

A-1471

# UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

FACULTAD DE AGRICULTURA



ESCUELA DE AGRICULTURA  
BIBLIOTECA

"ENRAIZAMIENTO DE HIJUELOS EN VIVEROS DE " AGAVE AZUL  
TEQUILERO" Agave Toquilana WEBER. UTILIZANDO  
HORMONAS".

**TESIS PROFESIONAL**

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE  
INGENIERO AGRONOMO

ORIENTACION SUELOS

**P R E S E N T A**

SALVADOR VLADIMIR GARIBAY KURI

GEN. 81 - 86

**GUADALAJARA, JAL., 1988**



# UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

Facultad de Agricultura

Expediente .....

Número .....

Julio 2 de 1988

C. PROFESORES:

ING. M.C. LUIS ALBERTO RENDON SALCIDO, DIRECTOR  
Q.F.B. ANGEL PEREZ ZAMORA, ASESOR  
ING. JAVIER VASQUEZ NAVARRC, ASESOR

Con toda atención me permito hacer de su conocimiento, que habiendo sido aprobado el Tema de Tesis:

" ENRAIZAMIENTO DE HIJUELOS EN VIVEROS DE " AGAVE AZUL TEQUILERO "  
Agave Tequilana WEBER. UTILIZANDC HORMONAS ".

presentado por el (los) PASANTE (ES) SALVADOR VLADIMIR GARIBAY KURI

han sido ustedes designados Director y Asesores respectivamente para el desarrollo de la misma.

Ruego a ustedes se sirvan hacer del conocimiento de esta Dirección - su Dictamen en la revisión de la mencionada Tesis. Entre tanto me es grato reiterarles las seguridades de mi atenta y distinguida consideración.

ATENTAMENTE  
"AÑO ENRIQUE DIAZ DE LEÓN"  
"PIENSA Y TRABAJA"  
EL SECRETARIO

ING. JOSE ANTONIO SANDOVAL MADRIGAL

srd'



**UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA**  
**Facultad de Agricultura**

Expediente .....

Número .....

Julio 2 de 1988

ING. ANDRES RODRIGUEZ GARCIA  
 DIRECTOR DE LA FACULTAD DE AGRICULTURA  
 DE LA UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA  
 PRESENTE

Habiendo sido revisada la Tesis del (los) Pasante (es)  
SALVADOR VLADIMIR GARIBAY KURI

titulada:

" ENRAMIZAMIENTO DE RIJUELOS EN VIVEROS DE " AGAVE AZUL TEQUILE--  
 RO " Agave Tequilana WEBER. UTILIZANDO HORMONAS ".

Damos nuestra Aprobación para la Impresión de la misma.

DIRECTOR

ING. M.C. LUIS ALBERTO RENDON SALCIDO

ASESOR

ASESOR

Q.F.B. ANGEL PEREZ ZAMORA

ING. JAVIER VASQUEZ NAVARRO

srd'

Al contestar este oficio sírnase citar fecha y número

MI GRATITUD A LA UNIVERSIDAD DE  
GUADALAJARA, POR DARME LA OPORTUNIDAD  
DE INGRESAR A LA FACULTAD DE AGRICULTURA  
DONDE CURSE MI CARRERA PROFESIONAL.

CON RESPETO Y ADMIRACION AL SR. DIRECTOR  
ING. ANDRES RODRIGUEZ GARCIA  
DE LA FACULTAD DE AGRICULTURA, POR SU -  
LABOR ADMINISTRATIVA Y DOCENTE.

MI GRATITUD A MIS MAESTROS QUE ME GUIARON  
TRANSMITIENDOME SUS CONOCIMIENTOS DURANTE  
MI CARRERA PROFESIONAL.

A MI MADRE:

SRA. ELIZABETH YURI CANO,  
MI GRATITUD; YA QUE CON SU EJEMPLO,  
CARIÑO Y ESPUEZO, SIEMPRE ME APOYO  
DURANTE MI CARRERA PROFESIONAL.

A MI HERMANA ELIZABETH:

QUE CON SU CARIÑO Y APOYO ME IMPULSO  
PARA CONTINUAR MIS ESTUDIOS PROFESIO  
NALES.

A MI HERMANO RUBEN:

QUE CON SU APOYO Y ENTUSIASMO ME AYUDO  
A LLEVAR ADELANTE MIS ESTUDIOS PROFE -  
SIONALES.

A MIS AMIGOS:

ANA VALENZUELA ZAPATA,

GRACIO GOMEZ JIMENEZ.

QUE CON SU AMISTAD ME HICIERON PASAR

MOMENTOS INOLVIDABLES, A LA VEZ QUE

ME BRINDARON APOYO EN EL TRANCURSO

DE MI CARRERA.

A:

JANINE JOERGER, CON AMOR.

" LA AGRICULTURA ES LA PROFESION  
PROPIA DEL SABIO,  
LA MAS ADECUADA AL SENCILLO  
Y LA OCUPACION MAS DIGNA  
PARA TODO HOMBRE LIBRE".

CICERON

# INDICE

## RESUMEN

### CAPITULO 1 INTRODUCCION

- 1.1. Objetivos
- 1.2. Hipótesis y Supuestos

### CAPITULO 2 REVISION DE LITERATURA

#### 2.1. Botánica

##### 2.1.1. Descripción de la familia Agavaceae

##### 2.1.2. Descripción del género Agave

##### 2.1.2.1. Subgéneros del género Agave

##### 2.1.3. Descripción de Agave tequilana W.

##### 2.1.3.1. Descripción Botánica

#### 2.2. Aspectos generales de la propagación Asexual

##### 2.2.1. Importancia de la propagación Asexual.

##### 2.2.2. El clon

##### 2.2.2.1. Cambio en los clones asociados con la edad.

#### 2.3. El tallo

##### 2.3.1. Crecimiento de los tallos

##### 2.3.2. Anatomía de la estructura primaria del tallo

##### 2.3.2.1. Estructura primaria de las Gimnospermas y Dicotiledóneas.

##### 2.3.2.2. Estructura primaria de las Monocotiledóneas.

##### 2.3.3. Tallos perennes

#### 2.4. La Raíz

##### 2.4.1. Relaciones entre el crecimiento del tallo y el de la raíz.

ESCUELA DE AGRICULTURA  
BIBLIOTECA

- 2.4.2. Desarrollo de un sistema radical fibroso.
- 2.4.3. Los sistemas radicales (categorías de profundidad).
- 2.4.4. Estructura de las Raíces
  - 2.4.4.1. Características Externas
  - 2.4.4.2. Características Internas
    - 2.4.4.2.1. Diferenciación de tejidos primarios.
    - 2.4.4.2.2. Origen de las raíces laterales.
  - 2.4.4.3. Almacenamiento en las raíces.
- 2.5. Conceptos básicos para la propagación por estacas
  - 2.5.1. Desarrollo anatómico de Raíces en las estacas.
    - 2.5.1.1. Iniciación de los Primordios de la raíz
      - 2.5.1.1.1. En Plantas herbáceas
      - 2.5.1.1.2. En plantas leñosas perennes.
    - 2.5.1.2. Iniciales de Raíces preformadas (latentes)
  - 2.5.2. Callo
  - 2.5.3. Relaciones de la Anatomía en el Enraizamiento
  - 2.5.4. Polaridad.
  - 2.5.5. Factores que afectan la Regeneración de Plantas a partir de Estacas
    - 2.5.5.1. Condición Fisiológica de la Planta Madre
    - 2.5.5.2. Ahilamiento
    - 2.5.5.3. Anillado
    - 2.5.5.4. Factor Juvenil o Cambio de Fase (Edad de la Planta Madre)
    - 2.5.5.5. Tipo de Madera Escogido para Estacas
      - 2.5.5.5.1. Diferencias entre las diversas partes de la rama.
      - 2.5.5.5.2. Madera floral vegetativa
      - 2.5.5.5.3. Estacas con o sin talon

- 2.5.5.6. Presencia de Enfermedades Virosas
- 2.5.5.7. Epoca del año en que se toman las Estacas.
- 2.5.5.8. Condiciones Ambientales Durante el Enraizamiento
  - 2.5.5.8.1. Relaciones de agua
  - 2.5.5.8.2. Temperatura
  - 2.5.5.8.3. Luz
- 2.5.5.9. Medio de Enraizamiento
- 2.6. Reguladores de Crecimiento
  - 2.6.1. Auxinas
    - 2.6.1.1. Efectos Biológicos de las Auxinas
    - 2.6.1.2. Mecanismos de Acción de las Auxinas
    - 2.6.1.3. Sitios de Síntesis y Transporte de las Auxinas
  - 2.6.2. Las Giberelinas
  - 2.6.3. Las Citoquininas
  - 2.6.4. Etileno
  - 2.6.5. Cofactores de Enraizamiento
  - 2.6.6. Inhibidores Endógenos del Enraizamiento
  - 2.6.7. Cambios Bioquímicos Asociados con el Desarrollo de Raíces Ad  
venticias de Nueva formación
  - 2.6.8. Tratamiento para las Estacas de Tallo
    - 2.6.8.1. Con Reguladores de Crecimiento
    - 2.6.8.2. Tratamientos con Fungicidas
    - 2.6.8.3. Lesionado
    - 2.6.8.4. Aplicación de Hormonas en Polvo
- 2.7. Viveros en Agave tequilana W.
  - 2.7.1. Propagación de Agave tequilana W.
    - 2.7.1.1. Propagación de bulbillos
    - 2.7.1.2. Propagación por Hijuelos

- 2.7.1.2.1. Hijuelos
- 2.7.1.2.2. Rizomas
  - 2.7.1.2.2.1. Patrón de Crecimiento
  - 2.7.1.2.2.2. Pro\_pagación
  - 2.7.1.2.3. Rizomas, Hijuelos y Raíces adventicias en Agave tequilana W.
- 2.7.1.3. Cultivo de tejidos
- 2.7.2. Producción en viveros de Agave tequilana W.
  - 2.7.2.1. Arranque de Hijuelos de la Planta Madre
  - 2.7.2.2. Arranque de plantas en el Vivero
  - 2.7.2.3. Preparación del terreno
  - 2.7.2.4. Plantación de Hijuelos en el Vivero
  - 2.7.2.5. Labores Culturales

### CAPITULO 3 MATARIALES Y METDOS

- 3.1. Material Vegetal
- 3.2. Sitio de Experimentación
  - 3.2.1. Localización
  - 3.2.2. Clima
  - 3.2.3. Geología
  - 3.2.4. Suelos
  - 3.2.5. Vegetación
- 3.3. Métodos
  - 3.3.1. Material para la Cama de Enraizamiento
  - 3.3.2. Descripción del Experimento
    - 3.3.2.1. Toma de Observaciones
    - 3.3.2.2. Orden de Eventos del Experimento

CAPITULO 4 RESULTADOS Y DISCUSION

CAPITULO 5 CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFIA



ESCUELA DE AGRICULTURA  
BIBLIOTECA

**REPORTE DE ANOMALIAS**

**CUCBA**

**A LA TESIS:**

**LCUCBA03200**

**AUTOR:**

**GARIBAY KURI SALVADOR VLADIMIR**

**TIPO DE ANOMALIA:**

**Errores de Origen:**

**Inconsistencia en el foliado de toda la tesis**

## RESUMEN

Se investigó la influencia de auxinas (a determinada concentración) en hijuelos, (tamaño limón) de Agave tequilana W. y la explicación del tostoneo (corte Q1) realizada por los viveristas.

El objeto de tratar estacas con reguladores de crecimiento del tipo auxina, es aumentar el porcentaje de estacas que formen raíces, acelerar la formación de las mismas, aumentar el número y calidad de las raíces y aumentar la uniformidad del enraizado. (4).

Hasta la fecha en que se hizo el experimento, no se tenían reportados pruebas con auxinas en hijuelos de Agave tequilana W. por así el entusiasmo de efectuar este experimento.

Según los campesinos mezcaleros, el tostoneo (corte Q1) se efectúa ya que facilita el asentamiento de las piñas al momento de plantarlas, pero su lado contrario de esta práctica es de que, se provoca muchas veces daños en la piña especialmente si la persona es inexperta. Al observar esta práctica, se pensó en porque no dejar un rizoña más largo en los hijuelos y así evitar el daño a las piñas y facilitar al trabajador el corte del rizoña.

Analizando que efectos se producirían al incrementar la longitud en el corte del rizoña.

para su estudio se consideraron 2 niveles del factor -  
hormona y tres niveles en corte; (H1) con hormonas Radix ---  
1500 (R) y (H2) sin hormonas.

para los niveles de corte fueron, tostoneo (C1), corte  
a un dedo (C2) y corte a 2 dedos (C3), se utilizaron hijue-  
los de un año de edad aproximadamente de Agave Tequilana W.  
del tamaño denominado limón (6 cm de diámetro de piña), los  
parámetros medidos fueron:

- a) Longitud de Raíces
- b) No de Raíces
- c) Diámetro de raíces
- d) Diámetro de piña
- e) peso seco de la masa radical.

Los resultados señalan que la influencia de las hormo-  
nas fue muy ligera, provocando únicamente una modificación -  
en el diámetro de la piña.

con respecto a los cortes se comprobó que el corte C1,  
se reduce el suministro de reservas alimenticias por la eli-  
minación casi total del rizoma, disminuyendo el desarrollo -  
radical, tanto en longitud como en el peso seco de la masa -  
radical en comparación con los cortes C2 y C3.

como conclusiones se establece que la concentración de hormonas utilizadas (baja concentración) no tuvo efectos en la formación y desarrollo radical. Lo cual sería conveniente hacer pruebas con auxinas a diferentes concentraciones y en diferentes tamaños de hijuelos, para encontrar una concentración adecuada de las auxinas que influyan en la formación radical y de acuerdo a la edad del hijuelo.

como mejor corte para los hijuelos serían los cortes C2 y C3 ya que estimulan un mejor desarrollo radical y se evitaría al menos, perjudicar a la piña al facilitarse el corte del rizoma.

## CAPITULO 1 INTRODUCCION

La familia Agavaceae comprende cerca de 20 géneros y 600 especies. En el género Agave hay cerca de 300 especies las cuales se localizan en las zonas áridas y semiáridas del hemisferio occidental, encontrándose en México el mayor número de ellas. (1)

El uso del Agave tequilana W. en México para la producción de bebidas fermentadas data desde la época precolonial. Los jugos fermentados fueron consumidos por sacerdotes y por una minoría privilegiada de gobernantes en los ritos y ceremonias de carácter religioso. (2)

Mediante la destilación, los españoles transformaron aquella bebida indígena en otra de mayor grado alcohólico y exenta de propiedades nutritivas, pero de un sabor más agradable para el paladar neogallego que iba adaptando y adaptándose a las costumbres mexicanas. (2)

Actualmente Agave tequilana W. es una planta de primer importancia en la economía del estado de Jalisco y a nivel nacional, por ser el tequila, un producto de exportación netamente mexicano.

Aproximadamente hay alrededor de 16,000 Ha. plantadas con maguey azul y son alrededor de 50 fábricas dedicadas a la producción de tequila. Realizándose su cultivo en los estados de Michoacán, sureste de Tamaulipas y Yucatán, pero la mayor producción se encuentra en Jalisco, donde hay dos áreas de cultivo, el sureste de las zonas de los Altos y el área central respectivamente. (2)

Sin embargo, aunque se tenga un complejo industrial bien desarro -

llado, se sufre un déficit de materia prima para su adecuado funcionamiento. Ya que el ciclo vegetativo del agave es largo, las cosechas obtenidas son de baja productividad en biomasa-azúcares y los precios incosteables del agave, obligan al agricultor mescalero a tomar otra alternativa de cultivo.

Sumándose a ello, el cultivo del Agave tequilana W. se viene realizando casi empíricamente y muy pocas labores tradicionales han sido modificadas con nuevas técnicas agronómicas, para lograr mayores rendimientos por Ha.

Por ello, es de suma importancia investigar con mayor énfasis en todas las etapas de producción del cultivo, generando estrategias de manejo que conduzcan al aumento en los rendimientos por Ha. ~~M~~

En el presente estudio, se trabajó en la etapa de vivero. Nuestra intervención consistió en dejar rizomas de mayor longitud en los hijuelos, - que el acostumbrado y al mismo tiempo se aplicó determinada concentración de hormonas al momento de la plantación, pretendiendo con esto, estimular uniformemente el desarrollo radical y el establecimiento de los hijuelos, - para lograr una rápida adaptación al nuevo medio.

La etapa de vivero consiste en aprovechar los hijuelos producidos, - por medios vegetativos cada año por las plantas madres; los cuales son - - arrancados en terrenos previamente acondicionados, donde son cuidados de - manera especial aplicándoles principalmente riegos y fertilizantes. Una - vez que alcanzan un peso aproximado de 750 gr. pueden ser transplantados - a las parcelas comerciales o definitivas.

## 1.1 OBJETIVOS

- 1.- Determinar la zona de corte en el rizoma del hijuelo que más influya en una pronta regeneración de raíces. Como respuesta a las hormonas o sin ellas.
- 2.- Acelerar el desarrollo radical de hijuelos de Agave tequilana W. en la etapa de vivero mediante determinada concentración de Hormonas.
- 3.- Encontrar el mejor tratamiento combinado de corte de rizoma y utilización de hormonas en la generación de raíces.

## 1.2 HIPOTESIS

- 1.- No hay diferencias en la regeneración radical cuando los cortes se realizan a diferentes distancias en el rizoma, con respecto a la base de la piña.
- 2.- El brote de raíces en hijuelos es mayor y más rápida utilizando hormonas, en una determinada concentración, que al no utilizarlas.
- 3.- La combinación de los factores corte y hormonas da diferente productividad de raíces.

## SUPUESTOS

- 1.- Las condiciones de luz, humedad, temperatura y sustrato de enraizamiento serán uniformes para que se efectúe una adecuada producción de raíces.

- 2.- Los hijuelos serán homogéneos en cuanto a variedad, tamaño, edad y condiciones fisiológicas.
- 3.- La densidad de plantas será la apropiada para obtener un buen crecimiento radical.
- 4.- El tipo y la cantidad y forma de aplicación de hormonas será la indicada para este cultivo.
- 5.- Las labores culturales y manejo efectuadas en los hijuelos fueron uniformes y adecuadas sin afectar el desarrollo de las plantas.

## CAPITULO 2 REVISION DE LITERATURA

### 2.1 BOTANICA

La taxonomía clásica del género Agave lo localizaba dentro de la familia de las Amarilidaceas, sin embargo, ésta clasificación únicamente se basaba en la posición inferior del ovario en dicho género, característica general para los miembros de ésta familia. (3)

Fue hasta 1959 que Hutchinson, estudiando las características ecológicas, hábitos de crecimiento y morfología general, formó el orden Agavales, mismo que incluye géneros de las familias Amarilidacea y Liliacea en la Agavacea y la Xanthorrhacea de distribución en el hemisferio Sur. (3)

Xanthorrhaceae, de perianto seco y más o menos glumáceo de seis segmentos libres o casi libres; y

Agavaceae de perianto carnoso y segmentos generalmente unidos en un tubo.

#### 2.1.1. Familia Agavaceae Hutchinson, 1959

Plantas acaules con bulbo o rizoma; o caulescentes con tallo leñoso simple o ramificado. Hojas arrosetadas, basales o caulinares, delgadas y flexibles o gruesas y carnosas, fibrosas, enteras o con bordes espinosos. Flores bisexuales, polígamas o dioicas; octinomorfas o zigomorfas; racimosas, espigadas o paniculadas; ramas de la inflorescencia con grandes brácteas en sus bases; tubo del perianto corto o poco alargado; segmentos desiguales o subiguales, seis estambres insertos en la base de los segmentos o sobre el tubo; filamentos filiformes o engrosados en su

base libres; anteras introrsas, lineares, generalmente dorsifijas, biloculares; ovario súpero o ínfero, trilocular, con placentas axiliares; - estilo alargado; óvulos numerosos o solitarios en cada lóculo, superpuestos en dos series, anátropos. Fruto capsular o en baya; semillas - numerosas o solitarias, comprimidas con endospermo carnoso rodeando al embrión. (3).

Géneros: *Yucca*, *Hesperaloe*, *Cordylina*, *Cohnia* *Dracaena*, *Sansevieria*, *Phormium*, *Nolina*, *Calibanus*, *Recaucarnea*, *Dasylyrion*, *Agave*, *Fourcraea*, *Beschorneria* *Doryanthes*, *Polyanthes*, *Prochnyanthes*, *Bravoa* y *Manfreda*.

Ojeda (1984) mediante estudios polinológicos ha encontrado parecidos considerables entre estos géneros al igual que otros autores con estudios cromosómicos revelan el parentesco y reafirman la clasificación actual de la familia Agavaceae.(3)

#### 2.1.2. Descripción del Género Agave L.

Plantas de rosetas suculentas, monocárpicas o policárpicas, perennes o multianuales con hojas de largo ciclo de vida, frecuentemente -- propagándose en la base y ocasionalmente con bulbos en la inflorescencia; raíces fibrosas duras, extendidas radial y superficialmente, tallos gruesos, muy cortos usualmente más cortos que el retoño terminal, simple o ramificado; hojas largas, generalmente suculentas, terminando en una punta con espina, márgen armado o inerme con dientes; inflorescencia alta, bracteada, escaposa, espigada, racimosa, o paniculada con flores en

grupos umbelados; flores mayormente grandes generalmente protándricas; perianto tubular o superficialmente funeliforme, de seis segmentos erectos variando a curvos o dimórficos, umbricados en el botón seis estambres, exsertos, filamentos largos insertos en el tubo o en las bases de los tépalos; anteras versátiles, ovario inferior, trilobulado, suculento, de paredes gruesas con numerosos óvulos axiliares en dos series — por lóculo, pistilo elongado, filiforme, tubular, estigma trilobulado, glandular papilado; fruto dehiscente, cápsula loculicida; semillas — aplanadas y negras.(3)

#### 2.1.2.1. Subgéneros del género Agave.

Flores espigadas en pares o en grupos, o raramente racimosas en pequeños agrupamientos distintivos Subgénero Littaea.

Flores paniculadas en grandes agrupamientos umbelados sobre pedúnculo los laterales subgénero Agave.(3)

#### 2.1.3. Clasificación y descripción botánica de Agave tequilana W.

La primera nota que encontramos sobre la denominación binominal de los agaves empleados para la elaboración del tequila, la menciona Pérez (1887) como Agave mexicana de Lamarck. Asimismo, explica que de acuerdo a ciertos caracteres físicos, se distinguen varias especies, éstas — con los nombres de: mezcal chico, azul, berwejo, sigüín, moraleño, chato, mano larga, zopilote, pie de mula y otros más. Sin embargo A. mexicana nunca apareció en la literatura como una denominación científica normal. (3)

Es hasta 1902 que Weber describe A. tequilana formalmente. Blanco- (1906-1907) nombra las mismas variedades mencionadas por Pérez, pero aún sin denominación científica establecida. Explica que la variedad azul es la más precoz y mayormente cultivada. Coloca al sigüín (xigüín) como segundo en importancia, haciendo énfasis en su rusticidad. (3)

Trelease (1909 citado por Conzatti 1981) denomina al maguay chato - como A. subtilis, clasifica a A. palmaris conocido como mezcal mano larga o chino bermejo; y al mezcal pie de mula como A. pes-mulae. En 1920- describe a A. pseudotequilana conocido como mezcal blanco. Estas descripciones fueron publicadas por Standley (1920 citado por Conzatti 1981) siendo breves e incompletas. (3)

Gentry (1982) acomoda las clasificaciones de Trelease como sinónimos de A. tequilana ya que las considera sólo formas de la misma especie. Hasta la fecha las variedades de A. tequilana W. carecen de estudios taxonómicos particulares ignorándose aún las características propias y completas de cada una. (3)

Asimismo, en la actualidad se sigue prefiriendo el mezcal azul para cultivo e industrialización. En segundo lugar se prefiere al sigüín que en poco se diferencia del primero, pasando en la industria como variedad azul en forma de piña. (3).

#### 2.1.3.1. Descripción botánica de Agave tequilana W.

Planta surculosa que se extiende radialmente de 1.2 a 1.8 metros de

altura. Su tallo es grueso, corto de 30 a 50 cm. de altura al madurar. Las hojas de 90 a 120 cm. lanceoladas, acuminadas de fibras firmes, casi siempre rígidamente estiradas, cóncavas, de ascendentes a horizontales, lo más ancho se encuentra hacia la mitad de la hoja, angosta y gruesa hacia la base generalmente de color glauco azulado a verde grisáceo. El margen es recto a ondulado o repando; los dientes generalmente de tamaño regular y espaciados irregularmente, en su mayoría de 3 a 6 mm. de largo a la mitad de la hoja, los ápices delgados, curvos o flexos desde poca altura de la base piramidal de color café claro a oscuro, de 1 a 2 cm. de separación; raramente son remotos o largos. Su espina generalmente corta de 1 a 2 cm. de largo, raramente larga achatada o abierta -mente surcada de arriba, la base ancha, café obscura decurrente o no decurrente. La inflorescencia es una panícula de 5 a 6 m. de altura, densamente ramosa a lo largo, con 20 a 25 umbelas largas difusas de flores verdes y estambres rosados; flores de 68 a 75 mm. de largo con bracteo-las sobre los pedicelos de 3 a 8 mm. de longitud; ovario de 32 a 38 mm. de largo, cilíndrico con cuello corto, inconstricto, casi terminando en punta sobre la base, tubo florar de 10 mm. de profundidad, de 12 mm. de ancho, funcliforme surcado, los tépalos desiguales de 25 a 28 mm. de longitud por 4 mm. de ancho, lineares, erectos pero rápidamente flojos-en antesis, cambiando entonces a cafesosos y secos, filamentos de 45 a 50 mm. de largo doblados hacia adentro junto al pistilo, insertos.(3)

## 2.2. ASPECTOS GENERALES DE LA PROPAGACION ASEXUAL

La propagación asexual consiste en la reproducción de individuos a partir de porciones vegetativas de las plantas y es posible porque en muchas de éstas los órganos vegetativos tienen capacidad de regeneración. Las porciones de tallo tienen la capacidad de formar nuevas raíces y las partes de raíz pueden regenerar un nuevo tallo. Las hojas pueden regenerar nuevos tallos y raíces. (4)

La propagación asexual reproduce clones. Esta propagación implica la división mitótica de las células en la cual, de ordinario, hay una duplicación íntegra del sistema cromosómico y del citoplasma asociada de la célula progenitora, para formar dos células hijas. En consecuencia, las plantas propagadas vegetativamente reproducen, por medio de la réplica del DNA, toda la información genética de la planta progenitora. Por ésto, las características específicas de una planta dada son perpetuadas en la propagación de un clon. (4)

### 2.2.1. Importancia de la Propagación Asexual.

El proceso de reproducción asexual tiene importancia especial ya que la composición genética de algunas plantas económicamente valiosas, es sumamente heterocigota y las características que distinguen a esos tipos se pierden de inmediato al propagarlos por semilla. (4)

También la propagación asexual es indispensable en la reproducción de cultivares que no producen semillas viables, como algunas bananas, la

higuera, los naranjos y las vides. En algunas especies la propagación es más fácil, más rápida y más económica por medios vegetativos que por semilla.

Algunas plantas cultivadas a partir de semilla tienen un período juvenil largo y durante ese tiempo la planta no sólo puede dejar de florecer y fructificar, sino también mostrar otras características morfológicas inconvenientes (por ejemplo, tener espinas) que no presentan cuando la propagación se hace con material vegetativo en estado adulto. (4)

### 2.2.2. El Clon.

Un clon puede definirse como "material genéticamente uniforme derivado de un sólo individuo y que se propaga de modo exclusivo por medios vegetativos como estacas, divisiones o injertos". En la naturaleza también existen clones que se reproducen en forma natural por estructuras como rizomas, estolones y puntas acodadas. (4)

Sin embargo, si hay un cambio drástico en las condiciones ambientales, una especie que se reproduce clonalmente estará en desventaja debido a que no tiene oportunidad de desarrollar, o presentar, formas mejor adaptadas a las nuevas condiciones del medio. En forma similar, los clones cultivados tienen la desventaja de que, condiciones adversas como el ataque de una enfermedad, o de un insecto, puede afectar en igual forma a todos y aun puede acabar con él.

Sin embargo, el concepto de clon no significa que todos los miembros individuales son por necesidad idénticos en todas sus características. El

aspecto presente y el comportamiento de una planta, ésto es, su fenotipo resulta de la interacción de sus genes (genotipo) con el medio ambiente en el que la planta se desarrolla. En consecuencia, dentro de un clon - dado, la apariencia de las plantas o de las flores y los frutos puede va riar algo en los diferentes individuos debido al clima, al suelo, a en - fermedades u otras causas.

Aunque el ambiente puede modificar el crecimiento y la apariencia - de los miembros individuales de un clon, esos cambios no son permanentes ya que, el genotipo de las plantas no es afectado por las modificaciones del medio. (4)

Teóricamente, la vida de un clon es ilimitada. Una antigua creen - cia que ha prevalecido por mucho tiempo, es que un clon se deteriora con la edad y sólo puede rejuvenecerse mediante propagación por semilla. Aho - ra se han tenido pruebas de que en efecto, en clones específicos, a ve - ces pueden ocurrir cambios que conducen a deterioración y que se debe - cuidar de ellos en la propagación. El factor más significativo parece - ser la infección por virus. De hecho, virtualmente cualquier clon que - se cultive por cierto período es probable que, tarde o temprano, se in - fecte y su éxito dependa de la capacidad que tenga para tolerar al virus. En los clones pueden ocurrir cambios genéticos (mutaciones), que aunque - en sentido estricto no siempre son degenerativos, pueden producir indivi - duos fuera de tipo que reducen el valor del clon. Un ambiente desfavora - ble puede conducir a la deterioración progresiva de un clon.

