



**DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA Y DE  
LA AGRICULTURA**

**CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA**

**TRABAJO DE TITULACIÓN, PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL  
TÍTULO DE INGENIERO AGROPECUARIO**

**TEMA: “PROPAGACIÓN Y PRODUCCIÓN DE ESQUEJES DE  
LA VARIEDAD OVER TIME (*Gypsophila paniculata*)  
MEDIANTE EL USO DE REGULADORES DE CRECIMIENTO.”**

**AUTOR: CRUZ HERRERA DIEGO JAVIER**

**DIRECTOR: ING.LANDÁZURI ABARCA, PABLO ANÍBAL**

**SANGOLQUÍ**

**2019**



DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA Y DE LA AGRICULTURA  
CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA

CERTIFICACIÓN

Certifico que el trabajo de titulación, "*PROPAGACIÓN Y PRODUCCIÓN DE ESQUEJES DE LA VARIEDAD OVER TIME (Gypsophila paniculata) MEDIANTE EL USO DE REGULADORES DE CRECIMIENTO*", realizado por el señor *Cruz Herrera Diego Javier*, ha sido revisado en su totalidad y analizado por el software anti-plagio, el mismo cumple con los requisitos teóricos, científicos, técnicos, metodológicos y legales establecidos por la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, por lo tanto, me permito acreditarlo y autorizar a al señor *Cruz Herrera Diego Javier* para que lo sustente públicamente.

Sangolquí, 17 de enero de 2019

Firma



---

ING. Pablo Anibal Landázuri Abarca  
**DIRECTOR**



DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA Y DE LA AGRICULTURA  
CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA

**AUTORÍA DE RESPONSABILIDAD**

Yo, *Cruz Herrera Diego Javier*, con cédula de identidad N° 1718653510, declaro que el contenido, ideas y criterios del trabajo de titulación "*Propagación y producción de esquejes de la variedad Over Time (Gypsophila paniculata) mediante el uso de reguladores de crecimiento*", es de mi autoría y responsabilidad, cumpliendo con los requisitos teóricos, científicos, técnicos, metodológicos y legales establecidos por la Universidad de Fuerzas Armadas ESPE, respetando los derechos intelectuales de terceros y referenciando las citas bibliográficas.

Consecuentemente el contenido de la investigación mencionada es veraz.

**Sangolquí, 17 de enero de 2019**

Firma

Cruz Herrera Diego Javier

C.C 1718653510



DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA Y DE LA AGRICULTURA  
CARRERA DE INGENIERÍA AGROPECUARIA

AUTORIZACIÓN

*Yo, Cruz Herrera Diego Javier, autorizo a la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE publicar el trabajo de titulación "Propagación y producción de esquejes de la variedad Over Time (Gypsophila paniculata) mediante el uso de reguladores de crecimiento" en el Repositorio Institucional, cuyo contenido, ideas y criterios son de mi responsabilidad.*

Sangolquí, 17 de enero de 2019

Firma

-----  
Cruz Herrera Diego Javier

C.C 1718653510

## **DEDICATORIA**

Primeramente, dedico a Dios por guiarme en cada paso quedaba en esta vida de estudiante.

A mis padres por toda su comprensión, guía y apoyo incondicional, por ser un buen hijo y un buen profesional en la vida.

A mi esposa por ser la mejor amiga que estuvo en mis noches de estudio y siempre estuvo ahí para dar un fuerte abrazo cuando necesitaba.

Y a mí hermosa hija que fue mi pilar y mi fuerza para seguir adelante en mis estudios.

## **AGRADECIMIENTOS**

A la Carrera de Ingeniería Agropecuaria IASA 1 por brindarme todo el conocimiento para desenvolverme en la vida profesional y todas las enseñanzas y consejos de todos los profesores de nuestra querida universidad.

A Hilsea Finca Chivan, por abrirme las puertas de su empresa para realizar mi trabajo de investigación y por estar siempre prestos por ayudarme en todo el transcurso de mi elaboración.

A mi tutor Ing. Pablito Landázuri por su paciencia y su consejo en la elaboración de mi trabajo de investigación.

A mi familia, en especial a mi padre por su guía y por estar en cada momento bueno y malo de mi vida.

Y a mis amigos por todos los momentos divertidos y tristes que pasamos en nuestra vida universitaria.

Diego Cruz

## ÍNDICE DE CONTENIDO

### CARÁTULA

CERTIFICACIÓN .....	i
AUTORÍA DE RESPONSABILIDAD .....	ii
AUTORIZACIÓN .....	iii
DEDICATORIA .....	iv
AGRADECIMIENTOS .....	v
ÍNDICE DE CONTENIDO .....	vi
ÍNDICE DE TABLAS .....	x
ÍNDICE DE FIGURAS .....	xi
RESUMEN .....	xii
ABSTRACT .....	xiii

### CAPÍTULO I

#### INTRODUCCIÓN

1.1	Antecedentes .....	1
1.2	Justificación.....	3
1.3	Objetivos .....	3
1.3.1	Objetivo General .....	3
1.3.2	Objetivos Específicos .....	4
1.4	Hipótesis.....	4

### CAPÍTULO II

#### REVISIÓN DE LITERATURA

2.1	Reguladores de crecimiento .....	5
2.2	Auxinas.....	6
2.2.1	Ácido Indol Acético .....	6
2.2.2	Algunos efectos que tienen el AIA en las plantas .....	7
2.2.2.1	Dominancia apical.....	7
2.2.2.2	Rizogénesis.....	7

2.2.2.3	Geotropismo .....	7
2.2.2.4	Fototropismo .....	7
2.2.2.5	Regulación de la abscisión .....	8
2.2.3	Ácido Naftalein Acético (ANA).....	8
2.3	Citoquininas.....	9
2.3.1	Funciones de las citocininas .....	11
2.4	6 Bencil Aminopurina (6BAP).....	11
2.5	Sustrato.....	12
2.5.1	Cascajo o piedra pómez.....	12
2.6	Origen y descripción de <i>Gypsophila paniculata</i> .....	13
2.6.1	Origen.....	13
2.6.2	Descripción botánica .....	13
2.7	Cultivo de <i>Gypsophila paniculata</i> en el Ecuador.....	13

## **CAPÍTULO III**

### **MATERIALES Y MÉTODOS**

3.1	Ubicación Política y Geográfica.....	16
3.2	Materiales .....	16
3.2.1	Materiales de campo.....	16
3.2.2	Materiales, equipos y reactivos de laboratorio .....	16
3.3	Métodos .....	17
3.3.1	Uso de (ANA e IBA) para aumentar el diámetro del cuello de la raíz.....	17
3.3.1.1	Preparación de camas .....	17
3.3.1.2	Selección de plántulas .....	17
3.3.1.3	Siembra y lavado de la raíz .....	17
3.3.1.4	Preparación y aplicación de las auxinas para la aspersion .....	17
3.3.2	Diseño Experimental .....	18
3.3.2.1	Factores a probar .....	18
3.3.2.2	Tratamientos a comparar .....	18



3.3.3	Tipo de diseño .....	18
3.3.4	Repeticiones .....	19
3.3.5	Características de la UE .....	19
3.3.6	Croquis del diseño .....	19
3.3.7	Análisis estadístico .....	19
3.3.7.1	Esquema del análisis de varianza .....	20
3.3.8	Coefficiente de variación .....	20
3.3.9	Análisis funcional.....	20
3.3.10	VARIABLES A MEDIR.....	20
3.4	Métodos .....	21
3.4.1	Uso de (BAP, AS y ZEA) para incrementar los esquejes por planta .....	21
3.4.2	Diseño Experimental .....	22
3.4.3	Factores a probar .....	22
3.4.4	Tratamientos a comparar .....	22
3.4.5	Tipo de diseño .....	23
3.4.6	Repeticiones .....	23
3.4.7	Características de la UE .....	24
3.4.8	Croquis del diseño .....	24
3.4.9	Análisis estadístico:.....	24
3.4.10	Coefficiente de variación.....	25
3.4.11	Análisis funcional.....	25
3.4.12	VARIABLES A MEDIR.....	25
3.5	Métodos específicos .....	26

## **CAPÍTULO IV**

### **RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

4.1	Determinación de la dosis de (ANA e AIB) para aumentar el cuello de la raíz	28
4.1.1	Porcentaje de supervivencia .....	28
4.1.2	Diámetro del cuello de la raíz.....	30
4.1.3	Peso de la raíz.....	32
4.1.4	Porcentaje de clorofila.....	32
4.1.5	Análisis foliar .....	34

4.2	Establecer la dosis de (BAP, AS, ZEA) para la producción de esquejes .....	35
4.2.1	Porcentaje de supervivencia .....	35
4.2.2	Número de brotes .....	36
4.2.3	Producción de esquejes .....	36
4.2.4	Análisis foliar .....	38

## **CAPÍTULO V**

### **CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES**

5.1	Conclusiones .....	40
5.2	Recomendaciones .....	40
5.3	Bibliografía.....	38

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1</b> <i>Tratamientos con auxinas y sus dosis correspondientes</i> .....	18
<b>Tabla 2</b> <i>Análisis de variación para determinar la dosis de auxinas para el aumento del diámetro en cm del cuello de la raíz en <i>Gypsophila paniculata</i></i> .....	20
<b>Tabla 3</b> <i>Tratamientos con citoquininas y sus dosis correspondientes</i> .....	23
<b>Tabla 4</b> <i>Análisis de varianza para determinar la dosis de citoquininas para la producción de esquejes de <i>Gypsophila paniculata</i></i> .....	25
<b>Tabla 5</b> <i>Análisis de varianza (ANOVA) sobre el uso de auxinas (ANA e AIB) en la producción y propagación de esquejes de <i>Gypsophila paniculata</i></i> .....	34
<b>Tabla 6</b> <i>Composición química de plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i>, con la aplicación de auxinas (ANA e AIB)</i> .....	34
<b>Tabla 7</b> <i>Análisis de varianza (ANOVA) sobre el uso de citoquininas (BAP, Adenina Sulfato e Zeatina) en la producción y propagación de esquejes de <i>Gypsophila paniculata</i></i> .....	38
<b>Tabla 8</b> <i>Composición química de plántula de <i>Gypsophila paniculata</i>, con la aplicación de citoquininas (BAP, Adenina Sulfato, Zeatina y testigo)</i> .....	39

## ÍNDICE DE FIGURAS

<i>Figura 1</i> Croquis experimental en campo, Hilsea, Quinche, Ecuador (2018).....	19
<i>Figura 2</i> Croquis del experimento en capo, Hilsea, Quinche, Ecuador (2018).....	24
<i>Figura 3</i> Efecto de la aplicación de ANA y AIB en plántulas de <i>Gypsophila paniculata</i> var. Over time a los 7 días del trasplante. a) Testigo, b) Testigo, c) ANA 2gr.l <sup>-1</sup> , d) AIB 2 gr. l <sup>-1</sup> , e) ANA 3gr.l <sup>-1</sup> , f) AIB 3gr.l <sup>-1</sup> , g) ANA 4gr.l <sup>-1</sup> y h) AIB 4gr.l <sup>-1</sup> .....	30

## RESUMEN

La *Gypsophila paniculata* es una flor de verano muy apetecida tanto en el mercado nacional como en el internacional. Cultivada en el país por más de veinticinco años. Su productividad en el área de propagación se ha visto afectada por problemas de manejo y la baja eficiencia de las plantas madres, la finalidad de esta investigación es desarrollar un protocolo de propagación y producción de esquejes de la variedad Over time (*Gypsophila paniculata*) mediante el uso de reguladores de crecimiento, el cual estaba dividido en dos ensayos, el primero consistió en incrementar el diámetro del cuello de la raíz en plántulas jóvenes, las cuales provinieron del área de aclimatación de la finca el Chivan, en el incremento del diámetro del cuello de la raíz se encontró que la dosis de Ácido indol butírico  $2.0 \text{ gr.L}^{-1}$  presentó el mayor incremento en el diámetro a los veintiún días y un 100% de supervivencia después del trasplante, obteniendo una ganancia en el peso de la raíz con respecto al testigo. El segundo ensayo consistió en la producción de esquejes, obteniendo que la dosis  $0,075 \text{ gr.l}^{-1}$  de 6- bencilaminopurina (BAP) obtuvo un mayor número de esquejes, presentando un porcentaje de supervivencia del 100% al trasplante.

