

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS Y AMBIENTALES

**EFFECTO DE CUATRO CONCENTRACIONES DE ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN LA
INDUCCIÓN DE RAÍCES EN ESTACAS DE ROSA (Rosa sp. var Natal Brier) EN FINCA
PRIMAROSSA, ZARAGOZA, CHIMALTENANGO, GUATEMALA, C.A.**



KEVIN ESTUARDO GUZMÁN MELÉNDEZ

GUATEMALA, NOVIEMBRE DE 2021

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS Y AMBIENTALES

**EFFECTO DE CUATRO CONCENTRACIONES DE ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN LA
INDUCCIÓN DE RAÍCES EN ESTACAS DE ROSA (Rosa sp. var Natal Brier) EN FINCA
PRIMAROSSA, ZARAGOZA, CHIMALTENANGO, GUATEMALA, C.A.**

**PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE
AGRONOMÍA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**

POR

KEVIN ESTUARDO GUZMÁN MELÉNDEZ

EN EL ACTO DE INVESTIDURA COMO

INGENIERO AGRÓNOMO

EN

SISTEMAS DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

EN EL GRADO ACADÉMICO DE

LICENCIADO

GUATEMALA, NOVIEMBRE DE 2021

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA



RECTOR EN FUNCIONES
M.A. Pablo Ernesto Oliva Soto

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA

DECANO	Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes
VOCAL I	Dr. Marvin Roberto Salguero Barahona
VOCAL II	Dra. Gricelda Lily Gutiérrez Álvarez
VOCAL III	Ing. Agr. M.A. Jorge Mario Cabrera Madrid
VOCAL IV	Br. Carmen Aracely García Pirique
VOCAL V	Pr. Agr. Mynor Fernando Almengor Orenos
SECRETARIO	Ing. Agr. Walter Aroldo Reyes Sanabria

GUATEMALA, NOVIEMBRE DE 2021

Guatemala, noviembre de 2021

Honorable Junta Directiva
Honorable Tribunal Examinador
Facultad de Agronomía
Universidad de San Carlos de Guatemala

Honorables miembros:

De conformidad con las normas establecidas por la Ley Orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a vuestra consideración, el documento de graduación titulado:

“EFECTO DE CUATRO CONCENTRACIONES DE ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN LA INDUCCIÓN DE RAÍCES EN ESTACAS DE ROSA (Rosa sp. var Natal Brier) EN FINCA PRIMAROSSA, ZARAGOZA, CHIMALTENANGO, GUATEMALA, C.A

Presentado como requisito previo a optar al título de Ingeniero Agrónomo en Sistemas de Producción Agrícola, en el grado académico de Licenciado.

Esperando que el mismo llene los requisitos necesarios para su aprobación, me es grato suscribirme,

Atentamente,

“ID Y ENSEÑAD A TODOS”

A handwritten signature in black ink, appearing to read 'Kevin Estuardo Guzmán Meléndez', enclosed within a large, loopy oval flourish.

KEVIN ESTUARDO GUZMÁN MELÉNDEZ

ACTO QUE DEDICO

A

DIOS

Por darme sus enseñanzas, por darme vida, salud y sabiduría, por su misericordia y las bendiciones que han permitido este sueño de mi vida.

MI PADRE

Mario Alfredo Guzmán, por el apoyo incondicional, los consejos, por su cariño, esfuerzo y dedicación. Y porque nunca me faltó ese apoyo cuando más lo necesitaba. Te amo padre.

MI MADRE

Dora Meléndez, por el apoyo incondicional y porque a lo largo de esta carrera nunca me faltó nada. Gracias a su esfuerzo y dedicación estoy logrando lo que un día soñé. Te amo madre

MIS HERMANOS

Evelin y Doris, gracias por estarme apoyando siempre y guiarme por un buen camino.

Geovanny, mi ejemplo a seguir, quien siempre está a mi lado y compartimos buenos momentos juntos. Eres un pilar muy importante en mi vida y nunca me has dejado solo, me has demostrado lo que significa ser un buen hermano

MIS SOBRINOS

Isabella y Luis Carlos, gracias por su cariño.

MIS AMIGOS

Josue Ponce, Walter Orellana, Diego Peláez, José Castaneda, Erick Vallecillo, Alex Ortiz, Josué Tello, Juanpablo Morales, Marcos Rios, José Aragón, Derian Aguilar, José Chang, Carlos Andrade, Diego Meckler, Vinicio Marroquín, Luis Gálvez, Álvaro Javier, Bruno Castillo, Ronny Castillo, Héctor Gaitán, Jhonny Meléndez, Pedro Iriarte, porque fueron grandes amigos y vivimos buenos momentos.

TESIS QUE DEDICO

A

GUATEMALA

País de la eterna primavera, estoy orgulloso de ser guatemalteco y poder haberme formado en esta tierra.

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

Por ser mi alma mater que me alimentó con conocimientos y experiencias, para que en un futuro sea un profesional exitoso y por el privilegio que tengo de decir que soy san carlista.

FACULTAD DE AGRONOMÍA

Por formarme todos los conocimientos que serán parte en mi vida profesional, por todas las experiencias y vivencias que tendré para toda la vida.

AGRADECIMIENTOS

DIOS Por la inteligencia y sabiduría que me diste cada día.

MI FAMILIA Por ser la razón de luchar cada día, por el apoyo y las enseñanzas.

Ing. Agr. Johans Nájera Por volverse un gran amigo y apoyarme en el proceso de mi ejercicio profesional.

Ing. Agr. Silvel Elías Por su supervisión y apoyo en la etapa de Ejercicio Profesional Supervisado.

Ing. Agr. Edgar Franco Por su asesoría en el presente documento de investigación.

Ing. Agr. Carlos Búcaro Por su apoyo y orientación desde mi formación como estudiante hasta llegar al acto de graduación. Gracias por su amistad y sus enseñanzas.

FINCA PRIMAROSSA Por abrirme las puertas para mi desarrollo como un profesional, así como por todas las enseñanzas que me ha dejado. Gracias equipo de FINCA PRIMAROSSA, por todas las enseñanzas hacia mi persona, agradezco a personas como el ingeniero Johans Nájera que fue mi jefe inmediato y me apoyó en todo momento, a los supervisores de campo, don Julio Salazar, Luis Arriaga, Elvia Castillo y Marvin Gabriel y personal que trabajó y colaboró conmigo. Gracias familia Ucros por la oportunidad.

ÍNDICE DE CONTENIDO

PÁGINA

1. INTRODUCCIÓN	1
2. MARCO TEÓRICO	3
2.1. Marco referencial.....	3
2.1.1. Origen de la rosa.....	3
2.1.2. Taxonomía	3
2.1.3. Morfología	4
2.1.4. Requerimientos edafoclimáticos del rosal	5
2.1.5. Principales plagas y enfermedades.....	6
2.1.6. Reproducción de rosa	7
2.1.7 Selección de material a multiplicar	9
2.1.8. Importancia del diámetro y la longitud de la estaca.....	11
2.1.9 Hormonas vegetales de crecimiento	11
2.1.10. Giberelinas	28
2.1.11. Citoquininas.....	29
2.1.12. Ácido abscísico	29
2.1.13. Etileno	29
2.1.14 Ácido indol-3-butírico (AIB).....	30
2.1.15. Sustrato utilizado en la propagación por estaca.....	32
2.1.16. Características del sustrato	32
2.1.17 Efecto del sustrato en la propagación de rosas por estacas	32
2.1.18 Características del vivero para la propagación por medio de estacas	34
2.1.19. Iluminación	34
2.1.20 Temperatura.....	34
2.1.21. Manejo del riego	35

	PÁGINA
2.2 Marco referencial	36
2.2.1. Ubicación de la finca	36
2.2.2. Suelos	37
2.2.3. Geomorfología	37
2.2.4. Clima	37
2.2.5. Información de productos fuente de AIB	37
2.2.6. Producto comercial que se utilizó en el experimento	38
2.2.7. Sustrato que se utilizó en el experimento	38
2.2.8. Material vegetal que se utilizó en el experimento	38
2.2.9 Estudios anteriores del ácido indol-3-butírico en rosas	39
3. OBJETIVOS	41
3.1. Objetivo general	41
3.2. Objetivos específicos	41
4. HIPÓTESIS	41
5. METODOLOGÍA	42
5.1. Materiales	42
5.1.1. Material para el ensayo	42
5.1.2. Otros materiales y herramientas	42
5.2. Metodología experimental	43
5.2.1. Tratamientos	43
5.2.2 Repeticiones	43
5.2.3 Unidad experimental	43
5.2.4 Diseño experimental	44
5.2.5 Distribución de unidades experimentales en área experimental	44
5.2.6 Variables de respuesta	45

PÁGINA

5.2.7. Modelo estadístico	46
5.2.8. Análisis de datos	46
5.3. Manejo del experimento	47
5.3.1. Corte de las estacas.....	47
5.3.2 Recipientes utilizados para producción de cepellones	47
5.3.3. Preparación del sustrato para el enraizamiento	48
5.3.4 Preparación del ácido indol-3-butírico	49
5.3.5 Aplicación de ácido indol-3-butírico	50
5.3.6 Siembra	51
5.3.7. Riego	52
5.3.8. Aplicación de fertilizantes	53
5.3.9 Control de plagas y enfermedades.....	53
5.3.10 Control de malezas	54
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	55
6.1 Número de raíces en estacas de rosa según concentración de ácido indol-3-butírico.	55
6.2 Longitud de raíces en estacas de rosa según concentración de ácido indol-3-butírico	58
6.3 Estacas de rosa enraizadas	62
7. CONCLUSIONES	64
8. RECOMENDACIONES	65
9. BIBLIOGRAFÍA	66
10. ANEXOS	73
10.1 Cálculos para preparación de ácido indol-3-butírico	73
10.2. Pruebas de sensibilidad	79
10.3. Supuestos número de raíces por estaca	80
10.4. Prueba de normalidad a la variable número de raíces por estaca	82

10.5. Prueba de Shapiro-Wilk para la variable número de raíces por estaca	83
10.6. Homogeneidad de varianzas e independencia para la variable número de raíces por estaca	83
10.7. Prueba de Levene para la variable número de raíces por estaca	84
10.8 Análisis de varianza para la variable número de raíces por estaca	85
10.9. Prueba de Tukey para la variable número de raíces por estaca	85
10.10 Supuestos longitud de raíces por estaca	86
10.10.1. Prueba de normalidad para la variable longitud de raíces por estaca.....	88
10.10.2. Prueba de Shapiro-Wilk para la variable longitud de raíces por estaca.	89
10.10.3. Homogeneidad de varianzas e independencia para la variable longitud de raíces por estaca.....	90
10.10.4 Prueba de Levene para la variable número de raíces por estaca	91
10.10.5 Análisis de varianza para la variable longitud de raíces por estaca	91
10.10.6. Prueba de Tukey para la variable longitud de raíces por estaca	92

ÍNDICE DE CUADROS

PÁGINA

Cuadro 1. Clasificación botánica de <i>Rosa sp.</i>	3
Cuadro 2. Descripción de las auxinas y su efecto a nivel celular y vegetal.....	13
Cuadro 3. Fitorreguladores auxínicos utilizados para fines agronómicos.	26
Cuadro 4. Principales fitohormonas y los procesos que inhiben o activan.....	30
Cuadro 5. Propiedades físicas de los principales sustratos usados en la propagación asexual.	33
Cuadro 6. Manejo del riego según los días de enraizamiento.....	35
Cuadro 7. Tratamientos evaluados en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	43
Cuadro 8. Resultados del ANOVA para la variable de número de raíces inducidas por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	57
Cuadro 9. Número de raíces según tratamiento en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.....	57
Cuadro 10. Resultados del ANOVA para la variable longitud de raíces según tratamiento en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	60
Cuadro 11. Longitud de raíces según tratamiento en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.....	61
Cuadro 12. Porcentaje de estacas por tratamiento con presencia de raíces en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	62

	PÁGINA
Cuadro 13A. Boleta para el registro de datos en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.....	74
Cuadro 14A. Resumen de los tratamientos en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.....	80
Cuadro 15A. Promedio de número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.....	81
Cuadro 16A. Promedio de longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.....	87

ÍNDICE DE FIGURAS

PÁGINA

Figura 1. Morfología del rosal.....	4
Figura 2. Partes de la planta de rosa que son afectadas por plagas y enfermedades.	7
Figura 3. Estaca de rosa.	8
Figura 4. Experimentos realizados por Darwin en 1880 y Bowsen – Jensen 1913.	15
Figura 5. El transporte de auxinas dentro de las plantas con dirección hacia la base.	23
Figura 6. Concentración de auxinas en la raíz.	28
Figura 7. Mapa de ubicación de finca Primarrosa.....	36
Figura 8. Distribución de los tratamientos en el área experimental en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	44
Figura 9. Corte y selección de estacas en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	47
Figura 10. Recipientes utilizados en la producción de cepellones en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	48
Figura 11. Preparación del sustrato para el enraizamiento de estacas en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	49
Figura 12. Preparación del ácido indol-3-butírico para el enraizamiento de estacas en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	50

Figura 13. Inmersión de las estacas en el ácido indol-3-butírico previo a la siembra de las estacas en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020. 51

Figura 14. Siembra de las estacas con la aplicación de ácido indol-3-butírico en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020. 52

Figura 15. Estacas con presencia de Botrytis sp. en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020. 53

Figura 16. Número de raíces inducidas por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020. 55

Figura 17. Fotografía que muestra el número de raíces inducidas por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020. 56

Figura 18. Longitud de raíces inducidas por los tratamientos en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020. 59

Figura 19. Comparación del testigo contra los diferentes tratamientos en la longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020. 59

Figura 20A. Montaje del experimento en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020. 78

Figura 21A. Medición de la variable longitud de raíces en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	78
Figura 22A. Medición de la variable número de raíces en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	79
Figura 23. QQ-plot de la variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	82
Figura 24A. Prueba de Shapiro-Wilk para la variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	83
Figura 25A. Homogeneidad de varianzas e independencia para la variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	83
Figura 26A. Variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	84
Figura 27A. Análisis de la varianza para la variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	85
Figura 28A. Prueba de Tukey para la variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	85

Figura 29A. Comparación del número de raíces por estaca en los tratamientos con respecto al testigo en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	86
Figura 30A. Prueba de normalidad para la variable longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango , 2020.	88
Figura 31A. Prueba de Shapiro-Wilk para la variable de longitud de raíces en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	89
Figura 32A. Homogeneidad de varianzas e independencia para la variable longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	90
Figura 33A. Prueba de Levene para la variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	91
Figura 34A. Análisis de la varianza para la variable longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	91
Figura 35A. Prueba de Tukey para la variable longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	93

PÁGINA

Figura 36A. Comparación del testigo contra los diferentes tratamientos en la longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.	94
--	----

EFFECTO DE CUATRO CONCENTRACIONES DE ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN LA
INDUCCIÓN DE RAÍCES EN ESTACAS DE ROSA (Rosa sp. var Natal Brier) EN FINCA
PRIMAROSSA, ZARAGOZA, CHIMALTENANGO, GUATEMALA, C.A.

EFFECT OF FOUR CONCENTRATIONS OF INDOLBUTYRIC ACID ON THE INDUCTION
OF ROOTS IN ROSE STAKES (Rosa sp. Var Natal Brier) IN FARM PRIMAROSSA,
ZARAGOZA, CHIMALTENANGO, GUATEMALA, C.A.

RESUMEN

El presente documento muestra los datos obtenidos de la investigación llevada a cabo en el municipio de Zaragoza, Chimaltenango, específicamente, en la finca productora y exportadora de rosas, Primarossa.

En la investigación se evaluó el efecto de cuatro concentraciones de ácido indol-3-butírico en el proceso de enraizamiento de estacas de rosas, dichas dosis correspondían a: a) 2,000 ppm, b) 3,000 ppm, c) 4,000 ppm, d) 4,500 ppm y e) un testigo absoluto. El método de aplicación del ácido indol-3-butírico fue por medio de inmersión rápida por 10 s.

El modelo estadístico utilizado para el análisis de las variables fue un diseño completamente al azar, dichas variables evaluadas en este estudio fueron: a) número de raíces por estaca, b) longitud de raíces por estaca y c) número de estacas enraizadas.

Los resultados obtenidos demostraron que el tratamiento donde se aplicó 4,500 ppm presentó mejor respuesta en longitud de raíces y un mayor número de raíces por estaca. Además, todos los tratamientos, incluyendo el testigo, al que no se le aplicó ninguna concentración de ácido indol-3-butírico, tuvieron presencia de raíces.

Por lo que, se concluye que a mayor concentración de ácido indol-3-butírico para la propagación de estacas de rosa, considerando el rango de 2,000 ppm a 4,500 ppm, se obtiene mejores resultados con respecto al número de raíces y longitud de raíces.

ABSTRACT

This document demonstrates the data obtained from the research carried out in the municipality of Zaragoza, Chimaltenango, specifically, in the rose producing and exporting farm, Primarossa.

The investigation evaluated the effect of four concentrations of indole-3-butyric acid on the rooting process of rose cuttings, these doses corresponded to: a) 2,000 ppm, b) 3,000 ppm, c) 4,000 ppm, d) 4,500 ppm and e) the control. The indole-3-butyric acid application method was by rapid immersion for 10 s.

The statistical model used for the analysis of the variables was a completely randomized design, these variables evaluated in this study were: a) number of roots per stake, b) length of roots per stake and c) number of rooted stakes.

The results obtained demonstrated that the treatment where 4,500 ppm was applied presented a better response in root length and a greater number of roots per stake. In addition, all treatments, including the control, to which no concentration of indole-3-butyric acid was applied, had the presence of roots.

Therefore, it is concluded that the higher the concentration of indole-3-butyric acid for the propagation of rose cuttings, considering the range of 2,000 ppm to 4,500 ppm, the better results are obtained with respect to root number and root length.

1. INTRODUCCIÓN

El cultivo de rosa es de gran importancia económica para las empresas exportadoras de flor de corte, por ello buscan alternativas de producción; la propagación de patrones es un procedimiento para producir cepellones que posteriormente serán injertados. Un productor de rosas busca calidad y se fundamenta en parámetros como: a) el follaje, b) buen basaleo, c) buen desarrollo radicular y d) económicamente rentable. Sin embargo, en el mercado existen pocos productores de plántulas patrón, pero no garantizan una buena calidad, siendo este el principal problema para los productores de rosas. Debido a ello finca Primarossa ha optado por producir plántula patrón, su problema está asentado en establecer la mejor forma para propagar patrones.

El objetivo principal de finca Primarossa es mantener la productividad de la empresa por medio de la producción que tienen las variedades de rosas de corte que cultivan. Existe una alta diversidad de variedades de esta especie cultivada, entre las cuales destacan las variedades de colores y la variedad roja. En la finca existen variedades que no alcanzan los estándares de productividad que la finca ha establecido, lo anterior repercute económicamente en las finanzas de la finca, debido a la inversión que se ha realizado en estas variedades.

