

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



TESIS

**EFFECTO DE LA CONCENTRACION DEL ÁCIDO AUXÍNICO
(ÁCIDO INDOL - 3 – BUTÍRICO) EN EL ENRAIZAMIENTO DE
ESTACAS DE ZARZAMORA (*Rubus fruticosus* L.)**

Para Optar el Título Profesional de:

INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADA POR LA BACHILLER:

YENNY GABY VARGAS FLORES

ASESOR:

Ing. M. Cs. VÍCTOR EUDEFIO TORREL PAJARES

CAJAMARCA – PERÚ

2017

DEDICATORIA

Quiero dedicarle este trabajo a Dios que me ha dado la vida y fortaleza para terminar este proyecto de investigación. A mis padres y hermanos por estar ahí cuando más los necesité; en especial a mi madre por su ayuda y constante cooperación.

A mi hijo Dylan quien es el centro de mi vida, y me da las fuerzas para seguir adelante.

Yenny G. Vargas Flores

AGRADECIMIENTO

A Dios dueño de mi triunfo, por no dejarme caer en el orgullo con el triunfo, ni en la desesperación con el fracaso y enseñarme que el fracaso es la experiencia que precede al triunfo, que nada es gratis en la vida, que todo debes ganártelo o merecerlo, que ser útil es mejor que ser importante

A mi hijo Dylan; siento una enorme gratitud por ser parte de mi vida y es la mayor bendición que el Señor me ha dado.

A mis padres, que siempre me aconsejaron y mostrarme el mejor camino a seguir. Por detenerme cuando debías y por empujarme cuando tenía miedo de seguir mis sueños. A mis hermanos y toda mi familia que en cada instante a pesar de la distancia confiaron en mí.

Al M. Cs. Ing. Víctor Eudelfio Torrel Pajares; asesor de la tesis, quién con su experiencia y conocimiento me orientó en la presente investigación.

Yenny G. Vargas Flores

ÍNDICE

CONTENIDO	Pág.
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTO	iii
RESUMEN	ix
ABSTRACT	x
CAPÍTULO	
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	4
III. MATERIALES Y MÉTODOS	30
IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES	36
V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	53
VI. REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA	54
ANEXO	60

ÍNDICE DE TABLAS

		Pág.
1	Valor nutricional del fruto de zarzamora por cada 100 g de producto fresco	23
2	Factores, niveles, tratamientos y claves	32
3	Análisis de Varianza para el efecto del tratamiento en estudio en el número promedio de raíces por estaca de zarzamora. Datos registrados a los 20, 40 y 60 días.	36
4	Prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para el efecto del tratamiento en estudio en el número promedio de raíces de zarzamora. Datos registrados a los 20, 40 y 60 días.	37
5	Análisis de Varianza para el efecto de los tratamientos en estudio de longitud promedio de raíces. Datos registrados a los 20, 40 y 60 días.	44
6	Prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para el efecto del tratamiento en estudio de longitud promedio de raíces	45
7	Análisis de Varianza para el efecto de los tratamientos en estudio de número promedio de yemas emitidos por estaca de zarzamora. Datos registrados a los 20, 40 y 60 días	46
8	Análisis de Varianza para el efecto de los tratamientos en estudio de longitud promedio de yemas emitidos por estaca de zarzamora. Datos registrados a los 20, 40 y 60 días.	47
9	Prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para el efecto del tratamiento en estudio de longitud promedio de raíces	47
10	Datos obtenidos de longitud de raíz de zarzamora (<i>Rubus fruticosus</i> L.) evaluado a los 20 días después de la instalación.	60
11	Datos obtenidos de longitud de raíz de zarzamora (<i>Rubus fruticosus</i> L.) evaluado a los 40 días después de la instalación.	60
12	Datos obtenidos de longitud de raíz de zarzamora (<i>Rubus fruticosus</i> L.) evaluado a los 60 días después de la instalación	60
13	Datos obtenidos de número de raíces de zarzamora (<i>Rubus fruticosus</i> L.) evaluado a los 20 días después de la instalación.	61
14	Datos obtenidos de número de raíces de zarzamora (<i>Rubus fruticosus</i> L.) evaluado a los 40 días después de la instalación.	61

15	Datos obtenidos de número de raíces de zarzamora (<i>Rubus fruticosus L.</i>) evaluado a los 60 días después de la instalación	61
16	Datos obtenidos de número de yemas de zarzamora (<i>Rubus fruticosus L.</i>) evaluado a los 20 días después de la instalación.	62
17	Datos obtenidos de número de yemas de zarzamora (<i>Rubus fruticosus L.</i>) evaluado a los 40 días después de la instalación	62
18	Datos obtenidos de número de yemas de zarzamora (<i>Rubus fruticosus L.</i>) evaluado a los 60 días después de la instalación	62
19	Datos obtenidos de longitud de yemas de zarzamora (<i>Rubus fruticosus L.</i>) evaluado a los 20 días después de la instalación.	63
20	Datos obtenidos de longitud de yemas de zarzamora (<i>Rubus fruticosus L.</i>) evaluado a los 40 días después de la instalación	63
21	Datos obtenidos de longitud de yemas de zarzamora (<i>Rubus fruticosus L.</i>) evaluado a los 60 días después de la instalación.	63
22	Prueba de Tukey para número promedio de raíces por estaca de zarzamora (<i>Rubus fruticosus L.</i>) evaluado a los 20 días después de la instalación.	64
23	Prueba de Tukey para número promedio de raíces por estaca de zarzamora (<i>Rubus fruticosus L.</i>) evaluado a los 40 días después de la instalación.	64
24	Prueba de Tukey para número promedio de raíces por estaca de zarzamora (<i>Rubus fruticosus L.</i>) evaluado a los 60 días después de la instalación.	64
25	Costos de producción de zarzamora (<i>Rubus fruticosus L.</i>) en invernadero	70

ÍNDICE DE FIGURAS		
		Pág.
1	Estructura de un invernadero adecuado para la propagación de zarzamora	10
2	Estructura de invernadero donde se realizó el trabajo de investigación	10
3	Evaluación de la estaca media testigo (E1D0) a los 20 días (A). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (500 ppm) (E1D1) a los 20 días (B). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (1 000 ppm) (E1D2) a los 20 días (C). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (2 000 ppm) (E1D3) a los 20 días (D).	38
4	Evaluación de la estaca apical testigo (E2D0) a los 20 días (E). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (500 ppm) (E2D1) a los 20 días (F). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (1 000 ppm) (E2D2) a los 20 días (G). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (2 000 ppm) (E2D3) a los 20 días (H).	39
5	Evaluación de la estaca media testigo (E1D0) a los 40 días (I). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (500 ppm) (E1D1) a los 40 días (J). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (1 000 ppm) (E1D2) a los 40 días (k). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (2 000 ppm) (E1D3) a los 40 días (L).	40
6	Evaluación de la estaca apical testigo (E2D0) a los 40 días (M). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (500 ppm) (E2D1) a los 40 días (N). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (1 000 ppm) (E2D1) a los 40 días (Ñ). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (2 000 ppm) (E2D3) a los 40 días (O).	41
7	Evaluación de la estaca apical testigo (E1D0) a los 60 días (P). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (500 ppm) (E1D1) a los 60 días (Q). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (1 000 ppm) (E2D2) a los 60 días (R). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (2 000 ppm) (E2D3) a los 60 días (S).	42
8	Evaluación de la estaca apical testigo (E2D0) a los 60 días (T). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (500 ppm) (E2D1) a los 60 días (U). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (1 000 ppm) (E2D2) a los 60 días (V). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (2 000 ppm) (E2D3) a los 60 días (W).	43
9	Porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento y tipo de estaca a los 20 días después de la instalación.	48

10	Porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento y tipo de estaca a los 40 días después de la instalación.	48
11	Porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento y tipo de estaca a los 60 días después de la instalación.	50
12	Porcentaje de brotación y sobrevivencia a los 20 y 40 días de evaluación después de la instalación	51
13	Porcentaje de brotación y sobrevivencia a los 60 días de evaluación después de la instalación.	51
14	Desinfección de la arena, aplicando el método físico por un tiempo de 45 minutos	65
15	Desinfección de la grava, aplicando el método físico por un tiempo de 45 minutos	65
16	Desinfección de las estacas de zarzamora, con un funguicida Benlate, por un tiempo de 20 min.	66
17	Secado de las estacas de zarzamora, después de desinfectarlo por un tiempo de 5 minutos.	66
18	Llenado de los maceteros, colocando al pie la grava y luego la arena	67
19	Pesando la hormona AIB, según las dosis que se va a utilizar	67
20	Colocando las estacas de zarzamora, según la dosis AIB, que les corresponde	68
21	Plantación de las estacas de zarzamora, según el tipo de estaca y la dosis de AIB que le corresponde.	68
22	Aplicación de agua para evitar la deshidratación de las estacas de zarzamora	69
23	Vista panorámica de distribución de estacas de zarzamora, según el diseño estadístico.	69

RESUMEN

Esta investigación se realizó en el Invernadero de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, con el objetivo de determinar la dosis de ácido indol -3- butírico y el tipo de estaca en el enraizamiento de estaca de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.). Se evaluó el número promedio de raíces (NPR), la longitud promedio de raíces (LPR), la longitud promedio de yemas (LPY), el número promedio de yemas (NPY), el porcentaje de estacas enraizadas (PEE), la brotación y sobrevivencia (BS). Se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA) 2x4, constituido por 8 tratamientos y 4 repeticiones, donde 2 corresponde al tipo de estaca de zarzamora (media y apical) y 4 dosis de AIB (00 ppm, 500 ppm, 1 000 ppm y 2 000 ppm). Las evaluaciones se realizaron a los 20, 40 y 60 días después de instalación. Para ver las diferencias entre los tratamientos se utilizó la prueba de Tukey. Los resultados mostraron que el tratamiento E1D2 presentó mejores resultados; es decir estaca media con una dosis de AIB de 1 000 ppm (4,38; 9,42; 6,41 NPR, 10,57; 28,81 y 67,57 mm LPR, 12,51; 13,86 y 15,7 mm LPY, 87,50 % 100 % y 100 % PEE), para el NPY todos los tratamientos tuvieron similar respuesta respectivamente y BS todas las estacas respondieron a un 100 % excepto a los 60 días que disminuyó el tratamiento (E2D0) a 56,25 % por no contar con nutrientes y reservas naturales, bajo estas condiciones produjeron positivamente en su enraizamiento, lo que hace una técnica recomendable.