### **PALABRAS CLAVE:**

- **AUXINAS**
- **GYPSOPHILA**
- **CITOQUININAS**
- **REGULADORES**

## **ABSTRACT**

The *Gypsophila paniculata* is a very popular summer flower both in the national and international market. Cultivated in the country for more than twenty-five years. Its productivity in the area of propagation has been affected by management problems and the low efficiency of the mother plants. The purpose of this research is to develop a propagation protocol and production of cuttings of the Over time variety (*Gypsophila paniculata*) through the use of growth regulators, which was divided into two trials, the first was to increase the diameter of the neck of the root in young seedlings. Which came from the farm. In the increase of the diameter of the neck of the root it was found that the dose of indole butyric acid 2.0 gr.L-1 presented the greatest increase in diameter at twenty-one days and a 100% survival after transplantation, obtaining a gain in the weight of the root with respect to the witness. The second trial consisted of the production of cuttings, obtaining that the dose 0.075 gr.l-1 of 6-benzylaminopurine (BAP) obtained a greater number of cuttings, presenting a percentage of 100% survival to the transplant.

### **KEY WORDS:**

- **AUXINS**
- **GYPSOPHILA**
- **CYTOKININES**
- **REGULATORS**

# CAPÍTULO I

## INTRODUCCIÓN

### 1.1 Antecedentes

La producción de (*Gypsophila paniculata.*) constituye un importante ingreso de divisas en la economía ecuatoriana ya que el Ecuador es el mayor productor de *Gypsophilas* en el mundo con un 70% de la producción mundial. Siendo la segunda flor de mayor importancia en nuestro país después de las rosas. (PROECUADOR., 2013). A la *Gypsophilas* se la utiliza como una ‘flor de relleno’, para los arreglos y decoraciones florales.

En el país existen 18 fincas que se dedican a la producción de *Gypsophila*: 12 se encuentran ubicadas en Pichincha, tres en Azuay y tres en Imbabura. (PROECUADOR., 2013). La exportación de *Gypsophila* en el Ecuador ha ido incrementando el área de cultivo, y los ingresos en el 2016 por la exportación de flores alcanzó una producción de 2561.8 toneladas dando un ingreso de \$65 millones; y en el 2017 alcanzó una producción de 2879.01 de toneladas dando un ingreso de \$85 millones; esto representa a un incremento del 20% en los ingresos y un 12% en la producción por toneladas en el 2017 con relación al 2016, según reportes del Banco Central. (Expoflores, 2017)

*Gypsophila paniculata* es un cultivo de gran importancia para la floricultura a nivel mundial; y la propagación de plantas para iniciar una producción juega un papel muy importante, ya que estas deben cumplir algunos parámetros: sanidad, nutrición y una formación adecuada de raíces. Para asegurar estas condiciones se debe tener un programa de aplicación de productos que permita controlar plagas, enfermedades y deficiencias nutricionales. Adicionalmente para que las plantas promuevan la formación de un buen sistema radicular, dentro de este programa se sugiere el uso de reguladores

de crecimiento, para que la planta pueda soportar ciertas condiciones adversas al desarrollo del cultivo. (Díaz-Montenegro, 2014).

Cabe mencionar que la morfogénesis de una planta está ligado al balance citoquina / auxina (reguladores de crecimiento), un alto nivel de citocinina con un nivel bajo de auxina promueve la formación de brotes; mientras que con niveles bajos de citocininas y altos de auxina, se estimula la formación de callos (masas celulares no organizadas) y formación de raíces con gradientes mayores de auxina. (Caseretto.J, 2006).

El uso de reguladores de crecimiento se han utilizado en diversos trabajos especialmente para procesos de organogénesis, embriogénesis somática en aguacate (Fernandez I, 2002), Efecto de la aplicación de reguladores de crecimiento sobre *Híbridos de calas* (cartuchos) germinación de semillas (Bahamonde P, 2006), Biorreguladores de crecimiento, fertilizantes químicos y orgánicos en tomate (García B, 2011), Evaluación del efecto de Biorreguladores para mejorar el amarre, rendimiento y calidad del fruto en tomate de árbol (Valencia E, 2012), Evaluación del efecto de Biorreguladores sobre la calidad y tamaño del fruto de naranjilla (Carrera J, 2009), Organogénesis directa in vitro a partir de explantes de hojas de mora (Paucar M, 2011), Validación del efecto de tres bioestimulantes radicales en viveros de rosa (Tayupanta D, 2011).

La presente investigación consiste en la elaboración de un protocolo en el área de propagación y producción de esquejes, para el cultivo de *Gypsophila paniculata* con la utilización de reguladores de crecimiento en varias dosis, para obtener una mayor cantidad de esquejes en la cosecha.



## **1.2 Justificación**

La *Gypsophila* es cultivada en la sierra ecuatoriana, las fincas destinan al menos entre un 30%-40% de su superficie para este cultivo. La densidad de plantación es de (50000 plantas por Ha), para obtener un volumen de 2 ton. Por esta razón las fincas se abastecen de plántulas comerciales para el establecimiento del cultivo.

Las empresas dedicadas a la propagación de *Gypsophila paniculata*, requieren de grandes áreas de terreno para la propagación las cuales son destinadas a plantas madres, con promedios de producción de 1,9 esquejes por cosecha durante 52 semanas de propagación; el principal limitante para alcanzar un número elevado de esquejes se debe a la baja eficiencia en la producción, esto se debe a la falta de conocimiento en el uso de reguladores de crecimiento y edad de la planta madre ya que plantas jóvenes producen más esquejes que plantas viejas, motivo por el cual es necesario, el uso de reguladores de crecimiento de manera eficiente, con el fin de disminuir la cantidad de plantas madres; aumentando así la producción de esquejes, situación que beneficiara al productor ya que reduce gastos en la compra de material vegetativo, obteniendo una mayor producción de esquejes.

## **1.3 Objetivos**

### **1.3.1 Objetivo General**

- Obtener un sistema de propagación y producción de esquejes de la variedad Over time (*Gypsophila paniculata*) mediante el uso de reguladores de crecimiento.

### 1.3.2 Objetivos Específicos

- Determinar la dosis entre Ácido naftalein acético (ANA) e Ácido indolbutírico (AIB) en la fase de siembra, para incrementar el diámetro del cuello de la raíz.
- Establecer la dosis entre Benziladenina (BAP), Adenina sulfato y zeatina en la fase de pinchado y cosecha, para incrementar el número de esquejes por planta.

### 1.4 Hipótesis

**Ho:** El uso de reguladores de crecimiento no es una alternativa para propagación y producción de esquejes de *Gypsophila paniculata*.

**H1:** El uso de reguladores de crecimiento es una alternativa para propagación y producción de esquejes de *Gypsophila paniculata*.

## CAPÍTULO II

### REVISIÓN DE LITERATURA

#### **2.1 Reguladores de crecimiento**

Son compuestos orgánicos diferentes de los nutrimentos que, en pequeñas cantidades, fomentan, inhiben o modifican de alguna forma cualquier proceso fisiológico vegetal (Wearver., 1990). Las hormonas vegetales se sintetizan en alguna parte de la planta y se translocan a otra, en donde concentraciones muy bajas causan una respuesta fisiológica, que promueve diferentes tipos de crecimiento, en la actualidad, auxinas, citocininas, etileno, ácido abscísico y giberelinas, son consideradas dentro del grupo de hormonas y reguladores de crecimiento (Salisbury. J.M. y Ross. C.W., 1994). Los reguladores de crecimiento son considerados también sustancias sintéticas que pueden ser o no homólogas a las hormonas y que cumplen funciones parecidas a éstas. (Azcon Bieto., 2008).

Por otro parte, las plantas sintetizan gran número de sustancias de acción inhibitoras del crecimiento, denominados inhibidores, que son en su gran mayoría naturales y de muy variada composición química, normalmente contribuyen a la regulación y periodicidad del crecimiento, y se oponen total o parcialmente y en forma no competitiva a la acción de las auxinas, citocininas, etileno, ácido abscísico y giberelinas. (Azcon Bieto., 2008).

Una vez entendido el concepto general de reguladores de crecimiento, se puede comprender que la función de los reguladores de crecimiento es similar a la de las hormonas, el desempeño que cumplen es de aumento en el crecimiento de las plantas y mejorar la producción tanto en frutos como en la producción de esquejes. (Goyal, 2012).

## **2.2 Auxinas**

Los efectos de las auxinas son generalmente divididos en dos principales categorías: respuesta rápida tal como la elongación celular, esta es una de las respuestas hormonales más rápidas conocidas con un periodo de 10 a 15 minutos; y respuestas de termino largo tal como la división celular, diferenciación, y morfogénesis con un periodo latente de horas o días. La iniciación de la división celular ocurre de 10 a 24 horas después del tratamiento con auxina y la diferenciación de células vasculares de 3 días. (Theologis, 1986). Cabe destacar que el balance entre auxinas y citocininas juega un papel muy importante en este proceso de producción y propagación de esquejes. De esta forma, cuando se hacen crecer células vegetales en medios de cultivo in vitro, si la concentración de auxinas supera a la de citocininas se produce la formación de nuevas raíces. (Macdonald., 1997).

Sin embargo, si la concentración de citocininas supera a la de auxinas, las células acabarán desarrollándose en nuevos brotes. Cuando la concentración de ambas es similar, se produce un crecimiento celular sin diferenciación, y lo que acaba formándose es una masa de células en desarrollo denominada callo. Según (Canna, 2012).

