

24  
50



# UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

PROPAGACION VEGETATIVA DE TORONJIL MORADO (Agastache mexicana (HBK) Lint & Epling) Y TORONJIL BLANCO (Agastache SP) POR ESQUEJES DE TALLO, BAJO CONDICIONES DE INVERNADERO.

T E S I S  
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:  
B I O L O G A  
P R E S E N T A :  
CARMEN YENITZIA CHAVEZ CARPIO



## **UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso**

### **DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

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

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

## I N D I C E

	PAGINA	
<b>RESUMEN</b>		
<b>I</b>	<b>INTRODUCCION</b>	1
	1.1. Objetivos	8
<b>II</b>	<b>ANTECEDENTES</b>	
	2.1. Usos del Toronjil en México	9
	2.2. Descripción taxonómica de las plantas	10
	2.3. Distribución	15
	2.4. Tipos de climas en los que crecen	22
	2.5. Suelos en que se desarrollan	28
	2.6. Problemas con plagas y enfermedades	31
<b>III</b>	<b>ASPECTOS GENERALES DE LA PROPAGACION VEGETATIVA O ASEXUAL</b>	
	3.1. Características e importancia	35
	3.2. Multiplicación vegetativa por división de rizoma	37
	3.3. Factores anatómicos, fisiológicos y ambien- tales que deben controlarse en la propaga- ción por esquejes de tallo.	38
	3.3.1. Bases anatómicas	38
	3.3.2. Bases fisiológicas	40
	3.3.2.1. Reguladores del crecimiento vegetal	
	a) Definición	40
	b) Distribución de auxinas en la planta	41
	c) Cofactores del enraiza- miento	41

3.3.2.2. Evidencias experimentales de las aplicaciones de auxinas para inducir el crecimiento de raíces.	43
3.3.3. Factores ambientales	52
3.3.3.1. Humedad atmosférica	
a) Características del riego de nebulización	
3.3.3.2. Temperatura	53
3.3.3.3. Luz	54
3.3.3.4. Medios de Enraizamiento	55
3.4. Otros factores que afectan el enraizamiento	56
IV MATERIALES Y METODOS	59
4.1. Ubicación del experimento	59
4.2. Equipo disponible	59
4.3. Material vegetal	60
4.4. Reguladores de crecimiento usados	61
4.5. Desarrollo del experimento	62
4.6. Variables dependientes estudiadas	65
4.7. Diseño experimental y diseño de tratamientos	65
4.8. Toma de datos	67
a) Número de esquejes enraizados	
b) Número de raíces primarias y secundarias	
c) Longitud del sistema radical	
d) Diámetro del sistema radical	
4.9. Análisis estadísticos de los datos	68
V RESULTADOS	71

	PAGINA
VI DISCUSION	106
6.1. Planta	
6.2. Reguladores de crecimiento	108
6.3. Grosor	110
VII CONCLUSIONES	113
LITERATURA CITADA	115
APENDICE. Lista de cuadros y figuras	123

## RESUMEN

México se ha caracterizado desde la época prehispánica por su amplia tradición herbolaria. Sin embargo de la enorme variedad de plantas existentes, pocas se han estudiado a fondo en lo que se refiere a su propagación y cultivo, resaltado de entre ellas, algunas de amplio uso, como por ejemplo el toronjil morado - - (Agastache mexicana), y toronjil blanco (Agastache, sp) empleadas en el tratamiento de trastornos nerviosos y digestivos. Se recolectan y cultivan de forma tradicional y su propagación - - sexual es difícil, por lo que las plantas colectadas se propagan por división, pero por este método son pocas las plantas resultantes y muchas de ellas mueren. La sobrecolecta ha ocasionado que desaparezcan de sitios donde existían en forma silvestre, originando con ello el peligro de extinción de este recurso.

Con la finalidad de preservar estas plantas de una posible extinción, se desarrolló una metodología que permitiera su propagación masiva bajo condiciones de invernadero. Los objetivos específicos de este trabajo fueron estudiar el efecto de dos -- mezclas de reguladores de crecimiento sobre el enraizamiento de esquejes de tallo de toronjil morado y blanco; así como encontrar el grosor de tallo más adecuado en el enraizado de estas plantas.

Para la fase experimental se usaron esquejes de tallo de diferentes grosores (1, 2 y 3 mm) y se trataron con reguladores de crecimiento en forma de talco, utilizando dos mezclas: una de - 3500 ppm de ácido indolbutírico + 200 ppm de ácido naftalenacético (A-Radix), y la otra de 1130 ppm de ácido naftalenacético + 570 ppm de ácido indolbutírico (E-Rootone). Se plantaron en-

en una cama de propagación estéril con calefacción en el medio de enraizamiento consistente de una mezcla de agrolita con te-zontle (I/I) y riego de nebulización de las 8:00 a las 17:00 -- horas con riegos intermitentes de 30 segundos cada 4 minutos, - controlados por relojes eléctricos y una válvula solenoide.

Las evaluaciones mostraron que la mezcla A de reguladores de -- crecimiento mostró una respuesta más efectiva sobre la produc-- ción de raíces primarias y secundarias; así como la formación - de raíces con mayor longitud y diámetro; en tanto que la mezcla B influyó en menor grado que la anterior para estimular el cre- cimiento y desarrollo del sistema radical en el toronjil mora-- do; pudiendo decirse que en el toronjil blanco ambos regulado-- res tuvieron resultados no significativos.

En los resultados se observa que en general los esquejes que -- presentaron una mejor capacidad rizógena fueron los de menor -- grosor, de tal forma que los esquejes de 1 mm enraizaron más -- rápidamente, produciendo raíces en mayor cantidad y con mejor - longitud y diámetro; siguiéndole en orden de importancia los de 2 y 3 mm, respectivamente.

De las plantas trabajadas el toronjil morado tuvo un mejor po-- tencial de enraizamiento en comparación con la forma blanca, -- siendo sus porcentajes de enraizamiento total de 52.7% y 24.4% -- respectivamente

En conclusión, el toronjil morado tiene como característica po-- seer una mejor capacidad rizógena debido a características gené-- ticas propias comparada con la forma blanca; asimismo, las com-- binaciones más efectivas para el enraizamiento de estas plantas se darán usando reguladores de crecimiento con mayor proporción de ácido indolbutírico, tomando a la vez esquejes con 1 ó 2 mm de grosor.

## INTRODUCCION

Uno de los principales legados de las culturas prehispánicas al pueblo de México se encuentra en el conocimiento profundo que - numerosos grupos étnicos de este país tienen de su flora local.

Este conocimiento abarca principalmente a las plantas alimenticias, pues como se sabe las sociedades mesoamericanas intervinieron, por medio de la selección y mejoramiento, en la domesticación de maíz, frijol y chile, incluso llegaron a cultivar activamente por lo menos 71 especies con diversas variedades (Sarukhán, Bye y Caballero, 1982); sin embargo, no sólo se tuvo conocimiento para la utilización de recursos vegetales como sustento, sino que también tuvieron la iniciativa de utilizar las plantas para otros fines, como para vestido, construcción, forraje y para solucionar los problemas de salud, debido a que muchas plantas se les reconocieron propiedades curativas. El uso y aplicaciones de estas plantas para la curación de enfermedades se fueron transmitiendo en forma oral de generación en generación, como parte de la tradición antigua en que todo el conocimiento de la cultura se comunicaba de padres a hijos.

La forma en que se fue logrando este paulatino proceso selectivo de plantas útiles se debió en parte a las necesidades inmediatas que tenía la población y que obligaban a probar empíricamente todas las formas de utilización de las plantas en beneficio propio (Sarukhán, Bye y Caballero, 1982).

Es interesante referir el siguiente párrafo que menciona Linares (1977): "En México, desde la época precortesiana existía -- especial interés en el conocimiento de las plantas útiles, su cultivo y uso, tanto que había zonas especiales en las que pue-

blos enteros se dedicaban al cultivo de la tierra. En Xochimilco existía un calendario llamado del "conejo" el que indicaba - cuales eran las mejores épocas de cultivo".

Como ya se mencionó, el hecho de que en México se haya originado tempranamente la agricultura, obligó a los primeros labradores a someter a un proceso de selección a las plantas con las - características más sobresalientes, y tratar de preservarlas -- por medio del cultivo.

El mejoramiento de las plantas en la época actual fue precedido por un gran progreso en la selección de las mismas. Desde el - punto de vista de Hartmann y Kester (1979), las plantas cultivadas se originaron principalmente por tres métodos generales.

- 1) Algunas plantas fueron seleccionadas directamente de espe-- cies silvestres, al ser cultivadas por el hombre dieron lugar a "tipos" distintos de sus progenitores silvestres. Ejemplo: frijol lima, cebada, tomate.
- 2) Otras surgieron por la hibridación entre especies, acompañadas de cambios en el número de cromosomas. Actualmente só- lo se conocen las formas cultivadas y no se han encontrado tipos silvestres. Ejem: tabaco, peral, ciruelo, etc.
- 3) Aparecieron formas raras dentro de la misma especie, que -- lograron subsistir aunque no bien adaptadas a un ambiente natural, su cultivo se logró mediante el uso de distintos - métodos de propagación vegetativa. Ejem: brócoli, col de --

bruselas, repollo etc.

Los mismos autores mencionan que el origen y descubrimiento de las técnicas de propagación vegetativa surgieron como una necesidad que tuvo el hombre de mantener en cultivo las formas mejoradas, pues de otra forma la mayor parte de las plantas cultivadas se perderían o revertirían a formas menos deseables, a menos que se propagasen en condiciones controladas capaces de preservar las características que las hacen útiles.

No fue hasta el siglo XVII que se dispuso de información detallada sobre la propagación de plantas por medio de estacas y acodos (Hartmann y Kester, 1975).

En relación a las técnicas de propagación que se usaron en México en la época prehispánica, no se tienen muchos registros ya que existen pocos datos escritos de cómo eran tales técnicas y debido también, como antes se mencionaba, a que la forma de transmisión del conocimiento se hacía de forma oral de una generación a otra, por lo que algunas de estas técnicas fueron variando en el tiempo y muchas otras, se perdieron de esta forma (Linares, 1977).

En la actualidad, todo este conjunto de conocimientos empíricos podrían servir de base para el estudio de algunas plantas con gran potencial que se encuentran subutilizadas en el México de hoy.

Resulta lamentable que este país con una gran riqueza biológica y una amplia sabiduría popular heredada de sus ancestros, no --

sea capaz de incorporar aquellas plantas que se han reconocido a través del tiempo por tener un valor utilitario. A este respecto es importante considerar los datos que mencionan Sarukhán, Bye y Caballero (1982), en relación a la riqueza biológica de este país, ellos comentan que existen más de 20,000 especies de plantas vasculares, lo que hace al territorio mexicano una de las áreas de mayor riqueza florística en el mundo; reconociendo se que de este total existen unas 5,000 especies útiles que incluyen plantas comestibles, medicinales, forrajeras, combustibles, tintóreas, etc.

De todas estas, el número de plantas medicinales podría ser mayor, Estrada (1985), propone que "debido a la diversidad existente en nuestro país por lo menos la mitad de las especies tienen algún uso medicinal empírico, lo cual implica la existencia de 12,000 a 15,000 plantas medicinales".

Una gran parte de estas especies se han venido utilizando por algunos grupos étnicos de México desde hace mucho tiempo, sin embargo su potencial biológico y económico no ha sido suficientemente desarrollado. Además, se ha observado que en el presente está desapareciendo a una gran velocidad el germoplasma aún desconocido, lo que determina una necesidad urgente de establecer programas de exploración y preservación de recursos genéticos de valor potencial y también de especies silvestres en peligro de extinción (Caballero, et. al., 1985).

El presente trabajo forma parte de un proyecto realizado en el Jardín Botánico del Instituto de Biología de la UNAM, donde se ha formado un grupo multidisciplinario de investigación sobre recursos genéticos potenciales (UNIRGEN). De acuerdo con Caballero, et. al., (1985), los objetivos que se persiguen son: "la identificación, el estudio, la evaluación y la caracterización

de plantas mexicanas que posean un alto valor potencial como recursos para satisfacer necesidades básicas de la población. La filosofía de trabajo se basa en el planteamiento de que la mayoría de los recursos de valor potencial son plantas que ya han venido siendo utilizadas por la población de México a lo largo de la historia y que el desarrollo pleno de su potencial utilitario puede lograrse con la ayuda de la ciencia moderna".

La UNIRGEN incluye grupos de investigación de Etnobotánica, Taxonomía y Biosistemática, Citogenética, Horticultura y Cultivo de Tejidos, los cuales cubren 4 áreas del conocimiento: 1) la identificación del recurso y el conocimiento de su uso empírico. 2) El conocimiento biológico del recurso. 3) La evaluación del recurso y 4) la propagación del recurso.

Este trabajo es parte de un proyecto multifacético sobre el toronjil morado (Agastache mexicana (HBK) Lint & Epling) y toronjil blanco (Agastache sp.) en el cual se está estudiando su etnobotánica, química, biosistemática y propagación.

La intención de este trabajo es retomar de la tradición herbolaria popular el conocimiento empírico adquirido durante siglos, acerca de la propagación de esta especie medicinal y enriquecer este conocimiento con ayuda de los avances técnico actuales para que, a través de diversos estudios, se pueda utilizar este recurso.

De la información que se tiene acerca de los toronjiles morado y blanco, se sabe que se empleaban desde la época prehispánica para curar diversos padecimientos (De la Cruz y Badiano, 1964; Hernández, 1942, 1959); actualmente son empleados en el tratamiento de trastornos nerviosos y digestivos (Linares, Bye y Flores, 1984).

Como se apuntaba en un principio, México se ha caracterizado -- desde siempre por su amplia tradición herbolaria, por lo cual -- existen numerosos vínculos entre el hombre y las plantas silvestres, en especial las plantas con propiedades curativas, que -- tradicionalmente han sido usadas por el pueblo para solucionar los problemas de salud, y más aún en aquellas zonas en donde la medicina no ha llegado (Del Amo y Anaya, 1982).

En este sentido es importante señalar la importancia que juega la medicina tradicional para algunos sectores del país, sobre todo del sector rural y suburbano, donde este tipo de medicina es la única opción accesible (Lozoya, 1980). Laurell, (1975) establece que en México "por lo menos entre quince y veinte millones de habitantes utilizan la medicina tradicional como única alternativa".

Se han encontrado algunos reportes (Lozoya, 1980; Capasso, - - 1980), de autores que coinciden en mencionar el cambio que se está llevando a cabo en la cultura occidental, debido al hecho de que las sociedades industrializadas están consumiendo de nueva cuenta los remedios naturales, y que existe un renacimiento de la herbolaria medicinal; esto coincide con la alarma generalizada en cuanto al peligro que representa el uso indiscriminado de los medicamentos de síntesis.

De los estudios etnobotánicos realizados de 1981 a 1983, en los principales mercados de plantas medicinales de México, Linares, Bye y Flores (1984) detectaron que el toronjil es una planta -- que presenta una gran demanda y que, actualmente, sigue siendo muy utilizada por una parte de la población, sobre todo de la zona centro del país que es donde se distribuye de forma silvestre

tre.

Aunado a esto, han observado que las poblaciones silvestres de toronjil morado y blanco han disminuído notablemente, debido a una sobrecolecta en sus sitios naturales de crecimiento, lo que ha provocado que cada vez sea más difícil encontrar esta especie en los lugares en que antes crecían, (Bye y Linares, comunicación personal).

Existen otros factores que están provocando la sensible disminución de toronjil morado (Agastache mexicana) y blanco (Agastache sp), siendo una de ellas la baja viabilidad de las semillas, encontrándose que en el toronjil blanco es más aguda ésta situación (Bye, comunicación personal). Si se añade a esto, que las personas que colectan las plantas lo hacen antes de que se forme la semilla, se verá que este es un factor que también evita que la planta se propague sexualmente. Otra de las formas en que se puede reproducir la planta de forma natural es por propagación asexual o vegetativa, por medio de la división del rizoma.

Este método es el que utilizan las personas que cultivan los toronjiles morado y blanco, aunque por éste método son pocas las plantas resultantes y muchas de ellas mueren por pudrición de la base del tallo (observación personal).

Se ha observado en poblaciones de plantas cultivadas que el toronjil morado es muy sensible a enfermedades fungosas, pero no todas las plantas se ven atacadas con la misma intensidad, lo que sugiere la posibilidad de fitomejoramiento a través de selecciones y cruza entre plantas resistentes (Corona, comunicación personal).

De la información que se tiene acerca de estas plantas, se sabe que el método de cultivo es muy rudimentario, puesto que crece en jardines domésticos, solares ó huertos familiares, dándose - algunos casos en que la cultivan de forma intensiva, ocupando - algunos miles de metros cuadrados para ello. Cuando es este el caso, propagan vegetativamente la planta por división del rizoma y la siembran posteriormente en surcos.

Debido a que la demanda de los toronjiles morado y blanco vá en aumento, puesto que se sigue consumiendo por una parte de la población, induce a que se esté recolectando inmoderadamente, originando con ello el peligro de extinción de este recurso. En - este trabajo se desarrolló una metodología que permitiera su --propagación masiva, bajo condiciones de invernadero.

### 1.1. Objetivos

Con el objeto de estudiar las posibilidades de implantar una metodología eficiente parala propagación vegetativa del toronjil morado (Agastache mexicana) y blanco (Agastache sp.) se plantea la posibilidad de producir plantas completas induciendo el desarrollo de raíces adventicias en esquejes de tallo.

Los objetivos específicos del proyecto son:

1. Estudiar el efecto de dos mezclas de reguladores de crecimiento sobre el enraizamiento de esquejes de tallo de toronjil morado y blanco.
2. Encontrar el grosor óptimo del esqueje para el enraizado.
3. Conocer las potencialidades del toronjil morado y blanco en relación al tiempo y producción de raíces.

## II. ANTECEDENTES

### 2.1. Usos del toronjil en México

Es una planta reportada en las fuentes históricas, y por tanto, se cree que era muy usada en la época prehispánica. El nombre con el que la conocían era el de tlalahuéhuatl (De la Cruz y -- Badiano, 1964); atochyetl (Hernández, 1942) y también como - - tlalámatl ó quauhtlalámatl (Hernández, 1959) aunque no se tiene mucha seguridad de que se refiera a ésta misma especie. Martínez (1979), en su catálogo de nombres vulgares y científicos -- de plantas mexicanas, menciona que esta planta es conocida como noritén y toronjillo en Michoacán y como toronjil en Hidalgo, - México y San Luis Potosí. Actualmente se les conoce como toronjil morado o rojo (Agastache mexicana) y toronjil blanco (Agastache sp.) (Linares, Bye y Flores; 1984).

La forma en que la gente ha hecho uso del toronjil, ha variado a través de los años; los reportes de De la Cruz y Badiano - - (1964), mencionan que los antiguos mexicanos la utilizaban como remedio para heridas recibidas, recomendando gotear la herida - con una mezcla del jugo de la corteza del árbol illin, raíz del arbusto tlalahuéhuatl (toronjil), cerato y yema de huevo. El - mismo autor nos dice que se usaba contra la psora, como remedio para la purulencia agusanada y para curar la siriásis, que es - una quemadura de los niños. Normalmente se utilizaba como com- puesto mezclado con otras plantas medicinales. Hernández (1959), reporta un uso parecido, al decir que la raíz espolvoreada cura las úlceras, mitiga el dolor y la fiebre y sirve para la evacua- ción de tumores. El mismo Hernández (1942), comenta que el - - atochyetl cura la parálisis y es remedio contra las disenterfas y otras enfermedades ocasionadas por el frío.

Por otra parte, Martínez (1969), recomienda usar de preferencia la planta fresca, tomando de 2 a 4 grs por 120 ml de agua en infusión y comenta que la misma se usa como estomáquico y antiespasmódico.

Asimismo, se ha reportado que en Santa Catarina del Monte, México, toman la infusión de hojas y flores para dolor de corazón ó espanto (González, 1981). En Hidalgo también utilizan esta - - planta para curar el susto o espanto (Sandoval, 1977).

Linares, Bye y Flores (1984) citan que el uso actual más generalizado es para el tratamiento de enfermedades de los nervios y del susto. Esto se prepara, tomando una mezcla de los tres toronjiles: rojo (Agastache mexicana), blanco (Agastache sp.), y azul ó chino (Dracocephalum modalvica), otras personas recomiendan el té del siguiente compuesto para curar enfermedades de los nervios: los tres toronjiles, canela (Cinnamomun zeylanicum), flor de manita (Chiranthodendron pentadactylon), tila - - (Ternstroemia spp.), azahar (Citrus spp.) e hinojo (Foeniculum vulgare) tomado en ayunas.

También se recomiendan los tres toronjiles como té tres veces - al día para ayudar a la digestión.

## 2.2. Descripción taxonómica de las especies

Agastache toma su nombre del griego [aga (muchos)] y [stachys (espiga del trigo)]; por tener muchas flores en espiga (Chittenden, 1956). Los miembros de éste género son aromáticos y, en general, son plantas perennes erectas, con inflorescencias terminales más o menos espiciformes (Sanders, 1979).

Taxonómicamente las especies de éste género están divididas en dos secciones alopatricas. La sección Agastache, con 8 especies distribuidas en Norteamérica y E. de Asia y la sección - - Brittonastrum, que se distribuye del SW de EU hasta el centro de México, y comprende a las especies aquí trabajadas. Según Sanders (1979), en su estudio biosistemática de la sección - - Brittonastrum, incluye tanto el toronjil morado como el blanco dentro de la misma especie (Agastache mexicana) considerando al toronjil blanco, a nivel de forma; sin embargo en estudios posteriores que actualmente realizan el Dr. Roberto Bye y el Dr. - Ramamoorthy, en el Jardín Botánico del Instituto de Biología de la UNAM, difieren de esta idea original ya que en base a sus estudios consideran que el toronjil blanco puede ser una nueva -- especie. Ellos basan su afirmación en dos criterios: el biológico (tomando en cuenta las diferencias en estructura morfológica de las plantas) y en los resultados del análisis fitoquímico (Bye, Comunicación personal).

Las diferencias morfológicas están dadas principalmente porque en Agastache mexicana, las flores son de color rojizo morado -- a rojo encendido, en tanto que en Agastache sp. las flores son de color blanco; en el toronjil morado los bordes de las hojas son de tipo crenado-serrado; encontrándose en el toronjil blanco que los márgenes que posee son más bien crenados; otra característica distintiva se encuentra en la garganta de los labios de la corola, que en el toronjil blanco presenta cierta vellosidad; sin embargo esto no aparece en el toronjil morado (Bye y Ramamoorthy, trabajo en proceso).

Por otra parte los resultados del análisis fitoquímico realizado en el Instituto de Química de la UNAM, demuestran que el toronjil blanco puede ser una especie diferente al morado, ya que

el estudio de los componentes flavonoides por cromatografía en papel, muestra que hay 20 componentes en la forma roja 6 morada y 11 en la blanca, de los cuales sólo dos son comunes.

En cuanto a los aceites esenciales, también muestra amplias diferencias, ya que en el toronjil rojo se detectan 46 componentes por cromatografía de gases, en tanto que en condiciones idénticas para el toronjil blanco se detectan 31 componentes, de éstos sólo 14 componentes identificados son comunes. Entre los terpenos superiores, aparte del ácido ursólico, oleanólico y sitosterol presentes en ambas formas, el toronjil rojo presen un titerpeno aún no totalmente caracterizado y el toronjil blanco un diterpeno, la breviflorina, como componentes diferentes.

Las amplias diferencias quimiotaxonómicas apuntan -como se menciona en un principio- hacia la posibilidad de que sean dos especies distintas. (Contreras, et al., 1986). (Cuadro 1).

Dado que en la actualidad se trabaja en la determinación taxonómica de la nueva especie, sólo se darán la descripción y sinonimias del toronjil morado. (Fig. 1).

Cuadro 1. Componentes principales, comunes y diferentes entre toronjil morado y blanco.

PLANTA	COMPUESTOS COMUNES	COMPUESTOS DIFERENTES
	- <u>Terpenos</u> Acido Ursólico Acido Oleanólico B-Sitosterol	- <u>Terpenos</u> Triterpeno desconocido
	- <u>Flavonoides</u>	
TORONJIL	Acacetina 7-0-glucósido	Pelargonidina Cianidina Caenferol Quercitina
MORADO		
O		
ROJO		
	- <u>Aceites esenciales</u> Pulegona Isopulegona Mentona	Antranilato de Metilo Geraniol
	- <u>Terpenos</u> Acido Ursólico Acido Oleanólico B-Sitosterol	Clerodano Breviflorina (diterperono)
	- <u>Flavonoides</u>	
TORONJIL	Acacetina- 7-0-glucósido	Chrysin Pratol
BLANCO	- <u>Aceites Esenciales</u> Isopulegona Pulegona Citronelal	Acetato de Bornilo

Datos obtenidos del análisis fitoquímico realizado en el Instituto de Química de la UNAM. (Contreras et. al., 1986).

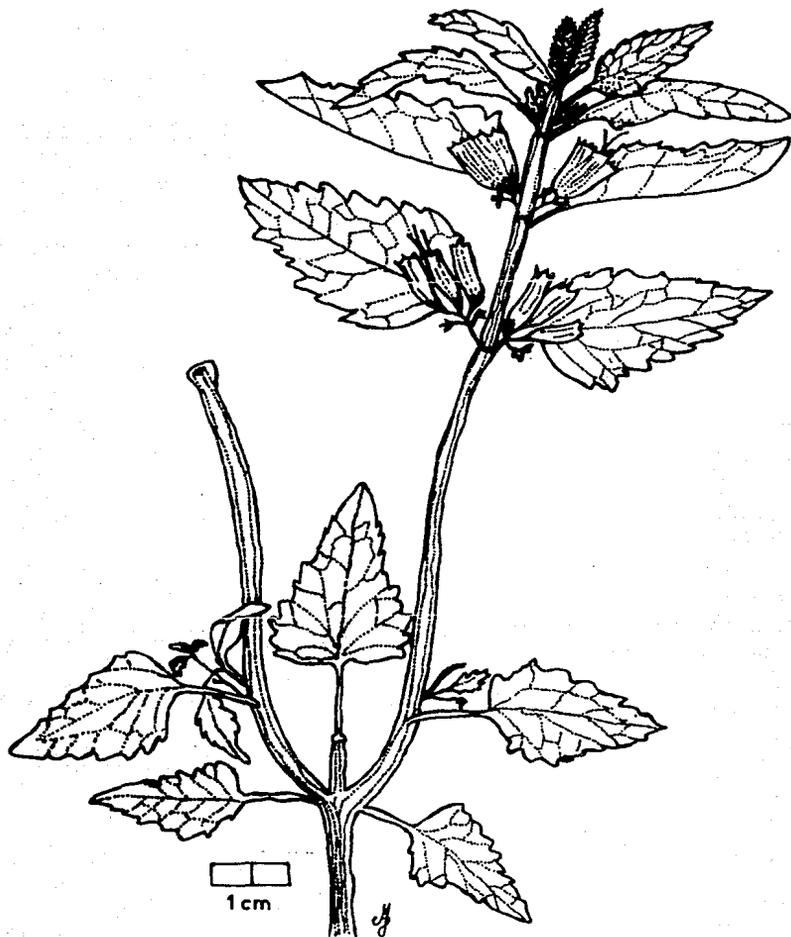


Fig. 1. Toronjil morado (Agastache mexicana (HBK) Lint & Epling)  
(Tomado de Linares, Bye y Flores, 1984).

