

30  
2c1



# UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES  
"CUAUTITLAN"

## ENRAIZAMIENTO DE ESQUEJES DE *Gypsophila paniculata* L.

T E S I S  
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:  
INGENIERO AGRICOLA  
P R E S E N T A N :  
FABIOLA NEGRETE SILVA  
ERNESTO VAZQUEZ RIVERA



DIRECTOR DE TESIS:  
M.C HILDA CARINA GOMEZ VILLAR

CUAUTITLAN IZCALLI, EDO, DE MEX.

1990

**TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN**



## **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.

## INDICE

	Página
I. INTRODUCCION .....	1
1.1 OBJETIVOS .....	3
1.2 HIPOTESIS .....	3
II. REVISION BIBLIOGRAFICA.	
2.1 UBICACION TAXONOMICA .....	4
2.2 DESCRIPCION BOTANICA .....	5
2.3 UBICACION GEOGRAFICA .....	5
2.4 CONDICIONES AMBIENTALES .....	6
2.4.1 SUELO .....	6
2.4.2 HUMEDAD .....	6
2.4.3 TEMPERATURA .....	7
2.4.4 FOTOPERIODO .....	8
2.5 PRACTICAS DE CULTIVO.	
2.5.1 PROPAGACION .....	11
2.5.1.1 Propagación de esquejes .....	12
2.5.1.1.1 Factores Anatómicos .....	12
2.5.1.1.2 Factores Fisiológicos .....	13
2.5.1.1.2.1 Auxina .....	14
2.5.1.1.2.2 Giberelina .....	14
2.5.1.1.2.3 Citocininas .....	15
2.5.1.1.2.4 Etileno .....	15
2.5.1.1.2.5 Cofactores de enraizamiento .....	15
2.5.1.1.3 Factores Nutricionales .....	16
2.5.1.1.4 Factores Ambientales .....	17
2.5.1.2 Propagación por injerto .....	20
2.5.1.3 Propagación por cultivo de tejidos ...	22
2.5.2 PLANTACION .....	27
2.5.2.1 Epoca de Plantación .....	27
2.5.2.2 Preparación del Terreno .....	28
2.5.2.3 Densidad de Plantación .....	28
2.5.3 FERTILIZACION .....	29

	Página
2.5.4 VARIEDADES .....	29
2.5.5 PLAGAS Y ENFERMEDADES .....	31
2.5.6 COSECHA .....	33
2.5.6.1 Tratamientos de Post-cosecha .....	34
2.5.6.1.1 Conservación en fresco .....	35
2.5.6.1.2 Conservación en seco .....	36
2.6 U S O S .....	37
III. MATERIALES Y METODOS.	
3.1 UBICACION .....	39
3.2 MATERIAL DE PROPAGACION .....	39
3.3 SUSTRATOS .....	40
3.4 DESARROLLO .....	40
3.5 DISEÑO EXPERIMENTAL .....	41
3.6 TRATAMIENTOS .....	41
3.7 VARIABLES .....	42
IV. RESULTADOS Y DISCUSION.....	43
4.1 PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO .....	48
4.2 LONGITUD DE RAICES .....	50
4.3 NUMERO DE RAICILLAS .....	51
4.4 DIAMETRO RADICULAR .....	52
V. CONCLUSIONES.....	54
VI. RECOMENDACIONES .....	55
VII. BIBLIOGRAFIA .....	57
VIII. APENDICE .....	62

## INDICE DE CUADROS

	Página
CUADRO DE TRATAMIENTOS .....	42
1. EFECTO DE LOS SUSTRATOS .....	43
2. EFECTO DE LOS ENRAIZADORES .....	43
ANALISIS DE VARIANZA DE LA LONGITUD DE LAS RAICES.	62
ANALISIS DE VARIANZA DEL DIAMETRO RADICULAR .....	62
ANALISIS DE VARIANZA DEL NUMERO DE RAICILLAS ...,	62

## INDICE DE FIGURAS

Fig. 1.: EFECTO DE LOS TRATAMIENTOS EN EL PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO .....	44
Fig. 2.: EFECTO DE LOS TRATAMIENTOS EN LA LONGITUD DE - RAICES .....	45
Fig. 3.: EFECTO DE LOS TRATAMIENTOS EN EL NUMERO DE - - RAICILLAS .....	46
Fig. 4.: EFECTO DE LOS TRATAMIENTOS EN EL DIAMETRO DEL SISTEMA RADICULAR .....	47

## I. INTRODUCCION.

*Gypsophila paniculata* L. es un cultivo introducido recientemente en México por floricultores interesados en el amplio mercado que tienen sus inflorescencias en Estados Unidos, Europa y Japón.

Los productores que han adoptado este nuevo cultivo, lo han establecido utilizando, empíricamente, el manejo que se aplica al clavel; tomando en cuenta las semejanzas entre ambos cultivos dada la proximidad taxonómica.

No obstante es necesario tomar en cuenta que cada cultivo tiene características especiales que determinan en gran medida el manejo que se les debe dar.

Para un cultivo como éste, del que no existe suficiente información en el país, es necesario recurrir al extranjero para reunir los elementos teóricos básicos para conocer el cultivo y llevar a cabo su óptima explotación.

Una vez obtenida la información, no debe perderse de vista el hecho de que ésta ha sido generada en condiciones distintas a las que se desenvuelve nuestra floricultura; en otros climas y suelos con técnicas y materiales diferentes a los disponibles en México.

Por ello es importante ajustar los datos procedentes del extranjero a las condiciones ambientales y tecnológicas del lugar donde se pretende establecer el nuevo cultivo.

Con este propósito, en el presente trabajo se reportan los resultados obtenidos al hacer enraizar esquejes de *Gypsophila paniculata* L., utilizando 3 diferentes sustratos; Tezontle, -- Agrolita y Musgo canadiense, así como mezclas de ellos y 3 enraizadores comerciales en polvo; "Raizone Plus", "Radix 1500" y "Radix 10000".

Todos estos materiales son usados comúnmente por los floricultores del área de influencia del experimento, siendo también práctica común; mezclar diferentes sustratos para obtener uno en el que se combinen las mejores características de sus componentes.

Por último, tomando en cuenta que un sistema radicular -- bien desarrollado es condición indispensable para obtener plantas vigorosas, se ha considerado a la longitud de las raíces, al diámetro del sistema radicular y al número de raicillas con variables de interés en el experimento.

### 1.1 OBJETIVOS.

a) Determinar cual de los sustratos; Tezontle, Musgo cana diense, Agrolita y mezclas de estos, y cual de los enraizadores comerciales en polvo; "Raizone Plus", "Radix 1500" y "Radix -- 10000", estimulan un mejor enraizamiento en esquejes de *Gypsophila paniculata* L.

b) Observar el efecto de los tratamientos en la longitud de raíces, diámetro del sistema radicular y número de raicillas.

### 1.2 HIPOTESIS.

a) El incremento en la concentración de auxinas en la base de esquejes produce un incremento en el enraizamiento de estos, alcanzando un nivel óptimo después del cual el enraizamiento decrece. Por lo tanto, si se aplican enraizadores comerciales en polvo con diferente concentración de auxinas en su composición, a la base de esquejes de *Gypsophila paniculata* L., se espera que alguno de ellos contenga un nivel de auxinas cercano al óptimo para el enraizamiento de esquejes de esta especie.

b) La capacidad de retención de agua, el espacio poroso y una estructura tal que permita la adecuada fijación de los esquejes, son las propiedades de un sustrato que favorecen el enraizamiento de esquejes. Por lo tanto, si se utilizan sustratos que tienen estas características en distinto grado para enraizar esquejes de *Gypsophila paniculata* L., se espera que aquel sustrato que presente el mayor grado de cada propiedad favorable, sea el que dé por resultado un mejor enraizamiento.

## II. REVISION BIBLIOGRAFICA.

### 2.1 UBICACION TAXONOMICA.

*Gypsophila paniculata* L., pertenece a la familia de las *Caryophilaceas*, la cual comprende alrededor de 55 géneros, entre los que destaca por su importancia comercial el género *Dianthus*, en esta familia se ubican más 1,300 especies (BAILEY, 1977).

La familia de las *Caryophilaceas* se ubica dentro de un grupo de las *Centrospermas* (*Cariofiliales*), a su vez el género *Gypsophila* se incluye en la Subfamilia *Siloneideas* (HEGWOD, 1985).

El género *Gypsophila* comprende cerca de 90 especies tanto anuales como perennes (BELMONTE, 1986), nativas de Europa, Asia y el Norte de Africa (WARREN, 1980). Las especies de este género son muy ramificadas, con escaso follaje cuando florecen, sus flores se caracterizan por ser pequeñas y numerosas, pueden ser solitarias o agrupadas en inflorescencias cimosa-paniculadas, de color blanco o rosa; cáliz de 5 sépalos con brácteas pentanervadas; 5 pétalos, 10 estambres, el ovario es de numerosos óvulos; su fruto es una cápsula dehiscente de 4 a 6 valvas (BAILEY, 1977).

Esquemáticamente, la ubicación taxonómica de esta especie puede presentarse así:

REINO : *Plantae*  
 DIVISION : *Traqueophyta*  
 SUBDIVISION: *Embriophyta Siphonogama*  
 CLASE : *Dicotyledoneae*  
 ORDEN : *Centrospermae*  
 GRUPO : *Centrospermae = Cariofiliales*  
 FAMILIA : *Caryophilaceae*  
 SUB-FAMILIA: *Silonoidea*  
 GENERO : *Gypsophila*  
 ESPECIE : *paniculata L.*

## 2.2 DESCRIPCION BOTANICA.

La especie *Gypsophila paniculata L.*, es una planta herbácea perenne muy ramificada, glauca, mide aproximadamente 1.00m. Sus hojas son linear-lanceoladas, agudas, de aproximadamente - 10 cms. de largo, regularmente uninervadas (BAILEY, 1977).

Las flores de esta especie son blancas o rosadas dependiendo de la variedad, miden de 1 a 2 mm. se localizan en panículas muy ramificadas que contienen hasta mil flores, sus pedicelos son generalmente glabros, son de dos a tres veces más largos que el cáliz, sus raices son ramificadas y carnosas -- (BAILEY, 1977).

## 2.3 UBICACION GEOGRAFICA.

El área de origen de esta especie se localiza en el Mediterráneo y Asia (WARREN, 1980); sin embargo su cultivo ha sido

llevado a regiones localizadas más hacia el sur como es Nueva Zelanda (HEGWOOD, 1985), por lo tanto se puede decir que el área de distribución de este cultivo se ubica entre los 52° L.N. (Dinamarca) y 40° L.S. (Nueva Zelanda). Los principales países productores son: Holanda, Dinamarca, Italia, Israel, Nueva Zelanda, Estados Unidos y Canadá (BELMONTE, 1986).