Si un clon se conserva en el medio adecuado y se ponen en práctica - procedimientos para eliminar virus, otros organismos patógenos y mutan -

tes fuera de tipo, es posible conservarlo por tiempo indefinido.(4)

#### 2.2.2.1. Cambios en los Clones Asociados con la Edad.

La propagación del clon comprende el ciclo asexual y es posible re - producir una fase específica de la planta. Aun así se requiere una com - presión básica de los mecanismos que intervienen en los cambios de la fa - se juvenil a la adulta. Aparentemente, esos cambios se efectúan en el me - ristema apical del brote, a medida que sus células se dividen. Los cam - bios de joven a adulto se llaman ontogenéticos, siendo más o menos perman - nentes, aunque la información genética básica no se altera.

El cambio del estado juvenil al adulto no es igual al cambio de la fa - se vegetativa a la reproductiva del ciclo asexual, aunque esos dos cam - bios pueden estar correlacionados.

Un ciclo asexual puede iniciarse quitando una parte de la planta (ya - ma, púa, estaca u otra estructura vegetativa) y regenerando de ella una - nueva planta. Cualquier parte de una plántula, en cualquier fase del ci - clo de vida sexual, juvenil, transitoria o adulta puede escogerse como ma - terial inicial. Las planta que se propagan repetidas veces por medios ve - getativos son el resultado de una recirculación repetida en el ciclo ase - xual. Algunos tipos de plantas que se propagan por métodos vegetativos, - en particular aquellas escogidas por sus características vegetativas, pue - den continuar mostrando características juveniles. Otro tipo de plantas - que se seleccionan por las características de sus flores o sus frutos pue - den no conservar ninguna característica juvenil o de transición y permane

cer indefinidamente "adultas" desde el punto de vista biológico.

En consecuencia, es conveniente referirse a las dos fases de desarrollo del ciclo asexual como fases vegetativas y de floración. La fase vegetativa comprende el crecimiento de la planta por el alargamiento de las raíces y los tallos, el aumento en volumen y la expansión de las hojas. En general, las plantas de ese tipo que se encuentran en fase adulta pueden responder con facilidad a estímulos apropiados para la floración. En la fase de floración, cesa el alargamiento de los tallos y algunos de las puntas de crecimiento se diferencian en yemas florales, que finalmente producen fl ores y frutos. (4)

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 perennes las estacas tomadas de sus partes juveniles pueden producir brotes adventicios y enraizar con facilidad, mientras que aquellas tomadas de la parte adulta de la planta tiene mucha menos capacidad, si acaso, para producir raíces o brotes adventicios.

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 meristema 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 ontogénica. Esto explica porqué una porción de cierta planta puede estar en la fase juvenil y otra parte de la misma en la fase adulta. El fenómeno de que diferentes puntos de crecimiento, en distintas partes de una planta, puedan perpetuar fases específicas del desarrollo (juvenil o adulta) al usarse en la propagación, se ha llamado topofisis.

El material adulto para propagación puede obtenerse con mayor probabilidad, de la parte superior de la planta, ontogénicamente más vieja. La mayoría de los clones bien establecidos han llegado a su fase adulta y ya se ha efectuado una propagación vegetativa considerable de los mismos. En consecuencia, las plantas propagadas, no muestran diferencias juveniles y de adulto.

Por ello es conveniente mantener la fase juvenil del clon. Esto — puede lograrse en cierto grado, mediante la selección apropiada del material para estacas. La parte basal de muchas plantas leñosas permanece juvenil aunque las plantas superiores tengan la forma adulta. De manera similar, las yemas adventicias provenientes de raíces o de troncos que se han cortado, también tienden a producir crecimiento juvenil.

### 2.3. EL TALLO

Los tallos proporcionan soporte mecánico y hacen que las hojas se - yergan con el fin de facilitar la fotosíntesis. Además proporcionan un - conducto para el desplazamiento de agua y los nutrientes minerales de las raíces y las hojas, y para la transferencia de alimentos, hormonas y - - otros metabolitos de una parte del tallo a otra; además proporcionan - - anualmente nuevos tejidos vivos para el metabolismo normal de las plantas. Por ende, los tallos tienen tres funciones principales:

- a) Soporte
- b) Conducción y
- c) La producción de nuevos tejidos vivos. (5)

#### 2.3.1. Crecimiento de los tallos.

Todos los tallos crecen longitudinalmente y los nuevos tejidos vivos se agregan a las puntas de los retoños. El primer paso del crecimiento - es el de longitud para los tallos que aumentan en espesor y, por ende, es - te crecimiento longitudinal es el crecimiento primario. El crecimiento - en espesor, que sigue al crecimiento primario, es el crecimiento secunda- rio. Este último no sólo produce un soporte mecánico adicional, sino que además, tanto en las raíces como en los tallos, produce cada año nuevas - células jóvenes y activas para la conducción. (5)

Hay muchas plantas, entre las dicotiledóneas y las monocotiledóneas - con tejidos producidos sólo a partir del crecimiento primario. La longe- vidad con sólo un crecimiento primario, se alcanza de dos modos distintos.

En primer lugar, el tallo puede crecer indefinidamente en longitud. Esto da generalmente como resultado un tallo horizontal, ya sea subterráneo o reptando sobre la superficie del suelo. Se forman raíces en los nudos cercanos a la punta en crecimiento del tallo. Las porciones verticales, hojas o tallos, se producen sólo en las puntas en crecimiento, o bien, en zonas especiales, por debajo de las puntas, en los nudos. Las porciones antiguas de esos tallos horizontales mueren y se pudren, pero dejan plantas separadas. Como sucede en un rizoma de lirio. Un segundo método de crecimiento continuo con sólo tejidos primarios, es la producción regular de nuevos tallos cortos, de los que crecen verticalmente tallos en floración. Esto ocurre en bulbos tales como los narcisos o tubérculos tales como los del gladiolo. (5)

La estructura básica de las plantas vasculares es un eje con meristemas apicales "potencialmente inmortales", en extremos opuestos del eje. La protección especializada para el ápice de la raíz incluye solamente una copia radical, que sirve para proteger a la raíz mientras crece en la tierra. (5). Los meristemas apicales del tallo (yema apical) están formados por un tejido meristemático cuyo conjunto tiene forma irregularmente cónica, engrosada o algo deprimida; los cuales requieren una mayor protección, sobre todo en los tallos perenes que tienen que soportar los inviernos a través de protuberancias, que son los rudimentos foliares en vía de diferenciación, denominadas escamas o vainas. (6)

El tallo crece por el desarrollo en longitud de la yema terminal, que va formando nuevos rudimentos foliares, pero principalmente por alargarse el eje, en la porción situada debajo de la yema; las hojas se apar

tan unas de otras en el tallo y quedan a cierta distancia a causa precisamente de dicho alargamiento, separadas por espacios desprovistos de ellas. El punto en que una hoja se une al tallo recibe el nombre de mudo; entrenudo es la porción del tallo comprendida entre dos hojas sucesivas. Las zonas de crecimiento se hallan distribuidas de manera diversa a lo largo del tallo, que crece poco en los mudos, y mucho más, por el contrario, en los entrenudos. (6)

En algunas monocotiledóneas (gramíneas), la zona basal de los entrenudos conserva su virtud meristemática, de manera que, en este caso, el alargamiento ocurre no sólo en la porción apical del tallo, por obra de la yema, sino también en los entrenudos (crecimiento intercalar). (6)

En la raíz, por el contrario, el desarrollo se localiza en un espacio muy breve, de apenas unos pocos centímetros; en el tallo, la zona en crecimiento es mucho más dilatada. Alguna vez, el alargamiento de los entrenudos es muy escaso o se omite por completo; en estos casos el tallo se queda muy corto, y las hojas, aproximadamente entre sí forman un conjunto llamado roseta. (6)

### 2.3.2. Anatomía de la Estructura Primaria del Tallo.

La estructura primaria no es igual en todas las Fanerógamas, sino que difiere de unas a otras, pudiendo hacerse dos grupos: (7)

#### 2.3.2.1. Estructura primaria de las Gimnospermas y Dicotiledóneas.

En este grupo hay que considerar que a corta distancia por debajo —

del meristema apical se reconocen tres tejidos meristemáticos primarios: la protodermis, el meristema fundamental y el procambium. (5)

Estos tres tejidos se derivan directamente del meristema apical.

- La protodermis es la capa más exterior de células. Se desarrolla para formar la epidermis cutinizada y provista de pelos y estomas. Evitando pérdidas excesivas de agua y permitiendo los intercambios de gases necesarios para la respiración y la fotosíntesis. (5)
- El meristema fundamental comprende la porción principal de tejido meristemático de la punta del retoño. Los tejidos primarios que se forman a partir del meristema fundamental son:

a) Corteza. Un cilindro inmediatamente por debajo de la epidermis, rodeando a los tejidos vasculares y extendiéndose hacia adentro hasta llegar al floema primario. En él se encuentran los siguientes tejidos simples o tipos de células:

Colenquima; son las células más externas de la corteza, las cuales pueden formar un cilindro completo o bien, presentarse en filamentos separados. El colenquima sirve como tejido de refuerzo y en él se hallan con frecuencia cloroplastos.

Parenquima; Se caracteriza por espacios de aire intercelulares que varían en tamaño, retienen protoplastos activos y man

tienen durante mucho tiempo el potencial de diferenciación.

Esclerenquima; las principales funciones de las células del esclerenquima son dar soporte y en muchos casos protección formado por dos tipos de células, las escléridas y fibras.

b) Médula, es el centro mismo del tallo.

A veces, la médula y la corteza se conectan por medio de:

c) Rayos medulares; formados también a partir del meristema fundamental. (5)

- El Procambio estas células aparecen primeramente como filamentos entre células meristemáticas fundamentales y a veces se forma un cilindro — procámbico continuo. Las células procámbicas dan origen a tejidos vasculares primarios divididos entre grupos de acuerdo a las funciones. Los alimentos se llevan en el grupo exterior de células vasculares primarias, que es el floema primario. El agua y las sales minerales se conducen en el grupo interior de células vasculares primarias que, junto con las células de sostén, constituyen el xilema primario. En muchos tallos, queda una zona meristemática entre el xilema primario y el floema primario, para convertirse en el cambio vascular (ver. fig. 1). (5)

### 2.3.2.2. Estructura primaria del tallo de las Monocotiledóneas.

Con pocas excepciones, las plantas monocotiledóneas no aumentan en-

Figura 3. Abajo sección transversal de un tallo de saúco (*Sambucus*) al completarse el crecimiento primario.



anchura, después de su período inicial de crecimiento rápido ya que, no tienen crecimiento secundario. (5)

Dentro de las monocotiledóneas que tienen crecimiento secundario - existe únicamente en los géneros *Dracaena*, *Cordylina*, *AloE*, *Yucca* y - - *Aphyllanthes*, algunos de los cuales comprenden plantas que alcanzan dimensiones notables, por ejemplo, la *Dracaena draco*. (6)

Hay muchas monocotiledóneas perennes, en las cuales se han establecido mecanismos para superar el período de vida generalmente corto de los tejidos primarios. Debido a ello, los aspectos externos y la anatomía celular de las monocotiledóneas tienen variaciones considerables. Con pocas excepciones, los filamentos procámbicos y, por consiguiente, los haces vasculares, en los tallos de las monocotiledóneas se dispersan por todo el meristema fundamental o, por lo menos, por su zona externa. (5)

En la mayoría de los tallos de monocotiledóneas, todas las células del procambio se diferencian en elementos del xilema primario y el floema primario. No hay cambio vascular y, como consecuencia de ello, no se producen tejidos secundarios. Los haces de este tipo se denominan cerrados. (5)

En las secciones transversales de los extremos de las gramíneas - (cebada, centeno, trigo, etc.), resultan evidentes los tejidos siguientes:

- a) Una capa simple de células epidérmicas,

- b) Tejido de refuerzo (colenquima) dispuesto en varias formas debajo o cerca de la epidermis,
- c) Parenquima fundamental y
- d) Haces vasculares.

En la epidermis hay estomas. El tejido de sostén consiste en fibras alargadas con paredes lignificadas y gruesas. El parénquima fundamental puede extenderse hasta el centro del tallo, como sucede en el maíz, el sorgo y la caña de azúcar. O bien, puede destruirse durante el crecimiento del tallo, dejando en la porción central una cavidad medular hueca, como ocurre por lo común en el trigo, la avena, la cebada y el centeno. (5)

El haz vascular de los tallos de maíz presentan grandes vasos porosos en el xilema; habitualmente, hay dos de ellos y uno o dos vasos anillados o en espiral. Además, los haces más antiguos contienen siempre un gran espacio de aire o pasaje intercelular. Los vasos, junto con las fibras intermedias, las traqueidas y las células parenquimáticas, constituyen el tejido del xilema, que se encuentra siempre del lado del haz que se orienta hacia el centro del tallo. El floema constituye un patrón regular de células de paredes delgadas, exteriores al xilema. Por lo común se ven placas cribosas. Las células asociadas son pequeñas y, por lo común, cuadradas o rectangulares en los cortes de sección transversal y, por su contenido celular, se tiñen más fuertemente que los tubos cribosos. Generalmente, el haz está rodeado por fibras lignificadas que forman un tejido denominado vaina del haz. (5)

### 2.3.3. Tallos perenes.

El crecimiento primario se produce por lo común en los ápices. Luego, la longevidad de un cuerpo vegetal primario se alcanza mediante la - elongación continua del tallo y el eje de la raíz lo que da como resulta do la separación de las raíces y el ápice del tallo. Puesto que las plan tas herbáceas no tienen crecimiento secundario, no está prevista la cone xión de los cuerpos vegetales primarios en los extremos opuestos de un - eje que se alarga, conforma los tejidos primarios intermedios agotan sus períodos vitales y mueren. En lugar de ellos, brotan raíces adventi - cias en los nudos, a corta distancia del ápice del retoño. Los nudos de las plantas perenes que carecen de crecimiento secundario, llevan las ho jas y yemas normales, así como también raíces.

Probablemente esos tallos tengan superficies inferiores y superiores diferenciadas, con hojas y yemas en las superficies superiores y raíces - en las inferiores. Puesto que esos tallos no se refuerzan ni endurecen - por medio de un crecimiento secundario, están generalmente postrados y - frecuentemente son subterráneos y pequeños. Entre esos tallos hay nume rosas modificaciones (Rizomas y Estolones). (5)



## 2.4. LA RAIZ

Las raíces de las plantas, en conjunto, constituyen el sistema radical. Las funciones principales de las raíces son la fijación y absorción. Además, las raíces de todas las plantas almacenan cierta cantidad de alimentos, al menos durante corto tiempo e incluso sirven para la conducción. El agua y las sales minerales absorbidas del suelo y los alimentos que podrían almacenarse en las raíces, las conducen éstas últimas a los tallos, y, asimismo, a las hojas u otros órganos situados encima de la superficie del terreno. Los alimentos producidos en las hojas, son conducidos en los tallos para las raíces principales y, luego, éstas últimas los llevan a las raíces secundarias o ramificadas, de modo que esos alimentos se llevan a las extremidades de todas las raíces más pequeñas.

(5)

### 2.4.1. Relaciones entre el crecimiento del tallo y el de la raíz.

En una planta normal y sana, hay un equilibrio entre el sistema del retoño y el sistema radical. Es importante la relación que hay entre la superficie total de las hojas y la superficie total de las raíces. Hay también un equilibrio entre la superficie total expuesta a los rayos del sol, de los que se absorbe energía y se utiliza en la fabricación de carbohidratos, y la superficie total de las raíces en contacto con la solución del suelo, del que la planta absorbe agua y nutrientes minerales. El sistema radical debe proporcionar al retoño cantidades suficientes de agua y nutrientes minerales y el sistema del retoño debe producir suficientes alimentos para el mantenimiento del sistema de las raíces. Los-

sistemas radicales muestran variaciones que, en general, se asocian más o menos estrechamente a la morfología de los tallos y a la zona ecológica en la que habitan las plantas. (5).

Observaciones hechas sobre este particular han señalado que el espesor de la ramificación radical en una posición determinada, dependiente de la combinación variedades-patrones en árboles frutales, puede estar relacionado con la ramificación del tallo. La extensión del cuerpo de la raíz excede a la de la copa en un 300%, 200% y 150% en terrenos arenosos, limosos y arcillosos, respectivamente; como medida puede servir la siguiente fórmula: radio de la raíz = al de la copa multiplicado por 1.2 hasta 2. Las raíces no crecen más que la copa cuando las condiciones del terreno son rigurosas; en cambio, la altura del tallo es mayor que la profundidad de la raíz en un múltiplo. La proporción entre la masa del tallo y la de la raíz, es aproximadamente, de 1: 1 durante el crecimiento juvenil. Con el aumento de la edad, la masa del primero es mayor que la de la segunda. (8)

#### 2.4.2. Desarrollo de un sistema radical fibroso.

El desarrollo de un sistema radical fibroso, como el de un cereal, es muy distinto al de un sistema columnar de raíces. Por ejemplo, en el embrión de la cebada o el trigo, se advierte un ápice de la raíz. Cuando la semilla germina, esa raíz de plántula toma prioridad. Muy pronto, le siguen dos pares de raíces filiformes que, no obstante, no son ramas de la raíz primaria; o sea, que no son estrictamente raíces secundarias. Por lo tanto, podemos decir que la raíz primaria y los dos pares de raíces que la siguen son raíces seminales (de la semilla).(5)

En un corto período después de que se constituye el sistema de las raíces seminales, brotan raíces permanentes de los nudos inferiores del tallo joven. El sistema de raíces fibrosas de una planta de maíz se forma a partir de las raíces que brotan de los nudos inferiores. Esas raíces no son ramas de las raíces primarias, sino que se trata de raíces adventicias; es decir, se llaman adventicias todas las raíces que brotan de órganos distintos de las raíces mismas.

En realidad, los nudos de la mayoría de las monocotiledóneas, tienen primordios, radicales que pueden brotar o permanecer latentes. (5)

Por lo común, se cree que los sistemas radicales surgen sólo en el extremo inferior del eje de las plantas. Esa restricción es válida en todas las gimnospermas y muchas dicotiledóneas; pero sólo en unas cuantas monocotiledóneas y probablemente en ninguna de las plantas vasculares inferiores. Hay raíces que forman sistemas radicales fibrosas y aparecen regularmente en nudos a lo largo de los tallos.

En muchas plantas, como el trigo y el maíz, hay también un sistema radical fibroso en el extremo inferior del eje principal de la planta, que complementa el sistema radical de los nudos. La formación de raíces en los nudos se asocia con mucha frecuencia con algún tipo de tallo horizontal, rizomas o estolones. (5)

La formación de raíces en los nudos de esos tallos, ya sea de monocotiledóneas o de dicotiledóneas, hace posible el desarrollo continuo del tallo primario y los sistemas radicales, sin recurrir al crecimiento secundario. Las raíces que se forman en los nudos, a corta distancia del

ápice del retoño en crecimiento, aseguran un suministro continuo de agua - y nutrientes al ápice en desarrollo. Por ende, no se necesitan tejidos secundarios ni en el tallo ni en las raíces. (5)

#### 2.4.3. Los sistemas radicales. (Categorías de profundidad).

El ecólogo estadounidense J.E. Weever, observó que los sistemas radicales de diferentes especies ocupan y utilizan diferentes partes de los estratos de suelos.

Weever y sus alumnos excavaron cuidadosamente sistemas radicales de -- centenares de plantas y llegaron a la conclusión de que había tres categorías generales de profundidad en el enraizamiento. Plantas que poseen un sistema radical muy poco profundo, como en algunos pastizales. En la que -- la mayoría de las raíces se encuentran en una capa superficial del suelo de 15 cm. aproximadamente. (5)

Cannon, 1911 menciona que una mayoría de las raíces desuculentas, incluyendo especies de agave y cactáceas de los desiertos de Norte América, característicamente están en los 150 mm. superficiales del suelo. (9)

Nobel 1976 investigando las relaciones hídricas de Agave deserti bajo condiciones de campo, observó que la profundidad radical media de las numerosas raíces fibrosas fue solamente 8 cm. para un tamaño de planta media -- con un promedio de 29 hojas. (10)

Inclusive Nobel 1986, determinó que las raíces de Agave lechuguilla --

fueron superficiales; y la profundidad media de 45 raíces para 8 plantas de un amplio rango de tamaño fue dentro de 10 a 2 cm. de profundidad.(11)

Por lo tanto, podríamos colocar a Agave tequilana dentro de esta categoría. Otro grupo como la hierba Buchloe dactyloides tiene una distribución regular de 1.5 metros. Un tercer grupo, tiene una distribución de raíces mucho más profunda que los 1.5 metros. (5)

#### 2.4.4. Estructura de las raíces.

Las raíces, como los tallos, crecen, conducen agua y nutrientes y almacenan alimentos. A diferencia de los tallos, absorben nutrientes y agua del suelo y afirman la sujeción de las plantas. A las semejanzas y diferencias de funciones se añaden ciertas variedades correspondientes en la estructura. En las raíces hay tres tejidos (cofia, endodermis y periciclo) que no existen en los tallos y la disposición de los tejidos vasculares y meristemáticos es ligeramente diferentes. (5)

##### 2.4.4.1. Características Externas.

La zona de pelos radicales es la parte de las raíces donde se facilita la absorción, los pelos radicales no se extienden hasta la punta de las raíces. La zona de pelos radicales y la punta desnuda es donde se produce el crecimiento longitudinal, se absorben más materiales del suelo y se lleva a cabo el desarrollo de los tejidos primarios. Por debajo de los pelos radicales se presentan, en orden descendente, una zona de elongación, una zona meristemática y la cofia de la raíz. La diferenciación

se inicia en las células superiores de la zona meristemática y se extiende hacia arriba, a través de la zona de elongación hasta la zona inferior de pelos radicales. (5)

En los tallos, el meristema apical está desnudo o protegido por escamas de yemas y hojas rudimentarias. En contraste, el meristema apical de las raíces está protegido por una masa de células en forma de dedal, la cofia. En la punta se pierden constantemente células de la cofia; pero al mismo tiempo, se agregan nuevas células procedentes del meristema. En el meristema apical, las células se dividen activamente y agregan nuevas células a la cofia radical y a la zona de elongación. Sin embargo, el rápido aumento de la longitud de las raíces se debe, en gran parte, a la elongación de células que se encuentran detrás del meristema apical. Esa es la zona de elongación. (Ver Fig. No. 2 y 3). (5)

#### 2.4.4.2. Características Internas.

Las células meristemáticas de los ápices radicales tienen disposiciones precisas que difieren de las del ápice del retoño.

En las monocotiledóneas, pueden diferenciarse cinco grupos de células. El más bajo de esos grupos constituye a) la cofia radical. Las células meristemáticas que dan origen a tejidos maduros de las raíces, forman largas hileras de células. Pueden reconocerse hileras de células destinadas a convertirse en b) la epidermis (protodermis), c) corteza (meristema fundamental) y d) el cilindro vascular central (cilindro del procambio). Esas hileras de células divergen de una quinta zona de células ordenadas -

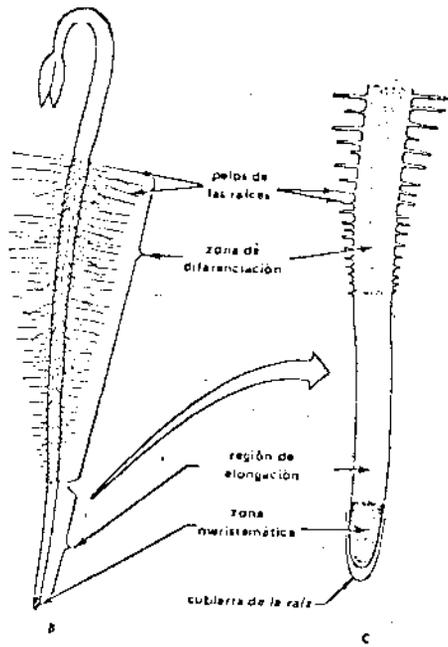


FIG 2, ZONAS DE LA RAIZ

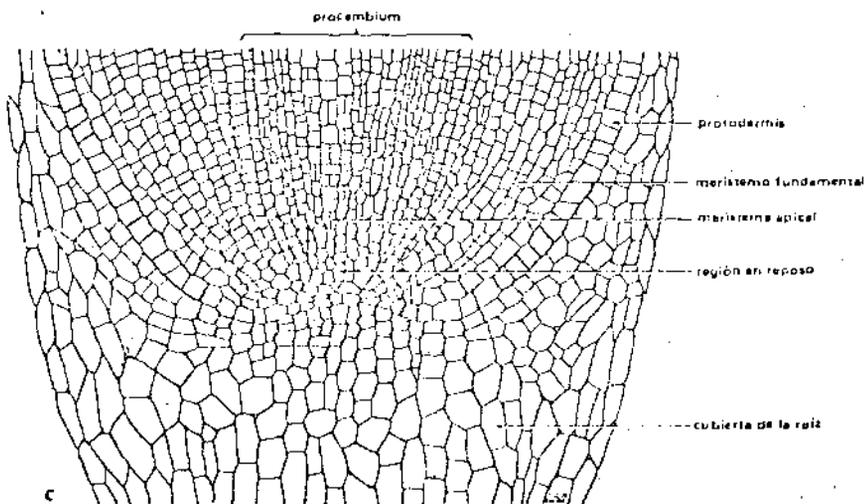
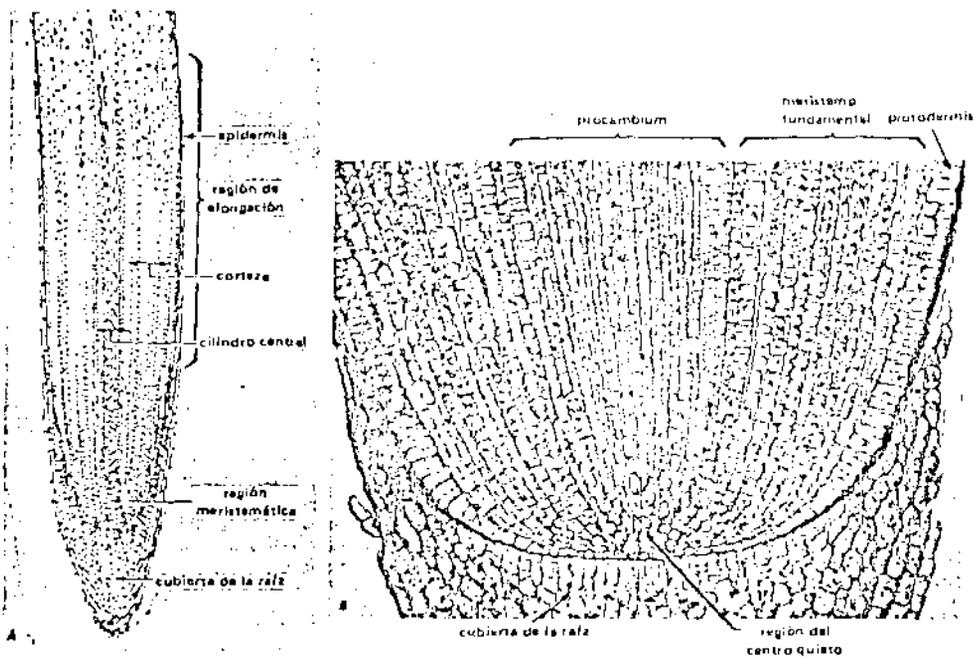


FIG. 3

de modo más irregular. Hay pruebas de que raramente se producen divisiones celulares en esa masa celular central o zona inactiva (Fig. 3B y 5).

Por otro lado, se producen numerosas divisiones en las células que rodean a la zona inactiva. No se conocen las funciones de esta última, pero es posible que sea importante en la determinación del patrón de desarrollo de las raíces.

La cofia radical se compone de células similares a las parenquimáticas de vida corta. Puesto que se le agregan constantemente nuevas células, la cofia radical persiste durante todo el crecimiento de las raíces.

El meristema apical se compone de células de paredes delgadas, que son muy similares y carecen prácticamente de espacios intercelulares. Las secciones de esta zona muestran por lo general muchas células en las que los núcleos se hallan en alguna etapa de la mitosis (Fig. 3A).

En la zona de elongación, hay menos uniformidad en la forma de las células que en el meristema apical. Se ha producido cierta diferenciación. Como en la zona correspondiente de los tallos, se distinguen tres tejidos meristemáticos primarios, aunque la secuencia exacta de su desarrollo puede variar en diferentes plantas: a) protodermis, b) procambio y c) meristema fundamental. Estos tres tejidos meristemáticos se diferencian en tejidos primarios de las raíces (Fig. 3B, 4 y 5). (5)

#### 2.4.4.2.1. Diferenciación de tejidos primarios.

La diferenciación de las células meristemáticas en el cuerpo pri -

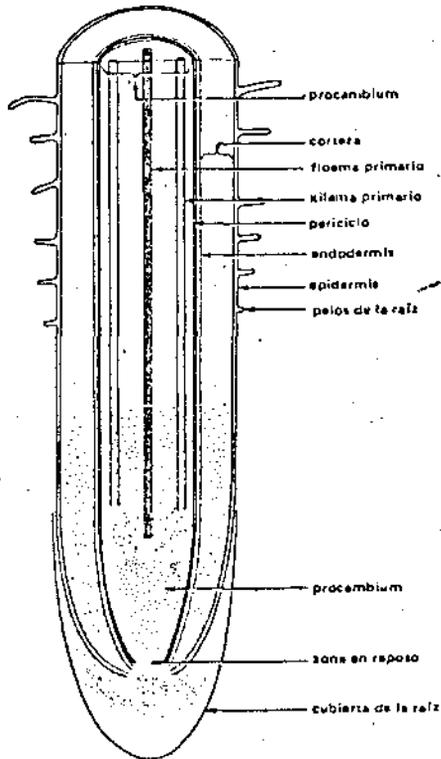


Figura 4 Representación gráfica del desarrollo de la Raíz.

