



UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE

FACULTAD DE INGENIERÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y AMBIENTALES

**“EVALUACIÓN DE LA PROPAGACIÓN DE ROSA (*Rosa spp.*) POR ESTACAS
MEDIANTE EL USO DE ÁCIDO NAFTALENACÉTICO EN EL CANTÓN PEDRO
MONCAYO - PICHINCHA”**

Trabajo de grado previa a la obtención del Título de Ingeniero Agropecuario

AUTOR:

Quimbiamba Ulcuango Carlos Oswaldo

DIRECTOR:

Ing. Basantes Vizcaino Telmo Fernando MsC.

Ibarra, 2019

UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE

FACULTAD DE INGENIERÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y
AMBIENTALES

CARRERA DE INGENIERIA AGROPECUARIA

“EVALUACIÓN DE LA PROPAGACIÓN DE ROSA (*Rosa spp.*) POR ESTACAS MEDIANTE EL USO DE ÁCIDO NAFTALENACÉTICO EN EL CANTÓN PEDRO MONCAYO - PICHINCHA”

Trabajo de grado revisado por el Comité Asesor, por lo cual se autoriza su presentación
como requisito parcial para obtener Título de:

INGENIERO AGROPECUARIO

APROBADO:

Ing. Fernando Basantes MsC.

DIRECTOR



FIRMA

Ing. Miguel Gómez MsC.

MIEMBRO TRIBUNAL



FIRMA

Ing. Juan Pablo Aragón MsC.

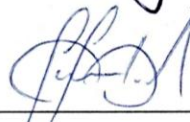
MIEMBRO TRIBUNAL



FIRMA

Ing. Marcelo Albuja MsC.

MIEMBRO TRIBUNAL



FIRMA

DECLARACIÓN DE AUTORÍA

Manifiesto que la presente obra es original y se la desarrolló sin violar derechos de autores terceros, por lo tanto es original y que soy el titular de los derechos patrimoniales; por lo que asumo la responsabilidad sobre el contenido de la misma y saldré en defensa de la Universidad Técnica del Norte en caso de reclamación por parte de terceros.

Ibarra, a los 30 días del mes de Abril del 2019



Quimbiamba Ulcuango Carlos Oswaldo

CI: 172225522-9

CERTIFICACIÓN DE AUTORÍA

Certifico que el presente trabajo fue desarrollado por Quimbiamba Ulcuango Carlos Oswaldo, bajo mi supervisión.

Ibarra, a los 30 días del mes de Abril del 2019

A handwritten signature in blue ink, appearing to read 'F. Basantes', is written over a horizontal line.

Ing. Fernando Basantes Msc.

DIRECTOR DE TESIS



**UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE BIBLIOTECA UNIVERSITARIA
AUTORIZACIÓN DE USO Y PUBLICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN A FAVOR
DE LA UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE**

IDENTIFICACIÓN DE LA OBRA

La Universidad Técnica del Norte dentro del proyecto repositorio digital Institucional, determinó la necesidad de disponer de textos completos en formato digital con la finalidad de apoyar los procesos de investigación, docencia y extensión de la Universidad.

Por medio del presente documento dejo sentada mi voluntad de participar en este proyecto, para lo cual pongo a disposición la siguiente información:

DATOS DE CONTACTO	
Cédula de identidad:	172225522-9
Apellidos y nombres:	Quimbiamba Ulcuango Carlos Oswaldo
Dirección:	Tabacundo Comunidad Luis Freile
Email:	carlsosw@hotmail.com
Teléfono fijo:	02-361-4158

DATOS DE LA OBRA	
Título:	Evaluación de la propagación de rosa (<i>Rosa spp.</i>) por estacas mediante el uso de ácido naftalenacético en el Cantón Pedro Moncayo – Pichincha
Autor:	Quimbiamba Ulcuango Carlos Oswaldo
Fecha:	2019
Solo para trabajos de grado	
Programa	Pregrado
Título por el que opta	Ingeniero Agropecuario
Director	Ing. Telmo Fernando Basantes Vizcaino MsC.

1. AUTORIZACIÓN DE USO A FAVOR DE LA UNIVERSIDAD


Yo, Carlos Oswaldo Quimbiamba Ulcuango, con cédula de ciudadanía Nro. 172225522-9, en calidad y titular de los derechos patrimoniales de la obra de trabajo de grado descrito anteriormente, hago entrega del ejemplar respectivo en formato digital, Autorizo a la Universidad Técnica del Norte, la publicación de la obra en el repositorio digital institucional y uso del archivo digital en la biblioteca de la Universidad con fines académicos, para ampliar la disponibilidad del material y como apoyo a la educación, investigación y extensión; en concordancia con la Ley de Educación Superior Artículo 144.

2. CONSTANCIAS

El autor manifiesta que la obra objeto de la presente autorización es original y se la desarrollo, sin los derechos de autores terceros, por lo tanto, la obra es original y es el titular de los derechos patrimoniales, por lo que asume la responsabilidad sobre el contenido de la misma y saldrá en defensa de la Universidad en caso de reclamación por parte de terceros.

Ibarra, a los 30 días del mes de Abril del 2019

EL AUTOR



Carlos Oswaldo Quimbiamba Ulcuango

C.I.: 172225522-9

ACEPTACIÓN

CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR DEL TRABAJO DE GRADO A FAVOR DE LA UNIVERSIDAD TÉCNICA DEL NORTE

Yo, Quimbiamba Ulcuango Carlos Oswaldo, con cédula de identidad Nro 172225522-9, manifiesto mi voluntad de ceder a la Universidad Técnica del Norte los derechos patrimoniales consagrados en la Ley de Propiedad Intelectual del Ecuador, artículos 4, 5 y 6, en calidad de autor de la obra o trabajo de grado denominado: “**Evaluación de la propagación de rosa (*Rosa spp*) por estacas mediante el uso de ácido naftalenacético en el Cantón Pedro Moncayo – Pichincha**”, que ha sido desarrollado para optar por el título de: Ingeniero Agropecuario en la Universidad Técnica del Norte, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente. En mi condición de autor me reservo los derechos morales de la obra antes citada. En concordancia suscribo este documento en el momento que hago entrega del trabajo final en formato impreso y digital a la biblioteca de la Universidad Técnica del Norte.

Ibarra, a los 30 días del mes de Abril del 2019



Quimbiamba Ulcuango Carlos Oswaldo

CI: 172225522-9

REGISTRO BIBLIOGRÁFICO

Guía: FICAYA-UTN

Fecha: Ibarra, a los 30 días del mes de Abril del 2018

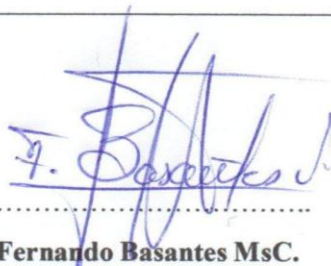
Carlos Oswaldo Quimbiamba Ulcuango: “Evaluación de la propagación de rosa (*Rosa spp*) por estacas mediante el uso de ácido naftalenacético en el Cantón Pedro Moncayo – Pichincha” /Trabajo de titulación. Ingeniero Agropecuario.

Universidad Técnica del Norte. Carrera de Ingeniería Agropecuaria. Ibarra, a los 30 días del mes de abril del 2019. 82 páginas.

DIRECTOR (A):

El objetivo principal de la presente investigación fue: Evaluar la propagación de rosas (*Rosa spp.*) por estacas mediante el uso de ácido Naftalenacético. Entre los objetivos específicos se encuentran:

- Determinar la calidad de las plántulas de rosa en base a tiempos de inmersión y longitud de estacas.
- Analizar costos de producción de plántulas de los tratamientos en estudio.



Ing. Fernando Basantes MsC.
Director del Trabajo de Grado



Sr. Carlos Quimbiamba
Autor

ÍNDICE DE CONTENIDO

INDICE DE TABLAS	xi
ÍNDICE DE ANEXOS	xiii
RESUMEN	xiv
SUMMARY	xv
CAPÍTULO I	1
1.1. Antecedentes	1
1.2. Problema	2
1.3. Justificación	2
1.4. Objetivos	3
1.4.1. <i>Objetivo General</i>	3
1.4.2. <i>Objetivos Específicos</i>	3
1.5. Hipótesis	3
CAPÍTULO II	4
2. MARCO TEÓRICO	4
2.1. Origen de la rosa	4
2.2. Taxonomía	4
2.3. Morfología	4
2.4. Características agronómicas	5
2.4.1. <i>Requerimientos ecológicos</i>	5
2.4.2. <i>Manejo del cultivo</i>	5
2.4.3. <i>Principales plagas y enfermedades</i>	6
2.5. Reproducción de la rosa	7
2.5.1. <i>Reproducción sexual</i>	7
2.5.2. <i>Reproducción asexual</i>	8
2.6. Importancia de la longitud y diámetro de la estaca	11
2.7. Hormonas (fitohormonas) usadas para la propagación por estacas	12
2.7.1. <i>Formulaciones en polvo</i>	12
2.7.2. <i>Formulación líquida</i>	13
2.7.2.1. <i>Inmersión lenta</i>	13
2.7.2.2. <i>Inmersión rápida</i>	13
2.7.3. <i>Aplicación de hormonas</i>	13
2.8. Hormonas reguladoras de crecimiento	14
2.8.1. <i>Auxinas</i>	14
2.8.2. <i>Giberelinas</i>	15

2.8.3. Citoquininas	15
2.8.5. Etileno.	16
2.9. Sustrato utilizado en la propagación por esquejes	18
2.9.1. Características del sustrato.....	18
2.10. Instalaciones para propagar estacas	20
2.10.1. Riego.....	21
2.10.2. Limpieza... ..	21
2.10.3. Lugares para el enraizamiento	21
2.10.4. Efecto de la iluminación	21
2.10.5. Efectos de la temperatura.....	21
2.11. Costos de producción de la rosa.....	22
CAPÍTULO III.....	24
3. MATERIALES Y MÉTODOS	24
3.1. Ubicación y descripción del proyecto.....	24
3.1.1. Ubicación.....	24
3.1.2. Ubicación política, geográfica y climática de la investigación	25
3.2. Materiales y equipos	25
3.2.1. Material vegetal	25
3.2.2. Material para el ensayo	25
3.2.3. Otros materiales y herramientas	25
3.3. Metodología empleada en el proyecto	26
3.3.1. Diseño experimental	26
3.3.1.1. Factores en estudio	26
3.3.2. Características del proyecto	27
3.3.3. Análisis de varianza “ADEVA” de los factores en estudio	27
3.3.4. Variables a evaluarse	28
3.3.5. Análisis de costos de producción	29
3.4. Manejo específico del proyecto	29
3.4.1. Selección del material vegetal.	29
3.4.2. Corte y recolección.	29
3.4.3. Transporte de los tallos.	31
3.4.4. Corte de las estacas.	31
3.4.5. Preparación de sustrato.....	31
3.4.6. Enfundado del sustrato	32
3.4.7. Preparación de los enraizantes (fitohormonas)	32
3.4.8. Instalación del ensayo.....	33
3.4.9. Riego.....	33

3.4.10. <i>Labores culturales</i>	33
CAPÍTULO IV.....	34
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	34
4.1. Calidad de plántulas de rosa en base a tiempos de inmersión y longitud de estaca	34
4.1.1. <i>Porcentaje de sobrevivencia de estacas</i>	34
4.1.2. <i>Número de raíces por estaca</i>	39
4.1.3. <i>Longitud de raíces por estaca</i>	42
4.1.4. <i>Número de yemas activas por estaca</i>	45
4.1.5. <i>Longitud del brote de las yemas por estaca</i>	47
4.2. Análisis de costos de producción de plántulas de los tratamientos en estudio.	50
4.2.1. <i>Costos de producción del plántulas de rosas</i>	51
4.2.2. <i>Ingresos por la venta de plántulas de rosas</i>	51
4.2.3. <i>Beneficio/Costo</i>	52
4.2.4. <i>Utilidad por la venta de plántulas</i>	52
CAPÍTULO V	54
5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	54
5.1. Conclusiones	54
5.2. Recomendaciones	55
6. Referencias bibliográficas.....	56

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. <i>Descripción taxonómica de la rosa</i>	4
Tabla 2. <i>Principales fitohormonas y funciones que cumplen en una planta</i>	17
Tabla 3. <i>Propiedades físicas de los principales sustratos usados en la propagación asexual</i> 19	
Tabla 4. <i>Descripción de la ubicación del proyecto de tesis en Tabacundo</i>	25
Tabla 5. <i>Descripción de los tratamientos en el diseño experimental</i>	27
Tabla 6. <i>Análisis de varianza a emplearse para evaluar las variables respuestas</i>	27
Tabla 7. <i>ADEVA del porcentaje de sobrevivencia de las estacas en los tratamientos días después de la inmersión en hormona de ANA</i>	34
Tabla 8. <i>ADEVA del número de raíces por estacas presentes en los tratamientos días después de la inmersión en hormona de ANA</i>	39
Tabla 9. <i>ADEVA de la longitud de raíces de los tratamientos con diferentes longitudes de estacas y tiempos de inmersión días después de realizar la inmersión en ANA</i>	42
Tabla 10. <i>Análisis de varianza (ADEVA) del número de yemas activas por estacas días después de la inmersión, diferentes longitud de estacas y tiempos de inmersión en ANA</i>	45
Tabla 11. <i>El (ADEVA) de la longitud de yemas por estacas en los tratamientos con diferentes longitudes de estacas y tiempos de inmersión en días después de la inmersión en ANA</i>	47
Tabla 12. <i>Costos de producción de plántulas de rosas por hectárea</i>	51
Tabla 13. <i>Ingresos por la venta de plántulas de rosas</i>	52
Tabla 14. <i>Relación beneficio/costo en la producción de plántulas de rosas</i>	52
Tabla 15. <i>Utilidad por hectárea en la producción de plántulas de rosas</i>	52

ÍNDICE DE FIGURAS

<i>Figura 1.</i> Descripción morfológica de la rosa.	5
<i>Figura 2.</i> Principales plagas y enfermedades del rosal.....	7
<i>Figura 3.</i> Fruto y semilla de la rosa.....	8
<i>Figura 4:</i> Reproducción por esquejes en rosas.....	9
<i>Figura 5.</i> Ubicación de la investigación en el sector de Luis Freile de Cananvalle - Tabacundo	24
<i>Figura 6.</i> Edad del tallo y punto de corte de la flor.....	30
<i>Figura 7.</i> Estructura de la planta y zonas en el cultivo de Rosa.....	30
<i>Figura 8.</i> Zona del tallo donde se encuentran las yemas productivas	31
<i>Figura 9.</i> Enfundado del sustrato de pino compostado en fundas de vivero.....	32
<i>Figura 10.</i> Porcentaje de sobrevivencia de las estacas días después de la inmersión en ANA.	36
<i>Figura 11.</i> Porcentaje de sobrevivencia de las estacas en el efecto entre longitudes y tiempos de inmersiones en ANA.	37
<i>Figura 12.</i> Muerte de las estacas por efecto del etileno	35
<i>Figura 13.</i> Número de raíces por estacas a los 45 y 60 días.....	39
<i>Figura 14.</i> Interacción entre días después de la inmersión en ANA, longitud de las estacas y tiempos de inmersión con efecto en el número de raíces por estaca.	40
<i>Figura 15.</i> Interacción entre días después de realizar la inmersión en ANA, diferentes longitudes de estacas y tiempos de inmersión con efecto en la longitud de raicé.	43
<i>Figura 16.</i> Yemas activas a los 30 días	46
<i>Figura 17.</i> Interacción entre días después de realizar la inmersión en ANA y tiempos de inmersión de las estacas con efecto en el número de yemas activas.	46
<i>Figura 18.</i> Interacción entre días después de la realizar la inmersión, longitudes de estacas y tiempos de inmersión en ANA con efecto en la longitud de yemas por estacas.	48

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1: Distribución de los tratamientos en campo	62	
Anexo 2: Ficha técnica del sustrato comercial MecPlant ®	63	
Anexo 3: Ficha técnica Hormonagro 1	63	
Anexo 4: Promedios número de yemas activas por estacas.....	64	
Anexo 5: Promedio de longitud de yemas por estacas	64	
Anexo 6: Selección de material en cultivo	Anexo 7: Recolección de los tallos cortados.....	64
Anexo 8: Preparación de la hormona	Anexo 9: Corte de estacas de 20, 25 y 30 cm.....	65
Anexo 10: Inmersión de 8, 16 y 24 horas	Anexo 4: Preparación del sustrato	65
Anexo 12: Transplante de las estacas	Anexo 13: Distribución de los tratamientos	65

“EVALUACIÓN DE LA PROPAGACIÓN DE ROSA (*Rosa spp.*) POR ESTACAS MEDIANTE EL USO DE ÁCIDO NAFTALENACÉTICO EN EL CANTÓN PEDRO MONCAYO - PICHINCHA”

Quimbiamba Ulcuango Carlos Oswaldo
Universidad Técnica del Norte
carlsosw@hotmail.com

RESUMEN

La presente investigación se realizó en la provincia de Pichincha, cantón Pedro Moncayo parroquia de Tabacundo, sitio donde se evaluó la propagación de rosas por estacas mediante el uso de ácido naftalenacético, en el mercado existe una gran diversidad de productores de plántulas, pero no garantizan una buena calidad con buena producción de flor inmediata, el objetivo principal fue evaluar la calidad de plántulas y hacer un análisis económico mediante el indicador de beneficio/costo. Se utilizó un diseño de bloques completos al azar con factorial, donde se empleó estacas de 20, 25 y 30 centímetros de longitud, los cuales estaban en inmersión en ácido naftalenacético durante 8, 16 y 24 horas cada tratamiento tuvo tres repeticiones. Las variables evaluadas fueron: porcentaje de sobrevivencia, número de raíces por estacas, longitud de raíces, números de yemas activas y longitud de yemas; cada variable se evaluó durante 30, 45 y 60 días después de haberse realizado la inmersión de las estacas. Los resultados mostraron, un 62 % de sobrevivencia a los tratamientos que tuvieron estacas de 25 cm con 24 horas de inmersión siendo el mejor promedio en esta variable; a diferencia del mayor número de raíces hasta los 60 días, fue en estacas de 30 cm con 16 horas de inmersión, con un promedio de 52.58 raíces; en los mismos 60 días la mayor longitud en raíces presentaron estacas de 30 cm con 8 horas, con promedios sobre los 6.85 cm de longitud. Por otro lado, el mayor número de yemas activas se presenciaron en estacas que permanecieron por 24 horas en inmersión, con promedios mayores a 2.19 yemas; a su vez las yemas con mayor longitud fueron aquellas que tuvieron 20 cm y estuvieron por 8 horas en inmersión, los cuales presentaron promedios de 6.21 cm. Finalmente el análisis económico de los costos de producción se obtuvo una ganancia de 0.08 USD por cada dólar invertido según mostró el análisis de beneficio/costo.

Palabras claves: rosas, propagación, ácido naftalenacético, inmersión, longitudes, estacas, raíces

“EVALUATION OF PROPAGATION OF ROSE (*Rosa spp.*) BY STAKES THROUGH THE USE OF NAPHTHALENEACETIC ACID IN THE CANTON PEDRO MONCAYO – PICHINCHA”

Quimbiamba Ulcuango Carlos Oswaldo
Universidad Técnica del Norte
carlsosw@hotmail.com

SUMMARY

The present research was released in the Pichincha Province, Pedro Moncayo Canton, Parish of Tabacundo, the site where was evaluated the propagation of roses by stakes through the use of naphthaleneacetic acid, in the market there is a great diversity of seedling producers, but they do not guarantee a good quality with good immediate flower production, the main objective was, evaluated the quality of seedlings and make an economic evaluation through the cost-benefit indicator. It was used a randomized complete block design with factorial, where stakes of 20, 25 and 30 centimeters of length were used, which were immersed in naphthaleneacetic acid during 8, 16 and 24 hours respectively, Each treatment had three repetitions. The variable evaluated were: survival percentage, number of roots per stake, roots length, number of active buds and buds length; each variable was evaluated during 40, 45 and 60 days after the stakes immersion was released. The results showed 62 % of survival to the treatments that had stakes of 25 cm with 24 hours of immersion in the best average in this variable; unlike the largest number of roots up to 60 days, it was on stakes of 30 cm with 16 hours of immersion, with an average of 52.58 roots; in the same 60 days the largest length in roots was presented in stakes of 30 cm with 8 hours, with averages over the 6.85 cm of length. On the other hand, the largest number of active buds was seen in stakes that stayed per 24 hours on immersion, with higher averages than 2.19 buds; at the same time, the buds with longer length were those that had 20 cm and were per 8 hours in immersion, which showed averages of 6.21 cm. Finally in the economic evaluation of production cost a profit of 0.08 USD it was obtained per each invested dollar, according to the cost/benefit analysis.

