinas en relación al número de raíces primarias promedio por estaca por tratamiento, se encontró que el AIB muestra una mejor respuesta con un promedio de 9.6 raíces primarias por estaca por tratamiento, mientras que el AIA muestra solamente 8.08 raíces primarias promedio por estaca por tratamiento, lo que representa solo el 84% de la respuesta del promedio por la auxina AIB, por lo que podríamos decir que es mejor la respuesta mostrada por las estacas a la aplicación de AIB.

En relación a la tendencia de los resultados arrojados por las estacas tratadas para cada uno de los tratamientos, en comparación con lo obtenido en experimentos anteriores, éstos resultados son consistentes con los obtenidos por Villar (1985), Ceja (1996) y Garrido (1978).

- **4.3 Longitud de raíces por estaca.**

Esta variable de estudio se analizó utilizando únicamente los promedios de longitud de las raíces de primer orden obtenidas a partir del modelo de Böhn, pues estas son las principales para considerar que se logró el enraizamiento. El tratamiento que presentó una mayor longitud promedio de raíces de primer orden fue el de AIB a 2,500 ppm, que obtuvo 90.21 cm. de longitud promedio por raíz por estaca por tratamiento, seguido por el tratamiento de AIA a 5,000 ppm con 23.56 cm., mientras que el tratamiento de AIB a 10,000 ppm le siguió con 18.34 cm. Estas mediciones se determinaron después de 60 días de establecer las estacas para su enraizamiento (ANOVA Anexo 3).

Estos resultados son consistentes a los obtenidos por Paniagua (1985), quien obtuvo una longitud promedio de 11.53 cm de longitud promedio de raíces de primer orden por estaca, a las que les aplicó AIB a 1,500 ppm más Rutin 500 ppm. Sin embargo la mayor longitud registrada en experimentos anteriores fue la obtenida por Espinoza (1987), que utilizó estacas de guayaba tratadas con AIB + NaOH a 4,000 ppm con 44.6 cm. de longitud promedio por raíz de primer orden por estaca, y fue la que más similitud tuvo con los resultados obtenidos por este experimento pues aplicando AIB + NaOH a 2,000 ppm, obtuvo 20.8 cm. en promedio y aplicando solamente AIB a 2,000 ppm obtuvo 20.4 cm., mientras que Guevara (2000), que utilizó estacas de granada china y aplicó Radix 1,500 (AIB), obtuvo 39.96 cm de longitud promedio de raíz de primer orden por estaca.

Los resultados obtenidos para vid en el experimento se pueden observar de una manera más clara en el cuadro 5.

Cuadro 5. Longitud promedio de la suma de raíces por estaca para cada tratamiento expresada en cm.

TRATAM.	LONG. PROM. RAICES			
	1 ^{er} Orden	2 ^o Orden	3 ^{er} Orden	4 ^o Orden
AIB 2500	90.21 a ¹	1.355	1.1	0
AIA 5000	23.56 b	1.399	1.58	0.677
AIB 10000	18.34 bc	1.329	0.995	0.673
AIA 2500	13.71 c	1.472	1.258	0.589
AIA 7500	12.79 c	1.347	1.1	0.908
TESTIGO	6.91 cd	2.357	0	0
AIA 10000	2.84 d	1.229	0.793	0.65
AIB 7500	0.46 d	1.799	0.839	0
AIB 5000	0.39 d	1.295	1.697	0

¹ Comparación de medias utilizando DMS a $\alpha=0.05$, letras iguales no tienen diferencia estadística entre sí.

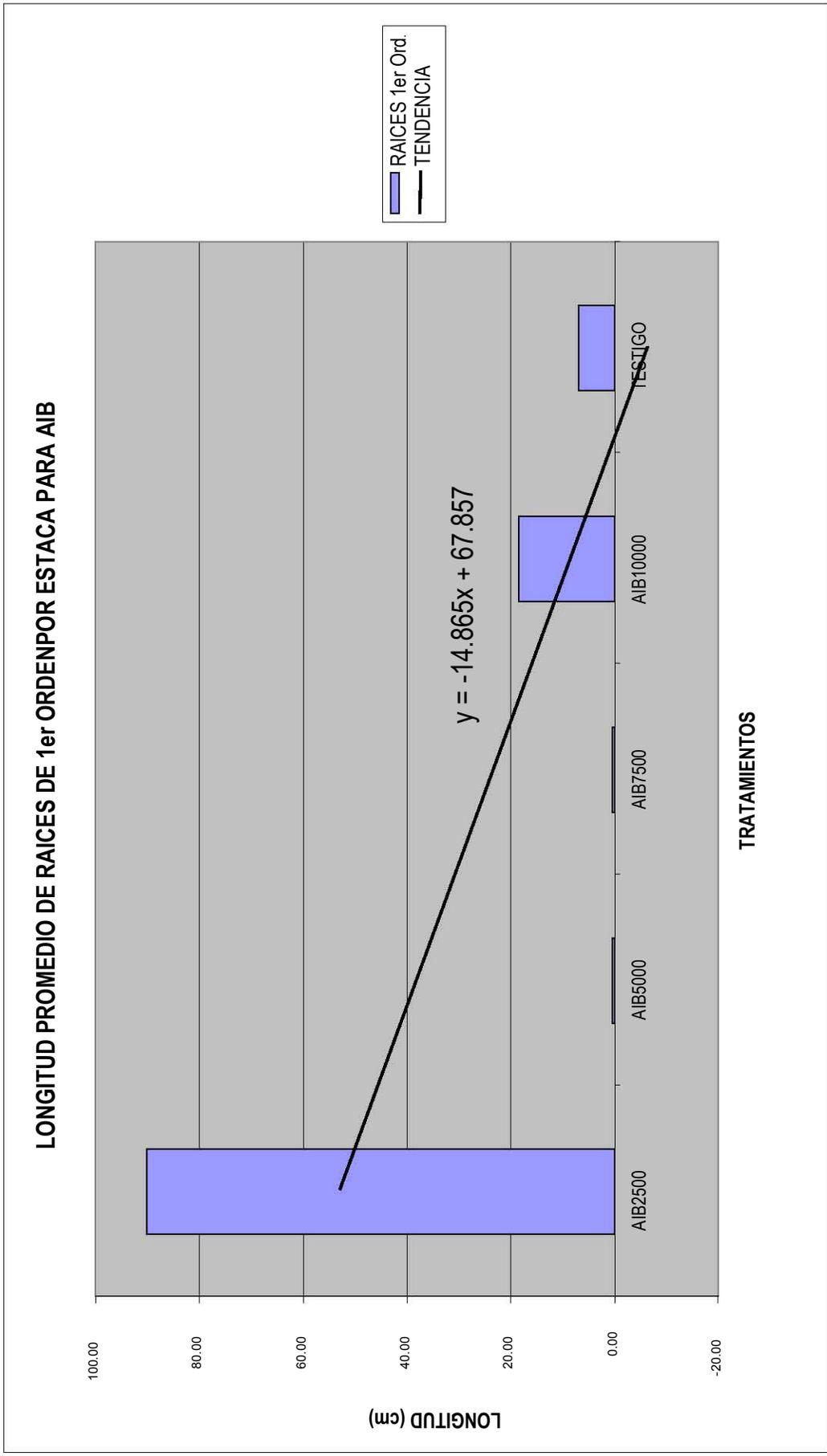
La respuesta de las estacas expresada en la longitud promedio de raíces de primer orden por estaca, fue mayor en la más baja concentración para AIB (2,500 ppm), seguido por la concentración 10,000 ppm, mientras que para el AIA la mejor respuesta fue en la concentración de 5,000 ppm, seguido por la concentración más baja (2,500 ppm). Estos resultados son muy variables entre las concentraciones, no siguen un patrón de comportamiento al aumentar la concentración de la auxina. Puede haber diferencias entre lo reportado por otros autores y lo obtenido en este experimento, debiendo considerar nuevamente lo relativo a la sensibilidad que presentan los tejidos a la auxina aplicada, tomando en consideración, que si bien en la fase de inducción se estimula la inducción radical, el crecimiento y desarrollo de la raíz, puede ser crítica la concentración de auxina que llega a inhibir este proceso, (Cruz-Pizarro, 2005).