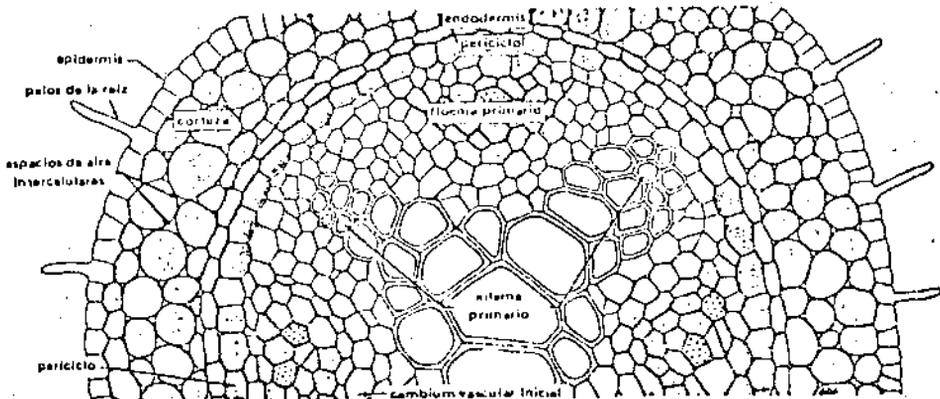


Figura 5 Sección transversal de la estructura vegetal primaria de una raíz, al concluir el desarrollo primario.

mario se lleva a cabo en las raíces en la misma forma que en los tallos, - con ligeras modificaciones. La protodermis produce una epidermis desprovista de cutícula y células protectoras, pero con células de pelos radicales. Del meristema fundamental surge un tejido cortical de células parenquimáticas. Mientras que no se forman células de refuerzo, tales como las del colénquima, la capa más interna de células corticales se especializa, - para desempeñar un papel importante en la regulación del desplazamiento - del agua y los nutrientes que constituyen la endodermis (Fig. 4 y 5).

El cilindro de procambio da origen a un cilindro de tejido vascular - (Fig. 4), y no hay médula. La capa exterior de las células del procambio - se diferencia en un cilindro especializado de células que se conoce como - periciclo (Figura 5). Las primeras células de tejido vascular que se for - man son de dos a cuatro células del floema (elementos cribosos) y se pre - sentan solas en la periferia externa del cilindro del procambio (Figura 4). La diferenciación de los elementos cribosos va seguida, muy pronto, por - un número igual de elementos de vasos que surgen en la periferia del ci - lindro de procambio en bolsas situadas entre los elementos cribosos (Figu - ras 4 y 5).

Hacia el centro de la raíz se produce una mayor diferenciación del - tejido vascular. Cuando la planta primaria está completa. (5)

Epidermis.- Esta zona, con sus pelos radicales, es una capa simple - de células que se deriva de la protodermis. Esencialmente, es una proyec - ción lateral de una célula epidérmica. En la mayoría de las plantas, la - vida de cualquier pelo radical es corta; funciona sólo durante unos días -

o unas pocas semanas. Se forman constantemente nuevos pelos en el extremo anterior de la zona de pelos radicales, mientras que los del extremo posterior se mueren. Así, conforme avanzan las raíces en el suelo, los nuevos pelos radicales, de crecimiento activo, están continuamente en contacto con nuevas partículas del suelo.

En las plantas desprovistas de pelos radicales, la absorción se realiza completamente por medio de células epidérmicas típicas de paredes delgadas. El desarrollo de pelos radicales se inhibe con frecuencia por las soluciones concentradas de suelos y por las temperaturas altas o bajas del suelo. Los pelos radicales se desarrollan casi igualmente bajo la luz que bajo la obscuridad, cuando las cantidades de humedad y oxígeno son adecuadas. (5)

Corteza.- Esta zona, relativamente más gruesa que la de los tallos, se deriva del meristema fundamental. La corteza se compone principalmente de parénquima de almacenamiento con grandes espacios intercelulares — (Figura 5). En muchas especies, se encuentran células secretoras y conductos resiníferos. La capa más interna de la corteza es una hilera simple de células, la endodermis que, por lo común, es una clara característica de las raíces. Por regla general, en el estado primario, las paredes celulares endodérmicas son delgadas con excepción de un engrosamiento en banda, que corre en torno a las células, sobre las paredes radiales y — transversales. Esta banda engrosada, que se conoce como banda de Caspary, está suberizada. (5)

Periciclo.- En una etapa temprana del desarrollo, se diferencia una — capa especial de células parenquimáticas de la zona externa del cilindro-

de procambium que se denomina periciclo (Figuras 4 y 5). Persiste como tipo poco especializado de tejido meristemático, hasta que se inicia el desarrollo secundario. Luego puede ser el origen de raíces laterales; algunas de sus células se desarrollan como porciones del cambium vascular y otras son el origen de cambium en la corteza. En las raíces sin crecimiento secundario se forma eventualmente un tejido esclerenquimático.(5)

Cilindro vascular (Figuras 4 y 5).- Se deriva de la porción interna restante del procambio. Puesto que, en general, no hay un meristema fundamental interno, como en las puntas de las raíces, la médula no se desarrolla habitualmente en las raíces de dicotiledóneas, aunque puede existir en raíces de monocotiledóneas.

En algunos estudios de la estructura de las raíces, se considera al periciclo y al cilindro vascular, puesto que se derivan del procambium, como una zona general simple que se conoce como estela.

En las raíces, el xilema primario y el floema se disponen de tal modo que un radio que atravesase los brazos del xilema no pasa por el floema. Por lo común, el xilema primario consiste en una masa central o "núcleo" de elementos del xilema, con varios brazos radiales, entre los que se agrupa el floema. Entre esos dos tejidos hay una o más capas de células del procambium (Figura 6A).

En las raíces con crecimiento secundario, esas células producen cambium vascular (Figura 6B), mientras que, en las raíces sin crecimiento secundario, maduran frecuentemente para convertirse en esclerénquima. Muchas raíces carecen de médula; no obstante, en la mayoría de las monocotí

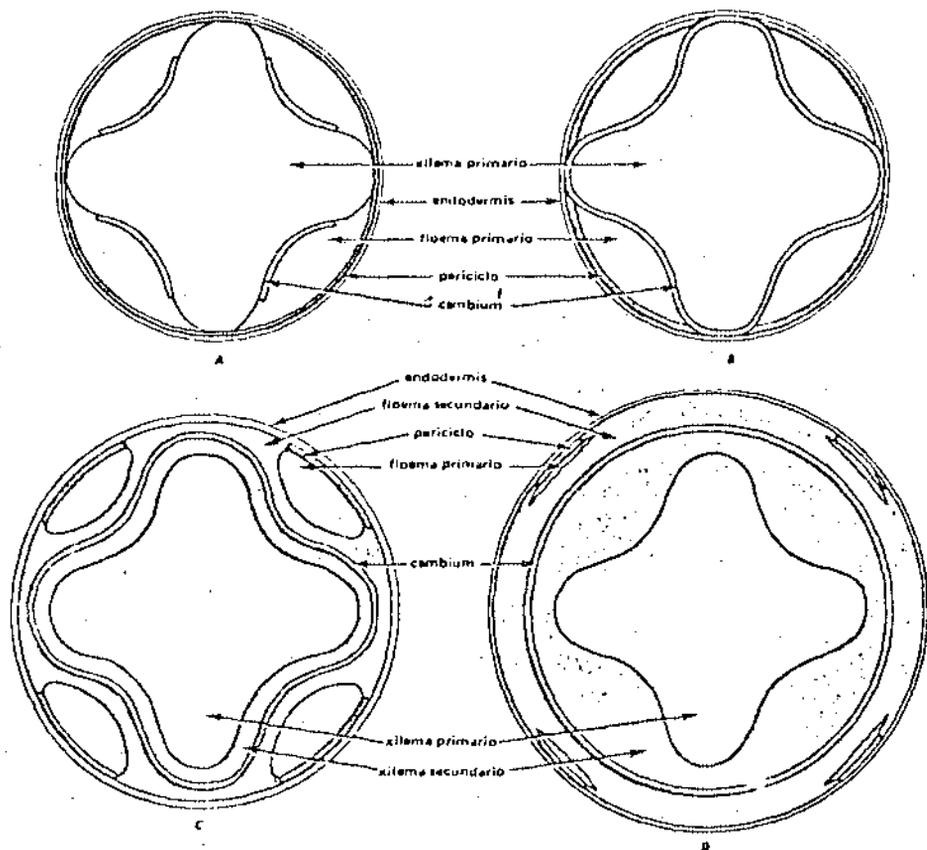


Figura 6. Representación gráfica del desarrollo de la estructura vegetal secundaria de una raíz: A, al concluir el crecimiento primario, queda una hilera de células del procambium (de color verde claro) y se encuentra presente un círculo completo de periciclo (verde oscuro); B, el procambium (verde claro) se une a las células del periciclo fuera de los brazos del xilema, para formar una línea continua de cambio vascular (verde más oscuro); C, el cambium vascular forma en el interior xilema secundario y, externamente, floema secundario (gris claro). Los tejidos primarios están en blanco. El floema primario es impulsado hacia afuera y todavía se asocia a él una cantidad pequeña de periciclo (verde oscuro); D, un círculo liso de cambium vascular, que produce xilema y floema secundarios. El xilema primario permanece en el centro del tallo, el floema primario se ha aplastado y sólo queda una cantidad pequeña del periciclo.

ledóneas y en algunas dicotiledóneas herbáceas el núcleo central de la es tela es parénquima, que se parece a la médula de los tallos. Mientras — que la médula de los tallos se deriva del meristema fundamental, la de — las raíces procede del procambium.

Las células que se encuentran en el xilema primario de los tallos pue den hallarse también en el xilema primario de las raíces; aunque los vasos anillados y en espiral son relativamente raros en las raíces. El floema — primario de las raíces no difiere en lo esencial del de los tallos. Consis — te en elementos de tubo criboso, células auxiliares y parénquima. (5)

#### 2.4.4.2.2. Origen de las raíces laterales.

Partes laterales de los tallos se derivan de capas celulares situadas en el ápice del retoño o cerca de él. Por lo contrario, las raíces latera — les o ramificadas de las gimnospermas y las angiospermas se derivan de cé — lulas del periciclo. (5)

#### 2.4.4.3. Almacenamiento en las raíces.

Todas las raíces, incluso las más delgadas, cuya función primordial — es la absorción, almacenan temporalmente cantidades pequeñas de alimentos. Por ejemplo, cuando llega azúcar a las raíces con mayor rapidez que la uti lizada por las células en crecimiento, se transforma en almidón y se alma — cena como tal durante cierto tiempo, sobre todo en las células corticales. Durante la temporada de latencia, se almacenan cantidades bastante grandes de almidón en las raíces leñosas de los árboles frutales. Estos alimentos

constituyen una reserva que se utiliza cuando se reanuda el crecimiento, en la primavera. Las raíces de la correhuela y otras plantas perennes almacenan grandes cantidades de alimentos. Este suministro almacenado les permite a las plantas el surgimiento de nuevos retoños, cuando se destruyen las "partes superiores".

El almacenamiento de alimentos en las raíces se lleva a cabo en la corteza, el floema y el xilema. Entre las plantas nativas de Norteamérica, los ejemplos más sorprendentes de plantas con raíces carnosas se presentan en las zonas áridas. En general, esas raíces contienen una gran cantidad de agua almacenada, que pueden utilizar los retoños de follaje en los períodos de sequía. (5)



## 2.5. CONCEPTOS BASICOS PARA LA PROPAGACION POR ESTACAS

En la propagación por estacas de tallo y estacas con yema y hoja, sólo es necesario que se forme un nuevo sistema radical, puesto que ya existe un sistema ramal o de tallo en potencia (una yema). En las raíces de estaca debe iniciarse un nuevo sistema caular (a partir de una yema adventicia), así como una extensión de la porción de raíz que ya existe. En las estacas de hoja se debe regenerar un sistema nuevo, tanto de tallo como de hoja. Aun en plantas maduras, muchas células tienen la capacidad de retornar a la condición meristemática (desdiferenciación) y de producir nuevos sistemas de raíz o de tallo o de ambos. Este hecho hace posible la propagación por estacas. De hecho, una célula vegetativa, viviente, individual, tiene toda la información necesaria para regenerar una planta completa, similar a la planta de donde procedió.

La propagación por estacas, de ordinario, se emplea en plantas dicotiledóneas, pero en condiciones apropiadas es posible hacer enraizar estacas de algunas monocotiledóneas, como los espárragos.

En muchas plantas monocotiledóneas, es común la ocurrencia natural de raíces adventicias, como las que se observan con facilidad en el maíz, en donde surgen en la región intercalar en la base de los entrenudos. (4)

### 2.5.1. Desarrollo Anatómico de raíces en las Estacas.

Para comprender el origen de las raíces adventicias se requiere tener conocimiento de la estructura interna del tallo.

El proceso de desarrollo de las raíces adventicias en las estacas - - de tallo, pueden dividirse en tres etapas: (1) desdiferenciación celular - seguida por la iniciación de grupos de células meristemáticas (las iniciales de la raíz); la diferenciación de esos grupos de células en primordios de la raíz reconocibles; y (3) el crecimiento y la emergencia de las raíces nuevas, incluyendo la ruptura de otros tejidos del tallo, y la formación de conexiones vasculares con los tejidos conductivos de la estaca. (4)

#### 2.5.1.1. Iniciación de los Primordios de la Raíz.

La iniciación de las raíces adventicias se efectúa después de que se ha hecho la estaca. A esas raíces a veces se les llama "inducidas" o de "herida", ya que se presentan después de cierto tiempo de lesión, como el corte de una porción de tallo o el anillado del mismo.

El origen de las raíces adventicias en las estacas de tallo se encuentran en ciertos grupos de células que se vuelven meristemáticas. Los tejidos contenidos en el sitio de origen varían mucho, dependiendo de la clase de planta. (4)

##### 2.5.1.1.1. En plantas herbáceas.

El lugar de origen de las raíces se encuentra justamente afuera y entre los haces vasculares. Esos pequeños grupos de células, las iniciales de la raíz, continúan dividiéndose, formando grupos de muchas células pequeñas que se desarrollan en los primordios de la raíz. La división celular continúa y pronto cada grupo de células toma el aspecto de una punta de raíz. En el nuevo primordio radical se forma un sistema vas-

cular que se conecta con el haz vascular adyacente. La punta de la raíz - crece hacia afuera, a través de la corteza, emergiendo de la epidermis del tallo. En las estacas de crisantemo, las raíces adventicias se observan - primero en la región interfascicular. Las iniciales de las raíces de las - estacas de claveles surgen en una capa de células parenquimatosas que es - tén dentro de una funda fibrosa. En la calabaza y en el tomate, las raíces adventicias se originan en el parénquima del floema. (4)

#### 2.5.1.1.2. En plantas leñosas perennes.

Donde hay una o más capas de xilema y floema secundarios, las raíces - adventicias en sus estacas de tallo, por lo común, se originan en el floe - ma secundario joven, aunque también pueden originarse de otros tejidos, -- tales como los radios vasculares, el cambium o la medula.

En general, el origen y el desarrollo de las raíces adventicias se -- efectúa cerca y hacia afuera del cilindro central de tejido vascular. Al - salir del tallo, las raíces adventicias ya han desarrollado una cofia y -- los tejidos usuales de la raíz, así como una conexión vascular completa -- con el tallo en que se originan.

De ordinario, las raíces adventicias en los tallos se originan endó - genamente; es decir, se originan dentro del tejido del tallo y crecen ha - cia afuera, pero en tallos de Tamarix se ha observado que esas raíces se - originan en las lenticelas, con conexión subsecuente de los filamentos - - procambiales a los del tallo materno.

El tiempo en el cual se desarrollan iniciales de la raíz, después de haber colocado las estacas en la cama de propagación, varía mucho. En un estudio, se observaron microscópicamente en los crisantemos tres días después, cinco días más tarde en claveles y después de siete días en rosales. Las raíces visibles emergieron después de diez días en las estacas de crisantemos, pero en los claveles y en los rosales tardaron tres semanas en aparecer. (4)

#### 2.5.1.2. Iniciales de Raíz Preformadas (Latentes)

En algunas plantas, las iniciales de las raíces adventicias se forman durante los primeros períodos de desarrollo del tallo intacto y ya están presentes cuando se hacen las estacas. Las estructuras de ese tipo se llaman iniciales de raíz preformadas o latentes, y por lo general, permanecen durmientes hasta que se hacen estacas del tallo y se les coloca en condiciones ambientales favorables para su desarrollo posterior y la emergencia de los primordios como raíces adventicias. Esas iniciales de raíz preformadas se presentan en varios géneros de plantas que enraizan con facilidad, como el sauce (*Salix*), álamo (*Populus*), el jazmín (*Jasminum*), la hortensia (*Hydrangea*), el grosellero (*Ribes*) y el cidro (*Citrus medica*) y otros. La posición de origen de esas iniciales de raíz preformadas en los tallos es la misma que la de otras raíces adventicias de raíz preformada

Las especies con iniciales de raíz preformadas por lo común enraizan con rapidez y facilidad, pero aquellas sin esas iniciales, con igual facilidad producen raíces.

Cuando se estén efectuando trabajos experimentales con estacas de especies que tienen iniciales de la raíz preformadas, se debe recordar que los tratamientos diferenciales sólo pueden afectar el desarrollo de los primordios radicales más bien que su iniciación. (4)

#### 2.5.2. Callo.

De ordinario, una vez que se han hecho las estacas y se han colocado en condiciones favorables para el enraice, se forma un callo en el extremo basal de la estaca. Este es una masa irregular de células parenquimatosas en diversos estados de lignificación. Este crecimiento de callo se origina de células jóvenes en la región del cambium vascular, aunque diversas células de la corteza y de la medula también pueden contribuir a su formación. Con frecuencia, las primeras raíces aparecen a través del callo, conduciendo esto a la suposición de que la formación de callo es esencial para el enraizado. Sin embargo, la formación de callo y la formación de raíces son independientes. El hecho de que con frecuencia ocurran de manera simultánea se debe a su dependencia de condiciones internas y ambientales análogas.

Sin embargo, se ha encontrado que en algunas especies como en Pinus radiata, Sedum y Hedera helix, las raíces adventicias se originan en el tejido mismo de callo que forma en el extremo basal de la estaca y por lo tanto, en esos casos la formación de callo es un precursor de la iniciación de raíces. (4)

### 2.5.3. Relaciones de la Anatomía con el Enraizamiento.

Aunque con toda probabilidad la facilidad o dificultad con que las estacas desarrollan raíces adventicias, se debe a factores bioquímicos, no se deben pasar por alto las relaciones de la estructura anatómica del tallo con el enraizado. Por ejemplo, en algunas plantas hay presentes en el tallo iniciales preformadas de raíces y en otras la producción de raíces sigue ciertos patrones que corresponden a la estructura anatómica del tallo.

Los anillos continuos de esclerénquima situados entre el xilema y el floema y exteriores al punto de origen de las raíces adventicias, pueden constituir una barrera anatómica para el enraizamiento. En un estudio de estacas de tallo de olivo, se asoció a un anillo de esta naturaleza con tipos de estacas de enraice difícil, mientras que los tipos de enraice fácil se caracterizaban por la discontinuidad de ese anillo de esclerénquima.

Aunque en los tallos una envoltura de tejido lignificado puede en algunos casos actuar como una barrera mecánica a la emergencia de las raíces, se presentan tantas excepciones que ciertamente ésto no puede ser una causa primaria de la dificultad para enraizar. Esas excepciones fueron señaladas por Sachs y Cols, quienes señalaron que la propagación bajo niebla y los tratamientos de auxina ocasionan una expansión y proliferación considerables de células en la corteza, el floema y el cambium, quedan como resultado rupturas en los anillos continuos de esclerénquima y que aun así, en los cultivares difíciles para enraizar de varias especies fru

tales no se formaron iniciales de raíces.

Es más probable que el enraizamiento esté relacionado con la formación de las iniciales de raíz que con la restricción mecánica de un anillo de esclerénquima que se oponga a la salida de las raíces.

Dentro del tallo, ciertos tipos de estructura o de relaciones de tejidos parecen ser más favorables que otros para la iniciación de primordios radicales. Esto quedó demostrado por estudios hechos en el cidro (*Citrus medica*) que enraiza con facilidad y que produce raíces en abundancia, de iniciales preformadas de raíz distribuidas a todo lo largo del tallo, - después de un corto tiempo de haberse colocado en el medio de enraice y en naranjo agrio (*C. aurantium*), cuyas estacas sólo forman unas cuantas raíces en la base, después de varias semanas.

La formación de raíces adventicias puede estar limitada por ciertos factores inherentes no translocables ya presentes en los tejidos. Sin embargo, es probable que para establecer condiciones que favorezcan el enraizamiento, se efectúen interacciones entre ciertos factores fijos o no móviles, situados dentro de las células, tal vez ciertas enzimas, nutrientes - de fácil conducción y factores endógenos de la producción de raíces. (4)

#### 2.5.4. Polaridad.

La polaridad inherente en ramas y raíces se muestra en forma notable en el enraizamiento de estacas.

Las estacas de tallo forman ramas en el extremo distal (el más próximo a la punta de la rama) y raíces en el extremo proximal (el más cercano a la corona de la planta). Las estacas de raíz forman raíces en el extremo distal y ramas en el extremo proximal. Cambiando la posición de las estacas respecto a la gravedad no se altera esa tendencia.

Los tallos muestran una fuerte polaridad de regeneración, las raíces una polaridad algo más débil y las hojas una polaridad de regeneración mucho más reducida.

Quando se cortan segmentos de tejidos, la unidad fisiológica es alterada. Esto debe causar la redistribución de una sustancia, probablemente-auxina, explicando así las diferencias en respuesta observadas en superficies que con anterioridad eran adyacentes. La correlación de la polaridad de la diferenciación de las raíces con el movimiento de auxina se ha observado en varios casos.

También se sabe que la polaridad en el transporte de auxina varía en los diversos tejidos, siendo bastante débil en los pecíolos. El movimiento polar de la auxina es un proceso de transporte activo y aparentemente es una actividad secretora, encontrándose sus bases en las características estructurales de las células individuales. (4)

2.5.5. Factores que afectan la Regeneración de Plantas a partir de Estacas.

Existen grandes diferencias entre especies y entre cultivares en la -

capacidad de enraizamiento de las estacas tomadas de ellos. Es difícil - predecir si las estacas tomadas de un clon enraizarán o no con facilidad. Aunque las relaciones botánicas dan una indicación general, es necesario hacer pruebas con cada clon. (1)

#### 2.5.5.1. Condición Fisiológica de la Planta Madre

Existe evidencia considerable de que la nutrición de la planta madre ejerce una fuerte influencia sobre el desarrollo de las raíces y ramas en las estacas tomadas de ellas. Kraus y Kraybill observaron hace mucho tiempo, al hacer estacas de tomatera, que las plantas con tallos amarillentos, ricos en carbohidratos pero pobres en nitrógeno, producían muchas raíces pero sólo tallos débiles, mientras que aquellas de tallos verdes con amplia provisión de carbohidratos pero más ricos en nitrógeno, producían menos raíces pero tallos más fuertes. Los tallos verdes, succulentos, muy pobres en carbohidratos pero con abundancia de nitrógeno, todos se pudrieron sin producir tallos ni raíces.

Muchos factores internos, como los niveles de auxina, los cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos pueden, desde luego, influir en la iniciación de las raíces en las estacas. En un estudio en el que se determinaron todos esos factores en estacas de crisantemo de enraizado fácil y de enraizado difícil, la única correlación que se pudo lograr fue con el almacenamiento de carbohidratos en los tallos, presentándose en los cultivares que enraizan con facilidad los niveles más elevados de reservas de carbohidratos. Las estacas de madera suave de lúpulo, mantenidas en intensidades luminosas bajas (alrededor del punto de compensación),

respondieron a los pretratamientos con azúcares, con incrementos considerables en el enraizado, ilustrando así la necesidad de una amplia provisión de carbohidratos para la producción de raíces. En otros estudios, la glucosa o la sucrosa en el medio fueron esenciales para la formación de raíces en segmentos de tallos puestos a enraizar en condiciones asépticas.

Con bastante frecuencia el material más adecuado para estacas, en cuanto se refiere a la riqueza de carbohidratos, puede determinarse por la firmeza del tallo. Aquellos que tienen una concentración inconvenientemente baja de carbohidratos son suaves y flexibles, mientras que los más ricos en carbohidratos son firmes y rígidos, y al doblarlos se rompen más bien que se flexionan. Sin embargo, esa firmeza de los tejidos puede confundirse con la firmeza debida a la maduración de los mismos, ocasionada por el engrosamiento y la lignificación de las paredes celulares. Un método más exacto para determinar el material para estacas que tenga el alto contenido de almidón conveniente es la prueba de yodo. Los extremos recién cortados de un manojo de estacas se sumergen durante un minuto en una solución de 0.2% de yodo en yoduro de potasio. Las estacas con mayor contenido de almidón se tiñen de color más oscuro. Esto permite hacer una clasificación aproximada de las estacas en ricas, medianas y pobres en carbohidratos. En pruebas con vides, el 63% de las estacas ricas en carbohidratos enraizó, de las medianas en carbohidratos lo hizo el 35% y sólo un 17% de las pobres en carbohidratos produjo raíces.

La evidencia respecto a los efectos de niveles de nitrógeno en las plantas madres, con relación al comportamiento en el enraice de las estacas obtenidas de ellas es contradictoria. Pearse, en estudios de enraiza-

miento con vides demostró que cuando las plantas madres fueron cultivadas en condiciones de deficiencia de fósforo, potasio, magnesio y calcio, la formación de raíces en las estacas obtenidas de ellas era más mala que en plantas con nutrición completa, pero con la reducción de nitrógeno en las plantas madres, se aumentaba la formación de raíces en las estacas. Sin embargo, la deficiencia extrema de nitrógeno en las plantas madres, redujo en vez de aumentar el enraizado. Esto fue confirmado por pruebas llevadas a cabo con geranios, en las cuales las plantas madres fueron cultivadas con tres niveles de fósforo, nitrógeno y potasio. La nutrición nitrogenada de la planta madre tuvo un efecto mayor en la respuesta de enraizamiento que la de fósforo o de potasio, obteniéndose mayores porcentajes de enraice de estacas con niveles bajos o medianos de nitrógeno que con niveles elevados.

Sin embargo, para que se efectúe la iniciación de raíces se necesita nitrógeno para la síntesis de ácidos nucleicos y de proteínas, de tal manera, que hay un nivel de diferenciación del nitrógeno disponible, debajo del cual se obstaculizaría la formación de raíces. En esos casos la adición de nitrógeno estimularía el enraizamiento.

Las estacas de vid tomadas de plantas fertilizadas con zinc enraizaron en porcentaje mayor y fueron de mejor calidad que las estacas tomadas de plantas no tratadas. Se piensa que esto se debe a un aumento en la producción de auxina nativa que resulta del incremento del nivel de triptófano (un precursor de la auxina) que se encuentra en plantas tratadas. (El zinc es necesario para la producción de triptófano). De hecho, la aplicación de triptófano sintético ha aumentado el enraice de las estacas de vid.

Los efectos beneficiosos de la aplicación de zinc a las plantas madres — también se han conocido en Africa del Sur, en la propagación del ciruelo- "Marianna" por estacas de madera dura.

No está claro porqué un alto nivel de nitrógeno en las estacas no origina un buen enraizado, pero es probable que los tejidos con alto contenido de nitrógeno tengan un desarrollo lujuriente, sean suaves y suculentos, con poco almacenamiento de carbohidratos. Esas ramas de crecimiento rápido también pueden ser pobres en otros componentes necesarios para el enrai-  
ce.

En las plantas madres el equilibrio de contenido bajo de nitrógeno y contenido elevado de carbohidratos, que en muchos casos parece favorecer — el enraice, puede lograrse en diversas formas:

a) Reducir la provisión de nitrógeno a las plantas madres, con lo que se reduce el crecimiento de las ramas y se permite la acumulación de carbo-  
hidratos. Esto puede lograrse no aplicando fertilizantes nitrogenados y — permitiendo que las plantas madres crezcan a pleno sol. Cualquier tipo de restricción de las raíces de las plantas madres, como el que ocurre cuando se cultivan en macetas o muy juntas en surcos, tiende a reducir el creci-  
miento vegetativo excesivo y permite la acumulación de carbohidratos.

b) Escoger para material de estacas porciones de la planta que estén- en el estado nutritivo adecuado. Por ejemplo, tórnese ramas laterales en — las cuales ha disminuido el crecimiento rápido y se han acumulado los car-  
bohidratos, en vez de tomar ramas terminales suculentas.

c) Seleccionar regiones de las ramas que se sabe que tienen un alto contenido de carbohidratos. En un análisis químico de ramas de rosales, del tipo usado para hacer estacas, el contenido de nitrógeno aumentó uniformemente de la base a la punta. En oposición, se observó un gradiente descendiente de almidón de la base a la punta. Por lo consiguiente, las porciones basales de esas ramas tendrán el equilibrio de poco nitrógeno y abundancia de carbohidratos que favorece un buen enraizamiento. (4)

#### 2.5.5.2. Ahilamiento.

Desde hace mucho tiempo se ha sabido que ésta práctica es sumamente eficaz para aumentar la formación de raíces adventicias en tejidos de tallo.