Agastache mexicana (HBK) Lint & Epling., Amer. Midl. Naturalist 33: 227. 1945. Dracocephalum mexicanum HBK, Nov. Gen. Spec. Pl. 2:322. 1818. Lectotipo: México: Humboldt and Bonpland 4393.

Cedronella mexicana (HBK) Bentham, Labiatae Gen. Sp. 502. 1834.

Gardoquia betonicoides Lindley, Edward's Bot. Reg. 24: misc. --

86. 1838. Holotipo. Brittonastrum mexicanum (HBK) Briquet in --

Engler and Prantl, Nat. Pflanzenf. 4 (3a): 235. 1896. Brittonas-

trum betonicoides (Lindley) Briquet, Annuaire Conserv. Jard.

Bot. Geneve 6: 160. 1902. Agastache mexicana (HBK) Kelsey and -

Dayton, Stand. Pl. Names, ed. 2: 8. 1942. comb. inval.

Hierba perenne, de 40 a 100 cm de altura, tallo erecto, cuadrangular y glabro, originándose de raíces rastreras a manera de -- una macolla, los entrenudos superiores usualmente alargados; hojas opuestas, con pecíolo de 1 a 2.5 cm de largo, generalmente lanceoladas a ovado-lanceoladas, casi lisas en ambas superfi--- cias, a veces hirsutas, 2 a 3 veces más largas que anchas, de - 2 a 9 cm de largo, bases obtusas a subcordadas, ápices largos, agudos ó atenuados, márgenes usualmente crenadoserrados; inflorescencia en racimos terminales interrumpidos, con 5 a 20 flores por racimo, llegando a medir hasta 30 cms de largo y casi 3 cm de ancho; flores de 3 cm de largo, cáliz cilíndrico con 5 dientes de 6.5 a 11.5 mm de largo, algo pilosos, los dientes -- son firmes, estrechamente deltoideos ó deltoideo-lanceolados, - agudos de 2.5 a mm de largo; corolas tubulosas de color rosa - a rojizo morado, ó rojo encendido, tubo de 19 a 27 mm de largo, limbo bilabiado; estambres 4, ambos pares y el estilo usualmente exsertos detrás del labio de la corola superior, anteras 1 mm de largo; mericarpos 1.5-2.5 mm de largo y 1 mm de ancho, elíptico ovoideo, de color pardo-oscuro.

### 2.3. Distribución

Se distribuye principalmente al centro de la República Mexicana, en las montañas del Eje Volcánico; se ha encontrado que se loca

liza en los siguientes estados: Distrito Federal, Hidalgo, México, Michoacán, Morelos, Puebla, Querétaro, Tlaxcala, Veracruz y Zacatecas (Fig. 2). Planta no muy abundante, crece en bosques de coníferas, encinos ó mixtos; los registros de altitud en que se hallan varían de 200 a 3200 m, se encuentra silvestre y en ocasiones es cultivada en las montañas de la parte central de México. Se reporta que los principales meses de recolecta son de junio a septiembre (González, 1981).

#### Ejemplares representativos

El arreglo de ésta información se presenta como sigue: ejemplares examinados en los principales herbarios de la Cd. de México, combinada con información bibliográfica de ejemplares ubicados en herbarios de USA; posteriormente se presenta un arreglo por información bibliográfica de localidades y finalmente la información verbal obtenida acerca de la distribución del toronjil.

DISTRITO FEDERAL: Parres (El Guarda), cerca de la estación La Cima, 2200 m, Paray 996, ENCB, MEXU. Ibid, 2900 m, Matuda 19416 MEXU. San Lorenzo, Del. Milpa Alta, 2850 m, Ventura 2245, ENCB, MEXU, CHAPA. El mirador de Sta. Ana, Del. Milpa Alta, 2900 m, Ventura 2391, ENCB, MEXU, CHAPA; Ibid, -- 2700 m, Ventura 2352, 3693, ENCB, CHAPA, Ibid Gold 214 -- MEXU. Entre Xochimilco y Milpa Alta y Oaxtepec, Sanders 1076, S. d. de Her. Xochimilco, Cadena s.n.,. Cerro del Toro, 2800 m, Matuda 21970, MEXU. Tlalpan, M.E.C.R. s.n.,

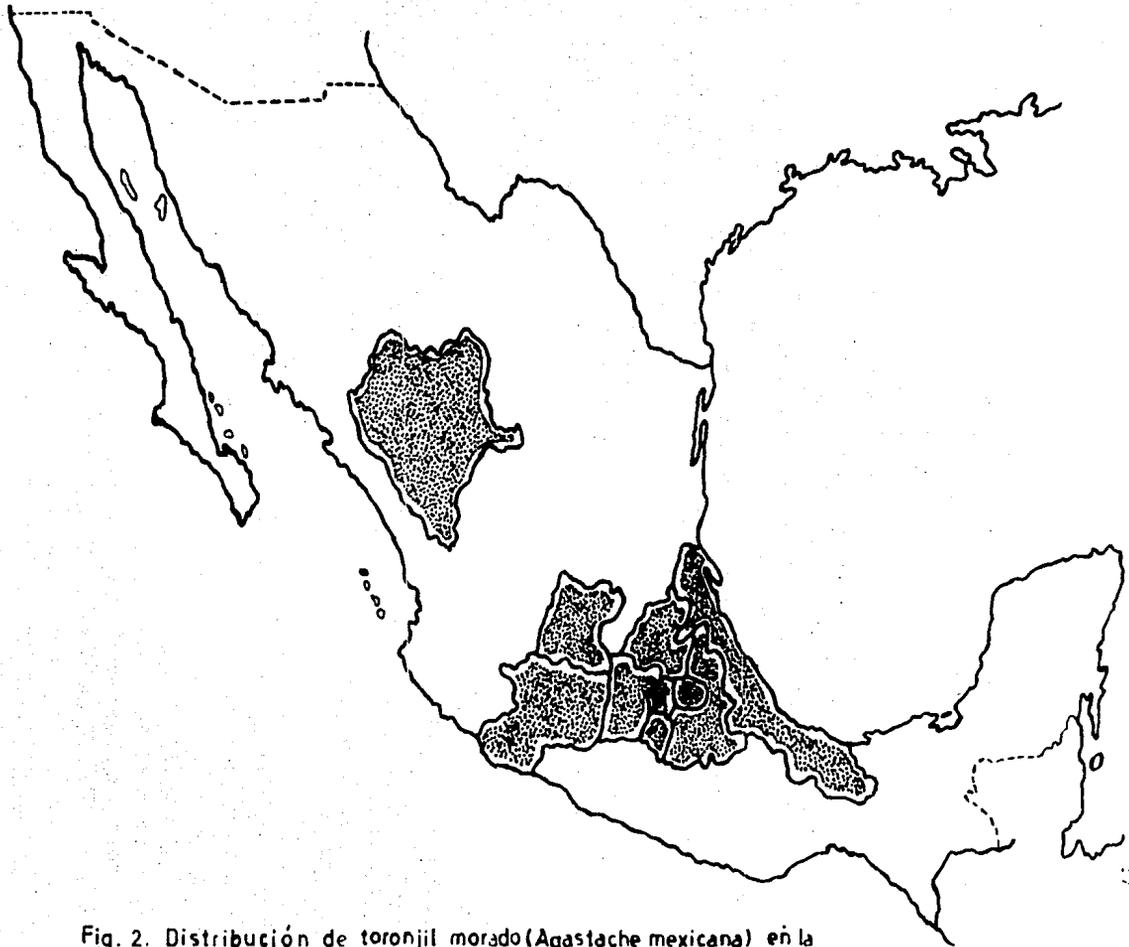


Fig. 2. Distribución de toronjil morado (*Agastache mexicana*) en la República Mexicana (tomado de Linares, Bye y Flores; en prensa).

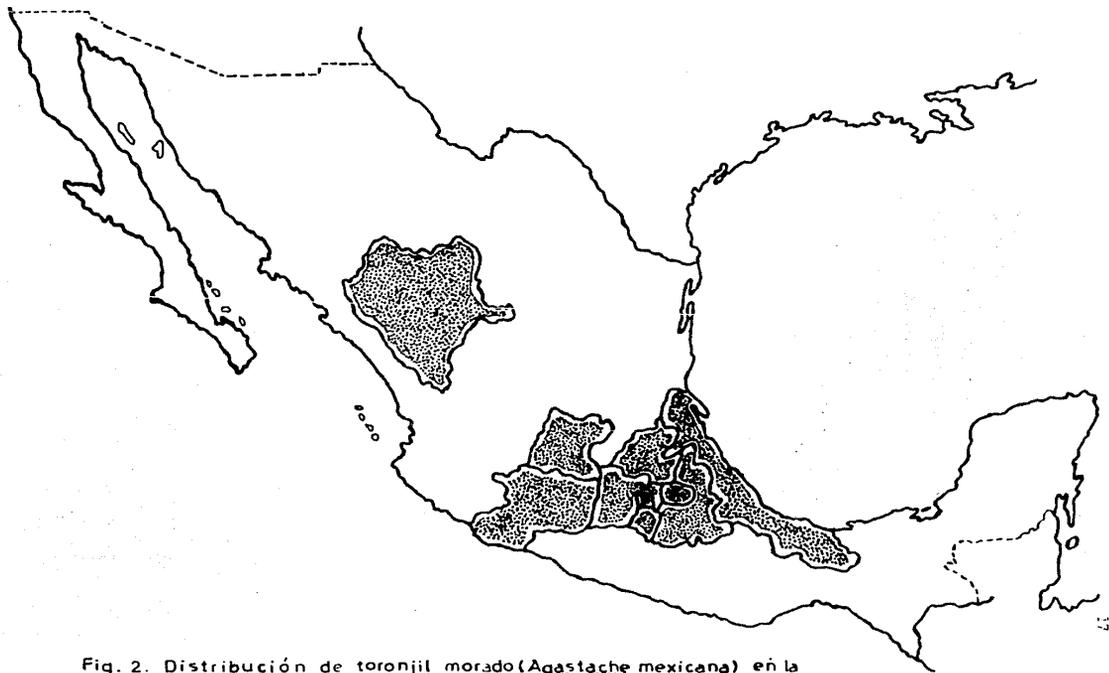


Fig. 2. Distribución de toronjil morado (*Agastache mexicana*) en la República Mexicana (tomado de Linares, Bye y Flores; en prensa).

HTDALGO: Cerro Xihuingo, Mpio Tepeapulco, 3000-3200 m, Rzedowski 31486 ENCB, INIF, MEXU. Cerro de Sta. Ana, Mpio Tepeapulco, 2800 m, Ventura 183, ENCB, MEXU, INIF, CHAPA, ASU; Ibid., - 2800 m, Ventura 432, ENCB, MEXU; Ibid., 2800 m, Ventura 667, ENCB, ASU., Ibid., 2850 m, Ventura 2293, ENCB, MEXU, CHAPA., Ibid, 2900 m, Ventura 570, ENCB, MEXU, CHAPA, ASU., Ibid, 2900 m, Ventura 2391, ENCB:, Ibid, 2900 m, Ventura 2077 MEXU, ENCB, CHAPA. Carretera Pachuca-Tulancingo, Dto. Tulancingo, 2500 m, Moore & Wood 4856, MEXU, A, LA, MICH. De Encarnación a Mt. Cangandhó, Dto. Zimapan, Moore 4349 - MEXU. Cobrecito, 40 Kms al NE de Zimapan, 2100 m, Hernández 5069 MEXU, ENCB. San Miguel Regla, 2090 m, Lamy 287 - Zolla 51, Martínez 1915, Aguilar s.n., MEXU, ENCB, CHAPA, IMSSM. Santa María, Mpio Actopan, Ancona 7241 MEXU. Cerca del pueblo Durango, Walker & Enright 17376 ENCB. Cerro de Sta. Ana, cerca de Apan, 3200 m, Matuda 19621 MEXU.

MEXICO: 1 Km al NW de Cahuacán, Mpio Villa Nicolás Romero, 2600 m, Rzedowski 25990 ENCB, ARIZ, DS. 3 km al NW de Cahuacán, Mpio Villa Nicolás Romero, 2600 m, Rzedowski 34248, ENCB, MEXU, 6 Km al W de San Cristóbal Ecapetec, 2600 m, Rzedowski 32181, ENCB, MEXU, CHAPA. 3 Km al NE de San Luis Ayucan, - 2850 m, Jiménez 67, ENCB. 8 km al W de San Francisco Chimalpa, Mpio Naucalpan, 3050 m, Rzedowski 22960, ENCB, F, LL, MICH, DS. Ibid., 3100 m, Rzedowski 24364, ENCB, F, LL, MICH, DS. Carretera México-Toluca, vfa Naucalpan, 2600 m, Varela 122 ENCB. Ladera E del cerro de la Tijera, 1 km al SE de Sta. Ana. Mpio de Chalco; 2700-2750 m, Pineda 784, - ENCB, DS, MICH. Tlachayote, Mpio Chalco, 2750-2800 m, Ventura 2483, 3012, ENCB, MEXU, CHAPA. Huisquilnango, 2600 m, Matuda 21089, MEXU. Zoquiapan, 8 km al S de Río Frío, Mpio Ixtapaluca, 3080 m, Vega 409, CHAPA, MEXU, ENCB. San Andrés, Yoshida 463, ENCB. Los Hornos (Temas), Hinton 876, -

GH, US. 26 km NE de Toluca, Ryesky 36, LA. Tequesquipan - (Temascaltepec), 2800 m, Hinton 2312, ASU, GH, LA, MO, NY, US. Valle de México, Shaffner 187, 397, NY, GH.

MICHOACAN: Sierra de Pátzcuaro, Pringle 4127, MEXU, F, GH, LA, MO, NY, UC, US. 8 km al S de Pátzcuaro, Mpio Villa Escalante, 2350, Hernández 103, MEXU. Angangueo, Hartweg 380, NY. Carapan, Barklay & Carr 36051, GH. Cheran, Beak 12, 55, LA. Pátzcuaro. Pringle 5064, GH. Sierra Torrecillas (Coalco---man) cultivada, 2350 m, Hinton 15030, G.H. LA, MO, NY, US.

MORELOS: Tres Marías, Salazar s.n, MEXU. Salto de San Antón, Cuernavaca, Matuda 21623, MEXU.

PUEBLA: Carretera sobre Sierra Negra, Serdán, Cabecera de Puebla, Sharp 441031 MEXU, GH, LA, NY. Tuzamapa de Galeana, 740 m, Españas y Zita 86, MEXU. Chalchicomula, 2740 m, - - Pringle 9335, MEXU, GH, MO, US, F. Chinantla, Liebmann - - 15566, LA.

QUERETARO: Querétaro, cultivada. Arsene 6088, GH, MO, NY, US. Ibid., Arsene 10613, F, MO, NY, US. Ibid., Arsene 10424 - F, MO, US, Ibid., Arsene 10089, US. Ibid., Basil 706, US. Ibid., Agniel 10424. S/H.

TLAXCALA: San Juan Quetzalcoapan, Mpio San Salvador Tzompantepec, 2460-2510 m, Vibrans 790, MEXU, ENCB.

VERACRUZ: Faldas del Volcancillo, Mpio Rafael Ramírez, 2250 m, Ortega 399, MEXU, ENCB. Acatlán, Mpio Acatlán, 1700 m, - F. Ventura 14335, ENCB. La Cascada, Mpio Naolinco, 1400 m, F. Ventura 14207, ENCB. Manzanares, Mpio Las Vigas, 2350 m, F. Ventura 17890, ENCB. Villa Aldama, Mpio de Perote, 2350 m, F. Ventura 1992, ENCB, MICH, MO, DS. Loma Grande, Mt. - Orizaba, Balls 5371, GH, UC. Mt. Orizaba, Rose & Hay 5682, US. Ibid., 3048 m, Seaton 257, US. Ibid., Mohr 1910, US. Perote, arriba de los molinos, 2346 m, Balls 5525, GH, UC, US. Cofre de Perote. Los Pescados, 3200 m, Balls 4661, GH, UC.

ZACATECAS: Monte Escobedo, Rose 2644, NY, US

Por otra parte, Fco. Hernández (1942), reporta la distribución de Agastache mexicana en las montañas cercanas a Pátzcuaro; en Actopan, Hgo; San Luis Potosí y Chalchicomula, Puebla; entre -- otras. Sánchez (1976), menciona que (A. mexicana) crece en Cuajimalpa, Sierra de las Cruces y Río Hondo en el Valle de México. De la misma forma, se ha encontrado que también se localiza en Michoacán, Puebla, Querétaro, Zacatecas, México y Veracruz - (Martínez, 1979).

Villacis (1978), reporta que ésta planta es originaria de México y se le encuentra en zonas frías y templadas del país. Crece

en Xochimilco, Iztapalapa, Chalco y Valle de México; sobre todo en las zonas húmedas.

La información bibliográfica más completa en cuanto a distribución del toronjil se encontró en la revisión del género Agastache hecha por Lint & Epling (1944), en el estudio sistemático de Agastache sección Brittonastrum, elaborado por Sanders (1979), y también en el trabajo de García (1983), sobre las Labiadas -- del Valle de México. La información de estas fuentes sirvió para complementar aquella que se encontró en las etiquetas de herbario de los ejemplares examinados.

Finalmente es de utilidad mencionar que se obtuvo información verbal de algunas localidades donde crecen en forma silvestre -- ó son cultivadas estas plantas. Con base en esto se reporta -- que el toronjil morado (Agastache mexicana) crece también en:

- Distrito Federal (mercado de Sonora), Bye y Linares 13058. Milpa Alta (D.F.), Bye y Linares 13585 (silvestre).
- Cuijingo, Méx., Bye y Linares 13702, 13771. San Juan Tepeco culco, Méx, Bye y Linares 13019, 13565. Toluca, Méx., Bye y Linares 13043.
- San Pedro Torimbaro, Mich. (silvestre).
- Tepalcingo, Mor., Bye y Linares 13636. Tetela del Volcán, Mor., Bye y Linares 13656.
- Ahuazotepec, Pue., camino a Zacatlán. Teziutlán, Pue.
- Córdoba, Ver., Bye y Linares 13285.

De la misma forma el toronjil blanco (Agastache sp.), también es cultivado en:

- Distrito Federal (mercado de Sonora), Bye y Linares 13065.
- Sta. Catarina del Monte, Méx. San Juan Tepecoculco, Méx., -- Bye y Linares 13020, 13021, 13566, 13714. Toluca, Méx., Bye y Linares 13044.
- Cuernavaca, Mor., Bye y Linares 13690.

#### 2.4. Tipos de climas en los que crecen

Para poder determinar los tipos climáticos dónde se desarrolla el toronjil morado (Agastache mexicana), se procedió a buscar -- los datos de las estaciones climatológicas más cercas a los sitios de colecta.

Esto se hizo sólo para algunos lugares de colecta, ya que no todas las localidades descritas se pudieron ubicar cerca de alguna estación donde se registran los datos climáticos.

Se localizaron dos grupos de climas donde crece el toronjil morado, el templado húmedo y el cálido húmedo (Cuadro 2). El principal es el primero que presenta tres tipos: el templado subhúmedo con lluvias en verano, registrándose los tres subtipos; seco, intermedio y muy húmedo; el templado húmedo con lluvias en verano y el templado húmedo con lluvias todo el año. En el grupo de los cálido húmedos, se encontró únicamente el subtipo intermedio en-

Cuadro 2. Clasificación de algunos grupos climáticos donde crece el Toronjil morado (Tomado de García, 1973).

GRUPO	SUBGRUPO	TIPOS	SUBTIPOS	OTROS SIMBOLOS
C TEMPLADO  HUMEDO	C TEMPLADO	C (w) (w)	El más seco	C (w <sub>0</sub> ) (w) b (i') g
			Intermedio	C (w <sub>1</sub> ) (w) b (e) g
		Templado subhúmedo con lluvias en verano	El más húmedo	C (w <sub>2</sub> ) (w) b (i') g
				C (w <sub>2</sub> ) (w) b i g
				C (w <sub>2</sub> ) (w) b e g
				C (w <sub>2</sub> ) (w) b (i') g
		C (m)	Templado húmedo con lluvias en verano	C (m) b (i') g
				C (m) b' (i') g
				C (m) w" b (i') g
		C (fm)	Templado húmedo con lluvias todo el año	C (fm) b (i')
	C (fm) w" b (i') g			
A CALIDO HUMEDO	A (C) SEMICALIDO	A (C) (w) (w) Semicálido con lluvias en verano	Intermedio	A (C) w <sub>1</sub> (w) i g

\*Para la descripción de los subtipos ver lista anexa.

## Anexo Cuadro 2.

Descripción de la simbología

- Grupo C: Templado húmedo. Temperatura media del mes más frío entre  $-3$  y  $18^{\circ}\text{C}$  y la del mes más caliente mayor de  $6.5^{\circ}\text{C}$ .
- Grupo A: Cálido húmedo. Temperatura media del mes más frío mayor de  $18^{\circ}\text{C}$ .
- m,w: Símbolos que designan el régimen de lluvias de verano, esto significa que hay por lo menos 10 veces mayor cantidad de lluvias en el mes más húmedo de la mitad caliente del año que en el mes más seco.
- (w) (w): Significa que el porcentaje de lluvia invernal es menor que 5 mm de la anual.
- w": Designa el subtipo climático según la marcha anual de la precipitación; se emplea si durante la mitad caliente del año se presenta una pequeña temporada seca (a esta característica se le llama canícula).
- b: Este símbolo se asocia con las condiciones de temperatura, e indica que la temporada del mes más caliente es menor de  $22^{\circ}\text{C}$ , lo cual dará lu-
- C)

gar a un verano fresco y largo.

- i: Se usa para dar a conocer la oscilación térmica de la zona, es decir, para saber la diferencia de temperatura entre el mes más cálido del año y el mes más frío. El símbolo isothermal nos dice que esta diferencia es de 5°C.
- (i'): Existe poca oscilación térmica entre el mes más caliente y el más frío, la diferencia es entre 5 y 7°C.
- (e): La diferencia de temperatura entre el mes más caliente del año y el más frío es extrema (entre 7 y 14°C).
- g: Con este símbolo se designa la marcha anual de la temperatura que en este caso es de tipo Ganges, esto significa que la temperatura del mes más caliente es antes del solsticio de verano (Junio).

Datos tomados de: García, E. 1973 Modificaciones al Sistema de Clasificación Climática de Köppen. Para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana. 2a. Ed. UNAM México.

tre los semicálidos con lluvias en verano.

Existen algunas localidades del grupo climático BS<sub>1</sub>, que es el - menos extremo entre los climas secos; sin embargo, no se consideró necesario incluirlos, debido a que es muy improbable que esta planta crezca en lugares donde se localiza este clima, ya que son registros para plantas cultivadas y principalmente porque se sabe por medio de registros de herbario que esta planta crece en zonas montañosas con vegetación de bosques de pino-en cino y en altitudes que van de 2200 a 3200 m, donde existen pre cipitaciones anuales altas (1154 mm) y las temperaturas son más bien bajas (15°C). En contraste, las estaciones encontradas -- que registraron un clima semiárido, presentaron promedios anuales de temperatura de 16.7°C y precipitaciones de 471.2 mm, encontrándose en altitudes menores de 2000 m (Datos de las estaciones climáticas en cuestión).

Por otra parte, para complementar la información de los climas donde se desarrolla el toronjil, se elaboró una tabla de locali zación de éstos, donde puede verse que esta planta crece preferentemente en los estados del centro de la República Mexicana, desarrollándose principalmente en climas templados subhúmedos y templado húmedos (Cuadro 3).

Cuadro 3. Distribución de los principales tipos climáticos donde se localiza el toronjil morado.

TIPOS CLIMATICOS	ESTADO	LOCALIDADES DE COLECTA
C (w <sub>0</sub> ) (w) b (i') g		
C (w <sub>0</sub> ') (w) b (i')	TEEMPLADO	Hidalgo
	SUBHUMEDO	Hidalgo
	CON LLUVIAS	
	EN VERANO	
C (w <sub>1</sub> ) (w) b (e) g	D.F.	Cerro de Sta. Ana, cerca de Apan.
C (w <sub>2</sub> ) (w) b (i') g	D.F.	Parte alta del cerro Xihuingo, Mpio Tepeapulco. Cerro de Sta. Ana, Mpio Tepeapulco.
		Tlalpan.
		San Lorenzo, Del. Milpa Alta; El Mirador de Sta. Ana, Del. Milpa Alta.
C (w <sub>2</sub> ) (w) b (i')	D.F.	Xochimilco.
C (w <sub>2</sub> ) (w) b i g	Edo. de México.	Carretera México-Toluca, vía Naucalpan.
C (w <sub>2</sub> ) (w) b (e) g	Michoacán	Sierra de Pátzcuaro, Mpio. Villa Escalante
C (w <sub>2</sub> ') (w) b (i') g	Puebla	Cd. Serdán; Chalchicomula.
C (m) b (i') g	TEEMPLADO	Hidalgo
C (m) b' (i') g	HUMEDO CON	Veracruz
C (m) w'' b (i') g	LLUVIAS EN	Hidalgo
	VERANO	
		Tenango de Doria.
C (fm) b (i')	Veracruz	La Cascada, Mpio Naolinco.
C (fm) w'' b (i') g	Puebla	Teziutlán
A (C) w'' <sub>1</sub> (w) i g	SEMICALIDO	Morelos
	CON LLUVIAS EN	
	VERANO	
		Salto de San Antón, Cuernavaca.

## 2.5. Suelos en que se desarrollan

Se tomaron dos muestras de suelo a diferentes niveles de profundidad (10, 20 y 30 cm) en sitios distintos de San Juan Tepecoculco, Estado de México; localidad donde se cultiva el toronjil morado (Agastache mexicana) (Colecta realizada por Bye y Dfaz).

Posteriormente se realizó un análisis de estas muestras de suelo en el laboratorio de Edafología de la Facultad de Ciencias de la UNAM, donde se consideraron para su estudio algunas características del suelo como son: textura, pH, densidad, porcentaje de materia orgánica y niveles de nutrimentos (Cuadro 4). De acuerdo a los resultados de este análisis se pudo determinar -- que el toronjil morado crece en suelos de tipo migajón-arenoso, que se encuentran en la superficie (0-10 cm), los cuales son poco estables estructuralmente pues retienen pocos nutrimentos y humedad, y por tanto, se erosionan más fácilmente, A medida -- que se avanza en profundidad (10-20 cm) se adquiere mayor estabilidad estructural, pues aumenta el contenido de arcilla, encontrándose así un suelo de tipo migajón arcillo arenoso; finalmente el suelo de tipo franco (20-30 cm) se puede considerar como el que tiene los valores óptimos en porcentaje de arena, limo y arcilla, lo que da lugar a un suelo fértil con propiedades físicas ideales a esta profundidad; desde el punto de vista granulométrico este suelo es el mejor para el desarrollo de la mayoría de las plantas. En cuanto a la textura se puede decir -- que es un suelo con moderada fertilidad.