Palabras clave: *Zarzamora, ácido indol -3- butírico, tratamiento auxínico.*

ABSTRACT

This research was carried out in the greenhouse of the Faculty of Agrarian Sciences of the National University of Cajamarca, with the objective of determining the indol-3-butyric acid dose and the type of cuttings in the rooting of blackberry cuttings (*Rubus fruticosus* L.). The mean number of roots (NPR), mean root length (LPR), average length of buds (LPY), average number of buds (NPY), percentage of rooted cuttings (PEE), shoot Survival (BS). A completely randomized design (DCA) 2x4 was used, consisting of 8 treatments and 4 replications, where 2 corresponds to the type of blackberry cutting (average and apical) and 4 doses of AIB (00 ppm, 500 ppm, 1 000 ppm and 2 000 ppm). Evaluations were performed at 20, 40 and 60 days after installation. To see the differences between the treatments we used the Tukey test. The results showed that the E1D2 treatment presented better results; (4.38, 9.42; 6.41 NPR, 10.57; 28.81 and 67.57 mm LPR, 12.51; 13.86 and 15 mm), 7 mm LPY, 87.50 % 100 % and 100 % PEE), for the NPY all treatments had a similar response and BS all the stakes responded to 100 % except at 60 days that the treatment (E2D0) decreased to 56, 25 % for not having nutrients and natural reserves, under these conditions produced positively in its rooting, which makes a recommended technique.

Keywords: *Blackberry, indole -3- butyric, auxinic treatment*

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

La zarzamora (*Rubus fruticosus L.*), es un frutal andino, se encuentra distribuido en toda la sierra del Perú. Esta especie, además de las bondades naturales de su soma aéreo la cual presenta espinas, y que los agricultores lo utilizan como cercos protectores, no se le está dando el adecuado manejo, por desconocimiento de sus cualidades alimenticias y medicinales.

Es un frutal que tiene importancia en lugares tropicales u subtropicales; puesto que es un fruto que es apetecido por su atractiva apariencia, exquisito sabor y aroma, en la actualidad abre grandes perspectivas de comercialización para satisfacer cada día más un amplio y crecimiento en el mercado de consumo. Este fruto tiene amplias perspectivas de exportación en forma de exportación en forma congelada o fresca, generando así una fuente de ingreso.

Por la importancia y las perspectivas de exportación y oportunidades que se logra en el mercado; sin embargo, la tecnología de producción y manejo de las plantaciones requieren de constantes ajustes y validaciones en el proceso de propagación de las estacas. En el proceso enraizamiento de estacas y el uso de fitohormonas para promover el enraizamiento, brotación es relevante en el manejo de los medios de cultivo; el uso del AIB (ácido Indol 3 butírico) estimula la división celular, elongación celular, desarrollo de yemas laterales, dominancia apical, regulan la apertura estomática, rompe el letargo, retarda el envejecimiento, mantiene el suministro de metabolitos a la hoja, mantiene síntesis de proteínas (resistencia al estrés), actúa en la floración y diferenciación floral como en el cuajado y amarre de frutos.

En el Perú y en la región Cajamarca la zarzamora es conocida como especie marginal, de crecimiento silvestre, colonizadora de suelos en descanso o no aptos para la agricultura extensiva y poco desarrollada dentro de la cedula de cultivo. Sin embargo, basados en las particularidades nutricionales de su fruto, países vecinos como Colombia y el Ecuador han mejorado en genética y agrónomicamente a la especie para obtener fruta de calidad orientada a cubrir parte de la demanda externa.

1.1. Problema de la investigación

El Perú posee cerca de 4 400 especies de plantas nativas de usos conocidos, de los cuales 782 de destacadas por sus propiedades alimenticias 1 408 por ser medicinales, 1 600 por ser ornamentales y otras por ser empleadas como condimentos, tintóreas, ginecológicas y cosméticas entre otros. Por lo tanto, el conocimiento y uso de estas bondades de las plantas nos permitirán contribuir a mejorar la calidad de vida de los pobladores peruanos. Una de las especies nativas, de hábito silvestre y con enorme potencial para su consumo en fresco y procesado es la zarzamora (*Rubus fruticosus L.*), una planta arbustiva rústica y adaptada a las condiciones edáficas y climáticas, especialmente de Cajamarca. No obstante, su importancia como recurso vegetal y fuente potencial de nutrientes para la especie humana, la zarzamora aún no ha sido objeto de estudio, agronómico, en el Perú. El género *Rubus* se lo encontraba en lugares fríos; pero hay especies adaptadas a zonas tropicales y se ha visto la necesidad de hacer experimentos con aplicación de fitohormonas para inducir el enraizamiento y el brotamiento y manejar adecuadamente el cultivo para abastecer la demanda en el mercado. En tal sentido, se propone iniciar la presente investigación como un medio que sirva para entender sus formas y posibilidades de propagación asexual con miras a un futuro establecimiento de huertos clonales productores de frutos de calidad en cantidades suficientes para abastecer la demanda interna de fruta fresca y procesada.

1.2. Formulación del problema

¿Cuál es el efecto de la concentración de ácido auxínico (ácido indol – 3 – butírico), que tiene mejor resultado en el enraizamiento de estacas de zarzamora (*Rubus fruticosus L.*)?

1.3. Objetivo de la investigación

1.3.1. Objetivo general

- Analizar el efecto de la concentración de ácido auxínico (ácido indol – 3 – butírico) y el tipo de estaca de la rama en el enraizamiento de zarzamora (*Rubus fruticosus L.*)

1.3.2. Objetivos específicos

- Analizar el efecto de la concentración de ácido auxínico (ácido indol – 3 – butírico) en el enraizamiento de estaca media y apical de la rama de zarzamora (*Rubus fruticosus L.*)

1.4. Hipótesis de la investigación

A mayor concentración del ácido auxínico (ácido indol -3- butírico) se logra mayor enraizamiento de estacas media y apical de las ramas de zarzamora (*Rubus fruticosus L.*)

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Antecedentes teóricos de la investigación

Es importante recopilar la mayor cantidad posible de literatura que suministre información sobre la influencia del tratamiento con AIB en el enraizamiento de estacas en el cultivo de interés. Los datos provenientes de estos estudios constituyen una medida real y línea de base para nuestra investigación. Con respecto al cultivo de zarzamora, cabe mencionar que son escasas las investigaciones que se han realizado hasta el momento; existiendo la necesidad de desarrollar e innovar conocimientos y métodos para el mejoramiento del cultivo por su gran potencial en el mercado mundial. A continuación, mencionaremos algunas investigaciones semejantes que se han realizado en diferentes cultivos.

- **Estudios en la propagación sexual y asexual del tomate de árbol (*Cyphomandra betacea* Sendt.)**

Alvarado (1994), desarrolló un experimento en Honduras, en los meses de agosto, diciembre utilizando estacas terminales, subterminales y de hoja-yema, con dosis de 0, 1 000 y 3 000 ppm de AIB, en condiciones de invernadero, con temperaturas de 26 a 40 en el día y de 22 a 30 grados centígrados en la noche. Las estacas terminales respondieron mejor al tratamiento con 3 000 ppm en diciembre llegando a un 95 % de enraizamiento, en segundo lugar, fue ocupado por las estacas hoja-yema con un 70 % de enraizamiento, y el tercer lugar fue para las estacas subterminales, las cuales no superaron el 35 %, la respuesta fue menor en el mes de agosto probablemente por las menores temperaturas promedio.

- **Efecto del ácido 3 – indol – butírico para incrementar la producción de raíces comerciales en yuca (*Manihot esculenta*)**

Cueva (2007), determinó el efecto del ácido indol-3-butírico (AIB), para incrementar la producción de raíces comerciales en yuca (*Manihot esculenta*), en Zamorano (Honduras). Se analizaron 4 tratamientos de AIB (0, 500, 1 000 y 1 500 ppm), repartidas al azar en cuatro bloques. Cada tratamiento constó de 40 plantas de yuca, con un total de 160 plantas por bloque. El AIB dosificado se aplicó a la base de la estaca bajo una presentación en talco. Las variables evaluadas fueron el número de raíces comerciales y no comerciales por planta y los pesos totales de las mismas por

cada tratamiento de AIB. Los promedios fueron analizados estadísticamente por un Andeva y una prueba de LSD (Least Significant Difference). El porcentaje de raíces comerciales por planta fue de: 16 % para el testigo, 15 % para 500 ppm, 20 % para 1 000 ppm y 15 % para 1 500 ppm. El peso promedio de raíces comerciales producidas por planta fue de: 875 g para el testigo, 814 g para 500 ppm, 953 g para 1 000 ppm y 862 g para 1 500 ppm. Los rendimientos obtenidos por tratamiento fueron de 9 Tha^{-1} para el testigo, 8 Tha^{-1} para 500 ppm, 10 Tha^{-1} para 1 000 y 9 Tha^{-1} para 1 500 ppm. En la aplicación de ácido indol-3-butírico (AIB) a concentraciones de 500, 1 000 y 1 500 ppm, no se encontró diferencia significativa ($P < 0,05$) en el número de raíces comerciales y peso de las mismas. La dosis de 1 000 ppm mostró una tendencia a mayores rendimientos bajo las condiciones de Zamorano en cuanto a raíces comerciales, porcentaje de raíces comerciales, peso de raíces comerciales por planta y rendimientos por hectárea. La dosis de 1 500 ppm mostró un mayor número y peso de raíces no comerciales, siendo significativamente diferente de los demás tratamientos ($P < 0,05$). La concentración ideal de AIB no pudo ser determinada bajo las condiciones del ensayo.