El enraizamiento de estacas de tallo, donde las bases están en la oscuridad, debajo del medio de enraice, es probable que se promueva por el estímulo debido a efectos de ahilamiento\*.

En estudios realizados en estacas ahiladas de Hibiscus y de frijol Red Kidney, resultó que en los tallos ahilados había disminución en el contenido de almidón, en el reforzamiento mecánico de los tejidos, en el espesor de la pared celular, en los depósitos sobre dicha pared y en la cantidad total de tejido vascular, en comparación con los tejidos no ahilados. Los tallos ahilados mostraron también un aumento en células parenquimatosas y en la cantidad de tejidos en un estado menos diferenciado.

En los tejidos ahilados se encontraron cantidades ligeramente mayores

\* El Ahilamiento es el tipo de desarrollo que resulta de hacer que crezcan las plantas o partes de ellas en ausencia de luz. Esto produce características como hojas pequeñas y no expandidas y el desarrollo de un color blanquizco y amarillento.

de auxinas endógenas en comparación con los tejidos no ahilados. Se encontró también que durante el período de iniciación de raíces, las estacas en ahilamiento, tenían un contenido mayor de auxina endógena (IAA) en el sitio en que se efectuaba el alargamiento del tallo.

Otros estudios demostraron que la formación de raíces en segmentos de tallos de dos cultivares de rododendros era inhibida por completo por exposición a luz continua.

Un estudio de importancia con hipocótilos de frijol implica la destrucción de factores de promoción del enraizamiento por la luz. (4)

#### 2.5.5.3. Anillado.

Como un alto nivel de carbohidratos en las estacas conduce a la formación de raíces, los tratamientos que bloquean el movimiento hacia abajo de los carbohidratos (así como de otros factores que promueven el enraizamiento), tales como el anillado o constricción del floema con alambre, deben aumentar la iniciación de las raíces. Hay informes de que se ha tenido éxito con esos tratamientos. Por ejemplo, el enraizamiento de estacas de árbol del caucho, de cítricos y de hibisco fue estimulado por anillado o atando con alambre las bases de los tallos varias semanas antes de tomar las estacas. En un clon de Hibiscus que enraiza con facilidad, se encontró que el anillado ocasionaba un incremento considerable, arriba del anillo, de un cofactor de enraizamiento. (4)

#### 2.5.5.4. Factor Juvenil o Cambio de Fase (Edad de la Planta Madre).

Casi siempre, tanto en las estacas de tallo como en las de raíz tomadas de plántulas jóvenes (en su fase de crecimiento juvenil), enraizan con mayor facilidad que aquellas tomadas de plantas más viejas en fase de crecimiento adulto.

Los experimentos con el manzano, el peral, el cerezo y muchas otras especies, incluyendo siempreverdes de hoja angosta, han demostrado que la capacidad de las estacas para formar raíces adventicias disminuye con el aumento de la edad de las plantas procedentes de semilla.

Es posible que la relación entre el estado juvenil y el enraizamiento pueda explicarse por el incremento en la producción de inhibidores de las raíces a medida que la planta aumenta en edad.

La reducción del potencial para enraizamiento a medida que la planta envejece, también es posible que sea resultado de la disminución en el contenido de fenoles. Los fenoles han sido postulados para actuar en la iniciación de raíces como cofactores de la auxina o como sinergistas. En ciertas plantas, se observaron contenidos menores de fenoles en las formas adultas que en las juveniles. (4)

#### 2.5.5.5. Tipo de Madera Escogido para Estacas.

Al tomar material para estacas, se puede tener una diversidad de tipos de material para ellas, abarcando (en perennes leñosas) desde ramas termina

les muy suculentas del crecimiento del año, hasta las estacas de madera dura de varios años de edad. Aquí, al igual que con la mayoría de los otros factores que afectan el enraice de las estacas, es imposible definir un tipo de material que sea mejor para todas las plantas. Lo que puede ser ideal en una planta constituye un fracaso en otra. Sin embargo, lo que se ha encontrado válido para algunas especies, con frecuencia puede aplicarse a otras especies afines. (4)

#### 2.5.5.5.1. Diferencias entre las diversas partes de la rama.

En algunas plantas leñosas, con frecuencia se hacen estacas de madera dura cortando ramas largas y obteniendo de cuatro a ocho estacas de cada una. Se sabe que en la composición química de esas ramas hay marcadas diferencias de la base a la punta. En las estacas tomadas de diferentes partes de la rama en ocasiones se observa variación en la producción de raíces y en muchos casos el mayor porcentaje de enraice se obtiene en estacas procedentes de la porción basal de la rama.

En determinaciones en plantas leñosas de iniciales de raíz preferidas se ha encontrado (cuando menos en algunas plantas) que decrecen marcadamente de la base a la punta de la rama. En consecuencia, la capacidad de enraice de las porciones basales de esas ramas debe ser mucho mayor que la de las partes apicales.

Bien puede ser que en tallos leñosos de un año o más de edad, donde los carbohidratos se han acumulado en la base de las ramas y donde tal vez, se han formado algunas iniciales de raíz, posiblemente bajo la in-

fluencia de sustancias promotoras de raíces procedentes de yemas y de hojas, el mejor material para estacas se encuentre en la porción basal de esas ramas. En las ramas suculentas de plantas deciduas que se usan para estacas de madera suave, existe una situación fisiológica diferente -- por completo. En ellas no se encuentran iniciales preformadas de raíz -- ni almacenamiento de carbohidratos. El mejor enraizamiento de las puntas de las ramas puede explicarse por la posibilidad de que en la porción terminal de ellas se encuentre una mayor concentración de alguna sustancia endógena promotora del enraice que se origine en las secciones terminales. También, en las estacas terminales hay menor diferenciación y en consecuencia, hay más células capaces de volverse meristemáticas. (4)

#### 2.5.5.5.2. Madera floral o vegetativa.

En la mayoría de las plantas se pueden hacer estacas de ramas en -- condición vegetativa o en condición floral. De nuevo, en especies de enraice fácil no hay gran diferencia en el tipo de madera que se use, pero en especies que enraizan con dificultad, éste puede ser un factor de importancia.

Al parecer existe un antagonismo entre la regeneración vegetativa y la floración. Las bases para ello es probable que se encuentren en las relaciones de auxina, ya que, se sabe que los niveles elevados de auxina, que son favorables para la formación de raíces adventicias, tienden a inhibir la iniciación de las flores.

Tanto en estacas de raíz como de tallo de muchas especies se ha notado en forma consistente que en ellas se efectúa una mejor regeneración--

BIBLIOTECA

cuando se les toma antes, o después de la floración, más que durante el -- período de ésta. En algunos casos, las estacas tomadas en cualquier épo -- ca en que la planta se encontraba en estado vegetativo enraizaron bien, -- pero tan pronto como la planta madre empezó a florear, las estacas ya no -- enraizaron.

A fin de que posean su capacidad regeneradora máxima, las plantas ma -- dres deben estar en estado activo de crecimiento ( y no entrando en estado de floración). (4)

2.5.5.5.3. Estacas con o sin talón.

Al preparar estacas en ocasiones se recomienda que se deje en su base un "talón" (una astilla pequeña de madera vieja) a fin de lograr un máxi -- mo enraice. Esto puede ser cierto en estacas de madera dura de algunas -- plantas. En el membrillero (Cydonia oblonga), se obtuvo un enraizado mu -- cho mejor, siendo probable que en este caso se deba a la presencia de ini -- ciales de raíz preformadas en la madera más vieja. Las estacas de plan -- tas siempreverdes de hoja angosta a veces, pero no siempre, enraizan con -- mayor facilidad si se deja un talón de madera vieja en la base de las es -- tacas. (4)

2.5.5.6. Presencia de Enfermedades Virosas.

Con el desarrollo de procedimientos para eliminar virus de clones por medio de tratamiento con calor, se ha hecho posible mostrar el efecto de -- presor de los virus sobre la iniciación de raíces adventicias. Esto se --

presentó tanto en estacas de manzano como de grosellero, en los cuales las estacas procedentes de clones infectados por virus, tuvieron un enraizamiento considerablemente inferior al que se obtuvo en aquellas que procedían de material "limpio". La presencia de virus no sólo redujo los porcentajes de enraizamiento, sino también el número de raíces que se formaban en las estacas. (4)

#### 2.5.5.7. Epocas del Año en que se Toman las Estacas.

La época del año en que se hagan las estacas puede, en algunos casos, ejercer una influencia extraordinaria en el enraizamiento de las mismas y puede proporcionar la clave para un enraizamiento exitoso. Desde luego — que no es posible hacer estacas en cualquier época del año. Al propagar especies deciduas, las estacas de madera dura pueden tomarse en la estación de reposo. Las estacas de madera semidura o aquellas de madera suave con hojas, pueden prepararse durante la estación de crecimiento usando madera — succulenta o parcialmente madura. Las especies siempreverdes, tanto de hoja ancha como de hoja angosta, tienen durante el año uno o más períodos de crecimiento y se pueden obtener estacas en diversas épocas relacionadas con esas temporadas de desarrollo.

Para cada planta específica se necesitan efectuar pruebas empíricas — respecto a la época óptima de tomarlas, la cual con toda probabilidad está — más relacionada con la condición fisiológica de la madera que con una fecha dada del calendario.

En ocasiones, el efecto del período en que se hacen las estacas es ne-

ramente un reflejo de la respuesta de las estacas a las condiciones ambientales que se presentan en diversas épocas del año.

Un período de almacenamiento cálido (15 a 21°C) en ocasiones resulta útil para dar principio a la iniciación de raíces adventicias. (4)

#### 2.5.5.8. Condiciones Ambientales Durante el Enraizamiento.

##### 2.5.8.1. Relaciones de Agua.

Aunque la presencia de hojas en las estacas es un fuerte estímulo para la iniciación de las raíces, la pérdida de agua a través de ellas puede reducir el contenido de agua de las estacas hasta un nivel tan bajo que ocasione su muerte antes que se formen las raíces. En las estacas se ha cortado la provisión natural de agua que viene de las raíces, pero las hojas todavía transpiran. En especies que enraizan con facilidad, la formación rápida de las raíces pronto permite que la absorción de agua compense la cantidad que es eliminada por las hojas, pero en especies de enraizado más lento, la transpiración de las hojas se debe reducir a una cantidad muy baja hasta que se formen las raíces. Para reducir al mínimo la transpiración de las hojas de las estacas, la presión de vapor de agua de la atmósfera que las rodea debe mantenerse tan semejante como sea posible a la presión de agua que existe en los espacios intercelulares de la hoja. (4)

##### 2.5.5.8.2. Temperatura.

Las temperaturas diurnas del aire de 21° a 27°C, con temperaturas nocturnas de unos 15°C resultan satisfactorias para el enraizamiento de estacas

de la mayoría de las especies, aunque algunas de ellas enraizan mejor a temperaturas más bajas. Las temperaturas del aire excesivamente elevadas tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al de las raíces, y a aumentar la pérdida de agua por las hojas. Es importante que se logre el desarrollo de las raíces antes que el del tallo. (4)

#### 2.5.5.8.3. Luz.

La luz, en todos los tipos de crecimiento vegetal, es de importancia primaria, ya que es la fuente de la energía para la fotosíntesis. En el enraizado de estacas con hojas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y el crecimiento de las raíces. La intensidad y la duración de la luz deben ser lo suficientemente grandes para que se acumulen más carbohidratos de los que se emplean en la respiración. Las estacas de madera dura, sin hojas, dependen de los carbohidratos almacenados.

Es bien conocido, que la ausencia de luz en el tallo (ahilamiento), en la región donde se espera que se formen las raíces, conduce a la iniciación de ellas.

Hay algunas pruebas de que el fotoperíodo en que crece la planta madre puede ejercer influencia en el enraizamiento de las estacas que se tomen de ellas. Esto puede estar relacionado con la acumulación de carbohidratos, obteniéndose el mejor enraice bajo fotoperíodos que estimulan el incremento de carbohidratos, aunque en algunos casos, plantas madres mantenidas bajo fotoperíodos cortos han producido estacas que enraizan mejor.

En algunas especies, el fotoperiodo en que se realiza el enraizado de las estacas puede afectar la iniciación de raíces. En general, los días largos o la iluminación continua resultan más efectivos que los días cortos, aunque en otras especies no influye el fotoperiodo.

Sin embargo, esta situación se puede volver muy compleja, ya que el fotoperiodo puede intervenir tanto en el desarrollo del tallo como en la iniciación de las raíces.

En algunas plantas el fotoperiodo controla el crecimiento después de haber enraizado la estaca, y en algunas de ellas el crecimiento activo del tallo cesa en respuesta a los cambios naturales en la longitud del día. (4)

#### 2.5.5.9. Medio de Enraizamiento.

El medio de enraizamiento tiene tres funciones: a) mantener la estaca en su lugar durante el periodo de enraizado, b) proporcionar humedad a la estaca y c) permitir la penetración de aire a la base de la misma.

Un medio de enraizamiento ideal proporciona suficiente porosidad para permitir una buena aireación, tiene una alta capacidad para retención de agua y no obstante, buen drenaje. Para estacas de madera suave y semidura, debe estar libre de bacterias y hongos perjudiciales.

El medio de enraice puede afectar al tipo de sistema radical que se origina de las estacas. Las estacas de ciertas especies, cuando se les hace enraizar en arena producen raíces largas, no ramificadas, bastas y -

quebradizas, pero cuando se les coloca en una mezcla, como de arena y musgo turboso o de perlita y musgo turboso, desarrolla raíces bien ramificadas, delgadas, flexibles, de un tipo mucho más apropiado para extraerlas y volverlas a colocar en macetas.

El pH del medio de enraizamiento puede ser un factor de importancia en la producción de raíces adventicias. Los estudios con estacas de Thuja orientalis, enraizadas en perlita saturada con soluciones con diversos valores de pH, indicaron que el mejor enraizamiento se conseguía con pH 7. El incremento en la acidez del medio en forma marcada inhibió el enraizamiento, pero los altos niveles de alcalinidad no lo redujeron en forma significativa.

El oxígeno disponible en el medio de enraice es esencial para la producción de raíces, aunque los requerimientos del mismo varían con las diferentes especies. Las estacas de sauce enraizan con facilidad en agua que tenga un contenido de oxígeno tan bajo como de 1 ppm, pero la hiedra inglesa requiere unas 10 ppm para un crecimiento adecuado de las raíces.-

(4)

## 2.6. REGULADORES DE CRECIMIENTO

El desarrollo vegetal, tanto en el aspecto de mero crecimiento, como en el de diferenciación de órganos, se encuentra regulado por la acción de sustancias químicas que activan o reprimen determinados procesos fisiológicos, interactuando entre sí (12). Estas sustancias son las hormonas, y son compuestos orgánicos producidos por la planta, que son activos en cantidades mínimas y que circulan en ella (13).

Las hormonas tienen un papel muy importante en el control del crecimiento, no sólo de la planta entera, sino también de los órganos individuales. En el caso de las hormonas vegetales no se pueden definir claramente el sitio de síntesis que de hecho sucede en células indiferenciadas y el efecto depende del tipo de órgano o tejido sobre el cual actúa.

Por estas razones, a las hormonas vegetales frecuentemente se les llama "Reguladores de Crecimiento".(14) Debe destacarse que la respuesta que una planta o una parte vegetal a cierta sustancia del crecimiento, puede variar según la especie y la variedad. Incluso una variedad determinada puede responder de manera diferente en condiciones ambientales distintas.

Asimismo, es indudable que los contenidos hormonales fluctuantes de las plantas en diferentes etapas fisiológicas, así como el modo en que cada sustancia natural de crecimiento interactúan con las sustancias aplicadas, pueden provocar variaciones en los resultados (15).

### 2.6.1. Auxinas.

Según Thiman, auxina es una sustancia orgánica que promueve el crecimiento (aumento en volumen) a lo largo del eje longitudinal en concentraciones aproximadas de  $10^{-3}$  m. (12)

Por lo general, esos compuestos son ácidos con un núcleo cíclico - insaturado, o derivados de tales ácidos. Por su actividad fisiológica se parecen al ácido indol-3-acético (IAA) (16). La planta sintetiza el IAA a partir del aminoácido triptófano (12). Variando su nivel en los tejidos de la planta según la etapa de desarrollo. (15)

Por ejemplo, se ha encontrado la hormona en las hojas internas e incolora de las coles de Bruselas; pero no en las hojas verdes exteriores (Lonsler y Colaboradores 1954) (15).

Como consecuencia natural del descubrimiento de la actividad de la auxina fue el aislamiento y la caracterización de la molécula de la auxina. Posterior a esto, se inició la búsqueda intensiva de compuestos químicamente parecidos al IAA y con análoga actividad (16).

El ácido indol-3-acético (IAA) fue identificado en 1934 como una sustancia de ocurrencia natural que tenía acción de auxina y fomentaba la formación de raíces adventicias. Alrededor del mismo tiempo se demostró que dos materiales similares, los ácidos indolbutírico (IBA) y naftalenacético (NAA) aunque no ocurrían de manera natural, eran aún más efectivos para ese propósito que el ácido indolacético (4).

En los tallos aparentemente la formación de iniciales de raíz depende de las auxinas nativas presentes en la planta, más un sinérgico. Estas sustancias juntas conducen a la síntesis de ácido ribonucleico -- (ENA) que interviene en la iniciación de primordios de la raíz (4).

Numerosos estudios respaldan la idea de Skoog de que la acción sobre la regulación del crecimiento está ligada al metabolismo de los ácidos-nucleicos (16). Según Nooden citado por Devlin (1980), discos de alcachofa mantenidos en agua durante 24 horas, responden a la aplicación -- exógena de IAA con una considerable intensificación del crecimiento. Este crecimiento viene acompañado por una intensidad notable de síntesis de RNA y proteínas. (16)

#### 2.6.1.1. Efectos Biológicos de las Auxinas.

Los efectos de la auxina son múltiples. Es típica su acción inductora de alargamiento de las células de los tallos y coleoptilos a bajas concentraciones, que se causa cuando distribuye desigualmente crecimiento anormal, dando malformaciones en hojas y tallos o crecimiento en una dirección determinada (espinastia), pues si las células de un lado del tallo se alargan más que del otro, el tallo cambia la dirección de su crecimiento. Igualmente este fenómeno está en la base de los tropismos presentados por la planta. En ocasiones las auxinas pueden actuar sobre la abscisión de hojas y flores y, quizá como efecto de esta última acción, promover la producción de frutos partenocárpicos. (15)

Yasuda (1934), desarrolló frutos partenocárpicos aplicando extrac-

to de polen a polen a flores de pepino. Las sustancias analizadas en el extracto pusieron de manifiesto la presencia de auxinas. En otros trabajos se ha encontrado que el desarrollo de el fruto puede inducirse depositando pasta de lanolina con IAA sobre el estigma de la flor - (16).

La auxina a bajas concentraciones produce una aceleración de la respiración que repercute en un intenso metabolismo. Concentraciones que pasan del óptimo deprimen estos procesos.

A altas concentraciones deprime el alargamiento. Así cuando se aplican concentraciones relativamente altas de IAA a las raíces, se retarda el alargamiento de la raíz pero se incrementan las ramificaciones de ésta. La aplicación de IAA en forma de pasta de lanolina al extremo cortado de un tallo estimula la formación de raíces y aumenta el número de éstas (16, 19).

Concentraciones muy altas de auxina provocan efectos inhibidores sobre el crecimiento de ciertas clases de células. El ácido 2,4-Diclorofenoxiacético (2,4-D). Provoca toxicidad diferencial hacia diferentes plantas. Así, una aplicación de una concentración dada de 2,4-D a una población mixta de plantas puede matar a un tipo pero no a otro. El 2,4-D muy tóxico sobre dicotiledóneas pero es relativamente tóxico en monocotiledóneas (19).

Las auxinas también estimulan la división celular de algunos tejidos, como la división del cambium, o la inducción del desarrollo de ca

ellos, de los que se desprenden crecimientos similares a las raíces. Las auxinas son muy efectivas para iniciar la formación de raíces de varias especies vegetales (12,15,18).

En diversos experimentos se ha observado que cantidades significativas de moléculas de 2,4-D permanecen intactas fuera y dentro de la célula durante la interfase. Este hecho permite suponer que al inicio, las auxinas, son necesarias para que se proceda la división celular (14).

La aplicación de IAA al 1% en forma de pasta de lanolina a un pecio de planta de habichuela privado de limbo, provocará la formación de una hinchazón amarilla en la zona de aplicación de la auxina. Esta hinchazón es debido al desarrollo de callos producidos por la rápida proliferación de células parenquimatosas (16).

Las auxinas pueden iniciar el crecimiento de yemas, agrandamiento de los primordios, foliares, inducir el amarre de frutos y su desarrollo en algunas especies. La aplicación de auxinas realiza con frecuencia la dominancia apical. Las auxinas estimulan el crecimiento del cambium y el crecimiento de raíces. (15)

Skoog y Thiman (1934), comprobaron la acción de la auxina sobre la dominancia apical; después de cortar la yema terrenal, de una planta de habichuela y sustituirla por un bloque de agar, obtuvieron el crecimiento de una yema terminal, si este bloque de agar contenía IAA, suprimía el crecimiento de la yema lateral. (16)

### 2.6.1.2. Mecanismos de Acción de las Auxinas.

En algunos casos las auxinas pueden actuar como estimulantes, en otros como inhibidores y en un tercer grupo de casos, actúan como un participante necesario en la actividad de crecimiento de otros reguladores de crecimiento, por ejemplo cinetinas y giberelinas (16).

La acción fundamental de la auxina ha sido muy discutida. Uno de los efectos más destacado es el alargamiento celular. Se cree que éste es consecuencia de una modificación causada por la auxina en el equilibrio osmótico existente en las células (24). Las teorías (16) propuestas sobre este tema han indicado que las auxinas pueden:

a) Incrementar el contenido osmótico de la célula. La cantidad de solutos existentes en el jugo celular aumenta en una célula tratada con AIA (Cleland y Burström, 1961). Sin embargo, la concentración osmótica se muestra invariable.

b) Incrementar la permeabilidad al agua de la célula. Northen (1942), observó que la auxina provocaba la disminución de la viscosidad del citoplasma, lo cual le hizo suponer que la auxina lleva a cabo la descomposición de las proteínas citoplasmáticas. Esto aumentaría la presión osmótica trayendo como consecuencia un aumento de la difusión del agua al interior de la célula.

c) Provocar una reducción de la presión de pared. Tagawa y Bonner (1957), utilizando coleóptilos de avena encontraron que la plasticidad

de la pared celular aumenta antes del alargamiento celular, inducido por la auxina y después de éste. Esto puede ser debido a una ruptura de puentes de calcio dentro de la pared celular.

### 2.6.1.3. Sitios de Síntesis y transporte de las Auxinas.

La auxina es sintetizada por la planta en las células del meristemo apical del talluelo, tallo y ramas y en las yemas axilares o foliares cuando están en desarrollo (12). Las máximas concentraciones de auxina se encuentran en los ápices en crecimientos, es decir, en la punta del coleóptilo, en las yemas y en los ápices en crecimiento de las hojas y de las raíces. La concentración de auxina desciende a medida que pasamos desde el ápice a la base del coleóptilo, de modo que el contenido máximo se localiza en el ápice y el mínimo en la base, continuando luego desde la base del coleóptilo al ápice de la raíz, habiendo un aumento de auxina en la punta de la raíz, sin embargo, la concentración de auxina que se encuentra en el ápice de la raíz no es comparable a la que se encuentra en el ápice del coleóptilo (16, 17).

De estas regiones meristemáticas la auxina es transportada en forma basipétala por difusión a través de las células en plántulas al principio de su desarrollo o por el floema en plántulas ya desarrolladas. El movimiento por el floema se hace con los productos de la fotosíntesis. El movimiento en talluelos muy jóvenes se hace en forma basipétala y el determinismo es por diferencias en el potencial eléctrico del talluelo, que es predominantemente positivo en la base y negativo en el ápice; como el IAA es un ácido, resulta electronegativo, por lo que es repelido -

por las células apicales y atraído por las basales; es pues, un transporte polar (12). Cholodny (1924) y Went (1926), consideran que el fototropismo es producido por el transporte de auxinas inducido por la luz, así como el geotropismo es inducido por el transporte lateral de la auxina — desde la parte superior a la inferior bajo la influencia de la gravedad — (16).

#### 2.6.2. Las Giberelinas.

Las giberelinas son un grupo de sustancias de ocurrencia natural, estrechamente relacionadas entre sí, que se conocen en forma principal, por sus efectos de promover el alargamiento de los tallos. En concentraciones relativamente elevadas (hasta de  $10^{-3}$  M), de manera consistente han inhibido la formación de raíces adventicias. Existen pruebas de que esta inhibición es un efecto local directo que impide la división temprana de células que intervienen en la transformación de tejidos de tallo maduros a una condición meristemática. Las giberelinas tienen una función en la regulación de la síntesis de ácido nucleico y proteínas y mediante la interferencia en esos procesos puede suprimir la iniciación de raíces. Sin embargo, en concentraciones bajas ( $10^{-11}$  a  $10^{-7}$  M) la giberelina ha estimulado la iniciación de raíces en estacas de chícharo. (1)

En estacas de hoja de Begonia se observó que el ácido giberélico inhibía la formación, tanto de yemas como de raíces adventicias, probablemente bloqueando las divisiones celulares organizadas que inician la formación de los primordios de yemas y de raíces. Se tiene evidencia, en estacas de tallo de sauce, que la giberelina aplicada bloquea la actividad de

la auxina en el desarrollo del primordio de la raíz subsecuente a la fase más temprana de iniciación. (4)

La disminución de los niveles naturales de giberelinas en los tejidos debería estimular la formación de raíces adventicias en las estacas. De hecho, se ha obtenido en forma experimental el estímulo del enraizado mediante el empleo de varias sustancias que intervienen con la actividad de la giberelina, tales como Alar (SADH), ácido abscísico, gonado-tropinas y EL 531 a ciclopropil a (4 metoxifenil-5-pirimidin metanol), un antagonista de la giberelina.

### 2.6.3. Citokinas.

Las citokinas son hormonas de crecimiento de las plantas que intervienen en el crecimiento y la diferenciación celular. Diversos materiales naturales y sintéticos, como la zeatina, la kinetina y la 6-bencil adenina, tienen actividad de citokina. Por lo general, la aplicación de citokinas sintéticas no ha estimulado o impedido la iniciación de las raíces. Sin embargo, la citokina, en concentraciones relativamente bajas, al aplicarse a estacas decapitadas de chicharo en un estado temprano de desarrollo, promovió la iniciación de las raíces, inhibiéndola en concentraciones mayores. En un período posterior de la iniciación de la raíz no se manifestó esa inhibición. Así pues, la influencia de las citokinas en la iniciación de las raíces puede depender del estadio particular de la iniciación, así como de la concentración. Las citokinas están relacionadas con las auxinas en el control de la diferenciación de órganos, según datos obtenidos en estudios he-

chos con segmentos de tallo de tabaco.

Las citokininas promueven en forma marcada la iniciación de yemas. Por ejemplo, en estacas de raíz de *Isatis tinctoria* (una herbácea biennial), cultivadas en medio estéril, después de varios subcultivos la formación de tallos no se efectuó en las porciones de raíz a menos de que se proporcionara kinetina al medio.

La aplicación de citokininas tiene un efecto estimulador sobre el desarrollo de las yemas, mientras que la aplicación de auxina lo inhibe, pero estimula la formación de raíces.

En un estudio con estacas foliares de *Begonia* en condiciones asépticas, la citokinina en concentraciones relativamente elevadas (de unas 13 ppm), fomentó la formación de yemas e inhibió la de raíces. Las auxinas, en concentraciones altas, produjeron efectos opuestos. Sin embargo, se manifestaron relaciones de interacción entre las auxinas y las citokininas. En concentraciones bajas (de unas 2 ppm) el IAA estimuló la formación de yemas, aumentando la influencia de la citokinina. También en concentraciones bajas (de unas 0.8 ppm), la kinetina estimuló el efecto del IAA en la producción de raíces.

En estas relaciones, la temperatura fue un factor influyente. La temperatura elevada (27°C), de por sí inhibió la formación de yemas y se opuso al efecto estimulador de la citokinina de estimular las raíces. Por otra parte, en condiciones de días largos los efectos de la auxina fueron estimulados a esa temperatura, en comparación con el resultado a

temperatura baja (de 15°C).