### **2.2.1 Ácido Indol Acético**

La auxina principal sintetizada de forma natural por las plantas es el ácido indol acético (AIA), aunque se han encontrado otras como el ácido fenilacético, los cloroindoles y más recientemente, el ácido indolbutírico (AIB). (Murray, 2005). El movimiento de estos reguladores de crecimiento por la planta es desde los ápices hasta las raíces (translocación basipétala) y viceversa (acropétala). Sin embargo, el movimiento basipétalo es mucho más rápido que el acropétalo. (Cabrera, 1998).

## **2.2.2 Algunos efectos que tienen el AIA en las plantas**

### **2.2.2.1 Dominancia apical**

Es bien conocido entre los cultivadores que cuando eliminan el ápice principal de una planta, comienzan a crecer los brotes secundarios, formándose varios tallos principales. Esto es debido a que las auxinas producidas en los meristemos apicales reprimen el crecimiento y desarrollo de los brotes laterales. (Abad & Noguera, 2005).

### **2.2.2.2 Rizogénesis**

Las auxinas son las principales responsables de la formación de células de la raíz. Esta propiedad es utilizada para la producción de esquejes, donde se aplica una cantidad de auxinas en el corte de la base del tallo para favorecer la formación de nuevas raíces. Esta rizogénesis ocurre a concentraciones muy bajas de auxinas, ya que a concentraciones superiores las auxinas reprimen el desarrollo y crecimiento radicular, pero es la presencia de otras fitohormonas la que determina si las células se convertirán en raíz o en otros órganos. Según (Abad & Noguera, 2005).

### **2.2.2.3 Geotropismo**

La fuerza gravitatoria ejerce un efecto sobre el desarrollo del vegetal. Cuando ponemos en posición horizontal el tallo de una planta, los brotes laterales comienzan a desarrollarse y se pueden llegar a formar raíces en la zona que está más en contacto con el suelo. Esto es debido a la acumulación de las auxinas ante la gravedad. Esta condición es aprovechada para la obtención de nuevas plantas mediante los denominados acodos. (Abad & Noguera, 2005).

### **2.2.2.4 Fototropismo**

Las plantas tienden a dirigir su crecimiento hacia las zonas luminosas. Esto está regulado por auxinas principalmente el AIA, las cuales se acumulan en las partes que reciben menos luz, lo que provoca una elongación de las células de esta zona y conlleva a una curvatura de la planta hacia la parte más luminosa. (Abad & Noguera, 2005).

#### **2.2.2.5 Regulación de la abscisión**

La abscisión es la caída de alguno de los órganos de la planta. En muchos casos la causa es el envejecimiento del tejido, lo que se denomina senescencia. La aplicación exógena de AIA reduce la abscisión en muchas especies. (Abad & Noguera, 2005).

#### **2.2.3 Ácido Naftalein Acético (ANA)**

El ácido 1-naftalein acético o ácido naftalein acético es un compuesto orgánico de fórmula  $C_{10}H_7CH_2CO_2H$ , con propiedades hormonales. El ácido 1-naftalein acético es un compuesto sólido cristalino, incoloro o ligeramente amarillento, soluble en solventes orgánicos. Cuenta con un grupo carboximetilo ( $CH_2CO_2H$ ) unido al carbono 1 (C1) del grupo naftaleno. (Ecuare, 2018).

El ácido  $\alpha$ -naftalein acético es una auxina sintética utilizada normalmente para inducir la formación de raíces adventicias, a diferencia de las auxinas naturales como el ácido indol acético no es fácilmente degradada por enzimas naturales de las plantas ni por los microorganismos. Existen estudios que indican que una mayor eficiencia de las auxinas sintéticas como el ANA o el AIB respecto del IAA, esto puede deberse a que, en el caso de ANA, no puede ser degradado por la IAA-oxidasa y otras enzimas encargadas de la degradación del IAA, lo que hace que esta permanezca más tiempo en el tejido orgánico en consecuencia mejores respuestas. (Raven, Ever, & Eichhorn, 1992)

#### **2.2.4 Ácido Indol Butírico (AIB)**

Es un compuesto natural, se considera un regulador de crecimiento vegetal de la familia de las auxinas, de amplio espectro. Se usa para estimular el desarrollo de raíces de todo tipo de hortalizas, así como plantas ornamentales, también es muy usado para incrementar el tamaño de los frutos, con un especial énfasis en todo tipo de melones, sandías, papayas y mangos. Su fórmula molecular es  $C_{12}H_{13}NO_2$ . (Ecuare, 2018).

El AIB es utilizado para formación de raíces aún más que el ANA o cualquier otra auxina, él AIB se metaboliza con rapidez, pero al unirse con un conjugado con un péptido. Se sugiere que la formación de conjugado almacena al AIB y que su liberación es gradual a niveles adecuados de concentración de AIB, especialmente en las etapas finales en la formación de raíces. (Ross.C. & Salisbury.F., 2000).

La mayoría de productores utilizan el ácido indol butírico para tratar la base de los esquejes, esto se debe a que se disuelve fácilmente en alcohol de laboratorio y agua destilada. También existen preparaciones comerciales muy buenas. La mejor forma de aplicar es por medio de una aspersion "atomizada" dirigida a la base de los esquejes aun en racimo.

### **2.3 Citoquininas**

Las citocininas o citoquininas influyen en el crecimiento vegetal de varias maneras, incluidos el control de la división y diferenciación celulares, contrarrestando la dominancia apical, y retrasando el envejecimiento de las hojas. El nombre de citocininas se refiere a su papel en la división celular o citocinesis. Suelen ser formas modificadas de adenina y, originariamente, se descubrieron como resultado de una serie de experimentos realizados en plantas de tabaco, cuyo fin era encontrar agentes químicos estimulantes del crecimiento celular. (Murray, 2005).

Las citocininas se sintetizan en la raíz y se transportan a través de la xilema a otros órganos de la planta, donde fomentan de manera general un estado más juvenil de desarrollo. Por ejemplo, en el tallo, promueven el crecimiento de las yemas axilares. Si el meristemo apical del vástago se daña o se retira, aumenta la proporción citocinina-auxina en las yemas axilares, promoviéndose así un crecimiento más rápido de dichas yemas. (Cabrera, 1998).

Existen dos tipos de citocininas, las de origen sintético que son derivados de la difenilurea (forclufenuron), y las de origen natural que son derivados de las purinas, como kinetina, n-bencil adenina y zeatina. Ambas citocininas tienen una actividad biológica similar, cubriendo un extenso rango de tejidos y especies. Las diferencias que existen entre los dos tipos es la concentración requerida para el uso, siendo las sintéticas más eficientes que las naturales. La aplicación directa de las citocininas puede también impulsar el crecimiento de las yemas incluso si el meristemo apical está intacto (dominancia apical), polaridad de crecimiento, fenómenos morfo genéticos (junto a las auxinas), ruptura de dormancia en ciertos órganos. Las citoquininas, que son derivadas de la adenina, estimulan la citocinesis (división celular mitosis y meiosis). Las citocininas retrasan el envejecimiento de las hojas y aumentan su longevidad de diversas maneras, entre ellas la atracción de aminoácidos desde otras partes de la planta. (Contreras, 2010).

La industria de la micro propagación está basada en la habilidad de las citocininas, solas o en combinación con las auxinas, para promover el rebrote de las yemas axilares y la neoformación de tallos adventicios. (Cabrera, 1998).



### **2.3.1 Funciones de las citocininas**

Estimulan la división celular y el crecimiento; inhiben el desarrollo de raíces laterales, rompen la latencia de las yemas axilares; promueven la organogénesis en los callos celulares; retrasan la senescencia o envejecimiento de los órganos vegetales; promueve la expansión celular en los cotiledones, hojas y el desarrollo de los cloroplastos. (Martinez & Roca, 2011).

### **2.4 6 Bencil Aminopurina (6BAP)**

6-BAP, en su forma pura, es una sustancia cristalina y blanca, en grado industrial, es blanca o ligeramente amarillenta y sin olor. El punto de fusión es de 235 °C, es estable en soluciones ácidas y alcalinas, así como bajo la luz y calor. Su solubilidad en agua es 60ppm. 6-BAP se solubiliza mejor en una solución ácida, se pone un poco de 6BAP en agua y se le agrega un poco de ácido acético (mejor que el etanol) hasta que la solución se vuelve transparente o translúcida, luego se puede disolver en la concentración necesaria. 6BAP es absorbido a través de las semillas germinadas, raíces, hojas y ramas tiernas. (Fermil, 2014).

Promueve la división de las células, promueve el crecimiento y elongación de las células, promueve la germinación, induce el crecimiento de capullos en dormancia, regula el crecimiento y elongación del tallo y hojas, regula el crecimiento de las raíces, inhibe el proceso de envejecimiento de las hojas. - Inhibe el desarrollo dominante de picos y promueve el crecimiento de capullos cercanos entre sí, promueve la formación de botones florales y promueve la floración, induce la formación de órganos femeninos, prolonga la estadía de las frutas en plantas y árboles, promueve el crecimiento de las frutas, induce la formación de tubérculos. - Promueve la adaptación y acumulación de

materiales, regula la respiración, promueve la apertura de poros y la evaporación, incrementa la resistencia ante condiciones adversas, regula la actividad enzimática. (Fermil, 2014).

## **2.5 Sustrato**

Sustrato es todo aquel material sólido distinto del suelo, natural o sintético, orgánico o mineral, en forma pura o en mezcla, que otorga anclaje al sistema radicular y, por consiguiente, desempeña un rol de soporte a la planta y por sus diferentes características son utilizados en diversas áreas como en la germinación de semillas, propagación de esquejes o estacas y para el enraizamiento, etc. (Martinez & Roca, 2011).

### **2.5.1 Cascajo o piedra pómez**

La pomina es una roca gris o blanca formada de las erupciones volcánicas, tiene una estructura esponjosa y porosa. Químicamente la pomina es 13% óxido de aluminio y 70% dióxido de silicio, contiene mínimas cantidades de hierro, magnesio, calcio y sodio que comprenden el 17%, en la forma de óxidos por lo que tiene reacción neutra y es inerte. La pomina se utiliza para fines de propagación, pero debe presentar un diámetro que oscile de 1.5 a 3.1 mm. Por lo que se tamiza para obtener un tamaño uniforme. (Hartman.H. & Kester.D., 1998).

Otra característica de este sustrato es de una calidad biológica excelente, propiedades físicas buenas y propiedades químicas regulares; posee las siguientes características físico-químicas: porosidad 75% de volumen, capacidad de aireación del 40 al 55% en volumen, densidad aparente de 0.6-0.8 gr/cm<sup>3</sup>, capacidad de retención de agua a capacidad de campo 59% en peso y 21% en volumen, tamaño de gramo 3-6 mm y posee una capilaridad buena. (Calderon.F., 2002)

## **2.6 Origen y descripción de *Gypsophila paniculata***

### **2.6.1 Origen**

El cultivo de *Gypsophila paniculata* es originaria de Europa y Centro de Asia, España inicia el cultivo al final de la década de los 80 como continuidad y mejora de variedades tradicionales de semilla de ciclo anual. (Magazine, 2010).