- **Empleo de hormonas (ANA Y AIB) estimuladoras del enraizamiento para la propagación vegetativa de (*chlorophora tinctoria* L). Gaud (moral fino) en el litoral ecuatoriano**

Ramos *et al.*, (2006), desarrolló un método para propagar vegetativamente al *Chlorophora tinctoria* L. (Gaud) empleando las hormonas de enraizamiento ANA y AIB. Para ello se utilizó como material vegetal ramillas axilares de aproximadamente 7 cm de longitud con 21 días de edad, provenientes de árboles maduros de 20 años, las cuales fueron desinfectadas en una solución de vitavax por 10 minutos. Posterior a esta actividad se aplicó la mezcla de las hormonas en la base de las ramillas. En este trabajo se evaluaron 4 concentraciones de auxinas, reportando los mejores resultados en las variables sobrevivencia y porcentaje de enraizamiento. El tratamiento con el mayor número y longitud promedio de brotes fue “1 000 mkg^{-1} de ANA + 1 000 mkg^{-1} de AIB” con 2,4 brotes por yemas y 1,7 cm, respectivamente. En el número promedio de raíces fue: 2 000 mkg^{-1} de ANA + 2 000 mkg^{-1} de AIB, con 24,8 raíces.

2.2 Bases teóricas

2.2.1. Invernadero

1. Concepto: Es un lugar cerrado, estático y accesible, que se basa en la construcción de un ambiente a base de vidrio o plástico, que permite el control de la temperatura, humedad y otros factores ambientales para favorecer el desarrollo de las plantas (Romero 2007).

2. Características principales de los invernaderos sofisticados

La tecnología de última generación con la que se construyen los invernaderos industriales de producción, se desarrollan en climas extremos. Los invernaderos más sofisticados cuentan equipos donde los factores de producción se pueden manejar o controlar (Barrios 2004).

El invernadero aprovecha el efecto producido por la radiación solar que, al atravesar un vidrio u otro material translucido, calienta los objetos que hay detrás de éstos. El cristal o vidrio utilizado en un invernadero trabaja como medio selectivo de la transmisión para diversas frecuencias espectrales, su efecto es atrapar energía en forma de calor dentro del invernadero, calentando el ambiente interior; se puede demostrar este efecto abriendo una ventana del invernadero: la temperatura disminuye considerablemente. Este principio es la base del sistema de enfriamiento automático (auto ventilación) (Houghton 2002).

3.1. Factores que inciden en la producción de los cultivos

Con el manejo adecuado de los siguientes factores se pueden lograr aumentos significativos en la producción.

3.1.1. Temperatura

Cuentan con sistemas de refrigeración y calefacción al objeto de mantener los cultivos en un estado adecuado y la temperatura que lo requiera el cultivo. La temperatura es el parámetro más importante a tener en cuenta en el manejo del ambiente dentro de un invernadero, ya que es el que más influye en el crecimiento y desarrollo de las plantas. Normalmente la temperatura óptima para las plantas se encuentra entre los 10 y 20 °C. Para el manejo de la temperatura es importante conocer las necesidades y limitaciones de la especie cultivada. Asimismo, se deben aclarar los siguientes conceptos de temperaturas, que indican los valores objetivos a tener en cuenta para el buen funcionamiento del cultivo y sus limitaciones (Valera *et al.*, 2006)

3.1.2. Humedad del sustrato

El control de humedad, se puede controlar con sensores a través de los cuales se puede ver el nivel de saturación o deficiencia de humedad del sustrato. Todo el proceso de producción tiene que proveer un sistema de drenaje para evitar saturación del sustrato y ahogamiento radicular, existen programas computarizados que monitorean éstos

parámetros, pero siempre será responsabilidad del personal verificar que esto se realice y se documente para el historial del invernadero (López *et al.*, 2002).

El exceso puede reducirse mediante ventilado, aumento de la temperatura y evitando el exceso de humedad en el suelo. La falta puede corregirse con riegos, llenando canalillas o balsetas de agua, pulverizando agua en el ambiente, ventilado y sombreado. La ventilación cenital en invernaderos con anchura superior a 40 metros es muy recomendable, tanto para el control de la temperatura como de la humedad relativa (<http://www.lamolina.edu.pe/hidroponia/boletin12.htm>).

Uno de los sensores más utilizados en control climático de invernaderos son los psicrómetros, que miden simultáneamente la temperatura del aire seco y la temperatura de termómetro húmedo, obtenida mediante una mecha de algodón que permanece siempre mojada por medio de un pequeño depósito de agua. Al evaporarse el agua de la mecha, enfría el termómetro proporcionalmente a la humedad del aire ambiente. El termómetro seco indica, por el contrario, la temperatura del aire independientemente de su estado higrométrico. La diferencia existente entre la temperatura de ambos instrumentos permite deducir la humedad relativa del aire conocida la presión atmosférica.

(<http://perso.wanadoo.es/guadalpalma/contrcliminvernadero.htm>).

3.1.3. Intensidad luminosa

La medida de la radiación solar global incidente sobre un plano horizontal, exterior al invernadero, se realiza mediante un pirómetro colocado a una altura de dos metros sobre el terreno en las proximidades del invernadero, aunque generalmente se sitúa sobre la cubierta del mismo. A mayor luminosidad en el interior del invernadero aumenta la temperatura, la HR y el CO₂, para que la fotosíntesis sea máxima; por el contrario, si hay poca luz pueden descender las necesidades de otros factores (Valera *et al.*, 2006)

Para mejorar la luminosidad natural se usan los siguientes medios:

- Materiales de cubierta con buena transparencia.
- Orientación adecuada del invernadero.
- Materiales que reduzcan el mínimo las sombras interiores.
- Aumento del ángulo de incidencia de las radiaciones sobre las cubiertas.
acolchados del suelo con plástico blanco.
- En verano para reducir la luminosidad se emplean: Blanqueo de cubiertas.
- Mallas de sombreo. Acolchados de plástico negro.

3.1.4. Dióxido de carbono

La concentración de este gas es variable a lo largo del día. Alcanza el máximo de la concentración al final de la noche y el mínimo a las horas de máxima luz que coinciden con el mediodía. En un invernadero cerrado por la noche, antes de que se inicie la ventilación por la mañana, la concentración de CO₂ puede llegar a límites mínimos de 0,005 % - 0,01 %, que los vegetales no pueden tomarlo y la fotosíntesis es nula. En el caso que el invernadero esté cerrado durante todo el día, en épocas demasiado frías, esa concentración mínima sigue disminuyendo y los vegetales se encuentran en situación de extrema necesidad en CO₂ para poder realizar la fotosíntesis (<http://perso.wanadoo.es/guadalpalma/contrcliminvernadero.htm>).

Los niveles aconsejados de CO₂ dependen de la especie o variedad cultivada, de la radiación solar, de la ventilación, de la temperatura y de la humedad. El nivel óptimo de asimilación del CO₂ está entre los 18 °C y 23 °C de temperatura, descendiendo por encima del 23 °C-24 °C. Respecto a la luminosidad y humedad, cada especie vegetal tiene un óptimo distinto (<http://perso.wanadoo.es/guadalpalma/contrcliminvernadero.htm>).

El efecto que produce la fertilización con CO₂ sobre los cultivos hortícolas, es un aumento de la precocidad de aproximadamente un 20 % y aumento de los rendimientos en un 25 % - 30 %, mejora la calidad del cultivo, así como la de su cosecha. Sin embargo, no se puede hablar de una buena actividad fotosintética sin una óptima luminosidad. La luz es factor limitante, y así, la tasa de absorción de CO₂ es proporcional a la cantidad de luz recibida además de depender también de la propia concentración de CO₂ disponible en la atmósfera de la planta. Se puede decir que el periodo más importante para el enriquecimiento carbónico es el mediodía, ya que es la parte del día en que se dan las máximas condiciones de luminosidad (http://www.odi.ucr.ac.cr/docs/crisol/revista_crisol_10).

La concentración de CO₂ se mide mediante analizadores de gases en el infrarrojo (IRGA) dado que la absorción de radiación infrarroja que se produce en una muestra de aire es proporcional a su concentración en CO₂. La precisión de los sensores por absorción de infrarrojos es de decenas de partes por millón y varía cuando la humedad relativa es elevada, debido a la alta absorción que también origina el vapor de agua.
(<http://perso.wanadoo.es/guadalpalma/contrcliminvernadero.htm>).

3.1.5. Fertilización

La fertilización continua puede ser ejecutada mediante programas que toma decisiones de la concentración de fertilizante en el cultivo dependiendo del estado fenológico del mismo. También se puede realizar manualmente tomando decisiones según experiencia o por los resultados de laboratorio, en muestras de solución o tejido foliar (Álvarez 2000).

3.1.6. Conductividad eléctrica y pH

La conductividad eléctrica indicará la concentración de fertilizante en el medio de cultivo, y hay indicadores que pueden desencadenar en la toma de decisiones, como la de riego de lavado para eliminar sales excedentes que estén alterando el balance nutricional. El pH es también uno de los factores que pueden controlarse en base a programas automáticos este inyectará soluciones ácidas o alcalinas para neutralizar alteraciones, se usa frecuente ácido fosfórico, para la corrección de pH (Álvarez 2000).

4. Características principales de un invernadero rústico

En este tipo de invernadero es dónde se realizó nuestro trabajo de investigación; donde la construcción es sencillo y fáciles de construir, no requiere de equipos sofisticados; la producción en invernadero es un sistema de agricultura protegida que permite obtener cosechas durante todo el año; los rendimientos son altos y de buena calidad. En este invernadero no se ha realizado el manejo de factores de producción; debido a que no cuenta con los equipos necesarios para el manejo de condiciones climáticas dentro del invernadero.



Figura 1. Estructura de un invernadero adecuado para la propagación de zarzamora



Figura 2. Estructura de invernadero donde se realizó el trabajo de investigación

2.2.2. Generalidades del cultivo de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.)

a. Origen, evaluación y distribución de la zarzamora

La zarzamora (*Rubus fruticosus* L.), es originaria de las regiones templadas de América. Pertenece a la familia Rosaceae, es cosmopolita, crece en un amplio rango de altitud, desde los 1 400 a los 3 200 m; sin embargo, los mejores rendimientos se obtienen entre 1 900 y los 2 400 m (Tamayo *et al.*, 2001).