Sin embargo, como intensidades luminosas bajas, ni el nivel de auxina ni la capacidad de regeneración fueron afectados por la temperatura. Al parecer, los considerables cambios estacionales que se presentan en la capacidad de regeneración de las estacas de hoja de Begonia se deben a complejas interacciones de temperatura, fotoperiodo y de intensidad luminosa que controlan los niveles de auxinas endógenas y de otros reguladores del crecimiento. (4)

#### 2.6.4. Etileno ( $C_2H_4$ ).

Lo producen en las plantas y tiene varios efectos hormonales aunque no se ajusta en forma exacta a la definición de una hormona. En 1933, Zimmerman y Hitchcock demostraron que el etileno aplicado a razón de unas 10 ppm podía causar la formación de raíces en tejidos de tallo y de hoja, así como del desarrollo de raíces latentes, preexistentes en los tallos. Estos y otros investigadores también demostraron que las aplicaciones de auxina pueden regular la producción de etileno y sugirieron que el etileno inducido por la auxina puede explicar la capacidad de ésta para causar inducción de la iniciación de raíces. Kawase estimuló la producción de etileno en los tejidos así como el desarrollo de raíces, mediante la centrifugación de estacas de Salix en agua o sólo con remojarlas en agua fría o caliente, sugiriendo una posible relación causal entre la producción de etileno y el desarrollo subsecuente de raíces. Sin embargo, Mullins, en estudios de iniciación de raíces en estacas de frijol mungo, encontró que el etileno, desde 0 a 1 000 ppm,-

disminuyó la iniciación de raíces, concluyendo que el etileno inhibe la formación de raíces adventicias en las estacas, pero que estimula la emergencia de raíces en tallos que tengan primordios latentes de raíces.

Aparentemente, las relaciones entre auxina, etileno y la formación de raíces adventicias son complejas, lo que significa más que una simple alteración en la concentración de etileno y que requiere de más estudio para resolver esas contradicciones. (4)

#### 2.6.5. Cofactores de Enraizamiento.

El buen enraizamiento depende de la presencia en las estacas de -- cierto número de cofactores que en combinación con las auxinas permiten -- que las estacas echen raíces; la fuente de esos cofactores son por lo común las hojas y yemas. Los propagadores de plantas están conscientes de que la pérdida de las hojas y yemas reduce considerablemente las probabilidades de enraizamiento. Los materiales nitrogenados y azúcares producidos en las hojas son quizá cofactores de enraizamiento. En algunas especies, las estacas gruesas que almacenan muchos materiales de reserva, -- no requieren hojas para enraizar, lo que indica que ya están presentes en la madera, suficientes cofactores que estimulan la iniciación de las raíces (15). Thiman y Delisle de estudios del enraizamiento de estacas conféras siempre verdes, convinieron que en la iniciación de raíces se encuentra algún factor desconocido distinto a la auxina, pensando que ese -- factor puede existir en cantidades mayores en plantas jóvenes, explicando así la facilidad relativa con que enraizan las estacas tomadas de plantas jóvenes: el efecto juvenil (4).

En las estacas de ciertas plantas, la remoción de las yemas detienen la formación de raíces casi por completo, en especial en aquellas especies que carecen de iniciales de raíz preformadas (4).

Tomaszewski demostró que hay pruebas que ciertos compuestos fenólicos, como son el ácido caféico, el catecol y el ácido clorogénico interactúan con las auxinas al inducir la iniciación de las raíces (15).

#### 2.6.6. Inhibidores Endógenos del Enraizamiento.

Las estacas de ciertas plantas difíciles de hacer que enraicen pueden no producir las raíces que se desean, debido a la presencia de inhibidores de las raíces de ocurrencia natural. Hace muchos años se encontró que este era el caso con vides, en las cuales los estudios cromatográficos sugirieron que en la respuesta de enraizamiento podía encontrarse asociada la presencia de dos inhibidores. Lixiviando las estacas con agua, se aumentó la cantidad y calidad de las raíces producidas.

Respecto a su relación con los materiales que intervienen en la iniciación de raíces adventicias, es posible dividir las plantas en tres grupos: a) Aquellas en que los tejidos proporcionan todas las diversas sustancias nativas, incluyendo auxinas, esenciales para la iniciación de las raíces. b) Aquellas en que están presentes en suficientes cantidades algunos cofactores de ocurrencia natural pero en los que la auxina es limitante. Con la aplicación de auxina, por lo general, se aumenta el enraizamiento. c) Aquellos en que no hay actividad de uno o más de los cofactores internos aunque la auxina natural puede o no estar presente en abundancia.

Con aplicaciones externas de auxina se tiene escasa o ninguna respuesta debido a la carencia de los efectos de uno o más de los materiales de -- ocurrencia natural, esenciales para la formación de raíces. Respecto a este último grupo, Haissig postula que la Falta de iniciación de raíces-- en respuesta a la auxina aplicada (o aun a la nativa) puede deberse a una o más de las causas siguientes:

1. Carencia de las enzimas necesarias para sintetizar los conjugados de-- auxina fenol inductores de raíces.
2. Falta de activadores de enzimas.
3. Presencia de inhibidores de enzimas.
4. Carencia de sustratos fenólicos.
5. Separación física de las enzimas reaccionantes debido a compartimenta-- ción celular. (4)

#### 2.6.7. Cambios Bioquímicos Asociados con el Desarrollo de Raíces Adven-- ticias de Nueva Formación.

Una vez que se han iniciado en las estacas las raíces adventicias,-- se efectúa una actividad metabólica de consideración a medida que se de-- sarrollan nuevos tejidos de raíz y las raíces crecen y pasan a través -- del tejido del tallo para convertirse en raíces externas funcionales.

Estudios efectuados en segmentos ahilados de tallo de Salix tetras-- perma demostraron que la síntesis de proteína y la producción de RNA par-- ticipaban indirectamente en el desarrollo de raíces adventicias. Si los segmentos de tallo se tratan con una auxina (ácido indolbutírico) más -- glucosa, se requerirán concentraciones mayores de las sustancias químicas

inhibidoras para bloquear la producción de raíces, en comparación con los resultados logrados con testigos en agua. Estos resultados implican la intervención de la síntesis de proteínas en la producción de raíces, mediada a través de la producción de RNA. La auxina o un complejo de auxina-cofactor puede estar actuando por medio de la superación de genes de represión, dando como resultado la síntesis de nuevas enzimas (proteínas) requeridas para un incremento de la producción de raíces. El hecho de que la acción de la auxina requiere la presencia de factores nutricionales (glucosa) se debe al requerimiento de una fuente de carbono para la biosíntesis de los ácidos nucleicos y de las proteínas.

Se han realizado algunos estudios significativos de los cambios bioquímicos que se efectúan durante el desarrollo de las iniciales de raíz preformadas de *Hydrangea* a raíces emergentes. En estos estudios, sobre todo, se siguieron los cambios en las patrones de DNA y en los niveles de enzimas a medida que se desarrollaron las raíces.

Se encontró que las iniciales de las raíces se originaban en el parénquima de los radios del floema, emergiendo las raíces de 10 a 12 días después de que se habían hecho las estacas. El contenido total de las iniciales de las raíces aumentó en más del 100% en los primeros cuatro días después de que se hicieron las estacas, pero no hubo un incremento pronunciado en el contenido de DNA de las células sino hasta el sexto día. Así pues, aparentemente la réplica en gran escala del DNA nuclear fue precedida por una considerable síntesis de proteína.

En la región de los primordios en desarrollo se encontró que el aimi

dón desaparecía de la endodermis, de los radios de floema y de xilema y de la medula, utilizándolo aparentemente como una fuente de carbohidrato-nutriente, resultando evidente que el almidón desempeña un papel nutritivo de importancia en el desarrollo de las raíces adventicias.

En el desarrollo de raíces adventicias en estacas de ciruelo tratadas con IBA se determinó, empleando  $\text{CO}_2$  radiactivo a las hojas, que tan pronto como se inició la formación de callo y de raíces, en la base de las estacas se registró un incremento considerable en azúcares y pérdida de almidón, apareciendo el  $^{14}\text{C}$  en la sucrosa, glucosa, fructosa y sorbitol. Aparentemente, el callo y las raíces en desarrollo actúan como sumidero para el movimiento de los carbohidratos solubles que proceden de la parte superior de la estaca.

En otros estudios, empleando estacas preparadas de plántulas de frijol, se observó que el IAA añadido promovía la acumulación de azúcar en la base de la estaca, aumentando el movimiento hacia abajo de asimilados con  $^{14}\text{C}$  procedentes de las hojas. (4)

#### 2.6.8. Tratamiento para las Estacas de Tallo.

##### 2.6.8.1. Con Reguladores de Crecimiento.

Es conocido que la mezcla de sustancias estimuladoras del enraizadon son más eficaces que los compuestos aislados. Así se descubrió que con una mezcla de partes iguales de los ácidos indolbutírico y naftalenacético, se lograba mayor porcentaje de estacas enraizadas y más raíces por estaca que cuando se usaba cualquiera de las sustancias por separado. (4)

La aplicación de auxinas en altas concentraciones a las estacas de tallo puede inhibir el desarrollo de las yemas, a veces hasta el punto - en que no hay formación de tallos aún cuando la formación de raíces es - adecuada. (4)

El ácido indolbutírico tiene una actividad auxínica débil y los sistemas de enzimas oxidasa del ácido indolacético descomponen al IAA pero - no tiene efectos sobre el ácido indolbutírico. (15). Cuando se preparen soluciones del IAA, se les debe usar con prontitud debido a la rapidez - con que se descomponen. (4)

Un producto químico persistente resulta muy eficaz como estimulante de las raíces. Debido a que el IBA se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación. (15)

En estudios de respiración de los tejidos de los extremos basales de estacas tratadas con IBA, se encontró que para el tiempo en que se habían formado las raíces en las estacas tratadas, su tasa de respiración era cuatro veces mayor que de las estacas no tratadas. Además las estacas tratadas con IBA después de 48 Hr. del tratamiento tuvieron en sus bases una concentración más elevada de aminoácidos que las no tratadas. Este patrón continuó, con la acumulación de sustancias nitrogenadas en la parte basal de las estacas tratadas, aparentemente movilizadas en la parte superior y translocadas en forma de asparagina. (4)

Con frecuencia, se presenta la cuestión acerca de la duración de las diversas preparaciones que estimulan la formación de raíces sin que pier

dan sus propiedades. En soluciones no esterilizadas, la destrucción bacteriana del ácido indolacético se efectúa con facilidad. Se encontró — que una concentración de 9 ppm desaparecía en 24 hr. y que otra de 100 ppm se perdía a los 14 días. En soluciones estériles este material permanece activo durante varios meses. Una especie de *Acetobacter*, de amplia distribución, destruye el IAA, pero el mismo organismo no tiene efecto sobre el IBA. (4)

El ácido indolacético es sensible a la luz y la luz solar fuerte destruye una concentración de 10 ppm en unos 15 min. El IBA es mucho más fotoestable que el IAA y una exposición de 20 h a la luz solar intensa ocasiona sólo un cambio ligero en la concentración. (4)

Otra auxina excelente utilizada con frecuencia en la promoción de raíces es el NAA. Sin embargo, este compuesto es más tóxico que el IBA y deben evitarse las concentraciones excesivas del NAA por el peligro de provocar daños a las plantas. (15)

Estudios hechos en la URSS con NAA radiactivo mostraron que se encontró radioactividad en todos los tejidos de tallo de estacas de grosellero negro inmediatamente después del tratamiento y que persistió hasta que completó el enraice. (4) La forma amida el NAA es menos tóxica que el NAA y, por tanto, puede utilizarse con mayor seguridad. (15)

Las soluciones no contaminadas de NAA mantienen su fuerza hasta por un año, presentando una resistencia a la descomposición bacteriana y es completamente estable en la luz. Por ello el IBA y el NAA resultan más-

efectivos en la inducción del enraizamiento que el IAA. (4)

#### 2.6.8.2. Tratamientos con fungicidas.

Durante el periodo de enraizamiento las estacas están expuestas al ataque de varios hongos. El tratamiento con fungicidas debe dar cierta protección y resultar, tanto en una mayor supervivencia como en una mejora en la calidad de las raíces. En muchos casos así ha resultado. Surge una pregunta respecto a que si la mejoría se debe a la protección contra el ataque de los hongos o si hubo un estímulo directo de los fungicidas en la iniciación o el crecimiento de las raíces o en ambos. Sin embargo, en estudios en los cuales estacas de madera dura de Prunus, colocada en condiciones estériles en las que no intervenían los hongos y tratadas con un estimulador del enraizamiento, ácido indolbutírico solo, un fungicida, captano, solo, y una combinación de ambos, indicaron, que el captano no mostró ningunas propiedades iniciadoras o estimuladoras de las raíces. Es probable que actúe protegiendo las raíces de nueva formación de los ataques fungosos y con ello se logre una mayor supervivencia. Otros reportes indican que con el uso del captano (N-triclorometil mercapto-4-ciclohexeno-1,2-dicarboximida) se tuvo una marcada mejoría en la supervivencia de las estacas y en la calidad de las estacas enraizadas. El captano puede usarse como una inmersión en polvo después del tratamiento con IBA, o bien el IBA en talco puede mezclarse con el captano en polvo. Este fungicida es en especial apropiado para tratar estacas, ya que no se descompone con facilidad y tiene una acción residual prolongada. (4)

### 2.6.8.3. Lesionado

Hacer heridas basales, ha sido beneficioso para el enraizamiento de estacas de varias especies, como las de rododendros y juníferos, de modo especial en estacas que tienen madera vieja en su base. Después de las lesiones, a veces la producción de callo y el desarrollo de raíces son - mucho mayores en los márgenes de las heridas. Es evidente que en esos - casos los tejidos heridos se estimulan para entrar en división celular y a producir primordios radicales. Tal vez esto se debe a una acumulación natural de auxinas y de carbohidratos en el área lesionada y a un incremento en la tasa de respiración. Además, los tejidos lesionados con las heridas se estimulan para que produzcan etileno, del cual se sabe que -- promueve la formación de raíces adventicias.

Es probable que las estacas lesionadas absorban más agua del medio de enraice que las no lesionadas 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. (4)

### 2.6.8.4. Aplicación de Hormonas en Polvo.

Las especies leñosas, difíciles de enraizar, se deben tratar con -- las preparaciones más concentradas, en tanto que las especies tiernas, - suculentas y de enraice fácil se deben tratar con materiales de menor concentración. En las estacas se deben hacer cortes frescos poco antes de sumergirlas en el polvo. El polvo que se adhiere a las estacas, después de haberlas sacudido ligeramente, es suficiente para producir el efecto-

deseado.

Al usar las preparaciones en polvo, es aconsejable colocar en un recipiente temporal una pequeña cantidad del material a emplear, que baste para el trabajo a efectuar y descartar los sobrantes en vez de meter las estacas en todo el polvo disponible, ya que ésto puede conducir a su pronta deterioración, debida a la contaminación con humedad y con hongos o bacterias.

Las estacas se deben insertar en el medio de enraice inmediatamente después del tratamiento. Para evitar que se caiga el polvo al encajar las estacas en el medio, se puede hacer en éste un corte con una navaja-gruesa antes de insertar las estacas.

Las preparaciones comerciales de talco tienen la ventaja de poderse conseguir con facilidad y ser de fácil uso, pero puede ser difícil tener resultados uniformes debido a la cantidad variable de sustancia que se adhiere a las estacas. Esto es determinado en parte por factores tales como la cantidad de humedad que haya en la base de las estacas y la textura del tallo (liso o vellosa). (4)

## 2.7. VIVEROS EN Agave tequilana W.

La idea de utilizar este sistema de producción, en el cual se enraizan y desarrollan los hijuelos de Agave tequilana W. nació aproximadamente hace 25 años. La intención de utilizar los viveros fué con el propósito de reducir el período de cultivo del mezcal tequilero, a través del arranque de hijuelos de plantas en producción y acelerar el crecimiento y desarrollo de los hijuelos en una etapa determinada (vivero), mediante el acondicionamiento de un lugar apropiado, proveyéndoles condiciones ideales para su crecimiento.

Actualmente el ciclo de vida de una planta de mezcal tequilero es de 7-9 años dependiendo del manejo que se le de, y de la zona de cultivo. Lo cual comparándolo con su cultivo tradicional se dice que su ciclo puede incrementarse hasta 10 años.

El inicio del vivero de Agave tequilana W. fue lento en su avance y desarrollo pasando por muy diversas etapas como:

- a) Una selección de métodos de propagación.
- b) Una selección de variedades precoces y más productoras.
- c) Selección de tamaño de plantas para adecuarlas a una calendarización o programa de producción.
- d) Selección de plantas madres e hijuelos.
- e) Selección de terrenos adecuados para utilizarlos como vivero.
- f) Y una observación continua para implementar sistemas de cultivos adecuados como: épocas de plantación, tipo de riego, fertilización

nes y control de agentes externos (Malezas, insectos y enfermedades), aunque su grado de desarrollo es precario.

#### 2.7.1. Propagación de Agave tequilana W.

El Agave tequilana W. se propaga por vía vegetativa, ya que la propagación sexual por medio de semillas es poco usual. Las plantas procedentes de semilla son menos uniformes y merman en calidad, además que pocas veces se obtiene semilla, ya que, generalmente no se deja crecer el escape floral, debido a que es cortado y posteriormente las piñas son cosechadas (con un intervalo de uno a dos años).

##### 2.7.1.1. Propagación por bulbillos.

Los bulbillos se desarrollan en la inflorescencia en la base del pedicelo de las flores, formando una planta diminuta que después de corto tiempo se desprende del pedúnculo floral y cae al suelo donde enraiza.

Los bulbillos necesitan indispensablemente plantarse primero en vivero, dado que es imposible hacer con ellos una plantación definitiva; y su desarrollo exige un tiempo más largo para transplantarse cuando alcanzan la altura apropiada. (21)

##### 2.7.1.2. Propagación por hijuelos.

De modo empírico se aconseja cortar los hijos de pie con una altura de 25 cm. (tamaño limón) para plantarlos en el vivero, donde crecen lo su-

ficiente, trasplantándose después de un año, cuando alcanzan un tamaño de 50 a 70 cms. de longitud. Este tipo de propagación es la más utilizada para el Agave tequilana W. Este procedimiento es el que se realiza en los viveros, ya que ofrece las siguientes ventajas:

- 1.- Tarda menos tiempo en llegar a su estado adulto, pues en tanto el mezcal que proviene de bulbillos puede tardar aproximadamente hasta de 10 años en llegar a su completo desarrollo.
- 2.- El mezcal producido por hijuelos tarda aproximadamente 7 años -- cuando es de buena calidad y un poco más de 9 años cuando la variedad no es precoz, de acuerdo a la región y manejo que se le dé.

#### 2.7.1.2.1. Hijuelos.

Un hijuelo es un tipo característico de brote lateral o rama que se desarrolla de la base del tallo principal de ciertas plantas. Este término se aplica generalmente al tallo engrosado, acortado y con aspecto de roseta.

El término hijuelo (o macollo) se aplica también a las ramas laterales que salen en el tallo de las monocotiledóneas. La palma datilera produce brotes laterales en la base de la planta y se propaga por medio de ellos. Los brotes laterales que salen de los rizomas, tal como sucede en los bananos o en las orquídeas pueden denominarse hijuelos. La piña también se propaga por hijuelos. (4)

Los hijuelos se separan, haciendo un corte pegado al tallo principal. Si está bien enraizado puede ponerse en maceta, como se hace con cualquier estaca enraizada. Si tiene raíces insuficientes, se coloca en un medio favorable para su enraizamiento y se trata como una estaca de tallo con hojas. (4)

En los casos en que el desarrollo de los hijuelos es escaso, cortando al roseta principal puede estimular el desarrollo de los hijuelos del tallo viejo, en la misma forma en que la remoción de la yema terminal estimula el desarrollo de brotes laterales en cualquier otro tipo de planta. (4)

#### 2.7.1.2.2. Rizomas.

La propagación por medio de estructuras vegetativas especializadas como: túberos y rizomas tienen una función primordial en las plantas, la cual es el almacenamiento de alimento para la supervivencia de las mismas y como órganos especializados en la reproducción vegetativa. (4)

Un rizoma es una estructura de tallo especializada en el cual el eje principal de la planta crece horizontalmente, justo abajo o sobre la superficie del suelo. Varias plantas de importancia económica como el bambú, la caña de azúcar, el bananero y muchas gramíneas forrajeras tienen rizomas. La mayor parte de ellas son monocotiledóneas, aunque unas cuantas dicotiledóneas, tienen tallos subterráneos análogos que se les clasifica como rizomas. (4)

Las características estructurales de un rizoma se podrían describir de la siguiente manera: el rizoma aparece segmentado debido a que está compuesto por nudos y entrenudos. En cada nudo se inserta una vaina de aspecto foliar; envuelve al tallo y al expandirse forma el follaje de la planta.

Cuando las hojas y las vainas se desintegran, dejan una cicatriz en el punto de inserción, identificando al nudo y dando una apariencia segmentada. En las cercanías del nudo se desarrollan raíces adventicias y puntos de crecimiento lateral. Los brotes erectos, aéreos, que crecen sobre el nivel del suelo así como los tallos se producen, ya sea terminalmente en la punta del rizoma o a partir de ramas laterales (Ver Fig. 9).

(4)

Se encuentran dos tipos generales de rizomas. El primero, paquimorfo; es grueso, carnoso y acortado con relación a su longitud. Se ve como un macollo de muchas ramas formado por secciones individuales cortas. Es determinado; esto es, cada macollo termina en un tallo florífero y el crecimiento continúa sólo de ramas laterales. El rizoma tiende a que - dar orientado horizontalmente saliendo las raíces de su cara inferior.

El segundo tipo (leptomorfo) se ilustra en la Fig. 9. El rizoma es delgado con entrenudos largos. Es indeterminado; esto es, crece continuamente en longitud en el ápice terminal y por ramificación lateral. El tallo es simétrico y tiene yemas laterales en la mayoría de los nudos, - los cuales casi todos quedan durmientes. Este tipo no produce un macollo sino que se extiende con amplitud sobre una área.

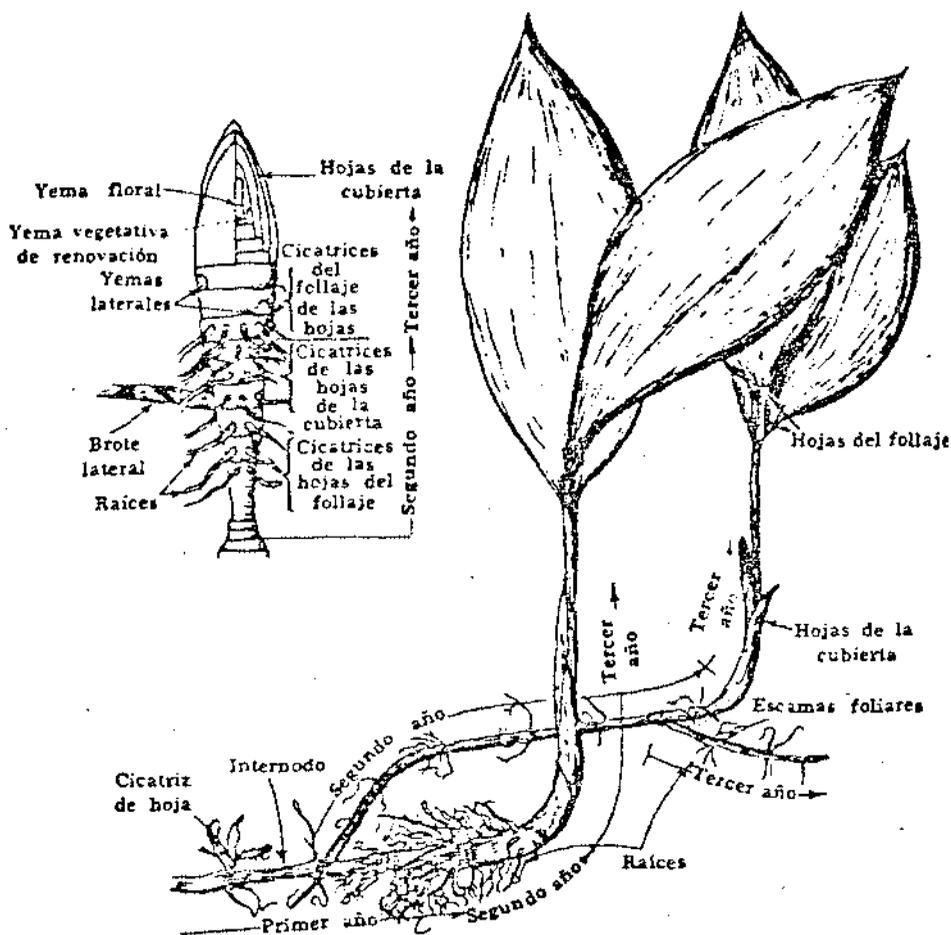


FIG. 9. Estructura y ciclo de desarrollo del lirio del valle (*Convallaria majalis*). Derecha: Sección de rizoma como aparece al fin de la primavera o al principio del verano con ramas de uno, dos y tres años de edad. Una nueva rama del rizoma se empieza a alargar al comienzo de la primavera y termina en el otoño en una yema de brote vegetativo. En la primavera siguiente las hojas de la yema se abren, las materias nutrientes producidas por fotosíntesis en las hojas se acumulan en el rizoma. El crecimiento en la segunda estación es de nuevo vegetativo. A principio de la tercera estación se empieza a formar una yema floral y al mismo tiempo se forma un meristema vegetativo en la axila de la última hoja. Arriba, izquierda: Sección de una rama de tres años de edad mostrando la yema floral terminal y la yema del brote lateral encerrado en cubierta de hojas. Esta sección se llama a veces "corona" y se fuerza para que floree en primavera. Al principio de la primavera el brote floral se expande, florece y luego muere, iniciando la yema de brote vegetativo un nuevo ciclo de desarrollo. Redibujado de Zweede.(4)

Existen tipos intermedios entre los mencionados y se les denomina mesomorfos. (4)

#### 2.7.1.2.2.1. Patrón de Crecimiento.

Los rizomas crecen por alargamiento de los puntos de crecimiento producidos en el extremo terminal y en las ramas laterales. Su longitud aumenta también por el crecimiento en los meristemas intercalares situados en la parte inferior de los entrenudos. A medida que la planta continúa su crecimiento y la parte más vieja muere, las diversas ramas que se originan de una planta pueden finalmente quedar separadas para formar plantas individuales de un solo clon. (4)

En el rizoma paquimorfo un ciclo de crecimiento principia en una sección florífera con la iniciación y crecimiento de una rama lateral. El tallo florífero muere, pero esas nuevas ramas laterales producen hojas y crecen vegetativamente durante el resto de la estación. El crecimiento continuado de un tallo subterráneo, el almacenamiento de alimentos y la producción de una buena yema floral al terminar el período vegetativo, dependen de la fotosíntesis. En consecuencia, en ese período no se deben remover hojas. En la primavera siguiente se produce un tallo florífero y no puede efectuarse más crecimiento terminal. En general, las plantas con esta estructura florecen en primavera y crecen vegetativamente durante el verano y el otoño.

Como regla general, las plantas con hábito leptomorfo (con excepciones) crecen en forma vegetativa al principio de la estación de desarrollo

y florecen más tarde en el mismo período. La longitud del tiempo en que un rizoma individual permanece vegetativo varía en las diferentes especies de plantas. Algunas especies de bambúes permanecen vegetativas por muchos años, cambiando luego abruptamente y toda la planta produce flores.

(4)

#### 2.7.1.2.2.2. Propagación.

La división es el procedimiento ordinario para propagar plantas que tienen una estructura rizomatosa, pero dicho procedimiento puede variar algo en los dos tipos. En rizomas paquimorfos, se cortan secciones individuales (o culmos) en su punto de unión con el rizoma, se recorta la parte aérea y la sección obtenida se trasplanta a un nuevo lugar. Los rizomas leptomorfos pueden en realidad manejarse en la misma forma, removiendo del rizoma un solo brote lateral y trasplantándolo. La punta del rizoma del lirio del valle que porta una yema florífera (véase fig. 9) se remueve junto con la sección inferior enraizada y se trasplanta.

La propagación se efectúa cortando el rizoma en secciones, asegurándose de que cada una de ellas tiene cuando menos una yema lateral u "ojo", siendo en esencia una estaca de tallo. Los bananeros por ejemplo, se propagan en esta forma. Este método general sirve bien para rizomas leptomorfos en los cuales en la mayoría de los nudos se presenta un punto de crecimiento lateral durmiente. Los rizomas se cortan o se dividen en secciones y de los nudos se desarrollan nuevos tallos y raíces adventicias.(4)

### 2.7.1.2.3. Rizomas, Hijuelos y Raíces adventicias en Agave tequilana W.

Los rizomas primarios en Agave tequilana W. se desarrollan de las yemas localizadas que se encuentran en la base de cada vaina, siempre que estos tejidos estén cubiertos por el suelo (efecto de ahilamiento), sus características estructurales concuerdan según las expresadas, (ver 2.7.1.2.2.) y el tipo de rizoma que se produce encaja con el denominado leptomorfo — (ver 2.7.1.2.2.). Cuando la parte terminal del rizoma (yema apical) en crecimiento sale a la superficie, se produce un hijo.

La formación de rizomas según los agricultores mescaleros se puede presentar algunas veces durante la etapa de vivero, es decir, en hijuelos de 2 años aproximadamente. Según ellos, la completa formación de un hijuelo apto para vivero dura un año desde el inicio de rizoma. Por lo tanto, podríamos suponer la siguiente cronología aproximada de un rizoma de plantas de cultivo.