Actualmente la *Gypsophila* es utilizada como flor cortada, en la decoración de ramos florales y participa como verde ornamental, aportando volumen y luminosidad al conjunto floral. Conocida popularmente como paniculata, velo de novia, espuma blanca o *Gypsophila*, esta planta pertenece a la familia Caryophyllaceas. (Magazine, 2010).

### **2.6.2 Descripción botánica**

El cultivo de *Gypsophila*, se comporta como una planta perenne que alcanza alturas que varían entre 90 y 120 cm. y tiene numerosos ramilletes de pequeñas flores de 3-10 mm de diámetro con cinco pétalos blancos. Florece durante el verano, aunque en las regiones tropicales se cultiva durante todo el año con excepción del invierno, pues es sensible a las temperaturas bajas. Necesita de grandes cantidades de luz solar directa. Es herbácea, que muere en el invierno sin dejar tronco de madera – Se encuentra sumamente ramificada, produce durante los meses de verano una elevada cantidad de flores pequeñas blanco-grisáceas. (Santos.X., 2012)

## **2.7 Cultivo de *Gypsophila paniculata* en el Ecuador**

La producción de (*Gypsophila paniculata*.) constituye un importante ingreso de divisas en la economía ecuatoriana ya que el Ecuador es el mayor productor de *Gypsophilas* en el mundo con un 70% de la producción mundial. Siendo la segunda flor de mayor importancia en nuestro país después de las rosas. A la *Gypsophilas* se la

utiliza como una ‘flor de relleno’, para los arreglos y decoraciones florales. (PROECUADOR, 2013).

En el país existen 18 fincas que se dedican a la producción de *Gypsophila*: 12 se encuentran ubicadas en Pichincha, tres en Azuay y tres en Imbabura. (PROECUADOR, 2013). La exportación de *Gypsophilas* en el Ecuador ha ido incrementando y los ingresos para el país también en 2016 la exportación de flores alcanzó una producción de 2561.8 toneladas dando un ingreso de \$65 millones; y en el 2017 alcanzó una producción de 2879.01 de toneladas dando un ingreso de \$85 millones; esto representa a un incremento del 20% en los ingresos y un 12% en la producción por toneladas en el 2017 con relación al 2016, según reportes del Banco Central. (Expoflores, 2017)

Las actividades florícolas en el Ecuador constituyen una gran fuente de trabajo sobre todo en la zona rural en donde se encuentran la mayor cantidad de plantaciones, empleando más de 90 mil trabajadores, en una extensión que ha incrementado de 8.006 hectáreas en 2016 a 9.612 hectáreas en 2017, es decir tuvo una tasa de crecimiento del 20,06 %. En lo referente a la producción se presentó un aumento anual del 22,61 %, con diferentes especies de flores distribuidas en diferentes provincias en especial en la sierra ecuatoriana, esta actividad genera rubros altos de ingreso de exportaciones para el país.

La especie de flor que registra mayor superficie cosechada y producción son las rosas con un 55,01 % de participación en la superficie total cosechada, y con el 50,79 % de la producción nacional, seguida de la *Gypsophila* con el 10,06 % de la superficie cosechada, y con el 17,22 % de la producción, las flores transitorias tienen una participación en la superficie cosechada y la producción del 25,45 % y 21,19 % respectivamente (INEC, 2017), es poco conocido que el 70% de la producción mundial de *Gypsophila paniculata* es ecuatoriano. Este producto es la segunda flor de

exportación del país, luego de la rosa. Se la utiliza como una ‘flor de relleno’, para los arreglos y decoraciones florales. La *Gypsophila paniculata* aporta con el 8% de las exportaciones florícolas del país. (Expoflores., 2017), debido a que reúne las condiciones para la siembra en la intemperie, como la luz perpendicular del sol y la temperatura (entre 5 y 27°C).

Estos factores hacen que la flor se desarrolle de manera óptima, con el tallo grande de 80 a 90 centímetros. Una característica importante del proceso de producción es que las flores son cortadas cuando todavía están cerradas, para que luego completen su fase de apertura en invernadero. Este proceso permite la flor mantenga su vitalidad y color por más tiempo en los floreros y sean atractivas para los compradores internacionales. (Expoflores., 2017) En Ecuador existen aproximadamente unas 320 hectáreas (ha) sembradas de este producto, con lo que se obtienen 35 cajas semanales por ha. Esto quiere decir que se pueden exportar 11200 cajas semanales de la flor, en promedio. (Expoflores., 2017).

Actualmente, del total de la producción nacional de *Gypsophila*, el 20% se exporta a Estados Unidos, otro 20% a Italia, la misma cantidad llega a Rusia y el resto viaja a Chile, Brasil, Colombia, Panamá y la mayoría de países de la Unión Europea. Además, Corea y Singapur se han sumado a los compradores externos. (Expoflores., 2017).

## **CAPÍTULO III**

### **MATERIALES Y METODOS**

#### **3.1 Ubicación Política y Geográfica**

El ensayo se realizó en Hilsea Invesment Limited, ubicado en el barrio Santo Domingo de los Duques S/N, en la parroquia El Quinche. La finca se encuentra en las coordenadas latitud norte: 10° 02' 00" y longitud oeste 78° 18' 00".

Las instalaciones se encuentran a una altura de 2619 msnm, con una humedad relativa de 77 % y una temperatura media de 17°C, mínima 7°C. Es un valle seco que conforma parte de la cordillera de los Andes.

#### **3.2 Materiales**

##### **3.2.1 Materiales de campo**

Para la siembra se utilizaron 1632 plántulas de *Gypsophila paniculata* provenientes de Hilsea (material propio de la finca).

##### **3.2.2 Materiales, equipos y reactivos de laboratorio**

Los materiales a utilizarse fueron: 64 gavetas de siembra para sustrato, 1 manguera de riego y fertilizantes.

Los reguladores de crecimiento que se utilizaron en este experimento fueron: auxinas: ácido naftalein acético (ANA) e ácido indolbutírico (AIB) y citoquininas: benziladenina (BAP), adenina sulfato y la zeatina (citokin). Par la desinfección se utilizó agua tipo C (5% de cloro) para el sustrato (cascajo) y para medir los diferentes tipos de variables se utilizó pie de rey y medidor de clorofila Hansetech CI- 001.

### **3.3 Métodos**

#### **3.3.1 Uso de (ANA e IBA) para aumentar el diámetro del cuello de la raíz**

##### **3.3.1.1 Preparación de camas**

Para la elaboración de las camas se utilizaron gavetas de 0,50 m. de ancho, 0,90 m. de largo y de 0.18 m. de profundidad colocadas una tras de otra y dispuestas en 2 filas de 16 gavetas cada fila, las cuales fueron lavadas y desinfectadas. Las gavetas fueron llenadas con cascajo (0,081 m<sup>3</sup>). Una vez llenas con el sustrato se realizó la desinfección del mismo con agua tipo C (5% de cloro).

##### **3.3.1.2 Selección de plántulas**

Para este ensayo se seleccionaron plantas sanas y con buen número de raíces, del área de aclimatación de *Gypsophila paniculata* de Hilsea Investment.

##### **3.3.1.3 Siembra y lavado de la raíz**

Previa a la siembra las plantas provenientes del área de aclimatación, fueron lavadas para remover el sustrato (proporción 1:1 fibra de coco), para su posterior medición del diámetro del cuello de la raíz, finalmente las plántulas fueron sembradas en las gavetas.

##### **3.3.1.4 Preparación y aplicación de las auxinas para la aspersion**

Para su preparación las auxinas (Ácido Naftalenacético (ANA) y el ácido indolbutírico (AIB), se disolvieron en 50 ml de etanol al 98% una vez disuelto se aforó con agua destilada a un litro con la dosis correspondiente (0, 2, 3, 4 gr/lit). Y después de medir el diámetro y una vez sembrados las plántulas se aplicó con un atomizador las dosis correspondientes a cada una de las plántulas a evaluarse.

### 3.3.2 Diseño Experimental

#### 3.3.2.1 Factores a probar

Los factores que se probaron en el experimento fueron el aumento del diámetro en el cuello de la raíz mediante el uso de auxinas en diferentes dosis a nivel de producción.

#### 3.3.2.2 Tratamientos a comparar

Tratamientos con auxinas y su dosis correspondiente:

**Tabla 1**

*Tratamientos con auxinas y sus dosis correspondientes*

Tratamientos	Auxinas	Dosis (gr/lt)
1	ANA	0
2	ANA	2
3	ANA	3
4	ANA	4
5	AIB	0
6	AIB	2
7	AIB	3
8	AIB	4

\* ANA= Ácido naftalein acético 98% pureza

\* IBA= Ácido indolbutírico 98% pureza

### 3.3.3 Tipo de diseño

Para realizar esta investigación se implementó un diseño completamente al azar (DCA) en arreglo factorial (2 x 4) con 4 repeticiones, con un total de 32 unidades experimentales.

$$Y_{ijk} = \mu + A_i + D_j + AD_{ij} + e_{ijk}$$

Donde:  $Y_{ijk}$ : aumento de diametro

$\mu$ : Media general

$A_i$ : Efecto del i-ésimo auxina

$D_j$ : Efecto del j-ésimo dosis

$AD_{ij}$ : efecto de la interacción auxina x dosis.



$e_{ijkl}$ : Error experimental

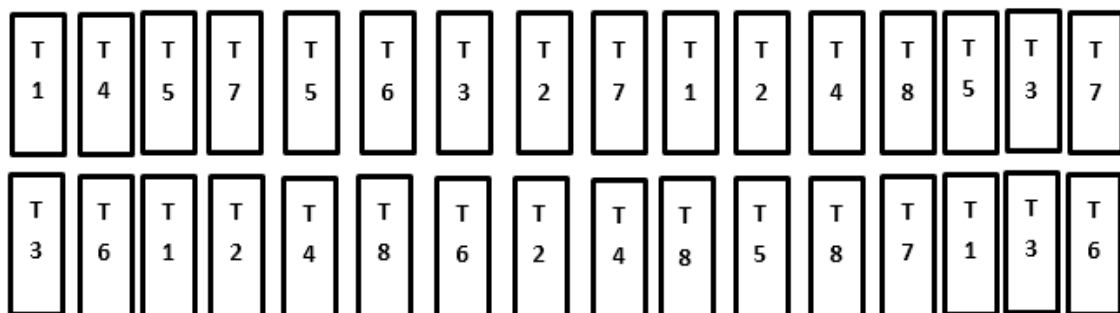
### 3.3.4 Repeticiones

El tipo de diseño experimental fue un DCA factorial (2x4) con 4 repeticiones.