Keywords: roses, propagation, naphthaleneacetic acid, immersion, lengths, stakes, roots

CAPÍTULO I

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Antecedentes

Expoflores en el 2013 hace referencia, sobre la actividad florícola en el Ecuador, pues viene desarrollándose por más de 30 años, actualmente se registran más de 300 variedades de rosas cultivadas. Pedro Moncayo principal exponente de la zona norte del país representa el 25% de la producción total que significa 7 millones y medio de tallos exportables con destino a Estados Unidos, Rusia y Europa occidental (Darquea, 2013).

García (2015), habla acerca de las empresas que se dedican a la producción de flores, ellos están en constante desarrollo en sus técnicas de producción, pues optimizan los recursos económicos con el objetivo de disminuir los costos de producción. De la misma forma Calaméo (2010) explica de la importancia de las empresas encargadas de propagar plantas en forma asexual, pues ellos han llenado un gran vacío al ofertar una gran diversidad de plantas lista para producir.

Ahora Barahona (2012), dice que el éxito de la propagación asexual involucra diversos factores tales como; el sustrato, hormonas, materia vegetal, entre otros. Es por eso que se realizan investigaciones con el objetivo de mejorarlos y hacerlos más rentables económicamente. De esta manera Ruiz y Mesén (2010) concuerdan que cualquier sustrato u hormonas utilizado siempre es recomendable hacer un protocolo para cada especie, ya que esta actividad garantiza obtener plantas de calidad tales como exige el mercado.

Lema (2012) afirma, que el Ácido Naftalenacético (ANA) tiene una eficiencia del 90% de estacas con raíz en tiempos más cortos y esto varía en cada especie que se emplea propagación asexual. Adicionalmente Díaz y Mercado (2007) indican, que al momento de aplicar las hormonas en la propagación asexual no hay variaciones, por lo que recomiendan utilizar las dos formas que existen ya sea en forma tópica o por inmersión, sin embargo, la concentración es un factor que se debe tomar mucho en consideración al omento de utilizar una de las dos formas.

Así mismo, Bañón (2010) ha demostrado, que una porción vegetal de cualquier parte de la planta está apto para generar una nueva planta ya que contienen celular meristemática, ahora su sobrevivencia depende de la nutrición y fotosíntesis previa a ser sometida a la propagación

asexual. De igual forma afirman que tiene mayor eficiencia al enraizar estacas de plantas que presentan características semileñosas de sus tallos e insinúa que el diámetro y la longitud influyen en el número de raíces, pues al tener diámetros superiores a 8 mm y longitudes mayores a 20 cm tiene más reservas de carbohidratos y en conjunto con la hormona generan más rápida la raíz y su número aumenta.

1.2. Problema

La rosa, es un cultivo de gran importancia económica para el Ecuador, donde se investiga la mejor forma o alternativas de producción; la propagación asexual es una forma de obtener plantas o plántulas listas para producir flor; ciertamente un productor de rosas busca calidad y se basa en parámetros como: el follaje, buen basaleo, yemas productivas, un buen desarrollo radicular y económicamente rentable. Sin embargo, en el mercado existe una gran diversidad de productores de plántulas, pero no garantizan una buena calidad con buena producción de flor inmediata, siendo este el principal problema para los productores de flor en rosas. Frente a ellos, los productores ha optado por producir plántula ellos mismo, su problema está asentada en elegir la mejor forma para propagar rosas, ya que al emplear un método no hay garantía que su producto sea de calidad e incluso económicamente rentable.

1.3. Justificación

Conociendo la importancia económica del cultivo de rosas en el Ecuador y principalmente en la zona de Tabacundo, la presente investigación se enfocó en estudiar el efecto de la longitud estacas y periodos de inmersión en ácido naftalenacético, como fuente de auxinas en el enraizamiento y obtención de plántulas de rosas. Así, se pudo observar los cambios que se suscitaron durante el enraizamiento de las estacas. Además, permitió hacer un análisis económico y verificar si el estudio es rentable para continuar su producción.

Según Gutiérrez (2016), la propagación asexual, garantiza acortar el tiempo en el desarrollo de plantas cuyo objetivo es la producción, frente a la propagación sexual que es necesario esperar largos periodos hasta obtener su primera producción, sin embargo, las dos formar son muy empleadas; la asexual para obtener mayor número de plantas y la sexual para mejorarlas.

Ahora, Rao y Northup (2008), creen que la longitud de una estaca que es utilizada para enraizamiento, tiene mayor contenido de hidratos de carbono de reserva por efecto de la fotosíntesis, ellos han logrado demostrar que a mayor longitud y diámetro se obtiene mayor

sobrevivencia con mayor número de raíces. También, Lligüin y Fuentes (2015), hablan sobre las fuentes de reserva, mencionando que una porción de una planta sea tallo, raíz e incluso hojas poseen células que almacenan energía y los utilizan cuando existe una alteración en su funcionamiento normal.

Durante la propagación asexual intervienen diversos factores, uno de ellos es la fuente de hormonas enraizante, lo que permite disminuir el tiempo de enraizamiento. Por esta razón, Díaz (2011), explica que la inmersión de estacas en hormonas sintéticas que proveen auxinas, tiene un efecto en la aparición de raíces y hace una comparación a las que no fueron expuestas a la inmersión, llegando a la conclusión que la inmersión ayuda a la estaca a absorber la cantidad necesaria de auxinas para generar raíces en menor tiempo.

1.4. Objetivos

1.4.1. Objetivo General

- Evaluar la propagación de rosas (*Rosa spp.*) por estacas mediante el uso de ácido naftalenacético.

1.4.2. Objetivos Específicos

- Determinar la calidad de las plántulas de rosa en base a tiempos de inmersión y longitud de estacas.
- Analizar costos de producción de plántulas de los tratamientos en estudio.

1.5. Hipótesis

- **Hipótesis alternativa:** Existe diferencias en los tratamientos propagados al usar ácido naftalenacético en estacas con diferentes longitudes.
- **Hipótesis nula:** No existe diferencias en los tratamientos propagados al usar ácido naftalenacético en estacas con diferentes longitudes.

CAPÍTULO II

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Origen de la rosa

Bianchini (2017) menciona que la rosa es la principal flor de corte, su alto valor económico a hecho de éste el cultivo ornamental más importante a nivel mundial, la mayoría de los investigadores están de acuerdo en que las rosas tuvieron su origen en el lejano Oriente, concretamente en la China, sin embargo, se han encontrado testimonios de su cultivo en las costas africanas sobre el Mediterráneo desde tiempos remotos y en estudios de Carbono 14, sobre fósiles descubiertos en los estados de Oregón y Colorado en Estados Unidos. Actualmente, y con distribución mundial, existe una enorme variedad de cultivares de rosas (más de 30.000) a partir de diversas hibridaciones y cada año aparecen nuevos cultivares.

2.2. Taxonomía

Tabla 1. *Descripción taxonómica de la rosa*

Reino	Vegetal
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Rosidae
Orden	Rosales
Familia	Rosaceae
Genero	Rosa
Especie	<i>Rosa</i> spp.

Fuente: (Fainstein, 1997).

2.3. Morfología

La familia de las Rosáceas comprende plantas muy variadas en su aspecto, pues incluye plantas que no tienen más de 15 cm de altura, pasando por todos los tamaños y formas posibles de arbustos, hasta trepadoras que alcanzan los 12 m, generalmente llenos de espinas, hojas alternas, ásperas, pecioladas, con estípulas, compuestas de un número impar de hojuelas elípticas, casi sentadas y aserradas por el margen, flores terminales de diversos colores, solitarias o en panoja, con cáliz aovado o redondo, corola de cinco pétalos redondos o acorazonados, cóncavos y muchos estambres con pistilos. Tiene por fruto una baya carnosa que el cáliz corona y muchas semillas menudas, elipsoidales y vellosas (Toribio, 2006).

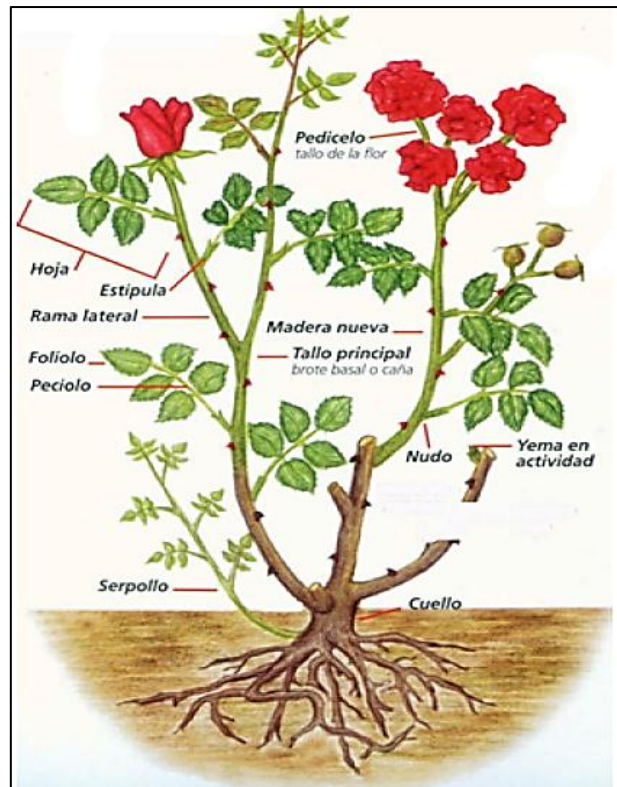


Figura 1. Descripción morfológica de la rosa.

Fuente: Georgius Milán Academic (2017)

2.4. Características agronómicas

2.4.1. Requerimientos ecológicos

Para la mayoría de los cultivares de rosa, las temperaturas óptimas de crecimiento son de 17°C a 25°C, con una mínima de 15°C durante la noche y una máxima de 28°C durante el día, pero una temperatura nocturna continuamente por debajo de 15°C retrasa el crecimiento de la planta. Necesita una luminosidad por más de 6 horas y se recomienda cultivar en altitudes desde los 500 hasta los 2800 msnm (Vásquez, 2013).

2.4.2. Manejo del cultivo

Para el cultivo de rosas el suelo debe tener un buen drenaje y aireación, toleran un suelo ácido, aunque el pH debe mantenerse en torno a 5 hasta 6.5, para la preparación del suelo se debe realizar desinfecciones y se puede llevarse a cabo con calor u otros elementos. En caso de realizarse fertilización de fondo, es necesario un análisis de suelo. La plantación se puede realizar en platabandas denominadas camas, las dimensiones dependen del tamaño del invernadero, de la misma forma la densidad de plantas sin embargo se recomienda la plantación en 2 filas (40 x 20 ó 60 x 12.5 cm) con pasillos al menos de 1 m. De este modo se consigue un

mantenimiento más sencillo y menores inversiones Densidad de plantación esta entre 25.000 a 30.000 plantas por hectárea, dependiendo de las variedades y el sistema de siembra (Bianchini, 2017).

2.4.3. Principales plagas y enfermedades

Araña roja (*Tetranychus urticae*) es la plaga más perjudiciales en el cultivo de rosal ya que la infestación se produce muy rápidamente y puede producir daños considerables antes de que se reconozca. Se desarrolla principalmente cuando las temperaturas son elevadas y la humedad ambiente es baja. El control que se emplee debe tener doble acción tanto ovicida y adulticida (Rimache, 2009).

Pulgón verde (*Macrosiphum rosae*), se trata de un pulgón de 3 mm de longitud de color verdoso que ataca a los vástagos jóvenes o a las yemas florales, que posteriormente muestran manchas descoloridas hundidas en los pétalos posteriores. Un ambiente seco y no excesivamente caluroso favorece el desarrollo. Para el control se debe emplearse productos a base de piretroides (Rondeau, 2013).

Mildiu veloso o tizón (*Peronospora sparsa*), provoca la enfermedad más peligrosa del rosal ya que ocasiona una rápida defoliación, sino se actúa a tiempo puede resultar muy difícil recuperar la planta. Se desarrolla favorablemente bajo condiciones de elevada humedad y temperatura, dando lugar a la aparición de manchas irregulares de color marrón o púrpura sobre el haz de las hojas, pecíolos y tallos, en las zonas de crecimiento activo. En el envés de las hojas pueden verse los cuerpos fructíferos del hongo, apareciendo pequeñas áreas grisáceas (Medina, 2005).

Moho gris o botrytis (*Botrytis cinerea*), su desarrollo se ve favorecido por las bajas temperaturas y elevada humedad relativa, dando lugar a la aparición de un crecimiento fúngico gris sobre cualquier zona de crecimiento, específicamente afecta a la flor con la aparición de pecas. Así mismo hay que cuidar las posibles heridas originadas en las operaciones de poda, ya que son fácilmente conquistadas por el patógeno. El control para cualquier enfermedad fungosa debe ser efectuada inmediatamente con ventilación, desinfección de materiales y el empleo de productos químicos (Martínez, 2015).

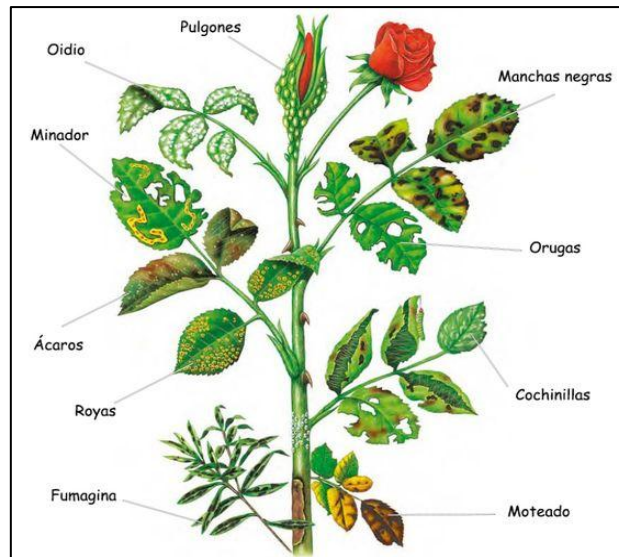


Figura 2. Principales plagas y enfermedades del rosal
Fuente: Martínez (2015)

2.5. Reproducción de la rosa

La reproducción de rosales puede realizarse a través de distintas técnicas, que si bien prometen ampliar la existencia de estas plantas, demandan diferentes trabajos y pueden ofrecer distintos resultados. Por ejemplo: recurrir a los esquejes o acodos (ambos métodos asexuales) garantiza la obtención de ejemplares idénticos a la planta madre, algo que no sucede con la técnica de propagación por semilla (sexual) (Toribio, 2006).

2.5.1. Reproducción sexual

La propagación sexual es la multiplicación de plántulas a través de sus semillas; cabe recalcar que es necesario que las semillas deban contener un embrión originado por la fecundación de un saco embrionario, es factible que en algunas especies existan semillas con embriones originados por división mitótica. La propagación sexual también se la puede denominar reproducción, puesto que hace referencia a la recombinación genética producida en los fenómenos de meiosis y fecundación es útil para la reproducción de especies silvestres o de lograr nuevas variedades (Leyva y Rico, 2016).



Figura 3. Fruto y semilla de la rosa

Fuente: (Cárdenas y López, 2011.)

2.5.2. Reproducción asexual

La propagación asexual reproduce clones. Esa propagación implica la división auténtica de las células, en la cual, hay una duplicación íntegra del sistema cromosómico y del citoplasma asociadas de la célula progenitora, para formar dos células hijas. En consecuencia, las plantas propagadas vegetativamente reproducen, por medio de la réplica del DNA, toda la información genética de la planta progenitora. Por esto, las características específicas de una planta dada son perpetuadas en la propagación de un clon (Bianchini, 2017).

El proceso de reproducción asexual tiene importancia por la composición genética (genotipo) de la mayoría de los cultivares de los frutales y de las plantas ornamentales, es generalmente heterocigoto y las características que distinguen a esos tipos se pierden de inmediato al propagarlos por semilla (Huacan, 2010).

Reproducción de rosales por gajos, esquejes o estacas se debe elegir una rama que haya dado flor en el verano, de unos 6 a 10 mm de grosor (similar al de un lápiz) y que tenga un largo de 20 a 25 cm, para eso el tallo debe ser recto y maduro, algo que se puede verificar cuando las espinas se sueltan con facilidad de los tallos (Cárdenas y López, 2011.)

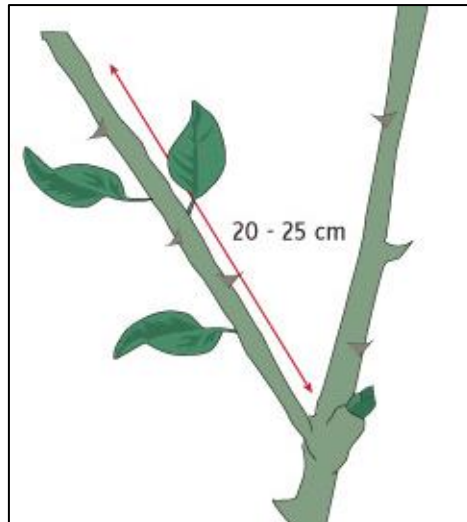


Figura 4: Reproducción por esquejes en rosas

Fuente: (Cárdenas y López, 2011.)

Los esquejes son partes de la planta como raíz, ramas, brotes u hojas, capaces de generar nuevas plantas, se utilizan segmentos de ramas que contengan yemas terminales o laterales que según ciertas condiciones desarrollan raíces adventicias produciendo nuevas plantas. Clasificándose según la naturaleza de la madera utilizada en la propagación de rosas:

- Esquejes de consistencia leñosa.
- Esquejes de consistencia semileñoso.

Esquejes leñosos: tienen el tallo de consistencia dura, la multiplicación de muchas especies leñosas es debido al largo tiempo que da su primera producción cuando se emplea semilla, por tal motivo se utiliza esquejes con más de un año. Los esquejes seleccionados deben ser de plantas vigorosas y sanas, desarrolladas a pleno sol, los esquejes elegidos medirán entre 10 a 30 centímetros e incluso más. Cada esqueje debe contener un mínimo de tres nudos, el diámetro de la estaca puede variar entre 8 mm hasta 1,5 centímetro (Espinosa, 2013).

Esquejes semileñoso: se puede obtener de arbustos siempre verdes o de follaje perenne o persistente de hoja ancha se propagan por estacas de madera semidura durante el verano. Esta técnica permite multiplicar sin dificultad especies frutales y forestales muy apreciadas en la agroforestería, se cortan de entre 10 hasta 25 centímetros de longitud quitando solamente las hojas de la parte basal. En las especies con hojas grandes se reduce el tamaño de la lámina para disminuir la superficie de transpiración (es decir se corta y deja solo la mitad de la hoja), el corte basal se hace justo por debajo de un nudo, para facilitar la formación de raíces

(enraizamiento), se impregna la base del esqueje con hormonas de enraizamiento. (Weldt, 2008).

Selección de material a multiplicar: Las estacas se seleccionan a partir de tallos florales a los que se les ha permitido el desarrollo completo que permite asegurar que el brote productor de flores es del tipo verdadero. Además, los brotes sin flor son menos vigorosos, por lo que poseen menos reservas para el enraizamiento. Pueden utilizarse estacas con 2 ó 3 yemas, dependiendo de la disponibilidad de material vegetal, aunque son preferibles las de 3 yemas, ya que presentan mayor longitud y más tejido nodal en la base, disminuyendo así las pérdidas debidas a enfermedades. (Garden, 2009).

Generalmente se obtienen los mejores resultados cuando las plantas madres poseen un contenido elevado en carbohidratos y relativamente bajo en nitrógeno. Por ello es recomendable que las plantas madres crezcan a pleno sol y que el aporte de nitrógeno sea restringido. En general, las estacas realizadas en la fase juvenil de las plantas enraízan con “mayor” facilidad. La facilidad de enraizado disminuye con la edad de las plantas procedentes de semilla, las ramas laterales que no tienen un rápido crecimiento son generalmente más apropiadas que las terminales. La parte basal de las ramas es la más conveniente, ya que poseen menos nitrógeno y más carbohidratos, lo que favorece el buen enraizado. El aislamiento de las ramas favorece también la formación de raíces adventicias (Cuzco, 2014).