Rizoma en formación a .....	hijuelo apto para vivero	1 año
Hijuelo en vivero a .....	hijuelo para plantación com.	2 años
Hijuelo en producción .....	1 arranque	3-4 años
1 arranque .....	2 arranque	
4 años .....	Plantas en vía de madurez	5 años

Al parecer los rizomas al ser producidos y desarrollarse; su posición, distribución y constitución varían conforme la edad de la planta madre y el hijuelo. De acuerdo a la edad de la planta madre (observaciones hechas en mezcales en cultivo de 3,4 y 5 años) la distribución de los hijuelos en la superficie del suelo es radial (es decir, alrededor de la-

planta en producción), pero su posición en relación al tallo de la planta madre y entre ellos varía de la siguiente manera:

En plantas de 3-4 años ocupan una posición alternada, es decir, las distancias con respecto a la planta madre es muy variable (unos más cerca y otros más alejados). Mencionando los agricultores mezcaleros que los hijuelos de pie, son los primeros en formarse y más cercanos a ella.

En plantas de 5 años, observaciones al nivel del suelo fueron hechas en una serie de 10 plantas de la misma edad. Y para las observaciones de los rizomas, de la misma serie, se seleccionó al azar una planta.

Cuando se observan los hijuelos por su posición que ocupan en relación de la planta madre de 5 años (10 plantas) se observa claramente que éstos se encuentran muy cerca del tallo, en una distribución radial a una distancia entre 10-20 cm. y en un número que fluctúa de 4-10 hijuelos de diferentes edades. Y con una separación aproximada de 15-20 cm. entre ellos. Aunque hay hijuelos que se salen de este rango, especialmente aquellos que provienen de rizomas ya cortados, durante el arranque de hijuelos o por las labores de cultivo efectuadas al mezcal.

En una planta de Agave tequilana W., observada el 31 de Julio de 1988 con una altura de cogollo de 92 cm. y una longitud media de 94.5 cm., se observó escarvando alrededor de ella, que la distribución de sus raíces fué la siguiente:

Las raíces más jóvenes y quebradizas de color blanquisco o amarillo, con una consistencia jugosa y blanda se encuentran en la parte superior, muy cerca a la superficie, distinguiéndose pelos radicales en ellas y en la misma área se encontraron brotes de nuevos rizomas primarios. Uno de ellos presentó las siguientes características:

a) Completamente blanco a amarillo, carnoso y jugoso a excepción de - - - la vaina terminal, que presentó una coloración verde clara (indicios de fotosíntesis) en su punta terminal en una longitud de .5 cm.

b) Una longitud total de 13.5 cm.

c) 8 vainas foliares, y el cogollo.

Siendo más pequeñas en la base distribuidas en una longitud de 2.5 cms.

La longitud de las vainas fué la siguiente:

- |             |                 |
|-------------|-----------------|
| 1.- 6.6 cm. | Vaina terminal  |
| 2.- 7.5 cm. |                 |
| 3.- 7.0 cm. |                 |
| 4.- 5.0 cm. |                 |
| 5.- 4.0 cm. |                 |
| 6.- 2.0 cm. |                 |
| 7.- 1.0 cm. | Base del Rizoma |
| 8.- 1.0 cm. |                 |

Lo que demuestra que en la mitad del rizoma, se encuentran las vainas e internodos más largos, en la base los más cortos y conforme se llega a la punta éstos se acortan. Inclusive las 8 yemas de cada nudo, situadas en la base de cada vaina presentaron las mismas características. 1.-2mm., 2.- 4 mm., 3.- 8 mm., 4.- 7 mm., 5.- 7 mm., 6.- 6 mm., 7.- 2 mm. y 8.- 2 mm. Además en observaciones de otros hijuelos, se captó que los rizomas en su base, los internodos son más cortos, alargándose en la mitad y reduciéndose cerca de la base de la piña del hijuelo.

Debajo de estas raíces, se localizaron las raíces más viejas de un color púrpura-rojizo, fibrosas y de consistencia dura, en las cuales se distinguen pelos radicales. Este tipo de raíces se encuentran casi al mismo nivel de los rizomas más viejos y ya cortados, algunos completamente secos y otros con cierta consistencia jugosa, duros y fibrosos, -- con las vainas completamente secas pero indicando que todavía están en función.

En observaciones efectuadas el 26 de Julio del 88, en hijuelos de diferentes edades y tamaños que fueron desenterrados con buena parte de rizoma, provenientes de plantas de 3 años se mencionan las suposiciones en base a las siguientes observaciones:

Hijuelo	<u>L<sub>1</sub></u>	<u>L<sub>c</sub></u>	<u>Nh</u>	<u>L<sub>n</sub></u>	<u>Ø Piña</u>
A <sub>1</sub>	8.5 cm	5.0 cm	2	3 cm	2.5 cm
A <sub>2</sub>	15 "	9.5 "	7	6 "	3.5 "
A <sub>3</sub>	25 "	18.0 "	8	14 "	4.0 "
A <sub>4</sub>	34 "	28.0 "	9	21 "	4.5 "
A <sub>5</sub> (tamaño Limón)	32 "	28.5 "	14	29 "	6.0 "
A <sub>6</sub>	39 "	35.5 "	21	29.5 cm	8.5 "
A <sub>7</sub> (tamaño Naranja)	55 "	50.0 "	23	46 "	9.5 "

Donde los rizomas de los hijuelos A<sub>1</sub> a A<sub>5</sub> presentaron una consistencia blanca-amarillo y carnosa.

Los rizomas de los hijuelos A<sub>6</sub> a A<sub>7</sub> presentaron una consistencia café y dura-fibrosa, con las vainas secas.

L<sub>t</sub>= Longitud total del hijuelo

L<sub>m</sub>= Longitud media (estratos de hojas medias)

L<sub>c</sub>= Longitud de cogollo

N<sub>h</sub>= Número de hojas

Ø de Piña= Diámetro de Piña

#### Observaciones.

1.- En los hijuelos A<sub>1</sub>, A<sub>2</sub> y A<sub>3</sub>, hay producción radical únicamente a lo largo del rizoma, por lo general en la parte inferior, presentándose en las bases de los nudos, cerca de las yemas adventicias. Se observó en todos los tamaños que algunas raíces atraviesan las vainas foliares, y que los rizomas pueden generarse de puntos muy cercanos, encontrándose algunas veces, uno a lado de otro ó traslapándose uno encima de otro, los cuales muestran un desarrollo paralelo, pero a determinada longitud, estos tallos se divergen entre sí. Lo cual podría dar o pensar que este fenómeno es causado por condiciones edáficas (temperatura, humedad, obstáculos, O<sub>2</sub> etc.), o bien, por condiciones intrínsecas de la planta (ya sea que su sistema de ramificación está adoptado para evitar la competencia entre los hijuelos).

Inclusive, la conformación del rizoma y emergencia de la yema ter

minal podrían estar influenciados por estos factores. Así como también - por condiciones de la planta madre y nutrición de la misma.

2.- En los hijuelos A4 y A5 se va incrementando la formación radical cerca de la base de la piña, en una long de 7 cm. a partir de ésta hacia el rizoma. Siendo mayor la producción radical en el A5 que en A4, notándose una disminución del sistema radical en la parte media del rizoma hacia su base (las raíces se empiezan a endurecerse), pero persiste la misma consistencia en las vainas foliares.

3.- En los hijuelos A6 y A7 la formación radical se localiza principalmente en la parte inferior del rizoma, a lo largo de los primeros 18 - cm. de longitud, de la base de la piña hacia el rizoma. Habiendo el mayor número de raíces en la parte terminal del rizoma por debajo de la piña en A7 que en A6. Además las vainas se han secado casi por completo incluyendo las raíces conforme se alejan de la piña. Incluso de acuerdo -- al incremento de la edad de los hijuelos, sus raíces se van lignificando, siendo menos carnosas en A7 que en A6, A5... A1. Además sus rizomas se van adelgazando y haciéndose más fibrosos y duros. Por lo que podríamos suponer:

a) En las primeras etapas del desarrollo de los hijuelos, los (A1, - A2 y A3) rizomas son utilizados para el almacenamiento y reserva de alimentos de los hijuelos (los rizomas presentan un engrosamiento). Explicándose que la formación radical en los rizomas de estos hijuelos, ocurre cerca de las yemas, debido a que en ellas hay una mayor concentración de hormonas o de cofactores, que permiten el desarrollo de raíces preforma -

das o latentes ( si es que existen) ó una diferenciación de células meristemáticas intercalares, produciendo primordios de raíz cuyo crecimiento originan nuevas raíces (ver 2.5.1.). Estas raíces ayudan al desarrollo continuo del rizoma y del sistema radical sin recurrir a un crecimiento secundario (ver 2.4.2.). Concluyendo que estos hijuelos dependen en gran parte de la planta madre para su supervivencia.

b) Una vez que la capacidad fotosintética se ve incrementada por el desarrollo (crecimiento y diferenciación) de los hijuelos (A4, A5, A6 y A7), existe la posibilidad que los inhibidores de crecimiento sean bloqueados por una mayor producción de auxinas o de cofactores de enraizamiento, habiendo una translocación hacia las bases de las piñas y parte del rizoma, notándose este efecto en una mayor producción radical en esas porciones del hijuelo, tanto en número radicular como en el incremento del área en el rizoma para la producción radical. Siendo mayor en el A7.

c) Con respecto a la disminución radical en la parte media y hacia la base del rizoma, en los hijuelos A4 y A5, se podría suponer que es debido a una fuerte translocación de reservas alimenticias y posiblemente de hormonas hacia la piña, tanto del rizoma, como de las hojas. Viéndose más acentuado en los hijuelos A6 y A7, con una transformación de sus rizomas, a rizomas más delgados, de consistencia dura y fibrosa, en el cual las vainas y algunas raíces se han secado por completo conforme se alejan de la piña. Esta translocación de reservas alimenticias, se debe a que la acción de las auxinas requiere la presencia de factores nutricionales (una fuente de carbono), para la biosíntesis de los ácidos nucleicos y de las proteínas que participan indirectamente en el desarrollo de

raíces adventicias (ver 2.6.7.), reduciendo el efecto de cierto tipo de -inhibidores en la producción radical.

Al mismo tiempo, se podría deducir que el incremento en la lignificación de las raíces, pudo haber sido ocasionado por la translocación de -- las sustancias de reserva. Y se puede decir que la producción radical en los nudos de bajo de la base de la piña, tiene la tendencia de asegurar - un suministro continuo de agua y nutrientes al hijuelo en desarrollo (ver 2.4.2.).

d) Por último se puede concluir que los agricultores mezcateros, tienen razón al indicar que las plantas más aptas para vivero son las de tamaño A5 (tamaño limón), A6 y A7 (tamaño naranja).

En los cortes efectuados en los rizomas durante las observaciones de los hijuelos, se notó que los rizomas tienen las características estructurales internas parecidas a los tallos de las gramíneas (maíz) (ver 2.3.2.2.) Y además que las raíces adventicias ya emergidas provienen de las capas - más internas del rizoma, lo que hace suponer que se pudieron haber originado del tejido parenquimático o de las fibras de los haces vasculares.

Quando se efectuaron las observaciones en plantas de 5 años y al desenterrar los hijuelos, se observó que algunos se originaron de rizomas ya cortados (durante el 1o. y 2o. arranque). Lo que demuestra que estos rizomas tienen la capacidad de regeneración de nuevos brotes (rizomas laterales o secundarios) a partir de sus yemas adventicias una vez que la yema apical haya sido retirada. Algunos de los hijuelos encontrados tuvie-

ron las siguientes características:

a) Producción de un nuevo rizoma en la punta del rizoma primario. El rizoma primario tuvo una longitud de 50 cm. de una consistencia dura y fibrosa, con sus vainas completamente secas y el interior era blanco-amari-  
llo:

El rizoma secundario tuvo una longitud de 17 cm. de una consistencia blanda y jugosa. Con un hijuelo de una Lm de 17.5 cm. Lc de 15.5 cm. Lp de 22.5 cm,  $\phi$  de piña 2.5 cm. y presentaba tres hojas. Lo curioso en este hijuelo, es que su rizoma presentó una acumulación de raíces en su base - (2 cm. de longitud) conteniendo un número de 17. Siendo éstas de consistencia blanda y jugosa. Además a lo largo del rizoma hubo formación radicular, pero en la base de la piña no se observaron.

b) Producción de dos hijuelos en la punta terminal de un rizoma primario.

En el cual se observó que uno de los hijuelos estaba más desarrollado (yema adventicia superior) que el otro (yema adventicia inferior) suponiendo que hay un efecto apical. En estas hijuelos no hubo una formación de rizomas secundarios.

Por último, los agricultores mezcaleros han observado que una vez que la planta madre es arrancada, los hijuelos empiezan a tener un desarrollo más acelerado (ver 2.7.1.2.1.). Mientras ésta esté unida a ellos, el crecimiento de los hijuelos es más lento que el de la planta madre. Por lo cual sería interesante encontrar los límites y relaciones de dependencia -

de uno y otro en las diferentes etapas de su desarrollo. Pero lo que sí podemos concluir que en hijuelos menores de A5 hay una marcada dependencia en la planta madre, de parte de los hijuelos.

### 2.7.1.3. Cultivo de Tejidos.

El objetivo de la propagación vegetativa es el de producir plantas uniformes de un genotipo selecto. La propagación vegetativa a través de la técnica de cultivo de tejidos permite obtener diversas ventajas, por ejemplo, en cultivos que son propagables rápidamente a través de esquejes y otras técnicas convencionales de propagación asexual, la técnica de cultivo de tejidos puede ser utilizada para levantar substancialmente la tasa de multiplicación; también permite acelerar la obtención de nuevas variedades, así como reducir el espacio de crecimiento que usualmente se da para el mantenimiento normalmente. (22)

Actualmente ciertas compañías tequileras están intentando trabajar con cultivo de tejidos con el deseo de obtener un mayor número de plantas que por medio de métodos convencionales.

Inclusive se puede mencionar que dentro de Agavaceae se han propagado por cultivos de tejidos Dracaena godsefiana H. y Cordyline terminalis L., por medio de yemas adventicias y Yuca sp., a través de yemas adventicias y yuca sp., a través de yemas adventicias y embriones sexuales. (22-23)

Groeneveld, E.; Wessel, D.; Koelman (1977) a partir de fragmentos de semilla de un *Agave* sp. indujeron la formación de callos y el desarrollo de yemas y raíces obteniendo plantas completas. (24). Lo que demuestra, que ya hay bases suficientes para que esta técnica de propagación se pueda utilizar a fondo, con el fin de aumentar el material vegetativo y proveer de Agave tequilana W. a la industria.

#### 2.7.2. Producción en viveros de Agave tequilana W.

Una vez que se tiene seleccionado y acondicionado el terreno para -- trabajar como vivero, se debe tener pensado en la siguiente programación de trabajo:

##### 2.7.2.1. Arranque de Hijuelos de la Planta Madre.

El inicio de arranque de hijuelos se empieza con anticipación al temporal de lluvias (Abril-Mayo), con la finalidad de que los hijuelos estén listos para su plantación y aprovechar esta época en la cual la adaptación de los hijuelos al terreno y a las condiciones ambientales, es más propicia. Antes de efectuar el arranque de los hijuelos se debe tener cuidado de seleccionar la planta madre. La cual debe estar sana, vigorosa, de buen aspecto y libre de enfermedades.

También debe procurarse escoger planta madre de 3-4 años de edad. Ya que, según observaciones de los agricultores estas plantas son las que producen hijuelos de mayor vigor (hijuelos de primer arranque o de segundo arranque).

Mencionando que hay una disminución en el vigor del hijuelo junto -- con la planta madre, cuando el arranque es después del cuarto año. Al -- mismo tiempo se debe hacer una selección de los hijuelos por tamaño y variedad, si es que vienen mezclados, con la finalidad de obtener una uniformización del cultivo y facilitar su manejo.

Un punto importante en el cual se debe de tener cuidado, es que, al momento de la separación de los hijuelos, no se saque plantas menores de 25 cm. (tamaño limón) y mayores de 40 cm. (tamaño naranja). Este rango de tamaño sirve como base, para después de un año, que dura el hijuelo en el vivero, se tengan plantas manejables para el momento del trasplante de definitivo en los terrenos de producción.

Para llevar a cabo el desprendimiento del hijuelo es utilizado un barretón de acero, con el cual se produce un corte al rizoma separando al hijuelo de la planta madre. Este corte es efectuado lo más cercano posible a la base de la piña del hijuelo y posteriormente se hace palanca con el barretón para desenterrar el hijuelo. Una vez que el arrancador tiene cierta cantidad de hijuelos se procede a barbear\* y tostonear\* con un machete de barbeo bien afilado. Ya arreglada la planta se transporta al vivero, donde será almacenada, en un lugar sombreado y ventilado, mientras el espacio en el vivero es desocupado de los hijuelos del cultivo anterior.

\* "Barbeo", es la poda realizada en las puntas de las pencas del hijuelo, como además el corte de unas cuantas hojas alrededor de la piña con la finalidad de facilitar su manejo.

"tostoneo". El tostoneo es el corte del rizoma por debajo de la piña dejando lo más mínimo posible de rizoma sin dañar la piña, el cual facilita según los agricultores el asentamiento del hijuelo en el terreno.

#### 2.7.2.2. Arranque de plantas en el Vivero.

Este se inicia aproximadamente con anterioridad al temporal de lluvias, llevándose casi simultáneo, al arranque de hijuelos de las plantas madres. Estas plantas de Agave tequilana W. duran en el vivero aproximadamente un año, lográndose un desarrollo de 70 cm. de longitud con un diámetro de piña de 15 cm. promedio aproximado, denominándolas hijuelos de 1/2-vara ó tamaño ceboruco.

Una vez que las plantas son arrancadas, se barbean y tostonean, aquí, en esta etapa no se corta rizoma, sino que son cortadas las raíces muy cerca de la base de la piña. Ya arregladas, se procede a su transporte al lugar definitivo. Y conforme se va desocupando el área se va preparando el terreno para recibir a los nuevos hijuelos.

#### 2.7.2.3. Preparación de terreno.

En la plantación de Agave tequilana W. se debe tomar en cuenta que el Agave es una planta muy susceptible a pudriciones por exceso de agua. Por lo cual, para el enraizamiento y desarrollo adecuado de los hijuelos se podría recomendar un medio con las siguientes características:

a) El medio debe ser suficientemente firme y denso para mantener a los hijuelos en su sitio durante el enraizado; su volumen no debe variar -

mucho ya sea seco o mojado; resulta inconveniente que tenga un encogimiento excesivo conforme se va secando.

b) Debe ser lo suficientemente poroso, de modo que se escurra el exceso de agua y permita una aereación adecuada.

c) Debe estar libre de malezas, nematodos y otros organismos patógenos nocivos.

d) No debe contener un nivel excesivo de salinidad.

e) Debe haber una provisión adecuada de nutrientes para los hijuelos.

También la calidad de agua es un factor de importancia en el enraizamiento y crecimiento de plantas jóvenes. Para tener buenos resultados se recomienda, que el agua que se emplea no debe contener sales solubles totales en exceso de 1400 ppm (aproximadamente 2 milimhos / cm.). (4)

#### 2.7.2.4. Plantación de Hijuelos en el Vivero.

Una vez preparado el terreno, los hijuelos antes de ser plantados son sumergidos en fungicida por un determinado tiempo, con la finalidad de prevenir ciertas enfermedades en las piñas y raíces, por lo general se utilizan fungicidas de espectro amplio. Ya hecho esto, el sistema de plantación puede diferir según el vivero y la conformación del terreno, pero de manera general se puede observar que los hijuelos son plantados de 25-40 cm. de distancia de uno a otro.



2.7.2.5. Labores Culturales.

Dentro de ellas se podría mencionar que los hijuelos son cuidados, de que estén libres de malezas, se fertilicen y rieguen de un modo adecuado.

La fertilización de los hijuelos recién plantados, se realiza una vez que éstos hayan formado raíces, durante el período de lluvias, y otra durante la época de secas. Las dosis y concentraciones adecuadas no se tienen aún, y lo único que se puede mencionar es que los viveristas tienden a aplicar materiales nitrogenados o fórmulas completas como el triple 17.

## CAPÍTULO 3 MATERIALES Y MÉTODOS

### 3.1 MATERIAL VEGETAL

Se utilizaron hijuelos de Agave tequilana W. de la variedad azul de un año de edad aproximadamente. La selección de los hijuelos fue hecha con los siguientes criterios:

a) Los hijuelos fueron provenientes de plantas madres vigorosas y sanas de 3 a 4 años de edad.

b) Los Hijuelos fueron de la primera generación (Primer arranque\*).

c) La altura de los hijuelos fue de 30 a 40 cm. y el diámetro del tallo (piña) fué de 6 cm. promedio aproximadamente.

d) Al momento del arranque de la planta madre, se le dejó al hijuelo un rizoma de 10 cm. de longitud, con el propósito de realizar los tratamientos correspondientes.

\* Plantas de primer arranque son aquellas que se generan de la planta madre de 3 ó 4 años de edad.

### 3.2. SI<sup>T</sup>IO DE EXPERIMEN<sup>T</sup>ACION

#### 3.2.1. Localización.

Se localizó en el rancho El Indio a 2 Km. de Tequila, Jalisco por la carretera a Magdalena, a los 20° 53' 33" latitud Norte y 103° 50' 12" Oeste, a 1200 msn en el Mpio. de Tequila, Jalisco (Figura 7). (3)

#### 3.2.2. Clima.

Su clima se clasifica como C2SE A' A\* Según segundo Sistema de Thornthwaite, subhúmedo lluvioso, gran deficiencia de agua estival, cálido y muy baja concentración de calor en verano (Tabla 1, Fig. 8). (20) Según el sistema de Köpen modificado por García; pertenece al Avo seco del grupo de los cálidos subhúmedos con lluvias de verano. (3). La temperatura media anual es de 26.16° C la máxima media anual de 38.0° C y la mínima media anual de 14.17° C. (3)

Según García y Vidal, la más baja probabilidad de lluvia se tiene en el mes de Abril, con un 25% de probabilidad de una precipitación de 5-10 mm. Sin embargo, los meses de febrero y marzo tienen 30% y 29% de probabilidad respectivamente para una precipitación de menos de 5 mm. El mes de Julio es el de mayor probabilidad (49%) para el mayor volumen de lluvia en el año (250-300 mm). Anualmente la precipitación pluvial puede ser de 1000 mm. — con 49% de probabilidad, de los cuales 950 mm. parecen ser distribuidos de Mayo a Octubre con un 49% de probabilidad (3)

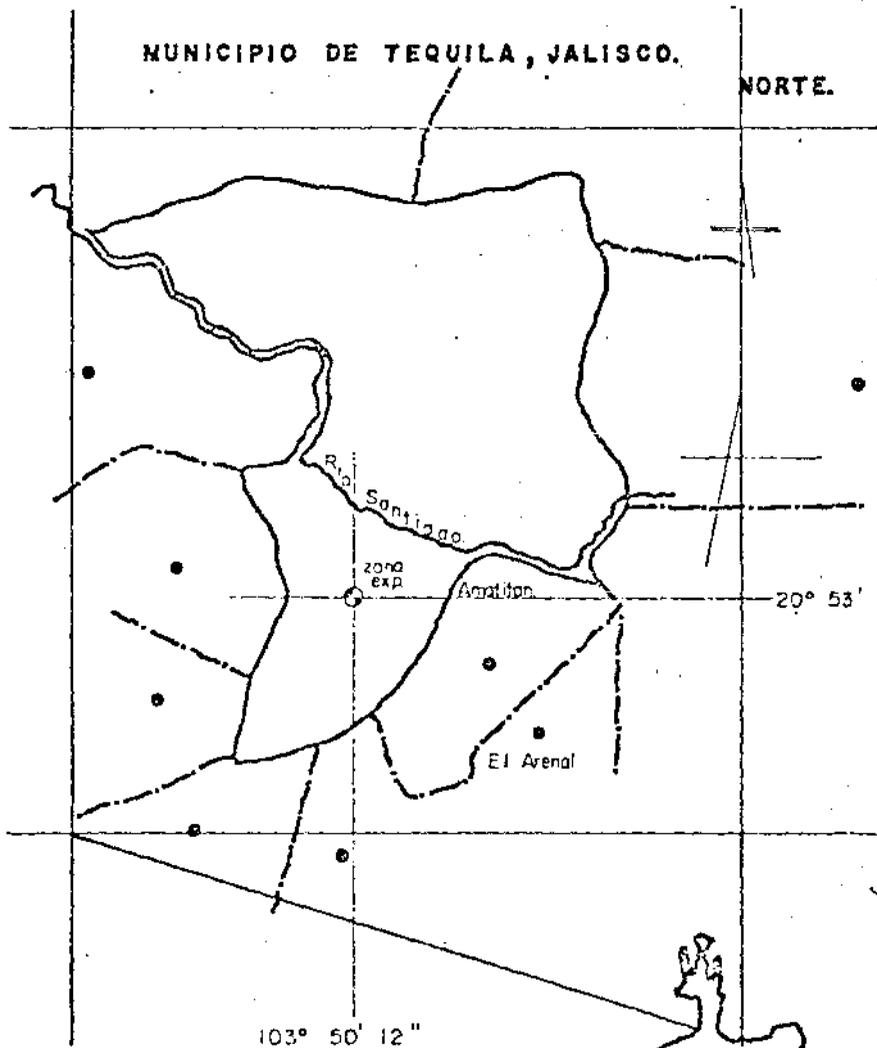


FIG. 7. LOCALIZACION DE LA ZONA EXPERIMENTAL.

UNIVERSIDAD DE GUAYMALAN  
 FACULTAD DE GEOGRAFIA  
 LABORATORIO DE SUELOS

**TABLA 1**

CALCULO DE CLIMA SEGUNDO SISTEMA DE THORNTHWAITE

ESTACION TEQUILA, JAL.  
 LATITUD: 20 53' 0"  
 LONGITUD: 103 50' 0"  
 ALTITUD: 1200 MSNM  
 PERIODO: 10 AÑOS

	M E S E S													
CONCEPTO	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC	CLAVE	VALOR
TEM (C)	19.7	21.4	23.2	24.2	26.2	26.9	24.8	24.4	24.3	25.1	22	18.2	TEM	23.15
PRECIP (M)	.9	.2	.2	.8	1.6	21.8	29.5	26.6	19.7	7.3	.7	1.6	PRE	11.19
IQM	7.97	9.04	10.21	10.89	12.28	12.35	11.3	11.02	10.95	10.15	9.42	7.07	ICA	10.14
EM (CM)	5.96	7.5	9.39	10.55	13.16	13.3	11.3	10.8	10.69	9.28	8.1	4.79		
FD	.94	.9	1.03	1.05	1.13	1.11	1.15	1.11	1.02	1	.92	.94		
EP (CM)	5.6	6.75	9.67	11.28	14.87	14.78	12.39	11.99	10.89	9.28	7.45	4.5	EPA	114.63
MM (CM)	0	0	0	0	0	7.04	2.96	0	0	-1.98	-6.75	-1.97		
MA (CM)	0	0	0	0	0	7.04	10	10	10	9.02	1.27	0		
DA (CM)	0	0	0	0	0	0	13.55	14.61	4.81	0	0	0	DA	32.94
SE (CM)	4.7	6.55	9.47	10.28	13.27	0	0	0	0	0	0	1.63	DEA	45.3
ER (CM)	.9	.2	.2	.8	1.6	14.78	12.89	11.99	10.89	9.28	7.45	2.87		
ES (CM)	0	0	0	0	0	0	6.78	10.69	6.06	1.2	0	0		
RP	-1.84	-1.97	-1.98	-1.93	-1.89	.48	1.27	1.22	.44	-1.21	-1.91	-1.64		

CONCEPTO	FORMULA DEL CLIMA	
	CLAVE	DESCRIPCION
IH = 100 X DAA / EPA =	27.5 %	CATEGORIA DE HUMEDAD C2 SUBMUELO LUMINOSO
IA = 100 X DEA / EPA =	38.9 %	REGIMEN DE HUMEDAD SE GRAN DEFICIENCIA DE AGUA ESTIVAL
IP = IH - 0.6 ( IA ) =	4.5 %	CATEGORIA DE TEMPERATURA A+ CALIDO
IT = 100 X SUM ( EPN ) / EPA =	25.6 %	REGIMEN DE TEMPERATURA A+ MUY BUENA COND. DE CALOR EN VERANO

ESTACION : REQUILA .

d : Deficiencia de humedad.

S : Demasia de Agua.

P : Precipitación

HA : Humedad almacenada.

AHA : Aprovechamiento del HA.

EP : Evapotranspiración .