## 2.4 CONDICIONES AMBIENTALES.

### 2.4.1 SUELO.

Las mejores condiciones edáficas para cultivar *Gypsophila paniculata* L., se encuentran en su lugar de origen; esta planta crece silvestre en suelos secos, calcáreos y pedregosos -- (WARREN, 1980), con pH de 6.5 a 7.5 (SINTESIS HORTICOLA, 1988).

En suelos así, este cultivo tiene un desarrollo óptimo -- principalmente porque la alta permeabilidad presente en ellos evita los encharcamientos, reduciéndose así las enfermedades fungosas a las que este cultivo es muy susceptible (BELMONTE, 1986).

Por otra parte, se ha encontrado en la Unión Soviética -- que la capacidad de esta planta para sobrevivir en suelos someros puede ser aprovechada en los trabajos de reforestación de áreas con pendientes muy pronunciadas, obteniéndose buenos resultados.

### 2.4.2 HUMEDAD.

Esta planta es capaz de soportar condiciones adversas de

escasez de agua, ya que está dotada anatómicamente para ello. (WRIGHT, 1979).

*Gypsophila paniculata* L., desarrolla una raíz vigorosa y muy ramificada que capta eficientemente el agua del suelo. En estado vegetativo mantiene un hábito de crecimiento en forma de roseta, con lo que se reduce el área de contacto con el -- aire seco y evita la transpiración excesiva, además sus hojas linear-lanceoladas presentan cierta pubescencia que permite - condensar el agua transpirada.

Este cultivo requiere condiciones secas, especialmente - de suelo para un desarrollo óptimo (WRIGHT, 1979). Esta condición es muy importante en la etapa previa a la floración, - pues un exceso de humedad en esta etapa provoca la proliferación de *Botrytis* sp. afectando la producción (POMPEY, 1979).

En las etapas tempranas, la humedad excesiva puede causar la presencia de enfermedades fungosas (principalmente de - - damping off) acabando con el cultivo de manera fulminante (BEL MONTE, 1986).

#### 2.4.3 TEMPERATURA.

La importancia de este factor se manifiesta desde la pro pagación de cultivo. En plantas propagadas por esquejes, es necesario que tanto el sustrato como la temperatura ambiental se mantenga a 22°C sin variaciones muy grandes (KUSSEY Y WEILLER, 1980).

Cuando se propaga por semilla, la germinación se verifica en el rango de temperatura de 21 a 27°C (SINTESIS HORTICOLA, 1988).

Durante el período vegetativo la temperatura media óptima es de 20°C (VELLEKOOP, 1981). Sin embargo puede soportar temperaturas extremosas, pues tiene cierta resistencia a las heladas (BELMONTE, 1986).

El efecto principal de las bajas temperaturas es el alargamiento del período vegetativo, especialmente si éstas se -- presentan de noche, en consecuencia, las altas temperaturas -- acortan este período (MOE, 1988).

Se ha observado que bajo condiciones de invernadero el -- período vegetativo es notoriamente más corto que en cultivos -- al aire libre, atribuyéndose ésto a la temperatura, que en in -- vernadero es más alta y con menores variaciones (BLOM, 1986).

Para la iniciación floral de *Gypsophila paniculata* L., -- es necesaria la interacción de la temperatura y el fotoperíodo. En el primer año de producción el estímulo fotoperiódico debe ocurrir junto con temperaturas de alrededor de 18°C, en -- el segundo año el cultivo requiere además, una determinada -- cantidad de horas frío, específica para cada variedad (TAKEDA et. al., 1984).

#### 2.4.4 FOTOPERIODO.

El fotoperíodo es la serie de ciclos diarios de luz y --

oscuridad, es decir, la alternancia del día y la noche. En los equinoccios y en el Ecuador el día y la noche son de doce horas cada uno, pero esto es una excepción, ya que a diferentes latitudes y dependiendo de la estación se tienen variaciones en el Fotoperíodo.

Estas variaciones ejercen cierta influencia en el desarrollo de gran parte de las especies vegetales, teniéndose que algunas plantas florecen normalmente, sólo cuando el fotoperíodo es superior a cierto umbral crítico, denominándose a éstas; "plantas de día largo". Otras en cambio, necesitan un fotoperíodo inferior para florecer y se denominan "plantas de día corto" (GISPERT, 1983).

En las plantas, la percepción de la luz es medida por el fitocromo; un fotoreceptor presente en la mayor parte de los órganos de las plantas -incluidas las raíces- (KRIEDMANN, 1975 citado por MONTOYA, 1986).

El fitocromo existe en dos formas reversibles que tienen dos máximos de absorción: uno para la radiación roja clara de 600 nm (forma Pr) y otro para la radiación infrarroja de 730 nm (forma Pfr). La floración de las plantas está determinada por el fitocromo 730, que es la forma fisiológicamente activa.

*Gypsophila paniculata* L. es una planta de día largo (BELMONTE, 1986). La cantidad de horas-luz necesarias para su floración, depende de la variedad, pero puede establecerse un

rango de 12 a 20 horas de luz al día (VELLEKOOP, 1981).

Como se ha dicho, esta planta requiere de cierta temperatura para poder responder al estímulo fotoperiódico. Esto -- hace que, a diferentes latitudes, las condiciones ambientales no sean las óptimas para la iniciación floral, obteniéndose plantas que no salen de la fase vegetativa, adoptando un hábito de crecimiento "arrosetado" (SHLOMO et. al., 1986).

Este es uno de los principales problemas a los que se -- han enfrentado los productores del área de influencia del presente trabajo (VAZQUEZ y NEGRETE, 1989).

Para salvar este obstáculo se han planteado diversas propuestas, por ejemplo: en Florida se han aplicado 24 horas de inducción fotoperiódica a plantas con 12 nudos, logrando su floración en 3 semanas (KUSEY y WEILLER, 1981).

La aplicación de iluminación artificial al cultivo produce el efecto de adelantar considerablemente la época de floración (BLOM, 1986).

Por otra parte, se ha observado que esta técnica influye también en el incremento de brotes vegetativos (MOE, 1988).

La producción total floral aumenta en plantas sometidas a iluminación artificial (BLOM, 1986), sin embargo la iluminación prolongada y continua provoca debilitamiento en las plantas (VELLEKOOP, 1981). Por otra parte, se ha observado que -- las lámparas de luz incandescentes proporcionan mejores resul

tados que las lámparas de luz fluorescente (BELMONTE, 1986).

También se ha propuesto la aplicación de hormonas para inducir la floración. En Florida se han aplicado dosis de -- 50-2000 mg/lt de I B A semanalmente, sin lograr inducir la floración (KUSEY y WEILLER, 1981).

Sin embargo en Israel se ha encontrado que la aplicación de GA<sub>3</sub> es útil para contrarrestar el efecto de las bajas temperaturas nocturnas, de tal manera que las plantas puedan así responder al estímulo de fotoperíodo, sin lograr sustituir el efecto del fotoperíodo (SHLOMO et. al., 1985).

Otro camino seguido para solucionar el problema de la inducción floral, es el mejoramiento genético. En Estados Unidos se obtuvieron las variedades Floriana Mist y Floriana Cascade, de floración temprana (KUSEY y WEILLER, 1983).

Mientras que en Israel se formaron las variedades Romano y Romano 4, que florecen en días cortos; sin embargo, en veranos calurosos y de mucha intensidad luminosa se ve afectado su desarrollo (VELLE KOOP, 1981).

## 2.5 PRACTICAS DE CULTIVO.

### 2.5.1 PROPAGACION.

Para la propagación de *Gypsophila paniculata* L. no se -- utiliza semilla, pues las plantas obtenidas por este medio -- producen flores simples de bajo valor comercial (MICLE, 1985). Uno de los principales atractivos de la inflorescencia de --

*Gypsophila paniculata* L. es el de estar compuesta de flores - "dobles", esta denominación se refiere al número de pétalos - de la florecilla, y es ésta la característica que se pierde - al propagar por semilla.

Los métodos de propagación que son adecuados para este - cultivo, son los asexuales, pues con éstos se logran transmi- tir íntegras las características del progenitor a su descen- dencia (HARTMANN y KESTER, 1975); es así que los métodos más frecuentemente utilizados son: propagación por esquejes, injer to y cultivo de tejidos.

#### 2.5.1.1 Propagación por esquejes.

Consiste en tomar una porción de tallo y promover el de- sarrollo de raíces adventicias en su base, formándose así una nueva planta (HARTMANN y KESTER, 1975).

En la formación de raíces adventicias, intervienen diver sos factores; anatómicos, fisiológicos, nutricionales y ambien tales, los cuales determinan la capacidad de las plantas pa- ra emitir raíces adventicias.

##### 2.5.1.1.1 Factores anatómicos.

La emisión de raíces adventicias en las plantas herbáceas es posible, por la existencia de grupos de células parenquimá ticas vivas de paredes delgadas capaces de tornarse meristemá ticas. En las estacas de plantas herbáceas, éstas células se

encuentran precisamente fuera de los haces vasculares y entre ellos (WEAVER, 1972).

En el proceso de enraizamiento se distinguen tres fases- (HARTMANN y KESTER, 1975):

- a) Iniciación de grupos de células meristemáticas.
- b) Diferenciación de esos grupos de células.
- c) Desarrollo y emergencia de las nuevas raíces.

La formación de raíces adventicias comienza después de - obtener la estaca. Las iniciales de raíz son grupos - - de pequeñas células meristemáticas que siguen dividiéndose y formando, al desarrollarse, primordios nuevos de raíces-reconocibles. La división celular continúa y muy pronto cada grupo de células comienza a formar una estructura de puntas - de raíces. Se desarrolla un sistema vascular en el nuevo pri - mordio de raíces, que se conecta con el haz vascular adyacente. La punta de las raíces crece hacia el exterior, a través de la corteza y la epidermis surgiendo del tallo (WEAVER, 1972).

#### 2.5.1.1.2 Factores Fisiológicos.

La base fisiológica para la iniciación de raíces adventi - cias, reside en el nivel de auxina presente en los tejidos -- o en el equilibrio entre la auxina y otros constituyentes de - la planta como son: las citokininas, las giberelinas, el eti - leno, los cofactores de enraizamiento y los carbohidratos - - (HARTMANN y KESTER, 1975).

#### 2.5.1.1.2.3 Citocininas.

Una vez que los grupos de células que dan origen a las raíces adventicias han iniciado su actividad meristemática, es necesario que se diferencien adecuadamente. Al respecto, se ha demostrado que el tipo de diferenciación que se produzca en un meristemo dependerá de la proporción entre auxinas y citocininas. Se tiene así que cuando la cantidad de auxina es baja en relación con la cantidad de citocinina se forman brotes y primordios de hojas. Cuando es mayor la cantidad de -- auxina se forman primordios de raíces y cuando es intermedia la proporción de ambos constituyentes, se forma un callo simple sin diferenciación (SKOOG et. al., 1951, citado por WEAVER, 1975).