El pH encontrado varía de 5.0 a 7.0, lo cual indica que es una planta que puede crecer en suelos ácidos o neutros.

Los valores de densidad se relacionan con la adecuada aireación

del suelo, los resultados obtenidos muestran que la densidad es buena a moderadamente baja.

En relación al porcentaje de materia orgánica se pudo determinar que los suelos superficiales presentan valores medianos que van disminuyendo conforme se avanza en profundidad, siendo los últimos muy bajos.

De acuerdo a los valores de la capacidad de intercambio catiónico total y al contenido de nutrimentos que presenta el suelo, se puede decir que es moderadamente fértil. En relación al calcio, magnesio y fósforo, sus contenidos son medios.

En general la moderada fertilidad del suelo se reafirma por el color de las muestras, que son más bien claras ó pardas, indicando con ello que no son muy fértiles, pues esto se relaciona con su mediano y bajo contenido de materia orgánica, por el contrario los suelos fértiles normalmente presentan colores más oscuros. También la calidad del drenaje se puede inferir del color del suelo, pues un subsuelo de color brillante indica buen drenaje, en tanto que los colores opacos se relacionan con un drenaje pobre (Palmer y Troeh, 1979).

En resumen se podría considerar que los suelos en que crece el toronjil morado que se cultiva en San Juan Tepecoculco, Edo. de México, son moderadamente fértiles en la parte superficial, ya que poseen una adecuada aereación y humedad, pero tienen un contenido bajo o medio de materia orgánica, además de poseer un rango de pH que oscila de neutro a ligeramente ácido. (Dra. García, comunicación personal).

Estos datos son de interés, ya que se deben tomar en cuenta para la posterior etapa de cultivo de esta planta.

Cuadro 4. Análisis Edafológico de algunas muestras de suelo colectadas en San Juan Tepecoculco, Estado de México, lugar donde se cultiva al toronjil. (Análisis realizado en el Laboratorio de Edafología de la Facultad de Ciencias, UNAM).

Muestra	COLOR		Densidad aparente	Densidad real	H <sub>2</sub> O	pH	Kcl	TEXTURA			Alofano
	SECO	Húmedo						% arena	% limo	% arcilla	
S-1 I (0-10 cm)	10 YR 6/3 pardo pálido	10 YR 4/3 pardo	0.95	2.31	7.0	6.0	64	24	12	x	
S-1 II (10-20 cm)	10 YR 6/4 pardo amarillento brillante	10 YR 4/4 pardo amarillento intenso	0.99	2.47	6.6	5.3	54	26	20	xxx	
S-1 III (20-30 cm)	10 YR 7/4 pardo muy pálido	10 YR 5/4 pardo amarillento	0.89	2.59	6.6	5.2	50	30	20	xxx	
S-2 I (0-10 cm)	10 YR 6/3 pardo pálido	10 YR 3/3 pardo oscuro	1.01	2.50	6.0	5.0	58	24	18	xxx	
S-2 II (10-20 cm)	10 YR 6/4 pardo amarillento brillante	10 YR 4/3 pardo	0.90	2.51	6.3	5.2	50	26	24	xxx	
S-2 III (20-30 cm)	10 YR 6/4 pardo amarillento brillante	10 YR 4/3 pardo	0.95	2.53	6.2	5.3	54	24	22	xx	
	% Materia orgánica	C.I.C.T. meq/100 gr	Calcio meq/100	Magnesio meq/100 gr	Sodio ppm	Potasio ppm	Fósforo ppm				
S-1 I	2.82	14.2	6.18	5.15	2	20	4				
S-1 II	0.99	11.4	6.15	5.15	1	17	5				
S-1 III	0.22	12.0	7.21	4.12	1	18	4				
S-2 I	2.12	12.8	6.12	6.13	2	12	4				
S-2 II	0.77	11.0	6.18	5.15	1	22	5				
S-2 III	0.84	12.0	6.18	5.15	2	19	4				

## 2.6. Problemas con plagas y enfermedades

Se ha observado tanto en el campo como en plantas de invernadero, que el toronjil es atacado por la araña roja (Olygonychus-stickneyi), estos ácaros al picar y chupar la savia de la planta ocasionan decoloración, deformación y caída prematura de las hojas, las cuales presentan áreas de color blanquecino y polvososo.

Las altas temperaturas y condiciones de baja humedad en el cultivo favorecen el incremento de la plaga (INIA-SAHR, 1983).

(Fig. 3).

Otra plaga que se presenta en el toronjil es la de la cigarrita o chicharrita, que es un insecto perteneciente a la familia Cicadellidae, este pequeño insecto mide aproximadamente 3 mm de largo y es de color verde claro, su cuerpo tiene una forma de cuña.

Este organismo al alimentarse succiona la savia por el envés de las hojas, lo que causa una clorosis en forma de puntitos amarillos que en ocasiones la cubren por completo; llegan a producir una especie de quemaduras y enrollamientos, así como achaparramientos y enanismo de las plantas (INIA-SARH, 1983). (Fig. 4).

Además de las plagas descritas, existe una tercera que es bastante nociva para la planta, y está conformada por la etapa larvaria de una palomilla de microlepidópteros de la familia Pyralidae (Pyralis sp), sin embargo es necesario mencionar que este organismo solo se encontró como plaga de un invernadero donde se realizaron las primeras etapas del trabajo, no observándose en el campo. Las larvas de este microlepidóptero se alimentan principalmente de las hojas y yemas florales, utilizando a estas últimas como receptáculo de sus huevecillos, que al desarrollarse completan las etapas de crecimiento de la palomilla.

milla, (estas estructuras de la planta son fundamentales para el proceso de enraizamiento de las estacas, por lo que al encontrarse plagadas impiden o bloquean en última instancia este proceso). Las larvas una vez que han crecido se enrollan en las hojas y forman la pupa, de donde saldrá posteriormente el organismo en estado adulto. (Fig. 5).

Por otra parte, en plantas silvestres y cultivadas en invernadero se observó sobre las hojas el crecimiento de esporangios con esporas de Esclerospora sp, estas cenicillas vellosas forman con su micelio verdaderas capas afelpadas de colores grisáceos. Se caracterizan por desarrollarse en la superficie de los tejidos vegetales afectados (Alvarez, 1977), (Fig. 6).

De la misma forma se observó también una necrosis en la base de las plantas que ocasiona que se mueran los tallos, el organismo causante de este síntoma no se ha identificado.



Fig. 3: Clorosis provocada por el ácaro Olygonychus stickneyi y la cigarrita.

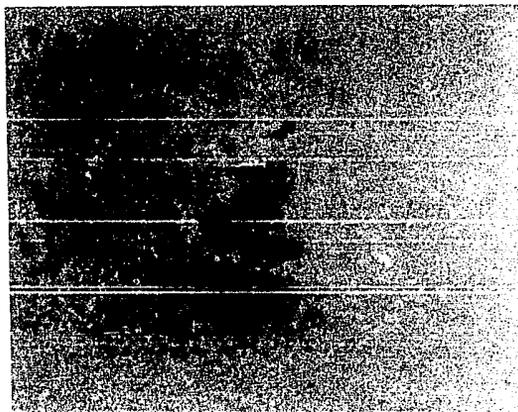


Fig. 4: Cigarrita, perteneciente a la familia Cicadelidae al seccionar la savia de las hojas provoca una clorosis en forma de púntitos amarillos.

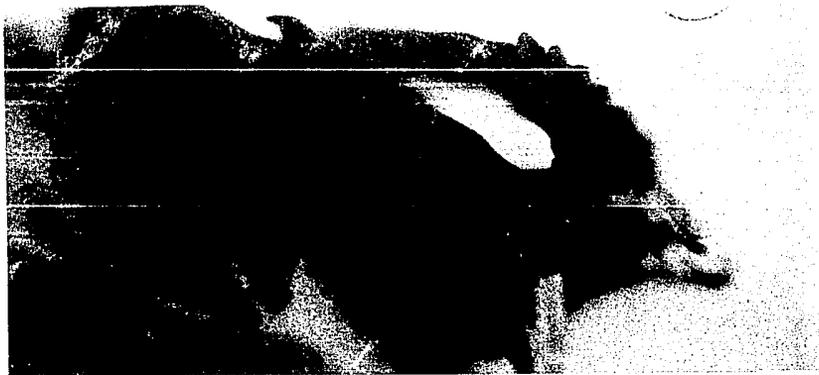


Fig. 5: Etapa larvaria de la palomilla Pyralis sp., la cual se enrolla en la hoja para formar la pupa de donde saldrá el organismo en estado adulto.



Fig. 7: Planta de toronjil morado (Agastache mexicana), donde se -- muestran problemas causados por -- plagas y hongos.

Fig. 6: Observación de manchones blancos causados por la cenicilla Esclerospora sp.



### III ASPECTOS GENERALES DE LA PROPAGACION VEGETATIVA O ASEXUAL

#### 3.1. Características e importancia

La propagación asexual consiste en la reproducción de individuos, partiendo de porciones vegetativas de una planta, que pueden ser tallos, hojas ó raíces; esto puede lograrse porque dichos órganos tienen la capacidad de regenerarse (Hartmann, 1975).

En la propagación vegetativa las plantas se reproducen por clones. El clon es un material genéticamente uniforme derivado de un solo individuo y se propaga por medio de estacas, divisiones o injertos, por tanto, con este tipo de propagación se multiplican las plantas por medio de la división celular mitótica, reproduciéndose toda la información genética de la planta progenitora, resultando así una población con características semejantes a la planta madre, de esta manera se evita la variabilidad genética que es producto de las plantas propagadas por semilla. Otra ventaja consiste en que algunas especies la propagación es más fácil, rápida y económica, ya que por semilla las plántulas crecen muy lentamente, ejemplos: (orquídeas, naranjos, duraznos, manzanos) etc. Asimismo, la propagación asexual es indispensable en la multiplicación de plantas que no producen semillas viables, como algunas bananas, la higuera, las vides, etc. - - (Hartmann, 1975). Además de algunas especies silvestres que se tratan de incorporar al cultivo, como es el caso del toronjil blanco, que se propaga principalmente por división del rizoma, ya que sus semillas poseen una viabilidad muy baja (Bye, - comunicación personal).

Por otra parte la propagación asexual trae consigo algunas desventajas, puesto que, si ocurre un cambio drástico en el medio ambiente, una especie que se propaga clonalmente no tendrá opor

tunidad de desarrollar ó presentar formas mejor adaptadas a las nuevas condiciones del medio. Además en condiciones adversas como una enfermedad o ataque de plagas, muy pocos individuos de la población reproducida clonalmente podrán resistir.

La variación que puede encontrarse en un clon depende entonces de posibles mutaciones somáticas o de que en un momento dado -- intervenga un ciclo de propagación sexual. Es difícil lograr el mejoramiento genético de una planta mientras se continúa propagando vegetativamente, pues tendría que presentarse la coincidencia muy improbable de que una mutación somática representara la ventaja hereditaria buscada. En cambio, partiendo de un clon que tenga buenas características de cultivo y producción -- en general, sí se podría obtener una selección ventajosa tomando semilla obtenida de ese clon en forma natural, cultivando -- un gran número de plantas de estas semillas y buscando entre -- ellas las características deseadas (Brauer, 1973). En este sentido una población propagada asexualmente es comparable a una población de plantas autógamas, que está formada por una mezcla de líneas puras y cualquiera de esas líneas conserva sus caracteres a través de las generaciones.

Tratando de obtener combinaciones ventajosas a partir de dos -- ó más clones que tuviesen las características adecuadas, se pueden llevar a cabo hibridaciones simples ó múltiples y en el momento en que la generación  $F_1$  se obtenga con híbridos de mayor vigor se pueden separar las semillas, asimismo en cualquiera de las generaciones subsiguientes segregantes o en cualquier condición en que se logre identificar una planta superior, la propagación asexual garantiza que esa planta puede convertirse en -- una variedad cultivada, conservando todos los caracteres que de ella se hayan seleccionado (Brauer, 1973).

### 3.2. Multiplicación vegetativa por división de rizoma

El rizoma es una estructura de tallo especializada en la cual - el eje principal de la planta crece justo debajo o sobre la superficie del suelo (Hartmann, 1975). La parte que permanece parcialmente bajo el suelo emite yemas o brotes foliares hacia la superficie y forma raíces hacia el interior (Kehr, 1961).

El hecho de que los toronjiles rojo y blanco sean plantas herbáceas perennes, permite que en condiciones naturales se propaguen vegetativamente por medio de la división del rizoma, ya que la planta continúa viviendo aunque sus brotes hayan muerto al final de la estación de desarrollo, debido a que las partes subterráneas poseen un suplemento de energía almacenada, que permite el rápido crecimiento de las partes vegetativas en la siguiente estación (Mahlstede, 1957).

Diversos autores (Chittenden, 1956; Everett, 1980; Sanders, -- 1962) mencionan que el toronjil morado puede ser propagado por semillas o por división de rizoma en la primavera.

La multiplicación vegetativa por división de rizoma ha mostrado ser una forma bastante sencilla de obtener un mayor número de plantas a partir de una sola, obteniendo de la base de la macolla hasta cinco plantas que al sembrarse por separado se convierten en plantas individuales con las características genéticas de la planta que les dio origen.

### 3.3. Factores anatómicos, fisiológicos y ambientales que deben controlarse en la propagación por esquejes o estacas de tallo.

Existen varias formas de propagar las estacas que pueden ser, - según Hartmann (1975), de tallo, hoja, hoja y yema de rafe; dentro de las estacas de tallo puede haber de madera dura, de madera semidura, de madera suave y herbáceas, a las cuáles se les denomina esquejes (Corona, comunicación personal) (Font Quer, -- 1977). Debido a que las especies que se trabajaron son herbáceas perennes, se propagaron por esquejes de tallo.

Pero, ¿Qué es una estaca?. En términos generales se podría considerar que una estaca es una parte de la planta madre (tallo, rafe u hoja), que al ser colocada en condiciones favorables para el crecimiento, es capaz de formar nuevas raíces y brotes y por tanto establecerse como planta independiente (Audus, 1959; Pidi, 1981).

#### 3.3.1. Bases anatómicas

Para la propagación por esquejes de tallo es importante considerar su estructura interna, ya que de esto depende la formación del nuevo sistema radical (Fig. 8).

Desde el punto de vista de Weaver (1976), la mayoría de las raíces adventicias en estacas herbáceas, se originan de grupos de células del parénquima que tienen la capacidad de convertirse en células meristemáticas. Esto sucede porque en la planta persisten durante toda su vida porciones de tejido embrionario, -- por lo que la planta adulta puede tener al mismo tiempo tejidos maduros y juveniles. Los meristemas en consecuencia son los tejidos que permanecen siempre jóvenes en la planta y sus células

retienen la habilidad de dividirse en un momento dado. Los meristemas tienen que ver básicamente con el crecimiento apical de las raíces y de los brotes, aunque la división celular también puede ocurrir en otros tejidos que no sean los meristemáticos, como por ejemplo en la corteza del tallo y en tejidos vasculares jóvenes en desarrollo (Esau, 1976; Fahn, 1967).

Hartmann (1975) menciona que existen tres procesos de desarrollo de las raíces adventicias en las estacas de tallo y son:

1. Iniciación de grupos de células meristemáticas (las iniciales de la raíz).
2. Diferenciación de esos grupos de células en primordios de raíz reconocibles, y
3. Desarrollo y emergencia de las nuevas raíces incluyendo la ruptura de otros tejidos del tallo y la formación de conexiones vasculares con los tejidos conductores de la estaca. En tallos herbáceos jóvenes, la localización del origen de las raíces está cerca de los haces vasculares, en contraste con las plantas jóvenes perennes leñosas que poseen una o más capas de xilema y floema secundarios, por lo que las raíces se originan en los radios vasculares, el cambium o la médula.

El grado de diferenciación de los tejidos en la planta cuando se realiza la aplicación de reguladores de crecimiento, es un factor muy importante con la respuesta de la planta al enraizado.

Esto se confirma con lo que menciona Audus (1959) en relación a que las plantas jóvenes tienden a proveer mejor material para el enraizamiento, pues esta actividad decae al incrementarse la edad. Esto indica que los tejidos que se encuentran menos diferenciados, es decir, tejidos jóvenes, responden mejor a la aplicación de auxinas, en comparación con los tejidos maduros.

### 3.3.2. Bases fisiológicas

#### 3.3.2.1. Regulador del Crecimiento Vegetal

- a) Definición: A través del tiempo ha existido una gran confusión al tratar de definir las sustancias que provocan el crecimiento de las plantas (Van Overbeek, 1944), ya que algunas de estas, como el ácido naftalenacético ó el indolbutfrico no caen precisamente dentro de lo que se considera la definición clásica de fitohormona, por ser sustancias de origen sintético. Van Overbeek y colaboradores en 1954 definen a las fitohormonas como "reguladores producidos por las mismas plantas que en bajas concentraciones, regulan los procesos fisiológicos de aquellas. Por lo común las hormonas se desplazan en el interior de las plantas, de un lugar de producción a un sitio de acción".

En este sentido hubo necesidad de buscar una definición más amplia que se aplicara a cualquier material que pudiera modificar los procesos fisiológicos de las plantas, ya fueran de origen natural ó sintético y se les asignó el término de reguladores del crecimiento vegetal, estos se definen como "compuestos orgánicos-diferentes de los nutrimentos- que, en pequeñas cantidades, fomentan, inhiben o modifican de alguna forma cualquier proceso fisiológico vegetal" (Van Overbeek y col, 1954).

De los cinco tipos de reguladores de crecimiento que se conocen, las auxinas son de gran interés por el amplio número de efectos que tienen sobre el desarrollo de las plantas, destacando el de la estimulación en la iniciación de raíces adventicias en estacas y la promoción de callo (Leopold, 1955; Audus, 1959; Hill, 1973; Weaver, 1976; Hartmann, 1975; Devlin, 1980).

El concepto de auxina se aplica a todas aquellas sustancias ó compuestos caracterizados por su capacidad para inducir el alargamiento de las células del brote. Este término se aplica tanto a las sustancias de origen natural, como el -- ácido indolacético, así como a las de origen sintético como son el ácido naftalenacético e indolbutírico, Weaver, 1976; Devlin, 1980).

b) Distribución de auxinas en la planta

Las concentraciones más altas de auxinas son sintetizadas -- principalmente en los ápices en crecimiento de las hojas y las raíces (Devlin, 1980). De manera normal la auxina de -- presencia natural se mueve a través de la planta del ápice a la base.

En un estudio acerca de la distribución de auxina en Vicia faba, creciendo en condiciones normales de luz, se analizaron las yemas laterales, las hojas y la yema apical de esta planta, encontrando pequeñas cantidades de auxina en las ye mas laterales y las hojas, se observó también mayor canti-- dad en las hojas jóvenes, sin embargo la yema apical tenía un contenido casi seis veces mayor de auxina en comparación con las hojas más productivas.

c) Cofactores de enraizamiento

En los primeros trabajos sobre los efectos de las auxinas -- sobre el enraizamiento de las estacas, se pensaba que eran las únicas sustancias que estimulaban la formación de raf-- ces, demostrándose además que eran sintetizadas en hojas y yemas.

Posteriormente a través de numerosas investigaciones se pre

cisó que no solo la auxina natural (AIA) provocaba la formación de raíces en las estacas, sino que también intervenían otros factores específicos que presumiblemente también se -- elaboraban en hojas y yemas. A este complejo de factores -- Bouillene y Went (1933) le llamaron "rizocalina". Thimann y Delisle (1939), además, pensaron que esa sustancia o factor puede existir en mayor cantidad en estacas de plantas jóvenes en comparación con aquellas tomadas de zonas maduras de la misma planta, ya que normalmente las primeras enraizan -- con relativa facilidad.

Esta teoría hipotética de la rizocalina se fue desarrollando con el tiempo y en el presente se mantiene la teoría de que la rizocalina está formada por: 1) factores específicos -- translocados de las hojas, 2) un factor no-específico (auxina) y 3) Una enzima específica localizada en ciertos tejidos (periciclo, floema-cambium) que tal vez sea de tipo polifenol oxidasa, se propuso que el ortho-dihydroxifenol reacciona con la auxina siempre que esté presente la enzima específica, dando lugar al complejo "rizocalina", que puede ser considerado como un paso en la cadena de reacciones que termina en la diferenciación de tejidos y por último en la organización de una estructura radicular (Fig. 9).

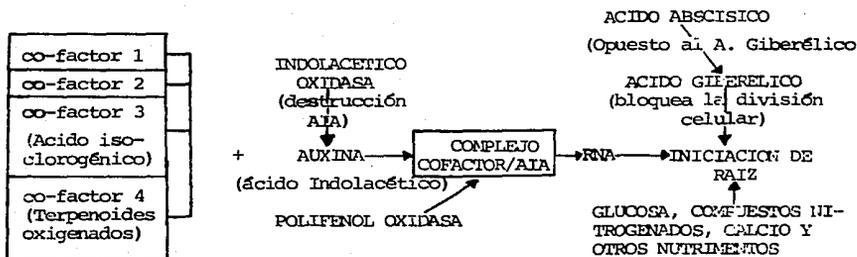


Fig. 9 Relaciones hipotéticas de varios componentes previos a la iniciación de raíces adventicias. Además, se pueden encontrar factores específicos de inhibición en cada planta que interfieren en el desarrollo de la raíz, (Hartmann, 1975).

Se han realizado otras investigaciones tomando, como base las técnicas de bioensayo de frijol mungo (Phaseolus aureus), las cuales parecen confirmar esta teoría hipotética mencionada con anterioridad. Mediante esta técnica Hess (1962), logró aislar varios cofactores específicos, encontrando además que estos se localizan en mayor cantidad en estacas juveniles de fácil enraizamiento, en comparación con estacas maduras de difícil enraizamiento. Este autor trabajó con estacas de hiedra inglesa (Hedera helix), crisantemo (Chrisantemum morifolium) y en formas distintas de Hibiscus rosasinensis. Las formas de enraizamiento fácil de las especies con que trabajó contenían un mayor número de esos cofactores, uno de los cuales representa un grupo de sustancias activas tentativamente caracterizadas como terpenoides oxigenados (Fig. 9).

Este caso podría ser comparable con lo que sucede en otras plantas herbáceas, puesto que se puede obtener enraizamiento en condiciones adecuadas.

Con todo lo antes visto, se puede constatar que la auxina es -- quizá solo una de varias sustancias que son necesarias para la iniciación de raíces en las estacas.

Existen otros factores de tipo hormonal y nutricional que también intervienen en este proceso, siendo la fuente natural de todos ellos las hojas, las yemas o ambas.

### 3.3.2.2. Evidencias experimentales de las aplicaciones de auxinas para inducir el crecimiento de raíces.

El objeto de tratar estacas con reguladores de crecimiento - -

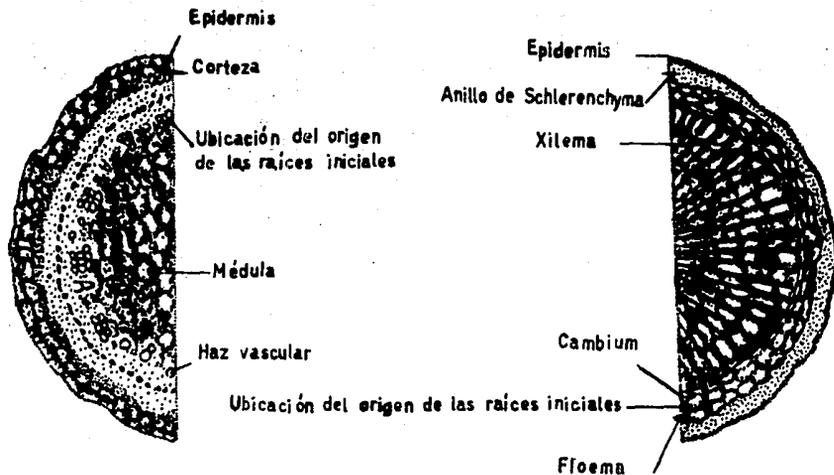


Fig. 9. Cortes transversales de tallos, mostrando la ubicación habitual del origen de las raíces adventicias. Izquierda: Planta herbácea dicotiledónea joven; derecha: planta perenne leñosa joven (Tomado de Hartmann, 1975.).

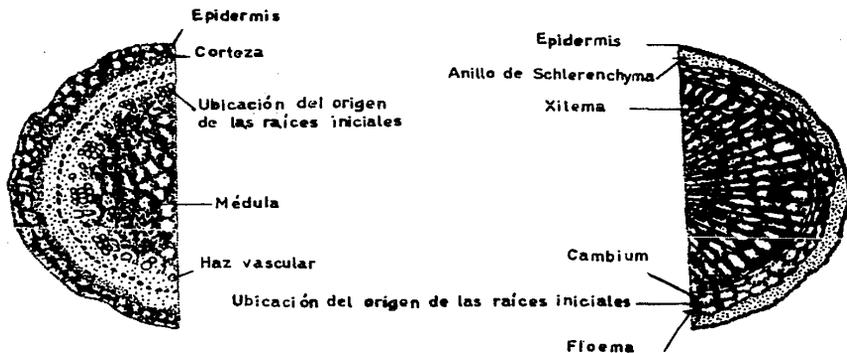


Fig.9. Cortes transversales de tallos, mostrando la ubicación habitual del origen de las raíces adventicias. Izquierda: Planta herbácea dicotiledónea joven; derecha: planta perenne leñosa joven (Tomado de Hartmann, 1975).

del tipo auxina es para aumentar el porcentaje de estacas que forman raíces, acelerar la formación de las mismas, aumentar -- el número y la calidad de las raíces formadas en cada estaca, -- aumentar la uniformidad del enraizado y que éste sea posible -- en estacas de algunas especies que normalmente tienen un enraizado muy pobre (Hartmann, 1975; Mahlstedt, 1957).

El ácido indolacético a pesar de ser una auxina natural no es -- el mejor regulador usado para fines prácticos ya que no es muy estable químicamente y presenta una gran movilidad en la planta, por el contrario existen dos reguladores sintéticos con una mejor capacidad rizógena que son el ácido  $\alpha$ -naftalenacético (ANA) y el ácido  $\alpha$ -indolbutírico (AIB), siendo este último el mejor. Los anteriores debido a su baja movilidad en la planta presentan una acción más prolongada (Audus, 1959; Hartmann, 1975; Leopold, 1955; Mahlstedt, 1957).