Para evitar este problema la finca ha decidido eliminar algunas variedades de los invernaderos y se sustituirán por variedades categorizadas como productivas. Sin embargo, para la renovación de las variedades se deben realizar siembras de plantas patrones las cuales se deberán enraizar. Para ser eficientes en la producción de plantas patrón es necesario conocer la concentración de ácido indol-3-butírico (AIB) con la cual se obtenga mayor número de estacas enraizadas y una mayor cantidad de raíces en las mismas.

Al conocer la concentración de ácido indol-3-butírico (AIB) se podrá establecer una metodología para facilitar el proceso de propagación de rosas por estacas, además se podrán hacer proyecciones de cuántas estacas de rosa se pueden producir y en cuanto

tiempo. Además de garantizar la calidad con base a la longitud de las raíces y cantidad de raíces de la planta patrón enraizada.

Esto será de utilidad en procesos de renovación de plantaciones o de productores nuevos, según Gutiérrez (2016), la reproducción asexual puede acortar el tiempo de desarrollo de las plantas con fines productivos, por lo que la presente investigación se enfocó en evaluar el efecto de diferentes concentraciones de ácido indol-3-butírico, como fuente de auxinas en el enraizamiento de estacas de rosa.

El tratamiento 4,500 ppm presentó mejor respuesta en longitud de raíces y un mayor número de raíces por estaca. Para propagar estacas de rosa se recomienda utilizar la concentración del tratamiento 4,500 ppm debido a que se obtendrá una mayor cantidad de raíces y longitud de raíces. Todos los tratamientos, incluyendo el testigo, al que no se le aplicó ninguna concentración de ácido indol-3-butírico, tuvieron presencia de raíces.

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Marco referencial

2.1.1. Origen de la rosa

La rosa es la principal flor cortada. Su alto valor económico la convierte en el cultivo ornamental más importante del mundo. La mayoría de los investigadores consideran que la rosa se originó en el Lejano Oriente, especialmente en China. Sin embargo, se ha encontrado en la costa mediterránea de África desde la antigüedad. También se encontraron pruebas de su existencia, en un estudio con carbono-14 en fósiles encontrados en Oregón y Colorado en los Estados Unidos (Quimbiamba 2019).

2.1.2. Taxonomía

Las rosas (*Rosa sp.*) son arbustos ornamentales cultivados principalmente por sus hermosas flores, sus vistosos frutos, atractivo follaje y otras características (Aldana 1999). Su clasificación botánica se muestra en el cuadro 1.

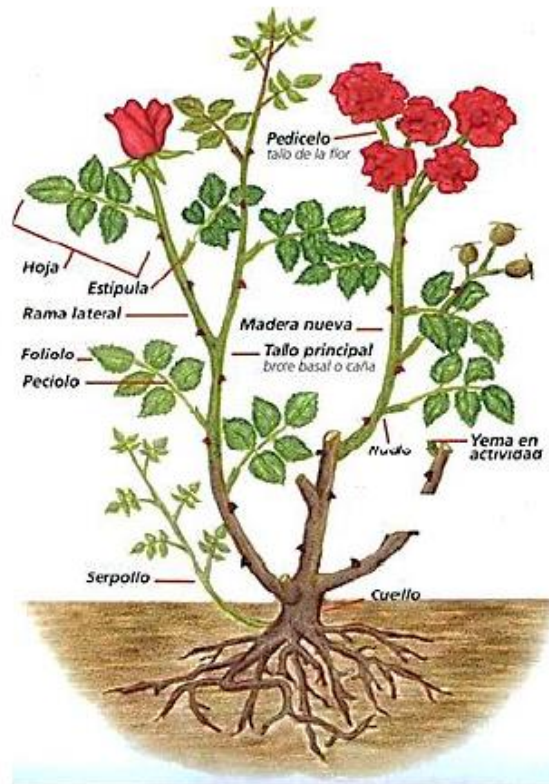
Cuadro 1. Clasificación botánica de *Rosa sp.*

Reino	Vegetal
División	Espermatofitos
Subdivisión	Angiospermas
Clase	Dicotiledóneas
Orden	Rosales
Familia	Rosáceas
Tribu	Roseas
Género	Rosa

Fuente: Yong, 2004.

2.1.3. Morfología

El aspecto de las plantas de la familia de las rosáceas varía, pues son arbustos de todos los tamaños y formas posibles hasta plantas trepadoras de 12 m, generalmente con espinas, hojas alternas, rugosas, con flores terminales de varios colores, solitarias o en panícula, con cáliz redondo u ovoide, pétalos redondos en forma de corazón, cóncavos, estambres con pistilo. Su fruto es una baya carnosa con un cáliz terminal y muchas semillas pequeñas, ovaladas y peludas. En la figura 1 se muestra la morfología del rosal (Toribio 2017).



Fuente: Molina, 2017.

Figura 1. Morfología del rosal.

Las rosas son arbustos leñosos con hojas compuestas que brotan en disposición espiral sobre los tallos con respecto a la flor principal. Los brotes o tallos generalmente tienen algunas hojas labiales en la base. Actualmente, las variedades comerciales de rosa son híbridos de especies de rosa desaparecidas. Presentan tallos largos y atractivas flores dispuestas individualmente o con algunos capullos laterales, de tamaño mediano o grande y numerosos pétalos que forman un cono central visible (Toribio 2017).

2.1.4. Requerimientos edafoclimáticos del rosal

A. Temperatura

Para la mayoría de las variedades de rosas, la temperatura de crecimiento está entre 17 °C y 25 °C, con una mínima de 15 °C por la noche y una máxima de 28 °C durante el día. Se recomienda cultivar a una altitud de 500 m a 2,800 m s.n.m. (Quimbiamba 2019).

B. Requerimientos edáficos

Para el cultivo de rosas el suelo debe estar drenado y aireado para evitar encharcamientos, por lo que los suelos que no cumplan estas condiciones deben mejorarse en este sentido, pudiendo emplear diversos materiales orgánicos. Las rosas toleran un suelo ácido, aunque el pH debe mantenerse en torno a 6, no toleran elevados niveles de calcio, desarrollándose rápidamente las clorosis debido al exceso de este elemento. Tampoco soportan elevados niveles de sales solubles, recomendando no superar el 0.15 % (Espinosa 2013).

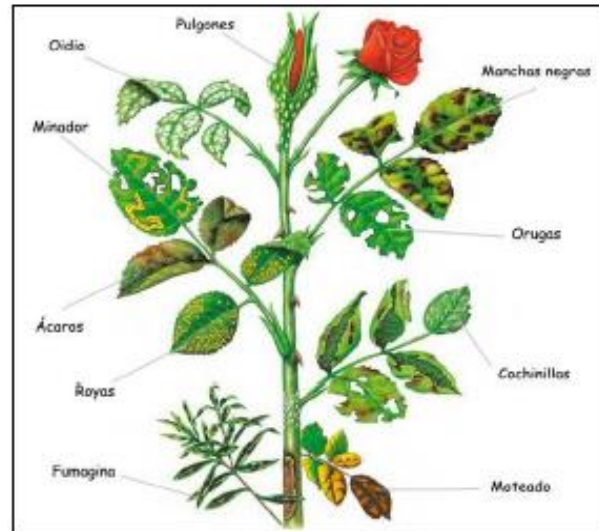
2.1.5. Principales plagas y enfermedades

La araña roja (*Tetranychus urticae*) es la plaga más destructiva en el cultivo de rosas, porque esta infestación ocurre muy rápidamente y puede causar un daño considerable antes de ser reconocida. Se desarrolla principalmente cuando la temperatura es alta y la humedad ambiental es baja. El control utilizado debe tener un efecto dual, tanto ovicida como insecticida (Quimbiamba 2019).

Según Rondeau (2013) citado por Quimbiamba (2019), los pulgones verdes (*Macrosiphum rosae*), miden 3 mm de longitud afectan las ramas jóvenes o los capullos de flores, y luego muestran manchas descoloridas hundidas en los pétalos posteriores. Un ambiente seco, pero no caluroso es propicio para el desarrollo. La aplicación de productos piretroides puede disminuir la propagación de esta plaga.

El mildiú vellosa (*Peronospora sparsa*) causa la enfermedad más peligrosa de los rosales, porque perderá sus hojas rápidamente y será difícil restaurar las plantas si no se toman medidas a tiempo. Se desarrolla bien en condiciones de alta humedad y alta temperatura, y aparecen manchas irregulares de color marrón o púrpura en la parte superior de las hojas, pecíolos y tallos en áreas de crecimiento activo. Debajo de las hojas, puedes ver los cuerpos fructíferos del hongo con pequeñas áreas grises (Molina 2017).

El desarrollo de moho gris (*Botrytis cinerea*) se ve afectado por la baja temperatura y la alta humedad relativa, crece en cualquier zona de cultivo, así mismo, es necesario cuidar las heridas que puedan ocurrir durante el proceso de poda, ya que pueden ser fácilmente superadas por patógenos. Cualquier enfermedad fúngica debe ser controlada inmediatamente mediante ventilación, desinfección de materiales y uso de productos químicos (Cerezo 2015). En la figura 2 se muestran las partes de la planta que son afectadas por plagas y enfermedades.



Fuente: Cerezo, 2015.

Figura 2. Partes de la planta de rosa que son afectadas por plagas y enfermedades.

2.1.6. Reproducción de rosa

A. Reproducción sexual

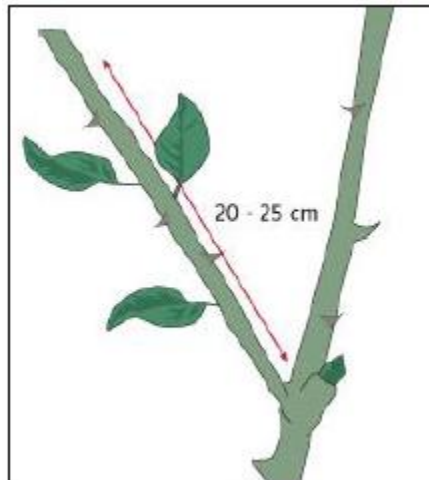
La reproducción sexual se refiere a la propagación de plántulas por medio de semillas. Cabe señalar que las semillas deben contener embriones producidos por fertilización del saco embrionario, en algunas especies puede haber semillas con embriones producidos por división mitótica (Quimbiamba 2019).

B. Reproducción asexual

Para propagar rosales por medio de esquejes o estacas, es necesario seleccionar ramas que hayan florecido, las cuales deben de tener un grosor de 10 mm (similar al grosor de un lápiz) y la longitud de 20 cm a 25 cm. El tallo debe ser recto y maduro. Esto se puede confirmar cuando las espinas se desprenden fácilmente del tallo (Cárdenas y López 2011).

Las plantas propagadas vegetativamente replican toda la información genética de las plantas parentales a través de la replicación del ADN. De esta forma, las características específicas de una determinada planta continúan en la propagación del clon (Quimbiamba 2019).

Debido a la composición genética (genotipo) de la mayoría de las variedades de árboles frutales y plantas ornamentales, el proceso de reproducción asexual es muy importante, cuando se propaga a través de semillas, las características que distinguen a estos tipos, desaparecen inmediatamente (Huanca 2010). En la figura 3 se muestra la estaca de rosa.



Fuente: Cárdenas y López, 2011.

Figura 3. Estaca de rosa.

Los esquejes son partes de las plantas, como raíces, ramas, brotes u hojas, que pueden producir nuevas plantas. Utilizando partes de las ramas que contienen yemas terminales o laterales, producirán raíces adventicias y a su vez nuevas plantas. Según la madurez del tejido se clasifican por: estacas de consistencia leñosa y estacas de consistencia semileñosa.

Las estacas leñosas muestran tallos duros y consistentes, los esquejes seleccionados deben ser plantas vigorosas y sanas que crezcan bajo la luz solar directa. El tamaño de los esquejes seleccionados es de entre 10 cm y 30 cm, o incluso mayor. Cada corte debe contener al menos tres nudos y el diámetro puede variar de 8 mm a 1.50 cm (Espinosa 2013).

Las estacas semileñosas se pueden obtener de arbustos de hoja perenne o de plantas de hoja ancha persistentes o de hoja perenne que se propagan a través de estacas semileñosas. Esta técnica permite multiplicar fácilmente las especies frutales y forestales en la agricultura y la silvicultura, que se cortan entre 10 cm y 25 cm de longitud y solo se quitan las hojas de la base. En especies con hojas más grandes, se reduce el tamaño de las hojas para reducir la superficie de transpiración (es decir, se cortan las hojas y solo queda la mitad de las hojas), y se corta la base directamente debajo de los nudos para facilitar la formación de raíces (Weldt 2008).

2.1.7 Selección de material a multiplicar

Los esquejes se seleccionan de pedicelos que permiten un desarrollo completo para garantizar que las ramas que producen flores sean auténticas. Además, los cogollos sin flores son menos vigorosos y por tanto tienen menos reservas para ser enraizados. Dependiendo de la disponibilidad de material vegetal, se pueden utilizar estacas con dos yemas o tres yemas, aunque se prefieren aquellas con tres yemas porque tienen mayor longitud (Garden 2009).

Los mejores resultados se obtienen generalmente cuando el contenido de carbohidratos de la planta madre es alto y el contenido de nitrógeno es relativamente bajo. Por lo tanto, se recomienda que las plantas crezcan a plena luz del sol y limiten el suministro de nitrógeno (Cuzco 2014).

Generalmente, los esquejes en la etapa juvenil de las plantas son más fáciles de enraizar. La facilidad de enraizamiento disminuye con la senescencia de las plantas; las ramas laterales sin crecimiento rápido suelen ser más adecuadas que las terminales. Las bases de las ramas son las más convenientes porque tienen menor contenido de nitrógeno y mayor contenido de carbohidratos. El aislamiento de las ramas también favorece la formación de raíces adventicias (Cuzco 2014).

En las plantas, el tallo es el eje de la parte aérea de las plantas superiores y es un órgano que sostiene hojas, flores y frutos. Su función principal es sostener y transportar productos fotosintéticos (carbohidratos y otros compuestos producidos durante la fotosíntesis) entre raíces y hojas. El tallo se utiliza como una parte importante de la reproducción asexual y consta de tres sistemas de tejidos: el dérmico, el fundamental y el vascular, éstos tienen la característica de producir raíces pivotantes, lo que indica que cuanto más largo es el tallo, mayor es la reserva para enraizar (Yong 2004).

Por otra parte, los autores Zieslin y Mor (1990) plantean que las ramas que son utilizadas para la propagación de rosas, en su zona inferior y en su zona media deben tener aproximadamente 0.50 cm de diámetro (diámetro de lápiz) y sus yemas no deben haber iniciado su elongación o brotes, recomiendan utilizar segmentos de 5 mm a 10 mm de diámetro.

Menciona Yong (2004), citando a Eraso (2000) que, la longitud de las estacas se plantea que sea de más de 15 cm. Una vez seleccionado el material a propagar, se procede al corte y preparación de la estaca. El corte se inicia por la parte inferior del tallo, efectuándose en forma recta cerca de la primera yema; se cuentan en total tres yemas hacia arriba de la estaca y se realiza un segundo corte diagonal a 1 cm de la última yema.

Álvarez (1980) citado por Yong (2004) plantea que el corte basal (inferior) se realice a 2 cm o 3 mm por debajo del nudo y debe hacerse en sentido transversal, con el propósito de facilitar el enraizamiento; el corte distal (superior) se hará inclinado, procurando que su extremo inferior quede aproximadamente a 2 cm sobre un nudo y su inclinación esté

orientada hacia la parte opuesta a la yema superior. En experiencias realizadas utilizando sustrato, el corte en la parte superior es a 0.50 cm arriba de la hoja más alta.

Actualmente, los propagadores (viveristas) tienden a la preparación de las estacas de menor longitud (15 cm o 20 cm) y aún menos (10 cm o 15 cm), determinado esto por el largo de los entrenudos; tal práctica permite un mayor aprovechamiento del material de multiplicación disponible (Yong 2004).

2.1.8. Importancia del diámetro y la longitud de la estaca

El corte más vigoroso es el brote terminal. Sin embargo, no hay referencia al patrón o tamaño de corte apropiado para asegurar la mayor viabilidad y tasa de crecimiento durante la propagación de estacas (Lemes *et al.* 2010).

Señala Martínez (2008) citado por Quimbiamba (2019) que en propagación vegetativa recomiendan utilizar estacas con un diámetro superior a 8 mm y una longitud superior a 15 cm en función de la disponibilidad de yemas, porque la reserva en esta parte del tallo está directamente relacionada con los carbohidratos.

Otra posibilidad es colocar los tallos en la posición de crecimiento de los tallos. Antes de sembrar se puede triturar el extremo de la estaca. El efecto de esta trituración es que las plantas segregan una serie de sustancias enraizantes (Cruz *et al.* 2010).

2.1.9 Hormonas vegetales de crecimiento

Las hormonas vegetales, también conocidas como fitohormonas (Azcón-Bieto y Talón 2013), éstas “se producen en la célula de la planta, sin formar glándulas” (Cruz *et al.* 2010:39), y son sustancias orgánicas que están disponibles en bajas concentraciones, las cuales se sintetizan en un tejido específico, y se traslocan a otros, en donde, ejercen sus efectos reguladores (Duval 2006).

Éstas controlan el crecimiento de las plantas, incluidas las raíces, las hojas, la floración, la formación de frutos y la germinación. Las hormonas están involucradas en varios procesos y, de la misma manera, cada proceso está regulado por la acción de múltiples hormonas. Fenómenos de equilibrio y antagonismo hormonal establecidos, que conducen a una regulación precisa de las funciones de la planta (Cruz *et al.* 2010).

Cabe resaltar que “en las plantas, la comunicación química se establece fundamentalmente a través de hormonas” (Azcón-Bieto y Talón 2013:369).

Los principales tejidos en los que sucede la biosíntesis hormonal son los ápices meristemáticos de raíces y tallos, semillas en desarrollo, primordios de órganos reproductores, o vegetativos; así también, la afectación por estrés puede desencadenar en órganos maduros la biosíntesis de algunas hormonas (Azcón-Bieto y Talón 2013).

En la actualidad se conocen cinco grupos de fitohormonas clásicas, siendo éstas las a) auxinas, b) giberelinas, c) citoquininas, d) ácido abscísico y e) etileno (Duval 2006, Lallana y Lallana 2020). Sin embargo, en los últimos años se han aislado sustancias que también pueden clasificarse como hormonas, en este nuevo grupo incluyen los brasinosteroides, oxilipinas, poliaminas, salicilatos, oligopéptidos y óxido nítrico (Azcón-Bieto y Talón 2013).

A. Auxinas

Las auxinas son un grupo de hormonas vegetales naturales que regulan el crecimiento y desarrollo de las plantas. La forma principal en las plantas es el ácido indol acético (AIA), que es muy activa en los bioensayos y generalmente existe en concentraciones nanomolares (Ludwig-Müller y Cohen 2002).

Según Alcántara *et al.* (2019) citando a Hernández (2008), las auxinas interfieren con las actividades de las plantas, como el crecimiento del tallo, la formación de raíces, la

inhibición de las yemas laterales, las hojas, el desprendimiento de frutos y la activación de las células del cámbium.