Para AIB, la dosis menor fue la que mostró el mejor resultado, siendo la mejor concentración la de 2500 ppm, no obstante, los dos mejores resultados siguientes fueron de la concentración más alta a la concentración media para cada una de las auxinas. Además hubo una respuesta favorable del tratamiento de AIB a 10,000 ppm, siendo superior al obtenido de la utilización de AIA a 2,500 ppm. Esto quiere decir que posiblemente el tratamiento que promueve un mayor número de raíces, en este caso el AIB a una concentración de 2500 ppm no presentó una tendencia a disminuir la respuesta de las estacas conforme aumentan las concentraciones. Esto puede deberse a factores como la concentración y efectos que tiene la auxina en las fases avanzadas de la formación radical. Esta toxicidad generalmente ocurre entre los 25 a 50 mg/L (Jarvis, 1990), aunque autores como Lucas (2002) indican que esta toxicidad es a partir de 10^{-6} M. Sin embargo, la concentración de auxina libre en las plantas varía de 1 a 100 mg/kg de peso fresco.

En el caso de la auxina AIB (Gráfica 6), para la variable longitud promedio de raíces de primer orden por estaca, la concentración que mostró la mejor respuesta fue la de 2,500 ppm, con poco más del 100 % de superioridad a lo obtenido con el testigo, no obstante, la concentración de 5,000 ppm fue menor al testigo, logrando cerca del 25 % de la respuesta obtenida por el testigo; para la concentración de 7,500 ppm, el resultado fue apenas superior al 10 % de lo obtenido por el testigo,

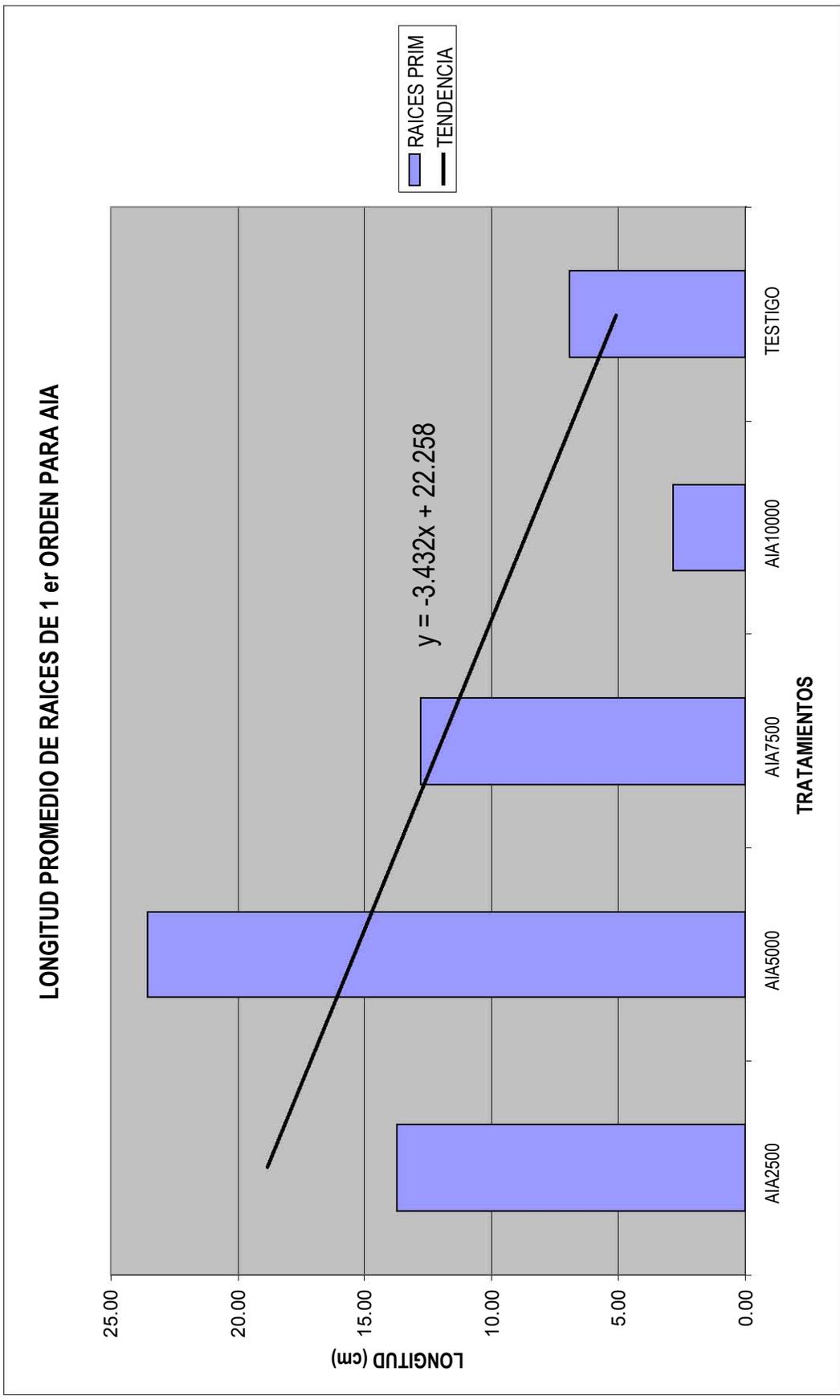
que en este caso, fue muy superior a esta última concentración, y por último para la concentración de 10,000 ppm el resultado fue menor, pero cercano al 60 % de lo obtenido por el testigo. La tendencia en este caso también fue negativa ($y = -14.865x + 67.857$), al igual que lo mostrado por el AIA, sin embargo la pendiente mostrada por el AIB es menor en comparación con el AIA.