Audus (1959), menciona que las amidas de AIB y ANA son más efectivas para el enraizamiento de algunas especies, en comparación con los ácidos libres o sus sales.

Se ha alcanzado un gran progreso en regular el vigor y la estructura general del sistema radical, usando mezclas apropiadas de AIB y sus derivados, ya que tales mezclas inducen el enraizamiento con características intermedias en densidad y alargamiento de las raíces.

A veces las mezclas de sustancias estimuladores del enraizado -- son más eficaces que los compuestos aislados. De esta manera -- se descubrió que los ácidos indolbutírico y naftalenacético en

partes iguales, aplicados a diversas especies, lograban un mayor porcentaje de estacas enraizadas y más raíces por estaca - que cuando se usaban los ácidos por separado.

En general la concentración óptima del regulador de crecimiento depende del tipo de estaca que se use y de la fase de crecimiento en que se encuentre. Por ejemplo en estacas herbáceas o semi leñosas una mezcla efectiva para inducir el crecimiento de raíces es aquella que contenga de 500 a 2000 ppm de ácido - - indol-3-butírico (AIB), ácido 3-naftalenacético (ANA) o naftalenoacetamida (NAD). Las concentraciones de 10000 a 20000 ppm -- pueden ser requeridos para enraizar estacas más difíciles - - (Mahlstede, 1957).

Además de la concentración requerida, es importante hacer notar que existen diversas formas de aplicar los reguladores de crecimiento antes mencionados en las estacas de tallo.

Luckwill (1981), menciona las siguientes: 1) en solución acuosa diluida, aplicándose a la base de la estaca por 24 horas (se requieren de 20 a 200 ppm). 2) en solución acuosa concentrada - disuelta en 50% de alcohol (1500-2000 ppm) y 3) en forma de talco o polvo inerte, conteniendo ácido indolbutírico y naftalenoacético en concentración al 1%.

Las preparaciones comerciales de talco tienen la ventaja de poder conseguirse y usarse con facilidad, pero los resultados no siempre son uniformes, ya que a las estacas no siempre se les adhiere la misma cantidad de sustancia; esto es debido en parte

a la humedad en la base de la estaca y la textura del tallo. Se encontró que el ácido indol-3butírico, ácido  $\alpha$ -naftaleno cético y naftalenacetamida en un talco de textura fina con --- tres concentraciones fue satisfactorio para el enraizado de mu- chas plantas.

Los reguladores de crecimiento son efectivos en cantidades ex- tremadamente pequeñas, pero dentro de ciertos límites. Las --- altas concentraciones pueden dañar la base de la estaca causan- do una proliferación excesiva de células y un exceso de callo, o detener el desarrollo posterior de raíces y brotes, por otro lado las concentraciones por debajo de lo normal son ineffecti- vas (Mahlstede, 1957).

Se ha encontrado también que cuando las concentraciones de es- tas sustancias son excesivas para la especie, pueden inhibir el desarrollo de las yemas, ocasionando un amarillamiento y caída de las hojas, el ennegrecimiento del tallo y finalmente la muer- te de las estacas (Chadwick, 1938).

Okie (1984) trabajó con estacas herbáceas de durazno (Prunus - persica) encontrando que los mejores resultados sobre el enrai- zamiento se produjeron utilizando plantas jóvenes vigorosas, -- con dos nudos, sin que fuera necesaria la aplicación de regula- dores del crecimiento. Las estacas de plantas maduras enraiza- ron solamente cuando se aplicó ácido indolbutírico en forma de talco. Sus resultados muestran que en general el enraizamiento decreció conforme se descendía en la posición de los nudos en - el tallo, lo cual sugiere que existe un gradiente hormonal en - la planta, encontrándose concentraciones mayores de auxinas en las puntas en comparación con las zonas más bajas.

Lundquist y Torrey (1984), encontraron que la forma juvenil de distintas especies de Casuarina, es la más fácil de propagar -- por esquejes de tallo, utilizando diferentes niveles de ácido - indol-3-butírico en forma de talco. Además los esquejes mostraron dos tipos de respuesta regenerativa: formación de callo -- y/o iniciación de raíz. En muchos tratamientos solo se formó -- el callo, en otros la formación de callo fue seguida por iniciación de raíz, usualmente en otros sitios donde no creció el callo, finalmente en otros tratamientos las raíces se formaron -- sin haberse formado el callo.

En la mayoría de estacas de plantas herbáceas (esquejes) se ha encontrado un definitivo aumento en la producción de raíces al ser tratadas con reguladores del crecimiento. El efecto principal ha sido aumentar la velocidad del enraizado y la producción de grupos de raíces más grandes, estas respuestas se han observado en crisantemos, geranios, nochebuena, hiedra inglesa y violeta africana (Hartmann, 1975); así como en géneros como - Coleus, Salvia, Verbena, Geranium y Viburnum (Kehr, 1961).

Rodríguez (1980), al trabajar con distintos cultivares de crisantemo (Chrysanthemum morifolium), encontró que el ácido - - - indol-3-butírico influyó en mayor grado que el naftalenacético en las variables: número de raíces, longitud de raíces y peso - seco de raíces, en tanto que el segundo fue superior en el diámetro del sistema radical.

Varios estudios realizados en propagación de crisantemo, determinaron que los mejores resultados fueron obtenidos usando re-nuevos de plantas jóvenes, teniendo un coeficiente de multiplicación más alto, enraizado más rápido y un sistema radical de - mejor calidad (Nikolova-Khristeva, 1973).

Baca (1975), encontró que las estacas herbáceas de vid, superaron a las leñosas en cuanto a desarrollo radicular, tanto en el tiempo empleado como en el número y longitud de raíces.

En un estudio elaborado por Davies (1984), se quería detectar - si el período estacional tenía una influencia sobre la forma--ción de raíces adventicias en estacas juveniles y maduras de Fi-cus pumila, estas últimas tratadas con ácido Indolbutírico. Los resultados mostraron que el mejor enraizado ocurrió en estacas juveniles tratadas con AIB y disminuyó en estacas maduras trata-das, siendo menor aún en los controles. Se registró una mayor concentración de RNA en materiales juveniles durante los perío-dos de enraizamiento máximos, mientras que el nivel más bajo -- de RNA ocurrió en brotes maduros durante los intervalos de en-raizamiento más bajos.

Lee y Palzkill (1984) investigaron un método para propagar es--tacas de madera suave de jojoba (Simondsia chinensis), utilizan-do estacas con uno y cinco nudos de la parte superior de la - - planta que fueron tratadas con 2000 ppm de ácido Indolbutírico, bajo riego de nebulización en una mezcla 1:1 de vermiculita y - perlita. No hubo diferencias en cuanto al enraizado en los tra-tamientos usados para uno y cinco nudos, sin embargo se obtuvie-ron raíces más largas con las estacas que poseían cinco nudos.

Se usaron además variantes de nudo sencillo y doble, donde se presentaron diferencias encontrando que el porcentaje de enraizamiento fue de 43 a 95% en los primeros y de 30 a 97% en el segundo.

En otro estudio se compararon los efectos del ácido naftalenacético (ANA) y el indolbutírico (AIB) sobre el enraizamiento, calidad de raíz y brote de yema, en estacas de tallo de (Pseodotsuga menziesii). Se encontró que cuando la concentración de ANA se encontraba entre uno y cien mM, éste era más efectivo que el AIB a la misma concentración. La concentración óptima para un mejor enraizado fue de 7.4 mM para el ANA y de 100 mM para el AIB, la más alta concentración probada fue la más efectiva. La aplicación de ANA afectó significativamente el porcentaje de brote de yema, sin embargo la calidad de raíz no fue afectada significativamente por ninguna concentración de auxinas (Proebsting, 1984).

En un estudio elaborado por EL-Nabawy et al., (1983), se tomaron estacas terminales y subterminales de 12 a 15 cm de largo en tres cultivares de olivo tomadas mensualmente entre enero y diciembre, las cuales fueron tratadas con AIB y/o ANA sólo o mezclado con  $\alpha$ -naphtol y se pudieron a enraizar en arena de cuarzo lavada bajo riego de nebulización. Se encontró que las estacas terminales generalmente enraizaron mejor que las subterminales. El tratamiento con AIB a 3000 ppm más  $\alpha$ -naphtol a 50 ó 10 ppm resultó el mejor tratamiento para la producción de raíces.

En este mismo aspecto O'Rourke (1944), encontró que cuando las estacas son del tipo de madera dura (tomado en época de descanso) las de la porción basal presentan más alto porcentaje de --

enraizamiento que el de las estacas tomadas de la porción terminal; en cambio cuando las estacas son de madera suave y son tomadas de crecimientos nuevos y succulentos, las estacas de la porción terminal presentan más altos porcentajes de enraizamiento.

Por otra parte Arcega (1978), no detectó diferencias estadísticamente significativas en relación al enraizamiento de estacas de zarzamora (Rubus sp) de la porción terminal, media y basal, las que fueron tratadas con AIB.

### 3.3.3. Factores ambientales

#### 3.3.3.1. Humedad atmosférica

Para que una estaca pueda dar inicio a la formación de raíces es necesaria la presencia de hojas, sin embargo la pérdida de agua a través de ellas puede reducir el contenido de agua de las estacas hasta el punto en que ocasiona su muerte antes de que se formen las raíces. En este sentido es importante que exista un alto contenido de humedad en el aire para evitar el marchitamiento de la estaca, para este fin existen en los invernaaderos sistemas de operación automática que atomizan el agua en forma de niebla.

#### a) Características del riego de nebulización

En la práctica, la niebla acelera el enraizado y también previene enfermedades en las estacas, lavando las esporas de hongos antes de que ataquen al tejido, sin embargo un exceso de agua es nocivo pues limpia los nutrimentos internos de la estaca además de los aplicados exógenamente al medio, esto puede causar la muerte de la estaca por desnutrición (Wright, 1975).

Lo ideal es usar un sistema de niebla intermitente, donde el agua se aplica en períodos cortos y frecuentes, para lo cual se utilizan boquillas especiales que producen aspersiones muy finas, como normalmente se usa poca agua la temperatura del medio de enraizamiento no baja en forma drástica, lo que hace a este sistema muy favorable para el enraizado de las estacas. Este sistema se controla por un mecanismo de reloj eléctrico, que libera las aspersiones cada determinado tiempo, dependiendo de las condiciones externas del medio ambiente (Wright, 1975).

En un estudio sobre la influencia de las condiciones medio ambientales en el enraizamiento de estacas, se detectó (Gislerod, 1983), que cuando los periodos de riego son más prolongados -- (60 a 90 seg cada 10 min), la temperatura del medio de enraizamiento es menor, en tanto que el periodo de 5 a 15 seg cada 10 min no mostraba diferencias altas en temperatura con el medio de sostén.

En este sentido, Wells (1955), menciona que es importante que exista un balance adecuado del agua que se pierde por transpiración de las hojas y aquella que se recupera bajo un sistema de riego adecuado.

### 3.3.3.2. Temperatura

Las temperaturas del aire excesivamente elevadas tienden a estimular el desarrollo de las yemas antes que las raíces, y aumentar la pérdida de agua por las hojas (Hartmann, 1975).

Las bajas temperaturas en general parecen promover la formación de tejido calloso y, como se esperaba, el desarrollo de primordios de raíz sobre el tejido de callo indiferenciado es mucho más fácil que la formación de raíces provenientes de tejido bien diferenciado (Leopold, 1955). En prácticas comerciales -- las estacas se almacenan en lugares fríos, para permitir la formación de callo y después son colocadas en camas de propagación templadas para facilitar el crecimiento de las raíces (Leopold, 1975). Wells (1955), menciona que la respiración se reduce al mínimo cuando existen bajas temperaturas, lo contrario ocurre -- cuando las temperaturas son más altas, esto implica que existe una mayor oxidación de carbohidratos por lo que la planta destina una mayor cantidad de energía para su crecimiento y desarrollo.

La aplicación práctica de este principio en la propagación se observa en la utilización de camas de propagación que mantienen una temperatura más elevada en el medio de enraizamiento, donde se introducen las bases de las estacas, provocando con esto un mejor y más rápido enraizamiento (Gislerod, 1983; Hartmann, --- 1975; Leopold, 1955).

Para muchas estacas herbáceas se ha establecido que el punto de referencia óptimo en temperatura para la cama de propagación en el invernadero oscila entre 18 y 21°C y para la temperatura del aire está entre 13 y 15°C. El calor del fondo es mantenido por cables eléctricos o por pipas con vapor que corren a lo largo de las camas de propagación (Mahlstede, 1957).

### 3.3.3.3. Luz

La luz es un factor muy importante para el crecimiento de las plantas, ya que es la fuente de energía para la fotosíntesis, de ahí la importancia de mantener hojas en las estacas-donde se lleva a cabo este proceso- pues los productos finales son importantes principalmente para la iniciación y crecimiento de las raíces (Hartmann, 1975).

Para asegurar que la estaca tiene una razonable oportunidad de subsistir- en tanto forma raíces- es necesario que contenga en el tallo, amplias reservas disponibles de un azúcar simple (Wells. 1955; Weaver, 1976).

Por otra parte se ha determinado (Gislerod, 1983), que el efecto de la intensidad de la luz solar en el invernadero, también afecta la temperatura del aire y del medio de enraizamiento, incrementándose este último hasta en 3 ó 4°C.

El balance de estos tres factores (humedad, temperatura y luz), es lo que hace la diferencia entre obtener ó no buenos resultados en las prácticas de propagación (Wells, 1955).

La formación de raíces adventicias en estacas de tallo depende de una compleja interacción entre factores endógenos y medioambientales (Weigel, et. al., 1984).

#### 3.3.3.4. Medios de enraizamiento

Las funciones del medio de enraizamiento son: sostener la estaca, conservar la humedad y proporcionar aire a las raíces; por lo que las condiciones ideales que se buscan son: porosidad, -- buena aereación, alta capacidad de retención de agua y buen --- drenado para evitar el desarrollo de hongos y bacterias (Hart--mann, 1975; Audus, 1959).

Algunos de los medios que más frecuentemente se utilizan son: - suelo, arena, musgo turboso, musgo esfagnineo, vermiculita, perlita, piedra pómez, tierra de hoja, tezontle, agua aereada - - etc., a algunos de los cuales es necesario darles un tratamiento con fungicida (Hartmann, 1975).

En resumen se podría considerar que las condiciones favorables para que enraizen las estacas son las siguientes: (Pidi, 1981; Audus, 1959).

1. Presencia en las estacas de sustancias de reserva y de reguladores de crecimiento, capaces de favorecer el desarrollo de las raíces y brotes.

2. Presencia de embriones radicales (meristemas), los cuales se diferencian en los nudos y que son capaces de desarrollarse y originar raíces bajo ciertas condiciones de temperatura y humedad.
3. Humedad suficiente en la tierra y en el medio en que se ponen a enraizar, para que la estaca contenga un suplemento adecuado de agua.
4. Temperatura más bien elevada, siendo óptima la de 20-30° °C. Es conveniente que la temperatura del medio sea mayor que la del ambiente hasta por 1 ó 2°C.
5. Presencia de luz para favorecer el desarrollo de las hojas y el proceso de la fotosíntesis.
6. El medio de sostén debe ser más bien poroso, para que exista una buena circulación de aire y por tanto de oxígeno, -- que es indispensable para la formación de raíces.
7. Respecto a la polaridad, las estacas se deben plantar con -- la parte basal, que tiende a formar raíces, hacia abajo, -- pues de lo contrario el enraizamiento es anormal y limitado.

### 3.4. Otros factores que afectan el enraizamiento

Existen algunos factores que también influyen favoreciendo o inhibiendo la producción de raíces en las estacas por lo que es necesario considerarlos en las prácticas de propagación.

La estación del año en que se toma la estaca le afecta mucho -- en su habilidad para producir raíces, la estación óptima para -- tomar las estacas varía entre especies. Audus (1959) menciona -- que esto está muy relacionado con los efectos de madurez de la

planta.

Las plantas jóvenes tienden a proveer el mejor material para el enraizado, esta actividad usualmente decae cuando se incrementa la edad. También tiene efecto el método de cultivo, por ejemplo la cercanía de las estacas en la cama de propagación. Asimismo, es de gran importancia la edad y vigor de la estaca y la posición en que es tomada de la planta madre. Por último hay que señalar el efecto que tienen las condiciones externas que prevalecen durante el período de enraizado (Audus, 1959). Weaver (1976) añade que también afectan al enraizado las diferencias del estado nutricional y la absorción y traslocación de las sustancias de crecimiento.

Las fotoperíodos más favorables para el enraizado varían de planta a planta, encontrándose algunas especies que enraizan mejor con fotoperíodos largos y otras en fotoperíodos cortos.

En general, los días largos ó la iluminación continua resultan más efectivos que los días cortos.

Se ha encontrado que en general pequeñas cantidades de nutrientes minerales (como el N, P, K, Mg, Ca y B) aplicados externamente a las estacas de diversas especies, fomentan la iniciación de las raíces, mientras que cantidades excesivas la inhiben (Leopold, 1955).

Los tratamientos de las estacas con fungicidas también tienen diversos efectos sobre el enraizamiento, éstos se usan principalmente para dar protección contra el crecimiento de hongos y, por tanto, para que exista una mayor supervivencia y mejoría en la calidad de raíces.

Se menciona que con el uso de captano (N-triclorometilmercapto-

4-ciclohexeno-1-2, dicarboximida) se tuvo una marcada mejora - en la supervivencia y en la calidad de las estacas enraizadas. El captano puede usarse en una mezcla de talco, mezclado con -- ácido indol-butírico, obteniéndose mejores resultados que en - el tratamiento sólo con AIB (Hartmann, 1975).

En algunos trabajos (Moorman y Woodbridge, 1983), se ha reportado que los fungicidas probados en estacas de Geranium nunca aumentaron o inhibieron la iniciación de raíces. De la misma forma, Baca (1975) demostró que el fungicida Benlate, aplicado a - estacas jóvenes de vid presentó una acción nula cuando se utilizó conjuntamente con reguladores de crecimiento mezclados en -- forma sólida tales como el ácido indolbutírico y el ácido naftalenacético; sin embargo cuando se usaron estos mismos reguladores en forma líquida, se presentó una acción negativa inhibiendo el crecimiento de raíces. Estos mismos resultados negativos se encontraron con estacas de nochebuena (Euphorbia pulcherrima Willd.) donde se mostró que todos los fungicidas aplicados inhibieron el enraizamiento de las estacas tratadas (Lee et al., 1983). Los mismos autores encontraron, en otro trabajo (1983), que las estacas de nochebuena (E. pulcherrima Willd) cuando eran tratadas con una mezcla de ácido indolbutírico al 0.1% en forma de talco, solas (testigo) o en combinación con el fungicida ferbam al 5% y 67% producían un enraizamiento similar al testigo.

#### IV. MATERIAL Y METODO

##### 4.1. Ubicación del experimento

El experimento se realizó en los meses de agosto y septiembre de 1985, en el invernadero "El Morro" ubicado en la calle de -- Huizaches n.ºm. 350 Col. Ejidos de Huipulco, perteneciente a la Delegación Tlalpan en el Distrito Federal.

##### 4.2. Equipo disponible

La unidad básica utilizada fue un invernadero en el cual se pueden controlar de una manera más eficiente los factores medioambientales como temperatura, humedad, luz y ventilación.

El invernadero está equipado con 11 camas de cultivo de 1.20 -- mts de ancho por 21 mts de largo y altura del suelo de 1 m. In-- cuye en su interior 6 ventiladores ubicados en una de las paredes laterales, y una pared húmeda de viruta de excelsior dis-- puesta en el lado opuesto, con lo cual se controla la temperatu-- ra ambiente elevada. Las temperaturas promedio diurnas y ves-- pertinas registradas dentro del invernadero durante el desarrollo del experimento fueron de 15°C y 28.4°C respectivamente, en tanto que las que se registraron a la intemperie fueron de 13°C y 18°C por la mañana y tarde.

Por otra parte, la temperatura interna de la cama de propaga-- ción se controla por medio de tubos de plástico que contienen -- agua caliente la cual corre a lo largo de éstos, esta temperatu-- ra permanece siempre constante y es de 18° a 21°C.

Para el control de la humedad se dispone de riego de nebuliza--

ción automático que se encuentra colocado a 60 cms. de altura de la cama de enraizamiento. Las aspersiones se controlan por medio de un reloj eléctrico y una válvula solenoide.

La luz solar no incide directamente sobre las plantas ya que -- están protegidas por un techo de polietileno translúcido.

El sustrato empleado en este trabajo fue una mezcla de perlita y tezontle en forma de grava en una proporción de 1 a 1.

#### 4.3. Material vegetal

Se utilizaron como fuentes de material plantas cultivadas, obtenidas por Bye y Linares (1985) en el mercado Sonora del Distrito Federal, procedentes de San Juan Tepecoculco, Mpio de Atlautla, Edo de México, y con los siguientes números de colecta: 13565 para el toronjil morado y 13566 para el toronjil blanco.

El material vegetal con el que se trabajó se propagó inicialmente por división de rizoma, con el fin de obtener ejemplares con los cuales poder realizar la propagación por esquejes de tallo.

El procedimiento que se siguió fue el de separar varios tallos de la base de la macolla, con sus respectivos rizomas y colocarlos en tierra de hoja consiguiendo de esta manera obtener plantas individuales. Así se obtuvo un lote con 9 plantas de toronjil morado y otro lote igual con plantas del otro toronjil, que funcionaron como plantas madre en cada caso.

Para conseguir los esquejes de tallo se utilizó la técnica descrita por Hartmann (1975) para estacas herbáceas. En este caso, se seleccionaron las plantas más sanas que no fueron afectadas por las plagas y enfermedades descritas en un principio.

Siguiendo esta técnica, se hicieron cortes basales justamente debajo del tercer nudo a partir de puntas de tallos, posteriormente se eliminaron las hojas inferiores con el objeto de disminuir la transpiración, y evitar así la muerte del esqueje por marchitamiento, por último se conservaron de 5 a 6 hojas en los primeros dos nudos. Los cortes de tallo se llevaron a cabo preferentemente por la mañana o al caer la tarde, evitando en lo posible las horas de mayor calor en el día.

Posteriormente se formaron tres grupos de esquejes que medían 1, 2 y 3 mm respectivamente en la base del nudo.

A medida que el grosor del tallo aumentaba, la posición en que se tomó el esqueje en la planta iba disminuyendo hacia la base de la misma, sobretodo en el toronjil blanco cuyos tallos en general son más delgados.

Una vez que se cortaron los esquejes se colocaron en bolsas de polietileno con un poco de agua para que permanecieran frescos hasta el momento de sembrarse en la cama de propagación.

#### 4.4. Reguladores de crecimiento usados

Se utilizaron dos productos comerciales con una presentación en forma de talco conteniendo en su composición química la siguiente mezcla de reguladores de crecimiento y fungicidas.

##### MEZCLA A (Radix)

Cada 100 grs contienen:

Acido Indol-3-butírico	3500 ppm (.35%)
Acido naftalenacético	200 ppm (0.02%)
Fungicida Captan (n-triclorometil mercapto-4-ciclo hexen 1-2-dicarboximida)	4000 ppm (4.04%)
vehículo	100 grs

MEZCLA B (Rootone)	
1-naftalenacetamida	670 ppm (0.067%)
Acido 2-metil-1-naftalenacético	330 ppm (0.033%)
2-metil-1-naftalenacetamida	130 ppm (0.013%)
Acido Indol-3-butírico	570 ppm (0.057%)
Fungicida Thiram (disulfuro de tetrametiltiuram)	40000 ppm (4.0%)
Diluyentes no más de	95.830%

#### 4.5. Desarrollo del experimento

Una vez que las plantas de toronjil de ambas especies se propagaron por división de rizoma, se procedió a despuntar el tallo principal con el objeto de estimular el crecimiento de las ramas laterales y tener así, una mayor cantidad de material para propagarlo por esquejes. Cuando los tallos de las plantas alcanzaron una altura de 30 a 40 cms, se procedió a realizar los cortes de tallo principalmente de las puntas, midiendo a continuación la base del tercer nudo con una regla, y según el grosor obtenido se colocaban en las respectivas bolsas de polietileno de 1, 2 ó 3 mm. Los cortes se practicaron en un lugar sombreado de un invernadero ubicado en el Jardín Botánico de la UNAM, donde se encontraban estas plantas.

Se realizaron pruebas previas para determinar cual sería la forma más adecuada en el enraizamiento de estas especies, para esto, se intentó hacer la propagación originalmente en una cámara húmeda en condiciones de luz constante, dos periodos de riego -- por la mañana y tarde y temperatura constante de 28°C en el medio ambiente, se utilizó como cama de propagación una unidad --

de enraizamiento de madera de 50 x 30 cms que contenfa agrolita como medio de sostén. Sin embargo, no se lograron grandes avances ya que algunos esquejes se marchitaron rápidamente, en tanto que otros no lograron enraizar debido al fuerte ataque de la palomilla Pyralis sp que se alimenta de las hojas de esta planta, y también por una necrosis en la base del tallo ocasionada por un hongo no identificado. Esto trajo como consecuencia el tener que realizar el experimento en un invernadero muy alejado del sitio donde se encontraban las plantas madre, pero donde -- se pudieron controlar más eficientemente todos estos factores -- mediante riego automático de nebulización y aspersiones de agroquímicos. Por este motivo se prefirió realizar el corte y sembrado de esquejes en fechas distintas (separadas por un lapso -- de 3 a 8 días), de acuerdo a los 4 lotes experimentales en que se dividió el experimento (cuadro 5), con el fin de evitar el marchitamiento de todos los esquejes una vez que se hubieran -- cortado..

Ya que se hicieron los cortes de tallo en cada lote experimental, se llevaron inmediatamente al invernadero donde se sembraron en una cama de propagación que contenfa como medio de sostén una mezcla de tezontle y agrolita a partes iguales (1:1).

En el caso del toronjil blanco los esquejes cortados se mantuvieron frescos a bajas temperaturas, pues no fue posible sembrarlos el mismo día en que se realizó el corte.

Se utilizó el método de aplicación de reguladores del crecimiento en forma de talco, humedeciéndose la base de los esquejes previamente en agua, para facilitar la uniformidad del impregnado del talco. La distancia de plantación utilizada fue -- de 3 x 3 cms entre cada esqueje sembrado.

Para el sembrado de esquejes se usó un diseño factorial 2X3X3 - completamente al azar. Los factores considerados fueron: especie de toronjil (rojo y blanco); aplicación de reguladores de crecimiento, cuyos niveles fueron: un testigo sin aplicación de hormona (-Ho)-, hormona A(-Radix-) y hormona B (-Rootone-) y el tercer factor fue el grosor del esqueje (1, 2 y 3 mm).

En total se cortaron 90 esquejes en cada lote experimental distribuyéndose de la siguiente manera: 24 esquejes tratados con reguladores de crecimiento por cada grosor (1, 2 y 3 mm) y 6 -- no tratados por grosor. Este esquema se repitió en los 4 lotes experimentales (Cuadro 5).