Dentro de las auxinas más conocidas a nivel celular se encuentran el ácido indol-3-butírico, ácido naftaleno acético y ácido indolacético. En el cuadro 2 se muestra la descripción de la fitohormona y su efecto a nivel celular y vegetal.

Cuadro 2. Descripción de las auxinas y su efecto a nivel celular y vegetal.

Fitohormona	Variedades encontradas	Efecto a nivel vegetal	Efecto a nivel celular	Precursor orgánico
Auxinas	Ácido indolacético (AIA) Ácido indol-butírico (AIB) 2,4-dicloro-fenoxiacético (2-4-D) Ácido naftalenacético (NNA)	Formación y elongación de tallos. Producción de diferentes raíces adventicias. Aumento de la dominancia apical.	División y elongación celular. Diferenciación celular. Promoción división celular meristemática. Aumenta el contenido osmótico celular. Aumenta la permeabilidad celular. Aumento de producción proteica. Disminución de la presión de la pared celular.	L – triptófano

Fuente: Alcántara *et al.*, 2019.

Otras formas naturales de auxina son el ácido 4-cloroindol acético (4-CIAIA), el ácido fenilacético (PAA) y el ácido indol propiónico (Ludwig-Müller y Cohen 2002).

B. Descubrimiento auxinas

La primera hormona descubierta resultó ser el ácido indolil-3-acético y se denominó auxina (del griego crecer o incrementar) comúnmente llamado ácido indol-acético o AIA (Nabors 2006).

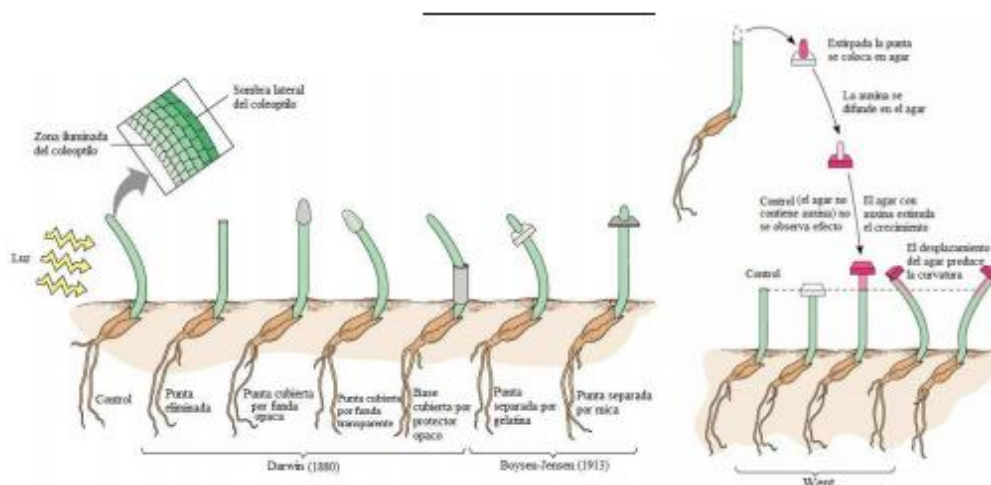
El conocimiento de una estructura química capaz de alterar el crecimiento de plantas aportó nuevos enfoques agronómicos a finales de los años cuarenta y durante los años cincuenta, estos enfoques se basan en los primeros experimentos de reguladores de crecimiento vegetal en ser descubiertos. Los experimentos realizados en 1880 por Charles Darwin y su hijo Francis fueron la base de dicho descubrimiento.

Los Darwin observaron que una plántula de gramínea se curva hacia la luz únicamente si la punta del coleóptilo, es decir, la vaina que cubre el vástago de dicha plántula, está presente. Si retiramos la punta o la cubrimos con una funda opaca, no se produce curvatura. Los experimentos de Darwin concluyeron que la punta del coleóptilo recibe la luz y envía una señal descendente a través del coleóptilo a la región que se alarga y curva (Nabors 2006).

En 1913, el botánico danés Peter Boysen-Jensen descubrió que dicha señal es móvil y puede atravesar agar permeable, pero no mica impermeable. En 1926, un holandés recién licenciado, de nombre Fritz Went, retiró puntas de coleóptilos, las puso en bloques de agar y descubrió que en el agar se acumulaba una sustancia que inducía el crecimiento cuando dichos bloques se situaban en coleóptilos con las puntas retiradas. Went llamó a esta sustancia auxina (del griego auxein, "aumentar").

Pero Went fue más allá. Observó que, si colocaba el bloque en la mitad de la superficie cortada de la punta, el coleóptilo solo crecería en ese lado. Más tarde, en 1931, se determinó que la forma estructural de la auxina era la del ácido indolacético (AIA) (Nabors 2006).

También se acuñan nuevos vocablos para designar estas sustancias. Así, una fitohormona sería un producto de origen natural, endógeno a la planta; mientras que un fitorregulador podría ser tanto una sustancia natural como sintética, aunque ambas desempeñarían funciones similares. Algunos de estos fitorreguladores, en concentraciones altas, podrían ser letales para la planta, y entonces pasarían a la categoría de herbicida. En la figura 4 se muestran los diferentes experimentos realizados por Darwin en 1880 y Boysen – Jensen 1913 (Nabors 2006).



Fuente: Nabors, 2006.

Figura 4. Experimentos realizados por Darwin en 1880 y Boysen – Jensen 1913.

C. La primera hormona descubierta

Una vez conocida la existencia de una sustancia estimuladora, se iniciaron los trabajos para aislar e identificar químicamente el compuesto. La escasa cantidad que podía obtenerse a partir de los ápices del coleóptilo, dejando que difundiese sobre bloques de agar, no permitía su análisis dada la escasa sensibilidad de las técnicas analíticas de la época; por ello se buscaron materiales alternativos con el fin de obtener una cantidad importante de sustancia, como la obtenida en el bioensayo de Went (Azcón-Bieto y Talón 2013).

Tras varios intentos, entre 1934 y 1935 dos grupos (el de Kögl, Haagen-Smit y Erxleben), partiendo de orina humana, y el de K. V. Thimann, usando extractos de cultivos del hongo (*Rhizopus suinus*) consiguieron obtener una sustancia a la que se denominó «auxina» (del griego: hacer crecer, incrementar) y cuya estructura química resultó ser la del ácido indolil-3-acético, comúnmente llamado ácido indolacético o AIA (Azcón-Bieto y Talón 2013).

D. Actividad de las auxinas

La intensidad de la respuesta a la auxina depende de la concentración en cada órgano. Ello pone de manifiesto la importancia que para la planta tiene la existencia de mecanismos que regulen eficazmente la concentración de hormonas, a fin de mantener en cada momento y lugar la concentración óptima. La velocidad de biosíntesis, conjugación, hidrólisis de los conjugados y oxidación (descarboxilativa y no descarboxilativa), así como la intensidad del transporte de llegada (importación) y de salida (exportación), son factores decisivos en la regulación de la concentración local de auxina (Azcón-Bieto y Talón 2013).

La efectividad de la concentración de auxina toma en cuenta su posible compartimentación dependiente del pH. Al considerar el pH de los diferentes compartimentos celulares, la localización preferente del AIA es el citoplasma en donde se encuentra en forma de anión. El cloroplasto almacena hasta un tercio de AIA celular,

iniciándose la ruta de biosíntesis del AIA entrada a otros compartimentos, como vacuolas o el aparato de Golgi, así como a orgánulos como los cloroplastos, podría realizarse mediante transportadoras que posibilitarían el paso a través de las membranas (Azcón-Bieto y Talón 2013).

E. Metabolismo de las auxinas

La síntesis de las auxinas se lleva a cabo en todos los tejidos de la planta, donde, la mayor actividad se concentra en los más jóvenes. La síntesis se puede realizar por: a) triptófano (Trp) y b) derivado del triptófano (independiente a éste) (Garay Arroyo *et al.* 2014).

El aminoácido triptófano está considerado el principal precursor del AIA; la conversión del triptófano en AIA puede producirse por distintas rutas. En la mayoría de las especies vegetales, la ruta más frecuente es el ácido indol pirúvico. En cuanto a la zona de biosíntesis del AIA en la planta suele ser en los ápices de coleóptilos, los tallos y las hojas jóvenes, el cámbium y las semillas en desarrollo, estos suelen ser los lugares más importantes. No obstante, las hojas adultas y raíces también pueden sintetizar AIA pero se considera del AIA procede del tallo (Azcón-Bieto y Talón 2013).

Además, la síntesis por triptófano puede derivar por cuatro rutas: a) descarboxilación para la producción de triptamina; b) oxigenación (ruta sintética) para formar indolacetamida (IAM); c) por transaminación para crear indol-3-acetaldoxima (IAOx) (Jordán y Casaretto 2006).

De acuerdo con Garay Arroyo *et al.* (2014:14) “el catabolismo ocurre a través de la oxidación enzimática del núcleo del indol del AIA o a través de la descarboxilación oxidativa tanto de la cadena como del número del AIA”. Ésta última, juega un rol importante en la respuesta del estrés oxidativo y de la maduración del fruto.

F. Efectos fisiológicos de las auxinas

Las auxinas están implicadas en procesos del desarrollo vegetal ya que afectan a la división, el crecimiento y la diferenciación de las células. Dadas las funciones que posee esta hormona es considerada como un tipo de morfógeno capaz de inducir la diferenciación celular de órganos como raíces, tallos y hojas, y así mismo, dar origen a ellos (Ortuño *et al.* 2015).

Menciona (Garay-Arroyo *et al.* 2014), que esta fitohormona está distribuida diferencialmente entre células y tejidos, en algunos casos se acumula localmente en una célula o un grupo de células, en otros cambia su distribución entre células y finalmente, también puede tener una distribución diferencial en los tejidos vegetales.

Fisiológicamente, las auxinas desencadenan reacciones que estimulan el crecimiento vegetal e inhiben los procesos de senescencia. Tejidos ricos en auxinas estimulan el transporte de fotoasimilados condicionando la dominancia apical e inhibiendo el crecimiento de los brotes laterales (Ortuño *et al.* 2015).

Según Duval (2006), los aspectos fisiológicos relacionados con las auxinas son los siguientes: a) estimulan la elongación celular; b) estimulan la división celular en el cámbium en presencia de citoquininas; c) estimulan la diferenciación de xilema y floema y la formación de raíces laterales y adventicias; d) producen una curvatura de la punta de la planta hacia la luz (fototropismo); e) reprimen el desarrollo de brotes axilares laterales manteniendo dominancia apical y f) retrasan la senescencia de las hojas.

Según Azcón-Bieto y Talón (2013), las auxinas influyen de forma decisiva en procesos como la división celular del cámbium, la diferenciación vascular, la formación de raíces adventicias, la dominancia apical y el desarrollo de los frutos. Además, explica que, la reanudación de la actividad mitótica del cámbium en primavera está relacionada con la activación de la biosíntesis del AIA en la yema apical del tallo que se produce después de un letargo invernal.

En algunos casos, los efectos de las auxinas parecen estar producidos por la presencia de un gradiente de concentración entre distintas zonas de un órgano. Tal es el caso de las respuestas de crecimiento producidas por la luz y la gravedad (fototropismo y gravitropismo) (Azcón-Bieto y Talón 2013).

G. Mecanismos de acción de las auxinas

Las auxinas pueden actuar de las siguientes maneras: cambio en el tipo de ARN, alargamiento celular y en el incremento del metabolismo energético. Además existen información del actuar de las auxinas como agentes catalíticos o reguladores en fases del metabolismo de los carbohidratos (García 2004).

La estructura de las células vegetales, está condicionada por su contenido en agua y por su pared rígida. Para que una célula crezca se necesita una fuerza directriz, así como una alteración de las propiedades elásticas y plásticas de la pared (ablandamiento que permita la expansión celular gracias a la tensión de turgencia celular). El aumento de tamaño irá acompañado por la síntesis de nuevos materiales que refuercen las membranas y rellenen las paredes y los espacios apoplásticos en crecimiento.

La consolidación de las nuevas estructuras formadas hará irreversible el proceso y la célula habrá alcanzado así, un mayor tamaño. Tal como lo acota Amador (1999) citado por Mazariegos (2011), esto debido a los efectos sobre el metabolismo del ARN, por inducción de la transcripción de moléculas de ARN mensajero específico (ARNm), los mismos codifican proteínas necesarias para el crecimiento.

Este crecimiento tiene una interpretación bioquímica, la pared celular es un entramado de fibras de celulosa unidas a hemicelulosas, sustancias pépticas y algunas proteínas estructurales. El crecimiento implica la ruptura de algunos de estos enlaces para permitir la expansión celular. La auxina podría ejercer su acción a través de la acidificación del apoplasto (Azcón-Bieto y Talón 2013).

Según Hager (2003), citado por Jordán y Casaretto (2006) de acuerdo a esa teoría (efecto ácido) las auxinas estimulan el funcionamiento de la bomba de protones (H^+ -ATPasa) por medio de dos mecanismos: activación de las bombas preexistentes y por medio de la inducción de síntesis de nuevas (H^+ -ATPasas). Esto provoca la excreción de protones hacia el espacio apoplástico, lo cual genera disminución del pH por debajo de 5.5 y la consiguiente alteración en la estabilidad de los enlaces de hidrógeno de la pared o la actividad de enzimas específicas.

Estos mecanismos se llevan a cabo por medio de las expansinas (proteínas, favorecedoras de la plasticidad de la célula); las enzimas hidrolíticas actúan después, por lo que la célula aumenta de tamaño debido a la presión que se genera por la vacuola y por los nuevos materiales. El transporte y la síntesis de estos últimos también son regulados por las auxinas (Jordán y Casaretto 2006).

H. Distribución y biosíntesis de las auxinas

La cantidad de auxina presente en el tejido dependerá del tipo de tejido y de su edad. En los tejidos vegetativos, la concentración de auxina varía entre 1 μg y 100 μg (5.7 nmol a 570 nmol) por 1 kg de peso fresco. Las semillas, sin embargo, generalmente tienen una abundancia de auxinas. Por tanto, el endospermo de una semilla de maíz puede contener hasta 308 nmol de auxinas. Por el contrario, el brote de maíz contiene mucho menos auxinas (en el rango de 27 nmol). También se ha informado de un alto nivel de auxina en semillas de leguminosas, principalmente AIA peptidil, así como en los frutos después de la polinización (Jordán y Casaretto 2006).

A pesar de que la mayoría de los tejidos vegetales son capaces de biosintetizar niveles bajos de auxinas, se produce en gran parte en el meristemo apical del brote, frutos y semillas en desarrollo y en hojas jóvenes. La cantidad elevada de auxina presente en las

raíces se debe a su transporte desde otros sitios de producción en lugar de su biosíntesis solo en la punta de la raíz (Garay Arroyo *et al.* 2014).

La biosíntesis de auxinas se ha demostrado que puede llevarse a cabo en las puntas de las hojas de dicotiledóneas. Con el paso de desarrollo de las hojas, el sitio de la biosíntesis de auxinas se desplaza gradualmente hacia la base de las hojas y luego a la región central que representa el sistema vascular (Gutiérrez Luna 2017).

La síntesis puede llevarse a cabo por medio de dos vías: dependiente de triptófano e independiente de triptófano. La regulación por medio de estas vías es dependiente de estímulos externos, tales como el nivel de nutrientes, sequía, luz, frío, entre otros (Garay Arroyo *et al.* 2014).

I. Conjugación y degradación de las auxinas

A altas concentraciones, la auxina intracelular puede ser tóxica. Por lo tanto, es homeostático el control a través de la conjugación y la degradación también es necesario, además de la regulación de su biosíntesis. Tal proceso asegura la eliminación de auxina activa cuando esté disponible en concentraciones óptimas. Estos procesos (conjugación y / o degradación) también son operativos dentro de las células cuando se completa la acción de la auxina. La conjugación de AIA a glucosa, alanina y leucina es un proceso reversible, y la mayoría de las formas conjugadas se encuentran dentro de las vacuolas. Derivado de mioinositol de AIA también conduce a la liberación reversible de AIA libre a través de formación de péptidos AIA (Garay Arroyo *et al.* 2014).

El término “conjugación” denota que los compuestos formados a partir de la unión covalente de las auxinas a otras moléculas; las conjunciones más frecuentes son las que se realizan con aminoácidos y sacarosa, el primero se lleva a cabo por medio de un enlace amida y el segundo por medio de un enlace éster (Cossio 2013).

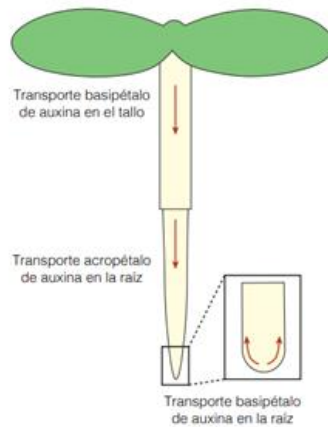
La conjugación es utilizada para almacenaje de auxinas y las protege de la oxidación por medio de peroxidasas. Además, tiene la función de actuar como mecanismo de desintoxicación al reducir los niveles de concentración de las auxinas (Cossio 2013).

El catabolismo se lleva a cabo a través de oxidación enzimática, sin embargo, no se ha encontrado suficiente información al respecto, se sabe que ocurre el núcleo del indol AIA o a través de descarboxilación oxidativa, la cual es indispensable en procesos como la maduración del fruto y en respuesta al estrés oxidativo (Garay Arroyo *et al.* 2014).

J. Transporte de las auxinas

El transporte de auxina es conducido por dos vías de transporte fisiológicamente distintas y separadas espacialmente: a) a través del floema, de una forma más rápida y no polar, y b) de célula a célula, de manera polar y más lenta (Munguía y Martínez 2018). El transporte rápido y no polar es importante para todo el desarrollo de la planta y más específicamente, para el desarrollo de las raíces laterales y la ramificación del tallo. Mientras que el transporte polar es importante para múltiples procesos de desarrollo como son: la formación del eje embrionario, la respuesta a los tropismos, el desarrollo del tejido vascular, la filotaxia, la dominancia apical y la morfogénesis de raíz, fruto y flor (Garay Arroyo *et al.* 2014).

El transporte polar va en sentido basípeto en tallos (del ápice hacia la base de la planta), mientras que el transporte acrópeto en raíces (hacia el ápice de la raíz) ocurre a través del floema, esto se muestra en la figura 5. El movimiento direccional de auxinas juega un papel crucial en la regulación del crecimiento y desarrollo en plantas, contribuyendo al mantenimiento de la polaridad global de la planta (BIOTECMED (Instituto Universitario de Biotecnología y Biomedicina España) 2021).



Fuente: Munguía y Martínez, 2018.

Figura 5. El transporte de auxinas dentro de las plantas con dirección hacia la base.

Márquez (2016), menciona que el modelo quimiosmótico surge a partir de la necesidad de explicar el mecanismo de transporte de las auxinas. Este modelo propone que, aproximadamente el 15 % del AIA al exterior de la célula se encuentra en su forma protonada en un medio ácido como el apoplasto y debido a la naturaleza hidrofóbica de su grupo indol, este es fácilmente permeable en la plasmalema, por lo que su transporte de entrada a la célula se da de forma pasiva, el AIA puede pasar al interior por toda la superficie celular, bien por difusión o mediante transportadores de entrada.