#### 2.5.1.1.2.4 Etileno.

Este es un producto natural de metabolismo vegetal, es la hormona vegetal más simple, estimula la germinación y el crecimiento de brotes. Su acción es favorable a la iniciación de raíces, al parecer existe una interacción con la auxina en el proceso de enraizamiento.

#### 2.5.1.1.2.5 Cofactores de enraizamiento.

Existen evidencias de que la presencia de cierto número de cofactores son necesarios para el enraizamiento de esquejes. Dichos cofactores, son sintetizados por las hojas y actúan en combinación con la auxina. Los productos nitrogenados y los azúcares producidos por las hojas son probablemente cofactores

del enraizamiento, también se ha probado que ciertos compuestos fenólicos, como son el ácido cafeico, el catecol y el ácido clorogénico interactúan con las auxinas al inducir la iniciación de las raíces (TOMASZEWSKI, 1964; HACKETT, 1970; citados por WEAVER, 1972).

El conocimiento de todos los constituyentes aquí mencionados ha dado origen a ciertas prácticas encaminadas a aumentar la posibilidad de enraizamiento de esquejes. Tales prácticas han sido, en especial, la aplicación de compuestos auxínicos a la base de los esquejes. En *Gypsophila paniculata* L. se ha encontrado que sumergiendo los esquejes en Acido Indol-Butírico a concentraciones de 3000 a 10.000 mg/lt durante un lapso de 5 a 30 segundos, se mejora considerablemente el porcentaje de esquejes enraizados.

#### 2.5.1.1.3 Factores Nutricionales.

El estado nutricional de la planta madre y del esqueje mismo es importante para la formación de raíces adventicias, generalmente a mayor nivel nutricional corresponde un mejor enraizamiento (HARTMANN y KESTER, 1975).

Es por ésto que se recomienda no usar esquejes delgados o elongados, sino más bien esquejes gruesos y de aspecto saludable en la propagación por esquejes de este cultivo (SINTESIS HORTICOLA, 1988). Es importante señalar que; el enraizamiento se ve favorecido cuando se tiene un valor bajo de nitrógeno

con respecto a los niveles de fósforo y potasio (WEAVER, 1972).

Esto explica que esquejes provenientes de la misma rama presenten distinta capacidad para el enraizamiento. Debido a que las partes terminales de las ramas presentan mayores niveles de nitrógeno que las partes basales, además las auxinas - formadas en los ápices de las ramas se traslocan hacia la base, siendo por todo ésto más fácil enraizar esquejes de las partes medias y basales (ACEVEDO, 1984).

#### 2.5.1.1.4 Factores Ambientales.

La humedad es un factor esencial para la propagación por esquejes; por una parte, es necesario que el esqueje conserve cierto contenido de agua en sus tejidos, de tal manera que se mantengan vivos.

Cuando se utilizan esquejes con hojas, hay una gran pérdida de agua en el esqueje, debido a la transpiración, ésto - puede causar la muerte del esqueje antes que logre formar - - raíces.

Para reducir al mínimo la transpiración de las hojas de las estacas, la presión de vapor de agua en la atmósfera que las rodea debe mantenerse tan semejante como sea posible a la presión de agua que existe en los espacios intercelulares - - (HARTMANN y KESTER, 1975).

Los riegos frecuentes y las aspersiones nebulizadas intermitentes son favorables para este propósito. KUSEY y WEILLER-

enraizaron esquejes de *Gypsophila paniculata* L. en 1980, usando niebla intermitente por 3 segundos, cada 5 y 7.5 minutos - durante el día, logrando mantener un porcentaje considerable de esquejes hasta su enraizamiento.

Las aspersiones nebulizadas mantienen una película de -- agua sobre las hojas lo cual no sólo produce una alta humedad relativa alrededor de la hoja, sino que reduce la temperatura del aire y de las hojas, reduciéndose así la tasa de transpiración (HARTMAN y KESTER, 1975).

Esto nos lleva a considerar otro factor ambiental importante para el enraizamiento de esquejes: la temperatura. Además de elevar la tasa de transpiración las altas temperaturas favorecen el desarrollo de yemas con anticipación al desarrollo de raíces, produciendo una situación de competencia - - - (WEAVER, 1972)

La temperatura del sustrato puede regular el enraizamiento, por lo que se ha adoptado el uso de las llamadas camas calientes, para mantener en la base de las estacas una temperatura mayor a la que tienen las yemas en la parte aérea, induciendo así la iniciación de raíces antes de que se abran las yemas (HARTMANN y KESTER, 1975).

Para enraizar esquejes de *Gypsophila paniculata* L. se ha recomendado mantener la temperatura del sustrato a 22°C (BELMONTE, 1986). Por otra parte, Kusey y Weiller en 1980 hicieron

ron enraizar esquejes de esta planta a 20°C bajo condiciones de Florida.

Otro factor importante en el enraizamiento de esquejes es la luz. Generalmente el crecimiento en la oscuridad (ahilamiento) de los tejidos de tallo en las regiones donde se espera que se formen las raíces induce la iniciación de primordios radicales, sin embargo para el resto de la estaca, especialmente en tallos herbáceos con hojas de pocas reservas de auxina y carbohidratos, es necesaria la luz para la formación de estos factores, y consecuentemente para la producción de raíces (HARTMANN y KESTER, 1975).

Es probable que el fotoperiodo en que se desarrolla la planta madre ejerza algún efecto sobre las estacas de ella obtenida (HARTMANN y KESTER, 1975). También se ha observado -- que el ciclo lunar influye de alguna manera en la iniciación de raíces adventicias (PEREZ, 1987).

Debe considerarse todo lo anterior para determinar la época de colecta de los esquejes. Para *Gypsophila paniculata* L. se ha recomendado tomar los esquejes durante la primavera y al principio del verano en condiciones de Italia (FARINA -- et. al., 1982).

Es necesario señalar que el medio que sirva de sustrato a los esquejes deben reunir ciertas características; debe tener estructura tal que pueda sostener a los esquejes, capacidad de retención de agua y además, permitir la circulación --

del aire en su interior (HARTMANN y KESTER, 1975).

Al respecto, Kusey y Weiller en 1980 enraizaron esquejes de *Gypsophila paniculata* L., utilizando diversos medios comerciales especiales para reducir el "shock" del trasplante; - - Jiffi 7 (cilindro de turba con una redcilla plástica incluida), Oasis 0-902 (bloque de espuma plástica) y BR-8 (bloques de fibra de celulosa).

Se encontró que los bloques BR-8 y Oasis 0-902 dan mejor resultado, al parecer porque estos medios retienen mejor el agua y mantienen los esquejes firmemente encajados.

Por otra parte, Hanger en 1982 en Australia utilizó desechos textiles de lana para enraizar esquejes de *Gypsophila paniculata* L. y cultivarlos en medio hidropónico, obteniendo buenos resultados en cuanto a porcentaje de enraizamiento.

#### 2.5.1.2 Propagación por injerto.

Se logra "al juntar partes de plantas de manera tal que se unan y continúen su crecimiento como una sola planta. La parte de la combinación que va a constituirse en la parte que va a conformar la porción baja se llama patrón, pie o porta-injerto". (HARTMANN y KESTER, 1975).

La formación de la unión de injerto es explicada por - - Hartmann y Kester, de la siguiente forma:

a) El tejido recién cortado de la púa, capaz de actividad meristemática, es puesto en contacto íntimo y fijo con el

tejido del patrón también recién cortado en condiciones similares, de tal modo que las regiones cambiales de ambas partes estén en contacto estrecho. Las condiciones de temperatura y humedad deben ser tales que estimulen la actividad de las células recién expuestas y de aquellas que las circundan.

b) En la región cambial tanto del patrón como del injerto, las capas exteriores de células expuestas producen células de parénquima que pronto se entremezclan y enlazan; al resultado de esta actividad se llama "tejido callo".

c) Algunas de las células de callo recién formado que se encuentra en la misma línea con la capa intacta de cámbium -- del patrón y del injerto, se diferencian hasta formar nuevas células cambiales.

d) Esas nuevas células de cámbium producen tejido vascular nuevo-xilema hacia el interior y floema hacia el exterior, estableciendo así conexión vascular entre patrón e injerto, - requisito indispensable para que la unión de injerto tenga -- éxito.

FARINA et. al. recomendó en 1982, para condiciones de -- Italia, realizar el injerto a mediados de la primavera, directamente en campo sobre plantas obtenidas por semilla el año -- precedente y cosechada a más tardar a fines de invierno.

Para realizar el injerto, se hace una hendedura a la raíz del patrón en la parte superior de aproximadamente 3 cms. --

En la base de la púa se cortan dos lados para formar una cuña; se injerta la púa y se amarra firmemente (HARTMANN y KESTER, - 1975). Se ha señalado que es posible realizar el injerto en otoño.

En este caso las plantas injertadas se almacenan a bajas temperaturas, con lo que entran en reposo hasta la primavera. (BELMONTE, 1986).

La propagación por injerto de *Gypsophila paniculata* L. - ha sido tradicionalmente usada en Europa, sin embargo en los últimos años se ha visto desplazada por la propagación por esquejes y por cultivo de tejidos (FARINA et. al., 1982).

#### 2.5.1.3 Propagación por cultivo de tejidos.

El cultivo de tejidos es la técnica mediante la cual se logra la formación de una nueva planta a partir del crecimiento y desarrollo, en condiciones asépticas, de partes, órganos o células aisladas.

Esta técnica ha sido ampliamente aplicada en la propagación de plantas de alto valor económico, como las ornamentales, pero también ha sido útil en la investigación de la fisiología vegetal, la conservación de germoplasma y la obtención de variedades de plantas libres de enfermedades sistémicas (HURTADO y MERINO, 1987).

En plantas ornamentales, como *Gypsophila paniculata* L., - la parte más usada para propagar "in vitro" son los meristemas.

En este método de propagación se distinguen las siguientes fases (NAVARRO, 1987):

- I .- Establecimiento del cultivo aséptico.
- II .- Propagación de propágulos sanos (subcultivos).
- III.- Enraizamiento de los propágulos obtenidos.
- IV .- Trasplante a suelo y acondicionamiento a invernadero.

En la fase I se inoculan los meristemos o ápices en los tubos de cultivo (NAVARRO, 1987), para lo cual es necesario - observar ciertas técnicas de esterilización y manipulación -- asépticas (HURTADO y MERINO, 1987).

Debido a los medios nutritivos que favorecen el creci- miento de bacterias y hongos, y éstos crecen y se multiplican más rápido que los tejidos vegetales, es necesario esterili- zar tanto el material vegetativo como los medios y utensilios (HURTADO y MERINO, 1987).