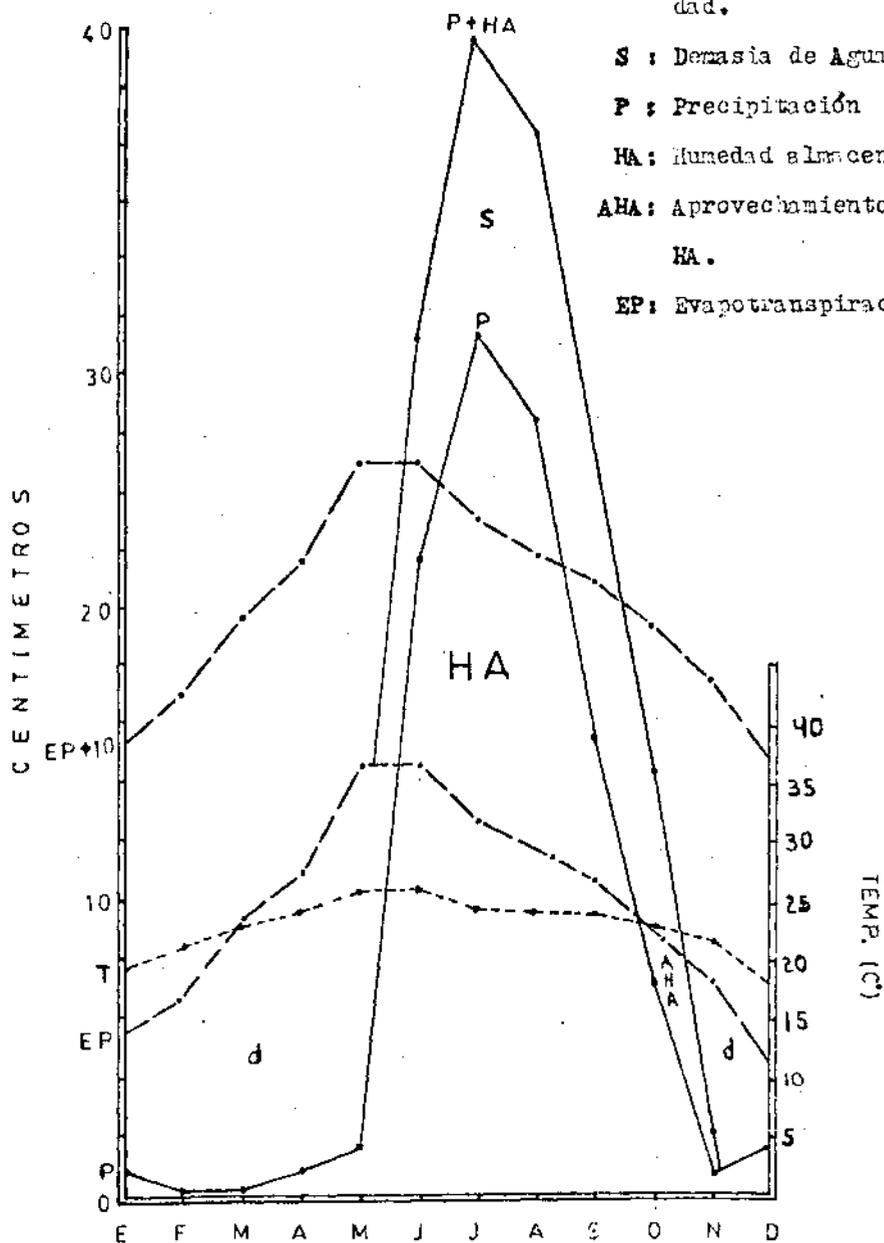


FIG. 8 CLIMOGRAMA

### 3.2.3. Geología.

Las rocas que dieron origen a sus suelos, pertenecen a las denominadas rocas ígneas tobas (CETENAL 1981) SARH (1985) menciona que estos suelos se derivan de cenizas volcánicas ferromagnesianas en ambiente de clima templado subhúmedo (con estación seca bien definida) en topografía plana o ligeramente ondulada. (3)

### 3.2.4. Suelos.

Son suelos casi planos de pendiente imperceptible en la zona experimental con ondulaciones en los alrededores. Caracterizados como cambisoles crómicos y luvisocrómicos con estratos de obsidiana. Son de color café rojizo aunque hay casos de suelos café oscuro y gris oscuro. Suelos pobres en materia orgánica, con pH ácido, bajos en nitrógeno, calcio y Magnesio; Fósforo de bajo a medio y ricos en potasio (SARH, 1985) (ver a continuación tabla de resultados de pozo agrológico). (3)

### 3.2.5. Vegetación.

Se desarrolla como un monocultivo predominante en la zona con vestigios circundantes hacia la barranca de bosque de latifoliadas y selva baja caducifolia. (3)



### 3.3. MÉTODOS

Para la evaluación del experimento se utilizó un diseño experimental en parcelas divididas, en bloques completos al azar y tres repeticiones.

El factor principal de parcelas grandes comprende dos niveles referentes a:

#### H1 CON HORMONAS.

En el cual fue usado el compuesto comercial llamado "RADIX 1500" (presentación en polvo). Este producto tiene las siguientes características:

- Acido indol-3-butírico ..... 1500 ppm.
- Acido naftaleno-acético..... 200 ppm.
- n-tricloro metil mercapto-4-ciclohexen 1,2 dicarboximida.....40000 ppm.

#### H2 SIN HORMONAS.

Ninguna hormona fue aplicada.

El factor corte de las parcelas chicas tuvo 3 niveles, siendo C1, C2, y C3.

#### Corte C1

Corte hecho a 5 ó 7 mm. por debajo de la piña conocido con el nombre común de "TOSTONEO". Este corte es usado por los viveristas, en el cual —

algunas veces, fácilmente se causa daño a la piña Denominado descoronado\*.

Corte C2

Corte hecho a un dedo debajo de la base de la piña.

Corte C3

Corte hecho a dos dedos debajo de la base de la piña.

En total el experimento tuvo 6 parcelas grandes con 30 hijuelos cada una, 18 parcelas chicas con 10 hijuelos cada una y la plantación fué hecha a 25 cm. de distancia de uno a otro.

3.3.1. Material para la cama de Enraizamiento.

Para llevar a cabo el experimento se construyó una cama de enraizamiento colocada sobre un piso de piedra. Siendo su orientación N-S. Su construcción se realizó de la siguiente manera:

- a) Un ancho de 1.4 m. de largo de 15 m. y un alto de 20 cm.
- b) Las paredes de la cama fueron formadas por bloques de cemento 40X15X20 cm.

\* Descoronado.- Es el daño ocasionado al hijuelo en la piña al momento del testoneo. Este daño se reconoce cuando el rizoma es quitado por completo junto con una porción menor de la base de la piña.

Con el fin de evitar variabilidad de los tratamientos, los cortes fueron efectuados por una sola persona.

c) El sustrato utilizado fue arena punitica blanca llamada "JAL". La cual fué uniformizada por medio de una malla de 7 mm. (Sus características se presentan en la tabla de resultado de la muestra compuesta).

### 3.3.2. Descripción del Experimento.

El experimento en campo fué conducido durante los meses del 9 de Mayo hasta el 6 de Julio de 1986. Este periodo fué exogido porque concuerda con el inicio del arranque y plantación de los hijuelos en los viveros y también es el comienzo de la época de lluvias, en el cual factores de mayor influencia como la humedad y temperatura no estarán afectando el desarrollo y adaptación de los hijuelos al nuevo medio de enraizamiento.

Así para el 9 de Mayo de 1986, los hijuelos fueron arrancados (por medio de un barretón de acero), de las plantas madres previamente seleccionadas y posteriormente mantenidos en un lugar sombreado con el propósito de efectuar al día siguiente los tratamientos respectivos y su plantación.

El día de la plantación, se efectuó una ligera poda en los hijuelos - llamada "Barbeo". Con la finalidad de facilitar su manejo, el cual consistió en cortar todas las espinas apicales y quitar unas cuantas hojas alrededor de la piña. Al mismo tiempo, se realizó el corte correspondiente para cada tratamiento y posteriormente se metieron a un baño de desinfección durante un minuto aproximadamente en una solución preparada con el producto conocido comercialmente como "Sulfacob" (R), el cual contiene:

- Sulfato de Cobre pentahidratado no menos del 98.23%
- Cobre como elemento, 25% mínimo.
- Impurezas no más del 1.77%.

# SECRETARIA DE AGRICULTURA Y RECURSOS HIDRAULICOS



**SARH**

SUB-SECRETARIA DE PLANEACION  
DIRECCION GENERAL DE PLANEACION  
REPRESENTACION JALISCO

COMITE TECNICO ASESOR DE LA CUENCA  
DEL LERMA-CHAPALA-SANTIAGO

LABORATORIO REGIONAL DE SUELOS  
Y APOYO TECNICO

Guadalajara, Jal. MAYO 19 de 1986...

Nombre SALVADOR GARIBAY KURI Localidad: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Estado: JALISCO Municipio: TEQUILA

DETERMINACION UNIDADES	METODO	PROFUNDIDAD EN CENTIMETROS
------------------------	--------	----------------------------

## TEXTURA

1

Arena	%	Hidrómetro	92.10				
Arcilla	"	"	2.44				
Limo	"	"	5.46				
Textura		Bouyoucos	A				
Agua Equivalente	%		4.88				

## MATERIA ORGANICA

Materia Orgánica	%	Walkley-Black	0.07				
------------------	---	---------------	------	--	--	--	--

## SALINIDAD Y SODICIDAD

Cond. Eléctrica	m-mhos/cm	Solu Bridge	0.28				
Cationes Totales	me/l	Cálcico	2.80				
Calcio	"	E.D.T.A.	0.80				
Magnesio	"	"	0.80				
Sodio Soluble	"	Calculo	1.20				
Sodio Intercambiable	%	Nomograma	1.00				
Clasificación			normal				
Bicarbonatos	me/l	Warder	1.00				
Carbonatos	"	"	0.00				
Cloruros	"	Mhor	0.50				
Sulfatos	"	"	1.30				

## NUTRIENTES

Calcio	ppm	Morgan	Bajo				
Potasio	"	"	Muyrico				
Magnesio	"	"	Medio				
Manganeso	"	"	Bajo				
Fósforo	"	"	Bajo				
Nitrógeno Nitrato	"	"	Bajo				
Nitrógeno Amónico	"	"	Bajo				
PH: 2		Potenciómetro	7.5				

NSFD-462 b.g.p.

EL ENCARGADO DEL LABORATORIO

EL RESIDENTE

G.F.B. JOSE GABRIEL MEJIA BARRON. I NG. FLORENTINO SANCHEZ SAMANIEGO.

Una vez hecho ésto, se aplicaron las hormonas, poniendo en contacto la herida al rizoma con el polvo, hasta que éste las haya cubierto perfectamente, sacudiendo a los hijuelos ligeramente para quitar el exceso. Inmediatamente después se plantaron en la cama de enraizamiento ya previamente humedecida. El humedecimiento del medio se efectuó a través de una manguera de  $3/4"$  y el agua utilizada fué proveniente de un pozo profundo.

Durante el proceso de plantación se tuvo la precaución de no plantar muy profundo los hijuelos. Tomando como nivel la base o corona de las hojas para ser cubierta con la arena punitica. Ya terminado este proceso se dió un sobre riego.

### 3.3.2.1. Toma de Observaciones.

La toma de observaciones se hicieron quincenalmente a partir del día de la plantación. Y se detuvieron cuando el desarrollo radical no nos permitió continuar con ellas. Para llevar a cabo las observaciones, fueron tomadas 3 plantas al azar de cada parcela chica. Las cuales fueron utilizadas para cada observación hecha, y los datos que se registraron fueron:

- a) Longitud de raíces.
- b) Número de raíces.
- c) Diámetro de raíces.
- d) Diámetro de piña
- e) Y finalmente una sola observación por unidad experimental del peso seco de la masa radical. Como también una observación extra la cual consistió en detectar si las raíces mostraron ramificación o no.

### 3.3.2.2. Orden de Eventos del Experimento.

La primera observación fué hecha el 25 de Mayo de 1986 en las cuales - las 3 plantas por cada parcela chica fueron sacadas cuidadosamente procurando no dañar o perder ninguna raíz. Para llevar a cabo ésto se escarvó alrededor de las plantas tratando de aflojar la arena y así sacarlas con facilidad.

Una vez fuera, se hicieron las observaciones con éxito, y después fueron metidas a un baño con "Sulfacob" (R) y plantadas nuevamente.

Para la segunda observación del día 8 de Junio de 1986 se tuvo problemas para sacar las plantas del medio, ya que, algunas raíces se empezaron a entrelazar de una planta con otra (Se perdió una raíz muy ramificada de 13-cm. de longitud y .16 cm. de diámetro). En este momento, se decidió detener las observaciones quincenales y esperar 28 días más para sacar las 180-plantas del experimento y prepararlas para obtener el peso seco por unidad-experimental.

El 6 de Julio de 1986, los bloques laterales fueron retirados, de la - cama de enraizamiento y con agua presurizada y escarbando alrededor de las-plantas, todos los hijuelos fueron removidos uno por uno. (Durante este -proceso raíces pequeñas fueron perdidas, pero no fué posible apuntar su pérdida).

Al mismo tiempo que los hijuelos eran removidos del Banco de enraiza - miento, se colocaban bajo los rayos del sol para secar el exceso de agua. Y después, las raíces fueron cortadas cerca de la base de la piña y puestas -

en prensas botánicas y así obtener el peso de la masa radical por parcela -  
chica. Durante este proceso de secamiento, se presentaron problemas de pu-  
drición de raíces pero fué controlado al adicionar el fungicida en polvo de  
nominado "Captan" (R).

Finalmente el peso seco y transparencias fueron obtenidas para el 11 de  
Agosto de 1986.

TABLA No. 2

## "RESULTADOS DE ANALISIS DE VARIANZA"

VARIABLE A ANALIZAR	REP.	P. GRANDES	C.V.	P. CHICAS	INTERACCION	C.V.
Long. de Raíces (Total $\frac{1}{2}$ No.) 25-05-86	NS	NS	16	**	NS	39
Long. de Raíces (Total $\frac{1}{2}$ No.) 08-06-86	NS	NS	24	NS	NS	30
Núm. de Raíces 25-05-86	*	NS	17	NS	NS	59
Núm. de Raíces 08-06-86	NS	NS	52	NS	NS	33
Diámetro de Raíces 25-05-86	NS	NS	55	NS	NS	65
Diámetro de Raíces 08-06-86	NS	NS	26	NS	NS	20
Diámetro de Piña 25-05-86	NS	*	1	NS	NS	6
Diámetro de Piña 08-06-86	NS	NS	2	NS	NS	4
Masa Radical Peso Seco en Gr. 06-07-86	NS	NS	10	**	NS	20

PARCELAS DIVIDIDAS

.113

ANALISIS DE VARIANZA No. 1

Parcelas Grandes: Hormonas

Parcelas Chicas: Corte Variable Analizada:

LONG. DE RAICES 25-05-86 (suma de todas las long. por cada u.e y divididas entre el nóm. de ellas).

FUENTES DE VARIACION	GRADOS DE LIBERTAD	SUMAS DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F's CALCULADAS	
Repeticiones	2	12.86197	6.430985	10.30014	NS
P. Grandes	1	1.690674E-02	1.690674E-02	2.707855E-02	NS
Error (a)	2	1.248718	.6243591		
P. Chicas	2	92.80167	46.40084	13.53456	**
P.G x P.Ch.	2	7.17273	3.586365	1.046099	NS
Error (b)	8	27.42658	3.428322		
<b>TOTALES</b>	<b>17</b>	<b>141.5286</b>			

Promedio General: 4.740056

Coefficiente de Variación(a): 16.66993

Coefficiente de Variación(b): 39.06226

PROMEDIOS ORDENADOS DECRECIENEMENTE

La Media del Tratamiento 5 es	7.292	H1C2
La Media del Tratamiento 3 es	6.605834	H2C3
La Media del Tratamiento 6 es	6.018334	H1C3
La Media del Tratamiento 2 es	5.465833	H2C2
La Media del Tratamiento 1 es	2.056667	H2C1
La Media del Tratamiento 4 es	1.001667	H1C1

	C1	C2	C3
H1	1.0016	7.292	6.0183
H2	2.0566	5.4658	6.6058
$\bar{X}_1$	1.5291	6.3789	6.31205
$\bar{X}_2$	8.0767	13.50835	12.5883
$\bar{X}_{12}$	4.8029	9.9436	9.450175

PARCELAS DIVIDIDAS

.114

ANÁLISIS DE VARIANZA No. 2

Parcelas Grandes: Hormonas

Parcelas Chicas: Corte

Variable Analizada:

LONG. DE RALCES 08-06-86 (suma de todas las long. por cada u.e. y divididas entre el n<sup>o</sup> de llas).

FUENTES DE VARIACION	GRADOS DE LIBERTAD	SUMAS DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F's CALCULADAS	
Repeticiones	2	81.5979	40.79895	5.311145	NS
P. Grandes	1	12.16333	12.16333	1.583404	NS
Error (a)	2	15.36353	7.681763		
P. Chicas	2	101.4048	50.7024	4.15647	NS
P.G. x P.Ch.	2	4.33374	2.16687	.1776352	NS
Error (b)	8	97.5874	12.19843		
<b>TOTALES</b>	<b>17</b>	<b>312.4507</b>			

Promedio General: 11.39117

Coefficiente de Variación (a): 24.33112

Coefficiente de Variación (b): 30.6608

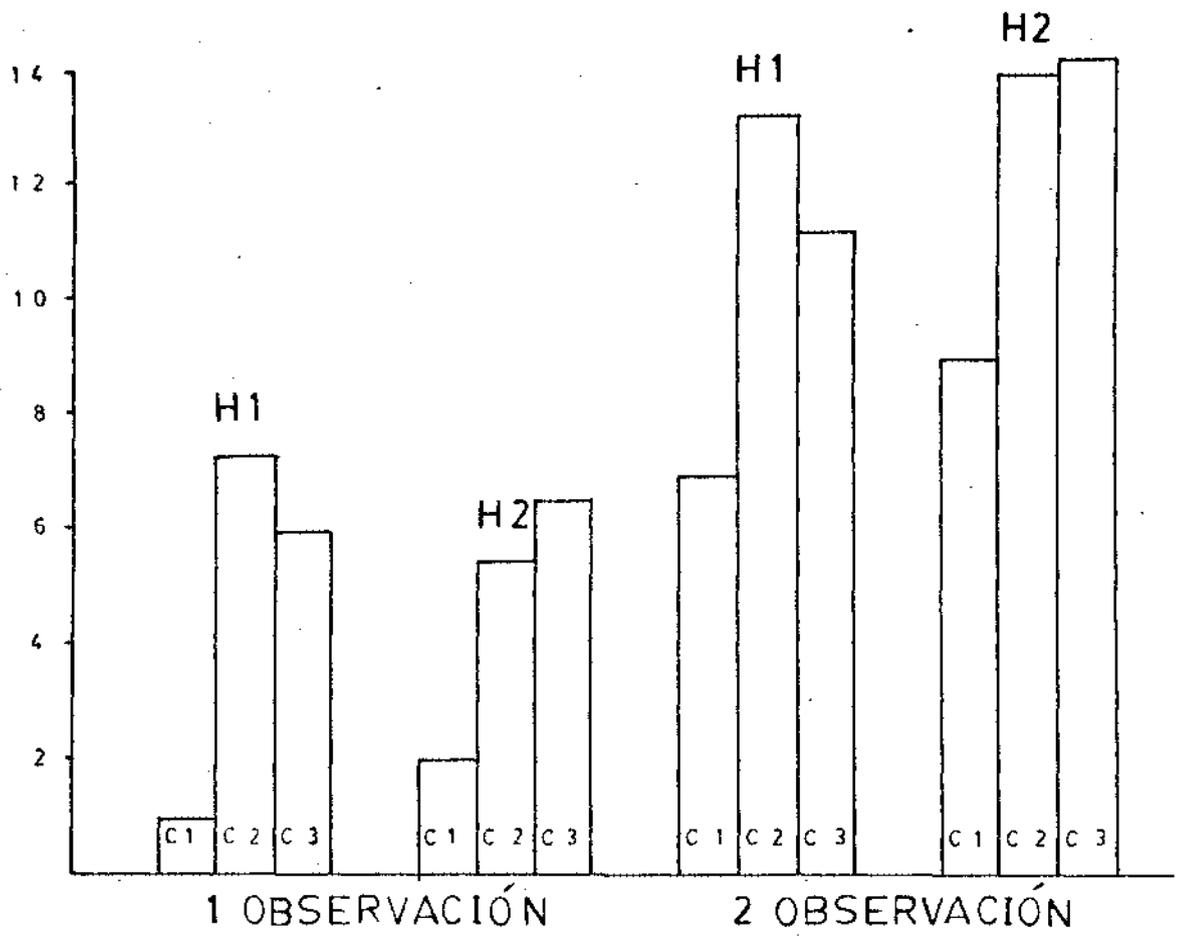
PROMEDIOS ORDENADOS DECRECIENTEMENTE

La Media del Tratamiento 3 es	13.866	H2C3
La Media del Tratamiento 2 es	13.6494	H2C2
La Media del Tratamiento 5 es	13.36737	H1C2
La Media del Tratamiento 6 es	11.31067	H1C3
La Media del Tratamiento 1 es	9.124267	H2C1
La Media del Tratamiento 4 es	7.029333	H1C1

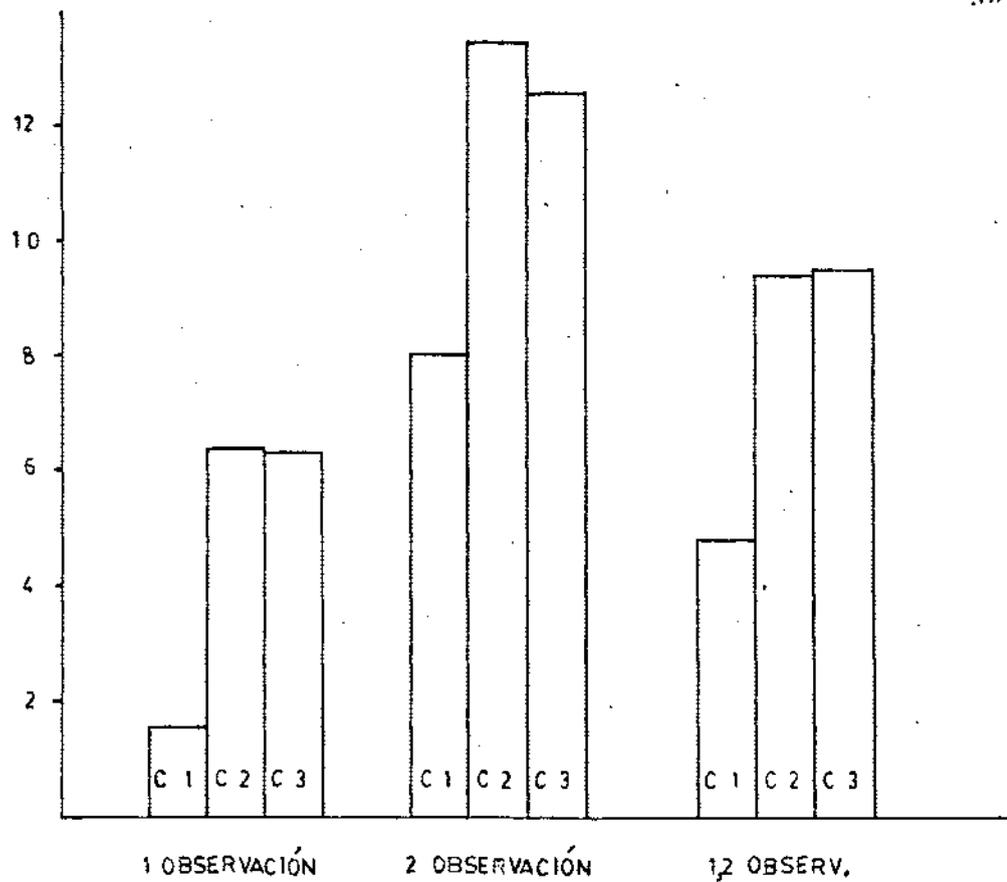
	C1	C2	C3
H1	7.0293	13.3673	11.3106
H2	<u>9.12426</u>	<u>13.6494</u>	<u>13.866</u>
X <sub>2</sub>	8.0767	13.50835	12.5883

## DSM en Long. de Raíces (Totales) 25-05-86

		Entre medidas de Corte		0.01	0.05
<u>DSM</u> = 2.4651 0.05	C2	6.3789	%	a	a
	C3	6.31205	1.04	a b	a b
	C1	1.5291	76.02	c	c
<hr/>					
		Entre medias de corte para el mismo nivel de Hormonas.		0.01	0.05
<u>DSM</u> = 3.48621 0.05	H1C2	7.292	%	a	a
	H1C3	6.0183	17.46	a b	a b
	H1C1	1.0016	86.26	b	c
<u>DSM</u> = 5.0720 0.01	H2C3	6.6058	%	a	a
	H2C2	5.4658	17.25	a	a b
	H2C1	2.0566	68.86	a	b
<hr/>					
		En diferentes medias entre diferentes niveles de Hormonas.		0.01	0.05
Fa 0.05 = 4.303 Fa 0.01 = 9.925	H1C2	7.292	%	a	a
	H2C3	6.60583	9.40	a b	a b
	H1C3	6.60183	9.46	a b c	a b c
<u>DSM</u> = 3.062892 0.05	H2C2	5.46583	25.04	a b c d	a b c d
	H2C1	2.05666	71.79	b c d	e
	H2C1	1.001667	86.26	d	e
<u>DSM</u> = 4.83506536 0.01					



GRAFICA 1. LONG. RADICAL ( $\bar{x}$  CM.)

GRAFICA 2. LONG. RADICAL ( $\bar{x}$  CM.)

## PARCELAS DIVIDIDAS

ANALISIS DE VARIANZA No. 3

Parcelas Grandes: Hormonas  
 Parcelas Chicas: Corte  
 DIAMETRO DE PIÑA 25-05-86

Variable Analizada:

FUENTES DE VARIACION	GRADOS DE LIBERTAD	SUMAS DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F's CALCULADAS
Repeticiones	2	.1019287	5.096436E-02	6.050725 NS
P. Grandes	1	.2542114	.2542114	30.18116 *
Error (a)	2	.0168457	8. 422852E-03	
P. Chicas	2	. 4417115	.2208557	1.280488 NS
P. G. x P.Ch.	2	.2935791	.1467896	.8510639 NS
Error (b)	8	1.379822	.1724777	
<b>TOTALES</b>	<b>17</b>	<b>2.488098</b>		

Promedio General : 6.094311

Coeficiente de Variación (a): 1.505931

Coeficiente de Variación (b): 6.814624

PROMEDIOS ORDENADOS DECRECIENTEMENTE

La Media del Tratamiento 4 es	6.542	H1C1
La Media del Tratamiento 5 es	6.14	H1C2
La Media del Tratamiento 1 es	6.083334	H2C1
La Media del Tratamiento 3 es	6.077667	H2C3
La Media del Tratamiento 6 es	5.957534	H1C3
La Media del Tratamiento 2 es	5.765333	H2C2

	C1	C2	C3
H1	6.542	6.14	5.9575
H2	<u>6.0833</u>	<u>5.7653</u>	<u>6.077</u>
X <sub>1</sub>	6.31265	5.9526	6.01725
X <sub>2</sub>	<u>6.19845</u>	<u>6.09986</u>	<u>6.04425</u>
X <sub>12</sub>	6.25555	6.02623	6.0311

PARCELAS DIVIDIDAS

.119

ANALISIS DE VARIANZA No. 4

Parcelas Grandes: Hormonas

Parcelas Chicas: Corte  
DIAMETRO DE PIÑA 08-06-86

Variable Analizada:

FUENTES DE VARIACION	GRADOS DE LIBERTAD	SUMAS DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F's CALCULADAS	
Repeticiones	2	.1095581	5.477906E-02	3.263635	NS
P. Grandes	1	.2520752	.2520752	15.01818	NS
Error (a)	2	3.356934E-02	1.678467E-02		
P. Chicas	2	7.269287E-02	3.634644E-02	.4240698	NS
P. G. x P.Ch.	2	.2053223	.1026611	1.197792	NS
Error (b)	8	.685669	8.570862E-02		
<b>TOTALES</b>	<b>17</b>	<b>1.358887</b>			
		Promedio General: 6.114461			
		Coefficiente de Variación (a): 2.11884			
		Coefficiente de Variación (b): 4.787999			