Cuando este entra al citoplasma, un medio alcalino, el AIA, sufre una desprotonación dando como resultado una molécula cargada, que requiere de transportadores específicos para su salida. Al pH neutro o ligeramente alcalino del citoplasma, el AIAH se disocia en $\text{AIA}^- + \text{H}^+$. La membrana celular es impermeable al anión acumulado en el citoplasma, que solo puede pasar mediante los transportadores de salida situados en la base de las células transportadoras. Se indican los transportadores de entrada y de salida. El transportador de salida circula rápidamente entre la membrana plasmática y un compartimiento endosómico (endosoma) (Márquez 2016, Azcón-Bieto y Talón 2013).

Cuando AIA se encuentra en forma desprotonada, éste cruza la membrana plasmática a través de transportadores PIN, estos transportadores se localizan entre el retículo endoplasmático y la membrana plasmática. Por el contrario, cuando el AIA se encuentra protonado, éste pasa a la membrana plasmática en forma pasiva (Márquez 2016).

K. Diferenciación vascular

La diferenciación es una característica propia de las plantas, que le permite tener a éstas un crecimiento ilimitado o indefinido, esto gracias a las células no especializadas que tienen la capacidad de dividirse y especializarse, lo que permite la formación de células diferenciadas con funciones y estructuras específicas, siendo estas las células meristemáticas (Cabezudo 2019).

Los órganos de una planta vascular son el tallo, las hojas y la raíz; así mismo, los tejidos vasculares sus principales componentes son el xilema y el floema (Muñoz 2016).

La auxina juega un papel importante en el proceso de la diferenciación del tejido vascular. Así mismo, esta fitohormona “es necesaria para que se forme el cámbium interfascicular” (diferenciado a partir de células de parénquima que separan los haces vasculares), “pero también para mantener la identidad de cámbium es decir para que se mantengan como células indiferenciadas. La mayor concentración de auxina se produce en el cámbium y decrece hacia el floema y el xilema” (Megías *et al.* 2018).

En el inicio de la diferenciación vascular, se alargan las células jóvenes del xilema, donde, originalmente tienen una pared celular delgada, la cual después aumenta su diámetro, definen su pared celular secundaria y adquieren las características particulares según su tipo de célula (elementos del vaso, fibras o parénquima) (Carrillo *et al.* 2013).

El floema de forma apolar se pueden transportar las auxinas. El AIA se sintetiza primeramente en el ápice de las yemas, y se transporta de forma polarmente hacia la raíz

mediante las células parenquimáticas asociadas al tejido vascular. Cuando ya ha llegado al tejido receptor, “el transporte de las auxinas es a través de las células de forma polar, activa y unidireccional con el consiguiente consumo energético” (Muñoz 2016:183).

L. Raíces laterales y adventicias

En este caso, las auxinas también se encuentran implicadas en este tipo de procesos de enraizamiento, que también conocen como la formación de raíces adventicias y laterales (Azcón-Bieto y Talón 2013).

La rizogénesis está asociada a la división celular, una práctica común en la horticultura, el desarrollo de las raíces laterales y adventicias es un fenómeno el cual es aprovechado para sistemas de propagación asexual, como la propagación por acodo y estacas (Cabrera 1999). Para este tipo de técnicas se suelen utilizar auxinas y citocinas para promover la diferenciación de raíces y tallos y la división celular. Donde, las auxinas son las encargadas de estimular “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 proceso también se atribuye para la formación de raíces adventicias en tejidos donde hayan grupo de células que estén en transcurso de división (Jordán y Casaretto 2006:7).

Cabe destacar que aunque morfológicamente son similares, sus procesos son diferentes de las raíces laterales y adventicias; la primera, “se originan a partir de las células del periciclo adyacentes a las células polares del xilema”, y las segundas, “se originan de distintos órganos (hipocótilos, hojas, tallos, etcétera)”, es decir, diferentes tipos celulares (Ibañez López 2015:7).

El transporte de auxinas de larga distancia es importante para el desarrollo de raíces laterales y la ramificación del tallo. Además, las proteínas AUX1/LAX actúan como simportadores de auxinas (transportadores de influjo) y los receptores TIR/AFBs (TIR1 y AFB2 son reguladores positivos y AFB4 regulador negativo) están involucrados en el desarrollo y formación de estas raíces (Garay Arroyo *et al.* 2014).

De acuerdo con Azcón-Bieto (2013:391) la formación de raíces adventicias es un proceso espontáneo que consta de dos etapas: la primera, “es la formación de primordios de raíz a partir de ciertas células susceptibles”; y la segunda es el crecimiento de raíces. La auxina es necesaria en ambas etapas, en diferentes concentraciones de acuerdo con la especie.

M. Aplicaciones comerciales

Actualmente los fitorreguladores auxínicos se comercializan en diversas formulaciones con numerosas posibilidades de empleo según las circunstancias agrícolas, los tipos de cultivo y las formas de aplicación que existen, éstos constituyen, dentro de los agroquímicos, un grupo de sustancias que, añadidas en cantidades muy pequeñas, modifican las pautas normales de desarrollo de las plantas, pueden ayudar a incrementar la productividad y mejorar la calidad del cultivo (Azcón-Bieto y Talón 2013).

El cuadro 3 muestra algunos de los fitorreguladores utilizados para fines agronómicos.

Cuadro 3. Fitorreguladores auxínicos utilizados para fines agronómicos.

Nombre común	Nombre químico	Aplicaciones
IBA	Ácido indol-3-butírico	Enraizamiento
4-CPA	Ácido 4-clorofenoxiacético	Cuajado de frutos

Continuación cuadro 3.

ANA	Ácido 1-naftilacético	Enraizamiento Aclareo Retardante en caída de frutos
2-NOA	Ácido 2-naftiloxiacético	Cuajado de frutos
ANA-m	Ácido 2-(1-naftil) acetamida	Aclareo
2,4-D	Ácido 2,4-diclorofenoxiacético (en forma de ésteres y sales)	Cuajado de frutos
2,4-DP	Ácido 2-(2,4-diclorofenoxi) propiónico	Retardo en la caída de frutos

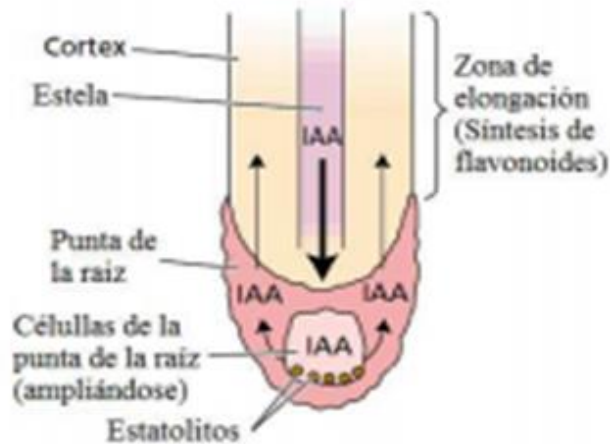
Fuente: Azcón-Bieto y Talón, 2013.

Algunas auxinas sintéticas son utilizadas como herbicidas debido a su capacidad para inhibir el crecimiento de las plantas a altas concentraciones, otras son usadas para inducir el enraizamiento durante la propagación vegetativa y para inducir la partenocarpia en los frutos (Ortuño *et al.* 2015).

Una de las aplicaciones más importantes de los compuestos auxínicos es la formación de raíces en la reproducción de ejemplares mediante la técnica de esquejado, para ello se utilizan sustancias como el ácido indolbutírico (IBA) o el ácido naftalenacético (ANA). Estas sustancias se pueden encontrar en el mercado tanto en polvo como en forma líquida (Duval 2006).

Mencionan Azcón-Bieto y Talón (2013) que la formación de raíces adventicias en esquejes es un proceso complejo que consta de, al menos, dos etapas: la formación de primordios

de raíz a partir de ciertas células susceptibles y el crecimiento de las raíces. Ambas etapas requieren auxinas, aunque en cada una de ellas las necesidades son diferentes y dependen de la especie. En la figura 6 se muestra las partes de la raíz y las zonas donde se concentran.



Fuente: Azcón-Bieto y Talón, 2013.

Figura 6. Concentración de auxinas en la raíz.

Se utiliza también en los cultivos in vitro de tejidos vegetales, en especial la formación de callos, explican Azcón-Bieto y Talón (2013) que la aplicación de auxina sobre la superficie de un callo estimula la formación de traqueidas por diferenciación de las células del callo.

2.1.10. Giberelinas

Las giberelinas (GA) promueven la germinación de las semillas e inducen la brotación; promueven el crecimiento de las hojas, la floración y el desarrollo de los frutos; afectan el crecimiento y la diferenciación de las raíces. Estimulan el alargamiento del tallo, pero inhiben la formación de raíces adventicias (Hernández 2006).

2.1.11. Citoquininas

Las citoquininas se encuentran en los dos sistemas conductores: el floema y xilema. Su presencia se considera una posible señal relacionada con la insuficiencia de nutrientes del suelo (Jordán y Casaretto 2006).

Las citoquininas pueden inducir la formación de cloroplastos en la oscuridad, reemplazando parcialmente la necesidad de luz. La clorofila activa tiene una mayor persistencia, lo que significa la conservación de la síntesis de proteínas y la transcripción de varios genes en las hojas y plantas. Activan las yemas laterales latentes, y la producción excesiva de citoquininas conduce a una reducción significativa de las puntas de las raíces y produce entrenudos más cortos en la planta (Jordán y Casaretto 2006).

2.1.12. Ácido abscísico

El ácido abscísico (ABA) es un regulador terpenoide que se sintetiza en hojas, tallos, raíces y frutos verdes. Además de ayudar a las plantas a adaptarse a la falta de agua, también pueden hacer inactivas las semillas y otros órganos de las plantas. Su influencia en la formación de raíces adventicias es paradójica, dependiendo de la concentración y el estado nutricional de la planta madre hembra de la que se recogen los esquejes (Nabors 2006).

2.1.13. Etileno

Nabors (2006) indica que el etileno es un gas hormonal que puede responder al estrés mecánico y estimular las respuestas al envejecimiento, como la maduración, el desprendimiento de frutos y hojas. La síntesis de etileno es causada por una alta concentración de auxina, estrés y varios fenómenos del desarrollo.

El etileno también puede permitir que las plantas se adapten con éxito a los riesgos del crecimiento subterráneo. Luego, el etileno inicia una acción de crecimiento llamada respuesta triple, que permite al vástago o raíz apartarse o crecer rodeando el obstáculo.

En el cuadro 4 se presentan las principales fitohormonas y los procesos que inhiben o activan.

Cuadro 4. Principales fitohormonas y los procesos que inhiben o activan.

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 abscísico	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.

2.1.14 Ácido indol-3-butírico (AIB)

El AIB induce la formación de un sistema de raíces fuertes y fibrosas, mientras que los ácidos fenoxiacéticos a menudo producen un sistema de raíces atrofiado y mantoso, compuesto de raíces dobladas y gruesas. Tiene una actividad auxínica débil y los sistemas de enzimas destructores de auxinas la destruyen en forma relativamente lenta. Debido a que el AIB se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación (Chamorro *et al.* 2007).

El AIB es un regulador del crecimiento que induce la formación y desarrollo de nuevas raíces en estacas, además estimula el desarrollo general de las plántulas y acelera el establecimiento de la plantación después del trasplante y actúa en los procesos de división y elongación celular de las plantas (Chamorro *et al.* 2007, Muñoz y Molina 2016).

El AIB es más utilizado debido a que es estable a la luz y es insoluble en agua, lo cual provoca que la sustancia permanezca por más tiempo en la estaca. El AIB se puede aplicar en forma líquida disuelto en alcohol o en polvo con talco neutro (Peralta 2011).

A. Tipos de inmersiones en la aplicación de ácido indol-3-butírico

a. Inmersión rápida

Se introduce la base de las estacas en un volumen suficiente durante 5 s en la solución. No se recomienda guardar la solución restante (Quimbiamba 2019).

b. Inmersión lenta

Se introduce la parte basal de las estacas entre 1 cm a 3 cm por periodos de 6 h, 8 h, 16 h, 24 h, hasta 48 h en una solución acuosa en concentración de hasta 200 ppm, que se obtiene por dilución con agua del producto comercial según la concentración del mismo.

Durante el tratamiento los esquejes deben permanecer en condiciones de temperatura de 18 °C 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 como virus, hongo o bacterias de esquejes enfermos a sanos (Quimbiamba 2019, Gil C y Miranda L 2008).

2.1.15. Sustrato utilizado en la propagación por estaca

Como menciona Pérez (2015) citado por Quimbiamba (2019), se puede observar que el sustrato es uno de los factores que incide de forma decisiva en el éxito del enraizamiento de la planta.

2.1.16. Características del sustrato

La FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura Paraguay) (2013), reporta que no existe un sustrato que pueda satisfacer plenamente las necesidades de las plántulas, pero se pueden diseñar mezclas artificiales, que incluyan materiales abundantes de bajo costo, fáciles de obtener y de alta calidad. Para ello, se deben considerar varios aspectos, generalmente, la porosidad total debe ser al menos del 70 % en volumen. Es más importante saber cómo se divide la porosidad total entre el espacio ocupado por el agua y el aire. Los poros o el espacio ocupado por el aire en el sustrato pueden ser la propiedad física más importante del sustrato utilizado.

2.1.17 Efecto del sustrato en la propagación de rosas por estacas

El sustrato es cualquier material sólido que no sea suelo natural, sintético o residual, mineral u orgánico utilizado para enraizar. Desempeña un papel importante en la producción de un buen sistema de raíces y también debe ser adecuado para un entorno de cultivo (Ararat *et al.* 2011).

Debe tener un pH adóneo, un nivel de nutrientes adecuado, un buen drenaje y una buena retención de agua. Es importante que el sustrato de enraizamiento sea estable porque se calienta y puede afectar las estacas. Los aditivos biológicos también juegan un papel importante en el enraizamiento. Considerando las condiciones de aireación y movimiento del agua en el sustrato cuando se generan raíces en los esquejes, la calidad del sustrato

es receptiva, lo que permite el efecto beneficioso de identificar plántulas con más raíces. Un factor importante en combinación con hormonas (Ararat *et al.* 2011). En el cuadro 5 se presentan las propiedades físicas de algunos sustratos.

Cuadro 5. Propiedades físicas de los principales sustratos usados en la propagación asexual.

	Perlita	Tezontle	Peat moss	Vermiculita	Arena	Fibra de coco
Densidad	135	1500 - 1800	6- 300	120	1700	200
Retención de humedad (%)	45	25	48	35	15	40
Aire	35	25	20	25	35	16
Materia sólida (%)	20	50	32	40	50	40
Esterilidad	Muy alta	Media	Media	Alta	Media	Alta
Durabilidad (años)	3	2	1	1	Indeterminada	1
Composición	Silicatos	Mineral no metálico	Fibra vegetal	Mineral	Mineral	Fibra vegetal
pH	Neutro	Neutro	Ácido	Neutro	Neutro	6.8 - 7
CIC	Baja	Muy ligera	Baja	Alta	Baja	Alta

Fuente: Osuna *et al.*, 2017.

2.1.18 Características del vivero para la propagación por medio de estacas

Las instalaciones para la propagación por medio de estacas deben tener una temperatura adecuada que oscile entre 16 °C a 20 °C y esto depende de la época del año, con una humedad relativa de 80 % siempre debe haber 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).

El enraizamiento debe realizarse en una instalación que las proteja de la luz solar y el viento, es decir, en una caja de plástico o túnel en un invernadero y se pueden utilizar mantillos, copas y agentes de enraizamiento para las plántulas pequeñas. La instalación en donde se realiza el enraizamiento debe tener una alta humedad ambiental. Para aumentar la humedad relativa se puede pintar la tapa con cal y un poco de sal de cocina para que se adhiera más firmemente en el caso del vidrio, si es de plástico usar pintura blanca para evitar que la luz entre directamente en las plantas (Barahona 2012).

2.1.19. Iluminación

La intensidad de la luz en la planta madre aumenta el número de estacas, pero tiende a reducir ligeramente la capacidad de enraizamiento. Esto muestra que los esquejes obtenidos de la planta con baja intensidad de luz son mejores que los esquejes obtenidos de la planta parental cultivada bajo luz intensa (Quimbiamba 2019).

2.1.20 Temperatura

Expresa Santelices (2007) citado por Quimbiamba (2019) que la temperatura más alta en la parte inferior de los esquejes conducirá a un aumento local de la respiración, lo que puede conducir a la síntesis local de carbohidratos, promoviendo así la formación de

protoplasma para una mayor división de las células radiculares y la creación de raíces adventicias. La temperatura adecuada, puede variar entre 15 °C y 26 °C, y permite una formación de raíces en menor tiempo. Una temperatura extrema puede provocar deshidratación y muerte de las estacas.

2.1.21. Manejo del riego

El grado de humedad (cuadro 6) que se mantenga en el sustrato es muy importante para el buen crecimiento de las estacas. Se debe mantener el suelo siempre húmedo, un tanto más alto que la capacidad de campo, pero sin llegar al punto de saturación permanente, debido a que la falta de oxígeno en las raíces puede traer muchas alteraciones a las plantas (Yong 2004).

Cuadro 6. Manejo del riego según los días de enraizamiento.

Días	Frecuencia de riego
1 – 8	Cada 15 min * 1 min
9 – 15	Cada 15 min * 1 min
16 – 20	Cada 20 min * 1 min
21 – 30	Cada 60 min * 1 min
31 – 45	de 2 riegos/d a 3 riegos/d de 1 min cada uno

Fuente: Yong, 2004.