### 3.3.5 Características de la UE

Número de unidades experimentales	:	32
Área de las unidades experimentales	:	0.24 m <sup>2</sup>
Largo	:	0.40 m
Ancho	:	0,60 m
Altura	:	0.18 m
Forma de la UE	:	rectangular
Área total del ensayo	:	7.68 m <sup>2</sup>
Largo	:	6.4 m
Ancho	:	1.2 m
Forma del ensayo	:	rectangular

### 3.3.6 Croquis del diseño



*Figura 1 Croquis experimental en campo, Hilsea, Quinche, Ecuador (2018)*

### 3.3.7 Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza (ANAVA) como se indica en la tabla 2.

### 3.3.7.1 Esquema del análisis de varianza

**Tabla 2**

*Análisis de varianza para determinar la dosis de auxinas para el aumento del diámetro en cm del cuello de la raíz en *Gypsophila paniculata**

Fuentes de variación	Grados de libertad
Total	31
Tratamiento	7
Auxinas	1
Dosis	3
Interacción	3
Error	24

### 3.3.8 Coeficiente de variación

Para calcular el coeficiente de variación se usó la siguiente fórmula:

$$CV = \frac{\delta}{\mu} \times 100\%$$

Dónde: **CV:** Coeficiente de variación

**$\delta$ :** Desviación estándar de la población.

**$\mu$ :** Media aritmética de la población.

### 3.3.9 Análisis funcional

Se utilizó la prueba de comparación de medias Tukey al 5%. Esta prueba se realizó con el programa estadístico InfoStat.

### 3.3.10 Variables a medir

- **Porcentaje de germinación**

Se contó el número de plantas vivas y se las relacionó con el número total de plantas sembradas por 100 obteniendo el porcentaje de supervivencia una vez aplicadas las auxinas.

$$\% \text{ de supervivencia} = \frac{\text{número de plantas vivas}}{\text{número de plantas sembradas}} \times 100$$

- **Diámetro del cuello de la raíz**

Se midió el diámetro del cuello de la raíz en cm que tiene la plántula antes de la siembra y se midió nuevamente a los 21 días, esto se realizó con el 25 % de plantas de cada tratamiento por lo cual se utilizó el pie de rey como instrumento de medida.

- **Peso de la raíz**

Para esta variable se analizó el 25% de plantas de cada tratamiento y se pesaron las raíces al día 21 después de la siembra.

- **Porcentaje de Clorofila**

Para medir el porcentaje de clorofila, se utilizó un medidor portátil Hansetech CI-001, y se seleccionó hojas sanas y vigorosas del 25% de las plantas de cada tratamiento.

- **Análisis Foliar**

Se tomó una muestra de 15 a 25 plantas dependiendo de la biomasa de cada tratamiento, a los 21 días y posteriormente fueron llevados al laboratorio, para determinar los niveles de fosforo potasio y nitrógeno.

### **3.4 Métodos**

#### **3.4.1 Uso de (BAP, AS y ZEA) para incrementar los esquejes por planta**

Para este segundo ensayo se realizaron las mismas actividades como selección de plántula, siembra y lavado de la raíz y aplicación de la mejor auxina con su dosis, a fin de estudiar el efecto de las citoquininas en la multiplicación de esquejes de *Gypsophila*.

#### **3.4.1.1 Preparación de citoquininas para el pinch y cosecha**

Para su preparación las citoquininas BAP, ADENINA SULFATO y ZEATINA se disolvieron en 50 ml de etanol al 98% una vez disuelto se aforo con agua destilada a un litro con la dosis correspondiente (0, 0.05, 0.075, 0.1 grxlt-1).

#### **3.4.1.2 Pinch**

Después de tres semanas de la siembra se realizó el pinch y se aplicó con un aspersor a las plantas con las dosis de citoquininas.

#### **3.4.1.3 Cosecha**

Para la cosecha se realizó a los 7 días después del pinch y se realizó una nueva aspersión con la citoquinina y la cosecha se realizó a semana seguida.

#### **3.4.1.4 Producción de esquejes**

Después de cada cosecha se contabilizo el número de esquejes que se obtuvo por planta y se clasifica en esquejes productivos y no productivos para determinar el porcentaje de productividad.

### **3.4.2 Diseño Experimental**

#### **3.4.3 Factores a probar**

Los factores que se probaron en el experimento fueron efectos de las citoquininas por cada dosis a nivel de producción de esquejes.

#### **3.4.4 Tratamientos a comparar**

Tratamientos con citoquininas y su dosis correspondiente:

**Tabla 3**

*Tratamientos con citoquininas y sus dosis correspondientes*

Tratamientos	Citoquininas	Dosis (gr/lt)
1	BAP	0
2	BAP	0,05
3	BAP	0,075
4	BAP	0,1
5	AS	0
6	AS	0,05
7	AS	0,075
8	AS	0,1
9	ZEA	0
10	ZEA	0,05
11	ZEA	0,075
12	ZEA	0,1

\* BAP= Benziladenina 98% pureza

\* AS= Adenina sulfato 98% pureza

\*ZEA= Zeatina 98% pureza

### 3.4.5 Tipo de diseño

Para realizar esta investigación se implementó un diseño completamente al azar (DCA) en arreglo bifactorial (3 x 4 + 4) con 4 repeticiones.

$$Y_{ijk} = \mu + C_i + D_j + CD_{ij} + e_{ijk}$$

Donde:  $Y_{ijk}$ : aumento de diametro

$\mu$ : Media general

$C_i$ : Efecto del i-ésimo citoquinina

$D_j$ : Efecto del j-ésimo dosis

$CD_{ij}$ : efecto de la interacción citoquinina x dosis.

$e_{ijk}$ : Error experimental

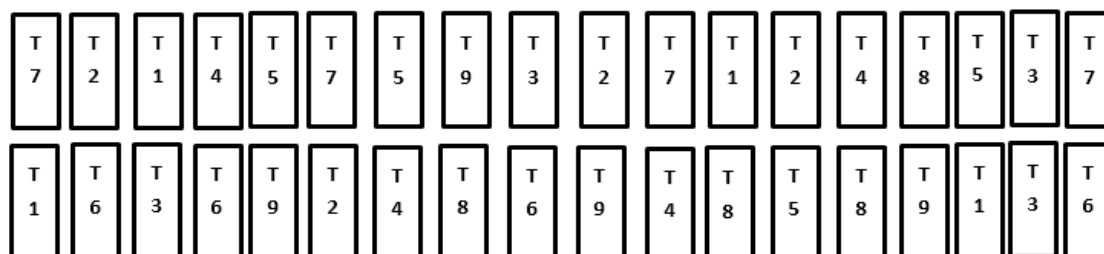
### 3.4.6 Repeticiones

El tipo de diseño experimental fue un DCA bifactorial (3 x 4 + 4) con 4 repeticiones, con un total de 52 unidades experimentales.

### 3.4.7 Características de la UE

Número de unidades experimentales	:	52
Área de las unidades experimentales	:	0.24 m <sup>2</sup>
Largo	:	0.40 m
Ancho	:	0,60 m
Altura	:	0.18 m
Forma de la UE	:	rectangular
Área total del ensayo	:	7.68 m <sup>2</sup>
Largo	:	7.2 m
Ancho	:	1.2 m
Forma del ensayo	:	rectangular

### 3.4.8 Croquis del diseño



*Figura 2* Croquis del experimento en campo, Hilsea, Quinche, Ecuador (2018)

### 3.4.9 Análisis estadístico:

Se realizó un análisis de varianza (ANAVA) como se indica en la tabla 4.

**Tabla 4**

*Análisis de varianza para determinar la dosis de citoquininas para la producción de esquejes de Gypsophila paniculata.*

<b>Fuentes de variación</b>	<b>Grados de libertad*</b>
Total	47
Tratamiento	11
Auxinas	2
Dosis	3
Interacción	6
Error	36

### 3.4.10 Coeficiente de variación

Para calcular el coeficiente de variación se usó la siguiente fórmula:

$$CV = \frac{\delta}{\mu} \times 100\%$$

Dónde: **CV:** Coeficiente de variación

**δ:** Desviación estándar de la población.

**μ:** Media aritmética de la población.

### 3.4.11 Análisis funcional

Se utilizó la prueba de comparación de medias Tukey al 5%. Esta prueba se realizó con el programa estadístico InfoStat.

### 3.4.12 Variables a medir

- **Porcentaje de germinación**

Se contó el número de plantas vivas y se las relacionó con el número total de plantas sembradas por 100 obteniendo el porcentaje de supervivencia una vez aplicadas la citoquininas

$$\% \text{ de supervivencia} = \frac{\text{número de plantas vivas}}{\text{número de plantas sembradas}} \times 100$$

}

- **Número de nuevos brotes:**

Esta variable se midió a los 21 días después de la siembra, cuando el 15% de plantas de cada tratamiento presentó brotes.

- **Cantidad de esquejes producidos:**

Se contabilizó el número de esquejes que produce cada planta en cada cosecha. Esto se realizó cada semana, después del pinch.

- **Análisis Foliar:**

Se tomó una muestra de 20 esquejes dependiendo a los 42 días después del pinch y posteriormente fueron llevados al laboratorio, para determinar los niveles de nitrógeno, fosforo y potasio.

### **3.5 Métodos específicos**

#### **3.5.1 Desinfección**

Se realizó en la preparación de camas antes de la siembra. Por lo cual se utilizó agua tipo c (cloro) y vitavax en una concentración de un gramo por litro.

#### **3.5.2 Hidratación**

Se regó los caminos entre camas todos los días para conservar la humedad relativa para disminuir el impacto del trasplante.

#### **3.5.3 Fertilización**

Se utilizó la solución nutritiva de la florícola, por lo cual se regó cada 48 horas.



#### **3.5.4 Controles fitosanitarios**

Se realizó controles fitosanitarios para plagas especialmente minador (*Phyllocnistis citrella*) el cual fue controlado biológicamente, mediante la mosca tigre (*Eristalinus taeniops*). Para el caso de hongos fitopatógenos del suelo (*Rhizoctonia solani*, *Fusarium oxysporum*, *Botrytis cinerea*, *Pseudomonas syringae*, *Agrobacterium tumefaciens*) se utilizó *Trichoderma* sp. en una dosis de 500 mg x l<sup>-1</sup> de agua.

También se realizó controles químicos para *Alternaria* spp. con Bravo 500 (i.a. clorotalonil), en una dosis de 5gr x l<sup>-1</sup> de agua.

## CAPÍTULO IV

### RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 4.1 Determinación de la dosis de (ANA e AIB) para aumentar el cuello de la raíz

En esta fase se evaluaron diferentes auxinas y dosis, sobre el diámetro del cuello de raíz y se midió variables como porcentaje de supervivencia, peso de la raíz, diámetro del cuello de la raíz, porcentaje de clorofila y adicionalmente se realizó un análisis foliar para establecer las condiciones nutricionales de la plántula.