El método más común para esterilizar los medios nutritivos y los utensilios, es la aplicación de vapor a presión en autoclave con 15 minutos a una presión de 1 Kg/cm<sup>2</sup> y 120-121°C de temperatura es suficiente para los medios nutritivos (HURTADO y MERINO, 1987).

Se debe tener cuidado de no sobreesterilizar los medios nutritivos, pues algunos de sus componentes se degradan y los azúcares se caramelizan. Por otra parte, algunos elementos - como los compuestos auxínicos, vitaminas y Urea, etc., se de-

gradan fácilmente al elevarse la temperatura, por lo que es mejor usar filtros millipore, estos filtros son capaces de re- tener partículas pequeñas como los microorganismos (HURTADO y MERINO, 1987).

Los desinfectantes más usados son el hipoclorito de calcio y el hipoclorito de sodio al 0.1 -2 y 2 -10% respectivamente, sin embargo también se usan; peróxido de hidrógeno, - agua de bromo nitrato de plata y cloruro mercuríco, a los cua- les se les adicionan unas gotas de algún agente humectante -- (HURTADO y MERINO, 1987).

Después de aplicar el desinfectante se debe retirar, - - usando agua destilada. KUSEY et. al. reportó en 1980, que el uso de hipoclorito de sodio a una concentración de 0.5 g/lt., aplicando durante 3 minutos, es adecuado para desinfectar ápices de esta planta, para ser propagados "in vitro".

Una vez desinfectando el material vegetativo, se procede a realizar el corte. Los utensilios con los que se haga deben ser esterilizados cada vez que se utilicen, mediante el método de inmersión en alcohol seguida de flameo.

El ápice extraído debe llevar primordios foliares, los - cuales tienen una gran importancia en el balance hormonal del tejido (BALL, 1960 citado por NAVARRO, 1987). En *Gypsophila - paniculata* L. se ha encontrado adecuado extraer ápices de 1.5 mm. de longitud (KUSEY et. al., 1980).

El corte se hace con bisturí, mediante un corte tajante en la base del meristemo, de manera que de un sólo golpe quede liberado el meristemo, con ésto se evitan daños a las células de la base (NAVARRO, 1987).

El ápice se coloca en la punta de una aguja de disección y se introduce en el tubo de ensayo que contiene el medio de cultivo. El tubo se tapa con un tapón de polipropileno (NAVARRO, 1987).

El medio de cultivo que ha resultado más adecuado para *Gypsophila paniculata* L. es el medio sólido conteniendo: Sales estándares de Murashige y Skoog; 0.4 mg/lt thiamine-HCL, 30 g/lt Sucrosa, 100 mg/lt myo-idositol, y 7 g/lt Bacto agar con pH 5.6 (KUSEY y WEILLER, 1980).

Las condiciones de temperatura, intensidad lumínica y fotoperíodo son muy importantes en todas las etapas de la propagación "in vitro", para *Gypsophila paniculata* L., se proporcionan 24°C de temperatura constante y 2500 lux de irradiación blanca fluorescente para un período de 16 h. (KUSEY y WEILLER, 1980).

En la fase II, se deben separar los propágulos obtenidos y pasarlos a un medio fresco para la proliferación de nuevos brotes y para el desarrollo de los mismos, esta fase inicia 4 ó 6 semanas después de establecido el cultivo (NAVARRO, 1987).

En esta etapa se adicionan reguladores del crecimiento -

al medio de cultivo para promover la elongación de los brotes. Kusey y Weiller en 1980, compararon la acción de Acido Naftalenacético Kinetina y B A (6-Benzylamino purina), en la multiplicación y elongación de meristemos cultivados "in vitro"; - obteniendo que B A a 1 mg/lit es más eficiente que los otros - compuestos en esta especie.

En la fase III se procede al enraizamiento de los propágulos para la obtención de plantas completas; dura de 2 a 4 - semanas (NAVARRO, 1987). Apices de *Gypsophila paniculata* L., proliferados "in vitro" se han logrado enraizar aplicando una solución de 25 mg/lit en etanol al 70% (KUSEY y WEILLER, 1980).

En la fase IV se distinguen tres partes: aclimatación, - invernadero y campo. Durante la aclimatación se coloca al -- cultivo por una o dos semanas bajo un ambiente controlado con una intensidad lumínica de 10,000 lux, y humedad relativa reducida (HURTADO y MERINO, 1987).

Bajo condiciones de cultivo "in vitro" la actividad foto sintética es reducida, las plantas se encuentran en un estado heterotrófico ya que se le suministran los elementos básicos- para su desarrollo. Esto hace a las plantas muy susceptibles y regularmente no sobreviven a trasplantes bruscos, por lo -- que los reguladores del crecimiento y los compuestos orgánicos deben ser gradualmente reducidos y la intensidad lumínica gra dualmente incrementada, a fin de adaptarlas a su nuevo estado autotrófico (HURTADO y MERINO, 1987).

Una vez aclimatadas las plantas son colocadas en el invernadero, donde serán colocadas en un sustrato con un buen sistema de drenaje y aireación para evitar el desarrollo de hongos y bacterias (HURTADO y MERINO, 1987).

En la fase V las plantas se trasladan y se trasplantan en campo, este trasplante se recomienda realizarlo en días nublados y teniendo el suelo a capacidad de campo (HURTADO y MERINO, 1987).

#### 2.5.2 PLANTACION.

*Gypsophila paniculata* L., por su relativa rusticidad, es una planta que puede cultivarse tanto en invernadero como al aire libre. El manejo que se dé en cualquiera de estos dos sistemas obedece a diferentes factores; en cultivo en invernadero el principal factor que influye es el económico, en el cultivo al aire libre además de los factores económicos también son importantes los factores climáticos.

##### 2.5.2.1 Epoca de Plantación.

En invernadero, la época de plantación puede establecerse para cualquier mes del año (BLOM, 1986), pues en invernadero es posible controlar la cantidad de luz, temperatura y humedad ambiental. De esta manera, sólo se tiene que tomar en cuenta los costos de producción y las condiciones del mercado al momento de la cosecha para decidir la fecha exacta de la plantación.

Para establecer la época de plantación en cultivos al -- aire libre, deben considerarse los requerimientos de *Gypsophi--la paniculata* L. para florear. Las condiciones para la flora-- ción de este cultivo se presentan, en el área de influencia -- del experimento, en verano; por lo que serfa adecuado estable-- cer el cultivo en los meses de abril y mayo, de esta manera -- el cultivo puede completar las horas luz necesarias para flo-- rear.

#### 2.5.2.2 Preparación del Terreno.

Las labores de preparación del suelo deben ser minucio-- sas, a fin de asegurar una cama de siembra bastante mullida y con excelentes condiciones de drenaje y nivelado para evitar-- encharcamientos.

Una vez hecha la preparación del terreno se forman los -- surcos, éstos deben ser altos y establecerse a 1.00 m. de dis-- tancia (BELMONTE, 1986). En cultivos al aire libre es reco-- mendable sustituir los surcos por camas meloneras con el propó-- sito de controlar mejor la humedad del suelo y evitar la -- proliferación de enfermedades fungosas (VAZQUEZ y NEGRETE, -- 1989).

#### 2.5.2.3 Densidad de Plantación.

Este cultivo tiene al crecer un porte arbustivo (BAILEY, 1977) con abundante follaje y ramas extendidas horizontalmen-- te. Esto provoca dificultades en las labores de cosecha; por lo que es necesario dar un espaciamiento lo suficientemente --

amplio para facilitar la cosecha y hacerla más eficiente (VELLEKOOP, 1981).

Una distancia de plantación adecuada para *Gypsophila paniculata* L. es de 1.00 m. (BELMONTE, 1986), tanto en cultivo al aire libre como en invernadero (BLOM, 1986). Con esta distancia se tiene una densidad de plantación de 10,000 plantas/ha.

### 2.5.3 FERTILIZACION.

Tomando en cuenta que esta planta está adaptada para desarrollarse adecuadamente en suelos con poca retención de nutrientes, se puede decir que su cultivo no requiere de grandes aplicaciones de fertilizantes, así lo reporta Belmonte en 1986.

Al respecto, Roorda en 1986 comparó distintas dosis de N y K en *Gypsophila paniculata* L. cultivada en invernadero. Encontrando que la aplicación de K no reporta incrementos significativos en el rendimiento, en tanto que una aplicación de 2 mmol/lit de N produce resultados satisfactorios.

Esto hace que para obtener una producción plausible comercialmente sea necesaria la utilización de altas dosis fertilizantes. No obstante, sería conveniente hacer la determinación de las dosis óptimas en los suelos mexicanos.

### 2.5.4 VARIEDADES.

Se ha generado un gran número de variedades de *Gypsophila paniculata* L., entre las más usuales podemos señalar las siguientes

tes: *Bristol Fairy*; es la variedad más común, tiene flores -- grandes y blancas, alcanza de 1 a 1.5 m. de altura (WARREN, - 1980).

*Perfecta*; es una variedad obtenida a partir de *Bristol Fairy*, tiene flores blancas de gran volumen, tallos cortos y flora-- ción tardía (WARREN, 1980), esta variedad tiene una particu-- lar resistencia al frío (TAKEDA y ASAHIRA, 1984).

*Floriana Mist* y *Floriana Cascade*; ambas variedades se deriva-- ron de clones de *Bristol Fairy*, producen flores blancas de -- aproximadamente 0.7 - 0.9 cms. de diámetro, alcanzan una altu-- ra de 1 y 1.2 metros respectivamente (WILFRET y WEILLER, 1986). Estas variedades son insensibles al fotoperíodo y de flora-- ción temprana (WILFRET y WEILLER, 1983).

*Rose Valley*; es una variedad de flores dobles, rosas; mide -- aproximadamente 1.2 m. de altura, esta variedad puede sembrar-- se a mayores densidades de plantación que el resto de las va-- riedades (WARREN, 1980).

*Red Sea*; es una variedad de flores rojizas, de aproximadamen-- te 1.00 m. de altura (WARREN, 1980), tiene además bajos requere-- mientos de horas frío para florear (TAKEDA y ASAHIRA, 1984).

*Flamingo*; es de flores simples y de color rosado, sus tallos-- miden aproximadamente un metro (WARREN, 1980), ésta es una va-- riedad que tiene bajos requerimientos de horas frío para flo-- rear (TAKEDA y ASAHIRA, 1984).

Romano; fue formada en Israel a través de selecciones de *Basil*  
*tol Falny*; tiene menores requerimientos de horas luz y tempe-  
raturas para florear que su progenitora, sin embargo en los -  
veranos muy calurosos las florecillas adquieren un color café  
de poca aceptación comercial (VELLEKOOP, 1981).