Gráfica 6. Longitud promedio de raíces de 1^{er} orden por estaca utilizando AIB.



La variable correspondiente a longitud de raíces de primer orden para la auxina AIA (Gráfica 7) fue mejor por la concentración de 5,000 ppm, siendo superior al testigo en casi un 200 %, la concentración de 2,500 ppm, fue superior en casi un 80 % a lo obtenido con el testigo, siendo una respuesta similar a la mostrada por la concentración de 7,500 ppm con cerca del 70 % de superioridad respecto al testigo, pese a esto, la concentración de 10,000 ppm fue menor a la mitad de la respuesta mostrada por el testigo. La correlación es negativa en relación al incremento de la concentración aplicada, tal y como se muestra en la gráfica 6, donde se puede observar que la pendiente del AIA ($y = -3.432x + 22.258$) es mayor que la mostrada por el AIB ($y = -14.865x + 67.857$).

Gráfica 7. Longitud promedio de raíces de 1^{er} orden por estaca utilizando AIA.



En la comparación de medias para los resultados de los tratamientos por medio del método de DMS con un nivel de confianza del 95%, nos indican que el tratamiento de AIB a 2,500 ppm, es estadísticamente diferente a los demás tratamientos, mientras que los tratamientos de AIA a 5000 ppm y AIB a 10,000 ppm son estadísticamente similares, y diferentes a los demás tratamientos, mientras que los tratamientos de AIB a 10,000 ppm, el de AIA a 2,500 ppm, el de AIA a 7,500 ppm y el testigo son estadísticamente similares, y son diferentes a los demás tratamientos, y los tratamientos de AIA a 10,000 ppm, AIB a 7,500 ppm, AIB a 5000 ppm y el testigo son estadísticamente similares. Sin embargo, la comparación de medias, también mostró que los promedios generales por auxina fueron de 27.35 cm. en promedio para AIB y de 13.23 cm. en promedio para AIA. Lo que demuestra una mejor respuesta en general para la aplicación de AIB en relación a la longitud de raíces de primer orden, en comparación con la aplicación de AIA.

Para el caso de esta variable en particular, y su relación con la variable de número de raíces promedio por estaca, podemos señalar que al encontrarse un número reducido de raíces de primer orden, las longitudes de estas son altas, sin embargo al aumentar el número de raíces las longitudes disminuyen por entrar en competencia las mismas raíces por agua, aire y nutrientes. Esto se hace más evidente en nuestro experimento al comparar el tratamiento que obtuvo el número de raíces de primer orden más alto que fue la concentración de AIB a 5,000 ppm con 19.85, pero su longitud promedio fue de 0.39 cm. por raíz, mientras que para la concentración que obtuvo el menor número de raíces promedio por estaca que fue la concentración de AIB a 2,500 ppm con 2.08, su longitud promedio por raíz fue de 19.85 cm. Estos valores son contrarios unos a los otros, lo que nos demuestra que el número de raíces de primer orden es inversamente proporcional a la longitud de las mismas, por la competencia que existe entre ellas por la sobrevivencia. A esto se le conoce como calidad del enraizamiento, donde la auxina que presentó la mejor calidad de enraizamiento fue el AIB a 2,500 ppm, mientras que el más bajo fue el AIB a 5,000 ppm y por último el testigo.

Los resultados arrojados en este experimento fueron similares a los obtenidos por Báez (1985), Espinoza (1987) y Guevara (2000), que trabajaron con estacas de Durazno, Guayaba y Granada china respectivamente.

- **4.4 Porcentaje de brotación vegetativa.**

Esta variable de estudio puede tener una correlación negativa con el enraizamiento, puesto que el enraizamiento y la brotación vegetativa son fenómenos acusada polaridad, ya que el enraizamiento se da en la región proximal de la estaca y la brotación vegetativa en la región distal, debido a que para lograr el enraizamiento, se requieren de auxinas que intervengan en el proceso de estimulación de las células para la formación de raíces, sin embargo, para el caso de la brotación vegetativa, lo que se requiere son citocininas, las cuales inhiben el enraizamiento, estas tienen una polaridad acropétala, es decir, de la base de la planta hacia el ápice, mientras que las auxinas tienen un movimiento basipétalo, o sea, del ápice de la planta hacia la base, Azcon-Bieto (2000). A pesar de esto, hay ciertos factores que son determinantes en lo relacionado a las diferencias existentes entre enraizamiento y brotación vegetativa, siendo algunos de los más importantes la luz, la humedad relativa, la humedad del sustrato, y la temperatura. Si la estaca a enraizar se encuentra bajo una intensa luminosidad la estaca puede morir por deshidratación sino cuenta con la suficiente humedad en el ambiente y en el sustrato, sin embargo, si cuenta con una buena humedad relativa y buena humedad del sustrato tiene una mayor probabilidad de sobrevivir; no obstante, la luminosidad es

necesaria para realizar la fotosíntesis y así poder proporcionar los nutrimentos que requiere la estaca, asimismo sintetiza auxinas que se translocan a las zonas bajas donde se llevan a cabo los procesos de formación de raíces. Pero esto no es todo, esta actividad fotosintética absorbe humedad del medio de enraice y puede provocar la deshidratación y muerte de la planta, al provocar la evaporación de vapor de agua. La temperatura está íntimamente relacionada con la cantidad de luz que irradia las estacas y el sustrato, pues si la temperatura es demasiada alta puede haber deshidratación de las hojas y no haber fotosíntesis ni formación de auxinas que favorezcan el enraizamiento. Si bien es cierto que en la mayoría de los experimentos de enraizamiento se recomienda mantener por lo menos tres o cuatro hojas para ayudar al enraizamiento, tal y como lo menciona Rúelas (1975), esto también puede ser un arma de dos filos, si no se toman en cuenta los factores mencionados por Cruz-Pizarro (2005), ya que si no se tiene cuidado en alguno de estos, puede repercutir en la respuesta del experimento.