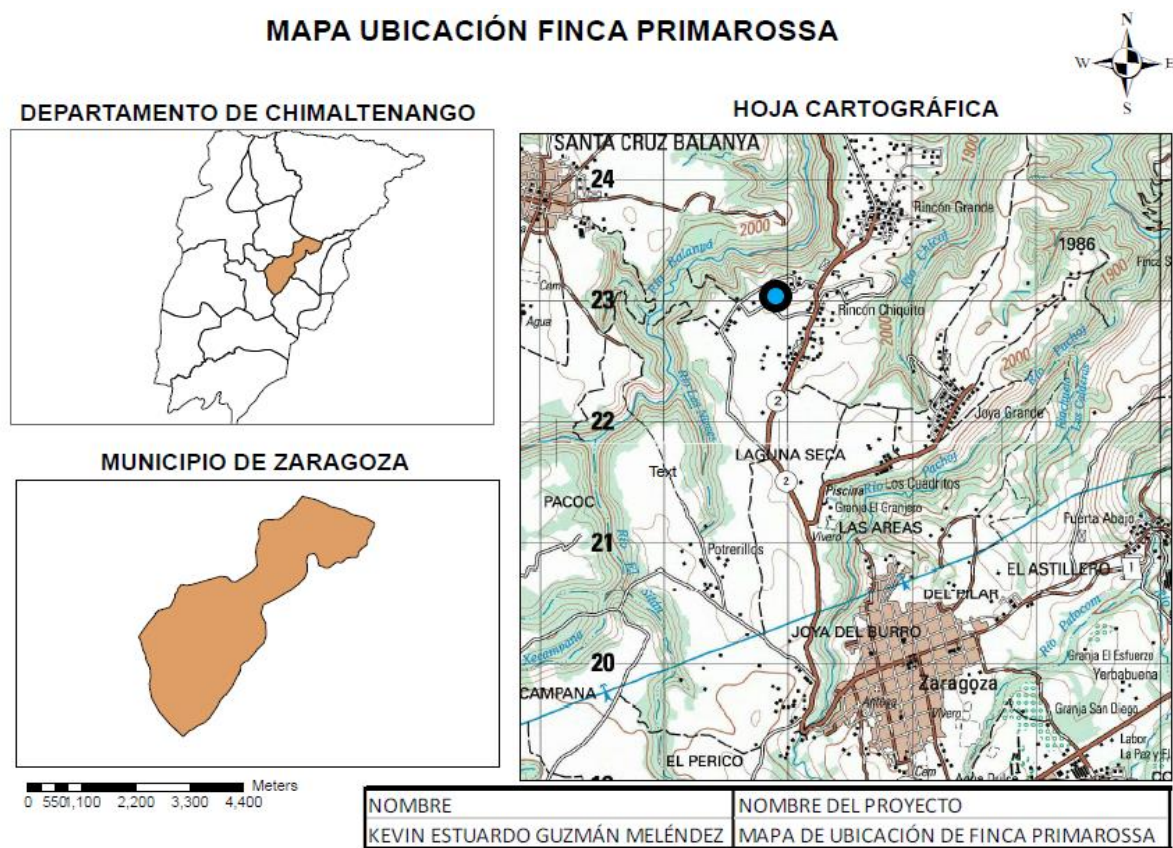
Por otro lado, se recomienda que durante las dos primeras semanas se realicen riegos cíclicos, con frecuencias entre 10 min y 15 min y con una duración de cada riego de 10 s para mantener el follaje de la estaca húmedo. Dependiendo de la radiación, los ciclos serán más cortos y los bancos se deben mantener con una temperatura entre 20 °C a 30 °C y una humedad relativa del 90 % al 100 %. Una vez iniciada la formación de yemas axilares de la estaca, los riegos se realizan menos frecuentes, de 20 min a 25 min con

duración de 10 s, dependiendo de la radiación solar, el objetivo básico es evitar que el follaje inicial de la estaca, se deshidrate (Yong 2004).

2.2 Marco referencial

2.2.1. Ubicación de la finca

La finca Primarossa se encuentra ubicada en el kilómetro 61, aldea Rincón Chiquito, Zaragoza, Chimaltenango. En la figura 7 se muestra el mapa de ubicación de finca Primarossa.



Fuente: Finca Primarossa, 2018.

Figura 7. Mapa de ubicación de finca Primarossa

2.2.2. Suelos

Según estudios elaborados en la finca Primarossa se reporta que los horizontes tienen predominancia de arcilla y limo con texturas francas limosas, donde solo el último horizonte identificado muestra notable cantidad de arena, lo que se ve reflejado en la densidad aparente esta disminuye inversamente proporcional al contenido de arcilla (Finca Primarossa 2018).

2.2.3. Geomorfología

La finca se encuentra ubicada sobre una superficie de terraza las cuales cubren 1,499 ha. Lo que representa el 32.54 % de la superficie total del municipio de Zaragoza, con relieves planos y pendientes que van de 0 % a 3 % estas corresponden a la zona Norte del municipio abarcando la aldea Rincón Chiquito y caserío Potrerillos, lugar donde se encuentra la finca (Finca Primarossa 2018).

2.2.4. Clima

El clima se caracteriza por ser templado, aunque con cierta tendencia a ser cálido. Existe una baja humedad relativa y vientos relativamente fuertes. La época seca es de noviembre a mayo, y la época lluviosa de junio a octubre (INSIVUMEH 1980).

2.2.5. Información de productos fuente de AIB

El ácido indol-3-butírico AIB es una fitohormona que induce el enraizamiento de estacas ya que actúa sobre la división y elongación celular. Se degrada rápidamente en el suelo.

Se fabrica en forma de polvo adherente listo para aplicar y en forma líquida. En general, el polvo se destina a esquejes herbáceos mientras que los esquejes leñosos se tratan por inmersión; la formulación líquida se utiliza tanto en estacas herbáceas como en estacas leñosas. Algunas formulaciones pueden mezclarse con fungicidas; en estos casos, se debe tener en consideración la proporción en que entra cada componente para poder dosificar adecuadamente el enraizador y el fungicida.

2.2.6. Producto comercial que se utilizó en el experimento

Para la realización del experimento se utilizó el producto comercial IBA 98 SP el cual es un producto hormonal que contiene ácido 3-indolbutírico. Actualmente en la finca Primarossa se ha optado por este producto, debido a que promueve la división celular y mejora el desarrollo radicular.

2.2.7. Sustrato que se utilizó en el experimento

Se utilizó un sustrato comercial con presentaciones de 50 kg, el sustrato fue de turba a la que se le mezcló con arena blanca. La mezcla tuvo una relación de 7 partes de arena blanca y 3 partes de turba (7:3). Esta mezcla garantizó 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.

2.2.8. Material vegetal que se utilizó en el experimento

Se utilizarán estacas de cultivares de rosa silvestre. El corte de las estacas para los tratamientos se realizó en forma transversal al tallo con longitudes mínimas de 15 cm, observando que tuviera un mínimo de tres yemas por estaca, el corte fue realizado de la parte media del tallo siendo ahí donde se encuentran las yemas.

2.2.9 Estudios anteriores del ácido indol-3-butírico en rosas

Se han demostrado que el ácido indol-3-butírico se utiliza para inducir la formación de raíces aún más a menudo que ANA o cualquier otra auxina. El AIA estimula la iniciación de raíces en cortes de tallo; la auxina sintética ácido naftalenacético (ANA), por lo común es más eficaz que el AIA (Cabrera 1999).

La acción auxínica sobre la rizogénesis depende del método de propagación de la rosa, pues en el caso de la propagación in vitro del portainjerto, indica Scheffer (2002) citado por Yong (2004), el AIA fue el más eficiente para tal propósito, en otro informe el mejor fue el AIB, sobre el portainjerto *Rosa indica* cultivar Majo. De aquí la importancia de establecer protocolos específicos de micropropagación por especie y cultivar.

Las concentraciones utilizadas para el enraizamiento varían de 10 ppm a 2,000 ppm de AIB. El método de aplicación y la concentración del AIB están determinados por el tipo de planta (variedad), las condiciones para la propagación, la estación del año, entre otros factores (Yong 2004).

Experimentos realizados por Chamorro *et al.* (2007) donde se utilizaron estacas de lirio rojo de fácil enraizamiento y de una variedad blanca de enraizamiento difícil, han proporcionado información acerca de los cofactores necesarios en la formación de raíces. Se generaron abundantes raíces en el resultado de aplicar ácido indol-3-butírico en la base de los tallos, pero no se formaron raíces en la variedad blanca tratada con ácido indol-3-butírico.

Las estacas de la variedad blanca no produjeron raíces ni siquiera cuando se les injertó una púa de la variedad roja de fácil enraizamiento; sin embargo, al tratar estos injertos con ácido indol-3-butírico, se formaron raíces abundantes. Dichos resultados demuestran que la formación de raíces en la variedad blanca, requieren los factores ácido indol-3-butírico y uno o varios cofactores desconocidos presentes en las hojas de lirio rojo. El lirio blanco no

produjo raíces, no solamente porque carecía de auxinas, sino también porque sus hojas no producían los otros factores que, además de las auxinas, constituían un requisito previo en la iniciación de las raíces (Chamorro *et al.* 2007).

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo general

Evaluar el efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa para producir patrones de calidad.

3.2. Objetivos específicos

1. Determinar la concentración ácido indol-3-butírico que induzca el mayor número de raíces en estacas de rosa.
2. Determinar la concentración ácido indol-3-butírico que induzca raíces de mayor longitud en estacas de rosa.
3. Determinar la concentración de AIB que produzca el mayor número de estacas con presencia de raíces.

4. HIPÓTESIS

Las estacas de rosa responden favorablemente a la aplicación del ácido indol-3-butírico, incrementando el número de brotes enraizados, a mayor concentración aplicada, se obtendrá una mayor cantidad de estacas enraizadas, mayor número de raíces por estaca y mayor longitud de raíces.

5. METODOLOGÍA

5.1. Materiales

5.1.1. Material para el ensayo

- Hormona comercial IBA 98 SP de Ácido indol-3-butírico (AIB).
- Sustrato comercial a base de turba.
- Arena.
- Alcohol isopropílico al 75 %.
- Agua destilada.

5.1.2. Otros materiales y herramientas

- Rafia.
- Carretilla
- Bambú.
- Vasos de plástico de 250 g.
- Sarán.
- Rótulos de identificación.
- Sierra.
- Abre hoyos.
- Pala.
- Azadón.
- Cinta para medir pH
- Regla graduada en cm.
- Calibrador pie de rey.

5.2. Metodología experimental

5.2.1. Tratamientos

El factor que se evaluó en la investigación fue el ácido indol-3-butírico y los diferentes niveles de este se muestran en el cuadro 7.

Cuadro 7. Tratamientos evaluados en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

Código	Tratamiento
T1	2,000 ppm
T2	3,000 ppm
T3	4,000 ppm
T4	4,500 ppm
Testigo	0 ppm

Fuente: elaboración propia, 2020.

5.2.2 Repeticiones

Cada tratamiento de la investigación tuvo un total de 3 repeticiones.

5.2.3 Unidad experimental

La unidad experimental consistió en 10 estacas de rosa; se realizó un total de 3 repeticiones a cada tratamiento, así mismo, al testigo no se le aplicó tratamiento alguno.

5.2.4 Diseño experimental

El diseño experimental utilizado fue el completamente al azar.

5.2.5 Distribución de unidades experimentales en área experimental

La distribución de los tratamientos se realizó por medio de un Excel, donde se elaboró una matriz, en la cual se iban obteniendo datos aleatorios, éstos se colocaron como se muestra en la figura 8.

C T3 (4000 ppm de AIB)	A T1 (2000 ppm AIB)	E T5 TESTIGO	
D T4 (4500 ppm de AIB)	D T4 (4500 ppm de AIB)	A T1 (2000 ppm AIB)	
A T1 (2000 ppm AIB)	E T5 TESTIGO	B T2 (3000 ppm de AIB)	
B T2 (3000 ppm de AIB)	C T3 (4000 ppm de AIB)	C T3 (4000 ppm de AIB)	
E T5 TESTIGO	B T2 (3000 ppm de AIB)	D T4 (4500 ppm de AIB)	
			10 estacas
			Total = 150 estacas

Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 8. Distribución de los tratamientos en el área experimental en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

5.2.6 Variables de respuesta

Las variables que se evaluaron en el experimento fueron las siguientes:

A. Número de raíces por estaca

A los 30 días después de aplicar los tratamientos y de haber colocado las estacas en sustrato para enraizar, se analizaron las diez estacas de cada unidad experimental, anotándose el número de raíces de cada una. Los datos se registraron en una boleta la cual se muestra en el cuadro 13A.

B. Longitud de raíces por estaca

Para esta variable, longitud de raíces, después de registrar el número de raíces se procedió a medir la longitud de las mismas. Se midieron con una regla graduada en centímetros desde donde se origina la raíz hasta su terminación. Los datos se registraron en una boleta, la que se muestra en el cuadro 13A.

C. Número de estacas enraizadas

Para evaluar el número de estacas enraizadas, se observaron los tratamientos durante 30 días después de haber sometido las estacas en inmersión a los tratamientos y ser puestas en sustrato para el enrizamiento, para ello se registró el número de estacas que presentaron raíces. Los datos se registraron en una boleta, la cual se muestra en el cuadro 13A.

5.2.7. Modelo estadístico

El modelo del diseño completamente al azar con el que se evaluaron las variables se presenta a continuación:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \epsilon_{ij}$$

Donde:

- Y_{ij} = Variable de respuesta de la ij - ésima unidad experimental.
- μ = media general de la variable respuesta número de estacas con raíces, número de raíces, longitud de raíces.
- τ_i = efecto del AIB en la ij - ésima unidad experimental.
- ϵ_{ij} = error experimental asociado a la ij - ésima unidad experimental.

Fuente: López y Gonzáles 2016

5.2.8. Análisis de datos

Los datos fueron registrados a los 30 días de haberse iniciado el experimento, se utilizó el análisis de la varianza (ANOVA), el cual consiste en separar la contribución de cada fuente de variación en la variación total observada, para comprobar si existen diferencias en las medias. Al presentarse diferencias significativas en el ANDEVA, entonces se realizó la prueba de Tukey, debido a que es de las más conservadoras con el comparador al 5 %. El nivel de significancia de la prueba fue del 5 % con el comparador de diferencia mínima significativa (DMS). Para el análisis de datos, se utilizó el software INFOSTAT.

5.3. Manejo del experimento

5.3.1. Corte de las estacas

El corte de las estacas para los tratamientos se realizó en forma transversal al tallo con longitudes mínimas de 15 cm, observando que tuvieran un mínimo de 3 yemas por estaca, el corte fue tomado de la parte alta media y baja del patrón para obtener material vegetal que fuera representativo en el desarrollo de la investigación. En la figura 9 se muestra el corte y recolección de las estacas.



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 9. Corte y selección de estacas en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

5.3.2 Recipientes utilizados para producción de cepellones

Para el enraizamiento y crecimiento de los cepellones, se utilizaron vasos de plástico, ya que son más prácticos para acomodarlos en la zona de enraizamiento, además que tienen

un costo más bajo en comparación de los tubetes. Los vasos de plástico, de 250 g se llenaron con la mezcla del sustrato hasta llegar al ras (figura 10). Se humedeció el sustrato antes de plantar las estacas.



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 10. Recipientes utilizados en la producción de cepellones en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

5.3.3. Preparación del sustrato para el enraizamiento

Se preparó una mezcla de 70 % de turba (peat moss) y 30 % de arena blanca. La turba no necesita ninguna desinfección debido a que la casa comercial vende el producto desinfectado. Esta mezcla se homogenizó y posteriormente se llenaron los vasos. En la figura 11 se muestra la preparación del sustrato para el enraizamiento de las estacas.



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 11. Preparación del sustrato para el enraizamiento de estacas en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

5.3.4 Preparación del ácido indol-3-butírico

Se pesaron las cantidades de miligramos de ácido indol-3-butírico 98 % del producto comercial y luego se disolvieron en alcohol isopropílico al 75 %, utilizando 0.5 L de alcohol para cada concentración (figura 12). Los cálculos realizados se pueden observar en el punto 10.1 en anexos.



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 12. Preparación del ácido indol-3-butírico para el enraizamiento de estacas en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

5.3.5 Aplicación de ácido indol-3-butírico

El método de aplicación del ácido indol-3-butírico fue por medio de inmersión rápida por 10 s. Para lo cual se utilizó la ayuda de un recipiente de boca ancha para realizar la inmersión. En la figura 13 se muestran las estacas después de la inmersión en ácido indol-3-butírico previo a la siembra.



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 13. Inmersión de las estacas en el ácido indol-3-butírico previo a la siembra de las estacas en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

5.3.6 Siembra

Luego de que se aplicó el regulador de crecimiento a las estacas, se procedió a introducirlas a una profundidad de 2 cm en el sustrato contenido en los vasos, éstos tienen una capacidad de 250 g y están elaborados de un material llamado poliestireno, el cual, una vez se utilicen, son completamente reutilizables para la propagación. Las estacas sin reguladores de crecimiento se sembraron antes de la aplicación a los demás tratamientos.

En la figura 14 se muestra la siembra de las estacas que contenían reguladores de crecimiento a diferentes concentraciones.



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 14. Siembra de las estacas con la aplicación de ácido indol-3-butírico en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

5.3.7. Riego

El riego se aplicó por medio del sistema de microaspersión, fue aplicado diariamente, 3 veces al día con una duración de riego de 1 min por turno, debido a que esta frecuencia se utiliza en la finca.

5.3.8. Aplicación de fertilizantes

Debido a que el sustrato no aporta nutrientes a las estacas, para mantener la nutrición de las mismas, se aportó una dosis de 6 cm³/L de las cuales se realizaron 3 aplicaciones, una aplicación semanal durante 3 semanas de fertilizantes solubles, los cuales tienen una fórmula conjunta con su balance de N, P, K, Mg y S, y una pequeña concentración de auxinas de crecimiento promoviendo el desarrollo y nutrición de las futuras raíces.

5.3.9 Control de plagas y enfermedades

Para controlar las plagas y enfermedades, en primer lugar, se lavaron los vasos con agua, detergente y cloro. Al efectuar el control se monitoreó la humedad y presencia de hongos, se aplicaron fungicidas de ingrediente activo Iprodione, se aplicaron insecticidas con ingrediente activo Imidacloprid. En la figura 15 se muestran estacas con presencia de *Botrytis sp.*



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 15. Estacas con presencia de *Botrytis sp.* en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

5.3.10 Control de malezas

El control de malezas se efectuó manualmente con el objetivo de evitar daños a las estacas, competencia por humedad y nutrientes; las malezas fueron eliminadas en general de toda el área experimental como una manera de evitar la presencia de agentes bióticos sean plagas o enfermedades.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Número de raíces en estacas de rosa según concentración de ácido indol-3-butírico

La mayor cantidad de raíces observada fue de 18.77 raíces por estaca, en el tratamiento con 4,500 ppm de ácido indol-3-butírico (AIB). Con el tratamiento de 4,000 ppm de AIB se observó una cantidad de 15.57 raíces por estaca. En el tratamiento de 3,000 ppm de AIB la cantidad de raíces observada fue de 14.43 raíces por estaca. Con el tratamiento de 2,000 ppm de AIB, la cual es utilizada por los floricultores, se obtuvo una menor cantidad de raíces, habiéndose obtenido 7.40 raíces por estaca. En el testigo, se produjeron 2.30 raíces por estaca.

En la gráfica de la figura 16, al igual que en el cuadro 12A se muestra el promedio de raíces por estaca que fueron inducidas en los diferentes tratamientos.

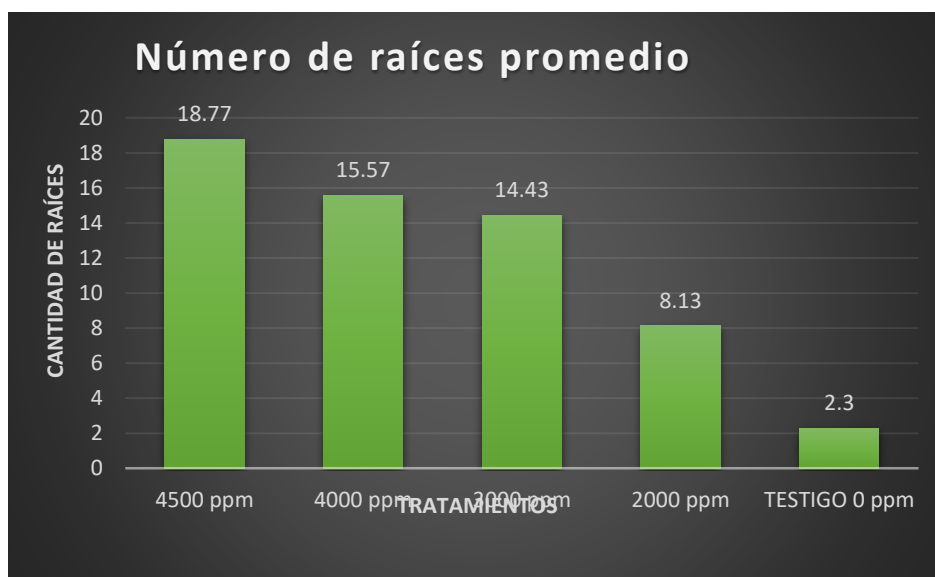


Figura 16. Número de raíces inducidas por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

En la figura 17 se puede observar la cantidad de raíces inducidas por cada tratamiento en comparación con el testigo.