Después del sembrado se hizo una aspersión foliar a la semana - con el fertilizante "Gomora", cuya fórmula es: 20% Nitrógeno, - 30% Fósforo y 10% Potasio; lo cual se efectuó hasta que el esqueje hubo enraizado, cuando esto sucedió se cambiaron las plantas individuales a macetas, efectuándose aplicaciones posteriores 3 veces por semana con una mezcla de fertilizantes disuelta en 10,000 lts de agua, y cuya fórmula es la siguiente: Nitrato de Amonio-4.350 K Nitrato de Potasio 3K; Sulfato de Magnesio- 2.5 K; Quelato de Manganeso- 100 gr; Sulfato de Cobre 15 gr; -- Acido Fosfórico-400 ml al 75% y Molibdato de Sodio- 5 gr.

Para prevenir daños por hongos se efectuaron aplicaciones con "Captan" en concentraciones de 2.25 mg/L, una vez por semana.

El riego de nebulización se efectuó de las 8.00 a las 17.00 horas diariamente durante el tiempo que duró el experimento, con riegos intermitentes de 10 a 30 seg cada 4 minutos, dependiendo de la temperatura ambiente.

El establecimiento del estacado para los 4 lotes experimentales se hizo del 26 de agosto al 9 de septiembre de 1985, ocupándose tres fechas para las evaluaciones del enraizado, que fueron a -- los 8, 15 y 22 días de haberse sembrado cada lote.

#### 4.6. Variables dependientes estudiadas (variables cuantitativas)

Las variables dependientes que se trabajaron fueron: Número de - raíces primarias (Rp) y secundarias (Rs), longitud del sistema - radical (Lr) y diámetro del sistema radical (Dr).

#### 4.7. Diseño experimental y diseño de tratamientos

Diseño experimental: Factorial 2 X 3 X 3 completamente al azar.

Número de esquejes tratados por grosor: 24 X 3 = 72

Número de esquejes testigo: 6 X 3 = 18

Número de esquejes por lote experimental: 90

#### Variables explicativas:

PLANTAS	1. Toronjil morado ( <u>Agastache mexicana</u> )
	2. Toronjil blanco ( <u>Agastache</u> sp)
REGULADORES DE CRECIMIENTO	1. Mezcla A (AIB 3500 ppm + ANA 200 ppm)
	2. Mezcla B (AIB 570 ppm + ANA 1130 ppm)
	3. Testigo - sin regulador de crecimiento
GROSOR	1. a= 1 mm
	2. b= 2 mm
	3. c= 3 mm

Total de tratamientos: 2 X 3 X 3 = 18

Cuadro 5. DESCRIPCION DE TRATAMIENTOS

Lote exp.	Tratamiento	Planta	Regulador	Grosor (mm)
I	1	morado	A	1
	2	morado	A	2
	3	morado	A	3
II	4	morado	B	1
	5	morado	B	2
	6	morado	B	3
Testigo	7	morado	o	1
	8	morado	o	2
	9	morado	o	3
III	10	blanco	A	1
	11	blanco	A	2
	12	blanco	A	3
IV	13	blanco	B	1
	14	blanco	B	2
	15	blanco	B	3
Testigo	16	blanco	o	1
	17	blanco	o	2
	18	blanco	o	3

A = Radix

B = Rootone

o = sin regulador

#### 4.8. Toma de datos

##### a) Número de esquejes enraizados

Para conocer el porcentaje de enraizamiento total en cada lote experimental se procedió a efectuar conteos de esquejes enraizados durante cada evaluación, es decir a los 8, 15 y 22 días de haberse propagado los esquejes. Se consideró como esqueje enraizado todo aquel que tuviera por lo menos una raíz de 1 milímetro de longitud. No se consideraron para esta evaluación los esquejes que presentaron callo solo, sino aquellos con raíz, y con callo y raíz en la base del esqueje.

##### b) Número de raíces primarias y secundarias

Las raíces primarias se tomaban en cuenta para su conteo si medían 1 mm ó más de longitud. Se diferenciaban fácilmente de las raíces secundarias por su mayor grosor y longitud, - éstas últimas se contaban a partir de cada raíz primaria y finalmente se anotaba el número total de raíces primarias y secundarias por planta.

##### c) Longitud del sistema radical

Para evaluar esta variable se procedió a medir con una regla tres raíces principales de diferente longitud (más corta, mediana y más larga) y anotarlo, para posteriormente sacar un promedio de longitud del sistema radical por planta. Los valores se manejaron en centímetros.

##### d) Diámetro del sistema radical

Al igual que en la longitud, el diámetro del sistema radical se midió con una regla y en los casos en que se encontraban pocas raíces, se utilizó papel milimétrico. Los valores se manejaron en milímetros.

La variable número de esquejes enraizados se usó para evaluar el porcentaje de enraizamiento total, y las restantes se-

se utilizaron para evaluar las características del sistema radical.

#### 4.9. Análisis estadístico de los datos

Los datos que se obtuvieron de las variables manejadas, número de raíces primarias (RP) y secundarias (RS); longitud (LR) y -- diámetro del sistema radical (DR), se analizaron de acuerdo a -- la metodología estadística, haciendo un análisis de varianza pa -- ra cada variable y para cada conteo (8, 15 y 22 días), de acuer -- do al modelo factorial, mediante el paquete; Statistical Packa -- ge for the Social Sciences (SPSS) (Nie, et al., 1975), como se observa en el Cuadro 6.

Los valores encontrados se trabajaron con significancias meno -- res de .05 de probabilidad, que se usó como límite para aceptar o rechazar la hipótesis nula, de que al menos uno de los valo -- res no es igual a los demás. Se realizaron siete pruebas de hi -- pótesis para cada variable respuesta, donde se manejaron las va -- riables explicativas en forma individual y a manera de interac -- ciones, quedando de la siguiente forma:

- |  |                    |
|--|--------------------|
| 1. PLANTA                              | variables          |
| 2. REGULADOR DE CRECIMIENTO            |                    |
| 3. GROSOR DE TALLO                     | individuales       |
| 4. PLANTA POR REGULADOR DE CRECIMIENTO |                    |
| 5. PLANTA POR GROSOR DE TALLO          | interacciones      |
| 6. REGULADOR POR GROSOR                | dobles             |
| 7. PLANTA POR REGULADOR POR GROSOR     | interacción triple |

Asimismo, se utilizó una prueba de comparación múltiple para -- las interacciones, únicamente para la tercera evaluación (22 - - días), siguiendo el método de Infante y Zárate (1984) para las medias respectivas. El objeto de esta prueba fue conocer si - existían o no diferencias significativas entre cada valor de -- las interacciones.

## Cuadro 6. Modelo estadístico del análisis de varianza

$$Y_{ijk} = m + D_i + R_j + V_k + (RD)_{ji} + (DV)_{ik} + (RV)_{jk} + (RVD)_{jki} + E_{ijk}$$

$Y_{ijk}$  = observaciones hechas de la  $i$ -ésima planta, del  $j$ -ésimo regulador de crecimiento y del  $k$ -ésimo grosor de tallo.

De donde:

$m$ =	media general
$D_i$ =	Efecto de la $i$ -ésima planta
$R_j$ =	Efecto del $j$ -ésimo regulador de crecimiento
$V_k$ =	Efecto del $k$ -ésimo grosor de tallo
$(RD)_{ji}$ =	Efecto de la interacción del $j$ -ésimo regulador de crecimiento y la $i$ -ésima planta.
$(DV)_{ik}$ =	Efecto de la interacción de la $i$ -ésima planta y el $k$ -ésimo grosor de tallo
$(RV)_{jk}$ =	Efecto de la interacción del $j$ -ésimo regulador de crecimiento y el $k$ -ésimo grosor de tallo
$(RVD)_{jki}$ =	Efecto de la interacción del $j$ -ésimo regulador de crecimiento, del $k$ -ésimo grosor de tallo y de la $i$ -ésima planta.
$E_{ijk}$ =	Variación aleatoria asociada a la unidad experimental del tratamiento $i$ , $j$ y $k$ .

## RESULTADOS

Con la finalidad de entender como fue evolucionando el proceso de la formación de raíces en los esquejes de toronjil, los resultados observados se analizaron con respecto a los tres perfodos en que se evaluaron las variables consideradas.

De esta forma se observó que a los 8 días de haberse colocado - los esquejes en la cama de propagación, ocurría un porcentaje - de enraizamiento mínimo, que se presentó principalmente en esquejes de 1 mm de grosor. Además se notó que un 40% de esquejes - de toronjil morado presentaron formación de callo, en contraste con el blanco en donde este tejido se presentó sólo en un 20% - de las estacas. También se encontró que durante este período se desarrollaron principalmente raíces primarias que iban de 1 a 10 mm de longitud, siendo muy escasa la formación de raíces - secundarias.

Durante el segundo conteo que ocurrió a los 15 días, se observó un aumento en el número de esquejes que formaron raíces, ocu---rriendo principalmente en aquellos de 1 y 2 mm de grosor, asimismo se encontró un mayor número de esquejes que presentaban - callo, así como también un aumento en la formación de raíces -- secundarias y un sistema radical de mayor longitud y diámetro.

Los resultados del tercer conteo (22 días) mostraron la misma - tendencia que el anterior en cuanto al crecimiento y desarrollo de raíces, observándose que a medida que pasa el tiempo es ma--yor el desarrollo del sistema radical, así como la formación de tejido calloso. También se notó que se hacen más evidentes las diferencias en cuanto al tiempo en que se forman las raíces en

cada lote experimental.

En este período se observó que en general el mejor enraizado -- ocurrió en esquejes de toronjil morado tratados con una mayor -- proporción de ácido indolbut-frico (mezcla A), siendo además, en general el enraizamiento más positivo sobre esquejes de 1 y 2 mm en comparación con los de mayor grosor.

#### 4.8 (a). Número de esquejes enraizados

En la variable porcentaje de enraizamiento por esqueje, se evaluó el número de esquejes que formaron raíces en cada conteo to mando en cuenta todos los tratamientos establecidos, resultando que algunos esquejes de 1 y 2 mm empezaron a formar sus raíces a los 8 días en un porcentaje bajo. Esto se confirma al observar el cuadro 7, donde el porcentaje de enraizamiento más alto (87.5%) fue debido al tratamiento del fitoregulador A en esquejes de toronjil morado de 1 mm, en tanto que los valores más bajos se encontraron en esquejes de toronjil blanco con un grosor de 3 mm.

En general el porcentaje de enraizamiento del toronjil morado -- en la última evaluación (22 días), fue de 50.4% y el del blanco fue de 24.5% (cuadro 7; fig. 10).

Los resultados de los cuatro lotes experimentales se sometieron a pruebas de análisis de varianza para las siguientes variables cuantitativas: Número de raíces primarias (RP), número de raíces secundarias (RS), longitud de raíces (LR) y diámetro del -- sistema radical (DR), realizándose un análisis para cada evaluación (8, 15 y 22 días).

Los resultados de estos análisis confirman las tendencias obser

Cuadro 7. Porcentaje de enraizamiento en esquejes con diversos grososres de toronjil morado y blanco, tratados con -- dos mezclas de reguladores de crecimiento (AIB+ANA). Se hicieron conteos de raices a los 8, 15 y 22 dñas de plantados. (Porcentaje sobre un total de 24 esquejes por tratamiento y 6 testigos).

INTERACCION REGULADOR/ GROSOR (mm)	PLANTAS					
	TORONJIL MORADO			TORONJIL BLANCO		
	Porcentaje de enraizamiento(%) conteos (dñas)					
	8	15	22	8	15	22
<b>MEZCLA A</b> (Radix)						
1	20.8	75	87.5	4.1	29.1	37.5
2	16.6	62.5	70.8	---	12.5	45.8
3	---	25	45.8	---	---	4.1
<b>MEZCLA B</b> (Rootone)						
1	20.8	66.6	70.8	8.3	25	45.8
2	---	45.8	54.1	4.1	29.1	37.5
3	---	8.3	16.6	---	---	---
<b>TESTIGO</b>						
1	---	33.3	41.6	33.3	33.3	33.3
2	---	16.6	49.9	---	---	16.6
3	---	---	---	---	---	---
<b>TOTAL</b>	<b>6.4%</b>	<b>37%</b>	<b>50.4%</b>	<b>5.5%</b>	<b>14.3%</b>	<b>24.5</b>

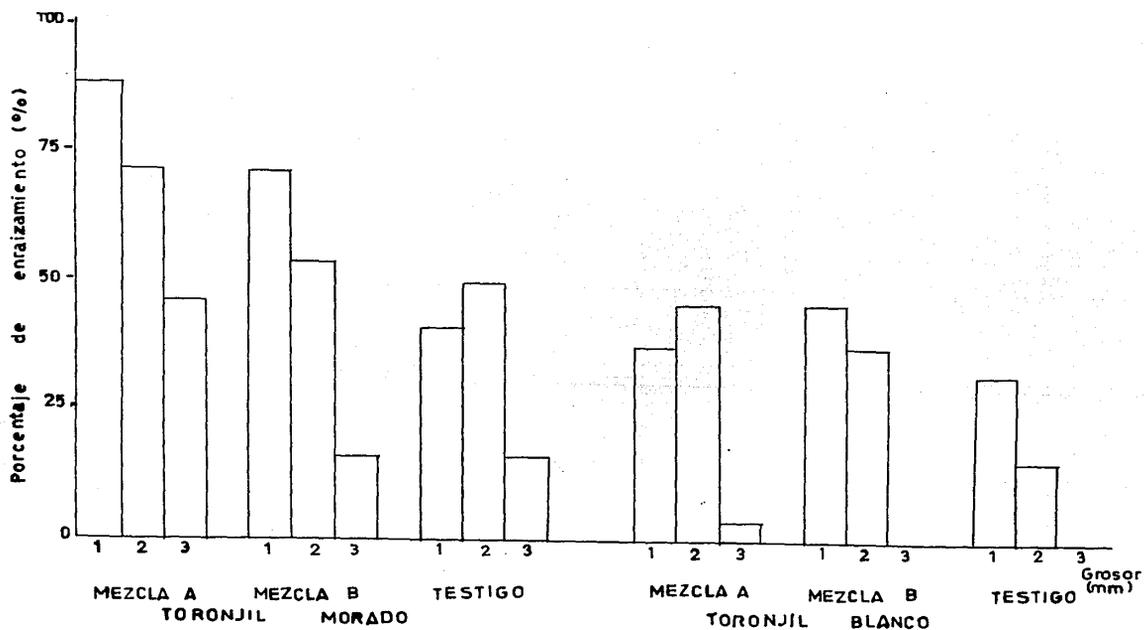


Fig. 10. Porcentaje de enraizamiento en esquejes de toronjil morado y blanco, con diversos grosos, tratados con dos mezclas de reguladores de crecimiento (AIB+ANA). Se evaluaron a los 22 días de sembrados.

vadas con anterioridad, ya que nos muestran que los esquejes -- que se sembraron a los 8 días, en general no presentan producción de raíces, los valores encontrados se interpretaron estadísticamente como no significativos, ya que en la mayoría de -- los casos se obtuvieron valores por encima de .05 de probabilidad, sin embargo a los 15 y 22 días existen un mayor número de diferencias significativas para las variables trabajadas (RP, -RS, LR y DR) (Cuadro 8).

Los resultados en relación a las variables explicativas Planta, Regulador y Grosor nos muestran que los efectos principales a los 15 y 22 días fueron significativos lo mismo que las interacciones Planta/Regulador y Planta/Grosor; no siendo significativas ni la interacción Regulador/Grosor, ni la triple interacción Planta/Regulador/Grosor (Cuadro 8).

El análisis de estos resultados nos muestra lo siguiente en relación a las principales variables explicativas.

#### PLANTA

Las evaluaciones mostraron que los esquejes de toronjil morado siempre estuvieron por arriba de los valores del toronjil blanco en cuanto a la capacidad de producir un mayor número de raíces primarias y secundarias y de obtener finalmente un sistema radical con raíces más largas y de mejor diámetro (Cuadro 9; -- Fig. 11-13). También se puede notar muy claramente que a medida que pasa el tiempo el toronjil morado presenta una mejor capacidad rizógena, pudiendo decirse que a los 15 días el sistema radical en general ha empezado a desarrollarse, lo cual no ocurre en el toronjil blanco, sino hasta los 22 días con mayor claridad.

Cuadro 8. Resultados de las significancias entre variables cuantitativas y explicativas, de acuerdo al tiempo en que se sembraron los esquejes de toronjil.##

Fuentes de Variación	Variables Cuantitativas											
	Raíces primarias (RP)			Raíces secundarias (RS)			Longitud de R (LR)			Diámetro de R (DR)		
	8	15	22	8	15	22	8	15	22	8	15	22
PLANTA	.043	.00	.00		.000	.000	.056	.000	.00	.034	.00	.00
REGULADOR	.491	#.00	.00	No se hicieron pruebas de comparación múltiple	.025	.000	.189	.001	.00	.575	.00	.00
GROSOR	.012	.00	.00									
Interacción planta por regulador de crecimiento.	.09	.00	.00		.019	.000	.002	.023	.005	.106	.001	.00
Interacción planta por grosor de tallo.	.35	#.00	.00		.012	.000	.400	.012	.011	.263	.001	.00
Interacción reguladores de crecimiento por grosor de tallo.	.31	#.04	.13		.325	.027	.580	.417	.206	.379	.439	.02
Interacción planta por reguladores de crecimiento por grosor de tallo.	.31	#.07	.11		.316	.012	.033	.66	.88	.207	.430	.06

# Para que las significancias sean positivas deben tener valores menores a .05 de probabilidad.

## Tomados de los análisis de varianza para cada variable cuantitativa.

Cuadro 9. Medias de las variables cuantitativas para plantas.

Variables Cuantitativas	PLANTAS			
	Toronjil Morado		Toronjil Blanco	
	Media $\pm$	Error Standar	Media $\pm$	Error Standar
<b>RAICES</b>				
<b>PRIMARIAS (No. de raices promedio)</b>				
Días				
8	.333	.114	.089	.043
15	2.60	.351	.333	.078
22	3.54	.366	.717	.134
<b>RAICES</b>				
<b>SECUNDARIAS (No. de raices promedio)</b>				
Días				
8	.028	.020	.000	.000
15	9.25	1.64	1.71	.564
22	44.19	5.82	5.97	1.45
<b>LONGITUD</b>				
<b>DE RAICES (cm)</b>				
Días				
8	.037	.011	.013	.007
15	.976	.109	.306	.070
22	2.34	.213	.735	.133
<b>DIAMETRO</b>				
<b>DE RAICES (mm)</b>				
Días				
8	.244	.079	.067	.031
15	2.91	.357	.644	.177
22	5.42	.525	1.50	.266

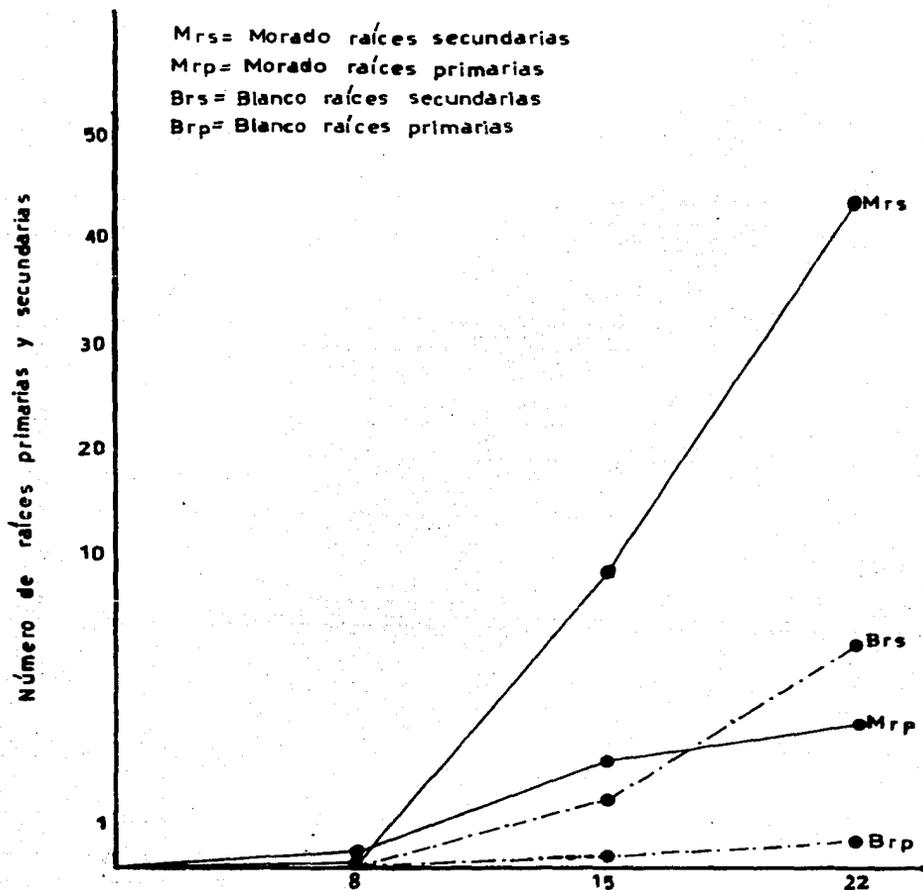


Fig.11 Comparación del desarrollo en el número de raíces primarias y secundarias en esquejes de toronjil morado y blanco.

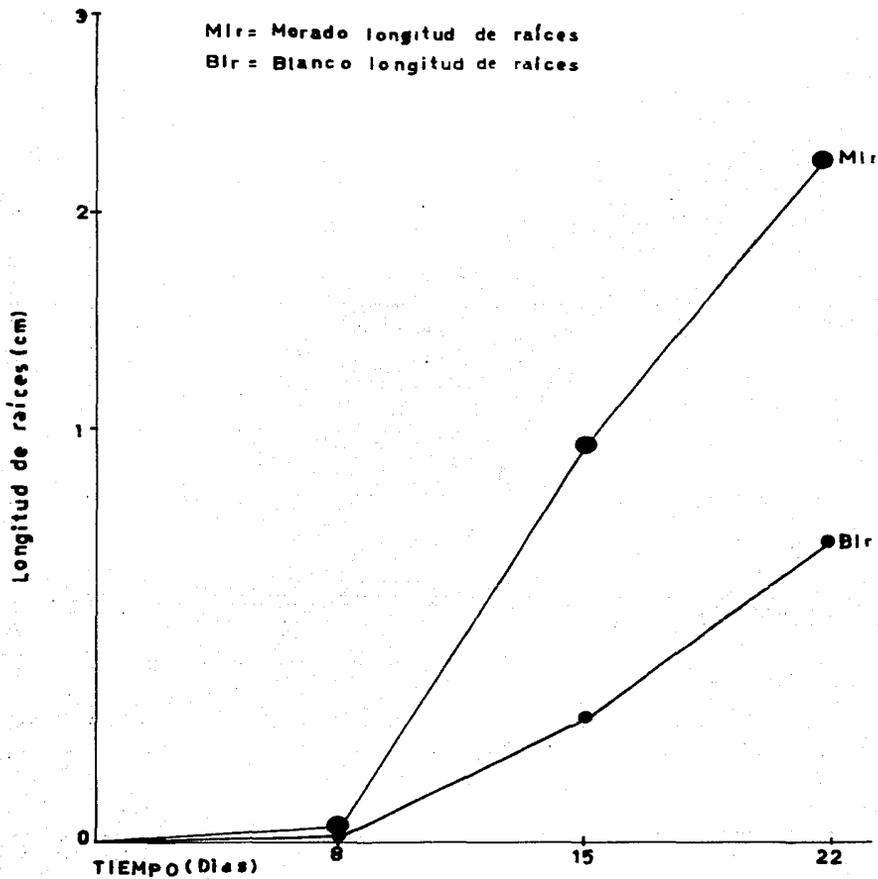


Fig.12. Comparación del desarrollo en la longitud del sistema radical entre esquejes de toronjil morado y blanco.

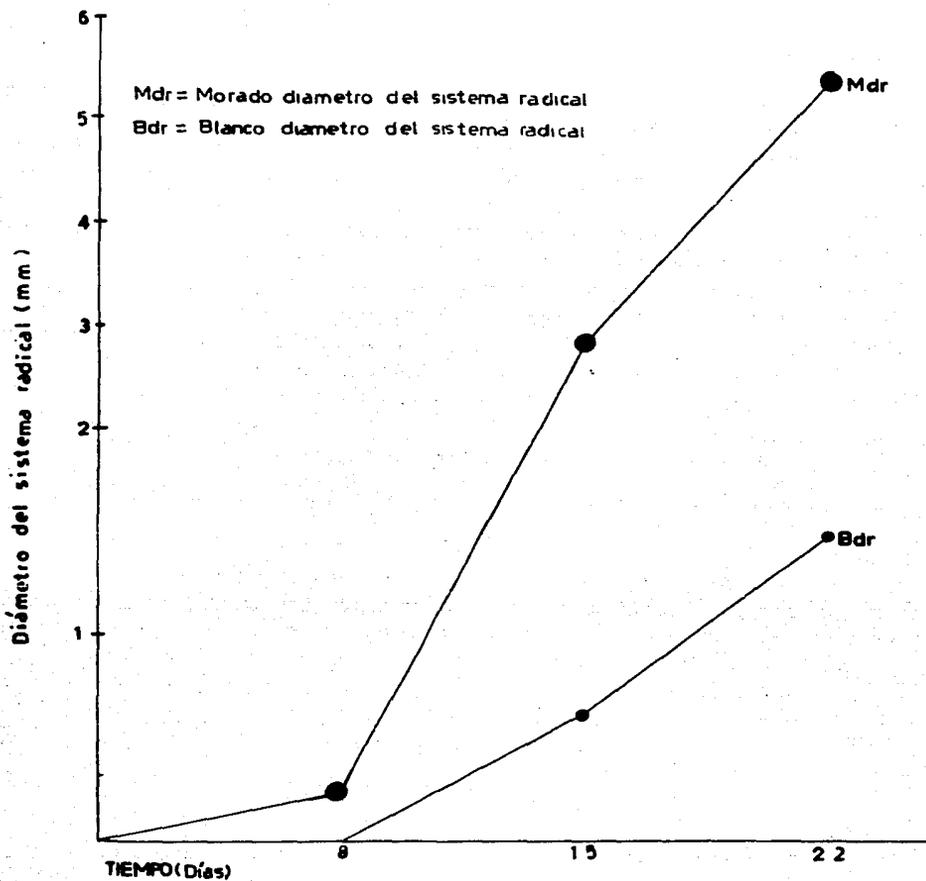


Fig. 13 Comparación del desarrollo en el diametro del sistema radical entre esquejes de toronjil morado y blanco

## REGULADOR

En cuanto al tratamiento del toronjil con reguladores de crecimiento, se observó que la mezcla A (Radix) que posee 3500 ppm de ácido indolbutírico (AIB) y 200 ppm de ácido naftalenacético (ANA), en general mostró mejores resultados en promedio sobre las dos especies trabajadas, en comparación con la mezcla B - - (Rootone) la cual contiene 1130 ppm de derivados de ANA y 570 ppm de AIB. Sin embargo comparando estos tratamientos con el lote - testigo, se observó que este último presentó siempre los valores más bajos en todas las variables trabajadas. (Cuadro 10; -- figs. 14-17). Al igual que en la variable principal anterior, el desarrollo del sistema radical se hace más evidente conforme pasa el tiempo. Los detalles de los efectos de estos reguladores de crecimiento se mostrarán con mayor detenimiento al explicar la interacción Planta/Regulador que también fue significativa al aplicarse el análisis de varianza.