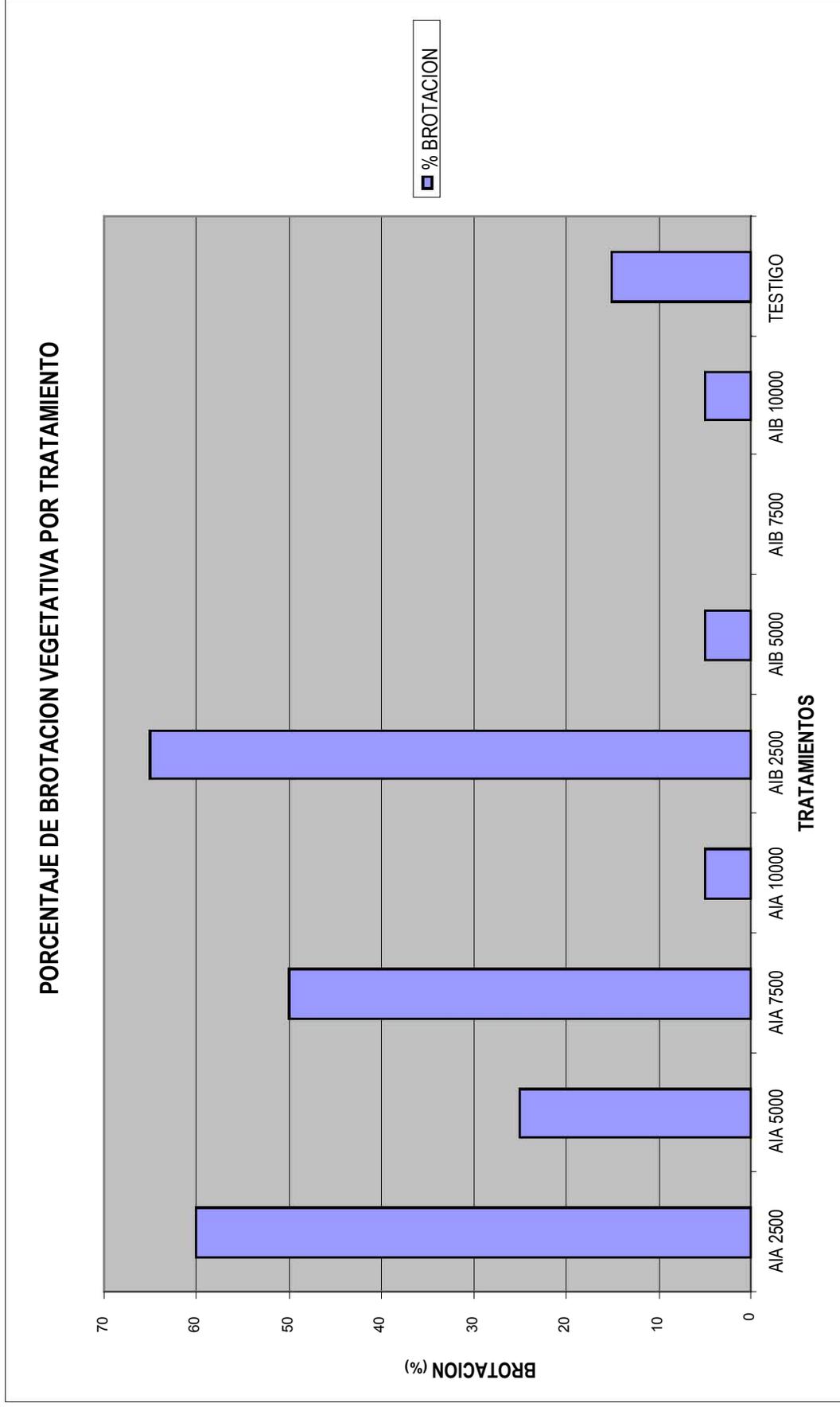
En este caso el tratamiento en que se obtuvo el mayor porcentaje de brotación vegetativa fue el de AIB a 2,500 ppm con un 65 %, seguido del tratamiento de AIA a 2,500 ppm con 60 %. Estos resultados pueden deberse a factores de toxicidad de acuerdo a la cantidad de auxina suministrada a la estaca, lo cual se puede observar en el cuadro 6, donde se muestran los porcentajes de brotación vegetativa para cada uno de los tratamientos estudiados, no obstante el tratamiento de AIA a 7,500 ppm, muestra un porcentaje de brotación vegetativa del 50 %, lo cual nos hecha abajo la teoría de la intoxicación por altas concentraciones de las auxinas utilizadas para lograr un mayor porcentaje de enraizamiento, o lo que es lo mismo una inhibición del enraizamiento al aumentar la concentración.

Cuadro 6. Porcentaje de brotación vegetativa para cada uno de los tratamientos.

TRATAMIENTO	% BROTACION VEG.
AIB 2500	65
AIA 2500	60
AIA 7500	50
AIA 5000	25
TESTIGO	15
AIA 10000	5
AIB 5000	5
AIB 10000	5
AIB 7500	0

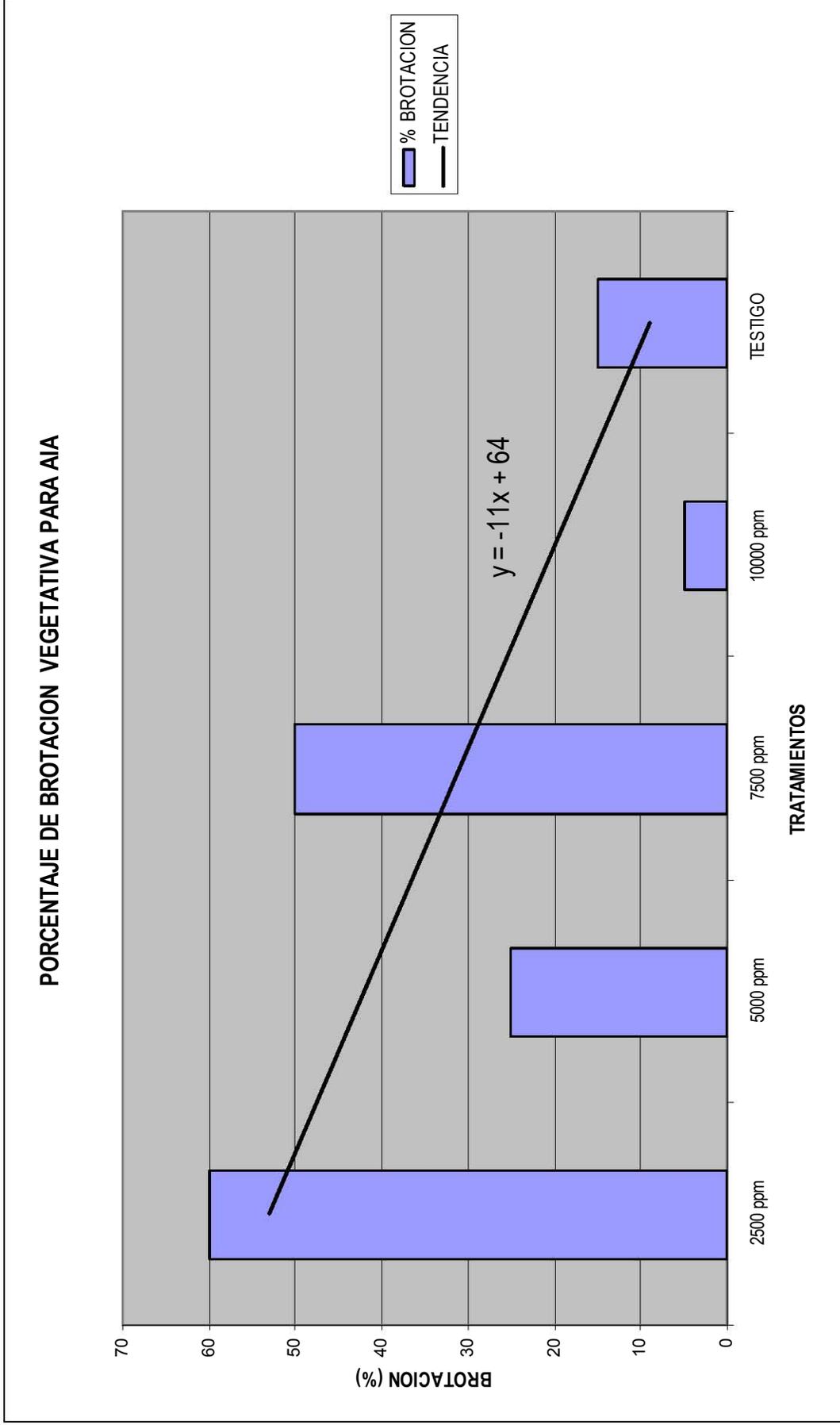
En la gráfica 8, se muestran los porcentajes de brotación vegetal obtenidos por las diferentes concentraciones de las dos auxinas que se utilizaron en el experimento, comparando cada una de ellas contra el testigo.