Figura 17. Fotografía que muestra el número de raíces inducidas por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

En el ANOVA se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los diferentes tratamientos y el testigo en el número de raíces por estaca, por lo que se procedió a realizar la prueba de medias Tukey, en el cuadro 8 muestra los resultados del ANOVA para la variable número de raíces.

Cuadro 8. Resultados del ANOVA para la variable de número de raíces inducidas por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

Cuadro Análisis de la varianza (SC tipo III)					
F.V	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	520.03	4	130.01	266.05	< 0.0001
Tratamiento	520.03	4	130.01	266.05	< 0.0001
Error	4.89	10	0.49		
Total	524.92	14			

En la prueba múltiple de medias de Tukey se formaron 4 grupos, en el primer grupo (A) se ubica el tratamiento que corresponde a 4,500 ppm de AIB, en el cual se indujeron 18.77 raíces por estaca. En el segundo grupo (B) que corresponden a los tratamientos de 4,000 ppm de AIB donde se indujeron 15.57 raíces por estaca y el tratamiento de 3,000 ppm de AIB donde se indujeron 14.43 raíces por estaca, por lo tanto, estos tratamientos no presentaron diferencias significativas y son estadísticamente similares. El tercer grupo (C) lo ocupó el tratamiento de 2,000 ppm de AIB con una cantidad de 8.13 raíces por estaca. El cuarto grupo (D) fue el testigo, en el cual se indujeron 2.30 raíces por estaca. En el cuadro 9 se pueden observar los resultados de la prueba múltiple de medias Tukey.

Cuadro 9. Número de raíces según tratamiento en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

Tratamiento	Cantidad de raíces promedio	Tukey
4,500 ppm	18.77	A
4,000 ppm	15.57	B
3,000 ppm	14.43	B
2,000 ppm	8.13	C
TESTIGO 0 ppm	2.30	D

Las concentraciones 4,000 ppm y 3,000 ppm, fueron estadísticamente similares dando resultados parecidos en cantidad de raíces por estacas, por lo tanto, para la variable cantidad de raíces se puede aplicar cualquiera de los dos tratamientos, sin embargo, estas concentraciones no superan la concentración de 4,500 ppm, que fue el tratamiento que presentó la mayor cantidad de raíces por estaca (18.77). El incremento de la concentración de ácido indol-3-butírico aumentó el número de raíces por estaca de rosa. En general, se observa una tendencia marcada de manera ascendente a medida que aumenta la concentración de ácido indol-3-butírico, aumenta la cantidad de raíces.

Los resultados obtenidos fueron similares a los realizados por Peralta (2011) quien observó un mayor número de raíces al aplicar la concentración de AIB de 3,000 ppm con el cual observó 4.80 raíces, seguida por el tratamiento de 2,000 ppm con 4.30 raíces. El menor número de raíces lo observó al no aplicar AIB en donde con este tratamiento reporta 1.50 raíces. Plantea que, a mayor concentración aplicada, se obtienen mejores resultados con respecto al número de raíces.

6.2 Longitud de raíces en estacas de rosa según concentración de ácido indol-3-butírico

La mayor longitud de raíces observada fue de 8.24 cm, en el tratamiento con 4,500 ppm de AIB. Con el tratamiento de 4,000 ppm de AIB se observó una longitud de 6.74 cm. Con respecto al tratamiento de 3,000 ppm de AIB se observó 3.45 cm. En el tratamiento de 2,000 ppm de AIB la longitud de raíces observada fue de 3.32 cm. El testigo presentó una longitud de raíz de 0.99 cm.

En la figura 18 se muestra la longitud de raíces por estaca que fueron inducidas en los diferentes tratamientos y en la figura 19 se puede observar la longitud de raíces inducidas por cada tratamiento en comparación con el testigo.

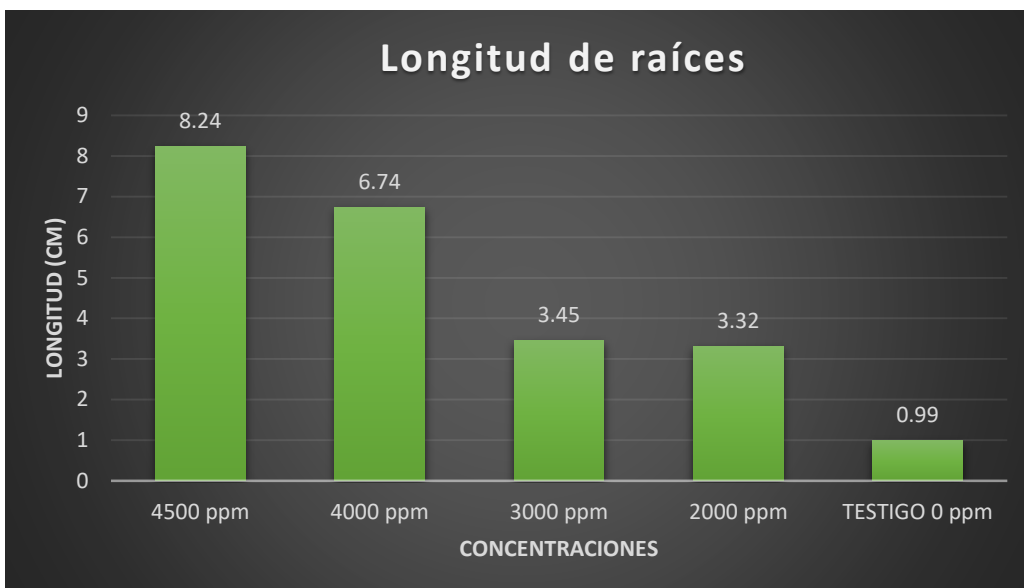


Figura 18. Longitud de raíces inducidas por los tratamientos en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.



Figura 19. Comparación del testigo contra los diferentes tratamientos en la longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

En el ANOVA se encontró diferencias significativas ($p < 0.05$) en la longitud de raíces por estacas en los diferentes tratamientos. En el cuadro 10 se muestran los resultados del ANOVA.

En la prueba múltiple de medias de Tukey se formaron 4 grupos, en el primer grupo (A) se ubica el tratamiento que corresponde a 4,500 ppm de AIB, en el cual se observó una longitud de raíces de 8.24 cm. En el segundo grupo (B) que corresponden al tratamiento de 4,000 ppm de AIB donde se observó una longitud de raíces de 6.74 cm. El tercer grupo (C) lo ocuparon los tratamientos de 3,000 ppm de AIB donde se observó una longitud de 3.45 cm y al tratamiento de 2,000 ppm de AIB donde se observó una longitud de 3.32 cm, por lo tanto, estos tratamientos no presentaron diferencias significativas y son estadísticamente similares. El cuarto grupo (D) fue el testigo, en el cual se obtuvo una longitud de 0.99 cm.

En el cuadro 10 muestra los resultados del ANOVA para la variable longitud de raíces. Y el cuadro 11 se pueden observar los resultados de la prueba múltiple de medias Tukey.

Cuadro 10. Resultados del ANOVA para la variable longitud de raíces según tratamiento en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

Cuadro Análisis de la varianza (SC tipo III)					
F.V	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	101.47	4	25.37	263.10	< 0.0001
Tratamiento	101.47	4	25.37	263.10	< 0.0001
Error	0.96	10	0.10		
Total	102.44	14			

Cuadro 11. Longitud de raíces según tratamiento en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

Tratamiento	Longitud de raíces promedio (cm)	Tukey
4,500 ppm	8.24	A
4,000 ppm	6.74	B
3,000 ppm	3.45	C
2,000 ppm	3.32	C
TESTIGO 0 ppm	0.99	D

Las concentraciones 2,000 ppm y 3,000 ppm, fueron estadísticamente similares dando resultados parecidos en la longitud de raíces, por lo tanto, para la variable longitud de raíces se puede aplicar cualquiera de los dos tratamientos, sin embargo, estas concentraciones no superan la concentración de 4,500 ppm, que fue el tratamiento que exhibió la mayor longitud de raíces (8.24 cm). El incremento de la concentración de ácido indol-3-butírico indujo mayor longitud de raíces en estacas de rosa. En general, se observa una tendencia marcada de manera ascendente a medida que aumenta la concentración de ácido indol-3-butírico aumenta la longitud de raíces.

La aplicación de ácido indol-3-butírico en la longitud de raíces obtuvo resultados similares a las de Durán González (1993), quien observó que las estacas tratadas con dosis mayores de ácido indol-3-butírico tendieron a producir raíces más largas. Estos resultados son congruentes con lo que menciona Vásquez (2013) citado por Quimbiamba (2019), quien se refiere al rol principal de las auxinas y en este caso el ácido indol-3-butírico, debido a que son responsables de la iniciación y crecimiento de las raíces.

En la investigación realizada por Langé (2014) quien evaluó auxinas para el enraizamiento de *Buxus sempevervirens*, la concentración de 3,500 ppm fue la óptima en todas las variables analizadas; con esta concentración se obtuvo mayor porcentaje de estacas enraizadas, mayor longitud y número de raíces, además se aceleró y uniformizó el enraizamiento.

Estas comparaciones se hicieron para mostrar el efecto que tienen las auxinas en el enraizamiento, principalmente en el desarrollo de la longitud de las raíces, como se puede observar la respuesta es diferente dependiendo de cada especie, dado que se ve influenciada por el estado fenológico y nivel nutricional de las plantas, así como variables climáticas (humedad, temperatura, radiación). Sin embargo, el desarrollo de la longitud de raíces aumenta a medida que se incrementa la concentración.

6.3 Estacas de rosa enraizadas

Como se puede observar en el cuadro 12 la variable de respuesta número de estacas enraizadas; todas las estacas en los diferentes tratamientos y el testigo mostraron presencia de raíces. Sin embargo, se puede resaltar que las raíces provenientes de los diferentes tratamientos obtuvieron un número de raíces de diferente cantidad y una longitud diversa. En el cuadro 12 se muestra el porcentaje de estacas enraizadas.

Cuadro 12. Porcentaje de estacas por tratamiento con presencia de raíces en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

Tratamiento	Porcentaje de estacas enraizadas
4,500 ppm	100 %
4,000 ppm	100 %
3,000 ppm	100 %
2,000 ppm	100 %
TESTIGO 0 ppm	100 %

En esta investigación todas las estacas presentaron el 100 % de presencia de raíces, se observa el efecto significativo de la auxina sobre el enraizamiento al aplicar ácido indol-3-

butírico, también debido a que se mejora la calidad del sistema radical, porque aumenta el número de raíces y la longitud de éstas, este comportamiento coincide con lo reportado para Beraud *et al.* (2015) quien reporta un 100 % de estacas enraizadas en la investigación de *Myrceugenia exsucca*.

Los resultados obtenidos en la presente investigación tienen relación con lo planteado por Hartmann (2011) citado por Muñoz y Molina (2016), quien expone que esto es posible porque las estacas poseen cierta cantidad de hormonas endógenas que pueden estimular el desarrollo de raíces adventicias. En otro ensayo elaborado por Souza (2014) citado por Muñoz y Molina (2016), también expone que el material juvenil de algunas especies, los niveles endógenos son suficientes para inducir el enraizamiento, sin necesidad de aplicaciones exógenas, este comportamiento fue evidenciado por Vidal *et al.* (2010), quien obtuvo hasta un 100 % de enraizamiento con mini estacas obtenidas de plantas de dos años de *P. alba*.

El estudio de Uribe *et al.* (2011) sobre influencia de las auxinas sobre el enraizamiento in vitro de microtallos de *Nothofagus glauca* con AIB, evaluó la supervivencia y enraizamiento de microtallos, longitud de raíz y número de raíces por explante. En donde reporta una supervivencia hasta 100 % con la adición de AIB al medio de cultivo.

Estas comparaciones son realizadas para mostrar el efecto que tienen las auxinas en el enraizamiento, como se puede observar, la respuesta con respecto a la cantidad de cepellones con presencia de raíces es diferente dependiendo de cada especie. Este comportamiento puede estar influenciado por el estado fenológico y las condiciones de humedad, temperatura, radiación solar y el nivel nutricional de las plantas.

7. CONCLUSIONES

1. La aplicación de AIB a estacas de rosa por inmersión rápida, incrementa el número de raíces por estaca debido a que a mayor concentración de AIB en el rango de 2,000 ppm a 4,500 ppm se obtiene una mayor cantidad de raíces.
2. A mayor concentración de ácido indol-3-butírico (AIB) aplicado por inmersión rápida a estacas de rosa se produce una mayor longitud de raíces en el rango de 2,000 ppm a 4,500 ppm.
3. Las estacas de la especie *Rosa sp.* var. Natal Brier producen raíces sin la aplicación de AIB, sin embargo, con la presencia de la auxina se produce un mayor número y longitud de raíces.

8. RECOMENDACIONES

1. Se recomienda realizar una investigación con concentraciones mayores de 4,500 ppm de ácido indol-3-butírico, de esta manera se podrá evaluar el límite en el que estas concentraciones sean perjudiciales para la propagación y así poder enriquecer la información existente en este tema.
2. Se recomienda en futuras investigaciones considerar el peso seco de raíces para determinar la masa radicular por cada tratamiento.
3. Que se utilice esta investigación como referencia y validación de datos para realizar una investigación en donde se evalúen diferentes sustratos para la propagación de estacas de rosa.

9. BIBLIOGRAFÍA

- 1 Alcántara, J; Godoy, A; Alcantara, J; Sánchez, R. 2019. Principales reguladores hormonales y sus interacciones en el crecimiento vegetal (en línea). Nova 32:109-129. DOI: <https://doi.org/https://doi.org/10.25058/24629448.3639>.
- 2 Aldana Pineda, NA. 1999. Evaluación de las características morfológicas de treinta y uno variedades de rosas, Rosa sp. Santo Domingo Xenacoj, Sacatepéquez (en línea). Tesis Ing. Agr. Universidad Rafael Landívar, Facultad de Ciencias Agrícolas y Ambientales. Guatemala. 46 p. Disponible en <http://bibliod.url.edu.gt/Tesis/06/04/Aldana-Pineda-Nery/Aldana-Pineda-Nery.pdf>.
- 3 Ararat Orozco, CM; Menjivar Flores, JC; Vélez Mera, CA. 2011. Importancia del sustrato de enraizamiento en el desarrollo fisiológico de plántulas de aguacate Persea americana Mill (en línea). IV Jornada de Ciencia y Tecnología Universidad Nacional de Colombia – sede Palmira :1-3. Disponible en <https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/8973/miltonararatorozco.2011.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.
- 4 Azcón-Bieto, J; Talón, M. 2013. Fundamentos de fisiología vegetal (en línea). 2 ed. España, McGraw- Hill Ineramericana. 651 p. Disponible en <https://exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/FundamentosdeFisiologiaVegetal2008Azcon..pdf>.
- 5 Barahona P., SR. 2012. Propagación vegetativa de claveles (*Dianthus caryophyllus*) mediante el uso de hormonas en el cantón Latacunga (en línea). Tesis Ing. Agr. Universidad Técnica Estatal de Quevedo, Unidad de Estudios a Distancia. Ecuador. 65 p. Disponible en <https://repositorio.uteq.edu.ec/bitstream/43000/2477/1/T-UTEQ-0321.pdf>.
- 6 Beraud, MR; López, RC; Fuentes, MC; Vásquez, NH; Pérez, JT; Neira, RT. 2015. Enraizamiento in vitro y ex vitro de microtallos de *Ugni molinae* Turcz., una especie nativa de Chile (en línea). Gayana - Botanica 72(1):14-20. DOI: <https://doi.org/10.4067/s0717-66432015000100002>.
- 7 BIOTECMED (Instituto Universitario de Biotecnología y Biomedicina España). 2021. Tráfico de Proteínas: líneas de investigación (en línea). Consultado 9 oct. 2021. Disponible en <https://www.uv.es/uvweb/instituto-universitario-biotecnologia-biomedicina-BIOTECMED/es/investigacion/proteinas-biotecnologia/trafico-proteinas/linies-recerca-1285899218764.html>.

- 8 Cabezudo Manzanera, MC. 2019. La diferenciación celular asociada a la caracterización de plantas medicinales (en línea). Tesis Lic. Universidad Complutense Madrid, Facultad de Farmacia. España. 21 p. Disponible en [http://147.96.70.122/Web/TFG/TFG/Memoria/MARIA CRISTINA CABEZUDO MANZANERA.pdf](http://147.96.70.122/Web/TFG/TFG/Memoria/MARIA_CRISTINA_CABEZUDO_MANZANERA.pdf).
- 9 Cabrera Vásquez, W. 1999. Aspectos fisiológicos en la formación de raíces adventicias (en línea). Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. p. 13. Disponible en [http://www.lamolina.edu.pe/agronomia/dhorticultura/html/propagacion/reprodase xual/wildercabrera.doc](http://www.lamolina.edu.pe/agronomia/dhorticultura/html/propagacion/reprodase_xual/wildercabrera.doc).
- 10 Cárdenas Navarro, R; López Pérez, L. 2011. Propagación vegetativa de rosa : efecto del sustrato , luminosidad y permanencia de la hoja (en línea). Scientia Agropecuaria 2(4):203-211. Disponible en <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=357633700002>.
- 11 Carrillo, I; Elissetche, JP; Valenzuela, S; Mendon, RT. 2013. Formación de elementos anatómicos en maderas duras: una revisión desde una perspectiva genómica (en línea). Ciencia y tecnología 15(1):93-104. DOI: <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.4067/S0718-221X2013005000009>.
- 12 Cerezo M., J. 2015. 1ª Parte Fruticultura (en línea). Colombia, Universidad Politécnica de Cartagena. 56 p. Disponible en <https://georgiusm.files.wordpress.com/2015/03/1-1c2aa-parte1.pdf>.
- 13 Chamorro, AH; Martínez, S; Fernández, JC; Mosquera, T. 2007. Evaluación de diferentes concentraciones de algunos reguladores de crecimiento en la multiplicación y enraizamiento in vitro de Limonium var. Misty blue Evaluation of different concentrations of some plant growth regulators on in vitro multiplication and (en línea). Agronomía Colombiana 25(1):47-53. Disponible en <http://www.scielo.org.co/pdf/agc/v25n1/v25n1a06.pdf>.
- 14 Cossio, L. 2013. Reguladores del crecimiento en plantas (en línea). Argentina, Universidad Nacional del Nordeste. 29 p. Disponible en [https://www.exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/Reguladores de Crecimiento en las plantas.pdf](https://www.exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/Reguladores_de_Crecimiento_en_las_plantas.pdf).
- 15 Cruz, M; Melgarejo, LM; Romero, M; Hernández, S; Barrera, J; Solarte, ME; Suárez, D; Pérez, LV; Rojas, A; Moreno, L; Crespo, S; Pérez, W. 2010. Experimentos en fisiología vegetal (en línea). Colombia, Universidad Nacional de Colombia. 277 p. Disponible en <https://www.uv.mx/personal/tcarmona/files/2019/02/Melgarejo-2010.pdf>.