Botánicamente el tallo es el eje de la parte aérea de las plantas superiores y es el órgano que sostiene a las hojas, flores y frutos. Sus funciones principales son las de sostén y de transporte de fotosintatos (carbohidratos y otros compuestos que se producen durante la fotosíntesis) entre las raíces y las hojas, el tallo es usado como parte importante en la propagación asexual y está constituido por tres sistemas de tejidos: el dérmico, el fundamental y el vascular o fascicular, la cual tiene la características de generar raíces de tipo pivotante, demostrando que a mayor longitud del tallos mayor reservas para el enraizamiento (Yong, Cortés y Benítez, 2008).

2.6. Importancia de la longitud y diámetro de la estaca

Lemes, Henríquez y Necchi (2010) probaron esquejes de yemas terminales, intermedias y yemas terminales con talón y encontraron que el esqueje de más vigor es el proveniente de las yemas terminales; sin embargo, no hay referencias sobre un patrón o tamaño adecuado de esqueje que garantice la mayor viabilidad y velocidad de crecimiento en el momento de la propagación.

Se ha comprobado que la deficiencia de calcio propicia la senescencia, lo cual se expresa como pérdida de clorofila y proteínas, incrementando así la degradación de las membranas y la disolución de la lámina media, las aplicaciones de calcio dirigidas a los tejidos afectados pueden estabilizar las paredes celulares y regular la permeabilidad de la membrana. La senescencia de la flor cortada está enfocada sobre tres parámetros: balance hídrico, suministro de carbohidratos y susceptibilidad al etileno del material a propagar. Del conocimiento de la relación entre estos factores depende el desarrollo de técnicas eficientes en la propagación.

Muchos expertos en propagación asexual recomiendan utilizar esquejes mayores a 8 mm de diámetro y superiores a 15 cm en longitud dependiendo de la disponibilidad de yemas, es debido a la cantidad de reservas en esa porción de tallo haciendo una relación directa con los carbohidratos (Martínez, 2008).

El efecto de la longitud de tallos en los esquejes se puede atribuir a la concentración de calcio que presenta las plantas las cuales se encuentran dentro del rango de lo adecuado y al aporte de fosfitos de Calcio/Boro. La respuesta fisiológica se debe a que el calcio actúa en la división mitótica de las células y en el crecimiento de los meristemos y también activa la calmodulina, enzima requerida para regular la división y la extensión celular en el enraizamiento. (Acosta, Tenjo, Fischer y Lasprilla, 2008).

Tallos jóvenes el tamaño puede ser variable son 20 o 25cm incluso más, se puede hacer un tratamiento hormonal o no. Antes de meterla en el suelo puedo someterla a un hormonado, la otra posibilidad es coger el tallo que tiene una polaridad, en la posición de crecimiento del tallo. Antes de ponerla en el suelo, se le machaca el extremo del tallo 1-2cm. Ese machaque lo que hace es que la planta segregue una serie de sustancias que son sustancias enraizantes. Esto favorece el enraizamiento (Cruz, Melgarejo y Romero, 2009).

2.7. Hormonas (fitohormonas) usadas para la propagación por estacas

Es importante el efecto que tiene los reguladores de crecimiento en el enraizamiento de las estacas, para ella existen diversas presentaciones comerciales ya sea en forma de polvo y líquidos. Las hormonas enraizantes son compuestos orgánicos que estimulan la actividad fisiológica de la planta, favorecen, aceleran la formación y desarrollo de las raíces.

Hernández y García (2016), señalan que las hormonas vegetales elaboradas en los meristemos apicales de los esquejes, tienen una actividad estimuladora de crecimiento y de multiplicación celular, influyendo de forma importante a la diferenciación y crecimiento de órganos nuevos ejemplo: raíces y hojas.

2.7.1. Formulaciones en polvo

La formulación en polvo contienen el regulador auxínico ácido idolbutírico (AIB), Naftalenacético (ANA) y en algunos casos ácido idolacético (AIA), a concentraciones de 0.1, al 2% según los requerimientos de las estacas en rosas. Antes de realizar el tratamiento de las estacas debemos humedecer con agua o alguna solución fungosa y sacudir ligeramente para eliminar el exceso de líquido, seguidamente se impregna la base con el preparado de la hormona se debe quitar el exceso de polvo sacudiendo ligeramente y se coloca en el banco de sustrato que es utilizado para enraizar (Chávez, Messié y Pennington, 2011).

Efecto del Ácido Alfa-naftalenacético (ANA)

Es un poderoso estimulante, para formar un mayor sistema radical en las plantas y para la propagación asexual por medio de estacas, acodos y esquejes, datos recientes indican que las aplicaciones foliares o terminales de las sustancias de crecimiento fomentan eficazmente el enraizamiento. Las raíces que surgen luego de aplicaciones foliares de los reguladores de crecimiento son de origen similar a las producidas normalmente por la planta donde activa la división celular, regula la maduración, mantiene las semillas en estado de germinación latente Chávez, et al. (2011).

- Promueve la emisión de raíces.
- Promueve la floración.
- Promueve la fructificación.
- Promueve la no caída de frutos en manzanos y perales.
- Promueve la emisión de raíces en esquejes.

2.7.2. Formulación líquida

Las formulaciones líquidas comerciales son soluciones concentradas de auxinas más activas (AIB y ANA, principalmente) que se utiliza en dos métodos distintos; remojo lento e inmersión rápida.

2.7.2.1. Inmersión lenta

Se sumerge la parte basal de los esquejes entre 1 a 3 cm en un periodo entre 6, 8, 16, 24 hasta 48 horas en una solución acuosa en concentración de 200 hasta 2000ppm, que se obtiene por dilución con agua del producto comercial según la riqueza del mismo. Durante el tratamiento los esquejes deben permanecer en condiciones de temperatura de 18 a 22° C con una humedad relativa alta y sin recibir luz directa. Generalmente los tratamientos se realizan en recipientes de vidrio y plástico. Una vez utilizada la solución no se debe volver a utilizar debido a que se puede transmitir enfermedades tales con virus, hongo o bacterias de esquejes enfermos a sanos (Arlette, 2008).

2.7.2.2. Inmersión rápida

La base de los esquejes se introduce durante 5 segundos en un volumen suficiente según el número de esquejes que se va a tratar ese día en una solución de alta concentración de 4 a 20 g/l. la solución utilizada será directamente la comercial o una dilución de la misma para obtener la concentración adecuada. No se recomienda guardar la solución sobrante de los tratamientos Chávez, et al. (2011).

2.7.3. Aplicación de hormonas

Carvalho, Haberlin, Costa, y Chang (2011) Señalan que: Los fabricantes suelen proporcionar información sobre sus productos como hay que usar para cada planta esto dependerá la especie que se va a propagar, como también que tipo de material se va a utilizar, estos pueden ser estacas, esquejes, brotes (leñosos, verde etc.) puesto que cada caso puede necesitar un porcentaje diferente de aplicación, he aquí unos cuantos ejemplos de aplicación:

- **Esquejes leñosos:** en general funcionan mejor con líquido que con polvo puesto que este puede degradarse rápidamente en el sustrato, no dando tiempo a actuar ya que los esquejes leñosos tardan más en enraizar con lo que deben sumergirse en una disolución diluida unas cuantas horas antes de plantar.

- **Esquejes verdes:** humedecer ligeramente, sumergir en polvo sacudir el exceso y plantar en un orificio previamente hecho con un palito (para que el polvo no se arrastre a la parte superior formando un anillo).

2.8. Hormonas reguladoras de crecimiento

Las hormonas vegetales controlan un gran número de sucesos, entre ellos el crecimiento de las plantas, incluyendo sus raíces, la caída de las hojas, la floración, la formación del fruto y la germinación. Una hormona interviene en varios procesos, y del mismo modo todo proceso está regulado por la acción de varias hormonas. Se establecen fenómenos de antagonismo y balance hormonal que conducen a una regulación precisa de las funciones vegetales, lo que permite solucionar el problema de la ausencia de sistema nervioso. Las hormonas ejercen sus efectos mediante complejos mecanismos moleculares, que desembocan en cambios de la expresión genética, cambios en el esqueleto, regulación de las vías metabólicas y cambio de flujos iónicos. Cruz, et al. (2009).

Bajguz y Hayat (2009), hacen una mención las hormonas vegetales regulan procesos de correlación, es decir que, recibido el estímulo en un órgano, lo amplifican, traducen y generan una respuesta en otra parte de la planta. Interactúan entre ellas por distintos mecanismos como, sinergismo, antagonismo y balance cuantitativo.

2.8.1. Auxinas

Hernández (2008), según estudios efectuados sobre la fisiología de las auxinas a mediados de la década de 1930, demostraron que éstas intervienen en actividades de la planta tan variadas como el crecimiento del tallo, la formación de raíces, la inhibición de las yemas laterales, la abscisión de las hojas, frutos y en la activación de las células del cambium. Los principales componentes como fuentes de auxinas: Ácido indolbutírico, ácido naftalenacético (ANA), ácido indolacético.

Las auxinas son un grupo de hormonas vegetales naturales que regulan muchos aspectos del desarrollo y crecimiento de plantas. La forma predominante en las plantas es el ácido indolacético (IAA), muy activo en bioensayos y presente comúnmente en concentraciones nanomolares. Otras formas naturales de auxinas son el ácido 4-cloro-indolacético (4-CIAA), ácido fenilacético (PAA), ácido indol butírico (IBA) y el ácido indol propiónico (Lugwig, Müller y Cohen., 2008)

El proceso de rizogénesis está íntimamente asociado a la división celular. Una práctica común en horticultura es aplicar auxinas para favorecer el enraizamiento de esquejes. En técnicas de cultivo de tejidos se utilizan auxinas y citoquininas para promover la división celular y la diferenciación de raíces y tallos, respectivamente. Las auxinas estimulan a la división de células localizadas en el periciclo en la zona justo arriba de la zona de elongación para provocar la formación de raíces laterales. Este fenómeno también se aplica en la formación de raíces adventicias la cual puede ocurrir en varios tejidos donde exista un grupo de células en activa división (Jordán y Casaretto, 2008)

2.8.2. Giberelinas

Hernández (2006), las gibelerinas (GAs) promueve la germinación en las semillas, induce la brotación de yemas; promueve el crecimiento de las hojas, floración, desarrollo del fruto; afecta al crecimiento de la raíz y la diferenciación. Estimulan la elongación del tallo, pero inhiben la formación de raíces adventicias; parece demostrado que impiden las divisiones precoces implicadas en la desdiferenciación inicial.

A nivel de la elongación en tallos estimulan fuertemente la división y elongación celular en la porción sub-apical de los tallos y también en el meristemo intercalar. Los mecanismos de división y elongación de la pared no están aún bien aclarados a nivel celular, pero se asume que el efecto de “soltura” de la pared celular sería diferente a la ejercida por la auxina (o reguladores de este tipo), aunque sería un efecto complementario (Jan, 2009).

La aplicación de GAs puede afectar la condición juvenil, pasando ésta a la fase adulta y viceversa. Por ejemplo, una estaca o esqueje con características juveniles inicia la formación de raíces, siendo por ello apta para la multiplicación vegetativa, mientras que con el paso a la fase adulta, esta propiedad se pierde casi totalmente. Según el tipo de especie, la aplicación de GAs puede llevar estas condiciones en un tipo determinado de explante en uno u otro sentido. De esta manera, es posible además lograr acelerar la entrada a la floración en condiciones muy tempranas sin que la planta haya completado su fase juvenil (Jordán y Casaretto, 2008).

2.8.3. Citoquininas

Las citoquininas se localizan en ambos sistemas conductores, floema y xilema y su presencia se considera como una posible señal vinculada con un déficit de nutrientes en el suelo. Experimentos con injerto de plantas han tratado de demostrar el transporte de estas

hormonas desde la raíz hacia las partes aéreas, aunque esta movilización ascendente aún no parece estar muy bien establecida (Jordán y Casaretto, 2008).

Las citoquininas permiten el desarrollo de cloroplastos (con formación de granas) en oscuridad, reemplazando parcialmente la demanda de luz. Una mayor permanencia de clorofilas activas implica para la hoja y la planta la conservación de la síntesis de proteínas y consiguiente transcripción de varios genes. Activan yemas laterales en dormancia, la sobreproducción de citoquininas resulta en una dominancia apical fuertemente reducida y en plantas la generación de internudos más cortos. En la propagación y regeneración de tejidos los efectos de las citoquininas en plantas están relacionados principalmente en la capacidad de estimular la división y la diferenciación celular junto a otros reguladores de crecimiento (auxinas). Se les utiliza en la propagación clonan de material ornamental o forestal, de calidad superior y en la regeneración masiva de plantas elite. (Jordán y Casaretto, 2008)

2.8.4. Ácido abscísico

El ácido abscísico (ABA), es un regulador terpenoide sintetizada en las hojas, tallos, raíces y frutos verdes, establece la dormancia en la semillas y otros órganos vegetales, además de ayudar al vegetal a adaptarse a la escases de agua. En un principio, se consideró erróneamente que el ABA desempeñaba un papel fundamental en la abscisión de la hoja, de ahí su nombre. Con todo, este papel ahora parece secundario. Su efecto sobre la formación de raíces adventicias es contradictorio, dependiendo de la concentración y del estado nutricional de las plantas maternas de las que se toman las estacas (Murray, 2015)

Durante los periodos de escases de agua, el ABA promueve el cierre de los estomas, evitando así una mayor pérdida de agua. Todavía no se comprende del todo la acción del ABA en las células oclusivas, pero, según parece, conlleva al menos tres rutas de transducción de señales. El hecho de que los estomas se abran o se cierren responde a un conjunto de señales medioambientales, lo cual podría explicar la complejidad del mecanismo de acción del ABA. (Murray, 2015).

2.8.5. Etileno

Murray (2015), considera el etileno es un gas de acción hormonal que genera respuestas a la tensión mecánica y también estimula las respuestas del envejecimiento, como la maduración

de los frutos y la abscisión de las hojas. La síntesis de etileno se origina por una elevada concentración de auxina, la presencia de tensión y varios fenómenos relativos al desarrollo.

El etileno también permite que la planta se adapte con éxito a los riesgos que supone el crecimiento subterráneo. Entonces, el etileno comienza una maniobra de crecimiento denominada triple respuesta, que permite al vástago o raíz apartarse o crecer rodeando el obstáculo. La presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte influencia estimulante sobre la iniciación de las raíces. Los hidratos de carbono translocados de las hojas contribuyen a la formación de las raíces, pero es probable que los efectos de las hojas promoviendo el enraizamiento se deba a otros factores más directos. Probablemente las hojas y las yemas producen unos factores de enraizamiento que estimulan la formación de raíces (Jordán y Casaretto, 2008).

Tabla 2. *Principales fitohormonas y funciones que cumplen en una planta*

Fitohormona	Lugar de formación	Proceso que activan	Proceso que inhiben
Auxinas	Meristemos, hojas y embriones.	Crecimiento en longitud y grosor de tallos. Crecimiento y maduración de frutos.	Desarrollo de ramas laterales.
Giberelinas.	Meristemos primarios, semillas en germinación.	Germinación. Alargamiento del tallo. Floración	Maduración de frutos.
Citoquininas	Meristemos.	División celular.	Letargo de semillas
Ácido abcísico	Semillas, tallos, hojas y frutos.	Abscisión de frutos. Cierre de las estomas.	Germinación.
Etileno	Frutos y hojas.	Caída de las hojas. Maduración de los frutos. Senescencia de la flor tras la fecundación.	Alargamiento de la raíz

Fuente: (Garden, 2009).

2.9. Sustrato utilizado en la propagación por esquejes

Como se puede observar el sustrato es uno de los factores que inciden decisivamente en el éxito del enraizaje de una planta. En el mundo profesional, los sustratos utilizados para enraizar esquejes están muy estudiados e incluso, se elaboran combinaciones entre ellos y lo consumen grandes volúmenes y justifica su fabricación. Pero en la agroforestería, debemos optar por aquellos más adecuados dentro nuestro medio (Pérez, 2015)

2.9.1. Características del sustrato

FAO (2013), menciona que no hay un sustrato ideal que cubra absolutamente las exigencias de las plántulas, pero se pueden diseñar mezclas artificiales que incluyan materiales abundantes de bajo costo, fácil consecución y buena calidad. Para lograrlo se deben considerar varios aspectos:

- La disponibilidad del material en el mercado.
- La posibilidad de manipularlo y de mantener características adecuadas al humedecerse.
- Su precio y el de la preparación.
- Su descomposición a lo largo del tiempo y la posibilidad de reutilización (en cultivos).
- Las características físicas: el tamaño de partículas, la porosidad y la retención de humedad.
- Las características químicas: el pH, la capacidad de intercambio de cationes, la salinidad, la relación carbono/nitrógeno y el contenido de nutrientes.
- Que esté libres de enfermedades, insectos y malezas.
- Que tenga baja densidad aparente, es decir, que sea un material liviano con alto porcentaje de espacio poroso (>80%) y un volumen de aire a capacidad de campo mayor al 20%.
- Que mantenga un volumen de agua fácilmente disponible mayor a 20%.
- Que tenga un buen drenaje y capacidad de infiltración.
- Que tenga buena cohesión entre partículas.
- Que no tenga tendencia a la compactación.
- Que alcance buen estado nutricional tanto de microelementos como de elementos mayores y tenga una acidez óptima.
- Los programas de nutrición y de sanidad vegetal.
- En caso de su utilización en mezcla, que sean fáciles de mezclar.
- Que resista los cambios del ambiente, tanto físicos como químicos.

Propiedades físicas

En general, el sustrato deberá tener una porosidad total de por lo menos 70% con base en volumen. Más importante aún es conocer como la porosidad total está repartida entre aquel espacio ocupado por agua y aire. La porosidad de aire o espacio ocupado por aire en el sustrato, es probablemente la propiedad física más importante de los sustratos empleados en la horticultura ornamental. Aunque el valor mínimo recomendado de porosidad de aire es 10%, éste realmente debe ajustarse de acuerdo a la tolerancia de las plantas a niveles bajos de aireación (Arteaga, León y Amador, 2008).

Tabla 3. *Propiedades físicas de los principales sustratos usados en la propagación asexual*

Componente	Porosidad	Velocidad De Secado	Aportación De Nutrientes	pH	Humedad
Corteza	Alta	Rápido	Pocos	Acido	Deficiente
Coco en trozos	Moderada	Moderada	Moderado (Cl, K Y Na)	Levemente Acido	Buena
Compost	Muy Baja	Lenta	Alto	Levemente Acido A Alcalino	Deficiente Muy
Serrín de turba	Moderada	Moderada	Ninguno	Muy Acido	Deficiente
Perlita	Muy Alta	Rápido	Ninguno	Alcalino Levemente Acido a	Buena
Arena	Baja	Moderada	Pocos	Alcalino	Buena
Vermiculita	Alta	Moderada	Pocos	Alcalino	Buena

Fuente: (Arteaga, León y Amador, 2008)

Propiedades Químicas

Cabrera (2008), menciona que es importante que al momento de plantar un sustrato provea no sólo un ambiente físico favorable, sino también uno químico. Por tanto, adiciones de ciertas enmiendas químicas y fertilizantes son necesarias previas a la plantación.

La mayoría de los componentes orgánicos de un sustrato son ácidos y contienen niveles bajos de nutrimentos disponibles. Se recomienda agregar una cantidad suficiente de cal dolomítica al sustrato para elevar el pH a un nivel adecuado (usualmente 5.5 a 6). Además la cal suplirá calcio y magnesio que son esenciales para un buen crecimiento radical. Estos

elementos (Ca y Mg) son retenidos (adsorbidos) por el sustrato; no son fácilmente lixiviables, por lo que quedarán disponibles a la planta por períodos largos (Latsague, Sáez y Yáñez, 2009).

Vásquez (2009), menciona que un buen medio de enraizamiento se obtiene con arena gruesa o grava fina, que debe estar limpia (aunque no necesariamente estéril) húmeda y bien aireada. Si su capacidad de retención de agua es baja se puede mejorar adicionando aserrín (no demasiado fresco), turba, vermiculita u otros materiales. En el caso de haber inicios de pudrimiento en las estacas será necesario aplicar algún fungicida al medio de enraizamiento.