Gráfica 8. Porcentaje de brotación vegetativa para cada una de las estacas por tratamiento.



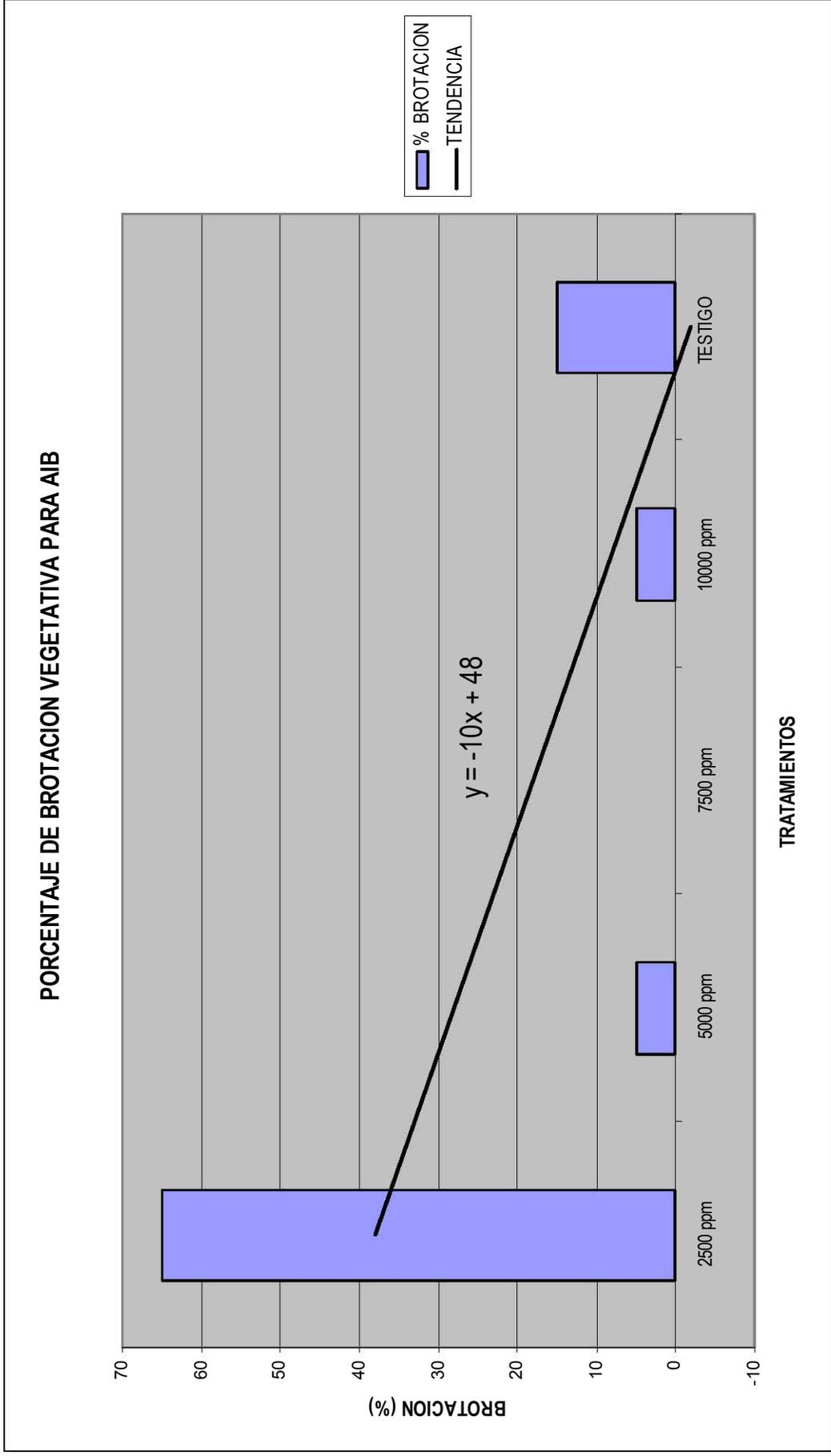
Para el AIA, en la variable de porcentaje de brotación vegetativa, la concentración que mostró un mejor resultado a la aplicación de auxinas fue la de 2,500 ppm, siendo muy superior al testigo con el 300 % de diferencia, seguida de la concentración de 7,500 ppm, la cual fue superior al testigo por poco más de 230 % de diferencia, aunque también la concentración de 5,000 ppm fue superior al testigo por 66 %, esta presentó una respuesta menor a lo mostrado por la concentración de 7,500 ppm, pero la concentración de 10,000 ppm fue menor al testigo con una respuesta mas baja, con tan sólo el 33 % de lo presentado por el testigo. En la Gráfica 9, se observa la tendencia negativa entre la concentración y la brotación vegetativa, sin embargo la pendiente que muestra ($y = -11x + 64$), es mayor en comparación con lo obtenido para el AIB.