#### 2.5.5 PLAGAS Y ENFERMEDADES.

Aun cuando esta planta presenta "... cierto grado de re-  
sistencia a plagas y enfermedades no fungosas" (VAZQUEZ y NE-  
GRETE, 1989), este cultivo es afectado por diversas especies;  
Pompey en 1978, reportó como las principales las siguientes:  
*Tetranychus* sp; este ácaro forma manchas de una coloración --  
que va del rojo al gris, sobre la superficie de las hojas. -  
Para su control se recomienda aplicar pesticidas como "Pentac"  
"Kelthane", "Gesopint" o "Thediól".

*Thrips* sp; éstos son insectos largos amarillos o negros, succio  
nan las partes jóvenes de la planta, ocasionando deformacio--  
nes; es posible su control, mediante aplicaciones de "Ambush",  
"Diclorovos" y "Thiodan".

También atacan a este cultivo diversos homópteros, los -  
cuales además de provocar deformaciones, son vectores de orga-  
nismos fitopatógenos, como son los virus y los micoplasmas.

*Erwinia herbicola*; es una bacteria, provoca la enferme--  
dad conocida como "Agalla de la Corona". Se caracteriza por  
formar agallas nodulares de más de 2 cms. de diámetro, estas

agallas se desarrollan en la región de la unión de plantas -- propagadas por injerto.

El tejido anormal puede extenderse completamente alrededor del tallo y causar la muerte de la planta; al parecer esta bacteria vive en el suelo y penetra en la planta por heridas producidas durante las labores culturales.

Para su control se deben sumergir las plantas enfermas - en una solución de Estreptomicina durante 2 minutos; de igual manera deben sumergirse los utensilios para injertar a fin de prevenir la transmisión de la enfermedad.

Ulrichova en 1983, observó un nuevo tipo de achaparramiento en el que se presenta un acortamiento en los internodios y caída de flores, el patógeno que provoca esta enfermedad es probablemente un micoplasma.

*Botrytis cinerea*; provoca la enfermedad conocida como -- "Tizón", cuyo síntoma principal lo constituyen unas manchas grises sobre los primordios y tallos, el ataque de este patógeno puede ocasionar la muerte de la planta. Su control puede realizarse mediante aplicaciones de "Captan" o "Zineb".

*Pythium debaryanum*-*Pellicularia filamentosa*; estas dos especies forman un complejo que ocasiona el "damping-off" en las plantas jóvenes de *Gypsophila paniculata* L., para su control es necesario esterilizar el suelo donde se establecerá el cultivo.

*Pythium aphanidermatum* es otra especie involucrada en la incidencia de esta enfermedad, especialmente en esquejes enraizados bajo condiciones de alta temperatura y humedad. Para su control se ha recomendado la aplicación del fungicida "Previcur-Prothiocarb" (VIGODSKY, 1979).

Malezas; su control en este cultivo reviste gran importancia, debido a que se establece a una distancia bastante amplia y además su porte es relativamente bajo, todo ésto favorece el crecimiento de malezas al tener estas mejores condiciones para competir eficientemente (VAZQUEZ y NEGRETE, 1989).

Para el control de malezas en este cultivo se han probado distintos herbicidas. Elmore encontró en 1979, que aplicando Oxidazón de forma preemergente a la maleza se obtiene un control adecuado, en cambio Lamont reportó en 1986 que Alachlor produce mejores resultados para este cultivo.

#### 2.5.6 COSECHA.

La labor de recolección de las inflorescencias debe iniciarse cuando el cultivo presenta un 50% de las florecillas abiertas (SINTESIS HORTICOLA, 1988).

Este momento se presenta aproximadamente a los 3 ó 4 meses después de la plantación (VELLEKOOP, 1981); la época de cosecha dura aproximadamente un mes, por lo que se hace necesaria la utilización de una gran cantidad de mano de obra en esta etapa del cultivo, dicha cantidad, según estudios reali-

zados en Holanda, representa el 90% del total de jornales necesarios para todas las etapas del cultivo (VELLEKOOP, 1981).

Para cosechar se recomienda realizar un corte a las plantas, 5 cms. arriba del suelo y colocarlas inmediatamente en agua (SINTESIS HORTICOLA, 1988).

El rendimiento óptimo en este cultivo se ha establecido en 3 a 4 "bunches" (manojos) de 250 g. de peso fresco por planta, observándose que en el segundo año del cultivo el rendimiento mejora en un 50% (BLOM, 1986).

#### 2.5.6.1 Tratamientos de Post-cosecha.

Los tratamientos post-cosecha son los procesos a que se someten las cosechas con el propósito de mantener su calidad el mayor tiempo posible y preservarlos de daños por manejo y transporte.

La flor cortada de *Gypsophila paniculata* L., como todo producto percedero, disminuye su calidad paulatinamente, de manera natural, una vez cosechada. A ésto se suman los daños que sufren las inflorescencias por manejo y transporte durante su comercialización, en demérito de su calidad y valor comercial.

Los tratamientos post-cosecha en *Gypsophila paniculata* L. se pueden agrupar en dos grupos, atendiendo el estado en que se mantienen las inflorescencias, éstos son; conservación en fresco y conservación en seco.

#### 2.5.6.1.1 Conservación en fresco.

Mediante el proceso de conservación en fresco se persigue mantener por el mayor tiempo posible el aspecto que las inflorescencias de *Gypsophila paniculata* L. tienen al momento de ser cosechadas.

La aplicación de los tratamientos para la conservación en fresco se basa en las siguientes características de las inflorescencias:

- 1.- El desarrollo floral en *Gypsophila paniculata* L. es secuencial, ésto es; que presenta botones jóvenes inmaduros cuando otras florecillas se encuentran completamente abiertas (DOWNS, 1988).
- 2.- Las flores cortadas en estado de botón son menos susceptibles a daños durante la cosecha y el manejo y mantienen por más tiempo su calidad con respecto de aquellas cortadas cuando la flor está completamente abierta (HALEVY y MAYAK, 1979 - citados por DOWNS, 1988).
- 3.- Las inflorescencias cosechadas con solamente 5% de floración abierta se malogran en su desarrollo y se marchitan a menos que se coloquen en una solución "abridora-conservadora" - (DOWNS, 1988).

Se ha observado que es posible conservar inalterable la calidad de las inflorescencias de *Gypsophila paniculata* L. -- hasta por cuatro días sin más tratamiento que colocarlas en -

agua en cuarto frío a 4°C (SINTESIS HORTICOLA, 1988), pero, si se requiere de un mayor tiempo de conservación es necesario aplicar productos químicos especiales.

Dichos productos generalmente se mezclan con una solución azucarada, con bactericidas y fungicidas; de esta manera se logra una mayor apertura de las florecillas, un color más blanco y se conserva por más tiempo la calidad de la flor -- (BARENDSE, 1986).

Entre los productos químicos que se han probado se encuentra el Thiabendazol, el cual ha resultado efectivo en el tratamiento de botones de *Gypsophila paniculata* L. (APELBAUM y -- KATCHANSKY, 1977).

FARNHAM et. al., reportó en 1978 que sumergir capullos de *Gypsophila paniculata* L. en Phisan-20 durante 4 días induce a la apertura de los capullos y prolonga por más tiempo la calidad de la flor.

El Tiosulfato de Plata (TSP), es un compuesto ampliamente usado en floricultura como solución conservadora; en *Gypsophila paniculata* L. tiene un efecto retardador de la apertura inicial de flores, por lo que se sugiere combinar el TSP con sucrosa para obtener mejores resultados (TANDLER et.al., 1986).

#### 2.5.6.1.2 Conservación en Seco.

Para la conservación en seco, se somete a las inflorescen

cias a un proceso mediante el cual se extrae el agua contenida en los tejidos.

Este tipo de conservación se reserva al producto destinado a la época de escasez, es decir, cuando ya no hay afluencia del producto en el mercado.

Para disecar las inflorescencias, se sigue este proceso: después del corte se dejan deshidratar dos horas, al término de las cuales se sumergen las inflorescencias en una solución de glicerina en proporción 1:1.

Posteriormente, se colocan en un techo de 5 m. de alto y se someten a una corriente de aire seco hasta lograr disecarlas. (SINTESIS HORTICOLA, 1988).

## 2.6 U S O S .

El principal uso de *Gypsophila paniculata* L. se encuentra en la elaboración de arreglos florales, siendo utilizada como comodín, es decir, para rellenar los espacios vacíos dentro de los arreglos (SINTESIS HORTICOLA, 1988).

Por otra parte, se ha investigado acerca de otros posibles usos de esta planta, de esta manera se ha encontrado que aprovechando la capacidad que esta especie tiene para desarrollarse en suelos someros y poco fértiles, puede utilizarse en trabajos de recuperación de suelos.

También se han encontrado aplicaciones de esta planta en

la industria farmacéutica, pues de sus raíces se han extraído saponinas titerpenoides, que son compuestos químicos con acción espermicida (ELBARY y NOUR, 1979).

### III. MATERIALES Y METODOS.

#### 3.1 UBICACION.

El estudio se llevó a cabo en instalaciones de Invernamex, ubicadas en San Mateo Xoloc, Estado de México. Esta localidad se encuentra a 3.25 Km. de Tepetzotlán. Se ubica en la longitud 99°15'W y latitud 19°12'N a 2300 msnm.

#### 3.2 MATERIAL DE PROPAGACION.

Se obtuvieron esquejes de 5 cms. de largo, de plantas de ocho meses de edad, en estado vegetativo, producidas por Invernamex mediante cultivo de tejidos.

Los enraizadores comerciales en polvo utilizados y sus contenidos son los siguientes:

Radix 10.000; Contiene 10.000 ppm de Acido Indol 3 Butfrico - 300 ppm de Acido Naftalen Acético y 40.000 ppm N-triclorometilmercapto-4-ciclohexen-1,2, dicarboximida.

Radix 1.500; Contiene 1.500 ppm de Acido Indol 3 Butfrico -- 200 ppm de Acido Naftalen Acético y 40.000 ppm de N-triclorometilmercapto-4-ciclohexen-1,2, -- dicarboximida.

Raizone-Plus; Contiene 1.200 ppm de Acido Naftalen Acético -- 600 ppm de Acido Indol 3 Butfrico; 50.000 ppm de Disulfuro de Tetrametilfuram y 30.000 ppm de

N-triclorometilmercapto-4-ciclohexen-1,2, dicarboximida.

### 3.3 SUSTRATOS.

Los sustratos utilizados y sus características son las siguientes:

**Agrolita:** Es un material blanco grisáceo de origen volcánico, se extrae de los derrames de lava.

Los granos son muy ligeros pesando de 100 a 135 g/dm<sup>3</sup>, se utilizan partículas de 1.5 a 3.1 mm. La agrolita retiene agua en proporción de 3 a 4 veces su peso. Tiene un pH de 7.0 a 7.5 - sin capacidad de amortiguamiento (HARTMANN y KESTER, 1975).