Efectos de sustratos en la propagación

El sustrato es todo material sólido distinto del suelo natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico usado para enraizar plantas. Juega un rol importante en la producción de un buen sistema de raíces y además, debe ser adecuado para el ambiente de cultivo. Debe tener un pH adecuado, niveles de nutrientes suficientes, un buen drenaje y una buena retención de agua. Es importante que el sustrato para enraizar sea estable, ya que este realmente se calienta y puede quemar los esquejes recientemente enraizados. Los aditivos biológicos también juegan un rol importante en los esquejes de enraizamiento. La calidad del sustrato está en la respuesta que permite identificar un efecto favorable de las plántulas con mayor número de raíces, puesto las condiciones de aireación y movimiento del agua en el sustrato al momento de generar raíces en los esquejes. Siendo un factor importante en conjunto con las hormonas. (Ararat, Menjivar y Vélez, 2011)

2.10. Instalaciones para propagar estacas

Las instalaciones debe tener una características de un vivero con una temperatura adecuada que oscile entre 16 a 20° y esto depende de la época del año con una humedad relativa de 80% siempre debe ir de la mano la ventilación para controlar agentes biológicos como hongos que pueden afectar al material que se está propagando, para alcanzar estas condiciones se recomienda tener un techo que permita la entrada de luz normal sin generar demasiada sombra ya que reducen el crecimiento (Cuya, 2013)

Cuzco (2014), afirma que las labores culturales no deben descuidarse en ningún momento. Estas labores tienen carácter permanente y de su manejo depende mucho la calidad de las plántulas. Estas son: riego y limpieza.

2.10.1. Riego

Una vez colocadas las estacas en las fundas se procede a regar con regadera de ducha fina. La frecuencia de riego dependerá del factor climático de la zona, lo importante es que el sustrato permanezca húmedo pero no encharcado.

2.10.2. Limpieza

FAO (2012), las malezas compiten con los cultivos por los nutrientes del suelo, el agua y la luz; hospedan insectos y patógenos dañinos a las plantas de los cultivos y sus exudados de raíces y/o filtraciones de las hojas pueden ser tóxicos para las plantas cultivadas. Las malezas además interfieren con la cosecha del cultivo e incrementan los costos de tales operaciones.

2.10.3. Lugares para el enraizamiento

El enraizamiento se debe realizar en una instalación que los proteja del sol y del viento, o sea, en invernadero, cajones o túneles de plástico y se puede utilizar fundas, vasos y enraizadores para plántulas pequeñas. Las instalaciones donde se va enraizar deben tener humedad ambiente bastante elevada. Para favorecer la humedad relativa se puede blanquearse las cubiertas con cal y un poco de sal de cocina para que se adhiera más si es de cristal, y si es de plástico aplicar pintura de color blanco esto evitara el ingreso directo de los rayos hacia las plantas (Barahona, 2012).

2.10.4. Efecto de la iluminación

La intensidad luminosa en la planta madre, aumenta la producción del número de estacas, pero tiene tendencia a reducir ligeramente la capacidad de enraizamiento. Indicando que de plantas madres que han recibido luz de baja intensidad se obtienen estacas que enraízan mejor que aquellas tomadas de plantas madres desarrollado a luz intensa (Hartman, Tang, Wilkinson, Tarnopolsky, Lawrence, Fullerton y Phillips, 2008)

2.10.5. Efectos de la temperatura

Temperaturas más altas en la base de las estacas producen un aumento localizado de la respiración, lo que supuestamente lleva a una síntesis localizada de carbohidratos y a continuación a una vigorizada formación de protoplasma. Con esto, se crea la base para una mayor división celular en el área radicular y la creación de raíces adventicias. Con un rango

adecuado de temperatura, el que puede variar entre los 15 y los 26°C, no sólo se logra una mayor rapidez en la formación de raíces, sino que también se obtienen en mayor cantidad. A su vez en condiciones extremas puede provocar deshidratación y muerte de las estacas (Santelices, 2007).

2.11. Costos de producción de la rosa

Los insumos representan una parte importante dentro del costo de producción de toda actividad florícola. Su influencia en el costo está dada en función de aspectos tales como el manejo de las plantaciones, la ubicación de las fincas y el tipo de suelos de éstas. Se los puede clasificar en dos grupos básicamente, los insumos químicos y los fertilizantes, los primeros se utilizan para el control y prevención de las plagas y los segundos, para el mejoramiento de las características físicas y químicas del suelo puesto que los dos influyen directamente en el rendimiento y la calidad de la flor (Montero, 2008).

Los costos de estos son significativamente altos para las empresas, pudiendo representar hasta cerca del 10% de los costos operativos del proyecto. En la actualidad el sector productor de rosas basa el crecimiento de su segmento, que alcanza niveles del 19% anual en el manejo y desarrollo de variedades propias que al ser de nuestro medio, adquieren características muy particulares que las hacen ser muy apreciadas en los mercados internacionales (Banco Central del Ecuador, 2014).

La producción de rosas depende de factores que influyen al momento de su producción, es decir que los insumos, mano de obra e infraestructura son los que interviene en el costos directos, generalmente una planta debe producir 0.70 tallos mes, llegando a un precio por tallo sobre los 0,65 centavos de dólar en caso de alguna variación o demanda del producto en el mercado el precio puede sobre pasar un dólar. Sin embargo el costo por producir plántulas o plantín de rosas oscila sobre los 0,35 centavos de dólar llegando hasta los 0.80 centavos, esto depende de la demanda de los productores y la escala de producción (Fernández, 2016).

Según PLANTEC (2017), los costos de producción por hectárea (ha) está sobre los 25 mil dólares con un costo de producción por tallo de rosa de 0.45 centavos, sin embargo la producción de plantas para cubrir la hectárea de invernadero de rosas esta sobre 0.80 centavos por cada plántula obtenida teniendo una demanda de 70 mil plántulas aproximadamente.

2.11.1. Condiciones de cultivo de rosas en el Ecuador

Según Torres (2015), la producción y cultivo de flores se pueden lograr con la implementación bajo invernadero y directamente en el campo libre, sin embargo la rosa necesita condiciones controladas es decir, una humedad adecuada, temperatura no muy extremas y no soporta altas corrientes de viento. Entonces para su cultivo se recomienda bajo invernadero donde permita controlar estos aspectos tanto temperatura, humedad, sustrato y evitar el ingreso de viento. Durante el periodo 2010 – 2015, la condición de cultivo de mayor uso del sector florícola es la modalidad de cultivos de invernaderos, el mismo que mantiene una cantidad relativamente superior a los cultivos en campo.

La rosa es la flor más plantada en el Ecuador, dueña absoluta de la plantación en el 90% en comparación con los otros tipos de flores, presenta una variación estable con tendencia al crecimiento. En el año 2010 la superficie plantada de rosas fue de 4.263 has, registrando un ligero crecimiento de 10 has para el 2011 es decir 4.273 has. En el 2015 se incrementó la superficie de cultivo a 5.396 has registrando un incremento de 748 has de rosas con respecto al año 2014. Sin embargo, durante los años 2014 y 2015 se presentó una disminución de la producción situándose en una cantidad de 84 y 110 millones de TM, debido a que algunos de los principales países compradores como Rusia afrontaron tiempos económicos difíciles por lo que su demanda disminuyó y esto afectó directamente al sector florícola ecuatoriano (Salazar, 2018)

CAPÍTULO III

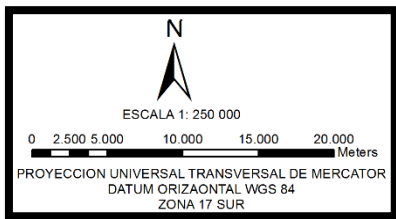
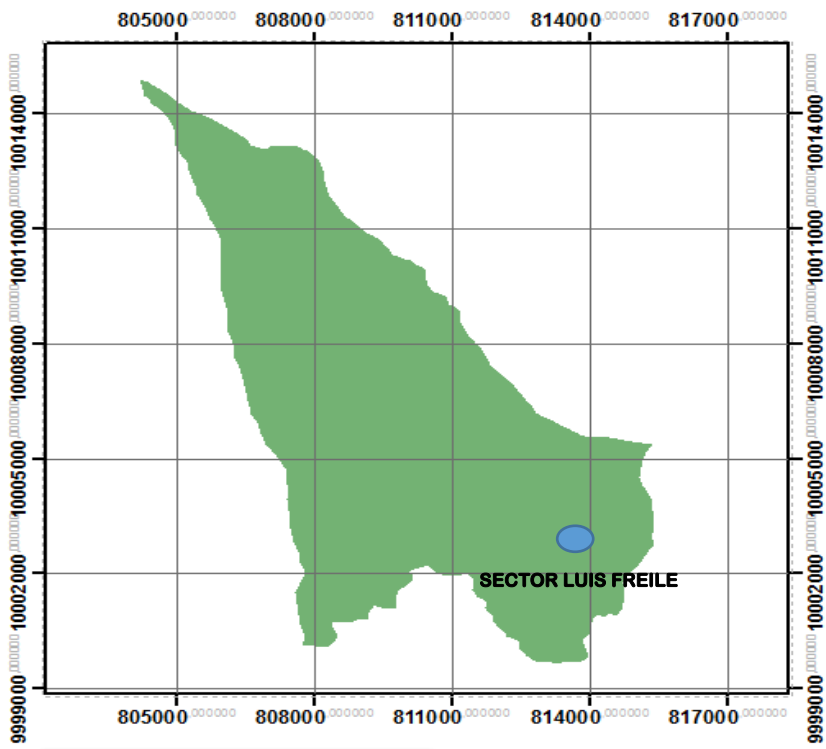
3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación y descripción del proyecto

3.1.1. Ubicación

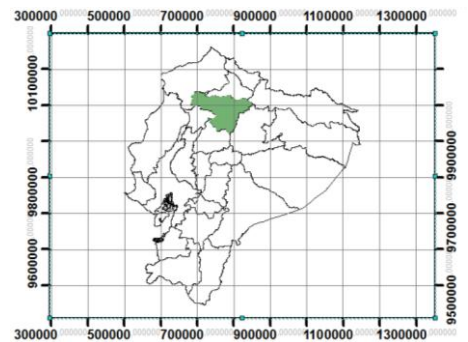
La investigación se realizó en la parroquia de Tabacundo, específicamente en la comunidad Luis Freile perteneciente al sector de Cananvalle. Ciertamente el sitio fue elegido por las mejores características agroclimáticas que aporta para el cultivo de rosa (Figura 5).

UBICACION PARROQUIAL TABACUNDO-SECTOR LUIS FREILE

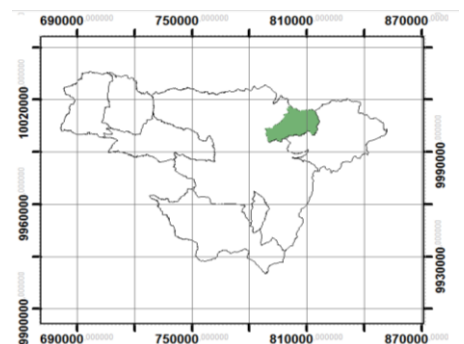


UNIVERSIDAD TECNICA DEL NORTE			
FACULTAD DE INGENIERIA EN CIENCIAS AGROPECUARIA Y AMBIENTALES			
CARRERA DE AGROPECUARIA			
TEMA: EVALUACION DE LA PROPAGACION DE ROSA (<i>Rosa spp.</i>) POR ESTACAS MEDIANTE EL USO DE ACIDO NAFTALENACETICO EN EL CANTON PEDRO MONCAYO - PICHINCHA			
Autor: Carlos Quimbamba		Director: Ing. Fernando Basantes	
Contiene: Mapa de ubicación			
Escala: 1:250.000	Fuente: IGM	Elaboración:	Lamina: 1 de 1

LOCALIZACION A NIVEL NACIONAL



LOCALIZACION A NIVEL PROVINCIAL



LOCALIZACION A NIVEL CANTONAL

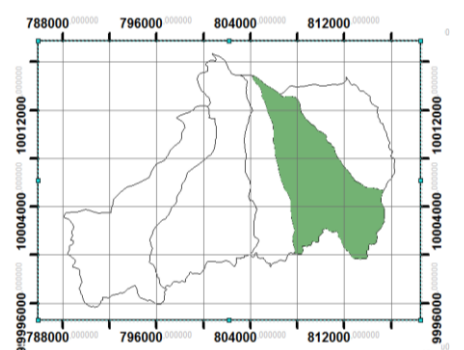


Figura 5. Ubicación de la investigación en el sector de Luis Freile de Cananvalle – Tabacundo

3.1.2. Ubicación política, geográfica y climática de la investigación

Tabla 4. Descripción de la ubicación del proyecto de tesis en Tabacundo

Descripción de la ubicación	
País:	Ecuador
Provincia:	Pichincha
Cantón:	Pedro Moncayo
Parroquia:	Tabacundo
Sector:	Cananvalle
Longitud:	80° 09006 O
Latitud:	00° 0900 N
Altitud:	2846 msnm
Clima:	templado, frio
Precipitación:	800 a 1000 mm año
Temperatura:	12 a 28° C año
Humedad relativa:	10 a 40% año

Fuente: (GAD Municipio Pedro Moncayo, 2015).

3.2. Materiales y equipos

3.2.1. Material vegetal

- Tallos de rosas variedad Freedom en producción

3.2.2. Material para el ensayo

- Hormona comercial: 500 g de Ácido Naftalenacético al 0.4%.
- Sustrato comercial: 15 sacos de 50 kg de pino compostado.
- Alcohol al 50% 1 L.
- Agua destilada 4 L.
- Cinta para medir pH.
- Regla graduada en cm.
- Calibrador pie de rey.

3.2.3. Otros materiales y herramientas

- Alambre
- Carretilla

- Clavos
- Costaneras
- Fundas plásticas
- Madera para sujetar el sarán
- Pingos de eucalipto
- Piola
- Plástico
- Rótulos de identificación
- Sarán
- Tablas
- Tiras de eucalipto
- Sierra
- Tijera podadora
- Zaranda
- Rastrillo
- Martillo
- Palas
- Barra

3.3. Metodología empleada en el proyecto

3.3.1. Diseño experimental

Para el estudio se implementó un diseño de bloques completos al azar “DBCA” con factorial (AxB) para evaluar el efecto del tiempo de inmersión entre 8, 16 y 24 horas en estacas con tres longitud desde 20, 25 y 30 cm, sobre el periodo de enraizamiento de las estacas en la obtención de plántulas de rosas.

3.3.1.1. Factores en estudio

Factor A.

Longitud de estacas en (cm)

- L₁ 20 cm
- L₂ 25 cm
- L₃ 30 cm

Factor B.

Tiempo de inmersión (horas)

- H₁ 8 horas
- H₂ 16 horas
- H₃ 24 horas

3.3.2. Características del proyecto

- Repeticiones: 3
- Tratamientos: 9
- Total de unidades experimentales: 27
- Número de estacas por unidad experimental: 50

Tabla 5. Descripción de los tratamientos en el diseño experimental

Tratamiento	Cod	Descripción
T1	L ₁ H ₁	Estacas de Freedom con 20cm en 8 horas
T2	L ₁ H ₂	Estacas de Freedom con 20cm en 16 horas
T3	L ₁ H ₃	Estacas de Freedom con 20cm en 24 horas
T4	L ₂ H ₁	Estacas de Freedom con 25cm en 8 horas
T5	L ₂ H ₂	Estacas de Freedom con 25cm en 16 horas
T6	L ₂ H ₃	Estacas de Freedom con 25cm en 24 horas
T7	L ₃ H ₁	Estacas de Freedom con 30cm en 8 horas
T8	L ₃ H ₂	Estacas de Freedom con 30cm en 16 horas
T9	L ₃ H ₃	Estacas de Freedom con 30cm en 24 horas

3.3.3. Análisis de varianza “ADEVA” de los factores en estudio

Tabla 6. Análisis de varianza a emplearse para evaluar las variables respuestas

Fuente De Variación	Grados De Libertad
Total	26
Bloques	2
Longitud de Estacas	2
Tiempo de Inmersión	2
Interacción (longitud x tiempo)	4
Error Experimental	16

Una vez hecho el análisis de varianza y al encontrar diferencias significativas en los factores o a su vez una interacción de los mismos en las variables evaluadas, se procedió a hacer un análisis mediante pruebas de rangos múltiples LSD Fisher al 5% de probabilidades, el cual permite determinar al mejor tratamiento y el comportamiento de cada factor.

3.3.4. Variables evaluadas

Las variables que se evaluaron según el objetivo calidad de plántulas en base a tiempos de inmersión y longitud de estacas son:

- Porcentaje de sobrevivencia de las estacas.
- Número de raíces por estaca.
- Longitud de raíces por estaca.
- Número de yemas activas por estacas.
- Longitud de las yemas por estaca.

Porcentaje de sobrevivencia de las estacas

Para evaluar el porcentaje de sobrevivencia, se observó a los tratamientos durante 30, 45, y 60 días después de haber sometido a las estacas en inmersión, para ello se registró el número de estacas que permanecían vivas y finalmente se relacionó con el porcentaje del total de estacas de cada tratamiento y sus repeticiones obteniendo así el porcentaje de sobrevivencia.

Número de raíces por estacas

A los 30, 45 y 60 días después de la inmersión de las estacas, se eligió al azar cuatro estacas que aún permanecían vivas en cada tratamiento, donde se verificó si había presencia de raíces y se registró el número total existentes.

Longitud de raíces por estaca

Para esta variable se utilizó a las raíces con mayor longitud de cada estaca y se midió con una regla graduada en centímetros desde donde se originó la raíz hasta su terminación, este proceso se hizo en el mismo periodo de la variable anterior. Para ello se tomó a cuatro estacas al azar en cada tratamiento.

Número de yemas activas por estaca

El número de yemas activas por estaca, se eligió a tres estacas al azar que presentaban yemas en desarrollo, hinchadas y de color rojo; se evaluó durante 30, 45 y 60 días después de realizar la inmersión de las estacas.

Longitud de las yemas por estaca

Se tomaron a tres estacas al azar en los tratamientos y sus repeticiones. Luego se midió a las yemas con mayor longitud desde el origen hasta su ápice. Para ello se utilizó una regla graduada en centímetro. Este proceso se realizó a los 30, 45 y 60 días posteriores a la inmersión en ANA de las estacas.

3.3.5. Análisis de costos de producción

Para Mankiw (2004), el costo es el valor de todo aquello a lo que debe renunciar un vendedor para producir un bien. Para Bishop y Toussaint (1991) los costos se refieren a los gastos realizados por unidad de producto (costo medio) o una determinada cantidad de producto (costo total).

Para ello se realizó un análisis económico con los costos de producción donde intervinieron los costos variables o directos, denominados así ya que estos fueron aquellos que intervinieron directamente, para la producción en sí. Aquí estuvieron presentes rubros como insumos y mano de obra directa.

Además se hizo un análisis de los ingresos por ventas de las plántulas el cual ayudó para verificar si hubo beneficio. Para ello se empleó el indicador beneficio/costo, donde se dividen los ingresos generados por la venta de las plántulas para los egresos en los costos de producción, también se realizó el beneficio del experimento restando los ingresos menos los egresos.

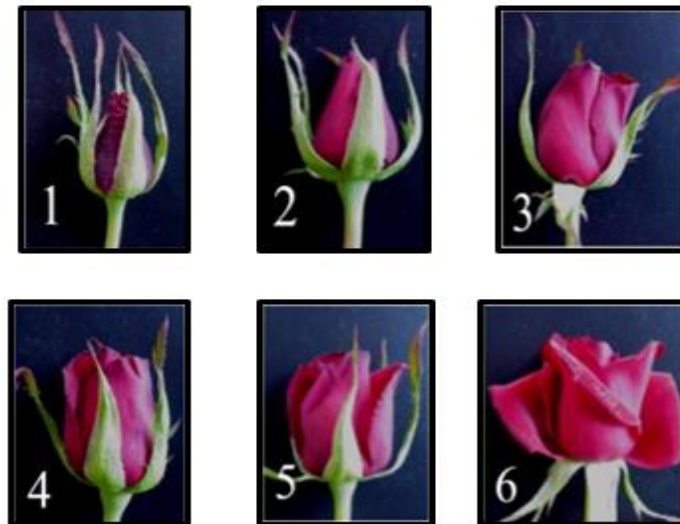
3.4. Manejo específico del proyecto

3.4.1. Selección del material vegetal.

El material vegetal que se utilizó en esta investigación fueron tallos de rosas de la variedad Freedom. Estos tallos tuvieron una longitud de mayor a los 40 cm y un diámetro sobre los 8 mm; este material estuvo sano y libre de enfermedades.