Gráfica 9. Porcentaje de brotación vegetativa utilizando AIA.



Los resultados de la variable porcentaje de brotación vegetativa para el caso del AIB, fueron muy variables, la concentración de 2,500 ppm mostró una gran superioridad sobre el testigo, con el 333 % de diferencia entre ambos tratamientos, pero la concentración de 5,000 ppm y 10,000 ppm tuvieron el mismo resultado, siendo menores al testigo con tan sólo el 33 % de la respuesta mostrada por este último; el caso más crítico fue el de la concentración de 7,500 ppm que no tuvo ni siquiera un porcentaje de respuesta a la brotación vegetativa. En la Gráfica 10, se observa que la tendencia entre concentración y brotación vegetativa fue negativa, mostrando una pendiente de $(y = - 10x + 48)$, sin embargo a pesar de esto, esta respuesta es menor a la presentada por el AIA.

Gráfica 10. Porcentaje de brotación vegetativa utilizando AIB.



En la comparación de medias por tratamiento, del porcentaje de brotación vegetativa, la auxina que presentó una mejor respuesta a la brotación vegetativa de las estacas fue el AIA con 35 % de brotación vegetativa, aunque el AIB tuvo un promedio de 18.75 %. El porcentaje de brotación vegetativa del AIA, en comparación con el AIB fue superior en casi un 100 %, lo que indica que la aplicación de esta auxina puede promover una mejor resistencia al medio para lograr subsistir.

Los resultados obtenidos a partir del porcentaje de brotación vegetativa para este experimento son similares a los obtenidos por Báez (1985) que trabajó con Durazno, Trujillo (1985) que trabajó con Macadamia y Rúelas (1976) que trabajó con un híbrido de Durazno-Almendro.

Es importante señalar que cuando se da la brotación vegetativa, y esta es previa al enraizamiento, no se mantiene o es consistente el crecimiento del brote, éste tiende a morir, debido a que carece del sistema radical para la absorción de agua. Generalmente este tipo de brotación vegetativa, está asociado con el estado fenológico en el cual se seleccionaron las estacas y otros factores como la temperatura por encima del medio de enraizamiento para estimular una brotación vegetativa previa al enraizamiento, (Cruz-Pizarro, 2005).

En los anexos (Anexo 5), se muestra un cuadro resumen de las variables evaluadas, donde se puede observar y comparar los resultados obtenidos por cada uno de los tratamientos.

V.- CONCLUSIONES

- Es factible la propagación de la Vid mediante el enraizamiento de estacas de tallo, de madera dura de un año de edad.
- El porcentaje de enraizamiento de Vid se estimuló, con el tratamiento de auxinas como AIA con 45 % en promedio, AIB 28.75 % y el testigo solo presentó un 20 %.
- La concentración de AIB que promovió un mayor porcentaje de enraizamiento fue de 2,500 ppm, al igual que lo obtenido con AIA a la misma concentración, ambas con 60%.
- La mayor formación de raíces de primer orden para estacas de madera de un año fue con la auxina AIB con 9.6, AIA con 8.08, mientras que el testigo solo obtuvo 8.
- La mayor cantidad de raíces de primer orden fue para AIB a una concentración de 5,000 ppm.
- La mayor longitud de raíces de primer orden en estacas de un año, lo produjo la auxina AIB en general con 27.35 cm. en promedio, AIA 13.22 cm. y el testigo presentó solo 6.91.
- La concentración de la auxina AIB que estimuló una mayor longitud de raíces de primer orden fue la concentración de 2,500 ppm con 90.21 cm. por estaca.
- La brotación vegetativa para estacas de vid de un año de edad presentó promedios de 35 % para AIA y 18.75 % para AIB, mientras que el testigo solo obtuvo el 15 %.
- La mayor brotación vegetativa se obtuvo con la auxina AIB a una concentración de 2,500 ppm con 65 %, AIA a 2,500 ppm con 60 % y el testigo con 15 %.
- La mayor calidad de enraizamiento, referido al número y longitud de raíces, la presentó el AIB a una concentración de 2,500 ppm.

VI.- BIBLIOGRAFIA

- Acosta, O. A., 1998. Enraizamiento de estacas de higo (*Ficus carica* L.), Tesis de licenciatura, U. A. Chapingo, México. 65 p.
- 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.
- Amer, A. A., M. H. El Hodairi and A. S. El Fagih, 1992. The Effects Of Indole Acetic Acid (IAA), Indole Butyric Acid (IBA) And Naphtal Acetic Acid (NAA) On The Growth of Taaghiyaat Date Palm (*Phoenix dactylifera* L.), Libia, Acta Hort. 321: 326-333.
- Azcon-Bieto, J. y M. Talon, 1993. Fisiología y Bioquímica Vegetal, Ed. Interamericana-Mc Graw Hill, España. pp: 285-298.
- Azcon-Bieto, J. y M. Talon, 2000. Fundamentos de Fisiología Vegetal, Ed. Mc Graw Hill, España. pp.: 305-323.
- Bangerth, F. 1993. Polar auxin transport as a signal in the regulation of tree and fruit development, Alemania, Acta Hort. 329:70-76
- Baez, S. R., 1985. Contenido de carbohidratos durante el enraizamiento y sobrevivencia de estacas de Durazno (*Prunus persica* L. Batsch.), Tesis de maestría, Colegio de Postgraduados, México, 80 p.
- Barrientos, P. A., 1985. Enraizamiento de estacas de Aguacate (*Persea americana* Mill.) cvs. Fuerte y Colin V-33, mediante etiolación, anillado y auxinas, Tesis de licenciatura, U. A. Chapingo, México, 73 p.
- Bautista, A.D. y G.G. Vargas, 1983. La inmersión en agua y diferentes ambientes de estratificación en el prendimiento de estacas de la vid "Criolla Negra", Venezuela, Agronom. Trop. 34(1-3): 111-118
- Ben-tal, Y. and M. Wodner, 1993. Absorption of plant growth regulators by fruit trees, Israel, Acta Hort. 329:62-69
- Bidwell, R.G.S., 1979. Fisiología vegetal, AGT Editor, México, pp: 416-437.
- Boner, J. and J.E. Varner, 1976. Plant biochemistry, 3rd Edition, Ed. Academic Press, USA. pp: 73-739
- Calderón, A.E., 1985. Fruticultura general, 3^a Edición, Edit. Limusa, México, pp: 541-583
- Ceja, C. C., 1996. Enraizamiento de estacas de frambuesa roja (*Rubus idaeus*) cv. Heritage mediante el uso de KAIB (sal potásica del ácido indolbutírico), Tesis de licenciatura, U. A. Chapingo, México, 83 p.
- Chávez, M., 1989. Propagación por estacas de durazno "amarillo criollo Ucareo" (*Prunus persica* L., Sieb & Zucc.), de la región de Careo, Mich., Tesis Licenciatura, ENEPI, UNAM, México, 45 p.
- Cruz-Pizarro, F., 2005. Apuntes del curso de propagación de plantas, Tema 6, Enraizamiento de estacas, FES-Cuautitlán, Inédito.