Son plantas herbáceas, generalmente espinosas pero debidas a mutaciones o fitomejoramiento, se presentan sin espinas. El sistema radical es superficial, aunque algunas especies y variedades pueden profundizar. Las ramas del tallo principal nacen desde su base y van formando un macollo, que se pueden extender varios metros de diámetro. El hábito de crecimiento puede ser erecto, semierecto o típicamente rastrero. Las hojas formadas por 3 a 5 folíolos de borde dentado, con el envés blanquecino debido a la presencia de vellosidades. Las flores son blancas o rosadas, presentan numerosos estambres o pistilos (Baraona y Sancho 1992).

Mora y Soria citados por Salazar (1992), la mora de castilla es un frutal de origen andino, que se lo encontraba normalmente en forma silvestre, pero es a partir de 1921, cuando se inicia a formar las primeras plantaciones. Es un cultivo típico de minifundio, en Tungurahua la mora no se encuentra como plantación única, sino en formintercalada con otras especies, principalmente con frutales caducifolios.

En cuanto al subgénero *Rubus*, se presume que las actuales especies de moras europeas surgieron del cruce de especies diploides primarias, sucedidos por eventos de poliploidización y seguidos de cruces entre las nuevas especies poliploides. Sin embargo, la poca diversidad de especies diploides presentes en la actualidad indicaría que tales ancestros han desaparecido. En Europa las áreas con mayor diversidad de especies se han asociado con áreas que escaparon a procesos de glaciación, debido a que las temperaturas más altas incrementan la reproducción sexual de especies apomícticas, lo cual da lugar a nuevos híbridos. Debido a que las temperaturas han estado disminuyendo hasta la actualidad, las especies de moras europeas modernas han retomado su carácter apomíctico (Clark *et al.*, 2007).

Las especies nativas de moras y frambuesas, se encuentran distribuidas ampliamente en Europa, Asia occidental, Norte y Centroamérica y la región Andina suramericana (Clark *et al.*, 2007). Dentro de los posibles centros de origen propuestos para el género *Rubus*, se ha considerado el suroeste chino debido a la alta proporción de especies encontradas (194 de los géneros *Idaeobatus* y *Malachobatus*, en su mayoría), número de subgéneros y variación morfológica presente. Otra teoría, propone para la familia *Rosaceae* incluyendo el género *Rubus* el antiguo continente Gondwana que agrupaba los actuales Suramérica, África, India, Australia, Madagascar, Nueva Zelanda, Nueva Guinea, Nueva Calcedonia, Tasmania y la Antártida. Un análisis filogenético con ITSs, mostró que son poco probables estas 2 teorías, y propuso el oeste norteamericano

o el lejano este asiático (Rusia, Japón) como sitios de origen del género *Rubus* de acuerdo a las especies basales de su árbol consenso (Alice *et al.*, 1999).

Las especies *Rubus* primarias pudieron haber llegado a Colombia hace 4,5 o 3,5 millones de años durante el Pleistoceno, una vez se consolidó la unión entre Suramérica y Centroamérica a través del Istmo de Panamá. Por tanto, aunque el ancestro cercano debe encontrarse en Norteamérica o Centroamérica, las especies *Rubus* suramericanas se diferenciaron e integraron a los ecosistemas de páramo y alta montaña andina (Hernández *et al.*, 1992).

Con el nombre de mora a veces seguido de una modificación, se conoce en el país a varias especies del género *Rubus*; cuyo fruto es apetecido en el mercado Nacional como en el Internacional, rica en minerales y vitaminas, la mora tiene un gran futuro como producto de exportación en forma congelada y fresca (Reina 1998).

b. Taxonomía

El género *Rubus* se caracteriza por su gran diversidad morfológica, incluye alrededor de 750 especies tanto de arbustos grandes y leñosos, como especies de plantas pequeñas herbáceas trepadoras o postradas, con láminas foliares reducidas (Alice and Campbell, 1999; Clark *et al.*, 2007). Esta amplia variación evaluada en distintos trabajos ha situado al género *Rubus* como uno de los géneros de plantas más complejos a nivel taxonómico, debido entre otros factores a la poliploidía, la apomixis, la hibridación entre especies relacionadas e incluso entre subgéneros, lo cual genera confusión sobre los límites entre una especie y otra (Finn *et al.*, 2008).

Romoleroux *et al.*, (1996) fue de los primeros investigadores de la taxonomía del género *Rubus*, estableció 12 subgéneros con 429 especies, de los cuales los 3 subgéneros más importantes, por el número y relevancia de las especies agrupadas, fueron: *Rubus*, *Idaeobatus* y *Malachobatus* con: 132, 117 y 115 taxones respectivamente.

En el noroeste europeo se describió el surgimiento constante de especies *Rubus* con apomixis como periódico y dinámico, se opina que éste comportamiento sea un estado normal en la evolución del género que puede ser único y cíclico entre los procesos de hibridación y estabilización de los genotipos, ya que las especies apomícticas tienen origen híbrido (Stace 1991).

Salazar (1992), clasifica a la zarzamora de la siguiente manera:

Reino : Vegetal
Clase : Angiospermae
Subclase : Dicotyledoneae
Orden : Rosales
Familia : Rosaceae
Sub familia: Rosoideae
Género : *Rubus*
Especie : *fruticosus*
Nombre Científico: ***Rubus fruticosus* L.**

c. Descripción botánica

Es una planta vivaz y muy invasiva, con largos tallos flexibles llenos de espinas. Las hojas son pinnadas y se dividen en foliolos ovales, dentados, pubescentes por la parte inferior; están cubiertas de finas espinas, especialmente por la nervadura media. Las flores son de color blanco o rosado y se agrupan en racimos terminales. El fruto denominado mora, es compuesto y globuloso. Los diversos colores que adoptan determinan el grado de maduración (verde, rojo y negro, respectivamente). La planta presenta al mismo tiempo la floración y los diversos grados de maduración de fruto, hecho inusual en otras plantas.

De la Cadena y Orellana (1985), sostienen que la mora posee las siguientes características: La raíz no tiene definida, es irregular, muy ramificada, siendo muy difícil distinguir la raíz principal, en conjunto forman un sistema bastante retorcido, pero abundante que alcanza de 50 a 60 cm de profundidad media y se forma a partir del cuello cicatrizal en las estacas y de los acodos.

Es una planta de hábito perenne, de tallos rastreros o semi erguidos, espinosos, hojas trifoliadas, lanceoladas, verdes por el haz y vellosa por el envés. Las ramas florecen en racimos terminales, los frutos son de 2 a 4 cm de longitud de color que va de rojo a púrpura o de rojo a rojo oscuro; dispuesto en racimos largos sobre los tallos y ramas secundarias. Los frutos maduran de manera dispareja porque la floración no es homogénea (Asproma 2004).

d. Requerimientos del cultivo de zarzamora

1. Suelo

De la Cadena y Orellana (1985), mencionan que se produce muy bien en suelos de textura arcillosa y en la mayoría de suelos andinos, que el contenido de materia orgánica debe ser alto para mejorar la textura, estructura, ricos en fósforo y potasio. Se debe mantener una relación calcio, magnesio, potasio Ca: Mg: K 2; 1; 1 ya que junto con el boro son responsables de una mayor o menor resistencia a las enfermedades, deben presentar buen drenaje tanto interno como externo, ya que es una planta altamente susceptible al encharcamiento, se adapta bien a pH ácido entre 5,2 y 6,7 siendo 5,7 el óptimo, el tipo de suelo donde se desea establecer un cultivo de mora.

Los mejores suelos para este cultivo son los de textura franca, permeables, profundos, con buen contenido de materia orgánica; evite los suelos arcillosos pues favorecen el encharcamiento e igualmente los arenosos por su baja retención de humedad. Se requiere de suelos ligeramente ácidos, con un pH de 5,5. a 6,5 (Asproma 2004)

Se adaptan a diversos tipos de suelos, siempre que éstos sean permeables no muy alcalinos ni muy arcillosos, pero ricos en materia orgánica. Solamente variedades rastreras soportan suelos pesados. Se desarrollan bien en suelos con pH 6-7,5; en comparación con las frambuesas, las moras toleran en mejor forma suelos drenados y arcillosos (López 2006).

2. Clima

De la Cadena y Orellana (1985), indican que la mora es propia de climas fríos; la mora de castilla produce y desarrolla mejor al estar en un medio ecológico adecuado y requiere menor cuidado. Los sectores más apropiados están comprendidos desde los 1 500 a 2 800 m pues a mayores altitudes corre el riesgo de ser afectado por la incidencia de heladas, cuya temperatura media está entre 10 y 18 grados centígrados, con precipitaciones de 500 a 1 000 mm anuales. La planta de mora requiere de 80 al 90 % de humedad relativa durante todas las fases de su ciclo vegetativo, especialmente para el fructificación, la mora es susceptible heladas por ello se debe conocer muy bien el microclima de la zona donde se desee implantar el cultivo.

La mora se adapta aún amplio rango de altitudes, de 1 200 a 3 500 m, los mejores resultados se obtienen entre 1 800 a 2 400 m; después de éste nivel existe el peligro de heladas que ocasionan quemazón en los tallos requiriéndose podas a nivel del suelo (Reina 1998)

3. Agua

Oleas (2001), afirma que una planta puede someterse a regímenes de cierta sequía, deteriorando su rendimiento, es preferible ubicar la planta en suelos húmedos, pero bien drenados, debido a que la planta sufre cuando el suelo se encharca. En caso de insuficiencia de agua, los frutos que se producen son de mala calidad, no crecen, no desarrollan un color típico y contiene poca dulzura, Como las raíces de la planta profundizan a más de un metro es importante que el perfil de suelo no presente capas endurecidas, que impidan el normal desarrollo del sistema radicular. Los métodos de riego más convenientes que recomienda para el cultivo de la mora pueden ser gravitacionales, corona o cochas, surcos, en terrazas y a presión por goteo.

e. Labores culturales

1. Tutorado

La zarzamora por ser una planta rastrera necesita de un sistema de tutorado que favorezca la aireación y permita ejecutar las labores de mantenimiento del cultivo (Galvis y Herrera 1995).