3.4.2. Corte y recolección.

El corte se refiere al momento que se corta el tallo con flor de la planta. La flor permite obtener tallos de la misma edad, pues su apertura y desprendimiento de pétalos garantiza la madurez fisiológica. Para la investigación se cortó tallos con flor las cuales tenían entre 3 a 4 pétalos desprendidos como se muestra en el literal 6 Figura 6. Se necesitó para la investigación aproximadamente 1350 tallos.



1. Punto rayando color edad 10 semanas
2. Punto 0.5 edad 10 semanas y 4 días
3. Punto 1 edad 11 semanas
4. Punto 1.5 edad 11 semanas y 1 días
5. Punto 2 edad 11 semanas y 2 días
6. Punto 3 y más edad 11 semanas y 4 días

Figura 6. Edad del tallo y punto de corte de la flor

Los tallos fueron obtenidos de la zona de producción conocido también como (tercer tercio) Figura 7. Una vez seleccionados los tallos con flor, estos fueron cortados con una tijera dejando unos 20 cm de longitud desde la base del origen del tallo, el corte fue en bisel a 45 grados con la punta en dirección de la yema.



Figura 7. Estructura de la planta del cultivo de Rosa

La recolección de los tallos se hizo en una malla de plástico el cual permite colocar hasta 30 tallos. Esto permite transportar a cualquier lugar y además facilita una hidratación eficiente de todos los tallos evitando problemas de deshidratación y maltrato.

3.4.3. Transporte de los tallos.

Los tallos cortados en campo se colocaron en mallas de plástico, luego en recipientes para hidratar hasta completar el número necesario para la investigación. Luego de finalizar la recolección se trasladaron al sitio donde se instaló la investigación, el tiempo de transporte necesario fue de 15 minutos, donde también se colocaron recipientes con agua libre de cloro.

3.4.4. Corte de las estacas.

El corte de las estacas para los tratamientos se lo hizo en forma transversal al tallo con longitudes desde 20, 25 y 30 cm, observando que tengan un mínimo de tres yemas por estaca, el corte fue de la parte media del tallo siendo ahí donde se encuentran las yemas productivas como se observar en la Figura 8. Luego de conformar las estacas con las longitudes fueron sometidas a inmersión en hormonas a base de Ácido Naftalenacético (ANA) como fuente de auxinas durante 8, 16 y 24 horas.



Figura 8. Zona del tallo donde se encuentran las yemas productivas

3.4.5. Preparación de sustrato

Se utilizó un sustrato comercial con presentaciones de 50 kg y fueron necesarios 15 sacos. El sustrato fue a base de corteza de pino compostado, que además es utilizado para otras

especies. El producto garantizaba una aireación eficiente, una humedad adecuada y un contenido nutricional apropiado libre de patógenos, estos aspectos facilitaron el desarrollo de las raíces en las estacas de rosas.

3.4.6. *Enfundado del sustrato*

Se empleó fundas de polietileno color negro con medidas de 4x6 pulgadas propias para la propagación de estacas, estas fueron llenados con el sustrato con una cantidad promedio de 500 gr por funda (Figura 9). Al momento de enfundar el sustrato se tuvo que evitar la formación de bolsas de aire sobre todo en el fondo y centro de la funda. Se realizó una hidratación previa al sustrato para que adquiriera la humedad adecuada antes de trasplantar las estacas.



Figura 9. Enfundado del sustrato de pino compostado en fundas de vivero.

3.4.7. *Preparación de los enraizantes (fitohormonas)*

Se utilizó una hormona comercial el cual contenía el 0.4% de Acido Alfa Naftalenacético (ANA) como fuente de auxinas y 99.4% de aditivos. Para el ensayo se preparó una dosis de (1 parte del producto en 30 partes de agua) donde se hizo una solución con 500 g en 15 litros de agua con una concentración de 30 g/L del producto, obteniendo una solución total de 15.21 litros que contenía 131 ppm de ANA. Para la inmersión de 8, 16 y 24 horas de las estacas se sumergió 2.5 cm de la base de cada estaca en la solución.

3.4.8. *Instalación del ensayo*

Se construyó un pequeño invernadero con una dimensión de 7 m de ancho y 10 m de largo y una altura de 3 m en la parte media, esto es para obtener una caída en caso de lluvia. Luego de realizarse la inmersión de las estacas, se colocaron en las fundas con sustrato que se hidrataron previamente. La profundidad de la estaca en el sustrato fue de 10 cm. Finalmente se ubicó las estacas de acuerdo a la distribución de los tratamientos con el diseño de bloques completos al azar. Además se colocó los identificativos con los códigos de cada tratamiento.

3.4.9. *Riego*

El riego se realizó periódicamente de acuerdo a las necesidades que se presentaron en las fundas con las estacas, efectuándolos en las mañanas y en las tardes. Para ello se empleó una manguera y regadera de acuerdo a la disponibilidad de agua que se tuvo en el instante.

3.4.10. *Labores culturales*

Limpieza

La limpieza de malezas se efectuó manualmente con el objetivo de evitar daños en las fundas, competencia por humedad y nutrientes; las malezas fueron eliminadas en general de todo el sitio de la investigación, como una manera de evitar la presencia de agentes bióticos sean plagas o enfermedades. Conjuntamente con la limpieza se monitoreó la humedad y alguna presencia de hongos, finalmente se aplicó fungicidas para evitar daños en los tratamientos.

CAPÍTULO IV

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La propagación de rosas en forma asexual es una alternativa para mejorar la producción de la misma, la diferencia está en los métodos que se empleen. Los resultados obtenidos permitieron identificar efectos positivos y negativos en la calidad de plántulas con las siguientes variables en estudio.

4.1. Calidad de plántulas de rosa en base a tiempos de inmersión y longitud de estacas

4.1.1. Porcentaje de sobrevivencia de estacas

El análisis de varianza indicó que existe interacción entre longitud de estacas con tiempo de inmersión ($F= 5.15$; $GL= 4.52$; $p= 0.0014$), además existe significancia en días después de la inmersión ($F= 56.40$; $GL= 2.52$; $p= <0.0001$) así como se muestra en la Tabla 7.

Tabla 7. ADEVA del porcentaje de sobrevivencia de las estacas en los tratamientos días después de la inmersión en hormona de ANA

F.V.	SC	GL	F-Valor	p- Valor
Total	30008.89	26.52		
Días	16377.19	2.52	56.40	<0.0001
Longitud de estacas	882.67	2.52	3.04	0.0564
Tiempo de inmersión	128.3	2.52	0.44	0.6453
Días x Longitud	125.93	4.52	0.22	0.9279
Días x Tiempo	50.96	4.52	0.09	0.9859
Longitud x Tiempo	2989.04	4.52	5.15	0.0014
Días x Longitud x Tiempo	622.81	8.52	0.54	0.8238
Error Experimental	8832	54.52		

FV: fuente de variación SC: suma de cuadrados GL: grados de libertad p- valor= Valor de p para significancia al 5%

Para ello se realizó la prueba de rangos múltiples LSD Fisher al 5% para días después de la inmersión de las estacas y la interacción entre longitud por tiempo y su efecto en el porcentaje de sobrevivencia de las estacas, determinando los mejores tratamientos en cuanto a la sobrevivencia.

Porcentaje de sobrevivencia días después de la inmersión

En general el porcentaje de sobrevivencia días después de haberse realizado la inmersión hubo una tendencia a aumentar la tasa de estacas muertas. Durante los primeros 30 días hubo un 67.33% de sobrevivencia, en los 45 días ese porcentaje disminuye llegando a 49.04% y finalmente a los 60 días terminó con un promedio de 32.52% de sobrevivencia (Figura 11).

La tasa de estacas muertas durante la investigación puede deberse a un factor hormonal que es producida por la presencia de auxinas, la cual estimula al tejido de la estaca la producción de etileno. Los factores externos como las heridas mecánicas y el estrés ambiental provocan la aparición de etileno, el cual produce la muerte de las estacas durante el enraizamiento cambiando de color verde a café oscuro en los tallos (Figura 10)



Figura 10. Muerte de las estacas por efecto del etileno

Chávez, et al. (2011) concuerdan con lo expuesto, también explican que los factores de estrés en las estacas producen etileno y eso se debe a que los tejidos y las células que tienen un daño externo, en su afán de restablecer producen etileno. Sin embargo en combinación con las auxinas la producción de etileno aumenta y este colapso produce la muerte lenta de las estacas.

Ante esto Sánchez (2011) que ha trabajado en la propagación por estacas del pimentero (*Piper nigrum* L.), pues obtuvo el mayor porcentaje de sobrevivencia con un 83 a 85% al usar productos enraizantes con un contenido de 0.4% de ANA. Creyendo que la sobrevivencia se debe a factores internos y externos como: a) el balance hídrico, b) la reserva de carbohidratos presentes y c) la producción de etileno en combinación con otras hormonas.

Mientras que los resultados que se obtuvieron en esta investigación son similares con los de Otahola y Vidal (2010), ellos evaluaron la propagación asexual en esquejes de pasifloras. Es similar porque emplearon productos enraizantes con 0.4 % de ANA, obteniendo resultados de un 72% de sobrevivencia en las primeras semanas y al finalizar ellos obtienen un promedio de 41% de estacas vivas. Sacan la conclusión que durante el enraizamiento los procesos bioquímicos que sufren las estacas son las causantes de la mortalidad.

Truemen y Adkins (2013), también creen que es un hecho común de la mayoría de las especies, ya que la presencia del etileno simplemente es la respuesta al estrés que se produce luego de una herida o simplemente a la madurez fisiológica, el proceso en la propagación asexual tiene el mismo efecto pues es perjudicial cuando se combina con ANA en altas concentraciones lo cual puede generar raíces adventicias o simplemente la muerte.

En cambio Rolón (2012), cree más bien, que es un hecho del mal manejo durante la propagación asexual y recomienda hacer protocolos de la concentración hormonal pues a mayor concentración menor número de sobrevivencia o también puede ser el tipo de hormona empleado con su presentación sea polvo o líquido.

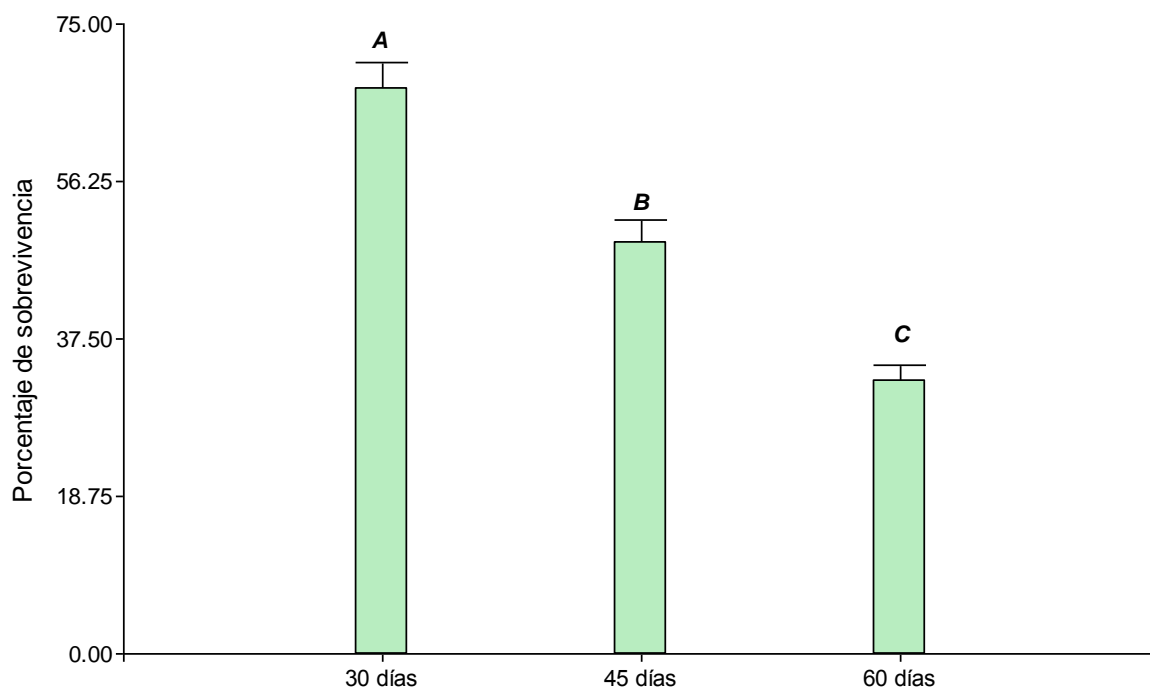


Figura 11. Porcentaje de sobrevivencia de las estacas días después de la inmersión en ANA.

Porcentaje de sobrevivencia del efecto entre la longitud de estacas y tiempo de inmersión

La Figura 12, muestra la interacción que existe entre las longitudes de las estacas y el tiempo que permanecieron en inmersión con efecto en la sobrevivencia. Existiendo mayor porcentaje de sobrevivencia en el grupo de 25 cm con 16 y 24 horas de inmersión y a su vez el grupo de 30 cm en 8 horas con promedios superiores a 55% de sobrevivencia. Mientras que los demás grupos al compartir rangos estadísticos son similares con promedios inferiores al 50 %.

La calidad en función al porcentaje de sobrevivencia en este método de propagación es más eficiente al utilizar estacas con 25 y 30 cm con un buen efecto en productos enraizantes al dejar en inmersión durante 16 y 24 horas si utiliza estacas de 25 cm y basta con 8 horas en las estacas de 30 cm. Es decir que con estas longitudes y los tiempos de inmersión, las estacas absorben la cantidad necesaria de auxinas para generar raíces y sobrevivir.

A diferencia de la muerte por la producción de etileno, cuando es producido en las cantidades necesarias ayuda a la senescencia de las células maduras en el xilema, induce el crecimiento de los pelos radiculares aumentando la eficacia de la absorción del agua y de los minerales.

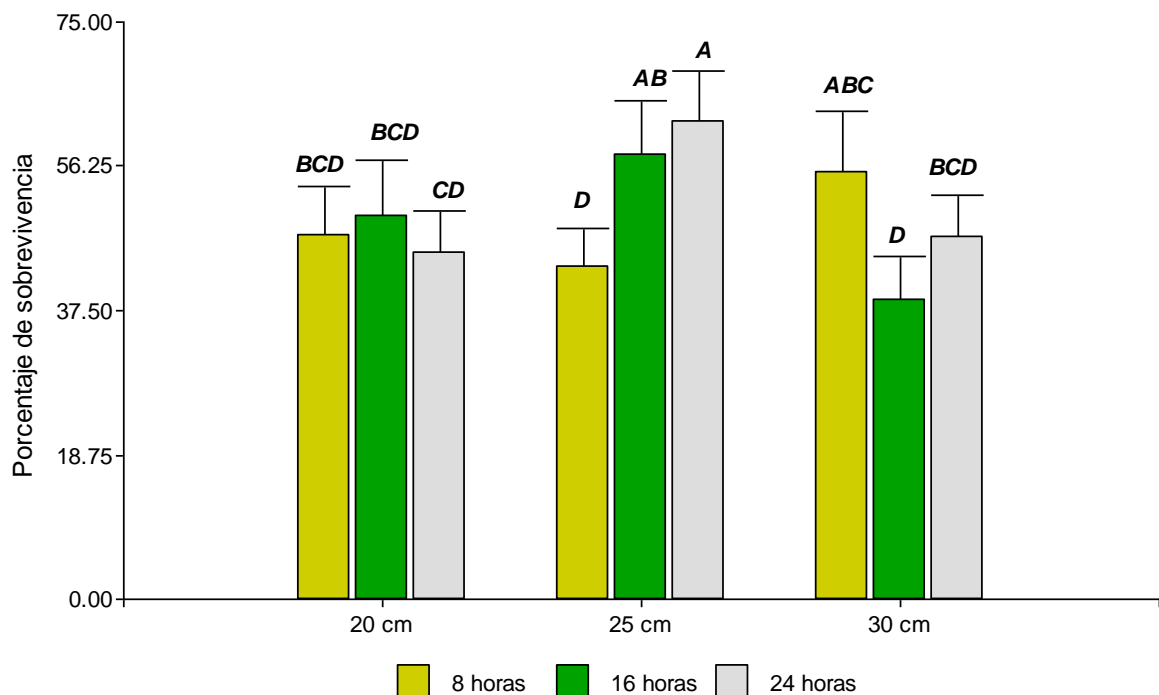


Figura 12. Porcentaje de sobrevivencia de las estacas en el efecto entre longitudes y tiempos de inmersiones en ANA.

Ante lo expuesto Oliva y López (2008), creen que a mayor longitud de los esquejes mayor garantía de sobrevivencia. Pues afirman que a mayor longitud mayor contenido de carbohidratos de reserva. También Hartmann et al. (2008) asegura que la capacidad para regenerar y dar origen a una nueva planta mediante una porción de raíz, tallo, etc; depende de cada especie, tomando en cuenta que a mayor longitud y diámetro de estacas hay mayor porcentaje de sobrevivencia.

Según los resultados obtenidos en la presente investigación no se corrobora esta afirmación, puesto que se obtuvo dos longitudes diferentes de 25 y 30 cm y tiempo de inmersión desiguales. Esto quiere decir que una mayor longitud de estacas no garantiza una mayor sobrevivencia en comparación con una de menor longitud de estacas.

Por otro lado, Lligüín y Fuentes (2015) hablan del proceso fotosintético en el enraizamiento al emplear reproducción asexual. Ellos recomiendan dejar hojas en las estacas con el objetivo de seguir con la función normal de la fotosíntesis, respiración y transpiración. Así mismo, Yong, et al. (2008) mencionan sobre los fotosintatos en hojas y tallo, siendo fundamentales para la totipotencia y diferenciación celular al momento de generar raíces de cualquier porción de una planta, demostrando que existen reservas para el enraizamiento.

Las hojas en la propagación asexual ayuda a regular el proceso hormonal mediante las funciones básicas de una planta. Es por eso que si se conservó hojas en las estacas en esta investigación más no se consideró el efecto de la presencia del mismo (Figura 13).



Figura 13. Presencia de hojas en las estacas para el enraizamiento

4.1.2. Número de raíces por estaca

El ADEVA de número de raíces presentes por estacas presentó una interacción entre días después de la inmersión, longitud de las estacas y tiempo de inmersión ($F= 62.4$; $GL= 8.29$; $p < 0.0001$) (Tabla 8).

Tabla 8. ADEVA del número de raíces por estacas presentes en los tratamientos días después de la inmersión en hormona de ANA

F.V.	SC	GL	F-Valor	p- Valor
Total	115134.31	26.29		
Días	107108.35	2.29	7448.47	<0.0001
Longitud de estacas	33.46	2.29	2.33	0.0994
Tiempo de inmersión	59.56	2.29	4.14	0.0168
Días x Longitud	329.85	4.29	11.47	<0.0001
Días x Tiempo	120.26	4.29	4.18	0.0026
Longitud x Tiempo	1758.37	4.29	61.14	<0.0001
Días x Longitud x Tiempo	3589.04	8.29	62.40	<0.0001
Error Experimental	2135.42	54.29		

FV: fuente de variación SC: suma de cuadrados GL: grados de libertad p- valor= Valor de p para significancia al 5%

Se realizó pruebas de rangos múltiples LSD Fisher al 5% en la interacción entre días después de inmersión en ANA, diferentes longitudes y diferentes tiempos de inmersión.

A los 30 días después de la inmersión no hubo presencia de raíces. Este efecto puede deberse al producto que se utilizó como enraizante, pues cumple dos funciones una ayuda a prolongar la sobrevivencia de las estacas aproximadamente de 30 días cuando son cortadas de la planta y en la propagación ayuda a general raíces con mayor rapidez a lo normal. En los 45 días se pudo observar raíces aproximadamente un promedio de 2.07 raíces y a los 60 días aumento y llegó a 39.56 raíces (Figura 14).