## GROSOR

En esta variable las evaluaciones mostraron que en general en la medida en que disminuye el grosor de tallo utilizado en la propagación hay una mejor producción de raíces, con un sistema radical más largo y de mejor diámetro; así como la obtención -- de raíces en un tiempo más corto (Cuadro 11; figs. 18-21). Esta variable se analizará estadísticamente al igual que la anterior en la interacción Planta/Grosor de tallo.

## INTERACCIONES SIGNIFICATIVAS. ESPECIE POR REGULADOR DE CRECIMIENTO Y ESPECIE POR GROSOR DE TALLO.

Dado que estas dos interacciones resultaron estadísticamente -- significativas (con probabilidades menores de .05%), además de las variables principales Planta, Regulador y Grosor; se realizaron pruebas de comparación múltiple para cada variable, considerando únicamente los valores del tercer conteo. De este análisis estadístico se desprenden los siguientes resultados.

Cuadro 10. Medias de las variables cuantitativas para reguladores de crecimiento.

Variables Cuantitativas	REGULADORES		
	A (Radix)	B (Rootone)	Testigo
<b>RAICES PRIMARIAS (No. de raices promedio)</b>			
Días			
8	.278	.208	.083
15	2.466	1.083	.236
22	3.271	1.653	.805
<b>RAICES SECUNDARIAS (No. de raices promedio)</b>			
Días			
8	0	.034	0
15	7.652	5.31	1.5
22	41.76	18.04	5.79
<b>LONGITUD DE RAICES (cm)</b>			
Días			
8	.038	.014	.021
15	.818	.677	.214
22	2.05	1.504	.579
<b>DIAMETRO DE RAICES (mm)</b>			
Días			
8	.187	.166	.069
15	2.39	1.72	.667
22	4.68	3.27	1.375

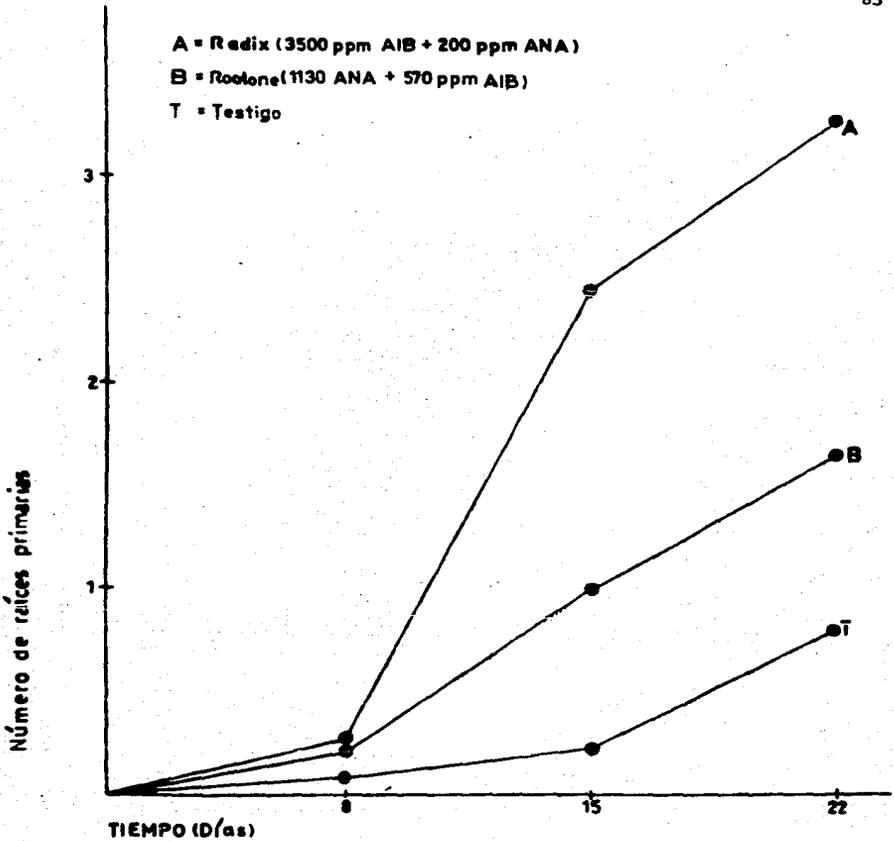


Fig. 14 Producción promedio de raíces primarias debidas a los tratamientos con reguladores de crecimiento en esquejes de toronjil morado y blanco.

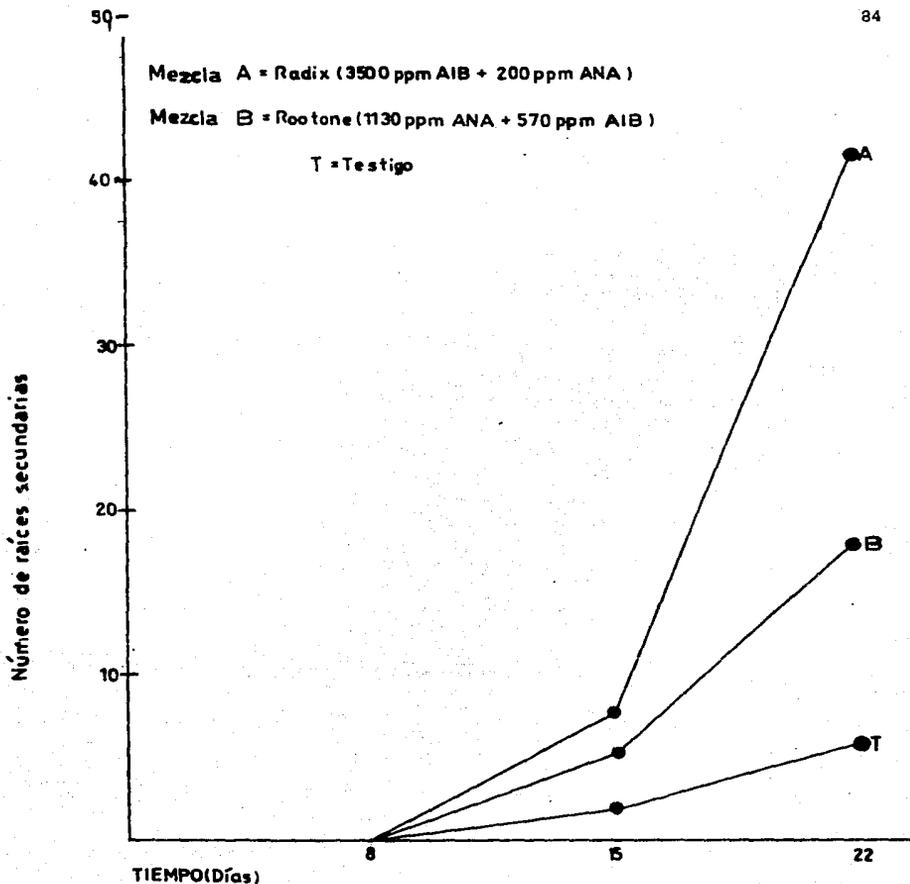


Fig. 15 Produccion promedio de raíces secundarias debidas al tratamiento con reguladores de crecimiento, en esquejes de toronjil morado y blanco.

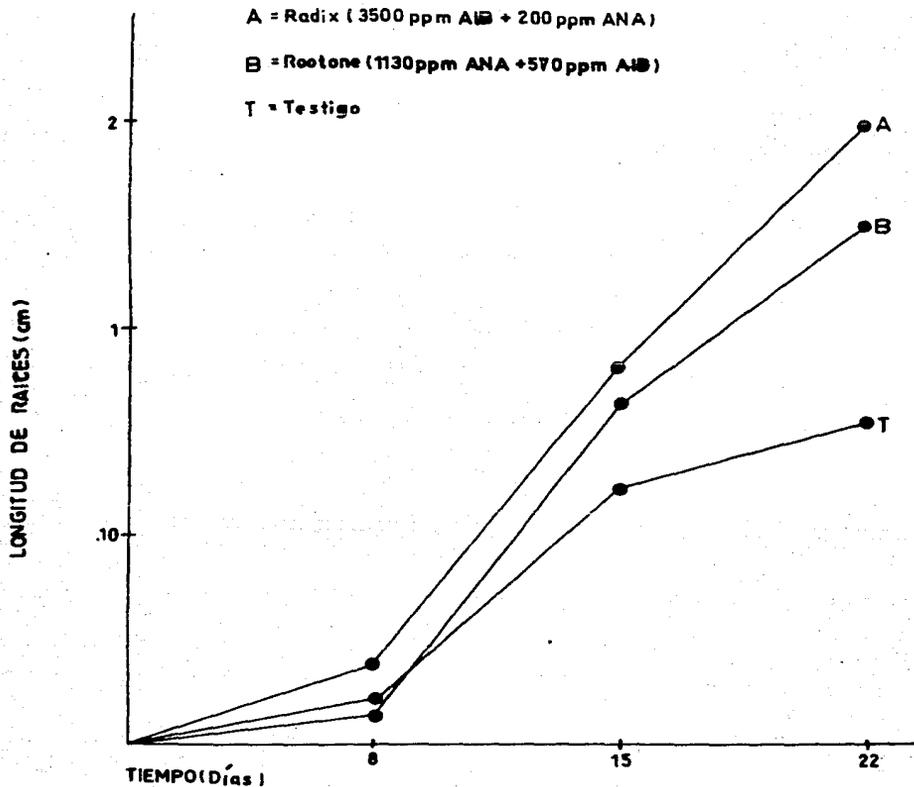


Fig. 16 Longitud promedio de raíces producidas por el tratamiento con reguladores de crecimiento en esquejes de toronjil morado y blanco.

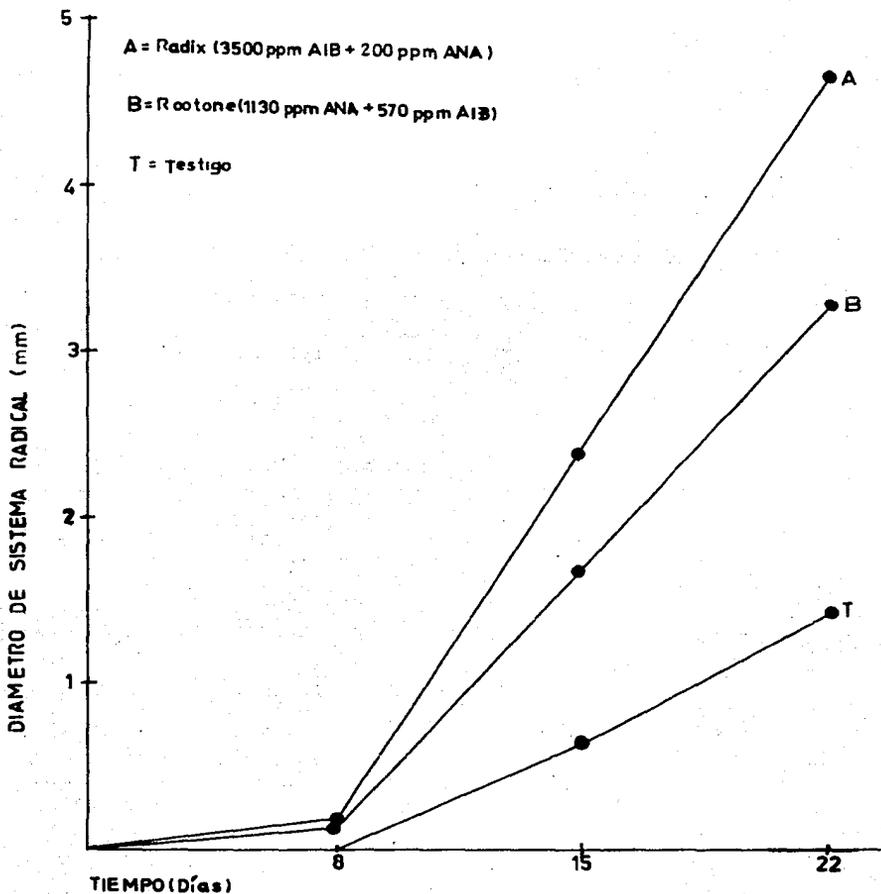


Fig. 17—Diametro promedio del sistema radical producido por el tratamiento con reguladores de crecimiento en esquejes de toronjil morado y blanco.

Cuadro 11. Medias de las variables cuantitativas para grosores de tallo.

Variables cuantitativas	GROSORES		
	1	2	3
<b>RAICES</b>			
<b>PRIMARIAS (No. de raices promedio)</b>			
Días			
8	.441	.308	0
15	2.65	1.68	.25
22	3.36	2.44	.583
<b>RAICES</b>			
<b>SECUNDARIAS (No. de raices promedio)</b>			
Días			
8	.041	0	0
15	10.15	5.85	.458
22	45.31	26.42	3.5
<b>LONGITUD</b>			
<b>DE RAICES (cm)</b>			
Días			
8	.054	.021	0
15	1.19	.626	.101
22	2.56	1.70	.353
<b>DIAMETRO</b>			
<b>DE RAICES (mm)</b>			
Días			
8	.035	.117	0
15	3.37	1.70	.25
22	5.57	4.13	.675

Número de raíces primarias

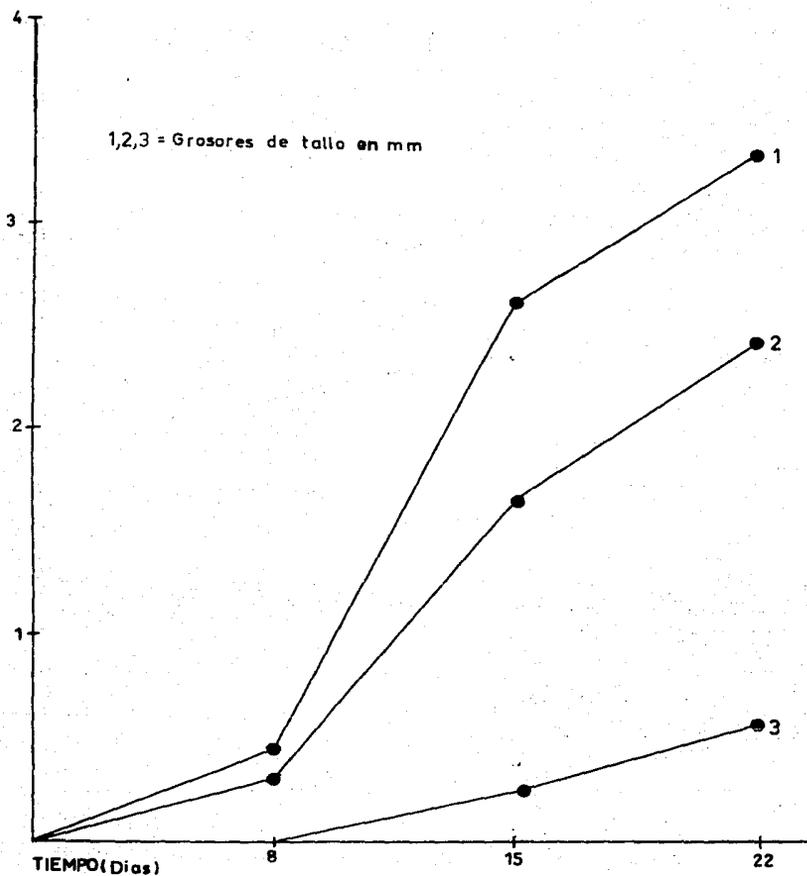


Fig. 10 Promedio de raíces primarias para la variable principal grosor de tallo en esquejes de toronjil morado y blanco

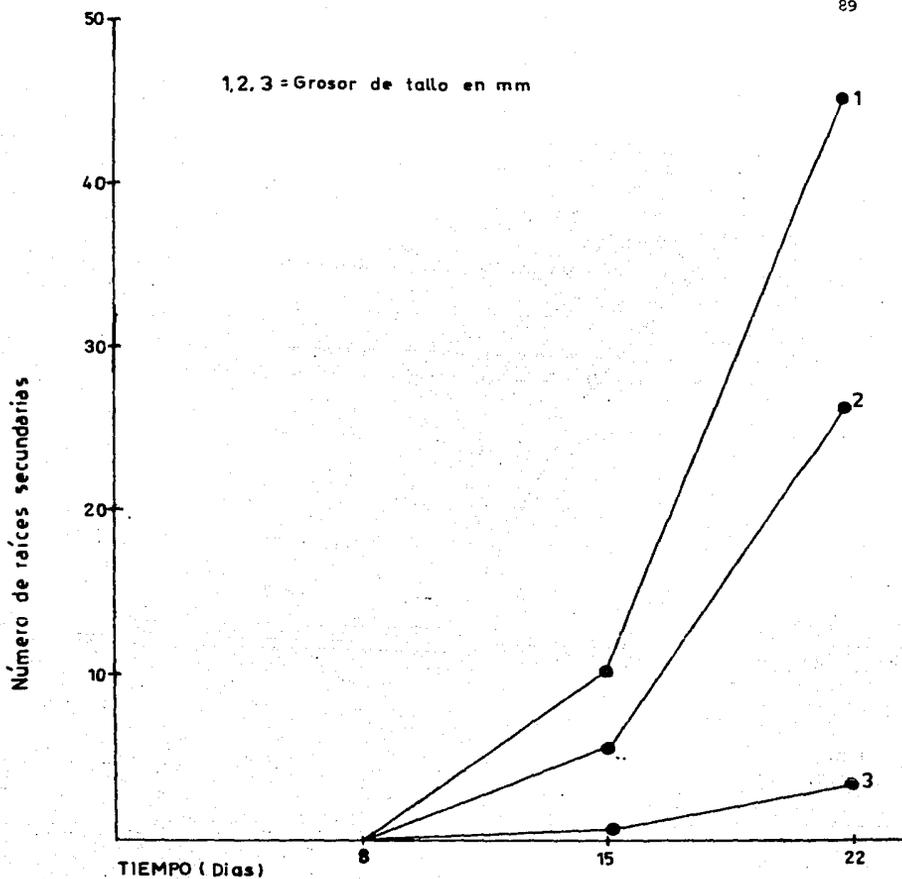


Fig. 19. Promedio de raíces secundarias para la variable principal grosor de tallo en esquejes de toronjil morado y blanco.

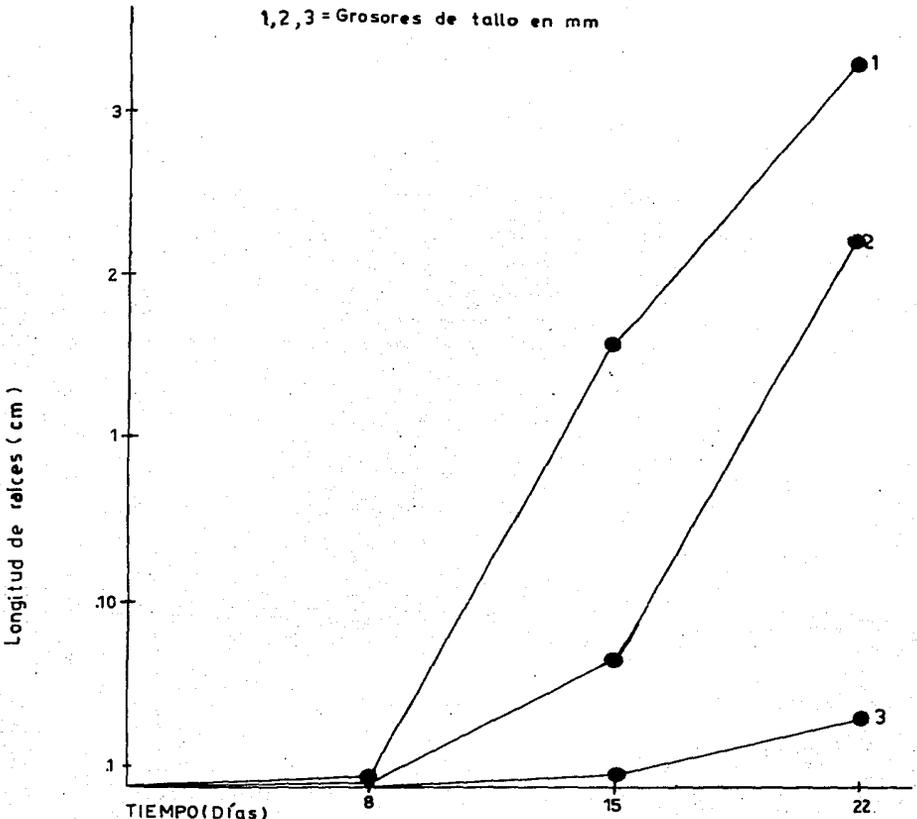


Fig 20 Promedio de longitud de raíces para la variable principal grosor de tallo en esquejes de toronjil morado y blanco.

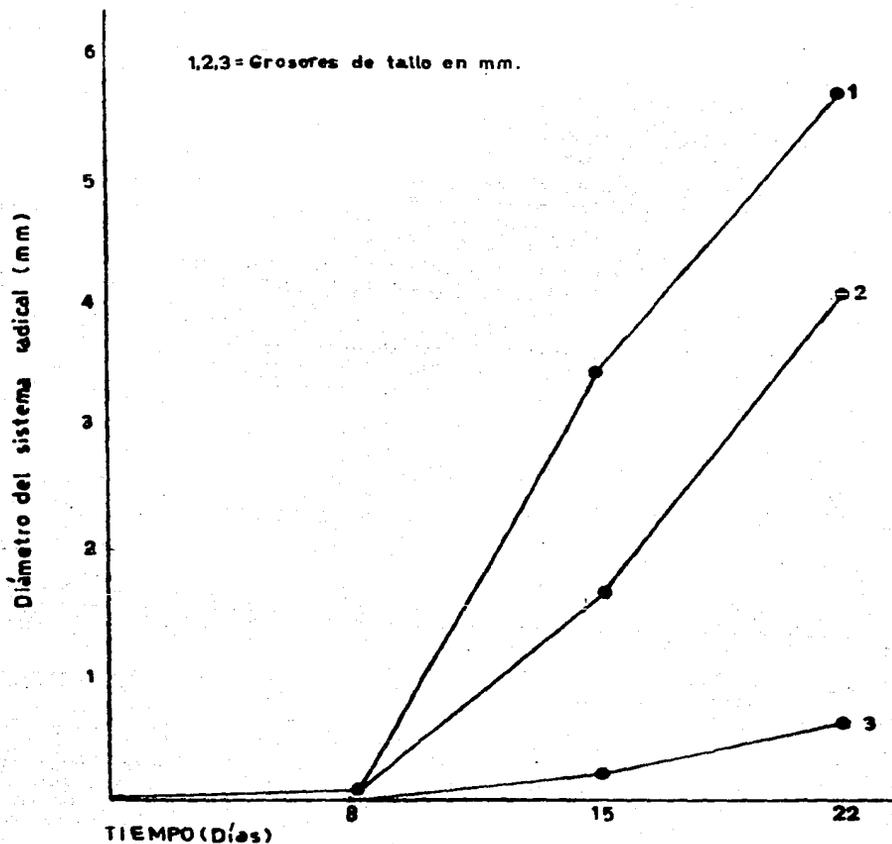


Fig. 21. Promedio del diámetro del sistema radical para la variable principal grosor de tallo en esquejes de toronjil morado y blanco.

4.8 (b) Número de raíces primarias

En el análisis de varianza practicado para la variable número - de raíces primarias (Cuadro 12) se observan significancias positivas (con probabilidades menores de .05%) tanto para las variables principales como para las literacciones Planta/Regulador - y Planta/Grosor.

Cuadro 12. Análisis de varianza para la variable número de raíces primarias por planta, en el tercer conteo.

Fuente de variación	suma de cuadrados	grados de libertad	cuadrado medio	F	Significancia
PLANTA	719.669	1	719.669	71.139	.000#
REGULADOR	346.510	2	173.255	17.126	.000#
GROSOR	482.239	2	241.119	23.834	.000#
Interacción planta por <u>re</u> reguladores de crecimiento.	280.838	2	140.419	13.880	.000#
Interacción planta por grosor de tallo.	170.039	2	85.019	8.404	.000#
Interacción <u>re</u> reguladores de crecimiento por <u>gro</u> sor de tallo.	71.053	4	17.763	1.756	.137
Interacción planta por reguladores de crecimiento por - grosor de tallo.	76.642	4	19.160	1.894	.111
Error residual	3459.817	342	10.116		
Total	5606.809	359	15.618		

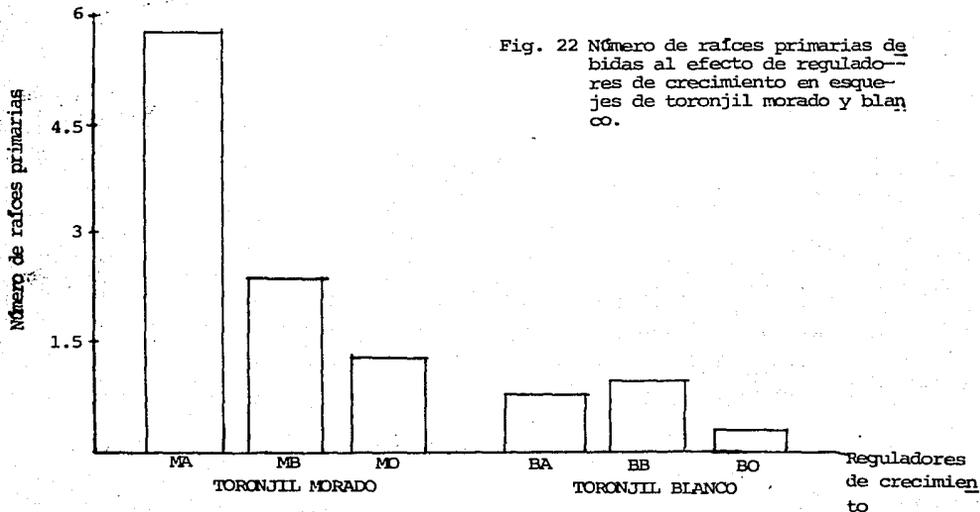
# Diferencia altamente significativa al .05% de probabilidad.

En el análisis de comparación múltiple, cuadro 13 y figura 22, se observa que el toronjil morado tratado con la mezcla A de reguladores de crecimiento, mostró la mejor respuesta en cuanto a producción de raíces primarias, teniendo diferencias estadísticamente significativas en relación a los demás tratamientos.