**Tezontle:** Es un material rocoso de origen volcánico; se utilizó fraccionándolo y tamizándolo. Este sustrato permite una adecuada fijación del esqueje además de buen drenaje.

**Musgo Canadiense:** Está constituido por los restos deshidratados de plantas de pantanos ácidos del género *Sphagnum*, (*S. papillosum*; *S. capillaceum* y *S. palustre*). Relativamente estéril, de poco peso y con una gran capacidad de retención de agua, tiene un pH de alrededor de 5.5, contiene una sustancia fungística - específica (HARTMANN y KESTER, 1975).

### 3.4 DESARROLLO.

Se mezclaron los sustratos Tezontle, Agrolita y Musgo Canadiense en proporción 1:1 tomando 2 a la vez; se colocaron los sustra-

tos y mezclas en contenedores de unisel y se esterilizaron -- usando agua a 95°C.

Se aplicaron los enraizadores comerciales en polvo a la base de los esquejes, colocándose éstos en los contenedores -- con el sustrato correspondiente.

Los esquejes se mantuvieron en cámara enraizadora, bajo condiciones de invernadero, con nebulizaciones intermitentes de 12 segundos cada 10 minutos manteniendo una temperatura -- promedio de 25°C. Los resultados se tomaron a las cinco semanas de establecido el experimento.

### 3.5 DISEÑO EXPERIMENTAL.

Se utilizó un arreglo factorial de 6 x 4 y se distribuyeron los 24 tratamientos en un diseño experimental Completamente al Azar con 5 repeticiones, de esta manera se obtuvieron - 120 unidades experimentales en total.

### 3.6 TRATAMIENTOS.

Los tratamientos probados se encuentran dentro del siguiente cuadro:

CUADRO:

## TRATAMIENTOS

	T	T+MP	T+A	PM	A	PM+A
R - 1.500	A	E	I	M	P	T
RZ	B	F	J	N	Q	U
R - 10.000	C	G	K	N	R	V
t	D	H	L	O	S	W

T = Tezontle

R - 1.500 = Radix 1500

PM = Musgo canadiense.

R - 10.000 = Radix 10000

A = Agrolita

RZ = Raizone

t = Testigo

## 3.7 VARIABLES.

Las variables a evaluar en el experimento son:

- a) Porcentaje de enraizamiento.
- b) Longitud de raíces.
- c) Diámetro del sistema radicular.
- d) Número de raicillas.

## IV. RESULTADOS Y DISCUSION.

CUADRO: 1. EFECTO DE LOS SUSTRATOS

SUSTRATO	% DE ENRAIZAMIENTO	LONGITUD DE RAICES $\bar{X}$ (cm)	NO. DE RAICILLAS $\bar{X}$	DIAMETRO RADICULAR $\bar{X}$ (cm)
Tezontle + Agrolita	81.67	1.3	4	0.7
Tezontle	80	1.7	5	0.9
Tezontle + Musgo	70	1.3	4	0.5
Musgo	60	0.9	4	0.7
Agrolita	50	0.7	2	0.4
Musgo + Agrolita	43.33	1	3	0.3

CUADRO: 2. EFECTO DE LOS ENRAIZADORES

PRODUCTO	% DE ENRAIZAMIENTO	LONGITUD DE RAICES $\bar{X}$ (cm)	NO. DE RAICILLAS $\bar{X}$	DIAMETRO RADICULAR $\bar{X}$ (cm)
Radix 1500	72.22	1.7	6	0.8
Raizone Plus	64.44	1.3	4	0.6
Radix 10.000	56.67	0.9	3	0.5
Testigo	52.22	0.7	2	0.4

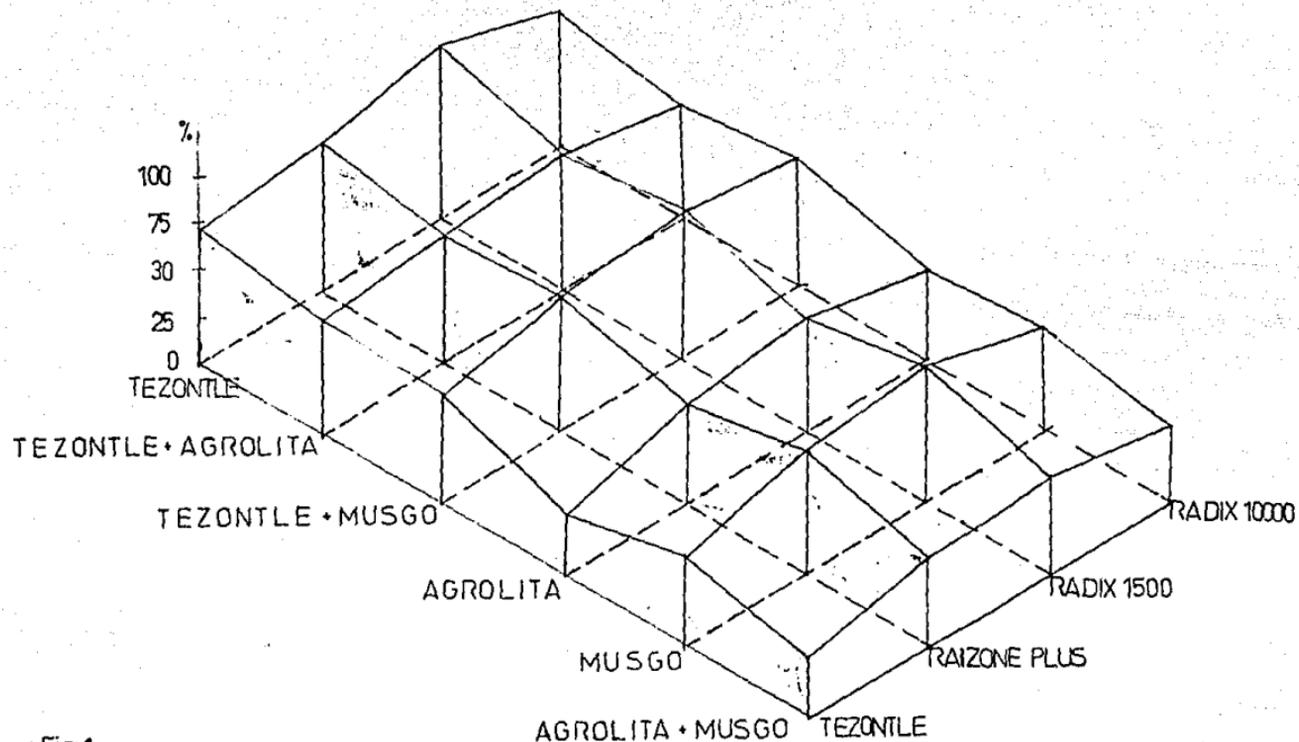


Fig:1

EFEECTO DE LOS TRATAMIENTOS EN EL PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO.