##### 4.1.1 Porcentaje de supervivencia

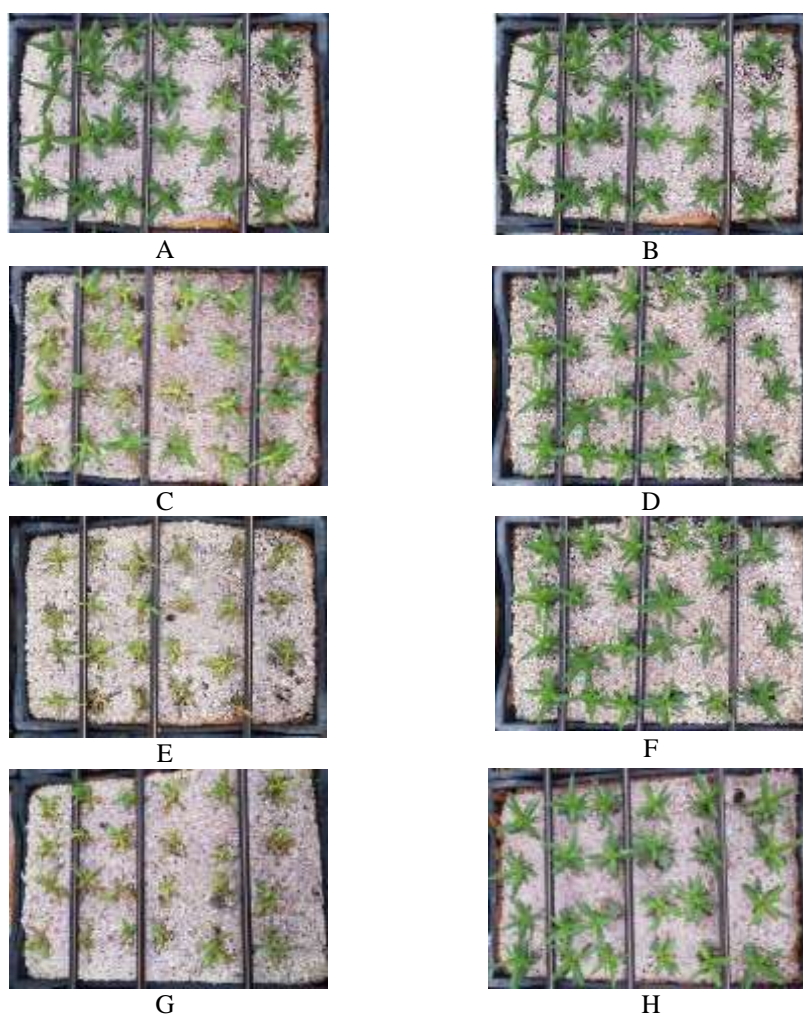
Se encontró una supervivencia al trasplante del 100% con AIB, sin importar sus dosis; mientras que para ANA en la dosis  $0 \text{ g l}^{-1}$  el porcentaje de supervivencia fue del 100%, a diferencia de la aplicación de  $3 \text{ g l}^{-1}$  que el 80% de las plantas trasplantadas sobrevivieron al tratamiento (Tabla 5.)

En *Ferocactus* utilizando ANA para favorecer el porcentaje de germinación en dosis de 150 y 250  $\text{mg l}^{-1}$ , se encontró un 65% de germinación a los 35 días, pero al incrementar la dosis a 500  $\text{mg l}^{-1}$  la germinación disminuyó al 35% (Alferez K. Diaz J. Loza S. y Castro E., 2012); en plantas de orquídeas al aplicar ANA por vía foliar en concentraciones de 25  $\text{mg l}^{-1}$ , 50  $\text{mg l}^{-1}$  y 100  $\text{mg l}^{-1}$  se presentó un mayor número de hojas, raíces y número de flores a la dosis de 25  $\text{mg l}^{-1}$  con respecto a 50 y 100  $\text{mg l}^{-1}$  demostrando que ésta auxina tiene un efecto tóxico tanto a nivel de semilla y a la aplicación directa en planta, al incrementar su dosis (Rasdi Md. Khandaker M, 2016) Al utilizar auxinas con dosis mayores a 500 ppm en el enraizamiento de estacas en mortiño (*Vaccinium meridionale*), también se encontraron porcentajes de mortalidad más altos

para ANA (50%) que para IBA (31.2%) (Castrillón J. Carvajal E. Ligarreto G., 2008).

Esto puede deberse principalmente que a concentraciones muy altas de ANA y 2-4 D a nivel celular (200  $\mu$ M o 2ppm) inhiben la división de las células, incluso a niveles más bajos que en la ausencia de las dos auxinas (Campanoni P. y Peter N, 2005).

En la Figura 2 se puede observar el efecto de la aplicación de ANA y AIB en plántulas de *Gypsophila paniculata*, presentando efectos tóxicos como marchitamiento de sus hojas, mortalidad de plántulas en los tratamientos con ANA, mientras que al aplicar AIB no observó daños en ninguna las dosis aplicadas.



**Figura 3** Efecto de la aplicación de ANA y AIB en plántulas de *Gypsophila paniculata* var. Over time a los 7 días del trasplante. a) Testigo, b) Testigo, c) ANA 2gr.l<sup>-1</sup>, d) AIB 2 gr. l<sup>-1</sup>, e) ANA 3gr.l<sup>-1</sup>, f) AIB 3gr.l<sup>-1</sup>, g) ANA 4gr.l<sup>-1</sup> y h) AIB 4gr.l<sup>-1</sup>.

#### 4.1.2 Diámetro del cuello de la raíz

En la Tabla 5, se puede observar que existen diferencias significativas entre las hormonas ( $f=18,55$ ;  $p<0.0001$ ) y en la interacción hormona\*dosis ( $f =3,06$ ;  $p=0.029$ ). Se analizaron las medias que se obtuvieron de la prueba de tukey al 5% entre las hormonas, y se encontró que al aplicar AIB se obtuvo un incremento en el diámetro del cuello de la raíz de  $0,71 \pm 0,02$  mm a los 21 días después del trasplante, con relación a

las aplicaciones de ANA que alcanzaron un incremento en el diámetro de  $0,37 \pm 0,08$  mm en promedio como se puede observar en la tabla 5.

Al comparar las medias mediante la prueba de Tukey al 5% para la interacción Dosis\* Hormona se encontró que AIB a un factor de  $2\text{gr.l}^{-1}$ , obtuvo un incremento de diámetro del cuello de la raíz de  $0,93 \pm 0,05$  mm a los 21 días después del trasplante, mientras que la aplicación de ANA a factores de 2 y  $3\text{ gr.l}^{-1}$ , presentaron diámetros de  $0,27 \pm 0,24$  y  $0,14 \pm 0,19$  mm respectivamente.

El mayor diámetro en el cuello de la raíz se dio a los 21 días después del trasplante, con un factor de  $2\text{gr.l}^{-1}$  lo que concuerda con los resultados obtenidos por (Mero O. Cuasquer E. García L, 2017), quienes probaron mayores concentraciones que en este estudio de AIB 4, 6 y  $8\text{gr.l}^{-1}$  en palo santo (*Bursera graveolens*), donde se inhibe la presencia de raíces en las estacas, pero sí la generación de callos a los 60 días después de la siembra, por lo que altas dosis de la auxina AIB indujeron la formación de callos. Por el contrario (Alferez K. Diaz J. Loza S. y Castro E., 2012) quienes trabajaron en *Ferocactus* (cactus) concluyeron que a una dosis de  $125\text{ mg.l}^{-1}$  de ANA se incrementó el diámetro de la raíz, mayor que de las concentraciones de  $125\text{ mg.l}^{-1}$  de IBA, demostrando que la auxina ANA a dosis bajas tiene una eficiencia en el aumento del diámetro de la raíz; en cambio la auxina AIB tiene una eficiencia en el aumento del diámetro de la raíz en altas concentraciones.

Este efecto se ha demostrado en concentraciones de ANA y 2,4 D a nivel celular de  $0,2\text{ gr. l}^{-1}$ , acelerando la división de las células, (Campanoni P. y Peter N, 2005). En otras pruebas con *Aloe vera L.* con AIA y ANA a dosis de  $2\text{ mg. l}^{-1}$  se obtuvieron un 40% de formación de callos (Sanchez A. y Matos A, 2010).

#### 4.1.3 Peso de la raíz

En la tabla 5 se puede observar que existen diferencia significativa entre las hormonas ( $f=48.69$  y  $p<0.0001$ ) y la interacción Dosis \* Hormona, no presentaron diferencias significativas para este estudio ( $f= 1,71$  y  $p<0,0001$ ).

Al comparar las medias, para hormonas, mediante la prueba de tukey al 5%, se encontraron que la planta tratada con AIB obtuvieron un peso de raíz de  $4,41 \pm 0,03$  gr a los 21 días después del trasplante, con relación a las aplicaciones de ANA que obtuvieron un peso de  $3,10 \pm 0,05$  gr en promedio.

Se determinó que para la aplicación de la auxina AIB se encontraron pesos de  $4,41g \pm 0,03$  en promedio, superando a las plantas que fueron aplicadas ANA  $4,37g \pm 0,05$ , estos resultados concuerda con (Dardon J. Aguirre J. Mina F., 2010) que a dosis altas de AIB 3500 ppm obtuvieron una buena biomasa radicular, en *Jatropha curcas L.* pero a diferencia de este trabajo, el uso de ANA, a dosis bajas se obtuvieron buena masa radicular.

#### 4.1.4 Porcentaje de clorofila

Se observó que se presentaron diferencia significativas entre las hormonas ( $f=7,13$ ;  $p=0.0086$ ) y entre la interacción hormona\*dosis ( $f=4,79$ ;  $p= 0,0035$ ); se analizaron las medias con la prueba de tukey al 5% entre las hormonas, y se encontró que cuando se aplica AIB se obtuvo un porcentaje de clorofila de  $6,17 \pm 0,17$  % a los 21 días después del trasplante, con relación a las aplicaciones de ANA  $5,03 \pm 0,13$  % (Tabla 5).

Al comparar las medias mediante la prueba de Tukey al 5% para la interacción Dosis\* Hormona se encontró que AIB al factor de  $2\text{gr.l}^{-1}$ , obtuvo un porcentaje de clorofila de  $6,83 \pm 0,06$  % a los 21 días después del trasplante, mientras que la aplicación

de ANA a factores de 2 y 4 gr. l<sup>-1</sup>, presentaron porcentajes de clorofila de 3,48 ±**0,37** y 4,50 ±**0,39** % respectivamente.

El contenido de clorofila, tiene una estrecha relación con el bienestar de las plantas, cabe indicar que el incremento en el porcentaje de clorofila aumenta también en la planta, debido principalmente a que éstas mejoran su capacidad de absorber los nutrientes (Vaca I. y Landázuri P, 2013); por lo que se deduce que la aplicación en *Gypsophila* sp. en altas dosis de AIB para el incremento del diámetro del cuello de la raíz, favorece la masa radicular permitiendo un mejor desarrollo de la planta, a diferencia de las altas dosis de ANA.