- 16 Cuya Curo, E. 2013. Propagación e instalación del cultivo de Vid (en línea). Perú, Agrobanco. 24 p. Disponible en <https://www.agrobanco.com.pe/data/uploads/ctecnica/040-b-vid.pdf>.
- 17 Cuzco Cuzco, RA. 2014. Propagación vegetativa de aliso (*Alnus acuminata* H.B.K) y porotón (*Erythrina edulis* Triana ex Micheli) utilizando tres tipos de energizadores en la comunidad Picalqui de Cantón Pedro Moncayo (en línea). Tesis Ing. Forestal Universidad Técnica del Norte, Facultad de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y Ambientales. Ibarra, Ecuador. 124 p. Disponible en [http://repositorio.utn.edu.ec/bitstream/123456789/3611/1/03 FOR 216 TESIS.pdf](http://repositorio.utn.edu.ec/bitstream/123456789/3611/1/03_FOR_216_TESIS.pdf).
- 18 Durán González, JA. 1993. La técnica de miniplantas en la propagación de seis cultivares de rosa, utilizando como patrón Rosa manetti (en línea). Tesis Ing. Agr. Escuela Agrícola Panamericana. Tegucigalpa, Honduras. 69 p. Disponible en <https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/3255/1/CPA-1993-T019.pdf>.
- 19 Duval, LR. 2006. Hormonas vegetales: crecimiento y desarrollo de la planta (en línea). Revista Horticultura :22-26. Disponible en http://www.horticom.com/rehttp://www.horticom.com/revistasonline/horticultura/rh196_2/22_27.pdf.
- 20 Espinosa, PS. 2013. Evaluación del efecto de dos bioestimulantes en el cultivo de rosa (*Rosa* sp) variedades Charlotte y Konffeti. Cayambe, Pichincha (en línea). Tesis Ing. Agr. Universidad Central del Ecuador, Facultad de Ciencias Agrícolas. Quito, Ecuador. 91 p. Disponible en <http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/1009/1/T-UCE-0004-13.pdf>.
- 21 FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura Paraguay). 2013. El manejo del suelo en la producción de hortalizas con buenas prácticas agrícolas (en línea). ed. Paraguay, Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). 33 p. Disponible en <http://www.fao.org/3/i3361s/i3361s.pdf>.
- 22 Garay Arroyo, A; de la Paz Sánchez, M; García Ponce, B; Álvarez Buylla, E; Gutiérrez, C. 2014. La Homeostasis de las auxinas y su importancia en el desarrollo de *Arabidopsis Thaliana* (en línea). REB. Revista de educación bioquímica 33(1):13-22. Disponible en <http://www.scielo.org.mx/pdf/reb/v33n1/v33n1a3.pdf>.
- 23 García, SE. 2004. Efecto de la bencilaminopurina, el ácido giberelico y el ácido indolacético en la micropropagación de mora (*Rubus hadrocarpus* forma *adenophorus*) (en línea). Tesis Ing. Agr. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. Guatemala. 83 p. Disponible en http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/01/01_2053.pdf.

- 24 Garden, C. 2009. Propagación de plantas por esquejes (en línea). Consultado 28 oct. 2020. Disponible en <https://es.calameo.com/read/000054025e9f4019003e3>.
- 25 Gil C, Al; Miranda L, D. 2008. Efecto de la temperatura, inmersión en agua y concentración de fitorreguladores sobre la germinación de semillas de papaya (*Carica papaya* L.) (en línea). *Revista colombiana de ciencias hortícolas* 2(1):9-20. Disponible en https://revistas.uptc.edu.co/index.php/ciencias_hortícolas/article/view/1169/1168.
- 26 Gutiérrez Luna, FM. 2017. Estudio del efecto de los compuestos volátiles emitidos por distintas rizobacterias en la homeostasis de auxinas y en la morfogénesis de la raíz de *Arabidopsis thaliana* (en línea). Tesis MSc en Ciencias en Biología Experimental Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Instituto de Investigaciones Químico Biológicas. México. 82 p. DOI: <https://doi.org/10.22201/ceiich.24485691e.2016.17.58151>.
- 27 Hernández Martínez, T. 2006. Propagación vegetativa de *Podocarpus reichei* Buch, por medio de estacas, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Mex. (en línea). Tesis Ing. Agr. Universidad Autónoma de Chapingo, Facultad de Ciencias Forestales. México. 97 p. Disponible en <https://es.scribd.com/document/280386976/Hernandez-Martinez-Tomas-2006-pdf>.
- 28 Huanca, W. 2010. Métodos de reproducción asexual y su aplicación (en línea). Perú, Universidad Nacional del Altiplano. 33 p. Disponible en <http://www.monografias.com/trabajos-pdf4/propagacion-asexual-plantas-y-su-aplicacion/propagacion-asexual-plantas-y-su-aplicacion.pdf>.
- 29 Ibañez López, S. (2015). Caracterización molecular de la formación de raíces adventicias en explantos foliares de *Arabidopsis thaliana* (en línea). España, s.e. Disponible en http://dspace.umh.es/bitstream/11000/3552/1/TFG_Ibañez_López%2C_Sergio.pdf.
- 30 Jordán, M; Casaretto, J. 2006. Capítulo XV hormonas y reguladores del crecimiento: auxinas, giberelinas y citocininas (en línea). In *Squeo, FA; Cardemil, L (eds.)*. Chile, Chile, Universidad de la Serena. p. 1-28. Disponible en <https://www.exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/Auxinasgiberelinasycitocininas.pdf>.
- 31 Lallana, VH; Lallana, C. 2020. Manual de prácticas de fisiología vegetal (en línea). 1 ed. Argentina, Universidad Nacional de Entre Ríos Entre Ríos. 34 p. Disponible en <https://eduner.uner.edu.ar/public/attached/212040047300.Capitulo2.pdf>.

- 32 Langé, PP. 2014. Efecto de auxinas en el enraizamiento de estaquillas de *Buxus Sempervirens* L. En distintas épocas del año (en línea). Tesis MSc en Cultivos Intensivos Universidad Nacional de Litoral, Facultad de Ciencias Agrarias. Argentina. 62 p. Disponible en <https://bibliotecavirtual.unl.edu.ar:8443/bitstream/handle/11185/530/tesis.pdf?sequence=1>.
- 33 Lemes, LN; Carvalho, LB; Souza, MC; Alves, PLCA. 2010. Weed interference on coffee fruit production during a four-year investigation after planting (en línea). *African Journal of Agricultural Research* 5(10):1138-1143. DOI: <https://doi.org/10.5897/AJAR09.700>.
- 34 López Bautista, E; Gonzáles Ramírez, B. 2016. Diseño y análisis de experimentos. Fundamentos y aplicaciones en agronomía (en línea). 2 ed. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala. 280 p. Disponible en http://cete.fausac.gt/wp-content/uploads/2020/11/Diseno_y_Analisis_de_Experimentos_2016a.pdf.
- 35 Ludwig-Müller, J; Cohen, JD. 2002. Identification and quantification of three active auxins in different tissues of *Tropaeolum majus* (en línea). *Physiologia Plantarum* 115(2):320-329. DOI: <https://doi.org/10.1034/j.1399-3054.2002.1150220.x>.
- 36 Márquez, RE. 2016. Análisis del transporte del ácido-3-indol acético durante la embriogénesis somática en *Coffea canephora* (en línea). Tesis MSc en Ciencias Centro de Investigación Científica de Yucatán, A.C., Facultad de Ciencias Biológicas. Yucatán, México. 107 p. Disponible en https://cicy.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1003/1145/1/PCB_BBM_M_Tesis_2016_Marquez_Ruth.pdf.
- 37 Mazariegos, C. 2011. Evaluación de tres concentraciones de auxinas (ANA) y cinco de Citocinas (BAP) en la propagación in vitro del piñon (*Jatropha curcas* L.). Cultivar Cabo Verde (en línea). Tesis Ing. Agr. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. Guatemala. 71 p. Disponible en <http://fausac.usac.edu.gt/tesario/tesis/T-02903.pdf>.
- 38 Megías, M; Molist, P; Pombal, MA. 2018. Organos vegetales: ampliaciones (en línea). 1 ed. España, Universidad de Vigo. 9 p. Disponible en <http://mmegias.webs2.uvigo.es/inicio.html>.
- 39 Molina, BR. 2017. Alternativas para la prevención del quemado de pétalo en el cultivo de rosa (*Rosa* híbrida), variedad freedom, bajo condiciones controladas; diagnóstico y servicios realizados en Tecpán, Chimaltenango, Guatemala, C.A. (en línea). Tesis Ing. Agr. Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. Guatemala. 108 p. Disponible en <http://fausac.usac.edu.gt/tesario/tesis/T-03454.pdf>.

- 40 Munguía Rodríguez, AG; Martínez Trujillo, M. 2018. Las auxinas: síntesis, transporte y señalización (en línea). DES Ciencias Biológico Agropecuarias 20(1):1-7. Disponible en file:///C:/Users/Usuario/Downloads/279-Texto del artículo-444521-1-10-20190619.pdf.
- 41 Muñoz, M; Molina, R. 2016. Efecto del ácido indolbutírico (AIB) y edad de las estacas en el enraizamiento de *Myrceugenia exsucca* (en línea). Bosque 37(3):637-641. DOI: <https://doi.org/10.4067/S0717-92002016000300021>.
- 42 Muñoz, WA. 2016. Texto básico para profesional en ingeniería forestal en el área de fisiología vegetal (en línea). Perú, Universidad Nacional de la Amazonia Peruana. 224 p. Disponible en <https://www.unapikitos.edu.pe/pregrado/facultades/forestales/descargas/publicaciones/FISIO-TEX.pdf>.
- 43 Nabors, MW. 2006. Introducción a la botánica (en línea). ed. Madrid, España, Pearson Educación S.A. 744 p. Disponible en <https://bibliotecaia.ism.edu.ec/Varios/IntroduccionBotanica.pdf>.
- 44 Ortuño, A; Díaz, L; Del Río, J. 2015. Evolución de la Fisiología Vegetal en los últimos 100 años (en línea). Eubacteria 34:74-82. Disponible en http://www.um.es/eubacteria/Fisiologia_vegetal_Eubacteria34.pdf.
- 45 Osuna, HR; Osuna Fernández, AM; Fierro Álvarez, AF. 2017. Manual de propagación de plantas superiores (en línea). México, Universidad Autónoma Metropolitana. 91 p. Disponible en https://www.casadelibrosabiertos.uam.mx/contenido/contenido/Libroelectronico/manual_plantas.pdf.
- 46 Peralta, JE. 2011. Efecto del ácido indolbutírico en el enraizamiento de brotes de pino colorado (*Pinus oocarpa* Schiede) (en línea). Tesis Ing. Agrónomo Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. Guatemala. 97 p. Disponible en <http://fausac.usac.edu.gt/tesario/tesis/T-02914.pdf>.
- 47 Quimbiamba Ulcuango, CO. 2019. Evaluación de la propagación de rosa (*Rosa* spp.) por estaca mediante el uso de ácido naftalenacético en el cantón Pedro Moncayp - Pichincha (en línea). Tesis Ing. Agr. Universidad Técnica del Norte, Facultad de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y Ambientales. Ibarra, Ecuador. 81 p. Disponible en <http://repositorio.utn.edu.ec/bitstream/123456789/9228/1/03> AGP 242 TRABAJO DE GRADO.pdf.

- 48 Toribio, JA. 2017. El cultivo del rosal (*Rosa* spp) como flor de corte bajo condiciones controladas (en línea). Tesis Ing. Agr. Fitotecnista Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro", División de Agronomía. Coahuila, México. 124 p. Disponible en <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/785/T15449TORIBIO VALENCIA JOSE ALFREDO MONOG.pdf?sequence=1>.
- 49 Uribe, ME; Durán, R; Bravo, G; Mora, F; Cartes, P; Delaveau, C. 2011. Propagación vegetativa de *Berberidopsis corallina* Hook.f., una especie en peligro de extinción, endémica de Chile (en línea). *Gayana - Botanica* 68(2):135-140. DOI: <https://doi.org/10.4067/S0717-66432011000200003>.
- 50 Vidal, ML; Delgado, PS; Barra, EH; Peña Cortés, F. 2010. Propagación vegetativa de *Myrceugenia exsucca* y *Blepharocalyx cruckshanksii*, especies dominantes del bosque pantanoso de la Depresión Intermedia de la región de La Araucanía, Chile (en línea). *Bosque* 31(3):247-251. DOI: <https://doi.org/10.4067/s0717-92002010000300009>.
- 51 Weldt Carmona, ES. 2008. Establecimiento, multiplicación y enraizamiento in vitro de *Rosa canina* L. (en línea). Tesis Lic. en Agronomía Universidad Austral de Chile, Escuela de Agronomía. Valdivia, Chile. 86 p. Disponible en <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2008/faw445e/doc/faw445e.pdf>.
- 52 Yong, A. 2004. El cultivo del rosal y su propagación (en línea). *Cultivos Tropicales* 25(2):53-67. DOI: <https://doi.org/10.1234/ct.v25i2.510>.
- 53 Zieslin, N; Mor, Y. 1990. Light on roses: a review (en línea). *Scientia Horticulturae* 43(1-2):1-14. DOI: [https://doi.org/10.1016/0304-4238\(90\)90031-9](https://doi.org/10.1016/0304-4238(90)90031-9).



10. ANEXOS

10.1 Cálculos para preparación de ácido indol-3-butírico.

A = T1 2,000 ppm de AIB

$$A = \frac{2,000 \text{ mg de IBA (98 \%)} * 0.5 \text{ L alcohol}}{1 \text{ L de alcohol isopropílico}} = 1,000 \text{ mg de IBA al 98 \%}$$

$$A = 1,000 \text{ mg de IBA al 98 \%} * \frac{100 \text{ mg de ácido puro}}{98 \text{ mg de IBA al 98 \%}} = 1,020 \text{ mg de ácido comercial}$$

B = T2 3,000 ppm de AIB

$$B = \frac{3,000 \text{ mg de IBA (98 \%)} * 0.5 \text{ L alcohol}}{1 \text{ L de alcohol isopropílico}} = 1,500 \text{ mg de IBA al 98 \%}.$$

$$B = 1,500 \text{ mg de IBA al 98 \%} * \frac{100 \text{ mg de ácido}}{98 \text{ mg de IBA al 98 \%}} = 1,530 \text{ mg de IBA al 98 \%}$$

C = T3 4,000 ppm de AIB

$$C = \frac{4,000 \text{ mg de IBA (98 \%)} * 0.5 \text{ L alcohol}}{1 \text{ L de alcohol isopropílico}} = 2,000 \text{ mg de IBA al 98 \%}$$

$$C = 2,000 \text{ mg de IBA al 98 \%} * \frac{100 \text{ mg de ácido}}{98 \text{ mg de IBA al 98 \%}} = 2,040 \text{ mg de IBA al 98 \%}$$

D = T4 4,500 ppm de AIB

$$D = \frac{4,500 \text{ mg de IBA (98 \%)} * 0.5 \text{ L alcohol}}{1 \text{ L alcohol isopropílico}} = 2,250 \text{ mg de IBA al 98 \%}$$

$$D = 2,250 \text{ mg de IBA al 98 \%} * \frac{100 \text{ mg de ácido}}{98 \text{ mg de IBA al 98 \%}} = 2,296 \text{ mg de IBA al 98 \%}$$

E = T5 TESTIGO con 0 ppm de AIB

E = 0 gr de IBA 98 %

Cuadro 13A. Boleta para el registro de datos en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

No.	Tratamiento	Número de estacas enraizadas	Número de raíces por estaca	Longitud de raíces por estaca (cm)
1	T1R1			
2	T1R1			
3	T1R1			
4	T1R1			
5	T1R1			
6	T1R1			
7	T1R1			
8	T1R1			
9	T1R1			
10	T1R1			
	Promedio			
1	T1R2			
2	T1R2			
3	T1R2			
4	T1R2			
5	T1R2			
6	T1R2			
7	T1R2			
8	T1R2			
9	T1R2			
10	T1R2			
	Promedio			
1	T1R3			
2	T1R3			
3	T1R3			
4	T1R3			
5	T1R3			
6	T1R3			
7	T1R3			
8	T1R3			
9	T1R3			

Continuación cuadro 13A.

10		T1R3			
		Promedio			
1		T2R1			
2		T2R1			
3		T2R1			
4		T2R1			
5		T2R1			
6		T2R1			
7		T2R1			
8		T2R1			
9		T2R1			
10		T2R1			
		Promedio			
1		T2R2			
2		T2R2			
3		T2R2			
4		T2R2			
5		T2R2			
6		T2R2			
7		T2R2			
8		T2R2			
9		T2R2			
10		T2R2			
		Promedio			
1		T2R3			
2		T2R3			
3		T2R3			
4		T2R3			
5		T2R3			
6		T2R3			
7		T2R3			
8		T2R3			
9		T2R3			
10		T2R3			
		Promedio			
1		T3R1			
2		T3R1			
3		T3R1			
4		T3R1			

Continuación cuadro 13A.

5		T3R1			
6		T3R1			
7		T3R1			
8		T3R1			
9		T3R1			
10		T3R1			
		Promedio			
1		T3R2			
2		T3R2			
3		T3R2			
4		T3R2			
5		T3R2			
6		T3R2			
7		T3R2			
8		T3R2			
9		T3R2			
10		T3R2			
		Promedio			
1		T3R3			
2		T3R3			
3		T3R3			
4		T3R3			
5		T3R3			
6		T3R3			
7		T3R3			
8		T3R3			
9		T3R3			
10		T3R3			
		Promedio			
1		T4R1			
2		T4R1			
3		T4R1			
4		T4R1			
5		T4R1			
6		T4R1			
7		T4R1			
8		T4R1			
9		T4R1			
10		T4R1			

Continuación cuadro 13A.

		Promedio			
1		T4R2			
2		T4R2			
3		T4R2			
4		T4R2			
5		T4R2			
6		T4R2			
7		T4R2			
8		T4R2			
9		T4R2			
10		T4R2			
		Promedio			
1		T4R3			
2		T4R3			
3		T4R3			
4		T4R3			
5		T4R3			
6		T4R3			
7		T4R3			
8		T4R3			
9		T4R3			
10		T4R3			
		Promedio			

Fuente: elaboración propia, 2020.