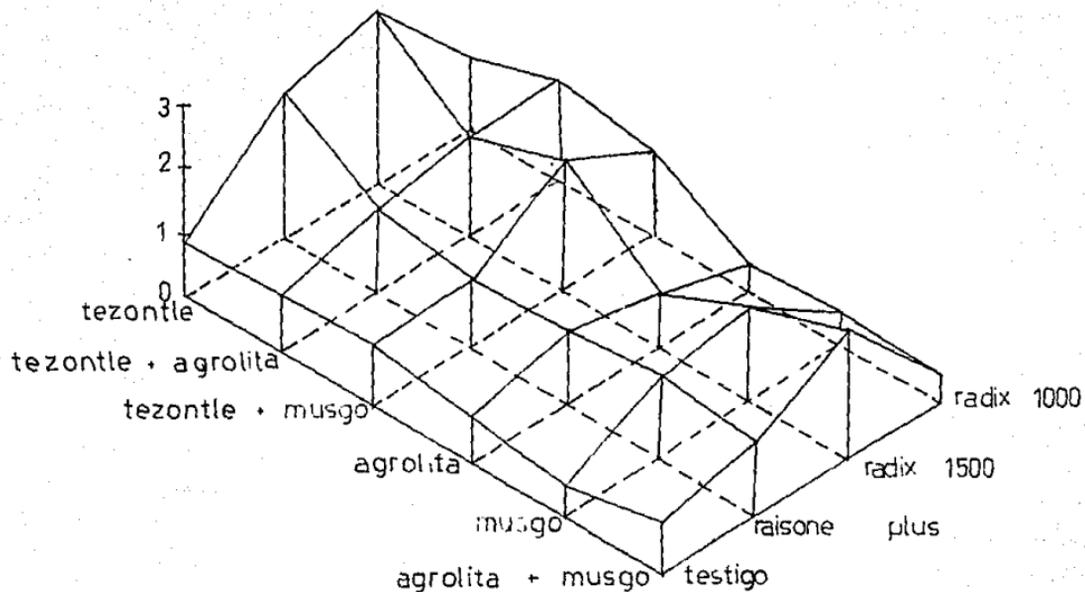


Fig: 2

EFFECTO DE LOS TRATAMIENTOS EN LA LONGITUD DE LAS RACES

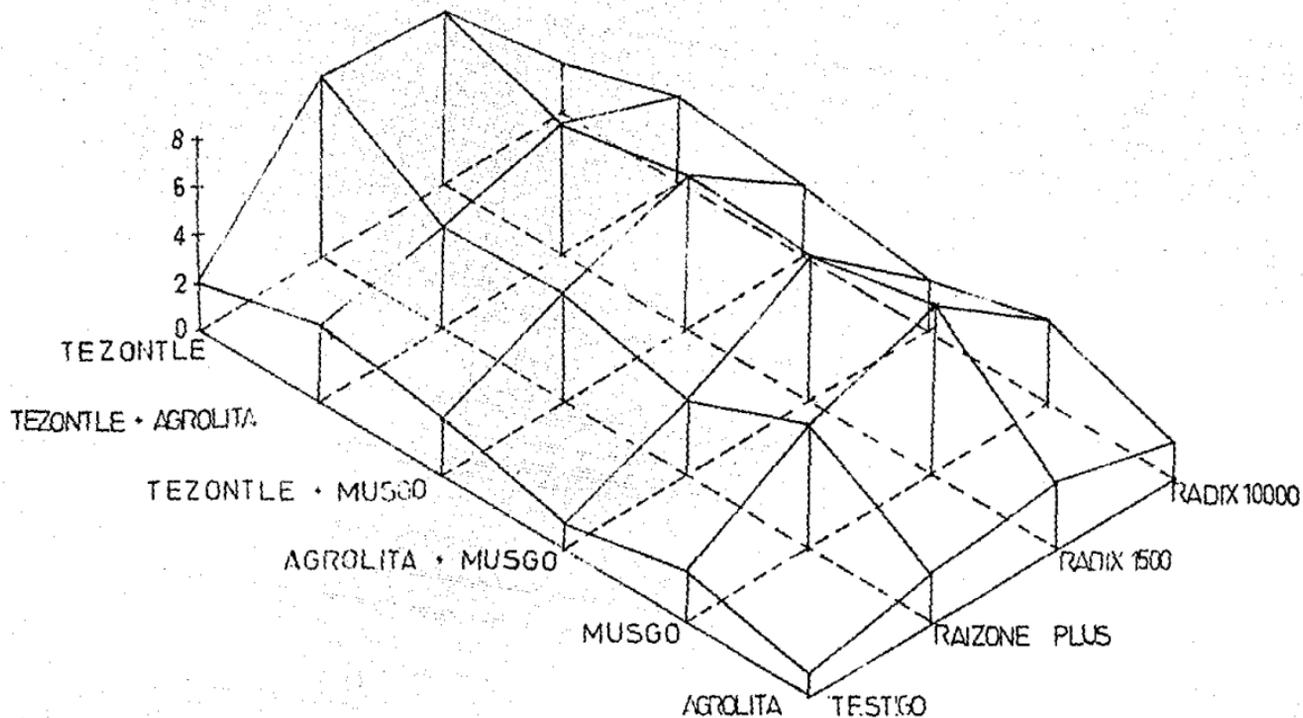


Fig:3

EFFECTO DE LOS TRATAMIENTOS EN NUMERO DE RAICILLAS

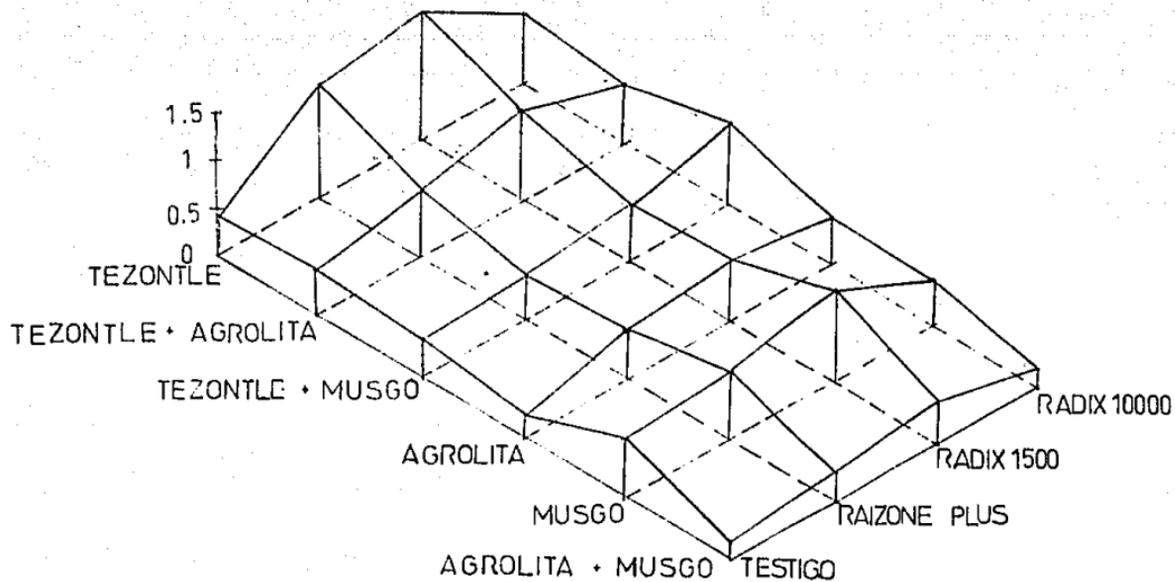


Fig: 4

EFEECTO DE LOS TRATAMIENTOS EN LOS DIAMETRO DEL SISTEMA RADICULAR

Al someter los resultados al Análisis de Varianza (ver - Apéndice), se obtuvo que no hay diferencias estadísticas significativas en el efecto de los tratamientos sobre las variables estudiadas.

Es posible que ésto se deba a que al momento de realizar las mediciones de las raíces adventicias formadas, éstas aún - eran muy pequeñas, para que fueran visibles los efectos de los distintos tratamientos.

También es importante señalar que generalmente en experimentos de enraizamiento de esquejes que han obtenido bajos porcentajes de enraizamiento no se presentan diferencias estadísticas significativas en los tratamientos aplicados.

Sin embargo, aun cuando no se presentó significancia en el Análisis de Varianza, los resultados obtenidos en las distintas variables observadas sí muestran ciertas tendencias que es útil analizar.

#### 4.1 PORCENTAJES DE ENRAIZAMIENTO.

Los resultados obtenidos aquí, son similares a los reportados por Kusey y Weiller en 1980, quienes obtuvieron de 33% a 83% de enraizamiento en esquejes de esta especie, utilizando - diversos sustratos (ver Pág. 20) y aplicaciones de Acido Naftalenacético (NAA) y Acido Indolbutírico (IBA) con el método de "Inmersión en Soluciones Concentradas".

Esto sugiere que *Gysophila paniculata* L. es una especie - difícil de hacer enraizar y para la que un porcentaje de enraizamiento cercano al 80% puede considerarse aceptable.

Por otra parte, en la Fig. 1 se observa que los porcentajes de enraizamiento varían más respecto a los sustratos que respecto a los enraizadores; la misma tendencia se observa en los cuadros 1 y 2, por lo que podría suponerse que las características de los sustratos son muy importantes para esta variable.

Una de las características más sobresalientes de los sustratos es su diferente capacidad de retención de agua, siendo excelente en el musgo y la agrolita y muy pobre en el tezontle.

En la Fig. 1 y en el Cuadro 1 se observa que los sustratos que contienen tezontle presentan los mayores porcentajes de enraizamiento. Tomando en cuenta el hecho de que estos sustratos tienen muy buen drenaje y considerando que este cultivo es muy susceptible al ataque de enfermedades fungosas (BELMONTE, 1986) y que éstas se incrementan en la cámara de enraizamiento debido a los altos niveles de humedad y temperatura de ella; podemos suponer que un buen drenaje es muy importante para elevar el porcentaje de enraizamiento en esquejes de esta especie.

Es posible que al producirse fungosis en el esqueje tratado, sus células quedan imposibilitadas para responder adecuadamente a los tratamientos aplicados aun cuando estos proporcio-

nen los niveles hormonales óptimos para la iniciación de los - primordios radicales.

Lo anterior se hace evidente en el Cuadro 2 al observarse que el enraizador con mayor porcentaje de enraizamiento (Radix 1500) sólo supera en 20% al testigo (sin enraizador).

#### 4.2 LONGITUD DE RAICES.

Los resultados obtenidos en esta variable, se muestran ligeramente inferiores a los reportados por Kusey y Weiller en - 1980, quienes obtuvieron un máximo de 4 cms. en el mejor trata miento (Inmersión por 30 seg. en 10.000 mg/lt de IBA) en tanto que en nuestro experimento se obtuvieron 3 cms. en el mejor -- tratamiento (aplicación de Radix 1500 utilizando tezontle como sustrato).

En el Cuadro 2 se observa que las mayores longitudes se - lograron con Radix 1500 y Raizone Plus, mientras que los esque jes con Radix 10.000 y sin enraizador presentan las menores -- longitudes. Esto sugiere que Radix 1500 y Raizone Plus contie nen niveles de auxina próximos al óptimo para el enraizamiento de esquejes de *Gypsophila paniculata* L.

El efecto de los enraizadores en la longitud de las raf-- ces se ajusta a la norma observada en cuanto al efecto de la - concentración de auxina, ésto es, que altas concentraciones de auxina inhiben el crecimiento de las raicillas y producen mal- formaciones en ellas (WEAVER, 1972).

En cuanto al efecto de los sustratos, es evidente que el espacio poroso (EP) del sustrato tiene un efecto directo en el desarrollo de las raíces, ya que a mayor EP, el sustrato ofrece menor resistencia al crecimiento de las raíces a través de él.

Sin embargo, esta característica no parece ser la causa de las diferencias que se presentan entre los sustratos utilizados, pues todos ellos tienen niveles de EP similares.

Tal vez la causa de estas diferencias sea la distinta capacidad de sujeción de los sustratos. Una buena sujeción de los esquejes favorece el crecimiento en longitud de las raíces pues ésto les permite crecer en una sola dirección, sin los cambios de posición y torceduras que eventuales movimientos de los esquejes les ocasionaría (HARTMANN y KESTER, 1975).

Esto se muestra en el Cuadro 1 y en la Fig. 2, donde el tezontle tiene las mayores longitudes de raíces obtenidas, -- siendo este material el que permite una mejor fijación del esqueje, mientras que el musgo y la agrolita tienen menor capacidad de sujeción al ser materiales demasiado suaves y sueltos.

#### 4.3 NUMERO DE RAICILLAS.

Esta variable es útil para medir el efecto de los tratamientos en la primera fase del enraizamiento. Ya que cada grupo de células que se diferencia en esta fase da origen a un primordio radical y posteriormente a una raicilla.

Siendo el balance fisiológico el factor principal que promueve el inicio de esta fase, es obvio que para esta variable es más importante el efecto del enraizador que del sustrato.

Tal, se observa en el Cuadro 2, donde los enraizadores Radix 1500 y Raizone Plus presentan los mayores números de raicillas y el enraizador Radix 10.000 y el testigo muestran un reducido número. Por otra parte, en el Cuadro 1 se aprecia que los resultados no siguen una tendencia clara.

#### 4.4 DIAMETRO RADICULAR.

Esta variable mantiene una estrecha relación con el número de raicillas y la longitud de ellas; como se aprecia en la Fig. 4, donde se observa que el efecto de los tratamientos siguen tendencias parecidas a las seguidas en las Figuras 2 y 3.

Se deduce así, que para esta variable tiene gran importancia la aplicación de niveles adecuados de auxina, ya que esto favorece el desarrollo de más primordios radicales y su crecimiento (FARINA et.al., 1982), y una combinación de estas dos características da por resultado el diámetro radicular.

También es importante considerar aquí el efecto del sustrato, especialmente del EP, pues es gracias a esta propiedad del sustrato que las raicillas pueden crecer y desarrollarse a través de él.

Otra característica del sustrato que influye en el desa--

rollo de las raicillas, y mayormente en las raicillas cercanas a la superficie; es la coloración del sustrato y su influencia en el fototropismo negativo de la raíz.

En sustratos de coloración oscura, como el tezontle y el musgo, las raicillas cercanas a la superficie tienen la posibilidad de crecer horizontalmente, incrementándose el diámetro radicular, en cambio en sustratos de coloración clara, como la agrolita, todas las raicillas tienden a desplazarse verticalmente a través del medio, reduciéndose el diámetro radicular, como se observa en el Cuadro 1 y la Figura 4.