A continuación, se describen los principales sistemas de conducción o tutorado:

- **Espaldera sencilla o de alambre**

Es el sistema más utilizado por los agricultores. Se construye con la ayuda de postes de madera de 2,4 m de largo que se ubican siguiendo la dirección de hilera a una distancia de aproximadamente de 5 m uno del otro, luego se colocan 3 curdas de alambre, de tal forma que la primera quede ubicada aproximadamente a 80 -90 cm del suelo y las 2 siguientes a 50 cm la una de la otra (Martínez 2007).

- **Espaldera de doble alambre**

Con este sistema, a cada lado de la planta se encuentran hilos de alambre sostenidos por palos, permite que exista un mayor número de ramas por planta, en la medida en que brinda mayor firmeza en el sostenimiento de la misma, además, permite realizar con facilidad las labores agrícolas y se asegura una recolección de fruto menos estropeado (Martínez 2007).

- **Chiquero o marco**

Este sistema es muy común en pequeños huertos familiares, consiste en soportes individuales para cada planta, la forma es cuadrada o triangular y se construye con 3 ó 4 postes equidistantes a 1 m de la planta (Martínez 2007).

2. Poda

Según Silva (2002), menciona los siguientes tipos

- **De formación**

Silva (2002), menciona que esta poda tiene como función la de formar la planta; se realiza eliminando todos los tallos y ramas secas, torcidas, entre cruzadas, chupones bajos, en las plantas recién trasplantadas, la parte del tallo que venía de la planta madre debe eliminarse en el momento en que los chupones o tallos principales hayan emergido, cuando los tallos se encuentren vigorosos (lignificados), con una longitud de dos metros aproximadamente y con los brotes ya definidos, se poda al nivel del alambre en sitios donde se presenten brotes mayores de 20 centímetros producidos de las ramas.

- **De mantenimiento y/o producción**

Silva (2002), menciona que se lleva a cabo eliminando las ramas secas improductivas, torcidas, quebradas, dejando tan solo las nuevas, las cuales se distribuyen uniformemente para la recepción de la luz solar; esto también facilita la recolección y el control de plagas y enfermedades. Cuando se realizan buenas prácticas de poda, complementadas con las de fertilización y fumigación, siempre existirán nuevas ramas que jugarán el papel de reemplazo de las viejas y de las improductivas, contribuyendo con la productividad del cultivo.

- **De renovación**

Silva (2002), menciona que se puede efectuar de manera total o parcial.

La poda de renovación total se lleva a cabo cuando se han presentado daños severos debido a factores ambientales (heladas, granizadas o ataques severos de algún hongo o un insecto) y consiste en podar a ras de la corona (madera). La renovación parcial se realiza cuando se observa que el tallo primario termina su producción. En este caso el tallo se corta a ras de la corona, evitando dejar tocones que pueden pudrirse disminuyendo la producción.

Al realizar buenas prácticas de poda, completadas con las de fertilización y fumigación, se contribuye a la productividad del cultivo (Martínez 2007).

3. Fertilización

Según Oleas (2001), menciona dos tipos de fertilizaciones.

- **Fertilización inicial**

Se realiza antes de establecer la plantación. Es necesario colocar por hoyo: 2 kg de materia orgánica descompuesta (humus o compost), 85 g de fertilizante completo 8-20-20 y 28,5 de úrea.

- **Fertilización de mantenimiento**

La materia orgánica se debe aplicar por lo menos cada 6 meses en cantidades de 4 kg por planta. Para una hectárea se recomiendan 5 sacos de úrea, 1,2 sacos de roca fosfórica y 3 sacos de muriato de potasio

Oleas (2008), manifiesta que “la frecuencia de la fertilización depende del manejo del cultivo; sin embargo, los intervalos no deben ser muy prolongados, ya que esta planta se caracteriza por presentar al mismo tiempo todas las etapas de desarrollo (crecimiento, floración y producción). Durante la etapa inicial del cultivo se debe favorecer el crecimiento activo. Por ello es importante el N, Ca, sin descuidar los demás elementos. Pero cuando la planta comienza a detener el crecimiento se hace necesario el P, Mg y K. La mora tiene flujos de crecimientos. Después del periodo de cosecha necesita una adecuada cantidad de N complementado con zinc para que inicie un nuevo flujo”.

Vayas, (2000), recomienda la fertilización con 330 kg por hectárea de Nitrógeno, 60 kg. de fósforo (P_2O_5) y 300 kg de potasio (K_2O), en forma fraccionada, 50 % a la fase de poda, 25 % a la fase del cuaje de los frutos y 25 % a la fase de desarrollo de los frutos, durante el ciclo productivo del cultivo.

Según el Ministerio de Agricultura y Ganadería de España (2007), mencionan que el nitrógeno es importante durante el tiempo de desarrollo de la planta, ya que está directamente relacionado con la formación de hojas y ramas; el fósforo tiene parte activa en el proceso de enraizamiento y en la formación y llenado del fruto, su deficiencia produce fruta de mala calidad. Igual pasará si el potasio falta. Elementos menores como el cobre y el hierro también deben tenerse en cuenta, ya que la planta es muy sensible a la deficiencia de estos elementos.

4. Plagas

- **Ácaros:** *Tetranychus urticae*

Salazar (1992), menciona que estas pequeñas arañitas ocasionan su daño al chupar los líquidos vitales de las hojas. Los síntomas del daño pueden notarse sobre los frutos, los cuales toman un color rojo óxido. Las hojas se tornan pálidas y arrugadas, cuando se presentan ataques fuertes, suelen cubrirse con telarañas. Manejo; para localizar a las arañas, se debe revisar el envés de las hojas, si al realizar un conteo minucioso, existen 15 hojas o más afectadas por planta, se deben aplicar algunos acaricidas, utilizando productos a base de azufre que no tienen problemas de restricción en el mercado de Estados Unidos. Regularmente, cuando se hace un seguimiento continuo del cultivo esta plaga no se vuelve limitante.

- **Mosca y gusano de la fruta:** *Anastrepha* spp; *Ceratitis* c.

Salazar (1992), menciona que este insecto ataca básicamente los frutos maduros. El ataque es ocasionado por las larvas a una altitud de 2 300 m. Es común observar un gusanito blanco por dentro de la fruta, dejándola completamente inservible comercialmente. Manejo; se realiza cosechando oportunamente. También se pueden instalar trampas McPhail, preparadas con 8 cm³ de proteína hidrolizada, 1 litro de agua, 1 g de boro y 2 cm³ de un insecticida. De acuerdo con los muestreos y con la ubicación de las trampas que tengan mayores capturas, se pueden aplicar, de manera localizada, algún insecticida.

- **Barrenador del tallo:** *Epialus* spp.

Salazar (1992), menciona que los síntomas; de este insecto produce un engrosamiento en el tallo al nivel del cuello. Penetra a la planta por la base y barrena completamente el tallo, construyendo galerías dentro de él. Se manifiesta por clorosis, necrosis y posteriormente la muerte de la planta. Su control se basa en tratamientos químicos con productos insolubles en agua (ya que los solubles se evaporan rápidamente y no tienen efecto alguno). Es importante mantener la corona libre de malezas y evitar toda clase de heridas en las plantas. Los productos químicos se deben aplicar localizados en el sitio por donde entra el insecto.

- **Trips:** *Franklinville* spp.

Salazar (1992), menciona que existen 2 tipos: tubulíferos o que dejan sus huevos expuestos en el exterior (no plaga) y telebrantias que ovipositan dentro del hospedero y son plaga. Producen daños por ovoposición con picaduras que producen verrugas, las larvas se alimentan a través del cono bucal o aspirando el alimento, produciendo caída de pétalos, deformación del fruto, aborto de flores y transmisión de virus. El manejo se basa en Posibles controladores biológicos: *Orius* sp., *Amblyseius cucumeris*, *A. ibarberi*, control químico: se basa en monitoreos secuenciales, rotación de los grupos químicos, utilización de coadyuvante y estimulantes de alimentación como melaza.

5. Enfermedades

- **Pudrición de la raíz:** *Rosellinia* sp.

Oleas (2001), menciona que este patógeno pudre la raíz, ocasionando marchitamiento general en toda la planta. Manejo; la planta que se encuentre afectada, debe eliminarse y desinfectar posteriormente el sitio con fungicidas químicos como el benomil, alitte, cekudazin; fungicidas orgánicos como el Bioterr, trichoeb.

- **Phytophthora:** *Phytophthora* spp.

Oleas (2001), dice que produce chancros y/o ablandamientos en la base de los tallos, hay que tener cuidado, ya que sus síntomas se confunden con *Verticilium*, en la medida en que ambos son hongos del suelo. Manejo; esta es una enfermedad que comúnmente se controla con aplicaciones de fungicidas sistémicos.

- **Pudrición de fruto:** *Botrytis cinerea*.

Oleas (2001), manifiesta que los primeros síntomas de este patógeno, después de un verano, son esclerocios limpia y ventilada, superficiales sobre los tallos, que germinan y se cubren de masas de conidias, luego aparecen los síntomas básicos que son quemazones en las inflorescencias, pudrición del fruto y cánceres en el tronco, las infecciones en el fruto siempre se desarrollan hacia el pedúnculo. Manejo; recolección y quema del material enfermo. El control básico se hace mediante podas de formación y aireación de las plantas, como controladores químicos están el benzoato de sodio. Igualmente, en algunos trabajos citados por Rondón - 1998, se han mostrado que existen algunos antagonistas biológicos que impiden el desarrollo de la enfermedad,

algunas bacterias como *Pseudomonas*, *Streptomyces*, *Trichoderma viridae*, entre otras, lograron suprimir la enfermedad. Sin embargo, esto se encuentra bajo estudio y es importante probar en campo su efectividad.

- **Antracnosis:** *Glomerella singulata*; *Colletotrichum* spp.