Figura 14. Número de raíces por estacas a los 45 y 60 días

A los 45 días todos los tratamientos son similares pues comparten rangos estadísticos (Figura 15). Aquí no se muestra diferencia en cuanto a número de raíces y esto puede deberse al contenido de auxinas del producto empleado, ya que se utilizó 131 ppm de ANA en todos los tratamientos.

Mientras que a los 60 días se pudo observar las diferencias en cuanto al tiempo de inmersión. El mejor tratamiento con mayor número de raíces fue el grupo de estacas con 30 cm en 16 horas de inmersión con un promedio de 52.58 raíces. A diferencia del segundo mejor tratamiento que está conformado por estacas de 20 cm en 24 horas y un promedio de 50 raíces. Es evidente que en este periodo la calidad en función al número de raíces no depende de la longitud y su contenido de carbohidratos de reserva, sino más bien del tiempo óptimo de absorción de las estacas (Figura 15).

El número de raíces en una planta normal depende de la presencia de auxinas, el mismo principio aplica en la propagación asexual. Donde a mayor presencia de auxinas por la absorción mayor número de raíces como ocurrió en las estacas de 30 cm con 16 horas de inmersión a diferencia de las estacas de 20 cm en 8 horas que son las que menos raíces presentaron.

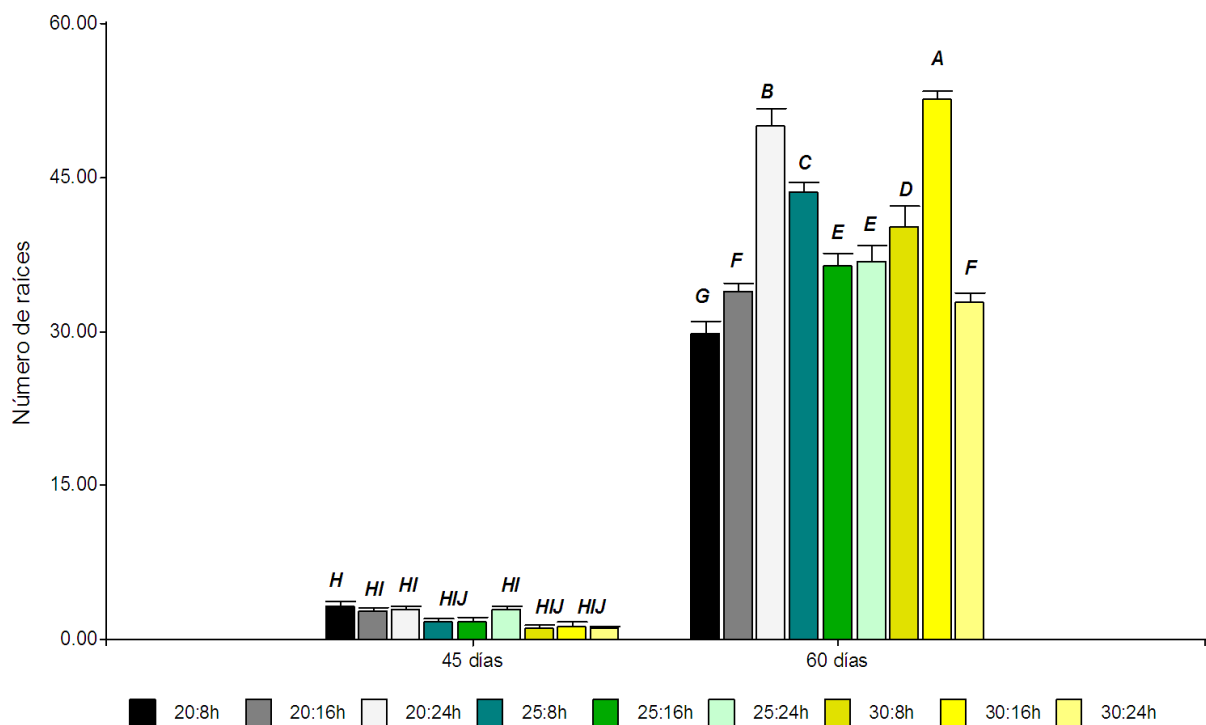


Figura 15. Interacción entre días después de la inmersión en ANA, longitud de las estacas y tiempos de inmersión con efecto en el número de raíces por estaca.

Se cree que las auxinas son importantes en la aparición de raíces y longitud. Por lo que Vásquez (2013), manifiesta el rol principal de las auxinas pues son responsables de la iniciación y crecimiento de las raíces, es por eso que se recomienda el empleo en la mayor parte de los medios de enraizamiento.

Con lo antes mencionado López et al. (2008) creen que aparte de las auxinas, la aparición y formación de raíces depende de factores como: el material genético utilizado, edad del cultivo, nutrición, sustrato e incluso la época del año. Es por eso que en esta investigación se utilizaron tallos de la misma edad del mismo lote, se eligió a esta variedad por su resistencia a condiciones climáticas extremas, se utilizó el mismo sustrato y la misma hormona para todas las estacas. Con el objetivo de no tener variaciones que afecten la investigación.

Es por eso que los resultados que se dieron tienen similitud con Betancur et al. (2015), ellos en las primeras semanas de igual forma no tienen raíces en la propagación de ciruelos, pero a los 50 días ya observaron con un promedio de 3 a 4 raíces por esqueje esto es similar a los 45 días con esta investigación. Mientras que finaliza con un promedio de 35.7 raíces por estaca, en esta investigación su promedio es superior a 52 raíces.

También es similar con Moratinos, Flores, Gómez y Ramírez (2008) en *Malpighia glabra* L. donde a los 60 días ellos observaron 48.9 raíces por estaca. Ellos también emplearon productos enraizantes a base de ANA con una concentración de 100 y 200 ppm. Aparte de lo mencionado cree que también depende de la especie para generar raíces.

Por otro lado Hernández (2008) habla sobre el poco número de raíces formadas al inicio. Cree que este efecto puede deberse al tipo de material que se utilizó y el medio del sustrato donde se enraíza. La consistencia de las estacas en esta investigación fue semileñoso, pues en rosas este tipo de material tiene más facilidad de generar raíces. Además la aparición de callos no significó que de origen a raíces, sino más bien es un mecanismo de protección.

A diferencia de Seran y Umadevi (2011) mediante el uso de un laboratorio, se puede propagar cualquier tipo porción de plantas y no necesariamente debe presentar una madurez fisiológica ni usar mucho material vegetal. Este proceso es conocido como biotecnología, aquí se puede controlar todos los medios físicos y químicos posibles para no tener variaciones.

4.1.3. Longitud de raíces por estaca

Según el ADEVA para la longitud de las raíces se ha encontrado interacción entre días después de realizar la inmersión en ANA, longitud de estacas y tiempo de inmersión ($F=6.26$; $GL=8.29$; $p < 0.0001$) como se muestra en la Tabla 9.

Tabla 9. ADEVA de la longitud de raíces de los tratamientos con diferentes longitudes de estacas y tiempos de inmersión días después de realizar la inmersión en ANA

F.V.	SC	GL	F-Valor	p- Valor
Total	2080.08	26.29		
Días	1830.82	2.29	1560.23	<0.0001
Longitud de estacas	5.63	2.29	4.80	0.0089
Tiempo de inmersión	9.84	2.29	8.38	0.0003
Días x Longitud	10.46	4.29	4.46	0.0016
Días x Tiempo	16	4.29	6.82	<0.0001
Longitud x Tiempo	3.7	4.29	1.58	0.1803
Días x Longitud x Tiempo	29.39	8.29	6.26	<0.0001
Error Experimental	174.25	54.29		

FV: fuente de variación SC: suma de cuadrados GL: grados de libertad p- valor= Valor de p para significancia al 5%

Con la prueba de rangos múltiples LSD Fisher al 5%, se pudo determinar el mejor tratamiento en la interacción entre días después de la inmersión en ANA, tres longitudes de estacas y tres tiempos de inmersión.

En los 45 días la longitud de las raíces es mínima, ya que a los 30 días no se observó. El promedio a los 45 días fue de 1.49 cm en todos los tratamientos, pues su desarrollo fue mínimo (Figura 14). Al igual que la variable anterior Vásquez (2013) citó que las auxinas ayudan a la longitud de las raíces, pero también depende de los nutrientes presentes en el sustrato. A diferencia de los 60 días que hubo un aumento considerable en la longitud con un promedio general de 5.62 cm. Es por eso que se utilizó un solo sustrato para todos los tratamientos, la cual estaba compuesto por pino compostado con una fertilización base (Anexo 2).

En la Figura 16 muestra que en los 45 días sobresalen tres tratamientos ya que comparten rangos estadísticos pues su comportamiento en esta variable es similar. Estacas de 20 cm en 8 horas, estacas de 25 cm en 8 horas y estacas de 25 en 24 horas con promedios entre 1.75 a 2.33 cm siendo los mejores, a diferencia de los demás. Este promedio puede deberse a los procesos

químicos y biológicos, que suceden cuando las auxinas empiezan actual en función de la división celular en las raíces y su alargamiento.

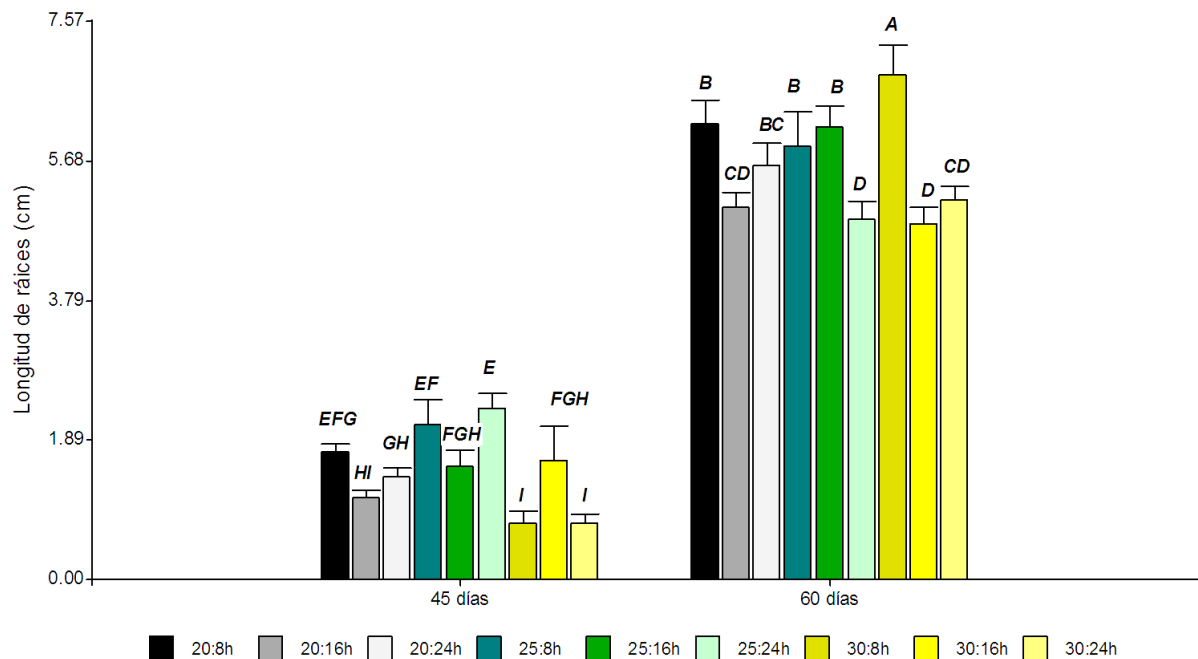


Figura 16. Interacción entre días después de realizar la inmersión en ANA, diferentes longitudes de estacas y tiempos de inmersión con efecto en la longitud de raicé.

A los 60 días el tratamiento que sobresale de los demás como el promedio más alto son las estacas de 30 cm en 8 horas de inmersión con un promedio de 6.85 cm. Sin embargo tratamiento con un estándar medio en longitud de raíces están las estacas de 20 cm con 8 y 24 horas; estacas de 25 cm con 8 y 16 horas. Los cuales presentaron promedios entre 5.61 a 6.18 cm respectivamente. Finalmente los tratamientos que menos longitud de raíces presentaron son estacas de 20 cm con 16 horas; estacas de 25 cm con 24 horas y estacas de 30 cm con 16 y 24 horas con promedio entre 4.83 a 5.15 cm.

Es claro que para tener mayor longitud de raíces hasta los 60 días se necesita longitud de estacas de 30 cm y basta con 8 horas de inmersión. A diferencia de los demás el producto hormonal hace cumplir funciones específicas con la división celular de las zonas de crecimiento de las estacas, en este caso las raíces y las yemas. La raíz crece inicialmente en longitud debido a la actividad del meristemo apical, el proceso mediante el cual el meristemo da origen a células hijas y así consecutivamente.

Pinto, Alvarado y Álvarez (2012), tuvieron longitudes similares a los 60 días, donde ellos tuvieron promedio entre 6.4 y 7.7 cm de raíces en *Arracacia xanthorrhiza* esto fue a las ochos semanas aproximadamente 56 días. Al aplicar auxinas en la propagación asexual se busca acortar el tiempo de una estaca en generar raíces. Sin embargo después de un tiempo las auxinas aplicadas desaparecen, más bien su aumento en longitud ahora depende de la nutrición que se le dé y es por eso que se recomienda el transplante.

También los resultados de Ramos, Guerrero, López y Juárez (2009), son similares a los 45 días, ya que ellos obtuvieron 3.9 cm de longitud de raíces a los 40 días en *Chlorophora tinctoria*. Ellos mencionan que en las primeras semanas todos los tratamientos van a ser iguales o similares, pues tienen el mismo periodo de aplicación del producto hormonal independientemente del tipo de fuente de auxinas.

Santelices y García (2008) más bien creen, que la longitud si tiene que ver por efecto de las auxinas desde el inicio hasta cuando se le considere con vida la planta. Las auxinas dentro del proceso fisiológico interno, necesita de la combinación con elementos químicos como el fosforo en el proceso de ATP que está presente en la fotosíntesis. Los nutrientes productos de la fotosíntesis también son administrados a la raíz conjunto con las auxinas.

Salas, et al. (2009), en cambio recomienda administrar soluciones nutritivas, con el objetivo de generar mayor número y longitud de raíces uniformes. Ya que ellos en *Malpighia glabra L.* a los 60 días tuvo 6,64 cm de longitud en sus estacas. A diferencia de los que no tenían solución nutritiva pues presentaron una menos de 6 cm y otras más de 8 cm.

Latsague, et al. (2009), reafirma lo expuesto, ya que en la propagación por estacas de *Eucryphia glutinosa* al ser tratados con ANA independientemente de la concentración ayuda a generar más rápido las raíces, siendo más efectivo si se sigue administrando conjuntamente con una solución nutritiva al ANA.

4.1.4. Número de yemas activas por estaca

El análisis de varianza (ADEVA) del efecto entre las longitudes de estacas y tiempos de inmersión sobre las yemas activas por estacas, días después de la inmersión mostró una interacción entre días después de la inmersión y tiempos de inmersión ($F=3.08$; $GL= 4.19$; $p= 0.0482$) (Tabla 10).

Tabla 10. Análisis de varianza (ADEVA) del número de yemas activas por estacas días después de la inmersión, diferentes longitud de estacas y tiempos de inmersión en ANA.

F.V.	SC	GL	F-Valor	p- Valor
Total	37.63	26.19		
Días	7.78	2.19	56.90	<0.0001
Longitud de estacas	0.53	2.19	1.93	0.1480
Tiempo de inmersión	0.19	2.19	0.71	0.4925
Días x Longitud	0.06	4.19	0.24	0.7893
Días x Tiempo	0.84	4.19	3.08	0.0482
Longitud x Tiempo	0.36	4.19	0.66	0.6205
Días x Longitud x Tiempo	0.77	8.19	1.40	0.2339
Error Experimental	27.08	54.19		

FV: fuente de variación SC: suma de cuadrados GL: grados de libertad p- valor= Valor de p para significancia al 5%

La prueba de rangos múltiples LSD Fisher al 5% en la interacción entre días después de la inmersión y tiempos de inmersión de las estacas con efecto en el número de yemas activas, mostró los siguientes resultados.

A los 30 días el número de yemas activas es igual para todos los tiempos de inmersión con promedios de 1.72 (Figura 17). Mientras que a los 45 y 60 días el mayor número de yemas activas está presente en estacas que tuvieron 24 horas de inmersión con un promedio de 2.19 yemas. En el mismo periodo las estacas que estuvieron en 8 y 16 horas de inmersión tuvieron igual número de yemas activas con un promedio de 2 yemas (Figura 18).



Figura 17. Yemas activas a los 30 días

La presencia de auxinas estimula el crecimiento apical de toda planta, es decir activa las células meristemáticas de las yemas, en un trabajo conjunto de la citoquininas. Las citoquininas se originan en las yemas, a través del xilema llegan a las raíces con sustancias que permiten mantener joven a las plantas promoviendo el crecimiento y la división celular.

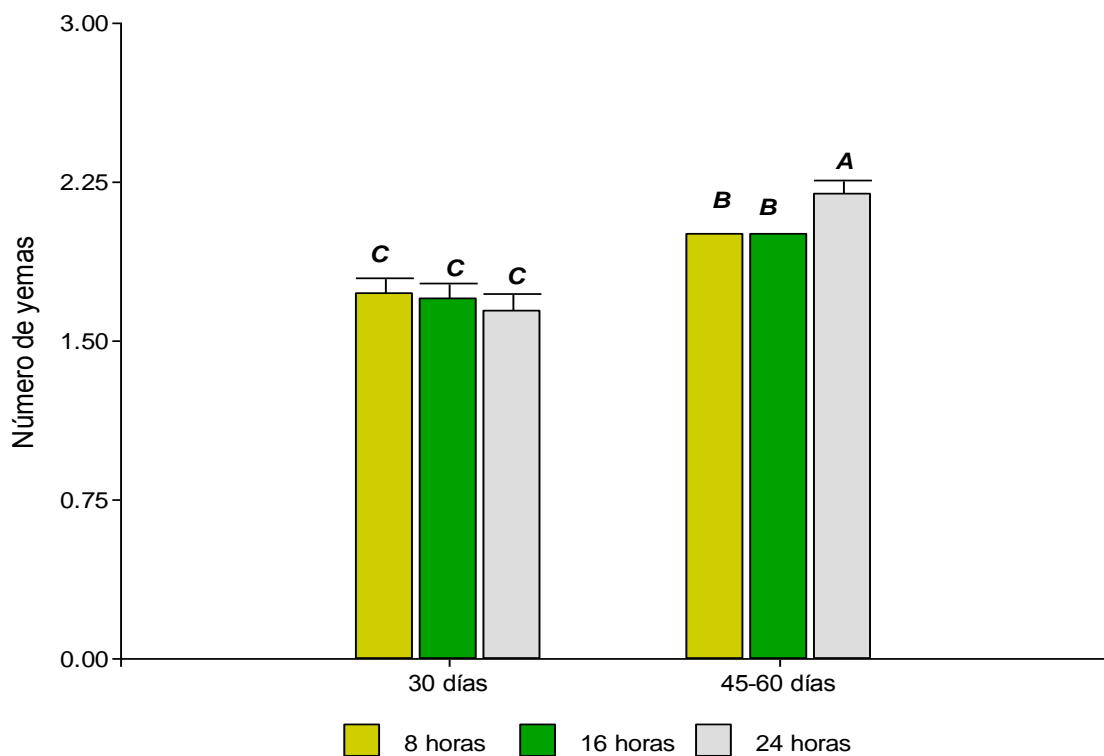


Figura 18. Efecto de la interacción entre días después de realizar la inmersión en ANA y tiempos de inmersión de las estacas sobre el número de yemas activas.

Los resultados son similares a los obtenidos por Gallardo, Freire, García, Pérez, González y León (2008) al evaluar el número de yemas activas por semanas en *Guadua angustifolia Kunth* mismas que fueron tratadas con ANA. En las primeras cuatro semanas las yemas activas fueron de 1.5 a 2 yemas. El cual es comparable con esta investigación a los 30 días.