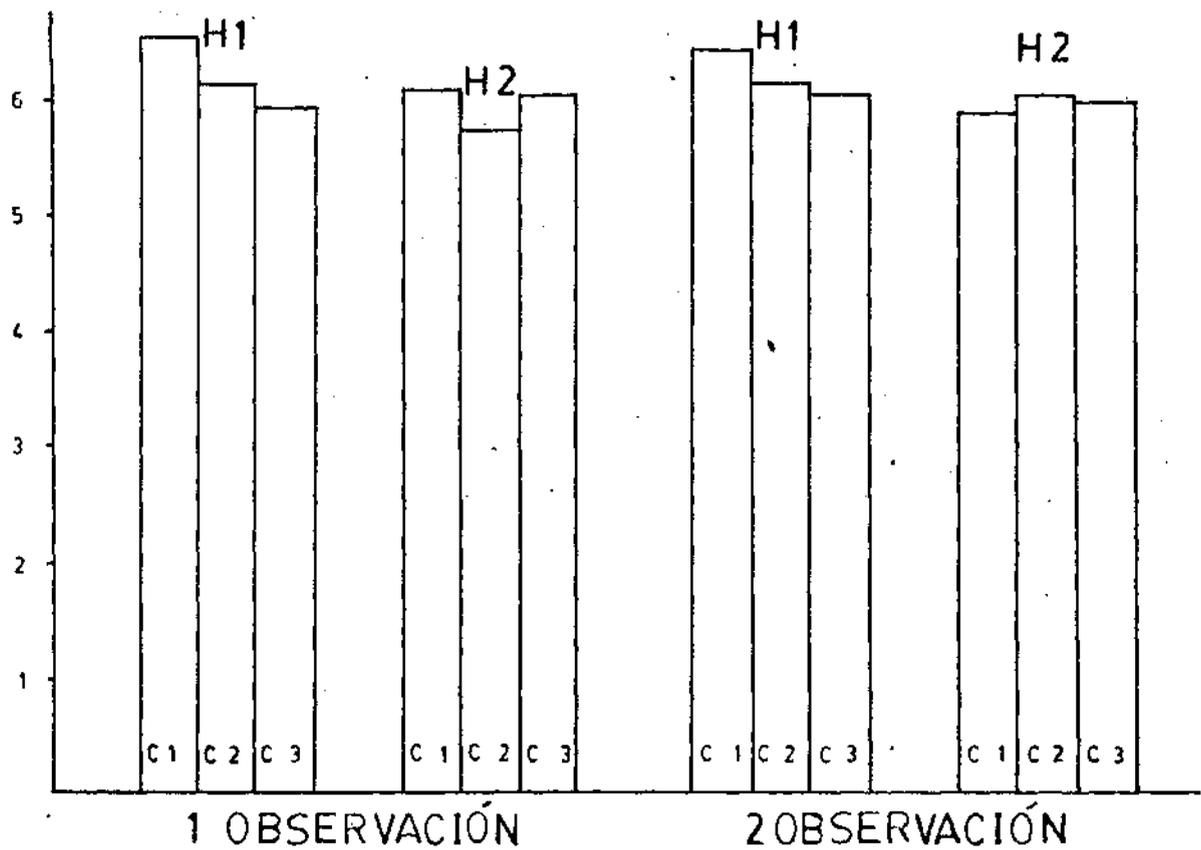
PROMEDIOS ORDENADOS DECRECIENEMENTE

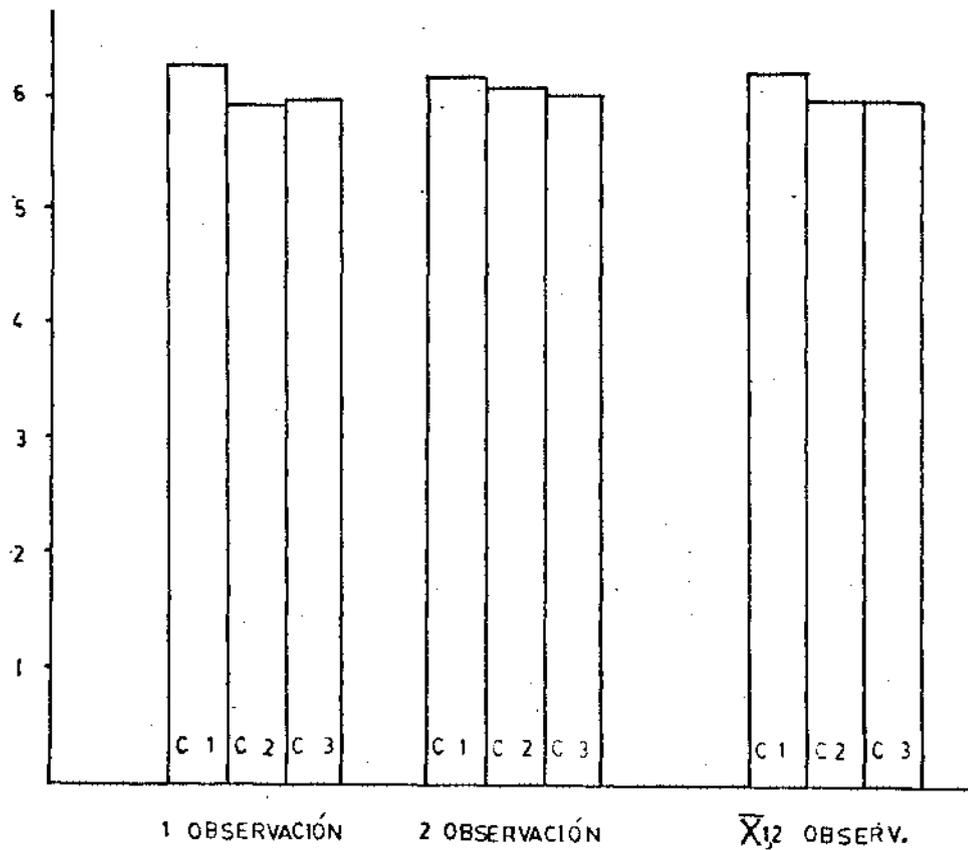
La Media del Tratamiento 4 es	6.467334	H1C1
La Media del Tratamiento 5 es	6.154334	H1C2
La Media del Tratamiento 6 es	6.076667	H1C3
La Media del Tratamiento 2 es	6.045433	H2C2
La Media del Tratamiento 3 es	6.013334	H2C3
La Media del Tratamiento 1 es	5.929667	H2C1

	C1	C2	C3
H1	6.4673	6.15433	6.0766
H2	<u>5.9296</u>	<u>6.0454</u>	<u>6.0133</u>
$\bar{Y}_2$	6.19845	6.09986	6.04495

DSM en diámetro de Pixa 25-05-86 (entre medias de Hormonas)

			0.01	0.05
H1 = 6.2131	%		a	a
H2 = 5.9754	3.82		a	b
<u>DSM</u> = 0.186161				
<u>DSM</u> = 0.42938				
0.01				

GRAFICA 3. DIAMETRO DE PIÑA ( $\bar{x}_{cm.}$ )



GRAFICA 4. DIAMETRO DE PIÑA ( $\bar{x}_{cm}$ )

PARCELAS DIVIDIDAS

-123

ANALISIS DE VARIANZA No. 5

Parcelas Grandes: Hormonas

Parcelas Chicas: Corte

Variable Analizada:

MASA RADICAL PESO SECO EN GRAMOS 06-97-86

FUENTES DE VARIACION	GRADOS DE LIBERTAD	SUMAS DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F's CALCULADAS	
Repeticiones	2	162.1357	81.06787	13.97534	NS
P. Grandes	1	37.78711	37.78711	6.514142	NS
Error (a)	2	11.60156	5.800782		
P. Chicas	2	596.5323	298.2661	14.38892	**
P.G. x P.Ch.	2	24.96094	12.48047	.6020811	NS
Error (b)	8	165.8311	20.72888		
<b>TOTALES</b>	<b>17</b>	<b>998.8486</b>			

Promedio General: 22.16556

Coefficiente de Variación (a): 10.86587

Coefficiente de Variación (b): 20.54042

PROMEDIOS ORDENADOS DECRECIENTEMENTE

La Media del Tratamiento 3 es	31.13333	H2C3
La Media del Tratamiento 6 es	25.4	H1C3
La Media del Tratamiento 5 es	23.8	H1C2
La Media del Tratamiento 2 es	23.76667	H2C2
La Media del Tratamiento 1 es	15.94333	H2C1
La Media del Tratamiento 4 es	12.95	H1C1

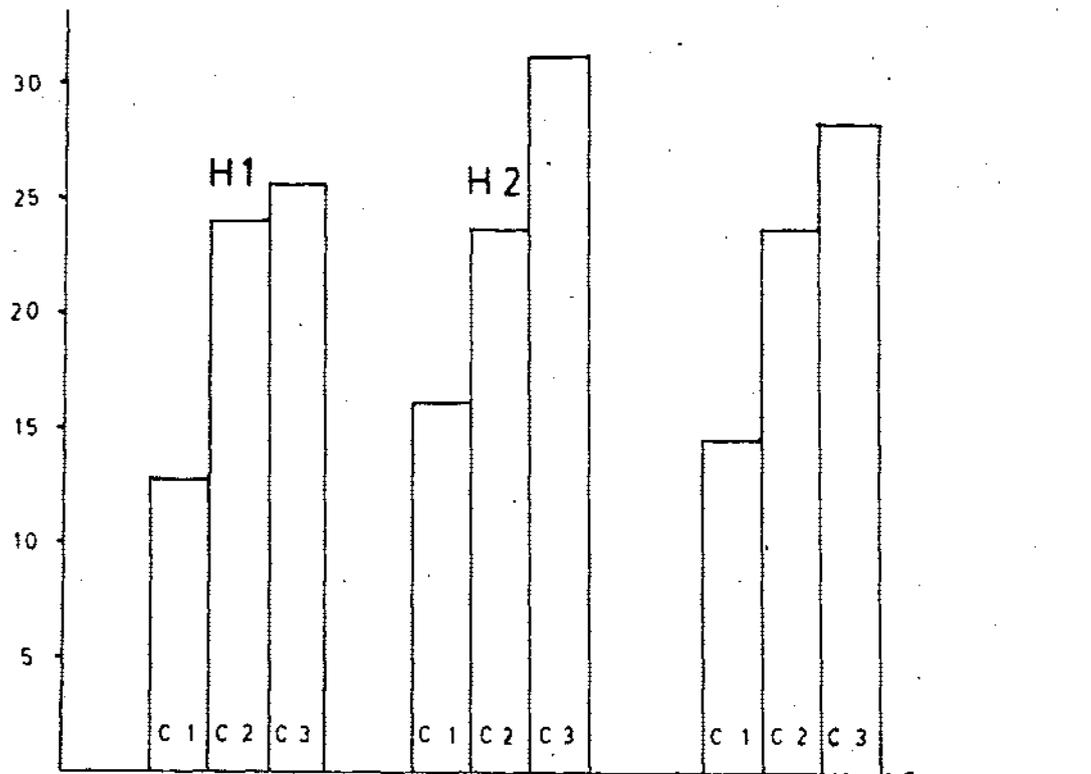
	C1	C2	C3
H1	12.95	23.3	25.4
H2	<u>15.94</u>	<u>23.766</u>	<u>31.133</u>
$\bar{x}_1$	14.445	23.783	28.26

DSM en Peso Seco de la Masa Radical 06-07-86

		Entre media de los cortes		0.01	0.05
		C3	28.26 %	a	a
		C2	23.783 15.84	a b	a b
		C1	14.445 48.88	c	c
<u>DSM</u>	= 6.0615				
<u>0.05</u>					
<u>DSM</u>	= 8.82				
<u>0.01</u>					

		Entre medias de Corte para el mismo nivel de Hormonas.		0.01	0.05
		H1C3	25.4 %	a	a
		H1C2	23.8 6.29	a	ab
		H1C1	12.95 49.01	a	c
		H2C3	31.133 %	a	a
		H2C2	23.76667 23.66	a b	a b
		H2C1	15.94 48.80	b	c
<u>DSM</u>	= 8.5723				
<u>0.05</u>					
<u>DSM</u>	= 12.471				
<u>0.01</u>					

		En diferentes medias entre diferentes mudes de Hormonas.		0.01	0.05
		H2C3	31.133 %	a	a
		H1C3	25.40 18.41	a b	a b
		H1C2	23.80 23.55	a b	a b c
		H2C2	23.766 23.66	a b	a b c d
		H2C1	15.943 48.79	b	d
		H1C1	12.95 58.40	b	d
<u>DSM</u>	= 7.8016				
<u>0.05</u>					
<u>DSM</u>	= 12.7275				
<u>0.01</u>					



GRAFICA 5. MASA RADICAL PESO SECO ( $\bar{X}_{GR}$ )

Observaciones extras

H1 - con hormonas	C1 - tostoneo
H2 - sin hormonas	C2 - 1 dedo
	C3 - 2 dedos

Primera Repetición

25-05-86

H1 C1

sin dif.  
sin dif.            0%  
sin dif.

H2 C1

sin dif.  
sin dif.            11.11%  
con dif.

H1 C2

sin dif.  
con dif. - muy ramif 22.22%  
con dif.

H2 C2

sin dif.  
con dif.            11.11%  
sin dif.

H1 C3

con dif.  
con dif. - muy ramif 22.22%  
sin dif.

H2 C3

sin dif.  
sin dif.            11.11%  
con dif.

segunda RepeticiónH1 C1

con dif.  
sin dif.            22.22%  
con dif.

H2 C1

sin dif.  
sin dif.            0%  
sin dif.

H1 C2

con dif. - muy ramif  
con dif. - muy ramif 33.33%  
con dif.

H2 C2

con dif.  
con dif.            33.33%  
con dif.

H1\_C3

con dif

sin dif 22.22%

con dif.

H2\_C3

con dif

con dif - muy ramif

33.33%

con dif

3a. RepeticiónH1\_C1

sin dif

sin dif 11.11%

con dif

H2\_C1

con dif

con dif 33.33%

con dif

H1\_C2

con dif

con dif 33.33%

con dif

H2\_C2

con dif

con dif 33.33%

con dif

H1\_C3

con dif

con dif (raíces muy pequeñas) 33.33%

con dif

H2\_C3

con dif

con dif (raíces muy pequeñas) 33.33%

con dif

## PORCENTAJES DE DIFERENCIACION EN LOS

## TRATAMIENTOS

	<u>I</u>	<u>II</u>	<u>III</u>	<u>Σ t.</u>
H1 C1	0%	22.22%	11.11%	11.11%
H1 C2	22.22%	33.33%	33.33%	29.62%
H1 C3	<u>22.22%</u>	<u>22.22%</u>	<u>33.33%</u>	<u>25.92%</u>
	14.81%	25.92%	25.92%	22.21%
H2 C1	11.11%	0%	33.33%	14.81%
H2 C2	11.11%	33.33%	33.33%	25.92%
H2 C3	<u>11.11%</u>	<u>33.33%</u>	<u>33.33%</u>	<u>25.92%</u>
	<u>11.11%</u>	<u>22.22%</u>	<u>33.33%</u>	<u>22.21%</u>

	C1	C2	C3
H1	11.11%	29.62%	25.92%
H2	<u>14.81%</u>	<u>25.92%</u>	<u>25.92%</u>
	19.56	27.77	25.92

Primera repetición

.129  
08-06-85

H1 G1

No ramif.  
No ramif. 0%  
no ramif.

H2 G1

No ramif.  
no ramif. 11.11 %  
muy ramif.

H1 G2

No ramif.  
muy ramif. 22.22 %  
muy ramif.

H2 G2

ramificada.  
muy ramif. 22.22%  
no ramif.

H1 G3

Ramif.  
Muy ramif. 33.33 %  
Ramif.

H2 G3

sin dif.  
muy ramif. 22.22%  
muy ramif.

segunda repetición

H1 G1

Ramif.  
no ramif. 22.22%  
ramif.

H2 G1

no ramif. (muy pequeñas)  
no ramif. 0%  
no ramif.

H1 G2

muy ramif.  
muy ramif. 33.33%  
ramif.

H2 G2

muy ramif.  
ramif. 33.33%  
muy ramif.



H1 C3

muy ramif.  
 No ramif. 22.22%  
 muy ramif.

H2 C3

ramif .  
 muy ramif. 33.33%  
 muy ramif .

3ra. Repetición

H1 C1

No ramif.  
 No ramif. 0%  
 No ramif.

H2 C1

ramif .  
 ramif . 33.33%  
 ramif .

H1 C2

Ramif .  
 ramif . 33.33%  
 muy ramif .

H2 C2

muy ramif .  
 muy ramif . 33.33%  
 muy ramif .

H1 C3

Muy ramif .  
 no ramif . 22.22%  
 muy ramif .

H2 C3

muy ramif .  
 ramif . 33.33%  
 ramif .

porcentajes de ramificación en los  
Tratamientos 08-06-86

	<u>I</u>	<u>II</u>	<u>III</u>	<u><math>\bar{x}_t</math></u>
H1 C1	0%	22.22%	0%	7.40%
H1 C2	22.22%	33.33%	33.33%	29.62%
H1 C3	<u>33.33%</u>	<u>22.22%</u>	<u>22.22%</u>	<u>29.62%</u>
	<u>18.51%</u>	<u>25.92%</u>	<u>18.51%</u>	<u>20.98%</u>
H2 C1	11.11%	0.00%	33.33%	14.81%
H2 C2	22.22%	33.33%	33.33%	29.62%
H2 C3	<u>22.22%</u>	<u>33.33%</u>	<u>33.33%</u>	<u>29.62%</u>
	<u>18.51%</u>	<u>22.22%</u>	<u>33.33%</u>	<u>24.68%</u>

H2 C2 - 29.62 %

H1 C2 - 29.62 %

H2 C3 - 29.62 %

H1 C3 - 25.92 %

H2 C1 - 14.81 %

H1 C1 - 7.46 %

	<u>C1</u>	<u>C2</u>	<u>C3</u>
H1	7.40%	29.62%	25.92%
H2	<u>14.81%</u>	<u>29.62%</u>	<u>29.62%</u>
	11.10%	29.62%	27.77%

Analizando los resultados anteriormente mostrados en los Anava, gráficas y tablas, se podría mencionar los siguientes comentarios:

#### FACTOR HORMONAS:

En la variable diámetro de piña se tuvo únicamente significancia ( $\ll 0.05$ ) para parcelas grandes (Factor Hormonas) en la primera observación (ver Anava No. 3).

Al hacer la prueba de medias, el tratamiento con hormonas (H1) resultó con mayor influencia ( $\ll 0.05$ ) en la variable analizada, al observarse un incremento en ésta, dentro de los primeros 15 días de la aplicación. Siendo menor en un 3.62% al no usar hormonas, con una significancia del  $\ll 0.05$ .

La influencia que tienen las hormonas en el incremento del diámetro de la piña, probablemente, debido al efecto inmediato de las auxinas (en estas concentraciones) de producir una expansión celular, en vez de producir una división celular.

Se ha visto que a una concentración baja de auxinas se estimula la expansión celular. Y se ha comprobado que la aplicación de auxinas a frutos jóvenes y en desarrollo, incrementan su tamaño. (15)

Las auxinas incrementan la plasticidad de las paredes celulares. cuando se incrementa la flexibilidad de las paredes, disminuye la presión de ésta alrededor de la célula y - la presión de turgencia, causada por las fuerzas osmóticas - en la savia vacuolar, hace que el agua, entre en las células provocando su expansión. El aumento del tamaño de las células se produce en dos etapas. primeramente ocurre un aflojamiento de las paredes celulares, (proceso que requiere la -- presencia de auxina y oxígeno) seguida de una absorción de -- agua y una expansión de las paredes. (15).

En las gráficas 3 y 4, se puede observar que el efecto de las hormonas tiende a ser mayor en relación al corte. Aunque este no tenga una relación directa en el mecanismo -- de acción de las auxinas.

Los Anava 3 y 4 mostraron que los cortes no producen ningún incremento significativo ( $\alpha = 0.05$ ) en el diámetro - de la piña. pero la tendencia que existe en el corte el de tener un diámetro de piña mayor en el hijuelo, es debido a - que las auxinas (ABA) se desplazan muy poco y se retienen - muy cerca del sitio de aplicación. Y en éste corte, la apli-- cación de las hormonas se hizo más cerca a la base de la -- piña, lo cual facilitó el movimiento de las auxinas hacia - la roseta del hijuelo (ver 2,6,8,1).

Inclusive este efecto prosigue todavía en la segunda observación, en los cortes con hormonas (gráficas 3 y 4), aunque no se hayan tenido significancia en las parcelas grandes al  $\alpha = 0.05$ .

En los tratamientos de corte sin hormonas (H2) en la primera y segunda observación esa tendencia desaparece, reafirmando que no hay ninguna influencia del factor corte sobre el tamaño de la piña ( $\alpha = 0.05$ ) y que la variación en las piñas se deben a otros factores.

La división celular y diferenciación de células para la producción radical, no se presentó en ninguna de las variables como efectos producidos por las hormonas en rangos significativos al  $\alpha = 0.05$  (tabla no. 2). En caso de que éstas se hayan mostrado, hubieran sido menores del 95% de probabilidad, en cual no serían muy confiables para hacer aseveraciones. Esto se debió posiblemente a que las concentraciones de las auxinas aplicadas, no fueron suficientemente altas para acelerar el bloqueo de posibles inhibidores de la formación radical.

Además los resultados indican que los hijuelos de este tamaño, posiblemente tienen las concentraciones adecuadas de hormonas y cofactores para iniciar su enraizamiento ya que no hubo diferencias significativas ( $\alpha = 0.05$ ) en las variables como longitud, no de raíces, diámetro de raíces y

masa radical al aplicar las hormonas ó al no aplicarlas.

#### FACTOR CONTE

Este factor no tuvo significancia ( $\alpha = 0.05$ ) en las variables; número de raíces, diámetro de raíces, y diámetro de piña en ninguna de las dos observaciones hechas (tabla No. 2).

con respecto al No. de raíces, este resultado posiblemente demuestra que, aunque los rizomas al aproximarse a la base de la piña, sus entrenudos se recortan, y estos no tuvieron una significancia para producir una formación radical mayor de acuerdo a la longitud dejadas en los rizomas.

dando a pensar que el rizoma en hijuelos de "Agave tequilana". una vez ya separados de la planta madre, éste no es utilizado principalmente para una división o diferenciación celular hasta cierta longitud del rizoma. Sino más bien, como una fuente de energía.

cuando el hijuelo está unido a la planta madre, se observa que el rizoma en diferentes longitudes, de la piña hacia la base del rizoma es utilizado para la formación radical, incrementándose, conforme al hijuelo se desarrolla. pero, en cuanto más cerca el rizoma está, de la base de la piña, la producción radical se ve incrementada posiblemente;

- a) A la acumulación de auxinas y cofactores cerca de la base de la piña.
- b) entrenudos más cortos pueden producir mayor puntos de diferenciación en un espacio más reducido.
- c) O ambos pueden estar influenciado en la producción radical.

Ante el número de raíces, diámetro de raíces y diámetro de piña las variaciones mostradas, fue desido posiblemente a otros factores que no estuvieron dentro del marco del experimento.

El factor corte, fue altamente significativo ( $\alpha=0.01$ ) en las variables, de longitud radical en la primera observación y en el peso seco de la masa radical (anava No. 1, 2 y 5).

En la variable longitud radical, al hacer la separación de medias, los cortes c2 y c3 resultaron ser los de mayor producción longitudinal en un rango de probabilidad del  $\alpha = 0.05$ . siendo el corte c1 hasta un 70% menor en la producción longitudinal. Observándose estos efectos en las gráficas 1 y 2. La variable longitud radical, en la segunda observación, el factor corte no tuvo efectos significativos ( $\alpha = 0.05$ ). En base a estos resultados podemos suponer que el rizoma aportó mayores reservas alimenticias en los cortes

C2 y C3 durante los primeros 15 días de crecimiento radical, que el corte C1. Inclusive esta tendencia de aporte de reservas alimenticias continua en la segunda observación, pero las variaciones de longitud no fueron significativas ( $\alpha = 0.05$ ) debido a que se fueron disminuyendo los contenidos de reserva conforme al desarrollo de las raíces.

El efecto de aporte de reserva alimenticia se puede relacionar con la formación de raíces adventicias, las cuales necesitan una actividad metabólica a medida que se desarrollan nuevos tejidos de raíz y conforme las raíces van creciendo. Esta actividad metabólica requiere la presencia de factores nutricionales como los carbohidratos, (ver 2,6,7).

En la variable de peso seco de la masa radicular, al efectuar la separación de medias ( $\alpha = 0.05$ ), se observó nuevamente, que los dos cortes tuvieron influencia significativa, obteniendo un mayor peso seco radical los tratamientos C3 y C2, siendo menor en un 48% el tratamiento C1. Observándose claramente en la gráfica No. 5.

Estas diferencias se podrían explicar de la siguiente manera:

a) probablemente los cortes C3 y C2 aportan mayor reserva nutritiva para el desarrollo radical y posiblemente mayor acumulación de éstas en las raíces.

b) de acuerdo a los resultados de las observaciones -- cualitativas, se obtiene que en los primeros 15 días, los cortes C2 y C3 tuvieron un mayor porcentaje de diferenciación -- radical que el tratamiento C1. dando como consecuencia que -- sus raíces formadas, lleguen probablemente a un estado de madurez más rápida que las raíces de los cortes, C1, acumulando sustancias pesadas, que en las raíces jóvenes y frescas que -- son más suculentas.

c) en la segunda quincena de las observaciones cualitativas, se produjo un mayor porcentaje de ramificación en los tratamientos C2 y C3 que en el corte C1, por lo cual estas -- podrían aumentar considerablemente el peso seco de la masa -- radical.

## CAPITULO 5

## CONCLUSIONES

- 1.- se comprobó que el uso de "radix 1500" no tuvo efectos -  
constituyentes para aseverar que influye en la formación y de-  
sarrollo radical, en hijuelos de Agave tequilana W. (tamaño li-  
món).
- 2.- Las concentraciones de las auxinas utilizadas (IBA y NAA)  
provocaron únicamente un crecimiento en el diámetro de las -  
güñas durante las primeras etapas, debido a factores todavía  
no bien precisos.
- 3.- se observó que el efecto de las hormonas tiende a ser --  
mayor en relación al corte, por la posición que ocupa la ---  
hormona al ser aplicada.
- 4.- Es notorio que en el corte C1 (tostoneo) se reduce el su-  
ministro de reservas alimenticias por la eliminación casi to-  
tal del rizoma, disminuyendo la formación y desarrollo radi-  
cal en comparación con los cortes C2 y C3.
- 4.- Al efectuar los cortes C2 y C3 en los rizomas, se observó  
que estos influyen en el desarrollo radical, obteniéndose raf-  
ces de mayor longitud durante las primeras etapas y mayor pe-  
so seco de la masa radical al final del experimento.
- 5.- se observó que no hubo interacción de ninguno de los fac-  
tores analizados por lo cual la combinación de ellos, no - -

produjo diferente formación y desarrollo radical.

con el presente trabajo se concluye que al efectuar el tostado se reducen las posibilidades de un mejor desarrollo radical. Además que en su práctica se producen algunas veces daño a las piñas cuando es efectuado por alguien sin experiencia.

si se efectuarán los cortes c2 y c3 en hijuelos de Agave fequilana W., a parte de producir un mejor desarrollo radical se daría la alternativa de reducir daños a las piñas al facilitarse el corte del rizoma.

se estableció que la concentración de las auxinas aplicadas, tuvieron un efecto muy limitado en hijuelos, de Agave fequilana W., el cual no estimula la formación y desarrollo radical.

con el fin de encontrar las concentraciones adecuadas de auxinas sería conveniente hacer pruebas con diferentes -- concentraciones y en diferentes tamaños de hijuelos.

## B I B L I O G R A F I A

- 1.- Pursglove, J. 1972. Tropical Crops, Monocotyledons, Jhon Wiley - and Sons, Inc, N.Y.
- 2.- Valenzuela, Z. Ana. 1985. The tequila industry in Jalisco, México. Desert plants 7 (2).
- 3.- Valenzuela, Z. Ana. 1987. La poda en el Agave tequilero (Agave tequilana Weber) y su influencia en la productividad. Tesis profesional, Ing. Agrónomo. Universidad de Guadalajara.
- 4.- Hartman, H. y Lester, D. 1980. Propagación de plantas, principios y prácticas. Continental, S.A. México.
- 5.- Weier, t., Stocking, G. y Barbour, M. 1980. Botánica. Editorial Limusa. México. 109-177 pp.
- 6.- Gola, G., Negri, G. y Cappelletti, C. 1965. Tratado de Botánica. Edit. Labor S.A. España 126-196 pp.
- 7.- Cendrero, O. 1976. Botánica. Edit. Porrúa Hermanos. México 74-91 pp.
- 8.- Kramer, S., Achuricht, R. y Friedrich, G. 1983. Praticultura. Edit. Continental, S.A. México 23-31 pp.
- 9.- Jordan, P. y Nobel, P. 1984. Thermal and water relation of Roots of Desert Succulents. Annals of Botany Company. U.S.A. 705-715 pp.

- 10.- Nobel, P. 1977. Water relation of flowering of Agave deserti. Bot Gaz. U.S.A. 138 (1): 1-6 pp.
- 11.- Nobel, P. y Quero, B. 1986. Enviromental productivity indices for a Chichuahuan Desert CAM Plant, Agave lechuguilla. Ecological Society of América. 67 (1): 1-11 pp.
- 12.- Rojas, G. 1979. Fisiología Vegetal Aplicada. Ed. Mc. Graw Hill. México. 147-176 pp.
- 13.- Wilson-Loomis. 1980. Botánica. Editorial UTHEA. México.
- 14.- Azola, A 1979. Papel de los reguladores del crecimiento vegetal en el cultivo de tejidos in vitro . Tesis Profesional, Q.F.B. Fac. Química U.N.A.M. 140 p.
- 15.- Weaver, R. 1976. Reguladores de Crecimiento de las plantas en la Agricultura. Ed. Trillas. México.
- 16.- Devlin. M. 1980. Fisiología Vegetal. Ed. Omega. España.
- 17.- Miller, E. 1967. Fisiología Vegetal Ed. UTHEA. México. 205-223 pp.

- 18.- Fuller, Harry J. y Donald E. Ritchy. 1980. Botánica General.  
Editorial CECSA. México.
- 19.- Galston, A. 1972. The life of the green plant. Ed. Prentice-Hall  
International, Inc.  
London. 118 p.
- 20.- Laboratorio de Suelos. 1988, Climas de Jalisco.  
Facultad de Geografía. Universidad de Guadalajara.
- 21.- Mesa, A. 1962. Cultivo del Henequén. Centro de Investigaciones  
Agrarias. México 63-90 pp.
- 22.- Murashige, T. 1974. Plant propagation through tissue culture. Ann  
Rev. Plant Physiol. 25: 135 p.
- 23.- Murashige, T. 1978 The impact of plant cell culture on agriculture.  
Ed. Calgary. Alberta  
Canada. 15-26 pp.
- 24.- Groenewald, E; Wessels; D. Koelman. 1977.  
Zetschrift for Pflanzephysiologie. Pretoria  
University. South Africa. 81 (4) 369-376 pp.