Cuadro 13. Efecto de la interacción Planta por Regulador de Crecimiento en el número de raíces primarias.

INTERACCIÓN PLANTA/REGU LADOR	NUMERO DE RAICES PRIMARIAS/PLANTA	
	Media	Significancia (F)
Morado/Mezcla A	5.76	a
Morado/Mezcla B	2.40	b
Morado/Testigo	1.38	bc #
Blanco/Mezcla A	.78	c
Blanco/Mezcla B	.90	c
Blanco/Testigo	.22	c

Nota: Las letras distintas indican que existen diferencias significativas con los demás tratamientos (F menor de .05%).  
# Valor intermedio

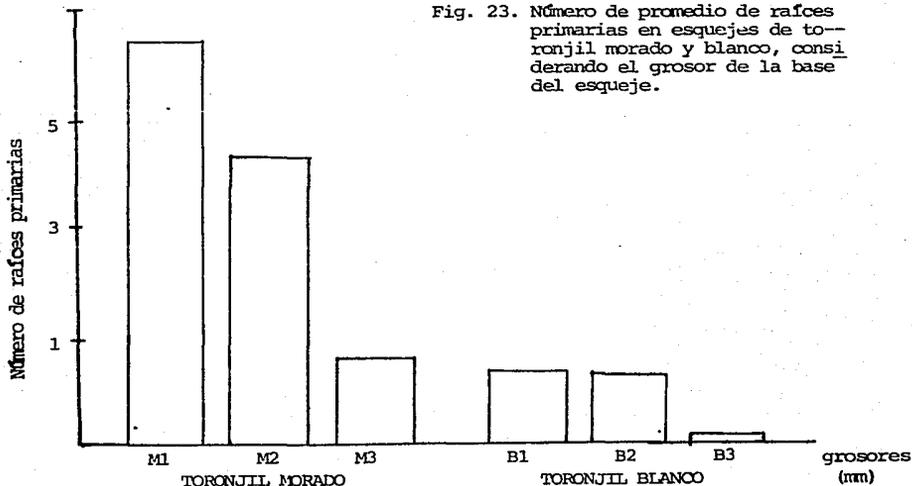


En la comparación de medias para conocer la significancia en la interacción Planta/Grosor de tallo, se observa (Cuadro 14; Fig 23), que el tratamiento más efectivo para la producción de raíces primarias es aquel donde se toman esquejes de toronjil morado de 1 mm, siguiéndole en significancia el de 2 mm, no ocurriendo una respuesta sobresaliente en los demás tratamientos.

Cuadro 14. Efecto de la interacción Planta por Grosor, en el número de raíces primarias.

INTERACCION ESPECIE/ GROSOR (mm)	NUMERO DE RAICES PRIMARIAS/PLANTA	
	Media	Significancia
Morado/1	5.61	a
Morado/2	3.86	b
Morado/3	1.15	c
Blanco/1	1.11	c
Blanco/2	1.01	c
Blanco/3	.017	c

Fig. 23. Número de promedio de raíces primarias en esquejes de toronjil morado y blanco, considerando el grosor de la base del esqueje.



4.8. (b) Número de raíces secundarias

En el análisis de varianza para la variable número de raíces secundarias, el cuadro 15 detecta, de acuerdo a la prueba de F, que hay diferencias altamente significativas en todas las variables trabajadas, así como en las interacciones dobles y triples.

Se realizó la prueba de comparación múltiple solo para las interacciones Planta/Regulador y Planta/Grosor.

Cuadro 15. Análisis de varianza para la variable número de raíces secundarias por planta, en el tercer conteo (22 días).

Fuente de variación	suma de cuadrados	grados de libertad	cuadrado medio	F	Significancia
PLANTA	131446.219	1	131446.219	55.398	.000#
REGULADOR	74003.047	2	37001.523	15.594	.000#
GROSOR	105243.359	2	52621.680	22.177	.000#
Interacción planta por reguladores de crecimiento	66812.500	2	33406.250	14.079	.000#
Interacción planta por grosor de tallo.	52123.609	2	26061.805	10.984	.000#
Interacción reguladores de crecimiento por grosor de tallo.	26354.652	4	6588.663	2.777	.027#
Interacción planta por reguladores de crecimiento por grosor de tallo.	24853.688	4	6213.420	2.619	.035#
Error residual	811485.750	342	2372.765		
Total	1292322.750	359	3599.785		

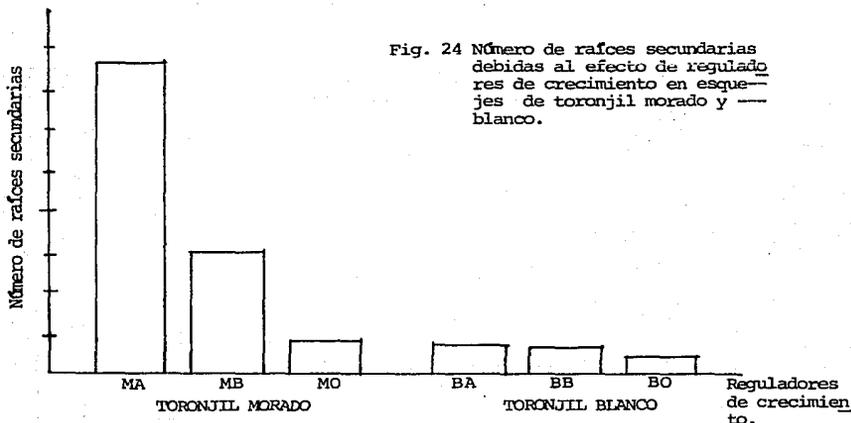
# Diferencia altamente significativa al 0.05% de probabilidad.

La prueba de comparación de medias para la interacción Planta/Regulador en el cuadro 16 y figura 24, denotan que el tratamiento del toronjil morado con la fitohormona A (Radix), fue el más adecuado con una media de 76.9 raíces por planta, para la formación de raíces secundarias ya que existen diferencias muy significativas con los tratamientos restantes.

Cuadro 16. Efecto de la interacción Planta por Regulador de crecimiento en el número de raíces secundarias.

INTERACCIÓN PLANTA/REGU LADOR	NUMERO DE RAICES SECUNDARIAS/PLANTA	
	Media	Significancia
Morado/mezcla A	76.97	a
Morado/mezcla B	29.68	b
Morado/testigo	7.63	b
Blanco/mezcla A	6.55	b
Blanco/mezcla B	6.40	b
Blanco/Testigo	3.94	b

Nota: Las letras distintas indican que existen diferencias significativas con los demás tratamientos (F menor de .05%)



En la prueba de comparación múltiple para la interacción significativa Planta por grosor de tallo, se encontró que existen diferencias estadísticamente significativas en la producción de raíces secundarias entre los esquejes de toronjil morado con un grosor de 1 mm, siguiéndole en orden de importancia los de 2 mm, no ocurriendo tales diferencias en los esquejes de toronjil morado de 3 mm y en todos los de toronjil blanco, tal como se observa en el cuadro 17 y figura 25.

Cuadro 17. Efecto de la interacción Planta por Grosor de tallo en el número de raíces secundarias.

INTERACCION PLANTA/GRO- SOR (mm)	PRODUCCION DE RAICES SECUNDARIAS/PLANTA	
	Media	Significancia
Morado/1	78.100	a
Morado/2	47.46	b
Morado/3	7.00	c
Blanco/1	12.53	c
Blanco/2	5.38	c
Blanco/3	.00	c

Nota: Las letras distintas indican que existen diferencias significativas con los demás tratamientos (F menor de .05%).

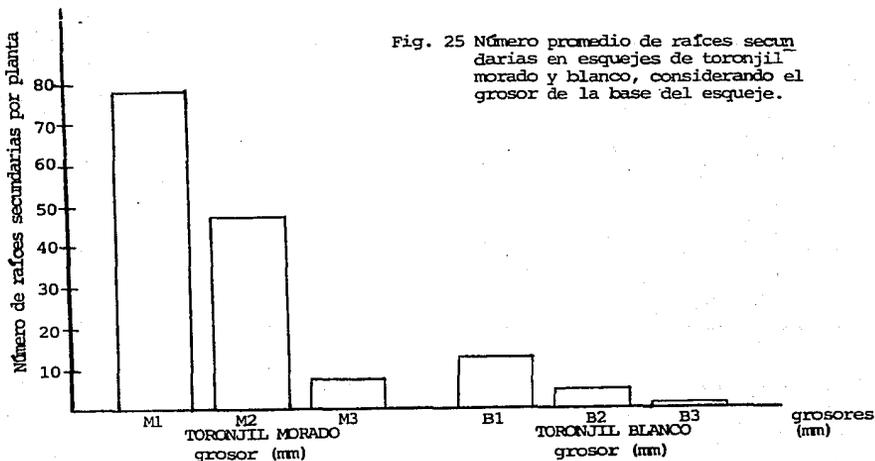


Fig. 25 Número promedio de raíces secundarias en esquejes de toronjil morado y blanco, considerando el grosor de la base del esqueje.

4.8. (c) Longitud del sistema radical

En el análisis de varianza para la variable longitud de raíces por planta, se observa claramente que existen diferencias altamente significativas y los efectos de las variables principales Planta, Regulador y Grosor, así como en las interacciones dobles Planta/Regulador y Planta/Grosor, no habiendo significancia en la interacción Regulador/Grosor, ni en la triple interacción. (Cuadro 18.).

Cuadro 18. Análisis de varianza para la variable longitud de raíces por planta, en el tercer conteo (22 días).

Fuente de variación	suma de cuadrados	grados de libertad	cuadrado medio	F	Significancia de F
PLANTA	234.095	1	234.095	53.014	.000#
REGULADOR	105.550	2	52.775	11.952	.000#
GROSOR	298.013	2	149.006	33.745	.000#
Interacción planta por reguladores de crecimiento	47.500	2	43.750	5.379	.005#
Interacción planta por grosor de tallo	40.689	2	20.345	4.607	.011#
Interacción regulador de crecimiento por grosor de tallo.	26.216	4	6.554	1.484	.206
Error residual	1510.162	342	4.416		
Total	2267.301	359	6.316		

# Diferencia altamente significativa al .05% de probabilidad (F menor de .05%)

Dado que los efectos de las variables principales se encuentran inmersos en las interacciones significativas, sólo se darán los resultados de las pruebas de comparación múltiple de estas interacciones.

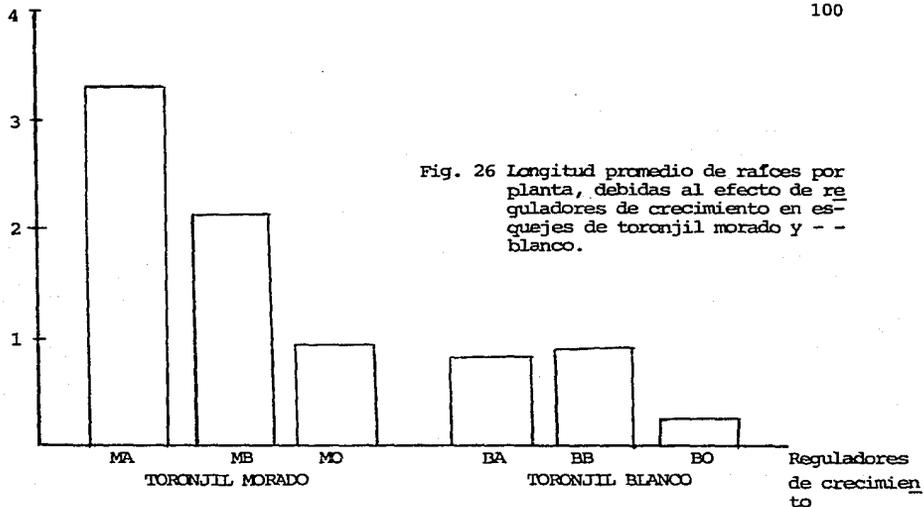
En la comparación de medias para la variable longitud de raíces, se encontró que la mejor respuesta fue debida al tratamiento de la mezcla A (Radix) en esquejes de toronjil morado con un promedio de 3.29 centímetros de crecimiento en el sistema radical, existiendo una diferencia significativa con los demás tratamientos, sin embargo el tratamiento con la fitohormona B - - (Rootone) también mostró ser significativo en comparación a los restantes tratamientos. (Cuadro 19; Fig. 26).

Cuadro 19. Efecto de la interacción Especie por Regulador de crecimiento sobre la variable longitud del sistema radical.

INTERACCION PLANTA/REGU- LADOR	LONGITUD DEL SISTEMA RADICAL (cm)	
	Media	Significancia
Morado/Mezcla A	3.29	a
Morado/Mezcla B	2.12	b
Morado/Testigo	0.90	c
Blanco/Mezcla A	.82	c
Blanco/Mezcla B	.88	c
Blanco/Testigo	.25	c

Nota: Las letras distintas indican que existen diferencias significativas con los demás tratamientos (F menor de .05%).

Fig. 26 Longitud promedio de raíces por planta, debidas al efecto de reguladores de crecimiento en esquejes de toronjil morado y - blanco.

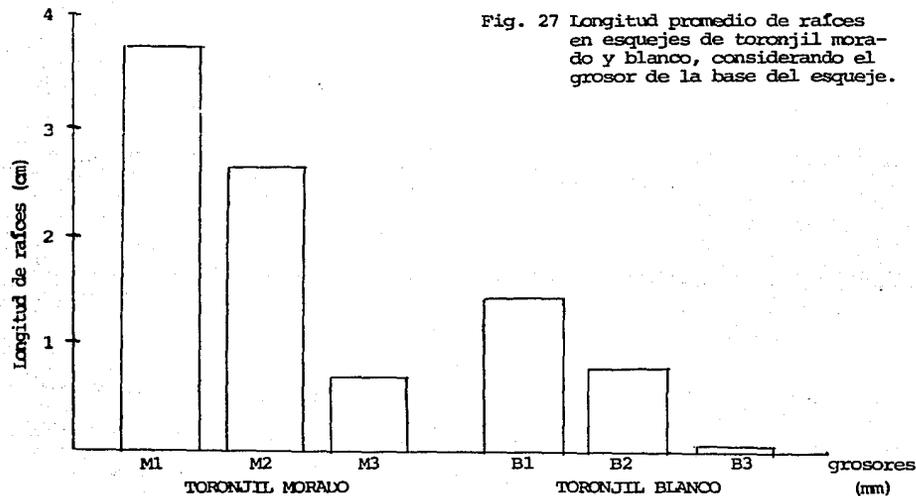


Con respecto a la otra interacción significativa Planta/Grosor, se observa que sigue la misma tendencia que en todas las variables analizadas (Cuadro 20; Fig. 27), ya que los resultados -- muestran a los esquejes de toronjil morado de 1 mm como los -- que obtuvieron raíces de mayor longitud, obteniéndose al reali-- zar la comparación de medias que este tratamiento, posee dife-- rencias significativas con los restantes, siguiéndole los es-- quejes de 2 mm en orden de importancia y significancia; en se-- guida tenemos un bloque con esquejes de toronjil morado de 3 - mm y del blanco de 1 y 2 mm, los cuales resultan ser estadísti-- camente iguales entre sí, pero presentan diferencias significa-- tivas con el último tratamiento que obtuvo los resultados más pobres en cuanto a longitud de raíces y se encontró en esque-- jes de toronjil blanco de 3 mm.

Cuadro 20. Efecto de la interacción Planta por Grosor de tallo sobre la variable en la longitud de raíces.

INTERACCION PLANTA/GROSOR	LONGITUD DE RAICES (cm)	
	Media	Significancia
Morado/1	3.71	a
Morado/2	2.62	b
Morado/3	.703	c
Blanco/1	1.413	c
Blanco/2	.788	c
Blanco/3	.003	d

Nota: Las letras distintas indican que existen diferencias significativas con los demás tratamientos (F menor de .05%).



4.8. (d) Diámetro del sistema radical

En el análisis de varianza para la variable diámetro del sistema radical por planta, el cuadro 21 detecta de acuerdo a la -- prueba de F, diferencias altamente significativas para las variables explicativas principales, así como para las dos primeras interacciones, como ha ocurrido en general en las variables anteriores.

Cuadro 21. Análisis de varianza para la variable diámetro del sistema radical por planta, en el tercer conteo (22 dfas).

Fuente de variación	suma de cuadrados	grados de libertad	cuadrado medio	F	Significancia de F
PLANTA	1384.544	1	1384.544	46.824	.000#
REGULADOR	534.754	2	267.377	10.974	.000#
GROSOR	1521.939	2	760.969	31.232	.000#
Interacción planta por reg. de crecimiento	271.893	2	135.947	5.580	.000#
Interacción planta por grosor de tallo.	318.106	2	159.053	6.528	.002#
Interacción reg. de crecimiento por grosor de tallo.	125.075	4	31.269	1.283	.276
Interacción planta por reg. de crecimiento por grosor de tallo.	54.020	4	13.505	.554	.696
Error residual	8332.953	342	24.365		
Total	12543.283	359	34.940		

# Diferencia altamente significativa al 0.05% de probabilidad (F menor de .05%).

Para el efecto de la interacción Planta/Regulador sobre el diámetro del sistema radical, el cuadro 22 y figura 28, nos indican al toronjil morado tratado con fitohormona A, con 7.66 mm como el de mejor diámetro radical, en tanto que los restantes - tratamientos son diferentes estadísticamente que el primero. El toronjil morado tratado con Rootone (mezcla B) y el lote testigo no muestran diferencias significativas entre sí, aunque esto sí sucede si el primero se compara con todos los tratamientos - con reguladores de crecimiento y testigo del toronjil blanco. El lote testigo de toronjil morado se encuentra en un paso estadísticamente intermedio entre los dos bloques mencionados.

Cuadro 22. Efecto de la interacción Planta por Regulador de crecimiento sobre la variable diámetro del sistema radical.

INTERACCION PLANTA/REGU LADOR	DIAMETRO DEL SISTEMA RADICAL (mm)	
	Media	Significancia
Morado/mezcla A	7.66	a
Morado/mezcla B	4.79	b
Morado/Testigo	2.19	bc #
Blanco/mezcla A	1.70	c
Blanco/mezcla B	1.76	c
Blanco/Testigo	.55	c

Nota: Las letras distintas indican que existen diferencias significativas con los demás tratamientos (F menor de .05%).

# valor estadístico intermedio.

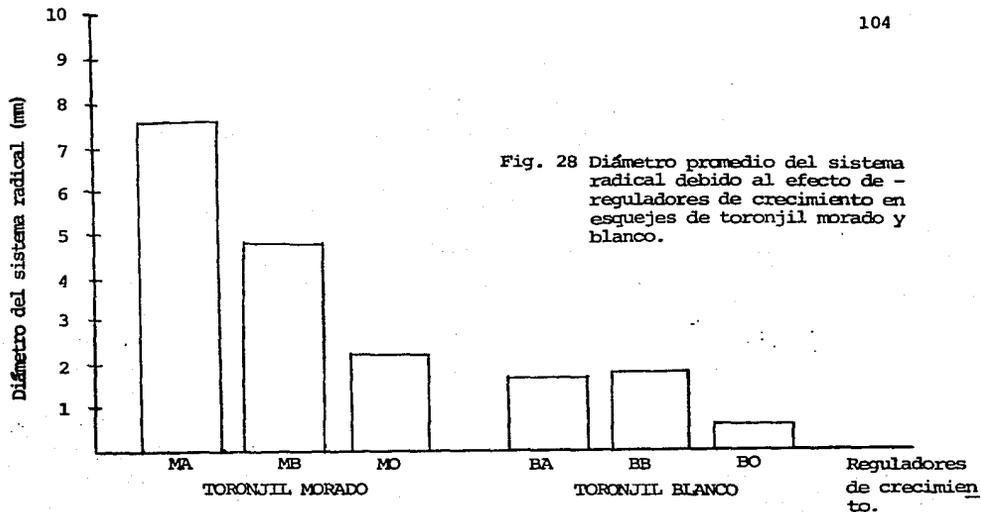


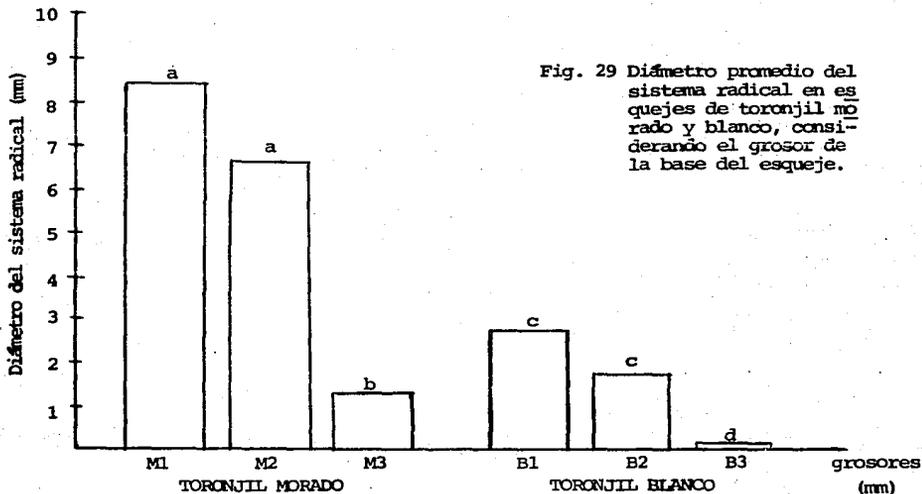
Fig. 28 Diámetro promedio del sistema radical debido al efecto de reguladores de crecimiento en esquejes de toronjil morado y blanco.

En cuanto al efecto de la interacción planta por grosor de tallo sobre el diámetro del sistema radical se puede inferir de acuerdo al cuadro 23 y figura 29, que los esquejes de 1 y 2 mm de toronjil morado con 8.41 y 6.51 mm respectivamente, no poseen diferencias estadísticamente significativas entre sí, sin embargo, sí ocurren tales diferencias con los demás tratamientos de toronjil morado y blanco.

Cuadro 23. Efecto de la interacción Planta por Grosor de tallo sobre la variable diámetro del sistema radical.

INTERACCION PLANTA POR GROSOR (mm)	DIAMETRO DEL SISTEMA RADICAL (mm)	
	Media	Significancia
Morado/1	8.41	a
Morado/2	6.51	a
Morado/3	1.33	b
Blanco/1	2.73	c
Blanco/2	1.75	c
Blanco/3	.017	d

Nota: Las letras distintas indican que existen diferencias significativas con los demás tratamientos (F menor de .05%).



## DISCUSION

## 6.1. PLANTA

Los esquejes de tallo de toronjil morado presentaron para las variables cuantitativas estudiadas la mejor respuesta en todos los casos, comparándolas con las de toronjil blanco que en general presentó valores muy bajos, siendo el porcentaje de enraizamiento de 50 y 25% respectivamente.

De estos resultados se desprende que ambas plantas necesitan un período mayor de 22 días para que la mayoría de los esquejes -- presente raíces adventicias, ya que los porcentajes de enraizamiento encontrados son relativamente bajos, tomando en cuenta -- los tres grosores manejados en cada planta.

Sin embargo dentro de estos valores de enraizamiento encontrados, se observó que existen diferencias en la producción total de raíces de las plantas trabajadas, y esto puede deberse a que tanto el toronjil morado como el blanco, poseen características genéricas propias y por tanto presentan diferencias en su capacidad rizógena, dándoles la característica de ser una planta de fácil ó difícil enraizamiento.

Se sabe que algunas plantas poseen cofactores específicos que -- forman parte --junto con la auxina natural-- del complejo de rizo calina, y que al aislar tales cofactores, se ha comprobado que son los que le dan la característica a la planta de enraizar -- de una manera más rápida ó no hacerlo tan fácilmente, si no los posee (Hes, 1962).

Además de esto, en una investigación con distintos cultivares -- de crisantemo (Rodríguez, 1980), también se ha encontrado que -- existe una capacidad diferencial en cuanto a la formación de -- raíces, sobresaliendo el cultivar "tinsel", con respecto a -- otros tres evaluados.

Estas investigaciones nos demuestran que la capacidad de enraizamiento es diferencial entre especies y aún entre cultivares ó variedades.

De acuerdo a lo anterior, se puede sugerir que los esquejes de toronjil morado posiblemente contengan un cofactor específico - que les permite estimular un desarrollo radical con mayor rapidez que el toronjil blanco.

Otra explicación del porqué el toronjil morado respondió más positivamente a los tratamientos efectuados que el blanco, y por ende, se pudo propagar mejor, puede deberse a que en general su constitución es más vigorosa, pues las yemas brotan rápidamente al igual que las flores, además de ser una planta más resistente a los cambios climáticos, por esto quizá pudo adaptarse mejor -- a las condiciones medioambientales en que se efectuó el experimento. Asimismo, por el hecho de existir una mayor recombinación genética del toronjil morado sobre el blanco, en su medio natural de crecimiento, posiblemente lo ha hecho una planta que puede soportar mejor los cambios en las condiciones medioambientales, en tanto que el toronjil blanco es más propenso a las pudriciones por exceso de humedad ó a researse una vez que ha sido trasplantado, además de ser más sensible al frío. Como se sabe (Bye, comunicación personal), el toronjil blanco presenta semillas con una viabilidad muy baja, e incluso no se han logrado obtener híbridos fértiles en los cruzamientos con el toronjil morado, lo que ha provocado quizá que la planta sea menos resistente a ciertas condiciones del medio ambiente.

También es posible que el toronjil blanco posea una menor reserva de elementos nutritivos, ya que la planta no puede incorporar todos estos, por tener un desarrollo radical muy pobre en condiciones naturales.

## 6.2 REGULADORES DE CRECIMIENTO

Con respecto a los reguladores de crecimiento usados, la mezcla A (Radix), con 3500 ppm de ácido indolbutírico (AIB) y 200 ppm de ácido naftalenacético (ANA), observó una respuesta más efectiva en todas las variables trabajadas. Por su parte la mezcla B (Rootone) con 1130 ppm de derivados de ANA y 570 ppm de AIB, influyó en menor grado que la anterior para estimular el crecimiento y desarrollo del sistema radical en el toronjil morado, pudiendo decirse que en el toronjil blanco ambos reguladores tuvieron resultados por debajo de estos.

Estas respuestas tan marcadas pueden deberse como lo menciona Rodríguez (1980), a que cada auxina actúa de forma distinta entre especies o aún entre cultivares, dando lugar a estas respuestas diferenciales. Además, si se considera que la fitohormona Radix posee una mayor proporción de ácido indolbutírico que de naftalenacético, de donde se ha demostrado mediante innumerables evidencias experimentales que el primero induce a un mayor enraizamiento; se entenderá el porqué de esta mezcla se obtuvieron mejores respuestas en todos los casos.