**Tabla 5**

*Análisis de varianza (ANOVA) sobre el uso de auxinas (ANA e AIB) en la producción y propagación de esquejes de Gypsophila paniculata.*

<b>Fuente</b>	<b>Supervivencia (%)</b>	<b>Diámetro del cuello raíz (mm)</b>	<b>Peso raíz (gr)</b>	<b>Clorofila (%)</b>
Dosis	-	NS	NS	NS
Hormona	-	**	**	**
Dosis*Hormona	-	**	NS	**
<b>Hormona</b>				
AIB	100	0,71 ± 0,02 a	4,41 ± 0,03 a	6,17 ± 0,17 a
ANA	93,67	0,37 ± 0,08 b	4,37 ± 0,05 b	5,03 ± 0,13 b
<b>Hormona*Dosis</b>				
<b>AIB</b>				
0 gr/lt	100	0,75 ± 0,06 b	4,37 ± 0,20	6,03 ± 0,33 a
2 gr/lt	100	0,93 ± 0,05 a	5,06 ± 0,26	6,83 ± 0,06 a
3 gr/lt	100	0,63 ± 0,03 b	4,12 ± 0,35	6,31 ± 0,21 a
4 gr/lt	100	0,55 ± 0,03 b	4,09 ± 0,26	5,50 ± 0,34 a
<b>ANA</b>				
0 gr/lt	100	0,61 ± 0,03 b	3,36 ± 0,25	6,42 ± 0,14 a
2 gr/lt	93,75	0,27 ± 0,24 c	2,91 ± 0,20	3,48 ± 0,37 b
3 gr/lt	88,21	0,14 ± 0,19 c	2,90 ± 0,31	5,74 ± 0,26 a
4 gr/lt	92,71	0,47 ± 0,03 b	3,25 ± 0,10	4,50 ± 0,39 b

%= porcentaje, mm=milímetros, gr=gramos

#### 4.1.5 Análisis foliar

Las Para el análisis foliar, se tomaron 20 plántulas de Gypsophila de cada aplicación de auxina ANA, AIB y testigo, y los resultados se presentan en la Tabla 6.

**Tabla 6**

*Composición química de plántulas de Gypsophila paniculata, con la aplicación de auxinas (ANA e AIB).*

<b>Fuente</b>	<b>Nitrógeno (%)</b>	<b>Fósforo (%)</b>	<b>Potasio (%)</b>
AIB	4,19	0,38	1,47
ANA	4,44	0,39	1,52
Testigo	3,94	0,18	1,53

%=porcentaje

Los rangos óptimos de nitrógeno para Gypsophila van de 4,5 a 5,5% de materia seca en planta de producción, (Hill Laboratories, 2001) no existen parámetros establecidos para planta en propagación, sin embargo, los porcentajes de nitrógeno en las plantas



tratadas con AIB (4,19%) y ANA (4,44%) se acercan a los parámetros normales del porcentaje de nitrógeno, mientras que el testigo presentó un porcentaje del 3,94%. El mismo comportamiento se dio en los niveles de fósforo con AIB (0,38%) y ANA (0,39%), mientras que el testigo presentó 0,18% de fósforo; los parámetros normales de fósforo en materia seca para *Gypsophila* están en un intervalo de 0,40 a 0,70%.

Los rangos óptimos de potasio para *Gypsophila* van de 4,0 a 6,0% de materia seca, mientras que en este trabajo inferiores a los establecidos AIB (1,47%), ANA (1,52%) y testigo (1,53%).

#### **4.2 Establecer la dosis de (BAP, AS, ZEA) para la producción de esquejes**

En esta fase se evaluaron diferentes citoquininas y dosis, sobre el incremento en la producción de esquejes y se midió variables como porcentaje de supervivencia, número de brotes, tamaño de los esquejes, y adicionalmente se realizó un análisis foliar para establecer las condiciones nutricionales de la plántula.

##### **4.2.1 Porcentaje de supervivencia**

Se encontró un porcentaje de supervivencia al trasplante del 100% en la dosis 0  $\text{g}\cdot\text{l}^{-1}$  (testigos), de todas las citoquininas; mientras que para BAP, AS, ZEA en la dosis 0.05, 0.075 y 0.1  $\text{g}\cdot\text{l}^{-1}$  fue mayor al 95% de las plantas trasplantadas, a excepción de las dosis 0.075 y 0,1  $\text{g}\cdot\text{l}^{-1}$  de ZEA, las cuales presentaron un porcentaje de supervivencia de 80,21 y 92,71 % respectivamente (Tabla 7).

En *Rosa sp.* utilizando BAP para favorecer la obtención de plantas madres *in vitro*, el porcentaje de supervivencia en la obtención de plantas madre *in vitro* en dosis de 0,5  $\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$ , se encontró un 100% supervivencia a los primeros días de haber sido introducidos al medio de cultivo, pero al incrementar la dosis a 2,5  $\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$  el porcentaje

de supervivencia disminuyó al 80% (Jacinto M, 2018), en explantes apicales de *Ahnfeltia plicata* al aplicar BAP a una dosis de 0,5 mg. l<sup>-1</sup>, presentó la menor supervivencia en la cual se observó necrosis temprana a los 56 días con un 8,33% de supervivencia, esto demuestra que a mayores dosis la citoquinina BAP puede presentar altos índices de mortalidad, (Villanueva F. Ávila M. y s Mansilla A, 2012), debido principalmente a la dosis, pero también a la susceptibilidad de la especie.

#### 4.2.2 Número de brotes

Al realizar el análisis de varianza bifactorial, se determinó que no existieron diferencias significativas entre las hormonas ( $f=0,82$  y  $p=0,44$ ) y la interacción hormona\*dosis ( $f=2,05$  y  $p=0,058$ ). Sin embargo al aplicar Adenina Sulfato a plantas de *Gypsophila* a un factor de 0.1 gr.l<sup>-1</sup>, estadísticamente no existe diferencia pero matemáticamente se obtuvieron un mayor número de brotes por planta ( $3,75 \pm 1,19$ ) a los quince días después del pinch, mientras que la aplicación de zeatina a 0.075 gr.l<sup>-1</sup>, presentó el menor número de brotes  $2,71 \pm 1,02$  brotes por planta para éste estudio.

Existen trabajos como los de (Hoyos J. Crispulo R. y Velazco R, 2008) quienes establecen relaciones entre auxinas y citoquininas 1:1, encontrando un mayor número de brotes en plátano *in vitro*, sin embargo la relación en este trabajo es muchísimo menor, ya que los efectos al aplicar primero diferentes tipos de auxinas con dosis elevadas para generar callo en el cuello de la raíz y luego estimular o inducir puntos de brotación, para favorecer la producción de esquejes dieron un efecto no significativo de brotes, con respecto al testigo.

#### 4.2.3 Producción de esquejes

Al realizar el análisis de varianza, se determinó que no existen diferencias significativas entre las hormonas ( $f= 0,42$  y  $p= 0,6586$ ) y la interacción hormona\*dosis

( $f=1,45$  y  $p=0,1940$ ), sin embargo al aplicar BAP a un factor de  $0.075 \text{ gr.l}^{-1}$ , estadísticamente no existe diferencia pero matemáticamente se obtuvo un producción de esquejes de  $28,31 \pm 2,32$  esquejes por planta, a los 63 días después del pinch, mientras que la aplicación de adenina sulfato a  $0.01 \text{ gr.l}^{-1}$ , presentó un menor número de esquejes de  $21,11 \pm 1,22$  planta matemáticamente (Tabla 7.).

La producción de esquejes tiene una directa relación con la brotación de yemas, cabe indicar que el incremento en la producción de yemas por el uso de citoquininas, se debe principalmente, a que éstas rompen la dominancia apical, para inducir la brotación de yemas vegetativas, lo cual podría favorecer la reducción el tiempo entre cosechas, esto se ha comprobado en la aplicación de  $2 \text{ gr.l}^{-1}$  de BAP en tallos de rosa, actuando eficazmente en la ruptura de la dominancia apical e induciendo a la formación de yemas no apicales. (Cardenas R, 2006); Por lo que se deduce que la aplicación en dosis de  $0,075 \text{ gr.l}^{-1}$  BAP en *Gypsophila paniculata*. En propagación, es favorable para la producción de esquejes.

Si bien no se presentaron diferencias estadísticas, cabe resaltar que la producción con las aplicaciones de BAP a  $0,075 \text{ gr.l}^{-1}$  tuvieron una diferencia de 1,61 esquejes con relación al testigo. Cabe señalar que la empresa Hilsea Invesment Ltda., produce alrededor de  $34 \times 10^6$  esquejes al año, favoreciendo la producción promedio, incrementando los ingresos y la eficiencia en propagación.

**Tabla 7**

*Análisis de varianza (ANOVA) sobre el uso de citoquininas (BAP, Adenina Sulfato e Zeatina) en la producción y propagación de esquejes de Gypsophila paniculata.*

<b>Fuente</b>	<b>Supervivencia (%)</b>	<b>Número de brotes</b>	<b>Número de esquejes</b>
Dosis		NS	NS
Hormona		NS	NS
Dosis*Hormona		NS	NS
<b>BAP</b>			
0 gr/lt	100	3,34 ± 1,24	26,69 ± 1,59
0,05 gr/lt	95,79	3,63 ± 1,24	26,25 ± 1,69
0,075 gr/lt	100	3,46 ± 1,14	28,31 ± 2,32
0,1 gr/lt	96,83	3,10 ± 0,97	27,72 ± 2,06
<b>ZEA</b>			
0 gr/lt	100	3,56 ± 1,39	27,61 ± 1,70
0,05 gr/lt	97,92	3,72 ± 2,52	25,14 ± 1,66
0,075 gr/lt	80,21	2,71 ± 1,02	27,97 ± 1,99
0,1 gr/lt	92,71	3,55 ± 1,46	25,86 ± 1,75
<b>AS.</b>			
0 gr/lt	100	3,69 ± 1,64	27,53 ± 1,94
0,05 gr/lt	97,92	3,31 ± 1,79	28,11 ± 1,92
0,075 gr/lt	96,88	3,29 ± 1,65	26,92 ± 1,76
0,1 gr/lt	97,92	3,75 ± 1,19	21,11 ± 1,22

#### 4.2.4 Análisis foliar

Las Para el análisis foliar, se tomaron 20 plántulas de Gypsophila de cada aplicación de citoquinina BAP, ADENINA SULFATO e ZEATINA y testigo, y los resultados se presentan en la Tabla 8.

**Tabla 8**

*Composición química de plántula de Gypsophila paniculata, con la aplicación de citoquininas (BAP, Adenina Sulfato, Zeatina y testigo)*

<b>Fuente</b>	<b>Nitrógeno (%)</b>	<b>Fósforo (%)</b>	<b>Potasio (%)</b>
BAP	4,99	1,15	2,79
Zeatina	5,15	1,15	2,61
Adenina Sulfato.	4,9	1,16	2,97
Testigo + Auxina	5,13	1,18	2,51
Testigo	3,94	0,18	1,53

%=porcentaje

Los rangos óptimos de nitrógeno para Gypsophila van de 4,5 a 5,5% de materia seca en planta de producción, (Hill Laboratories, 2001) no existen parámetros establecidos para planta en propagación, sin embargo, los porcentajes de nitrógeno en las plantas tratadas con BAP (4,99%), AS (4,9%) y ZEA (5,15%) se encuentran en los parámetros normales del porcentaje de nitrógeno, mientras que el testigo presento un porcentaje del 3,94% y el testigo más auxina presento un porcentaje del 5,13%.