- Davies, F. T., Jr., and Hartmann H. T., 1988. The physiological basis of adventitious root formation. *Acta Hort.* 227:113-20.
- Davies, T., B. Haissig and N. Sankhla, 1988. Adventitious root formation in cuttings, Edit. Dioscorides Press, USA, pp: 11-25, 117-125
- Devlin, R. M., 1982. Fisiología vegetal, Ed. Omega, España, pp: 424-430.
- Dutra, L. F., A. Tonietto, E. Kersten, 1998. Efeito Da Aplicação Prévia de Ethephon em Amexeira (*Prunus salicina* L.) e do IBA no Enraizamento de Suas Estacas, *Sci. Agric. Piracicaba*, 55(2), Maio/ago. Brasil, pp: 296-304
- Enciclopedia Agropecuaria Terranova, 1995. Edit. Terranova Editores LTDA. Tomo 2, Producción Agrícola 1, Colombia, pp: 253-257
- Epstein, E., S. Zilkah, G. Faingersh and A. Rotebaum, 1993. Transport and metabolism of indole-3-butyric acid in easy and difficult-to-root cuttings of sweet cherry (*Prunus Avium* L.), Israel, *Acta Horticulturae* 329:292-295
- Epstein, S. and A. Zelcer, 1993. Uptake and metabolism of indole-3-acetic acid by *Petunia* cell suspension culture, Israel, *Acta Horticulturae* 329:
- Espinoza, E. J., 1987. Enraizamiento de estacas de guayaba (*Psidium guajava* L.), Tesis de maestría, Colegio de Postgraduados, México, 95 p.
- Fretz, A.T., E. P. Read and C. M. Peele, 1979. Plant propagation lab manual, Third Edition, USA, pp: 49-56, 81-82, 97-103
- Garrido, L. E., 1978. Enraizamiento de estacas de manzano mm-106, tratadas con ácido indolacético (AIA) y ácido indolbutírico (AIB) en 3 tipos de estacas a una temperatura de 21°C en la base., Tesis de licenciatura, U. A. Chapingo, México, 60 p.
- Gil, S.G., 1999. Fruticultura el potencial productivo (Crecimiento vegetativo y diseño de huertos y viñedos), Segunda Edición, Edit. Alfa omega, Chile, pp.: 197-203, 245-257.
- Guevara, V. E., 2000. Enraizamiento de estacas de granada china (*Passiflora ligularis* Juss.) con ácido indolbutírico y sustratos diferentes en Chapingo, México., Tesis de licenciatura, U. A. Chapingo, México, 44 p.
- Hartmann H. T., D. E. Kester and F.T. Davies Jr., 1990. Plant propagation principles and practices, 5ª Edición, U.S.A., pp: 165-176, 199-242
- Hernández, H. M., 2002. Simposio Internacional (Memorias): Situación actual del agente causal de la Enfermedad de Pierce *Xylella fastidiosa* en vid en México., Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. México.
- Hill, T. A., 1984. Hormonas reguladoras del crecimiento vegetal, España, pp: 1-8
- Hooykaas P.J.J., M.A. May and K. R. Libenga, 1999. Biochemistry and molecular biology of plant hormones, Ed. Elsevier, Holanda, pp: 115-140

- Hopkins, W. G., 1999. Introduction to plant physiology, 2a. Edición, U.S.A, pp: 309-359
- Infoaserca, Claridades Agropecuarias, Revista, Núm. 105, Mayo 2002, Sagarpa, México, pp: 3-46
- Jarvis, B.C., 1990. Adventitious root formation with respect to auxin distribution, USA, Plant Physiology. (214): 295-303
- Jull, L. G., L. S. Warren and A.F. Blazich, 1994. Rooting Yoshino Cryptomeria stem cuttings as influenced by growth stage, branch order, and IBA treatment, Hortscience Vol.29 (12). pp: 1532-1535
- Lucas, C. E., 2002. Auxinas, Instituto médico Howard Hughes, Perú.
- Malvenda, D., A. Reyes, 2003. Auxinas. Apuntes de la asignatura de Fisiología Vegetal, Universidad de Chile. Chile.
- Margara, J., 1988. Multiplicación vegetativa y cultivo in vitro (los merístemos y la organogénesis), Edit. Mundi Prensa, España, pp: 27-49, 70-79, 190-193
- Melvin, A. and S. Jean, 1998. Fluctuación de carbohidratos y efecto de auxinas sobre el enraizamiento de los portainjertos Citrange Carrizo y Troyer, Tesis de maestría, Colegio de Postgraduados, México, 122 p.
- Muñoz, P.R., 2001. Propagación de durazno por estacado, su resistencia a *Meloidogyne javanica*, y desarrollo de árboles "Diamante" auto radicados, Tesis de Maestría, Colegio de Postgraduados, México, 48 p.
- Opatrna, J., Z. Josefusová, and L. Pavlová, 1995. The Role of IAA and ABA in the root growth regulation, Plant Physiology, (214): 339-340
- Paniagua, C., 1985. Enraizado de estacas del híbrido natural almendro durazno (*Prunus amygdalus Batsch*) (*P. persica L.*) con ácido indolbutírico (AIB) y Rutin, Tesis Licenciatura, FES-C, UNAM, México, 78 p.
- Paniagua, R., 2002. Citología e histología vegetal y animal, 3ª Edición, Edit. Mc Graw Hill-Interamericana, España, pp: 893-908.
- Pidi, N., 1981. La multiplicación de las plantas, Ed. De Vecchi S.A., España, pp: 84-97.
- Quiroz, P. H., 1985. Enraizamiento de estacas de durazno (*Prunus persica L., Batsch.* cv June Gold) en cama caliente, Tesis de licenciatura, U. A. Chapingo, México, 71 p.
- Ramírez, H, 2000. El uso de hormonas en la producción de cultivos hortícolas para exportación, Departamento de horticultura, U.A.A.A.N., Coahuila, México.
- Read, Y. G., 1991. Plant growth regulator effects on rooting of forced softwood cuttings, U.S.A., Acta Horticulturae 300.
- Riov, J., 1993. Endogenous and exogenous auxin conjugates in rooting of cuttings, Israel, Acta Horticulturae 329: 284-288