Oleas (2001), manifiesta que esta enfermedad produce pudrición en las ramas y en los tallos, no importa el estado de desarrollo en que se encuentre la planta, el primer síntoma observado son pequeñas manchas de color negro en los tallos, en todas las labores del cultivo se debe tener cuidado de no herir el tallo ya que esto favorece su ataque, en las hojas se presentan manchas pardas rodeadas de un aro púrpura. Manejo; un buen control cultural es una buena poda y posterior quema de las partes afectadas, se disminuye el ataque del hongo si se mantiene la planta bien aireada con podas y un buen tutorado, bajando así la humedad relativa. Para el control químico, se realiza con la aplicación alterna de fungicidas cúpricos.

- **Muerte descendente:** *Gloesporium* spp.

Oleas (2001), menciona que el ataque se manifiesta a través de manchas grises de borde café morado. La planta se comienza a debilitar de arriba hacia abajo, tornándose de color negro y seco, los frutos son deformes y no maduran. Manejo; todo el material que se encuentre afectado, debe eliminarse y quemarse. Las aplicaciones químicas con productos fungicidas a base de mancozeb o captan han mostrado buenos resultados.

- **Marchitez:** *Verticilium alboatrum*.

Oleas (2001), menciona que este hongo es vascular, ocasiona un amarillamiento de las hojas que se caen posteriormente. La enfermedad se manifiesta en el tallo por manchas negras y un color azuloso característico. Manejo; de manera preventiva, con buen drenaje se puede evitar la presencia del hongo, el proceso de reproducción vegetativa debe realizarse con sumo cuidado, ya que así también puede ser transmitido. En casos extremos, donde se observa que la planta llega a tener todos sus tallos azulosos, lo mejor es eliminarla y quemarla, desinfectando después el sitio con fungicidas químicos u orgánicos.

6. Métodos de propagación

Producción de Exportaciones Agrícolas no Tradicionales (1993), expresa que la mora se puede propagar sexual o asexualmente, pero el método recomendado comercialmente es el asexual por ser más económico y de mejores resultados. La propagación sexual no se emplea si no solo experimentalmente porque las semillas tienen un bajo poder germinativo, las plántulas que logran emerger y crecer lo hacen en forma muy lenta.

- **El acodo**

Hartmann *et al.*, (1991), manifiestan que acodar es hacer desarrollar raíces en un tallo que están todavía unidos a la planta materna, este tallo una vez enraizados, se separa para convertirse en una nueva planta que crece sobre sus propias raíces y manifiesta que es el mejor método para obtener plantas vigorosas.

- **Acodo rastrero o serpenteado**

Pérez (2001), manifiestan que la selección de la rama se hace con los mismos criterios para el acodo de punta. Esta rama debe tener una longitud de 1,5 a 2,5 m. Se ubica sobre la superficie del terreno sin necesidad de desprenderla de la planta madre, se entierra en algunos tramos y se sostiene con estacas; finalmente se tapa con tierra para facilitar la producción de las raíces. Después de 30 - 40 días estos acodos se separan de la planta madre y se mantienen por 15 a 30 días más, para que se encuentren listos para el trasplante a su sitio definitivo. Con este método se pueden obtener de 3 a 5 plantas por rama.

- **Acodo de punta**

Hartman *et al.*, (1991), mencionan que el sistema de acodamiento, consiste en provocar la formación de raíces a un tallo unido aún a la planta madre es el más utilizado para la multiplicación de la mora en el país. El primer paso es seleccionar una rama macho (delgada y débil); puede ser un tallo que proviene de la base de la planta, vigorosa, tierna, con hojas terminales juntas y cuyo diámetro sea mayor al de un lápiz. Este procedimiento se realiza enterrando su extremo, de 5 a 7 cm, dentro de una bolsa con capacidad de una libra con tierra, teniendo cuidado de mantenerla con buena humedad, después de 30 o 40 días, las raíces ya deben haber aparecido y se han generado de dos a tres pares de hojas pequeñas en el acodo, en este momento se debe cortar la nueva planta entre 30 y 50 cm desde la base, dependiendo de la distancia a la cual se trasplantará.

- **Estacas**

Westwood (1990), menciona que la selección de la planta madre debe ser muy cuidadosa, en la medida en que reproducirá las mismas características, por esta razón los tallos escogidos deben ser vigorosos y con suficiente reserva hasta que las estacas emitan sus raíces y puedan alimentarse, el diámetro debe ser superior al de un lápiz, tener mínimo 3 yemas sanas, previniendo de áreas no muy tiernas, las ramas se cortan en trozos de 30 cm de largo; se realiza un corte en diagonal por la parte superior y uno recto en el área basal retirándoles 0,5 cm de corteza, desinfectándolas y sumergiéndolas por la base en una hormona enraizadora, el paso siguiente es el secado y posteriormente embolsado, utilizando un sustrato y materia orgánica desinfectada.

7. Propagación asexual

La propagación asexual, se define como la multiplicación de una planta a partir de una célula, tejido u órgano (raíces, tallos, ramas, hojas) (Rojas *et al.* 2002.). Esto es posible, debido a que las células vegetales conservan la capacidad de regenerar la estructura entera de la planta; esta capacidad se debe al topi potencia, es decir, que cada célula vegetal viviente contiene en su núcleo la información genética, que necesita para reconstruir todas las partes del plante y sus funciones (Hartmann y Kester 1995).

8. Propagación asexual de zarzamora

Los sistemas vegetativos de propagación que más se utilizan son: estacas, acodos de punta o de ramas jóvenes y yemas: y en los últimos años se ha venido utilizando la propagación a través de meristemos mediante la técnica de cultivo de tejidos in vitro o micro propagación (Ramírez 2008). Para reproducir tanto cultivares criollas como híbridas, deben seleccionarse plantas sanas, vigorosas, de buena calidad de frutos (VIFINEX 2004).

El estaquillado de tallo, se realiza utilizando ramas del año. Este material se fracciona en segmentos de 15 a 20 cm provistos de 2 ó 3 hojas, los cuales se colocan en un medio de enraizamiento poroso. El enraizamiento se consigue en 2 meses, pero el rendimiento y calidad de la planta es muy inferior al que se logra con el sistema de acodo (Ciordia *et al.*, 1999). El diámetro de los tallos debe ser de 1 cm y cada estaca debe tener de 3 a 4 yemas. Con el fin de obtener un buen enraizamiento es necesario aplicar

fitohormonas en la parte inferior de las estacas, y parafina en la parte superior para reducir la deshidratación y el ingreso de patógenos (PROMOSTA 2005).

10. Importancia

La zarzamora es una alternativa nutricional (Tabla 1) que responde a la exigencia del mercado nacional e internacional por su contenido de vitamina C, proteínas, hidratos de carbono, vitamina A, B₁, B₂, potasio, sodio, calcio, magnesio, hierro, fósforo, azufre, silicio; ácido málico, ácido cítrico, pectinas, taninos y su alto contenido en taninos. El fruto es consumido en fresco y transformado (Tamayo *et al.*, 2001).

Tabla 1. Valor nutricional del fruto de zarzamora por cada 100 g de producto fresco cultivo y manejo de zarzamora (Chávez 2011)

COMPOSICIÓN DE ZARZAMORA POR CADA 100 G DE PRODUCTO FRESCO	
Agua	85.64 g
Energía	52 kcal
Grasa	0,39 g
Proteína	0,72 g
Hidrato de carbono	12,7 g
Fibra	5.6 g
Potasio	196 mg
Fósforo	40 mg
Hierro	0,75 mg
Magnesio	20 mg
Manganeso	1,29 mg
Selenio	0,6 mg
Zinc	0,27 mg
Cobre	0,14 mg
Calcio	32 mg
Vitamina C	21 mg
Vitamina E	0,71 mg
Vitamina A	165 UI
Vitamina B ₁ (Tiamina)	0,030 mg
Vitamina B ₂ (Riboflavina)	0,40 mg
Ácido fólico	34 mg
Niacina	0,40 mg

2.2.3. Factores que afectan la regeneración de plantas a partir de estacas

a. Condición fisiológica de la planta madre

La recolección del material para propagar debe ser cuando las células están turgentes. Las ramas ricas en carbohidratos producen más raíces, pero tallos débiles; las ramas verdosas que contienen carbohidratos, pero más nitrógeno, producen menos raíces, pero tallos fuertes, y las ramas verdes, suculentas, muy pobres en carbohidratos y ricas en nitrógeno, se pudren con facilidad. Un método simple para seleccionar material para estacas con un contenido elevado de almidón se basa en el uso de yodo (Hartmann y Kester 1995).

b. Factor de juvenilidad

Las estacas de tallo o de raíz tomadas en la fase de desarrollo juvenil forman raíces con mucha facilidad. La relación de la etapa juvenil con el crecimiento de las raíces se puede explicar con el incremento en la formación de inhibidores del enraizamiento a medida envejece la planta madre (Hartmann y Kester 1995).

c. Tipo de estaca

A lo largo de un brote se presentan gradientes hídricos, hormonales de nutrientes e inhibidores del enraizamiento; variaciones en diámetro y longitud del entrenudo, así como el grado de lignificación, además de que las hojas basales son más viejas y reciben menos cantidad de luz que las hojas superiores, etc. Por tales razones, no es sorprendente encontrar variación entre los diferentes entrenudos de un brote en cuando a su capacidad de enraizamiento. Sin embargo, esta variación no siempre sigue un patrón similar y por el contrario, una especie puede responder en forma completamente diferente a otra. Con *C. alliodora*, por ejemplo, un aumento en el diámetro del entrenudo desde 3.5 a 6 mm. Estuvo relacionado con un aumento en el número de raíces por estaca, mientras que en *A. guachapete*, aumentos similares en diámetro causaron una reducción en el porcentaje de enraizamiento desde 50 % hasta 20 % (Mesen 1993 /cit. Por Mesen, 1998). El efecto observado en *C. alliodora* fue atribuido a un aumento en el volumen de la estaca y en sus reservas nutritivas, mientras que en *A. guachapele* se observó que los nudos con diámetros mayores (basales) eran huecos, lo cual afectó negativamente su enraizamiento.

d. Tamaño y diámetro de estacas

Hartmann y Kester (1977), afirman que, al igual que el diámetro la longitud de estaca, es un factor determinante para favorecer el enraizamiento por lo que recomiendan utilizar estacas de 7 a 15 cm de largo, con 2 o más nudos.