A este respecto cabe hacer mención de las investigaciones realizadas por Lundquist y Torrey (1984); Rodríguez (1980), El-Nabawy et al., (1983), los que encontraron que el ácido indolbutírico aplicado a estacas juveniles ó esquejes de Casuarina, Chrysanthemum morifolium y Olea Europaea, respectivamente, fueron superiores en enraizamiento que aquellas tratadas con ácido - - naftalenacético.

Otro factor que pudo haber contribuido para obtener estos resultados, posiblemente se deba a que la dosis de reguladores de crecimiento en la mezcla A (Radix) se encuentra en proporción de 2:1 con respecto a la B (Rootone). En este sentido Mahlstedt

(1957) señala que una dosis adecuada para enraizar estacas herbáceas es una mezcla de los reguladores antes señalados ó sus derivados que contenga de 500 a 2000 ppm de tales reguladores. Se ha mencionado que la mezcla A, posee 3700 ppm de AIB + ANA, con una mayor proporción del primero, con lo cual se explica -- que si los esquejes de toronjil morado funcionan adecuadamente con esta mezcla, los de toronjil blanco que son más difíciles de enraizar requerirán de una dosis mayor que ésta para obtener mejores resultados. Por tal motivo ni aún con el tratamiento con Radix se obtienen resultados aceptables en esta planta. Por otra parte también se podría pensar que estas concentraciones son demasiado altas para la planta en cuestión por lo cuál actúan como inhibidoras del enraizamiento, como ha sido reportado por Chadwick (1938) y Mahlstedt (1957), donde además de la inhibición por exceso de auxinas, se ha encontrado que estos fitoreguladores pueden causar un exceso de callo o provocar un amarillamiento y caída de las hojas, así como ennegrecimiento del tallo y finalmente la muerte de la estaca, como ocurrió con algunos esquejes de toronjil blanco.

Finalmente, se puede decir que la diferente respuesta de los reguladores de crecimiento, se puede atribuir a los efectos tan diversos y a los distintos comportamientos que pueden presentar estas sustancias, así como a la respuesta diferencial para la especie en que son aplicadas.

### 6.3. GROSOR

Las evaluaciones mostraron que en general los esquejes que presentaron una mejor capacidad rizógena fueron los de menor grosor y que esta capacidad fue disminuyendo conforme se aumentaba el grosor del tallo. De tal forma que los esquejes de 1 mm enraizaron más rápidamente, produciendo raíces en mayor cantidad y con mejor longitud y diámetro; siguiéndole en orden de importancia los de 2 y 3 mm, respectivamente.

Esto se debió principalmente al hecho de que los esquejes de menor grosor fueron tomados en su mayoría de las zonas terminales de las ramas y tallos de la planta, donde se sabe que existe -- una mayor cantidad de células meristemáticas indiferenciadas -- que pueden dar lugar a raíces que están ubicadas principalmente en los nudos de los tallos, de donde parten las yemas y hojas, por otro lado los esquejes de mayor grosor (3mm); normalmente -- fueron tomados de las zonas intermedias ó bajas de la planta, -- donde hay más capas de tejido diferenciado además de contener -- una menor cantidad de meristemas. De aquí que en general se -- puede decir que los tejidos menos diferenciados presentan un ma -- yor potencial de respuesta al enraizamiento que los más diferen -- ciados.

Estos resultados concuerdan con las investigaciones realizadas por Okie (1984); Nikolova-Khristeva, (1973); Baca, (1975); Lund kist y Torrey, (1984); Davies (1984); El-Nabawy et al, (1983); los que trabajaron con renuevos de plantas herbáceas ó formas -- juveniles de plantas leñosas como es el caso del durazno (Pru -- nus persica); crisantemo, (Chrysanthemum morifolium); y olivo -- (Olea europaea) entre otros, encontrando que el mejor enraizado ocurrió en estacas tomadas de las zonas terminales, y que decre -- cía conforme se descendía en la posición de los nudos en el ta -- llo, lo cual sugiere que existe un gradiente hormonal en la ---

planta, encontrándose concentraciones mayores de auxilas en las puntas en comparación con las zonas más bajas.

Esta tendencia coincide con lo que menciona Audus (1959), en el sentido de que las plantas jóvenes tienen una mayor capacidad de enraizamiento, lo cual decae al incrementarse la edad de la planta, además esto nos indica que los tejidos juveniles responden mejor a la aplicación de auxinas, en contraste con los tejidos maduros.

Otro aspecto que refuerza esta tendencia es observado en el trabajo que realizó Davies (1984), en estacas maduras y juveniles de Ficus pumila. Los resultados registraron una mayor concentración de RNA en materiales juveniles durante los periodos de enraizamiento máximos, mientras que el nivel más bajo ocurrió en brotes maduros, durante los intervalos de enraizamiento más bajos.

Estos resultados también se pueden explicar por el hecho de que todas las plantas poseen un complejo de sustancias llamadas "rizocalina", las que se elaboran de forma natural en hojas y yemas e intervienen en forma definitiva en la formación de raíces adventicias. Se ha demostrado (Thimann y Delisle, 1939), que esta sustancia puede existir en mayor cantidad en estacas de plantas juveniles en comparación con aquellas tomadas de zonas maduras de la misma planta. De aquí, cabe esperar que posiblemente las yemas y hojas de los esquejes de menor grosor posean una mayor cantidad de rizocalina.

Aunado a esto, es muy importante considerar el efecto de la barrera anatómica que tiene que romper la incipiente raíz en forma

ción a través de los tejidos de conducción del tallo; ya que en un tallo de mayor grosor el nuevo brote radicular que surge del cambium, tiene que romper más capas de xilema y floema por tener tejidos de mayor madurez, y al seguir dividiéndose y creciendo, avanza a través de la corteza y emerge por la epidermis del tallo. El mismo proceso ocurre en plantas más jóvenes, con la diferencia de que existen menos capas de tejido que la raíz tenga que superar, ya que esta se origina cerca de los haces vasculares, en la endodermis.

En base a esto se explica la causa de que los esquejes de menor grosor 1 y 2 mm, respondieron mejor a la formación de raíces adventicias que los de 3 mm, los cuales ya poseen tejidos un poco más diferenciados.

En base a este análisis se explica que las combinaciones que tuvieron mayor éxito en cuanto a su capacidad rizógena fueron aquellas en que se tomaron esquejes de toronjil morado, con grosores de 1 y 2 mm, y que fueron tratados principalmente con la mezcla A, cuya fórmula contiene en mayor proporción ácido indolbutírico.

A la vez que los resultados más pobres en cuanto a formación de raíces, se dieron por la interacción del toronjil blanco que es más difícil de enraizar en esquejes de mayor grosor, independientemente de la mezcla usada.

## CONCLUSIONES

1. De las plantas trabajadas se concluye que el toronjil morado posee una mayor capacidad rizógena, debido a características genéticas propias, comparada con la forma blanca. Otras personas han encontrado diferencias taxonómicas (Bye, R y Ramamoorthy, en proceso) y químicas (Contreras, et al., 1986) para ambas plantas. Quizá los resultados encontrados en este trabajo contribuyan a aclarar la posición taxonómica de las plantas en cuestión.
  
2. De las mezclas de reguladores de crecimiento usadas, la que presenta una mayor proporción de ácido indolbutírico que de naftalenacético (A-Radix), fue la que obtuvo mejores resultados en los tratamientos del toronjil morado. Sin embargo las aplicaciones de ambas mezclas (Radix y Rootone) sobre el toronjil blanco, no tuvieron respuestas significativas en las variables trabajadas. No pudiendo determinarse si la respuesta fue debida a la mayor proporción de AIB ó a la dosis empleada.

De lo anterior se desprende que las plantas trabajadas requieren ser tratadas con diversos promotores del enraizamiento, buscando utilizar una serie de dosis distintas de AIB, ANA, en forma pura ó mezclada en diferentes proporciones hasta encontrar la dosis y el regulador más adecuado para promover un mejor enraizamiento en ambas plantas.

3. Los esquejes que mostraron una mejor capacidad rizógena, -- fueron los de menor grosor (1 y 2 mm) la cual fue disminuyendo conforme se aumentó el grosor de tallo. Esto probablemente se debió en gran medida a la mayor concentración de auxinas naturales, presencia de un mayor número de células-

meristemáticas, así como un menor número de barreras anatómicas en tallos herbáceos jóvenes, ubicados en las partes apicales de la planta, por lo cual éstas son más adecuadas para propagar estacas herbáceas.

Como conclusión general, se puede comentar que la propagación vegetativa por esquejes de tallo, es una alternativa para multiplicar masivamente plantas con gran potencial utilitario como son en este caso, las plantas medicinales, además de servir como una vía para conservar plantas difíciles de reproducir y que se encuentran en peligro de desaparecer por sobrecolecta, como es el caso de las plantas que nos ocupan.

## LITERATURA CITADA

- Arcega, B.J.A. 1978. Estudio de los efectos del ácido indolbutírico y prácticas de vivero en el enraizamiento de estacas de zarzamora (*Rubus* sp). Tesis Profesional. Depto. de Fitotecnia. Universidad Autónoma de Chapingo, México.
- Audus, J.L. 1959. *Planth growth substances*, 2a. Ed. Leonard-Hill Limited, London.
- Baca, C.B. 1975. Metodología para la obtención de un mayor número de estacas enraizadas de vid, bajo condiciones de invernadero, efecto de medios de sostén, efecto de diferentes auxinas. Tesis Profesional. Depto. de Fitotecnia. UACH. Chapingo, México
- Boullin, R. and Went, F.W. 1933. Recherchés experimentales sur la neofomation des racines dans les plantules et les boutures des plantes superieures, *Ann. Jard. Bot. Buitenzorg* 43: 25-202-. En: Hartmann, 1975.
- Brauer, H.o. 1973. *Fitogenética aplicada*. Limusa, México.
- Caballero, J., et al., 1985. La unidad de investigación sobre recursos genéticos del Jardín Botánico del Instituto de Biología de la UNAM. Memoria de la Reunión Nacional de Jardines Botánicos. SEDUE. p: 44-53.
- Capasso, F., Balestieri, B., y Mascolo, N. 1980. Actualidad de las plantas medicinales. *Medicina Tradicional* 3(10): 53-61.
- Contreras, B., Espíritu, P.L., Collera, O. y García, F. 1986. Estudio quimiotaxonómico de Agastache mexicana var. roja y blanca. Memoria del 1er. Congreso Latinoamericano de Fitoquímica. Instituto de Química, UNAM. México. (Resumen).

- Chadwick, L.C. and Kiplinger, D.C. 1938. The effect of synthetic growth substances on the rooting and subsequent growth of ornamental plants. Proc. Amer. Soc. Hort. Sci., 36: 809-816. En: Hartmann, 1975.
- Chittenden, F.J. 1956. Dictionary of Gardening. 2a. Ed. Vol. I Clarendon Press. Oxford 334 pp.
- Davies, F.T., Jr. 1984. Shoot RNA, cambial activity and indolebutyric acid effectivity in seasonal rooting of juvenile and mature Ficus pulima cuttings. PHYSIOL - - PLANT. 62 (4): 571-575.
- De la Cruz, M., y Badiano, J. 1964. Libellus de medicinalibus - Indorum Herbis. Manuscrito azteca de 1552. Instituto Mexicano del Seguro Social. México, D.F. 394 pp.
- Del Amo, R.S., y Anaya, A.L. 1982. Importancia de la sistematización de la información sobre plantas medicinales. Biótica. 7(2): 293-304.
- Devlin, M.R. 1980. Fisiología Vegetal. 3a. Ed. Omega. Barcelona, España. 517 pp.
- Díaz, J.L. 1976. Usos de las plantas medicinales de México, Monografías Científicas I y II: IMPELAN. México, D.F. 329 pp.
- El-Nabawy, S., Bandok, A., El-Din, I.S. 1983. Studies in some factors affecting rooting in olive leafy cuttings. Annuals of Agricultural Science, 28 (3): 1649-1662. (Resumen).
- Esau, K. 1976. Anatomía Vegetal. Omega. Barcelona, España 729 pp.
- Estrada, L.E. 1985. Jardín Botánico de plantas medicinales "Maximino Martínez". Depto. de Fitotecnia, UACH, Chapin go, México.

- Everett, H.T. 1980. The New York Botanical Garden Illustrated Encyclopedia of Horticulture. Vol. I 15 Ed. Gardland Publishing Inc. New York. U.S.A.
- Fahn, A. 1967. Plant Anatomy. Pergamon Press. Oxford, London. 643 pp.
- Font-Quer, P. 1977. Diccionario de Botánica. Labor. S.A. Barcelona, España. 1244 pp.
- García, A.M. 1977. Patología vegetal Práctica. Limusa, S.A. México p: 36-39.
- García E. 1973. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen. Para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana. 2a. ED. UNAM. México. - - 246 pp.
- García, Z.A. 1983. Las Labiadas del Valle de México (excepto -- Salvia y Stachys). Tesis Profesional. ENCB, IPN. México.
- Gislerod, R.H. 1983. Physical conditions of propagation media and their influence on the rooting of cuttings. - - Plant and Soil 74: 19-29.
- González, R.J. 1983. Ecología Humana y Etnobotánica de un pueblo campesino de la Sierra Nevada Méx., Sta. Catarina del Monte. Tesis Profesional. Fac. Ciencias, UNAM. México. 120 pp.
- Hartmann, T.H. y Kester, ED. 1975. Propagación de plantas. - - CECSA México, D.F. 662 pp.
- , 1975. Plant propagation Principles and practices. 3a. Ed. Prentice-Hall Inc. New Jersey. USA 810 pp.

- Hernández, F. 1942. Historia de las plantas de Nueva España. Tomo I. Imprenta universitaria, México. 227 pp.
- 1959. Historia Natural de la Nueva España. Vol. I. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F. p: 87.
- Hess, C.E.A. 1962. Characterization of the rooting co-factors - extracted from Hedera helix L. and Hibicus rosasinesis L. Proc. 16 th Int. Hort. Cong., : 328-388. En: Hartmann, 1979.
- Hill, A.T. 1973. Endogenous plant growth substances. Edward - - Arnold London, England. 68 pp.
- Infante, G.S. y Zárate de Lara, P.G. 1984. Métodos estadísticos. Un enfoque interdisciplinario. Trillas, S.A. México, D.F.
- INIA-SARH 1983. Gufa para la asistencia técnica agrícola. Area - de influencia del campo agrícola experimental Valle del Fuerte. INIA-SARH Los Mochis, Sinaloa, México.
- Kehr, E.A., Eshbaugh, P.F. and Scott, H.D. 1961. Propagation of crops without true seeds. p: 135-144. En: Seeds, the yearbook of agriculture 1961. The United States Department of Agriculture, Washington, USA.
- Langman, K. 1964. A selected guide to the literature on the flowering plants of Mexico. University of Pennsylvania Press. 1015 pp.
- Laurell, C. 1975. Medicina y Capitalismo en México. Cuadernos - políticos No. 5. En: Lozoya, J. 1980. Salud, Seguridad y Nutrición. Medicina Tradicional. 3(10): 63-67.
- Lee, W.L. Sanderson, C.K., and Williams, G.J. 1983. Effect of - fungicides applied to poiurethane propagation blocks on rooting of poinsettia cuttings. Hortscience. 18 (3): 359-360.

- 1983. Rooting of poinsettia cuttings treated with various fungicides in IBA talc powder. Hortscience. 18 (3): 361-362.
- Lee, CH. W. and Palzkill, A.D. 1984. Propagation of jojoba by single node cuttings. Hortscience 19 (6): 841-842.
- Leopold, A.C. 1955. Auxins and plant growth. University of California Press. Berkeley and Los Angeles, USA. 545 pp.
- Linares, M.E. 1977. Propagación vegetativa en México. Tesis -- Profesional. Depto. de Biología. Fac. de Ciencias - UNAM. México. 135 pp.
- , Bye, B.R. y Flores, P.B. 1984. Tés curativos de -- México. FONART. México, D.F.: 72-73.
- Selección de plantas medicinales mexicanas. Limusa, México, D.F. en Prensa.
- Lint, H.L. and Epling, C. 1944. A revision of the genus Agastache Amer. Midl. Nat. 33: 207-230.
- Lozoya, X. 1980. Salud, seguridad social y nutrición Medicina Tradicional. 3(10): 63-67.
- Luckwill, C.L. 1981. Growth regulators in crop production, -- Edward Arnold, Great Britain. London 59 pp.
- Lundquist, R. y Torrey, J.G. 1984. The propagation of Casuarina species from rooted stem cuttings. Bot. Gaz. 145 (3): 378-384.
- Mathlstedte, P.J. and Haber, S.E. 1957. Plant propagation. John Willey J. Sons. INC. New York USA.
- Martínez, M. 1969. Las plantas medicinales de México. Ed. Bontas. Méx. 628 pp.

- 1979. Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas. F.C.E. México. 1220 pp.
- Moorman, G.W. and Woodbridge, W.C. 1983. Effect of fungicide -- drenches on root initiation by Geranium cuttings. Plant Disease 67(6): 612-613.
- Nie, H.N., et al., 1975. Statistical Package for the Social -- Sciences. Mc. Graw-Hill. USA.
- Nikolova-Khristeva, N. 1973. Possibilities of increasing the propagation of some Chrysanthemum varieties. Nauchni Tru<sup>z</sup> dove Vish Selskostopanski Institut "Vasil Kolarov", Plovdiv, Bulgaria. 22: 83-86. En Rodriguez Somarribas F. 1980.
- Okie, WIR. 1984. Rapid multiplication of peach seedlings by herbaceous stem cuttings. Hortscience. 19 (2): 249-251.
- O'Rourke, F.L. 1944. Wood type and original position of shoot reference to rooting in hardwood cuttings of blueberry. Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. 45: 195-197. En: Hartmanh, 1975.
- Palmer, G.R. y Troeh, R.F. 1979. Introducción a la ciencia del -- suelo. Manual de Laboratorio. Progreso. S.A. México. 80 pp.
- Preece, E.J. and Wollbrink, B.E. 1983. Vegetative propagation of Euphorbia lathyris by stem and bud cuttings. Hort-- science. 18 (2): 193-194.
- Pidi, N. 1981. La multiplicación de las plantas. De Vecchi S.A. Barcelona, España. 1980 pp.
- Proebsting, W.M. 1984. Rooting of Douglas-fire stem cuttings: Relative activity of IBA and NAA. Hortscience 19(6): 249-251.

- Rodríguez, S.E. 1980. Efectos del ácido Indol-3-butírico y ácido naftalenacético sobre el enraizamiento de estacas de crisantemo (*Chrysanthemum morifolium* Ramat). Tesis -- Profesional UACH. Chapingo, México. 45 pp.
- Sánchez, S.O. 1976. La flora del Valle de México. 3a. Ed. Herre-ro México, 519. pp.
- Sanders, T.W. 1962. Encyclopaedia of Gardening with supplement. Company Limited, The University Press of Glasgow, London. 534. pp.
- Sanders, W.R. 1979. A systematic study of *Agastache* section *Bri-tonastrum* (Lamiaceae, Nepetae). Doctoral Thesis, -- Faculty of the Graduate Schoool, University of Te--- xas at Austin, USA: 250 pp.
- Sandoval, A.M. 1977. Etnobotánica mexicana. Las plantas medicina les utilizadas en Tulancingo, Hgo. Tesis Profesional. Dpto. de Biología. Facultad de Ciencias. UNAM. Méxi-co. 167 pp.
- Sarukhán, J. Bye, B.R. y Caballero, J. 1982. La unidad de inves-tigación sobre recursos genéticos vegetales (UNIRGEN): Justificación, bases y estructuras. Documento sin pu blicar.
- Thimann, K.V. and Delisle, A.L. 1939. The vegetative propagation of difficult plants, *Jor. Arnold. Arb.*, 20: 116-136. En: Hartmann, 1975.
- Van Overbeek, J. y col. 1954. Nomenclature of chemical plant re-gulators. *Plant Physiol.* 29: 307-308. En: Weaver, J.R., 1976.
- 1944. Growth-regulating substances in - - plants. reprinted from *AM. Rev. Bioch.* 13: 631-666.
- Villacis, R.L. 1978. Plantas medicinales de México. Epoca, S.A. México 119 pp.

- Weaver, J.R. 1976. Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. Trillas. México D.F. 622 pp.
- Weigel, V., Horn, W. and Hook, B. 1984. Endogenous auxin levels in stem cuttings of Chrysanthemum morifolium during adventitious rooting. Physiol. Plant. 61: 422-428.
- Wells, S.J. 1955. Plant propagation practices. Mc Millan Co. USA. 344 pp.
- Wright, R.C.M. 1975. The complete handbook of plant propagation. Mc Millan Pub. Co., New York, USA. 191 pp.

APENDICE

Lista de Cuadros y Figuras

		Página
Cuadro 1.	Componentes principales, comunes y diferentes entre toronjil morado y blanco.	13
Cuadro 2.	Clasificación de algunos grupos climáticos donde - crece el toronjil morado ( <u>Agastache mexicana</u> ), (García, 1973).	23
Cuadro 2. Anexo	Descripción de la simbología.	24
Cuadro 3.	Distribución de los principales tipos climáticos - donde se localiza el toronjil morado.	27
Cuadro 4.	Análisis edafológico de algunas muestras de suelo colectadas en San Juan Tepecoculco, Estado de México, lugar donde se cultiva al toronjil.	30
Cuadro 5.	Descripción de tratamientos.	66
Cuadro 6.	Modelo estadístico del análisis de varianza.	70
Cuadro 7.	Porcentaje de enraizamiento en esquejes con diversos grosores de toronjil morado y blanco, tratados con dos mezclas de reguladores de crecimiento - - (AIB+ANA).	73
Cuadro 8.	Resultados de las significancias entre variables cuantitativas y explicativas, de acuerdo al tiempo en que se sembraron los esquejes de toronjil.	76
Cuadro 9.	Medias de las variables cuantitativas para plantas.	77

Cuadro 10.	Medias de las variables cuantitativas para reguladores de crecimiento.	82
Cuadro 11.	Medias de las variables cuantitativas para grosos--res de tallo.	87
Cuadro 12.	Análisis de varianza para la variable número de --raíces primarias por planta.	92
Cuadro 13.	Efecto de la interacción Planta por Regulador de Crecimiento en el número de raíces primarias.	93
Cuadro 14.	Efecto de la interacción Planta por Grosor, en el número de raíces primarias.	94
Cuadro 15.	Análisis de varianza para la variable número de -raíces secundarias por planta.	95
Cuadro 16.	Efecto de la interacción Planta por Regulador de Crecimiento en el número de raíces secundarias.	96
Cuadro 17.	Efecto de la interacción Planta por Grosor de ta--llo en el número de raíces secundarias.	97
Cuadro 18.	Análisis de varianza para la variable Longitud de raíces por planta.	98
Cuadro 19.	Efecto de la interacción Especie por Regulador de crecimiento sobre la variable longitud del sistema radical.	99
Cuadro 20.	Efecto de la interacción Planta por Grosor de ta--llo sobre la variable longitud de raíces.	101
Cuadro 21.	Análisis de varianza para la variable diámetro del sistema radical por planta.	102

Cuadro 22.	Efecto de la interacción Planta por Regulador de crecimiento sobre la variable diámetro del sistema radical.	103
Cuadro 23.	Efecto de la interacción Planta por Grosor de tallo sobre la variable diámetro del sistema radical.	105
Figura 1.	Toronjil morado ( <u>Agastache mexicana</u> (HBK) Lint & Epling). (Según Linares, Bye y Flores, 1984).	14
Figura 2.	Distribución de toronjil morado ( <u>Agastache mexicana</u> ) en la República Mexicana, (Tomado de Linares, Bye y Flores, en prensa).	17
Figura 3.	Clorosis provocada por el ácaro ( <u>Olygonychus stickneyi</u> ).	33
Figura 4.	Cigarrita, perteneciente a la familia Cicadelidae.	33
Figura 5.	Etapa larvaria de la palomilla <u>Pyralis</u> sp.	33
Figura 6.	Observación de manchones grisáceos causados por la cenicilla <u>Esclerospora</u> sp.	34
Figura 7.	Planta de toronjil morado, donde se muestran problemas causados por plagas y hongos.	34
Figura 8.	Cortes transversales de tallos, mostrando la ubicación habitual del origen de las raíces adventicias.	44
Figura 9.	Relaciones hipotéticas de varios componentes previos a la iniciación de raíces adventicias.	42
Figura 10.	Porcentaje de enraizamiento en esquejes de toronjil morado y blanco.	74

		Página
Figura 11.	Comparación del desarrollo en el número de raíces primarias y secundarias en esquejes de toronjil - morado y blanco.	78
Figura 12.	Comparación del desarrollo en la longitud del sistema radical entre esquejes de toronjil morado y blanco.	79
Figura 13.	Comparación del desarrollo en el diámetro del sistema radical entre esquejes de toronjil morado y blanco.	80
Figura 14.	Producción promedio de raíces primarias debidas -- a los tratamientos con reguladores de crecimiento en esquejes de toronjil morado y blanco.	83
Figura 15.	Producción promedio de raíces secundarias debidas al tratamiento con reguladores de crecimiento en esquejes de toronjil morado y blanco.	84
Figura 16.	Longitud promedio de raíces, producidos por el --- tratamiento con reguladores de crecimiento en es-- quejes de toronjil morado y blanco.	85
Figura 17.	Diámetro promedio del sistema radical, producido - por el tratamiento con reguladores de crecimiento en esquejes de toronjil morado y blanco.	86
Figura 18.	Promedio de raíces primarias para la variable - - principal grosor de tallo en esquejes de toronjil morado y blanco.	88
Figura 19.	Promedio de raíces secundarias para la variable - principal grosor de tallo en esquejes de toronjil morado y blanco.	89
Figura 20.	Promedio de longitud de raíces para la variable - principal grosor de tallo en esquejes de toronjil morado y blanco.	90

Figura 21.	Promedio del diámetro del sistema radical para la variable principal grosor de tallo en esquejes de toronjil morado y blanco.	91
Figura 22.	Número de raíces primarias debidas al efecto de reguladores de crecimiento en esquejes de toronjil morado y blanco.	93
Figura 23.	Número promedio de raíces primarias en esquejes de toronjil morado y blanco, considerado el grosor de la base del esqueje.	94
Figura 24.	Número de raíces secundarias debidas al efecto de reguladores de crecimiento en esquejes de toronjil morado y blanco.	96
Figura 25.	Número promedio de raíces secundarias en esquejes de toronjil morado y blanco, considerando el grosor de la base del esqueje.	97
Figura 26.	Longitud promedio de raíces por planta, debidas al efecto de reguladores de crecimiento en esquejes de toronjil morado y blanco.	100
Figura 27.	Longitud promedio de raíces en esquejes de toronjil morado y blanco, considerando el grosor de la base del esqueje.	101
Figura 28.	Diámetro promedio del sistema radical debido al efecto de reguladores de crecimiento en esquejes de toronjil morado y blanco.	104
Figura 29.	Diámetro promedio del sistema radical en esquejes de toronjil morado y blanco, considerando el grosor de la base del esqueje.	105