- Ruelas, G. S., 1976. Estudio de los efectos del rutin y el ácido indolbutírico, así como su interacción en el enraizamiento de estacas de un híbrido natural entre durazno (*Prunus persica* L.) y almendro (*P. amygdalus* Batsch.), Tesis de maestría, Colegio de Postgraduados, México, 73 p.
- Rugini, E., 1993. Sensitivity and involvement of plant growth regulators in differentiation and morphogenesis, Italia, Acta Horticulturae 329:169-176
- Sachs, T., 1993. The role of auxin in plant organization, Acta Horticulturae 329: 162-168
- Salazar, S. A., 1982. Enraizamiento de estacas de manzana mm-106 con ácido indolbutírico (AIB) y 22°C en la base, Tesis de licenciatura, U. A. Chapingo, México, 58 p.
- Salisbury, F. B., 1994. Fisiología vegetal, Ed. Iberoamericana, México, pp: 395-410
- Scheffer, P. E., 2001. Auxinas y sus efectos sobre el enraizamiento, Trabajo semestral, Curso principios de propagación de plantas, U. N. A. La Molina, Perú.
- Soberon, J.R., 2005, Cátedra de Fotoquímica, Universidad Nacional de Tucumán, Argentina.
- Soto, A. L., 1995. Efecto de diferentes dosis de AIB sobre el enraizamiento de *Ficus benjamina* L. en diferentes épocas del año, Tesis de maestría, Colegio de Postgraduados, México, 72 p.
- Thimann, K.V., 1995. A history of the knowledge of auxin, USA, Plant Physiology. (214): 3-19
- Trujillo, C. J., 1985. Enraizamiento de estacas de macadamia cvs. Wallace y Baumont mediante anillado, rayado y uso de auxina, Tesis de licenciatura, U. A. Chapingo, México, 45 p.
- Villar, M. M., 1985. Enraizamiento de estacas de nogal de castilla (*Juglans regia* L.) tratadas con ácido indolbutírico (AIB) a una temperatura de 22°C en la base, Tesis de licenciatura, U. A. Chapingo, México, 79 p.
- Yang, R. P., 1991. Influence of plant growth regulators and season on growth responses of forced woody stems, U.S.A., Acta Horticulturae 300.

VII. ANEXOS

Anexo 1. Número de raíces de primer, segundo, tercer y cuarto orden por tratamiento.

TRATAM.	NUMERO DE RAICES			
	PRIM.	SECUND.	TERC.	CUATER.
IAA 2500	114	987	530	58
IAA 5000	52	866	665	2
IAA 7500	112	1467	779	58
IAA 10000	28	107	198	0
TESTIGO	25	230	251	0
IBA 2500	139	1292	498	18
IBA 5000	23	162	92	7
IBA 7500	10	1	0	0
IBA 10000	32	345	35	0

Anexo 2. ANOVA del número de raíces de primer orden por estaca.

F.V.	gl	S.C.	C.M.	Fc
Tratamientos	8	1625.49	203.18	10.07
Error	54	780.26	14.18	*Ft= 2.14
Total	62	2405.75		

*Ft se obtuvo con una $\alpha=0.05$

Anexo 3. ANOVA de de la longitud promedio de raíces de primer orden por estaca.

F.V.	gl	S.C.	C.M.	Fc
Tratamientos	8	214360.14	26795.02	896.68
Error	526	16209.07	30.81	*Ft= 1.94
Total	534	230569.218		

*Ft se obtuvo con una $\alpha=0.05$

Anexo 4. Resultados obtenidos por otros autores en el enraizamiento de estacas.

AUTOR	TRATAMIENTO	ESPECIE	% ENRAIZ.	LONG. RAIZ (cm)	# DE RAICES
Garrido	2000 ppm IAA	Manzana	20.8	---	----
	2500 ppm IAA+1000 ppm IBA		10.8	----	-----
	1000 ppm IAA+2500 IBA		19.1	----	-----
Salazar	2500 IBA	Manzana	38.33	----	-----
	3000 IBA		39.17	----	-----
Quiroz	Radix 1500	Durazno	68	Estacas basales	
	Radix 1500		96	Estacas termina	
	2000 ppm IBA		16	Estacas basales	
	2000 ppm IBA		24	Estacas termina	
Espinoza	IBA 4000 ppm + NaOH	Guayaba	---	44.6	27
	IBA 4000 ppm		---	13.1	18.3
	IBA 2000 ppm + NaOH		----	20.8	16.7
	IBA 2000 ppm		----	20.4	14.3
Guevara	Radix 1500	Granada china	92	39.96	25
	IBA 1500 ppm		89	----	----
Paniagua	1500 ppm IBA + Rutin 500 ppm	Almendro-durazno	25	11.53	3.75
Villar	7500 ppm IBA	Nogal	7.5	Est. Terminal	---
	12500 ppm IBA		7.55	Est. Terminal	----
	12500 ppm IBA		50	Est. Basal	----
Chávez	2500 ppm IBA	Durazno	5.5		
	3000 ppm IBA		16.6	3.9 mm	2
Trujillo	Radix 10000 + anillado + lesionado	Macadamia	15	----	----
	Radix 10000 + anillado		7.5	----	----
	Radix 10000		7.5	----	----
Amador	Radix 1500	<i>Gingko biloba</i>	45	1.3	2.7
	Radix 5000		42	1.6	4.5
Acosta	Radix 10000 + lesionado	Higo	55 (1 año)	6.95	90.5
	Radix 10000 + lesionado		81.6 (2 años)	6.37	72.25
Ceja	500 ppm de sales potásicas de IBA	Frambuesa	22	1.05	7.75
Soto	IBA 3000 ppm	Ficus	73.3	----	16
	Radix 1500		73.3	----	10.3
	Radix 10000		68.3	----	7.1
Muñoz	Radix 1500	Durazno	96.6	100.16 Total	14.66
Dutra	3000 ppm IBA	<i>Prunus salicina</i>	50.62	---	11.87

Anexo 5. Cuadro-resumen de las variables evaluadas.

Auxina	Tratamiento	Enraizamiento por estaca (%)	# Promedio de raíces primarias por estaca	Long. de raíces primarias por estaca (cm)	Brotación vegetativa por estaca (%)
1	1 (2500 ppm)	60	9.5	13.71	60
1	2 (5000 ppm)	30	8.66	23.56	25
1	3 (7500 ppm)	55	10.18	12.79	50
1	4 (10000 ppm)	35	4	2.84	5
2	1 (2500 ppm)	60	2.08	90.21	65
2	2 (5000 ppm)	35	19.85	0.39	5
2	3 (7500 ppm)	10	11.5	0.46	0
2	4(10000 ppm)	10	5	18.34	5
T	TESTIGO	20	8	6.91	15