Asimismo Anchaly (2011) cita que al usar ANA con fuente de auxinas aumento el número de yemas activas por cada tratamiento en la propagación de *Rubus ulmifolius* con una efectividad del 78.9 % es decir que de cada 6 yemas se activaron entre 4 a 5 yemas. Esto es debido a la aplicación de auxinas con efecto en las yemas, pues también las auxinas generan raíces y la presencia de las mismas promueven la formación de citocininas las encargadas del desarrollo y activación de yemas.

Lligüín y Fuentes (2015) confirma lo espuesto, ya que ellos al propagar *Rubus glaucus* tambien tuvieron resultados similares con un número de 1.1 yemas activas en las primeras semanas. A los 70 días observaron hasta 5 yemas por cada estaca tratadas con auxinas. Sin embargo Pérez (2015) no tuvo un efecto significativo en cuento al número de yemas activas, pese a ser estacas del mismo género *Rubus fruticosus* al ser aplicadas ANA pues la yemas no sobre pasaron de 2.1 yemas activas hasta los 70 días.

4.1.5. Longitud del brote de las yemas por estaca

En la Tabla 11, según el análisis de varianza se encontró una interacción entre días después de la inmersión, longitud de estacas y tiempos de inmersión ($F= 12.53$; $GL= 8.21$ $p= <0.0001$) con resultado en la longitud de yemas por estacas en cada tratamiento.

Tabla 11. *El (ADEVA) de la longitud de yemas por estacas en los tratamientos con diferentes longitudes de estacas y tiempos de inmersión en días después de la inmersión en ANA*

F.V.	SC	GL	F-Valor	p- Valor
Total	1239.31	26.21		
Días	1138.07	2.21	5455.21	<0.0001
Longitud de estacas	22.41	2.21	107.40	<0.0001
Tiempo de inmersión	8.35	2.21	40.04	<0.0001
Días x Longitud	12.54	4.21	30.04	<0.0001
Días x Tiempo	4.63	4.21	11.10	<0.0001
Longitud x Tiempo	20.33	4.21	48.71	<0.0001
Días x Longitud x Tiempo	10.45	8.21	12.53	<0.0001
Error Experimental	22.53	54.21		

FV: fuente de variación SC: suma de cuadrados GL: grados de libertad p- valor= Valor de p para significancia al 5%

Para determinar el mejor tratamiento en el efecto de la interacción entre los días después de realizar la inmersión, las longitudes de las estacas y tiempos de inmersión de las mismas se realizó la prueba de significancia LSD Fisher al 5%.

Claramente se puede observar el desarrollo de las yemas desde los 30 días, pero todos son iguales con promedios de 0.29 cm. En cambio a los 45 días si hay diferencia, los mejores tratamientos con mayor longitud de yemas son las estacas de 20 cm en 8 y 24 horas de inmersión, también estacas de 25 cm en 8 horas con promedios de entre 4.97 a 5.09 cm. Mientras que las estacas 20 cm en 24 horas y estacas de 30 cm con 16 horas presentaron promedio intermedios hasta 4.59 cm en sus yemas. Finalmente los de menor longitud fueron estacas con 25 cm en 16 y 24 horas a su vez estacas de 30 cm en 8 y 24 horas obteniendo promedios desde 2.84 a 3.54 cm (Figura 19).

A los 60 días es mejor tratamiento fue estacas de 20 cm en 8 horas con un promedio de 6.21 cm de yemas. También las estacas de 20 cm en 24 horas y 25 cm en 8 horas tienen un buen promedio con 5.89 cm. Las estacas de 20 cm en 16 horas y 30 cm con 16 horas tienen un promedio intermedio de 5.53 cm. Finalmente las estacas de 25 cm en 16 y 24 horas y estacas de 30 cm en 8 y 24 horas son de los promedio entre 4.47 a 5.01 cm siendo los que menos desarrollo tuvieron (Figura 19).

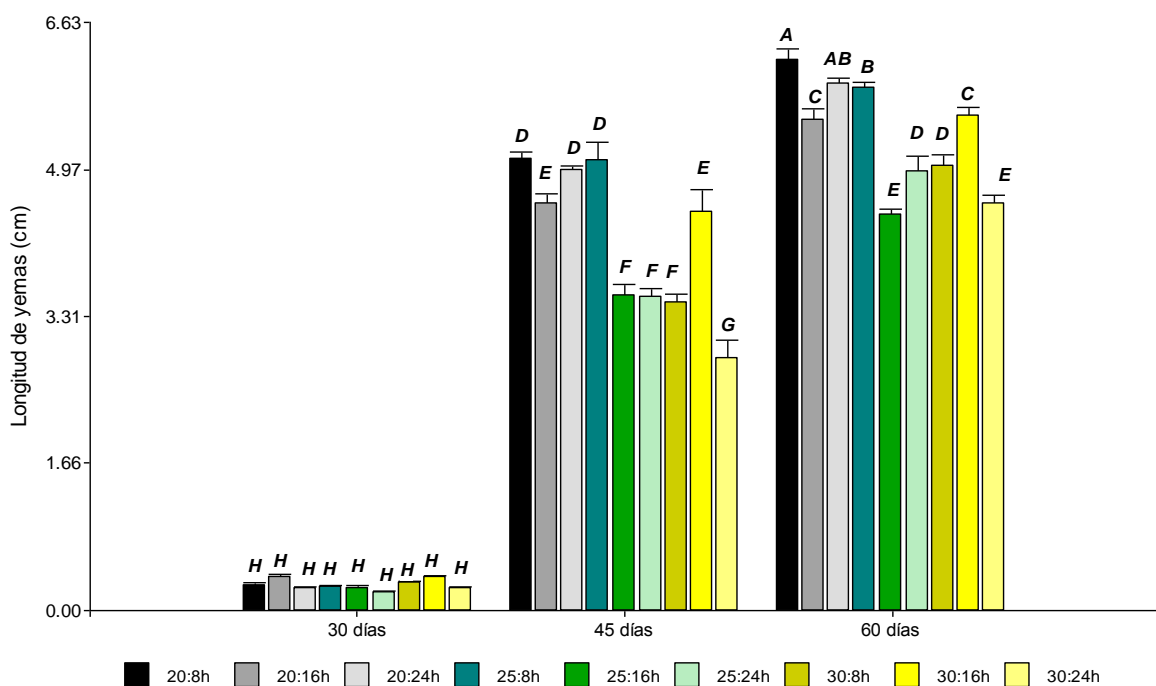


Figura 19. Interacción entre días después de la realizar la inmersión, longitudes de estacas y tiempos de inmersión en ANA con efecto en la longitud de yemas por estacas.

El desarrollo en longitud de los brotes de las yemas tiene relación con la presencia de raíces. Una planta con un buen número de raíces, tiene un buen desarrollo en longitud de brotes de yemas. La presencia a auxinas estimula el brote y desarrollo de las yemas, esto se debe a la actividad celular en los puntos de crecimiento. El aumento del tamaño depende del funcionamiento biológico en las raíces, pues todo lo absorbido se dirige a la parte aérea de la planta es decir hojas, yemas y tallo es debido a la presencia de citoquininas.

Sin embargo al comparar con una planta normal, la cantidad de follaje que se pudo observar en esta investigación fue menos de lo esperado, pues el brote de yemas dio origen a tallos ciego donde no se pudo evidenciar flor, ya que su longitud en vez de aumentar solo se mantenía aumentando solo pocos centímetros, lo que no sucede en una planta común pues su desarrollo es exponencial.

Ante los resultados obtenidos Yong (2013) confirma lo expuesto, pues las yemas son importantes en el material de propagación en las especies; aparentemente, la formación de raíces adventicias está estimulada por auxinas generadas de forma natural o sintética, y tienen una relación con otra hormona como la citoquinina, siendo el punto de origen las raíces con efecto en las yemas, es por eso que no se evidencia un aumento en los primeros días, sino más bien después de aparecen las raíces.

De la misma forma Gallardo, J. et al. (2008) concuerda, pues ellos tuvieron similares resultados en la longitud de brote de yemas de *Guadua angustifolia* con promedio de 0.5 cm en las primeras semanas y llegan hasta la octava semana a 6.9 cm de longitud. Ellos citan que las auxinas conjunto con las citoquininas y otras hormonas tienen funciones específicas en las plantas, como aumentar en tamaño y longitud de los brotes de las yemas.

También López et al. (2008) en la propagación por esquejes de *Physalis peruviana*, con ANA tuvieron un aumento progresivo en la longitud de brotes de yemas llegando a medir 2.4 cm en los primeros 30 días, 15 días después midió 5.8 cm y a los 72 días llegó a medir 10.2 cm. Ante esto se podría decir que la longitud de brotes en las yemas depende de cada especie y su capacidad de adaptación.

Cárdenas (2011) concuerda en su argumenta, donde la longitud de las yemas puede deberse a la capacidad de adaptación de la especie y aprovechamiento de los carbohidratos de reserva presentes durante ese proceso. Es evidente que las estacas si raíces pueden tener brotación de yemas en los primeros días y su aumento en longitud depende de la nutrición posterior al enraizamiento.

4.2. Análisis de costos de producción de plántulas de los tratamientos en estudio.

Barrientos; Alvarado y Flórez (2011) mencionan que el sistema de producción de rosas es de tipo intensivo, por lo que demanda inversiones grandes con tecnología de alrededor de 153846.15 dólares por hectárea en Colombia con un costo unitario por tallo de 0.92 dólares. En Ecuador según Expoflores (2013) la producción por hectárea esta sobre los 95000 dólares con un costo por tallo de 0.18 dólares.

En esta investigación los costos de producción de plántulas de rosas por hectárea está entre los 17956.16 dólares con un rendimiento de 22763 plántulas con un valor por plántula de 0.79 dólares siendo el resultado del 32.52 % de sobrevivencia de plántulas que se obtuvo hasta los 60 días. En contraste, PLANTEC (2016) empresa dedicada a producción y propagación de plántulas de rosas, pueden llegar a unos costos por hectárea de plántulas (plantín) sobre los 25000 dólares y el costo por plantín oscila sobre los 0.90 dólares. Valor superior a los costos obtenidos en esta investigación (Tabla 12).

4.2.1. Costos de producción del plántulas de rosas

En la Tabla 12, se presenta los costos de producción para una hectárea de plántulas de rosas según la investigación realizada.

Tabla 12. Costos de producción de plántulas de rosas por hectárea

CONCEPTO	UNIDAD	CANTIDAD	VALOR UNITARIO EN USD.	VALOR TOTAL/ha USD.	%
A. COSTOS DIRECTOS					
1. Mano de obra					
Enfundado del sustrato	Jornal/día	5	19.30	96.50	
Corte de tallos y estacas	Jornal/día	5	19.30	96.50	
transplante o siembra de estacas	Jornal/día	5	19.30	96.50	
Riego	Jornal/día	2	19.30	38.60	
Deshierbe	Jornal/día	5	19.30	96.50	
Aplicación de pesticidas	Jornal/día	3	19.30	57.90	
				482.50	2.69
3. Insumos					
Sustrato de 50 kg	Sacos	778	6.20	4823.60	
Enraizante (ANA)	1 kg/frasco	3	50.00	150.00	
Alcohol desinfectante	Litros	10	2.50	25.00	
Fundas de poliéster negro	Paquete	700	0.60	420.00	
Tallos de Freedom	Unidades	70000	0.15	10500.00	
				15918.60	88.65
B. COSTOS INDIRECTOS					
Arriendo del terreno por mes	ha/mes	350	2	700.00	
				700.00	3.90
C. TOTAL COSTOS A+B					
imprevisto 5%				855.055	4.76
total de costos				17956.16	100
RENDIMIENTO	Plántulas	22763			
COSTO DE PLÁNTULAS	Dólares	0.79			

4.2.2. Ingresos por la venta de plántulas de rosas

Con la venta de los 22763 plántulas de rosas se ha obtenido 19348.52 dólares, el precio por plántula fue de 0.85 dólares teniendo una ganancia de 0.06 dólares por cada plántula vendida como se muestra en la Tabla 13. El precio estimado de plántula en el mercado es de 0.85 centavos de dólar según (SUNSENTVALLEY, 2018), empresa donde ha adquirido plántulas de rosas lista para producir flor.

Tabla 13. *Ingresos por la venta de plántulas de rosas*

INDICADOR	USD
Producción total de 22763 plántulas	
Costo unitario	0.79
Precio estimado del mercado	0.85
Ganancia en cada plántula	0.06
Ingresos totales	19348.55

Según Cuascota (2018), productor de plántulas de rosas, el precio depende de la demanda en el mercado, pues el garantiza un producto de calidad llegando a costar entre 0.80 hasta los 0.90 dólares por cada planta viva en campo.

4.2.3. Beneficio/Costo

La relación beneficio/costo de la investigación, ha permitido analizar el ingreso por la venta de plántulas el cual se divide para los egresos de los costos de producción de las plántulas, entonces, en la Tabla 14 muestra el beneficio que se obtiene al invertir un dólar en la producción de plántulas, teniendo una ganancia de 0.08 centavo de dólar.

Tabla 14. *Relación beneficio/costo en la producción de plántulas de rosas*

INDICADOR	USD
Ingresos	19348.55
Egresos	17956.16
Índice Beneficio/Costo	1.08

4.2.4. Utilidad por la venta de plántulas

Con la producción de plántulas de rosas mediante el enraizamiento de estacas por ocho semanas (2 meses) se obtuvo un costo de producción de aproximadamente de 17956.16 dólares, mientras la venta de las plántulas se tuvo un ingreso de 19348.52 dólares, teniendo una ganancia de 1392.36 dólares así como se observa en la Tabla 15.

Tabla 15. *Utilidad por hectárea en la producción de plántulas de rosas*

INDICADOR	USD
Ingresos	19348.55
Costos	17956.16
Utilidad	1392.40

Ante esto la investigación ha sido factible como una alternativa para producir plántulas de rosas, creyendo que se podría competir con las grandes empresas dedicadas a la producción de plántulas o como se lo como en el campo florícola plantín, si bien es cierto los factores que influenciaron durante esta investigación fueron mano de obra e insumos.

CAPÍTULO V

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

- La calidad de plántulas obtenidas en esta investigación, al emplear tres longitudes y tres tiempos de inmersión en ANA. Mostró a un tratamiento diferente en cada variable durante 30, 45 y 60 días.
- El importante resaltar a los tratamientos con los mejores porcentajes de sobrevivencia durante la investigación, siendo las estacas de 25 cm en 16 y 24 horas conjunto con las estacas de 30 cm en 8 horas. Esta respuesta significa que las auxinas que absorbieron las estacas con dichas longitudes y con ese lapso de tiempo de inmersión se obtiene porcentajes superiores al 50 %.
- La variable número de raíces los tratamientos que mayor número presentaron fueron las estacas de 30 cm en 16 horas de inmersión. Sin embargo es el tratamiento que menor porcentaje de sobrevivencia presentó. En cambio en la longitud de raíces al igual que el porcentaje de sobrevivencia se mantiene las estacas de 30 cm en 8 horas de inmersión.
- En cuanto al número de yemas activas, cuando se deja en inmersión durante 24 horas hay más número de yemas activas por estaca. Mientras que el tratamiento con mayor longitud en las yemas fueron las estacas de 20 cm en 8 horas de inmersión. A su vez es el segundo mejor tratamiento con mayor longitud de raíces, pero es el tratamiento que menor número de raíces presentes por estaca hasta los 60 días y su porcentaje de sobrevivencia fue de 47.33 %.
- Esta investigación como alternativa para la producción de plántulas generó un costo de producción de 17956.16 dólares por hectárea. Por la venta de cada plántula se obtuvo una ganancia de 0.08 dólares según el indicador beneficio/costo y una utilidad de 1392.36 dólares por hectárea.

5.2. Recomendaciones

- Se recomienda realizar ensayos de efectividad con el fin de comparar a las plántulas de rosas, que se obtuvieron como resultado de esta investigación con plantas obtenidas de forma convencional, esto servirá para ver si hay un cambio en las características productivas.
- Hacer una comparación con otro tipo de especie utilizando esta metodología, para ver si hay variación como se mostró en las variables estudiadas.
- Estudiar el efecto positivo y negativo por la presencia de etileno al momento de enraizar cualquier especie.
- Evaluar la aplicación de fertilizantes al momento de enraizar comparando si son o no necesarios durante el enraizamiento.
- Realizar otro ensayo donde se involucre un testigo sin la aplicación de ANA.
- Valorar el efecto de la presencia de las hojas al momento de enraizar este tipo de cultivos.

6. Referencias bibliográficas

- Acosta, Tenjo, Fischer y Lasprilla. (2008). Propagación de uchuva (*Physalis peruviana* L.) mediante diferentes tipos de esquejes y sustratos. *Revista Facultad Nacional de Agronomía*, 61(1), ., 4347-4357.
- Anclaly, J. (2011). Evaluación de la propagación de mora (*Rubus ulmifolius*) usando Acido Alfa- Naftalenacético en las cuencas del Perú. *Universidad Agraria del Perú.*, 67 - 80.
- Ararat, Menjivar y Vélez. (2011). Importancia del sustrato de enraizamiento en el desarrollo fisiológico de plántulas de aguacate *Persea americana* Mill. *Ciencia y Tecnología Universidad Nacional de Colombia – sede Palmira*, 2 - 3.
- Arlette, I. (2008). Efecto de la temperatura, inmersión en agua y concentración de fitorreguladores sobre la germinación de semillas de papaya (*Carica papaya* L.). *Revista colombiana de ciencias hortícolas - Vol. 2 - No. 1*, 9-20.
- Arteaga, León y Amador. (2008). Efecto de la mezcla de sustratos y fertilización sobre el crecimiento de *Pinus durangensis* Martínez en vivero. *Foresta Veracruzana*, 9-15.
- Bajguz, A. y Hayat S. (2009). Effects of brassinosteroids on the plant responses to environmental stresses. . *Plant Physiol. Biochem.*, 47:1-8.
- Banco Central del Ecuador. (2014). *Exportación general de flores enero-febrero 2014*. Quito: BCE - Expoflores.
- Barahona. (2012). *Propagación vegetativa de claveles (Dianthus caryophyllus) mediante el uso de hormonas en el Cantón Latacunga*. Latacunga: Tesis de grado. Universidad Técnica Estatal De Quevedo.
- Barrientos, C.; Alvarado, F. y Flórez, V. (2011). Cálculo de costos de producción de rosas de corte en invernadero en la sabana de Bogotá. <https://www.researchgate.net/publication/269996178>, 14 - 23.
- Betancur, J. et al. (2015). Plan para el estudio y la conservación de las orquídeas en Colombia. Universidad Nacional de Colombia, . *Facultad de Ciencias, Instituto de Ciencias Naturales y Ministerio de Ambiente.*, s.p.
- Bianchini, F. (2017). Investigaciones sobre Cultivo y Manejo de Rosas de Corte. San Lorenzo-Paraguay. *Agromeat*, s.p.
- Cabrera, R. (2008). Propiedades, uso y manejo de sustratos de cultivo para la producción de plantas en maceta. *Department of Plant Science, The State University of New Jersey, Rutgers. 59 Dudley Road, New Brunswick, New Jersey. USA.*, 8 - 15.
- Calaméo. (15 de Junio de 2010). [www.calameo.com.ec](http://es.calameo.com/read/0007359191858a8b743a8). Obtenido de [www.calameo.com.es](http://es.calameo.com/read/0007359191858a8b743a8): <http://es.calameo.com/read/0007359191858a8b743a8> Consultado el 15-06-2017).