Mesen (1998) menciona que, las estacas deben ser cosechadas de botes ortr6picos, sanos y vigorosos de 30 - 50 cm de longitud; de los cuales se utilizan, generalmente estaquillas de 4 - 6 cm de longitud, con di6metros centrales de 3 - 6 mm.

Hartamann y Kester (1983), sostiene que es evidente que las concentraciones nutricionales con mayores cuando mayor sea el grosor de la estaca. De igual modo la rigidez de una estaca est1 en relaci3n directa con el di6metro. As1 los delgados son generalmente suaves y flexibles, mientras que los m1s gruesos son firmes y r1gidos y al doblarlos se rompen con facilidad. Las estacas delgadas se flexionan por tener tallo succulento y los gruesos tienen tallos le6osos. El enraizamiento por tanto est1 relacionado con el grosor del di6metro de la estaca.

e. Factores de la estaca

Numerosos factores anatómicos, fisiol3gicos y ambientales afectan el enraizamiento de estacas (Hartamann y Kester 1968). Todos ellos deben ser optimizados para un enraizamiento exitoso (Leakey y Mes3n 1991); sin embargo, la minimizaci3n del estr3s h1drico en las estacas es considerada como el punto fundamental en el proceso (Loach 1998)

Hartamann y Kester (1972, indican que es imposible definir un tipo de material que sea mejor para todas las especies; los que puedan ser ideales para una especie, pueden constituir un fracaso en otra. Sin embargo, las experiencias con algunas especies pueden aplicarse a otras afines.

f. Presencia de hojas y yemas

Las hojas promueven la formaci3n de ra1ces en las estacas, se recomienda de 2 a 3 hojas, cortadas en un tercio con el fin de disminuir la transpiraci3n. La posici3n de las estacas debe ser ligeramente inclinada para favorecer la aparici3n de ra1ces (Baraona y Sancho 1991). La yema de brote vigoroso estimula la formaci3n de ra1ces en tallos pues en las yemas se forman sustancias de tipo hormonal que son transportadas por el floema a la base de las estacas, en donde promueven la elongaci3n radicular (Hartmann y Kester 1995).

g. 3poca del a1o en que se toma las ra1ces

En la propagaci3n de especies deciduas, se puede tomar el material vegetativo en el per1odo de reposo o durante el crecimiento. Las especies siempre verdes de hoja angosta y de hoja ancha, presenta una o m1s per1odos de crecimiento vegetativo durante el a1o;

por lo tanto, la obtención del material de propagación se debe hacer coincidir con este período (Hartmann y Kester 1995).

2.2.4. Preparación de las estacas

a. Corte de las estacas

Las estacas, deben prepararse en un lugar fresco, cómodo y donde exista abundante sombra, se debe tener listo todos los materiales a usar para evitar la desecación de los brotes (Murillo y Chacón 2005). Los cortes se efectúan por debajo de un nudo o yema, los mismos que deben ser netos sin producir rajaduras; los cortes pueden ser de tipo bisel simple según la posición de la yema, la misma que puede estar en la base o en el ápice del bisel; en doble bisel y rectos. La longitud de la estaca juvenil puede variar de 4 a 8 cm, con diámetros de 3 a 8 mm. Se recomienda utilizar estacas de longitud superior a 4 cm, para evitar que la hoja quede en contacto con el sustrato y prevenir la pudrición de la hoja (Mesen 1998).

b. Recorte del área foliar

La poda del área foliar de la estaca se realiza para lograr un mayor equilibrio entre la fotosíntesis y la transpiración. A través de ensayos se determina cual es el área foliar adecuada de la especie para lograr un mayor enraizamiento (Mesen 1998).

c. Instalación de estacas en el medio de enraizamiento

Una vez que el sustrato está colocado y nivelado en el ambiente de propagación, se cuadricula el área a utilizar con ayuda de una regla, de acuerdo a los distanciamientos a sembrar, se realizan hoyos de entre 2 a 4 cm de profundidad dependiendo de la longitud total de la estaca y el tamaño del área foliar (Mesen 1998).

2.2.5. Formas de aplicación de los reguladores de las auxinas

a. Inmersión rápida en solución concentrada

En los extremos basales de las estacas, se aplican concentraciones de 500 a 1 500 ppm en estacas herbáceas y madera suave, entre 100 a 3 000 ppm en estacas leñosas, de 500 a 1 0000 ppm para estacas de madera dura y semidura; además, las inmersiones en soluciones concentradas deben ser muy rápidas con la ventaja de ser muy uniforme, consistente, fácil de usar y apropiado para realizar investigaciones y ensayos particulares (Hesen 1998).

El producto químico puede absorberse a través del tejido intacto, cicatrices de las hojas, heridas o cortes en los extremos apical o basal de las estacas. Se introduce de 0,5 a 1 cm de la porción basal de las estacas, luego se deja evaporar el alcohol de la sustancia enraizante adherida en ellas con ayuda de un ventilador (Mesen 1998), durante 5 segundos, antes de colocarse en el medio de enraizamiento (CSC 1997).

b. Remojo en solución diluida

La parte basal de la estaca (2,5 cm) se remojan durante 24 horas o en una solución diluida del material justo antes que se inserte en el medio de enraizamiento. Las concentraciones que se usan varían de 20 ppm para especies de fácil enraizamiento, hasta 200 ppm en especies de difícil enraizamiento. Durante el remojo se debe mantener una temperatura de alrededor de 20 °C evitando la incidencia de los rayos solares. La cantidad de sustancias absorbidas por la estaca dependen de cierta parte de las condiciones que la circunden en este período (Hartmann y Kester 1995).

2.2.2.5. Condiciones ambientales durante el enraizamiento

a. Humedad relativa del ambiente

La condición hídrica de las estacas es gobernada por el balance entre las pérdidas por evaporación a través de las hojas y la adsorción de agua por las estacas. Puesto que las estacas carecen de raíces al inicio, deben depender de la retención de su turgencia y de la adsorción de agua por el corte de la estaca (Díaz 1991).

b. Temperatura

La temperatura del aire que rodea a las estacas tiene influencia en el enraizado, puesto que las temperaturas altas aumentan los procesos fisiológicos y en consecuencia el agotamiento de las reservas (Hartmann y Kester 1972)

La temperatura óptima varía con la especie. Para estacas de algunas especies es suficiente protegerlas de los rayos del sol; en otros casos, el enraizado requiere el control de temperatura ambiental, lo cual se consigue a condiciones de invernadero (Vastey 1962).

Martín y Quillet (1974), sugieren una temperatura entre 25 y 30 °C E. *platyphylla*, *E. tereticornis* y *Terminalia superba*. Sin embargo, (Hartmann y Kester 1972), mencionan que una temperatura del aire excesivamente alta debe ser evitada, debido a que tiende a

promover el desarrollo adelantado de las yemas en relación con las raíces y a incrementar la pérdida de agua por las hojas.

2.2.6. Reguladores de crecimiento

El tratamiento con reguladores de crecimiento vegetal se traduce generalmente en el aumento de la velocidad y del porcentaje de enraizamiento de las especies capaces de enraizar sin ayuda de productos químicos (Wright 1964)

Mesen (1998) cita que, existen gran cantidad de sustancias naturales sintéticas que han mostrado su capacidad como promotores del enraizamiento, pero los más comunes son; Ácido Indol – acético (AIA), ácido indol -3- butírico (AIB), Ácido naftalenacético (ANA) y ácido 2,4 - diclorofenoxiacético (2,4-D).

Más aún, los beneficios de la aplicación de auxinas sobre la formación de raíces en las estacas son bien reconocido (Hartman y Kester 1972). Sin embargo, parece que no hay una relación simple entre niveles de auxina y el enraizamiento. Hasta la fecha, no se ha determinado el papel exacto de las auxinas (Gaspar y Hofinger, 1988) /cit. por Mesen *et al.*, 1992) además de los efectos directos de la auxina sobre la división y el crecimiento celular, los efectos benéficos de la auxina sobre el enraizamiento han sido asociados con un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores hacia la base de la estaca, donde promueve (Haissig 1974). También se ha establecido que ciertos metabolismos y otros factores de crecimiento se trasladan hacia regiones del tallo que han sido tratados con auxinas. La formación de raíces adventicias en las estacas, probablemente sea el resultado de una interacción compleja entre éstos y otros procesos.

Pero, no siempre los tratamientos con reguladores de crecimiento pueden mejorar en ciertas especies el proceso de enraizamiento, la formación de raíces puede estar más relacionada a ciertos factores inherentes a la especie (Díaz 1991).

a. Ácido indol -3- butírico (AIB)

El AIB es una auxina sintética químicamente similar al ácido indol – acético (AIA) que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora del enraizamiento. Tiene las ventajas comparativas, de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece

por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto (Blazich 1988).

Además, las plantas poseen mecanismos que reducen el AIA, ya sea conjugándolo con otros compuestos o destruyéndolo, no así con el AIB. Por otra parte, el ácido naftalenacético (ANA) con frecuencia presenta problemas de toxicidad (Gaspar y Hofinger 1988)

Mesen (1997), mencionan que dentro del rango normal de concentraciones de AIB utilizadas para la mayoría de las especies (0,1 – 2 %), las concentraciones mayores también tienen un efecto positivo al inhibir el crecimiento de las yemas en las estacas durante las primeras semanas en el propagador, al inducir el transporte de asimilados hacia la base de la estaca y permitir el desarrollo de raíces sin competencia con un brote de crecimiento.

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación geográfica del trabajo de investigación

La investigación se realizó en el Invernadero de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca. Que se ubica en las coordenadas Este: 776702, Norte: 9206839 y 2 683 msnm.

3.2 Materiales

3.2.1. Material biológico

- Estacas media de zarzamora
- Estacas apicales de zarzamora

3.2.2. Material de campo

- Arena fina de cerro (0,02 – 0,2 mm)
- Papel periódico húmedo
- Bolsas de polietileno
- Tijera podadora
- Rafia
- Plumón
- Balde
- Regla graduada
- Etiquetas
- Manguera
- Lupa
- Libreta de campo
- Tablero de apuntes
- Cocina
- Gas
- Olla

3.2.3. Material y equipo de laboratorio

- Matraz de 500 ml.