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 20A. Montaje del experimento en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 21A. Medición de la variable longitud de raíces en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 22A. Medición de la variable número de raíces en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

10.2. Pruebas de sensibilidad

Los resultados se obtuvieron con base a los tratamientos siguientes:

- A = T1 2,000 ppm de AIB.
- B = T2 3,000 ppm de AIB.
- C = T3 4,000 ppm de AIB.
- D = T4 4,500 ppm de AIB.
- E = T5 TESTIGO con 0 ppm de AIB.

Las variables de respuesta para fines del experimento fueron las siguientes: número de estacas enraizadas, número de raíces por estacas y longitud de raíces.

A partir de la evaluación de los tratamientos al momento de la cosecha se obtuvieron los datos de las variables de respuesta, de los cuales se presentan las medias. En el cuadro 14A se presentan las medias de la respuesta de todos los tratamientos.

Cuadro 14A. Resumen de los tratamientos en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

Repeticón	Tratamiento	Número de estacas enraizadas	Número de raíces	Longitud de raíces
R1	T1	10.00	9.20	3.46
R2	T1	10.00	7.80	3.26
R3	T1	10.00	7.40	3.63
R1	T2	10.00	14.60	3.08
R2	T2	10.00	14.30	3.05
R3	T2	10.00	14.40	3.83
R1	T3	10.00	15.90	6.66
R2	T3	10.00	15.00	6.49
R3	T3	10.00	15.80	7.08
R1	T4	10.00	19.90	7.93
R2	T4	10.00	18.70	8.69
R3	T4	10.00	17.70	8.11
R1	Testigo	10.00	2.10	1.00
R2	Testigo	10.00	2.20	1.04
R3	Testigo	10.00	2.60	0.94

Fuente: elaboración propia, 2020.

10.3. Supuestos número de raíces por estaca

Luego de presentar las medias de la variable de respuesta, a continuación, se muestran las medias obtenidas del número de raíces por estaca. En el cuadro 15A se presentan los promedios del número de raíces por estaca.

Cuadro 15A. Promedio de número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

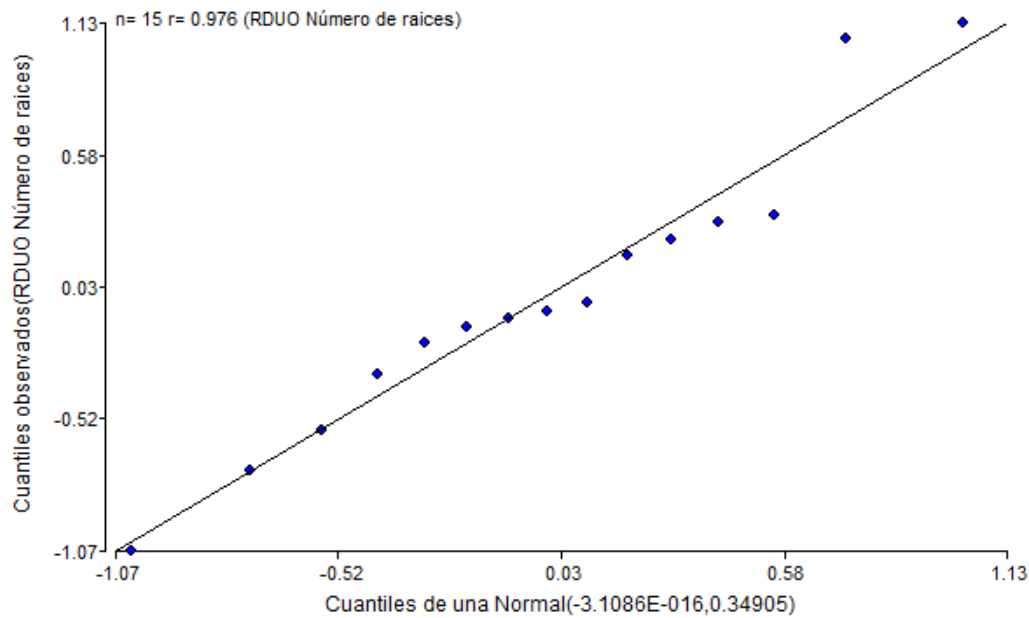
Tratamiento	Repetición			Promedio	Varianza
	R1	R2	R3		
T1	9.20	7.80	7.40	8.13	0.89
T2	14.60	14.30	14.40	14.43	0.02
T3	15.90	15.00	15.80	15.57	0.24
T4	19.90	18.70	17.70	18.77	1.21
Testigo	2.10	2.20	2.60	2.30	0.07

Fuente: elaboración propia, 2020.

Según el valor de los promedios, los mejores resultados en cuanto a número de raíces por estaca se muestran los tratamientos 2, 3 y 4 de los cuales, los tratamientos 3 y 4 los que contienen mayor concentración de ácido indol-3-butírico.

Esto indica que es correcto el uso de estas concentraciones de ácido indol-3-butírico para obtener mayor número de raíces por estacas.

10.4. Prueba de normalidad a la variable número de raíces por estaca



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 23. QQ-plot de la variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

10.5. Prueba de Shapiro-Wilk para la variable número de raíces por estaca

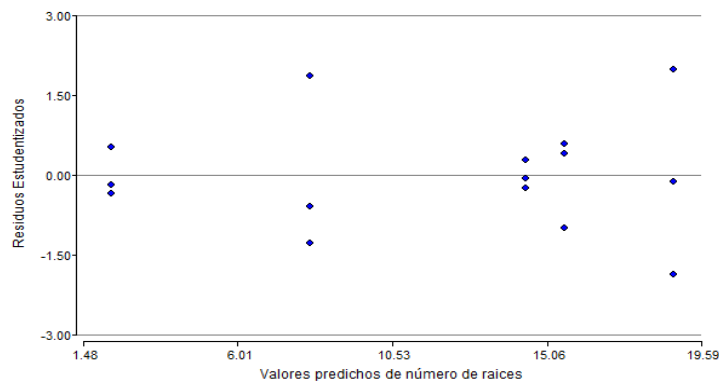
Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
RDUO Número de raíces	15	0.00	0.59	0.95	0.6745

Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 24A. Prueba de Shapiro-Wilk para la variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

10.6. Homogeneidad de varianzas e independencia para la variable número de raíces por estaca



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 25A. Homogeneidad de varianzas e independencia para la variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

10.7. Prueba de Levene para la variable número de raíces por estaca

Debido a que el valor de p es mayor a 0.05 se acepta la hipótesis nula y se concluye que las varianzas son homogéneas.

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
RABS Número de raíces	15	0.49	0.29	75.94

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1.03	4	0.26	2.40	0.1197
Tratamiento	1.03	4	0.26	2.40	0.1197
Error	1.07	10	0.11		
Total	2.10	14			

Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 26A. Variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

10.8 Análisis de varianza para la variable número de raíces por estaca

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Número de raíces	15	0.99	0.99	5.90

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	520.03	4	130.01	266.05	<0.0001
Tratamiento	520.03	4	130.01	266.05	<0.0001
Error	4.89	10	0.49		
Total	524.92	14			

Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 27A. Análisis de la varianza para la variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

10.9. Prueba de Tukey para la variable número de raíces por estaca

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=1.87845

Error: 0.4887 gl: 10

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
T4	18.77	3	0.40	A
T3	15.57	3	0.40	B
T2	14.43	3	0.40	B
T1	8.13	3	0.40	C
Testigo	2.30	3	0.40	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 28A. Prueba de Tukey para la variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 29A. Comparación del número de raíces por estaca en los tratamientos con respecto al testigo en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

10.10 Supuestos longitud de raíces por estaca

Según el valor de los promedios los mejores resultados en cuanto a longitud de raíces por estaca se muestran los tratamientos 3 y 4 de los cuales, los tratamientos 3 y 4 los que contienen mayor concentración de ácido indol-3-butírico.

Esto muestra que el uso de estas concentraciones de ácido indol-3-butírico para obtener mayor longitud de raíces por estacas.

Cuadro 16A. Promedio de longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

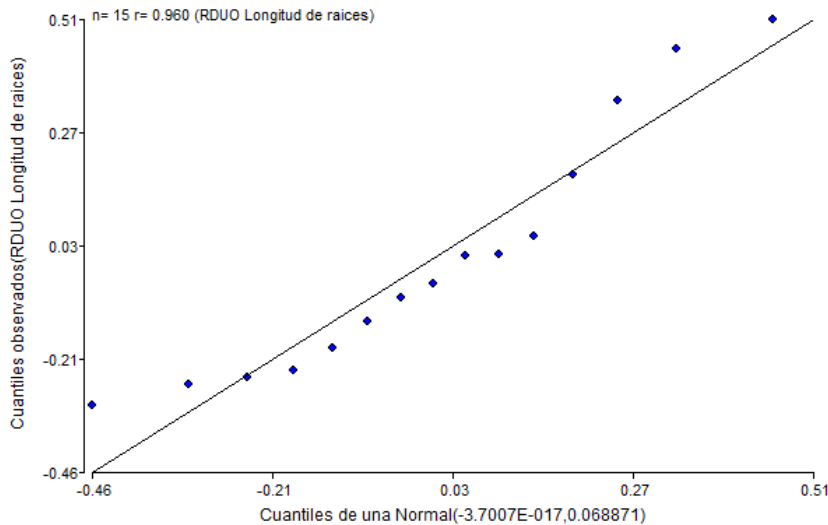
Tratamiento	Repetición			Promedio	Varianza
	R1	R2	R3		
T1	3.46	3.26	3.63	3.45	0.034
T2	3.08	3.05	3.83	3.32	0.195
T3	6.66	6.49	7.08	6.74	0.092
T4	7.93	8.69	8.11	8.24	0.162
Testigo	1.00	1.04	0.94	0.99	0.003

Fuente: elaboración propia, 2020.

De estos resultados se deduce que el uso del ácido indol-3-butírico mejora el sistema radicular de las estacas, debido a que una mayor concentración como lo fue el tratamiento 4 (4,500 ppm) registró mejores longitudes de raíz (8.24 cm) con el uso de esta fitohormona, en comparación al tratamiento sin aplicación de AIB, la cual presentó menor longitud de raíz con 0.99 cm.

10.10.1. Prueba de normalidad para la variable longitud de raíces por estaca

Para indicar si se debe rechazar o no la hipótesis nula de que los datos provienen de una población distribuida normalmente, se debe realizar una prueba de normalidad por lo cual se utilizó una gráfica de QQ-plot.



Fuente: elaboración, propia, 2020.

Figura 30A. Prueba de normalidad para la variable longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

Al observar el QQ-plot se puede concluir que los residuos ordinarios de longitud de raíces siguen una distribución normal debido a que los puntos observados que representan los cuantiles observados se acercan a la línea que representa los cuantiles teóricos de una distribución normal. Pero para corroborar se hará la prueba de Shapiro-Wilk.

10.10.2. Prueba de Shapiro-Wilk para la variable longitud de raíces por estaca.

Debido a que el valor de p es mayor a 0.05, se acepta la hipótesis nula y se concluye que los residuos siguen una distribución normal.

Shapiro-Wilks (modificado)

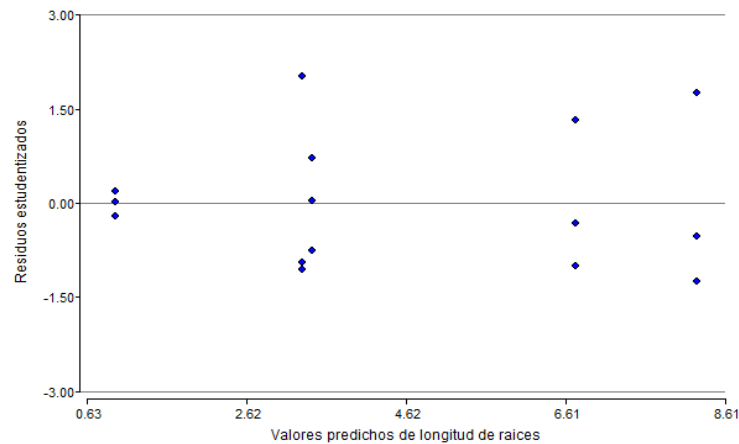
Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
RDUO Longitud de raíces	15	0.00	0.26	0.88	0.0937

Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 31A. Prueba de Shapiro-Wilk para la variable de longitud de raíces en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

10.10.3. Homogeneidad de varianzas e independencia para la variable longitud de raíces por estaca

Al observar el diagrama de dispersión los puntos se encuentran distribuidos aleatoriamente y sin ningún patrón por lo que se podría concluir que los residuos son independientes y con varianzas iguales, pero se corroborara con la prueba de Levene.



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 32A. Homogeneidad de varianzas e independencia para la variable longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarroza, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

10.10.4 Prueba de Levene para la variable número de raíces por estaca

Debido a que el valor de p es mayor a 0.05, se acepta la hipótesis nula y se concluye que las varianzas son homogéneas.

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
RABS Longitud de raíces	15	0.56	0.38	59.44

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.19	4	0.05	3.14	0.0649
Tratamiento	0.19	4	0.05	3.14	0.0649
Error	0.15	10	0.01		
Total	0.33	14			

Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 33A. Prueba de Levene para la variable número de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

10.10.5 Análisis de varianza para la variable longitud de raíces por estaca

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Longitud de raíces	15	0.99	0.99	6.82

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	101.47	4	25.37	263.10	<0.0001
Tratamiento	101.47	4	25.37	263.10	<0.0001
Error	0.96	10	0.10		
Total	102.44	14			

Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 34A. Análisis de la varianza para la variable longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.

En el ANOVA se encontró diferencias altamente significativas ($p < 0.05$) en las longitudes de raíces por estacas en los diferentes tratamientos; por lo que se procederá a realizar una prueba múltiple de medias de Tukey para conocer qué tipo de concentración de ácido indol-3-butírico que presente una mayor relación promedio de longitud de raíces por estacas.

10.10.6. Prueba de Tukey para la variable longitud de raíces por estaca

En la prueba múltiple de medias de Tukey se formaron 4 grupos, en los cuales se puede observar que el grupo A del tratamiento 4 que corresponde a 4,500 ppm de ácido indol-3-butírico presentara la mayor longitud promedio de raíces 8.24. Esto se debe a que el ácido indol-3-butírico es un regulador de crecimiento que induce la formación y desarrollo de nuevas raíces en las estacas; por lo tanto, siempre y cuando se apliquen dosis óptimas, dependiendo del tipo de material experimental que se utilice a mayor concentración mayor longitud de raíces.

El testigo sin aplicación fue el que presento menor número promedio de longitud de raíces (0.99), por lo que, no aplicar ácido indol-3-butírico influye directamente en la longitud de raíces. Los tratamientos T1 (2,000 ppm) y T2 (3,000 ppm) no representan diferencias significativas con respecto a la longitud de raíces.

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.83440

Error: 0.0964 gl: 10

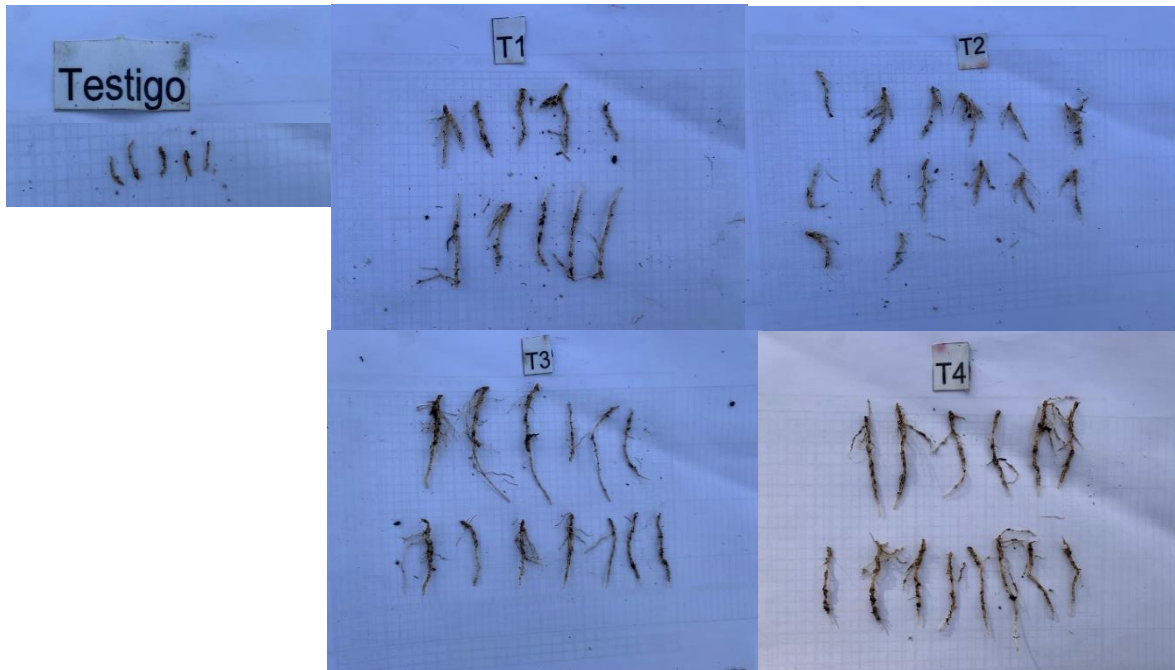
Tratamiento Medias n E.E.

T4	8.24	3	0.18	A
T3	6.74	3	0.18	B
T1	3.45	3	0.18	C
T2	3.32	3	0.18	C
Testigo	0.99	3	0.18	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 35A. Prueba de Tukey para la variable longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 36A. Comparación del testigo contra los diferentes tratamientos en la longitud de raíces por estaca en la investigación efecto de cuatro concentraciones de AIB en la inducción de raíces en estacas de rosa. Finca Primarrosa, Zaragoza, Chimaltenango, 2020.



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA-FAUSAC-
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS
Y AMBIENTALES -IIA-



REF. Sem. 12/2021

LA TESIS TITULADA:

"EFECTO DE CUATRO CONCENTRACIONES
DE ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN LA INDUCCIÓN
DE RAÍCES EN ESTACAS DE ROSA (Rosa sp.
var Natal Brier) EN FINCA PRIMAROSSA,
ZARAGOZA, CHIMALTENANGO, GUATEMALA,
C.A."

DESARROLLADA POR EL ESTUDIANTE:

KEVIN ESTUARDO GUZMÁN MELÉNDEZ

CARNE:

201502851

HA SIDO EVALUADO POR LOS PROFESIONALES:

Ing. Agr. Willy Quintana Roca
Ing. Agr. Edgar Oswaldo Franco Rivera
Ing. Agr. Silvel Elías Gramajo

El Asesor y las Autoridades de la Facultad de Agronomía, hacen constar que ha cumplido con las Normas Universitarias y Reglamentos de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

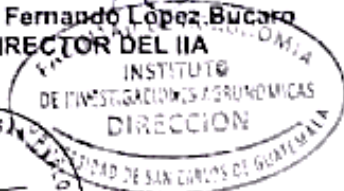
Ing. Agr. Edgar Oswaldo Franco Rivera
ASESOR

Ing. Agr. Silvel Elías Gramajo
ASESOR

Ing. Agr. Carlos Fernando López Bucaro
DIRECTOR DEL IIA

IMPRIMASE

Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes
DECANO



CFLB/nm
c.c. Archivo