- Cárdenas y López. (2011.). Propagación vegetativa de rosa: efecto del sustrato, luminosidad y permanencia de la hoja. *Scientia Agropecuaria*, 203-211.
- Cárdenas, R. y López, L. (2011.). Propagación vegetativa de rosa: efecto del sustrato, luminosidad y permanencia de la hoja. *Scientia Agropecuaria*, 203-211.
- Carvalho, Haberin, Costa, y Chang . (2011). Detection of sourgrass (*Digitaria insularis*) biotypes resistant to glyphosate in Brazil. *Weed Sci.*, v. 59, n. 2,, p. 171-176,.
- Chávez, Messié y Pennington. (2011). El Ácido alfa-Naftalenacético prolonga la vida en la poscosecha de rosas de corte. *Revista Facultad Nacional de Agronomía - Medellín*, vol. 58, núm. 2,, s.p.
- Cruz, Melgarejo y Romero. (2009). *Fitohormonas Laboratorio de fisiología y bioquímica vegetal*. Medellín: Universidad Nacional de Colombia.
- Cuascota. (25 de Julio de 2018). Costos de plántulas de rosas en el mercado. (Carlos, Entrevistador)
- Cuya, E. (2013). Propagación e instalación del cultivo de vid. *AgroBanco. Perú*, 6 .
- Cuzco, R. (2014). “*Propagación vegetativa de aliso (Alnus acuminata H.B.K) y porotón (Erythrina edulis Triana ex Micheli) utilizando tres tipos de enraizadores en la comunidad picalqui del cantón pedro moncayo*”. Ibarra: Tesis de pregrado. Universidad Técnica del Norte.
- Darquea, J. (2013). Evaluación del comportamiento de injertos en rosas, de la variedad Freedom, realizadas con yemas ubicadas a diferentes alturas del tallo, Pedro Moncayo-Ecuador. *Universidad Politécnica Salesiana Sede Quito.*, 50 - 62.
- Espinosa, P. (2013). Evaluación del efecto de dos bioestimulantes en el cultivo de rosa (rosa sp) variedades charlotte y konffeti. Cayambe, Pichincha. *Universidad Central del Ecuador*, 32 - 35.
- Expoflores Ecuador. (15 de Diciembre de 2013). www.expoflores.com.ec. Obtenido de www.expoflores.com.ec/http://expoflores.com/wpcontent/uploads/2014/12/informe_trimestral_exportaciones_flores_3er_trim_2013.pdf
- Fainstein, R. (1997). *Manual para el cultivo de rosas en Latinoamérica*. Quito: Ecuaooffcet.
- Fernández, J. (2016). Propuesta de un sistema de costos por procesos en la empresa Ecuador Unique Collection S.A. *Pontificia Universidad Católica del Ecuador*, 102.
- Food and Agriculture Organization of the united Nations . (2012). Cultivo de rosas en el Ecuador como importancia económica. *Food and Agriculture Organization of the united Nations (FAO)*, 4 - 6.

- Food and Agriculture Organization of the United Nations . (2013). Manejo del cultivo. <http://www.fao.org/3/a-a1374s/a1374s03.pdf>. *Food and Agriculture Organization of the United Nations*, 5 - 13.
- Forero y Becerra. (2008). Efecto de la nutrición en sustratos en el enraizamiento de *Phaseolus edulis*. *Revista Agricultura para todos*, s.p.
- Gallardo, Freire, García, Pérez, González y León. (2008). Comportamiento en la brotación de las yemas de estacas de *Guadua angustifolia* Kunth empleadas en la propagación. *Cultivos tropicales*, 29(1), 17-22.
- García, J. (2015). Aislamiento y caracterización de cepas de *Bacillus* spp. con actividad contra *Tetranychus urticae* Koch en cultivos comerciales de rosas. . *Revista Colombiana de Biotecnología*, 17(2), 149-155.
- Garden, C. (2009). Propagación de plantas por esquejes. *Revista digital de Plantas y Flores*, 21 - 24.
- Gómez, F. (2017). Hormonas Vegetales. Mecanismo de regulación en las plantas. *Ciencias Biológicas*.
- Hartman, Tang, Wilkinson, Tarnopolsky, Lawrence, Fullerton y Phillips. (2008). Consumption of fat-free fluid milk after resistance exercise promotes greater lean mass accretion than does consumption of soy or carbohydrate in young, novice, male weightlifters. . *The American journal of clinical nutrition*, 86(2), 373-381.
- Hernández. (2008). *Propagación vegetativa de Podocarpus reichei* Buchh por medio de estacas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo. México: Universidad Autónoma Chapingo.
- Hernández, E. y García, I. (2016). Brasinoesteroides en la agricultura. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, vol. 7, núm. 2, , pp. 441-450.
- Huacan, W. (2010). *Métodos de reproducción asexual de plantas y su aplicación*. Lima: Universidad Nacional del Altiplano. Obtenido de www.wikipedia.org.com.
- Jordán y Casaretto. (2008). Hormonas y Reguladores del Crecimiento: Auxinas, Giberelinas y Citocininas. *Fisiología Vegetal*. Universidad de La Serena. La Serena. Chile., 1 - 10.
- Latsague, Sáez y Yáñez. (2009). Efecto del ácido indolbutírico en la capacidad rizogénica de estacas de *Eucryphia glutinosa*. *Bosque (Valdivia)*, 30(2),, 102-105.
- Lemes, Henríquez y Necchi. (2010). Weed interference on coffee fruit production during a four-year investigation after planting. *African J. Agric. Res.*, v. 5, n. 10, p.1138-1143.
- Leyva y Rico. (2016). Ciencias Naturales. La reproducción de plantas superiores. *PBworks*, s.p.

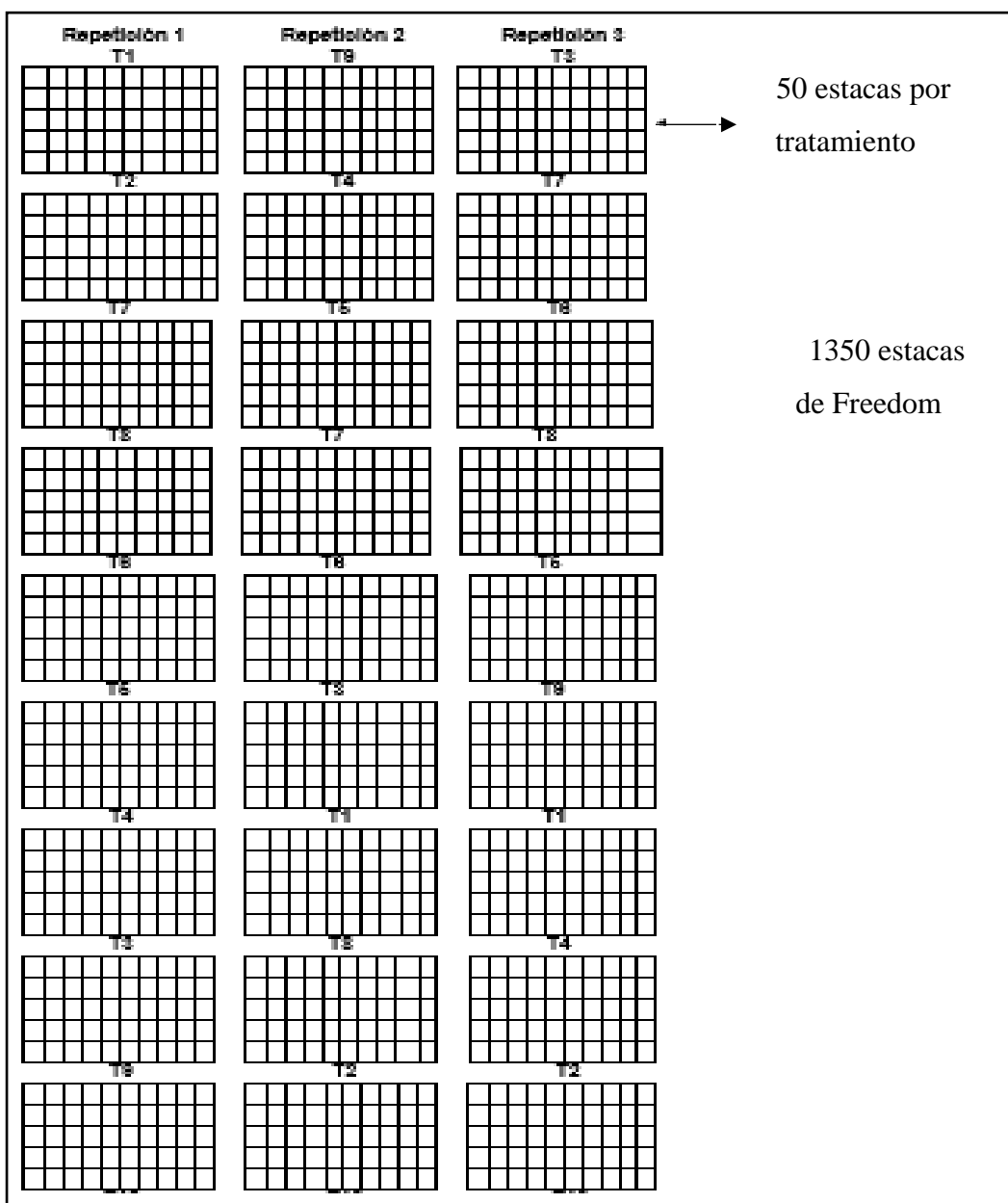
- Limaico, J. (2011). Propagación vegetativa de (*Polylepis incana* kunth), aplicando la hormona (Ana), en cuatro niveles, en el vivero de la granja de Yuyucocha. Imbabura-Ecuador”. *Tesis de grado. Universidad Técnica del Norte*, s.p.
- Lligüín y Fuentes. (2015). Uso de auxinas a tres tiempos para enraizamiento de estacas de mora de Castilla sin espinas (*Rubus glaucus* Benth). (*Bachelor's thesis, Quito: UCE*)., s.p.
- Lligüín, L., y Manuel, R. (2015). Uso de auxinas a tres tiempos para enraizamiento de estacas de mora de Castilla sin espinas (*Rubus glaucus* Benth). (*Bachelor's thesis, Quito: UCE*).
- López, Guío, Fischer y Miranda, . (2008). Propagación de Uchuva (*Physalis peruviana* L.) mediante diferentes tipos de esquejes y sustratos. *Rev. Fac. Nac. Agron. Medellín* 61(1), 4347-4357.
- Lugwig, Müller y Cohen. (2008). Identification and quantification of three active auxins in different tissues of *Tropaeolum majus*. *Physiologia Plantarum*, 320–329.
- Martínez, J. (2015). 1ª Parte Floricultura. *Universidad Politécnica de Cartagena. Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agronómica*, s.p.
- Medina, M. (5 de Abril de 2005). *Organismos vegetales. Fundamentos de la organografía vegetal*. Obtenido de www.unizar.es: http://www.unizar.es/departamentos/bioquimica_
- Montero, D. (2008). “Determinacion de los costos de produccion en empresas productoras de rosas. *Universidad de cuenca. Facultad de ciencias económicas y administrativas* , 38 - 58.
- Moratinos, Flores, Gómez y Ramírez. (2008). Enraizamiento de estacas de semeruco (*Malpighia glabra* L. y *M. emarginata* Sessé & Moc. ex DC). *Revista de la Facultad de Agronomía*, 25(3), 405-420.
- Murray, W. (2015). Introducción a la Botánica. *Editorial Pearson*, 203-229.
- Oliva, C. y Lopéz, A. (2008). Efecto del ácido naftalenacético, en el enraizamiento de estacas de *Myrciaria dubia* (HBK) mc vaugh, camu camu. *Folia amazónica*, s.p.
- Otahola, V. y Vidal, G. (2010). Efecto de las características de la estaca y la utilización de ANA en la propagación de parchita (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa* Deg. *Revista Científica UDO Agrícola*, 1 - 7.
- Pérez, V. (2015). Estudio sobre el efecto de enraizadores y aminoácidos en la brotación de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.). *Universidad Autonoma Agraria Antonio Narro*, s.p.
- Pinto, Alvarado y Alvarez. (2012). Aplicación de ácido alfa-naftalen acético en colinos de arracacha (*Arracacia xanthorrhiza* Bancroft). *Revista Colombiana de ciencias hortícolas*, 3 - 7.

- Plantecuador S.A. (10 de Diciembre de 2017). *www.plantecuador.com*. Obtenido de *www.plantecuador.com*: <http://plantecuador.com/costos-produccion-rosas/plantulas>
- PROECUADOR. (2017). Rosas del Ecuador. *Negocios sin fronteras*, s.p.
- Ramos, Guerrero, López y Juárez. (2009). Uso de Ácido Naftalenacético (ANA) en la propagación asexual de *Chlorophora tinctoria* en el Perú. *Revista peruana de agroforestería nativa*, 6 - 12.
- Rao y Northup. (2008). Forage and grain soybean effects on soil water content and use efficiency. *Crop Science*, 48 (2), 789-793.
- Rimache, A. (2009). *Floricultura: Cultivo y comercialización*. Madrid: Starbook.
- Rondeau, A.-S. (10 de Junio de 2013). *www.rosasdoneloy.com*. Obtenido de *www.rosasdoneloy.com*: <http://www.rosasdoneloy.com/noticias/anatomia-de-la-rosa>
- Ruiz, H. y Mesén F. (2010). Propagación vegetativa del sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) mediante injerto, bajo condiciones controladas en San Martín, Perú. <http://www.sidalc.net>, s.p.
- Salas, A., Rivero, C., y Casanova, E. . (2009). Fuente del fósforo absorbido y efectividad agronómica relativa en el maíz en un ultisol del estado Cojedes, Venezuela. *Agronomía tropical*, 56(1), 43-60.
- Salazar, M. (2018). Análisis De Las Exportaciones Del Sector Florícola Hacia La Unión Europea Y Su Incidencia En La Balanza Comercial Ecuatoriana, Período 2010 - 2015. *Universidad de Guayaquil. Facultad de Economía*, 59.
- Santelices, R. (2007). Efecto de la temperatura del substrato sobre el arraigamiento de estacas de canelo (*Drimys winteri* J.R. et G. Forster). *Ingeniero Forestal, Universidad Católica del Maule*.
- Santelices, R. y García, C. (2008). Efecto del ácido indolbutírico y la ubicación de la estaca en el rebrote de tocón sobre la rizogénesis de *Nothofagus alessandrii* Espinosa. . *Bosque* 24(2), 53-61.
- Seran, T. y Umadevi, T. . (2011). Influence of indole acetic acid (IAA) on the establishment of stem cuttings in lemon (*Citrus limon* L.). . *J. Agric. Res*, 49(4), 517-524.
- SunsentValley. (10 de Julio de 2018). Costos de producción de rosas y plantin. (Carlos, Entrevistador)
- Toribio, J. (2006). *El cultivo del rosal (Rosa spp) como flor de corte bajo*. Mexico: Coahuila.
- Torres, G. (2015). Sociedad Latinoamericana para la calidad de empresa agrícola. *Economía Latina. Universidad Santiago de Chile.*, s.p.


- Truemen, S. y Adkins, M. (2013). Effect of aminoethoxyvinylglycine and 1-methylcyclopropene on leaf abscission and root formation in *Corymbia* and *Eucalyptus* cuttings. *Scientia Horticulturae, Amsterdam*, v.161,, s.p.
- Vásquez, C. (5 de Mayo de 2013). *Cultivo de rosas en el Ecuador*. Obtenido de Cultivo de rosas en el Ecuador: <http://www.puce.edu.ec/economia/efi/index.php/economia-internacional/14-competitividad/177-cultivos-de-rosas-en-el-ecuador>
- Weldt, E. (2008). *Establecimiento, multiplicación y enraizamiento in vitro de Rosa canina L.* Chile: Valdivia.
- Yong, Cortés y Benítez. (2008). Propagación de rosas por microestacas. *Congreso Científico del INCA. Institu Nacional de Ciencias Agrícolas*, 12 - 15.

Anexos


Anexo 1: Distribución de los tratamientos en campo



Anexo 2: Ficha técnica del sustrato comercial MecPlant ®

MECPLANT (Hort-1)	
	<p>Composición Principal La materia prima básica es la corteza de pino compostado con tamaño de las partículas (granulometría). El acondicionador de suelo MecPlant es totalmente producido a partir de la cáscara de Pinos bio-estabilizada, otorgando al producto un excepcional estándar de calidad y uniformidad.</p>
	<p>Categoría: acondicionador de suelo (sustrato)</p> <p>El producto garantiza</p> <ul style="list-style-type: none"> • Exento de patógenos, malas hierbas e impurezas en general. • Mayor rendimiento de mudas / kg de acondicionador de suelo. • Excelente germinación y stand final. • Crecimiento vigoroso y uniforme de las mudas. • Mejor desarrollo del sistema radicular. • Facilidad en el manejo de la fertirrigación. • Formulaciones adecuadas para cada propósito de uso
	<p>Certificado: El logotipo del FSC identifica los productos hechos con madera de bosques controlados con estándares sociales, ambientales y económicos</p> <p>Contactos Comercial +55 42 3271-4600 Compras +55 42 9138-0910 Financiera +55 42 9122-8962</p>
<p>El producto contiene fertilización estándar por lo que se recomienda hacer fertilización de acuerdo al tipo de cultivo y su requerimiento. Contiene (N) 0.1, (P) 0.08, (K) 0.2, (S) 0.03 y</p>	

Anexo 3: Ficha técnica Hormonagro 1

<p>HORMONAGRO 1 (Ácido Alfa-Naftalenacético 0.4%)</p>	
<p>RECOMENDACIONES DE USO:</p> <p>HORMONAGRO A.N.A. Es un bio estimulante preventivo y correctivo de la caída prematura de botones, flores y frutos no maduros.</p> <p>Incrementa la producción hasta en un 25% al fortalecer el pedúnculo de las flores y frutos evitando pérdidas por vientos y lluvias.</p> <p>HORMONAGRO A.N.A.</p> <p>Se recomienda especialmente para impedir la caída prematura de las flores y los frutos en plantas donde sea de interés comercial, tales como frutales, hortalizas, cereales, cacao, café, algodón e igualmente en plantas ornamentales, para prolongar el tiempo de floración.</p> <p>HORMONAGRO A.N.A. ES UN ACTIVADOR ENZIMÁTICO DE LOS SIGUIENTES PROCESOS FISIOLÓGICOS EN LAS PLANTAS:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Activa la división celular • Regula la maduración • Mantiene las semillas en un estado de germinación latente • Promueve la emisión de raíces, la floración y la fructificación • Evita la caída de botones, flores y frutos 	
<p>APLICACION:</p> <p>Se recomienda el empleo de HORMONAGRO A.N.A. en tres aspersiones, cada una de ellas en proporción de 100 a 250 centímetros cúbicos por 200 litros de agua.</p> <p>La primera aplicación debe realizarse durante el período de floración, la segunda cuando empiece la formación de los primeros frutos y los terceros 10 días después.</p> <p>Ocasionalmente si aún hay caída de frutos en desarrollo, deberá realizarse la cuarta aplicación.</p> <p>La preparación para la aspersión en su forma más concentrada (la más alta dosificación), contiene 25,3 mg/L, y provee una concentración en aplicación uniforme distribuida entre suelo y follaje, de 0,516 mg/m²</p> <p>HORMONAGRO A.N.A.</p> <p>Es un regulador fisiológico de las plantas y en consecuencia su empleo exige el cumplimiento de las recomendaciones expresadas en la etiqueta.</p>	

Anexo 4: Promedios número de yemas activas por estacas

Días	Tratamiento	Media	E.E.
30	1	1,83	0,11
30	2	1,75	0,13
30	3	1,67	0,14
30	4	1,58	0,15
30	5	1,75	0,13
30	6	1,58	0,15
30	7	1,75	0,13
30	8	1,58	0,15
30	9	1,67	0,14
45	1	2	0
45	2	2	0
45	3	2,42	0,15
45	4	2	0
45	5	2	0
45	6	2,17	0,11
45	7	2	0
45	8	2	0
45	9	2	0

Anexo 5: Promedio de longitud de yemas por estacas

Días	Tratamiento	Media	E.E.
30	1	0,29	0,02
30	2	0,38	0,03
30	3	0,24	0,02
30	4	0,27	0,02
30	5	0,26	0,02
30	6	0,21	0,01
30	7	0,31	0,02
30	8	0,38	0,02
30	9	0,26	0,02
45	1	5,09	0,07
45	2	4,59	0,11
45	3	4,97	0,04
45	4	5,07	0,2
45	5	3,54	0,14
45	6	3,53	0,1
45	7	3,47	0,1
45	8	4,49	0,25
45	9	2,84	0,21
60	1	6,21	0,11
60	2	5,53	0,12
60	3	5,94	0,06
60	4	5,89	0,07
60	5	4,47	0,06
60	6	4,94	0,18
60	7	5,01	0,12
60	8	5,58	0,09
60	9	4,59	0,09

Anexo 6: Selección de material en cultivo



Anexo 7: Recolección de los tallos cortados



Anexo 8: Preparación de la hormona



Anexo 9: Corte de estacas de 20, 25 y 30 cm



Anexo 10: Inmersión de 8, 16 y 24 horas



Anexo 11: Preparación del sustrato



Anexo 12: Transplante de las estacas



Anexo 13: Distribución de los tratamientos