Los rangos óptimos de fosforo para Gypsophila van de 0,40 a 0,70 % de materia seca en planta de producción, sin embargo, los porcentajes de fosforo en las plantas tratadas con BAP (1,15%), AS (1,16%) Y ZEA (1,15%) son superiores a los establecidos, mientras que el testigo presento un porcentaje del 0,18% y el testigo más auxina presento un porcentaje del 1,18%. En cambio, los porcentajes de potasio en las plantas tratadas con BAP (2,79%), AS (2,97%) y ZEA (2,61%), son inferiores a los establecidos los cuales van de 4,0 a 6,0% de materia seca, mientras que el testigo presento 1,53% de potasio; y el testigo más auxina presento 2,51% de potasio.

## CAPÍTULO V

### CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

#### 5.1 Conclusiones

- La aplicación de plántulas de Ácido Indol Butírico en plántulas de *Gypsophila paniculata* en dosis de  $2 \text{ gr.l}^{-1}$  presentaron el mayor incremento en el diámetro del cuello de la raíz con una media de 0,93cm.
- Las aplicaciones de Ácido Indol Butírico fueron más eficientes en las variables como supervivencia (100%), clorofila ( $6,17 \pm 0,17$ ) y en peso de la raíz ( $4,41 \pm 0,03$ ), en comparación a las aplicaciones con Ácido Naftalein Acético.
- Se demostró que la citoquinina BAP a una dosis de  $0,075 \text{ gr.l}^{-1}$  presentó una diferencia de 1,61 esquejes con relación al testigo matemáticamente hablando.
- La combinación de auxinas con citoquininas incrementaron la absorción de nutrientes, con relación al testigo.

#### 5.2 Recomendaciones

- Se recomienda utilizar las aplicaciones de AIB a una dosis de  $2 \text{ gr.l}^{-1}$  ya que se obtuvo un aumento del diámetro del cuello de la raíz de 0,93cm y para la producción de esquejes, la aplicación de BAP a una dosis de  $0,075 \text{ gr.l}^{-1}$  ya que obtuvo un diferencia en la producción frente a las condiciones de manejo de 1,61 esquejes por planta, con relación al testigo.
- Ajustar la formulación y dosificación en la fertilización en el cultivo de *Gypsophila* en propagación, principalmente en fósforo y potasio, ya que estos presentan deficiencia y exceso respectivamente.

- Realizar aplicaciones al mismo tiempo tanto de auxinas como citoquininas para que la planta no entre en estrés en las diferentes aplicaciones y conocer los rangos de toxicidad de cada regulador de crecimiento.
- Establecer la edad de la planta madre para la aplicación de auxinas y citoquininas, de donde provienen los esquejes, ya que una planta madre vieja soporta de mejor manera altas dosis de reguladores de crecimiento con relación a una planta madre joven que es más sensible.

### 5.3 Bibliografía

- Abad, M., & Noguera, P. (2005). Sustratos para el cultivo sin suelo y fertirrigación. In C. Cadahia, *Fertirrigación cultivos horticolas y ornamentales* (pp. 289-340). Madrid: Mundi-prensa.
- Alferez K. Diaz J. Loza S. y Castro E. (2012). *Efecto de diferentes reguladores de crecimiento vegetal sobre la germinación de semillas y desarrollo de plántulas de dos especies de Ferocactus (Cactaceae)*. Mexico: Laboratorio de bioquímica.
- Azcon Bieto., J. (2008). *Fundamentos de Fisiología Vegetal*.
- Bahamonde P, .. V. (2006). Efecto de la aplicación de reguladores de crecimiento.
- Cabrera, R. (1998). Propiedades, uso y manejo de sustratos de cultivo para la producción de plantas en maceta. *Revista Chapingo Serie horticultura*, 5-11.
- Calderon.F. (2002). *LOS SUSTRATOS*.
- Campanoni P. y Peter N, .. (2005). *Auxin-Dependent Cell Division and Cell Elongation*. Alemania.
- Canna. (2012). *Reguladores del crecimiento vegetal*. MADRID .
- Cardenas R, .. (2006). *Evaluacion del efecto de la aplicacion de citoquininas en yemas no apicales para inducir la brotacion en tallos de rosa con ciclo de crecimiento largo*. Sabana-Colombia: Universidad de la Sabana.
- Carrera J, .. (2009). tesis Evaluación del efecto de biorreguladores sobre la calidad y tamaño del fruto de naranjilla (*Solanum Quitoense*) en la localidad de Nanegalito. *SANGOLQUÍ / ESPE-IASA I / 2011*.
- Caseretto.J. (2006). *fisilogia vegetal*. chile.
- Castrillón J. Carvajal E. Ligarreto G. (2008). *El efecto de auxinas sobre el enraizamiento de las estacas de agraz*. Colombia: Agronomía colombiana.
- Contreras, M. (2010). *efecto de la aplicacion de CPPU sobre la calidad de fruta en arandano alto* .



- Dardon J. Aguirre J. Mina F. (2010). *EVALUACIÓN DE DIFERENTES CONCENTRACIONES DE AUXINAS EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS DE *Jatropha curcas* L.* Mexico: Agro productividad.
- Díaz-Montenegro. (2014). *Hormonas Vegetales y Biorreguladores para la Agricultura.* mexico .
- Ecuared. (2018). *EcuRed.*
- Expoflores. (2017). *las produccion y exportacion floricola en el Ecuador.* ECUADOR: BLOG.
- Expoflores. (2017). Exportacion de flores de verano y ornamentales.
- Fermil. (2014). *EMPRESA DE MICRO NUTRIENTES .* MEXICO .
- Fernandez I, .. (2002). Efecto de los reguladores de crecimiento en los procesos de organogenezis y embriogenesis somatica de aguacate (*Persea americana* Mill.) .
- García B, .. A. (2011). BIORREGULADORES DE CRECIMIENTO, FERTILIZANTES QUÍMICOS Y ORGÁNICOS EN TOMATE (*Lycopersicon esculentum* MILL.) DE INVERNADERO.
- Goyal. (2012). *Physiology and Molecular Biology of Plants.*
- Hartman.H., & Kester.D. (1998). *propagacion de plantas; principios y practicas.* Mexico.
- Hill Laboratories, .. (2001). *Gypsophila Crop guide.* Hamilton, Nueva Zelanda: Hill Laboratories. Retrieved from Hill Laboratories.
- Hoyos J. Crispulo R. y Velazco R, .. (2008). *EVALUACIÓN DEL EFECTO DE DIFERENTES CONCENTRACIONES.* Popayán.
- INEC. (2017). CENSO AGROPECUARIO FLORES DE VERANO.
- Jacinto M, .. (2018). *Evaluation of three levels of auxins and cytokinins to obtain plant mother of rosa (*Rosa* sp.) Variety Freedom conditions in vitro.* La paz- Bolivia: Revista de la Carrera de Ingeniería Agronómica – UMSA.
- Macdonald., H. (1997). *auxin perception and signal transduction. physiologia plantarum.*
- Magazine. (2010, 05 14). *FLORES Y PLANTAS. NET.* Retrieved Abril 24, 2017, from <http://www.agromatica.es/category/cultivo-ecologico/hortalizas-cultivo-ecologico/>

- Martinez, P., & Roca, D. (2011). *Sustratos para el cultivo sin suelo. Materiales, propiedades y manejo*. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia.
- Mero O. Cuasquer E. García L, .. (2017). *Efecto de reguladores de crecimiento tipo auxínico para la regeneración de tejido vegetal en Bursera graveolens*. Cuba: CFORES.
- Murray, W. (2005). *INTRODUCCION A LA BOTANICA* .
- Paucar M, P. A. (2011). Organogénesis directa in vitro a partir de explantes de hojas de mora. *SANGOLQUÍ/ ESPE-IASA I/ 2011*.
- PROECUADOR. (2013). FLORES DE VERANO EXPORTACION . *PROECUADOR NEGOCIOS SIN FRONTERAS*.
- PROECUADOR. (2013). Exportacion de rosas en el ecuador.
- Rasdi Md. Khandaker M, .. (2016). *EFFECTS OF NAPHTHALENE ACETIC ACID (NAA) ON THE PLANT*. Malasia: Biosci. J Uberlândia, v. 33, n. 1, p. 19-30,.
- Raven, P., Ever, R., & Eichhorn, S. (1992). *biologia de las plantas*. reverta vol2.
- Ross.C., & Salisbury.F. (2000). *Fisiologia de la planta desarrollo de plantas y Fisiologia ambiental*.
- Salisbury. J.M. y Ross. C.W. (1994). *fisiologia vegetal*. iberoamericana.
- Sanchez A. y Matos A, .. (2010). *Evaluación de reguladores de crecimiento*. Maracaibo-Venezuela: MULTICIENCIAS VOL. 11, Nº 1, 2011 (7 - 14) / NÚCLEO PUNTO FIJO - UNIVERSIDAD DEL ZULIA.
- Santos.X. (2012). *ESPECIES FORESTALES, ESPECIES ORNAMENTALES*.
- Tayupanta D, .. C. (2011). Validación del efecto de tres bioestimulantes radicales en viveros de rosa de la Asociación Agropecuaria Quinlata. Patate - Ecuador. *SANGOLQUÍ/ ESPE-IASA I/ 2011*.
- Theologis. (1986). *Rapid gene regulation by auxin* .
- Vaca I. y Landázuri P, .. (2013). *EVALUACIÓN DE TRES NIVELES DE NITRÓGENO EN MEDIO DE CULTIVO, EN LAS FASES DE ENRAIZAMIENTO in vitro Y ADAPTACIÓN A SUSTRATO DE Rubus glaucus (BENTH)*. Quito-Ecuador: LA GRANJA, Revista de Ciencias de la Vida, 18(2) 2013: 48-54. 2013, Universidad Politécnica Salesiana, Ecuador.

- Valencia E, .. M. (2012). Evaluación del efecto de biorreguladores para mejorar el amarre, rendimiento y calidad del fruto en tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) cultivar anaranjado gigante. *SANGOLQUÍ / ESPE-IASA I/2012*.
- Villanueva F. Ávila M. y s Mansilla A, .. (2012). *EFFECTO DE AUXINAS Y CITOQUININAS EN EL CULTIVO DE TEJIDO DE Ahnfeltia plicata (HUDSON) FRIES, 1836 (AHNFELTIALES, RHODOPHYTA) DE LA REGIÓN DE MAGALLANES*. Magallanes-Chile: Pontificia Universidad Católica de Chile.
- Wearver., J. (1990). *Reguladores de crecimiento de plantas en la agricultura* . Trillas.