## V. CONCLUSIONES.

Tomando en cuenta los resultados obtenidos, se concluye que:

- 1.- El tezontle y las mezclas que lo contienen resultaron ser los mejores sustratos.
- 2.- Radix 1500 fue el enraizador que estimuló un mejor enraizamiento.
- 3.- La susceptibilidad de esta especie a las enfermedades fungosas, dificultan el enraizamiento de sus esquejes.
- 4.- Los enraizadores Radix 1500 y Raizone Plus contienen niveles de auxina cercanos al óptimo para enraizar esquejes de *Gypsophila paniculata* L.
- 5.- Las características del sustrato que favorecen un mejor enraizamiento son; el espacio poroso, la fijación del esqueje, el color y el drenaje.

## VI. RECOMENDACIONES.

Para la propagación por esquejes de este cultivo proponemos:

- 1.- Utilizar tezontle como sustrato, o bien aumentar la proporción de este material en las mezclas.
- 2.- Aplicar el enraizador Radix 1500 o enraizadores con niveles similares de auxina.
- 3.- Aplicar fungicidas a los esquejes durante el tiempo de enraizamiento.
- 4.- Reducir el número de aspersiones en la cámara de enraizamiento.

En la elaboración de futuros trabajos sobre este tema:

- 1.- Determinar el tiempo óptimo de enraizamiento.
- 2.- Comparar diferentes técnicas de aplicación de auxinas; - Enraizadores en polvo, Inmersión en solución diluida, Inmersión en solución concentrada.

En la elaboración de trabajos de tesis:

- 1.- Adaptar la tecnología generada en otros países a las condiciones de nuestro país, antes de aplicarla a los procesos productivos.
- 2.- Vincular a los sectores productivos de la sociedad en la elaboración de estos trabajos para que el tesista obten-

ga mejores apoyos y para que los resultados de su trabajo tengan difusión.

- 3.- Mejorar los servicios bibliotecarios de la UNAM en general y de la F.E.S.-C. en particular.
- 4.- Hacer más eficiente y expedita la obtención de documentos en el Servicio de Consulta a Bancos de Información (SECOBI-CONACYT).
- 5.- Incorporar en el Plan de Estudios de Ingeniero Agrícola la materia de Inglés, para tener un mejor acceso a las publicaciones agrícolas internacionales.

## VII. BIBLIOGRAFIA.

ACEVEDO, S.O., 1984. Monografía y Enraizamiento de estacas de Higera (*Ficus carica* L.), tratadas con AIB en dosis de 100 y 200 ppm en dos tipos de estacas: Basal y Apical. Tesis de Ingeniero Agrícola, FESC-UNAM, pp. 134-135.

APELBAUM, A.; KATCHANSKY, M., 1977. Improving quality and prolonging vase life of bud cut flowers by pretreatment with Thiazobenzazole. Journal American Society Horticultural Science. -- 102(5) pp. 623-625.

BAILEY, L.H., 1977. Manual of cultivated plants. Mac Millan - Publishing Co., Inc., New York, pp. 380.

BARENDSE, L.V., 1986. Tratamientos postcosecha de *Gypsophila paniculata* L. Acta Horticulturae 181, pp. 113-115.

BELMONTE, A., 1986. *Gypsophila* in Italy and abroad. Colture - Protette, 15(7) pp. 35-39.

BLOM, t., 1986. *Gypsophila* production in greenhouses. OMAF. - Mississauga Ont. 81: 8, pp. 44-46.

DOWNS, C.G., 1988. Bud-opening treatments to improve *Gypsophila* quality after transport. Scientia Horticulturae 34 (10) pp. 301-310.

ELMORE, C.L.; HANDSON, D.L., 1979. Weed control in newly planted *Gypsophila*.

- FARINA, E.; GRASSOTI, A.; PERGOLA, G., 1982. Experiments assessing the effect various propagation methods for *Gypsophila paniculata*. Annali dell'Instituto Sperimentale per la Floricoltura 13 (1) pp. 1-12.
- FARNHAM, D.S.; KOFRANEK, A.M.; KUBOTA, J., 1978. Bud opening of *Gypsophila paniculata* L. Perfecta with Phisan 20. Journal American Society Horticultural Science 103 (3) pp. 382-384.
- HANGER, B.C., 1982. Preliminary results with Australian rock-wool used as a substrate in hydroponic systems. Combined Proceedings, International Plant Propagators Society 32, pp. 151.
- HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E., 1975. Propagación de Plantas: Principios y prácticas. Compañía Editorial Continental, S.A., México.
- HEGWOOD, V.H., 1985. Las plantas con flores. Edit. Reverté, S.A. Barcelona, pp. 66-65.
- HURTADO, M.D.; MERINO, M.E., 1987. Cultivo de tejidos vegetales. Trillas, México.
- KIEDEMANN, P.E. (1975). Plant growth and development, 2a. ed. - Mc Grow-Hill Book Co., U.S.A., pp. 174-182.
- KUSEY, W.E.; HAMMER, D.A., 1980. Propagation "In vitro" of *Gypsophila paniculata* L. "Bristol Fairy". Hortscience. 15(5) pp.600-601
- KUSEY, W.E.; WEILLER, T.C., 1980. Propagation of *Gypsophila paniculata* for cuttings. Hortscience 15 (1) pp. 85-86.
- KUSEY, W.E.; WEILLER, T.C., 1981. Seasonal and chemical influences on the flowering of *Gypsophila paniculata* "Bristol Fairy" - selections. Hortscience 16 (6) pp. 705-707.

- LAMONT, G., 1986. Herbicide evaluation trials on cut flowers. *Australian Horticulturæ* 84 (7) pp. 89-91.
- MARSICO, O.J., 1980. *Herbicidas y fundamentos del control de malezas*. Ed. Hemisferio Sur, S.A., Buenos Aires.
- MICLE, F., 1985. Edad e identificación de semillas, factores en la fisiología de germinación. *Contribtii Botanic*. Napoc, Rumania.
- MOE, R., 1988. Flowering Physiology of *Gypsophila*. *Acta Horticulturæ* 218, pp. 153-158.
- MONTOYA, S.J., 1986. El papel del fitocromo en la deetiología de individuos de *Stenocereus griseus* (HAW) Buxbaum (*pitayo de mayo*). Tesis de Ingeniero Agrícola, UNAM - FES-Cuautitlán, -- México, pp. 24-29.
- PEREZ, S.G., 1987. Efecto del ciclo lunar en el enraizamiento de estacas de cuatro frutales. Tesis de Ingeniero Agrícola, - UNAM - FES-Cuautitlán.
- POMPEY, P.P., 1978. Diseases and pests of ornamental plants. The New York Botanical Garden.
- ROORDA, V.E., 1982. Manuring for *Gypsophila* under glass. *Bak-bald voor de Bloemisterij* 37 (20) pp. 34-35.
- SELBARY, A.A.; NOUR, S.A., 1979. Correlation between the spermicidal activity and the haemolytic index of certain plant saponins. *Pharmazie* 34 (9) pp. 560-561.

SHLOMO, E., 1985. Giberellin substitution for the high night temperatures required for the long day promotion of flowering in *Gypsophila paniculata* L. *Scientia Horticulturae*, 26 (1985) pp. 69-76.

SINTESES HORTICOLA, 1988. TK Farms de California. Vol. 2 (10) pp. 42.

TAKEDA, Y; ASAHIRA, T., 1984. Differences in flowering response to low temperature among cultivars of *Gypsophila paniculata* L. and among vegetative lines of cv. *Bristol Fairy*. *Memoirs of -- the Colege of Agriculture Kyoto University No. 124*, pp. 27-34.

TANDLER, J., 1986. Chemicals treatments to improve queliy cut flower of *Gypsophila*. *Acta Horticulturae* 181, pp. 443-449.

ULRYCHOVA, M., 1983. Mycoplasma-like organism associated with stunting of *Gypsophila paniculata* L. *Biology Plantarum* 25(5) - pp. 385-388.

VAZQUEZ, R.E.; NEGRETE, S.F., 1989. Observación del desarrollo vegetativo de *Gypsophila paniculata* L. Reporte de Semestre de Campo. FESC - UNAM.

VELLEKOOP, L., 1981. *Teelt Gypsophila paniculata* L. Consulents chap voor de tuinbouw 5, pp. 40-43.

VIGODSKY-HAAS, H., 1979. Pyghium disease in *Gypsophila* and - trials on its control. *Hassadeh* 59(9) pp. 1941-1946.

WARREN, A.C., 1980. Minor cut crops, en: "Introduction to Floriculture" Roy Larson editor.

WEAVER, R.J., 1972. Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura, Trillas, México.

WILFRET, G.J.; WEILLER, T.C. Floriana Mist and Floriana Cascade; new Bristol Fairy type *Gypsophila paniculata* for cut flowers. Circular Agricultural Experimental Station, University of Florida, 299, pp. 6.

WILFRET, G.J.; WEILLER, T.C., 1986. Floriana Mist and Floriana Cascade *Gypsophila*. Hortscience 21(1) pp. 160-161.

WRIGHT, M., 1979. Gufa práctica ilustrada para el jardín, Vol. 2, Ed. Blume, Barcelona.

## VIII. APENDICE.

## ANALISIS DE VARIANZA DE LA LONGITUD DE LAS RAICES

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft 5%	Ft 1%	
Tratamientos	23	378.91	16.47	0.21	1.6	1.94	N.S.
Sustratos	5	106.5	21.3	0.27	2.29	3.17	N.S.
Enraizadores	3	171.09	57.03	0.73	2.68	3.94	N.S.
Sust. x Enraz.	15	101.32	6.75	0.08	1.08	2.06	N.S.
Error	96	7502.51	78.15				
T O T A L :	119	7881.42					

## ANALISIS DE VARIANZA DEL DIAMETRO RADICULAR

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft 5%	Ft 1%	
Tratamientos	23	91.86	3.99	0.21	1.6	1.94	N.S.
Sustratos	5	46.37	9.27	0.49	2.29	3.17	N.S.
Enraizadores	3	24.76	8.25	0.44	2.68	3.94	N.S.
Sust. x Enraz.	15	20.73	1.38	0.07	1.08	2.06	N.S.
Error	96	1794.36	18.69				
T O T A L :	119	1888.22					

## ANALISIS DE VARIANZA DEL NUMERO DE RAICILLAS

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft 5%	Ft 1%	
Tratamientos	23	3873.47	168.41	0.23	1.6	1.94	N.S.
Sustratos	5	887.27	177.45	0.24	2.29	3.17	N.S.
Enraizadores	3	2602.4	867.47	1.19	2.68	3.94	N.S.
Sust. x Enraz.	15	383.8	25.59	0.03	1.08	2.06	N.S.
Error	96	70107.2	730.28				
T O T A L :	119						