- Placa petri
- Balanza analítica
- Alcohol al 96 %
- Ácido indol - 3 – butírico (AIB) 3,5 g.
- Maceteros de plásticos de 15 cm de diámetro
- Pipeta

3.2.4. Material de gabinete

- Computadora
- Libreta de apuntes
- Lápiz
- Hojas BOND A4
- GPS
- Cámara digital

3.2.5. Insumos

- Fungicida (Benlate)
- Composición química
Benomyl: 500 g/kg
Ingredientes inertes: 500 g/kg
- Fórmula: $C_{14}H_{20}N_4O_3$
- Ingrediente activo: Benomyl
- Formulación: polvo mojable (WP)

3.3 Metodología

A. Factores o variables de estudio

➤ Variables dependientes

- Estacas medias y apicales de las ramas de zarzamora
E1 = estaca media
E2 = estaca apical
- Tratamiento auxínico con ácido indol- 3- butírico (AIB).

Niveles.

D0 = 00 ppm (Testigo)
 D1 = 500 ppm (Baja)
 D2 = 1 000 ppm (Media)
 D3 = 2 000 ppm (Alta)

➤ **Variables independientes**

- Enraizamiento
- Número de raíces por estaca
- Longitud de raíz por estaca
- Número de yemas
- Longitud de yemas
- Brotación
- Supervivencia

Tabla 2. Factores, niveles, tratamientos y claves

Factor	Nivel	Tratamientos	Clave
Tipo de estaca	Media (E1)	estaca media + testigo	E1D0
	Apical (E2)	estaca media + dosis baja	E1D1
		estaca media + dosis media	E1D2
		estaca media + dosis alta	E1D3
Dosis de AIB	Testigo (D0)	estaca apical + testigo	E2D0
	Baja (D1)	estaca apical + dosis baja	E2D1
	Media (D2)	estaca apical + dosis media	E2D2
	Alta (D3)	estaca apical + dosis alta	E2D3

B. Diseño experimental

En la presente investigación se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA), con un arreglo factorial de 2 x 4; el cual estuvo constituido por 8 tratamientos y 4 repeticiones. Cada tratamiento involucra a una muestra experimental (4 estacas). Para el análisis de varianza se utilizó programas estadísticos (INFOSTAT, EXCEL) para el procesamiento de los datos respectivos. Se empleó la prueba de Tukey para ver las diferencias entre los tratamientos.

- **Modelo estadístico lineal:** $Y_{ij} = \mu + T_i + \varepsilon_{ij}$ $i = 8$ (Tratamientos) $j = 4$ (repeticiones).

Donde: μ = es el efecto de la media general.

T_i = es el efecto del i -ésimo tratamiento.

ε_{ij} = es el efecto verdadero de la j -ésima unidad experimental, sujeta al i -ésimo tratamiento (error experimental)

$i = 1, \dots, t;$

t = número de tratamientos.

$j = 1, \dots, n;$

n = número de repeticiones por tratamiento.

C. Trabajo en campo

1. Origen del material vegetal

Las plantas de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.), creciendo bajo condiciones naturales, ubicado a 2 600 msnm, en el distrito y provincia de Cajamarca, serán donantes del material de propagación vegetativa. Se seleccionaron ramas semileñosas de la parte media y apicales de las ramas que presenten signos de ser productivos con una longitud de 15 a 20 cm y 0,5 cm a 1cm de diámetro.

2. Colección

Se seleccionaron estacas de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.), de la parte media y apical de las ramas; las cuales fueron empacadas en papel periódico húmedo e identificadas respectivamente, y protegidas con bolsas de polietileno transparente, con la finalidad de evitar la deshidratación.

D. Trabajo en laboratorio

1. Preparación del AIB

En un matraz con alcohol se diluyó con el ácido indol – 3 – butírico con las concentraciones respectivas y se procedió por dilución, sumergiendo los 3 cm de las partes basales de las estacas durante 5 segundos.

2. Desinfección de herramientas (tijeras, cuchillas, otros)

Se realizó con hipoclorito de sodio y alcohol etílico antes y después del corte.

3. Preparación de las estacas

Para evitar la deshidratación se envolvió con papel periódico húmedo. El corte superior de las estacas se inferior se hizo en forma de bisel y la base en corte recto; se eliminaron las hojas dejando la base del peciolo.

4. Desinfección de las estacas

Se realizó con Benlate, por un 1g/1L agua. En un depósito grande se utilizó 25 litros de agua y 25 g de desinfectante; se disolvió y se colocó las estacas por un tiempo de 20 minutos, luego se colocaron en una malla tendida para que escurran y sequen las estacas por 5 minutos.

5. Tratamiento hormonal

Se sumergirán los 3 primeros centímetros basales de las estacas en la solución por 5 segundos.

E. Trabajo en invernadero

1. Desinfección de sustrato

Para desinfectar la arena fina de cerro y la grava, se procedió a lavar con agua pura varias veces hasta que el agua salga transparente; luego se desinfecto con hipoclorito de sodio para que finalmente se hirvió por un lapso de 30 minutos.

2. Desinfección de maceteros de plástico

Para su desinfección se utilizó hipoclorito de sodio + alcohol etílico al 60 % antes de colocar la grava y la arena.

3. Sustrato de enraizamiento

Se utilizó como medio de enraizamiento la arena fina de cerro desinfectada para evitar la proliferación de hongos y bacterias.

4. Preparación de los maceteros para la propagación

En maceteros de plástico de 15 cm de diámetro y 3,5 L de capacidad; se colocó en la base la grava y encima la arena fina de cerro hasta llenar el macetero; seguidamente se procedió a poner agua hasta humedecer todo el sustrato y dejamos unos 10 minutos que llegue a capacidad de campo y así estará listo para hacer los hoyos y poner las estacas a propagar.

5. Plantación

Las estacas se colocaron con mucho cuidado, haciendo hoyos de 6 cm de profundidad, luego se colocó las estacas en el hoyo en forma ligeramente inclinada y presionados con los dedos alrededor de la estaca, con el objetivo

de darle estabilidad con el sustrato. No se introdujo la estaca a presión porque pueden dañar los delicados tejidos en el corte.

6. Cuidado durante la propagación

Las estacas se humedecieron con un aspersor manual, se siguió un monitoreo que permitirá corregir los problemas patógenos, se eliminaron hojas caídas y estacas con síntomas de necrosis, se monitoreo el nivel de agua y el avance del proceso de enraizamiento.

7. Evaluaciones

Las evaluaciones se realizaron a los 20 – 40 – 60 días después de la instalación y plantación de las estacas, para todos los casos se evaluaron

- **Enraizamiento:** Porcentaje de estacas enraizadas
- **Número de raíces por estaca:** Número promedio de raíces por estaca
- **Longitud de raíz por estaca:** Longitud promedio de raíces por estaca
- **Número de yemas:** Número promedio de yemas emitidos por estaca
- **Longitud de yemas:** Longitud promedio de yemas emitidos por estaca
- **Brotación:** Porcentaje de estacas brotadas
- **Sobrevivencia:** Porcentaje de estacas vivas

F. Trabajo en gabinete

Durante el tiempo de duración de la presente investigación, se hizo la redacción del contenido del texto. Se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA) con arreglo factorial 2x 4; para el análisis de varianza se utilizaron programas estadísticos (SISFOSTAT, EXCEL) para el procesamiento de los datos respectivos. Se utilizó la prueba de Tukey para ver las diferencias entre los tratamientos. Se realizó periódicamente, dando énfasis a los resultados del efecto del tratamiento auxínico (Ácido indol – 3 – butírico) en el enraizamiento de estacas de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.)

Tabla 4. Prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio número promedio de raíces por estaca de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.). Datos registrados a los 20, 40 y 60 días después de la instalación.

20 DDI			40 DDI			60 DDI		
Tratamientos	Promedio	Significación	Tratamientos	Promedio	Significación	Tratamientos	Promedio	Significación
E1D2	4,38	A	E2D3	4,97	A	E1D2	6,41	A
E1D3	3,99	A B	E1D2	4,92	A	E1D3	6,05	A
E2D3	3,67	B	E1D3	3,89	B	E1D1	5,31	B
E1D1	2,97	C	E2D2	3,85	B C	E2D3	5,22	B C
E2D2	2,81	C	E2D1	3,29	B C	E2D2	4,84	B C
E2D1	2,19	D	E1D1	3,15	C	E2D1	4,59	C
E1D0	1,25	E	E1D0	1,36	D	E1D0	1,69	D
E2D0	1,13	E	E2D0	1,24	D	E2D0	1,46	D

Los resultados de la tabla 4, demuestran que a los 20 DDI el tratamiento (E1D2) y (E1D3), estaca media con una dosis de 1 000 ppm y estaca media con una dosis de 2 000 ppm, con una media de raíces de 4,38 y 3,99 respectivamente, ocupan en primer lugar y son estadísticamente iguales; superando al resto de tratamientos. Ocupando en último lugar los tratamientos testigo de las estaca media y apical (E1D0 y E2D0) respectivamente a los 20 DDI. A los 40 días los tratamientos (E2D3) y (E1D2), estaca apical con dosis de AIB 2 000 ppm y estaca media con 1 000 ppm de AIB, con promedios de 4,97 y 4,92 respectivamente, ocupan en primer lugar y son estadísticamente iguales; superando al resto de tratamientos. La evaluación de 60 DDI, la Tabla 4, nos muestra que el tratamiento (E1D2) Y (E1D3); es decir que los tratamientos estaca media con dosis 1 000 ppm y estaca media con una dosis 2 000 ppm son estadísticamente iguales, que superan al resto de tratamientos. Incluso a los tratamientos testigo (E1D0) y (E2D0) están en último lugar.

Esto concuerda con Hernández (2016). En su trabajo de investigación de enraizamiento de estacas de berenjena, aplicando diferentes dosis de AIB. Los resultados indican que el tratamiento con 1 000 ppm, resultó mejor con una media de raíces de 18,23; y es diferente estadísticamente a los tratamientos con 2 000 ppm y al 500 ppm; todos los tratamientos superan al tratamiento testigo.



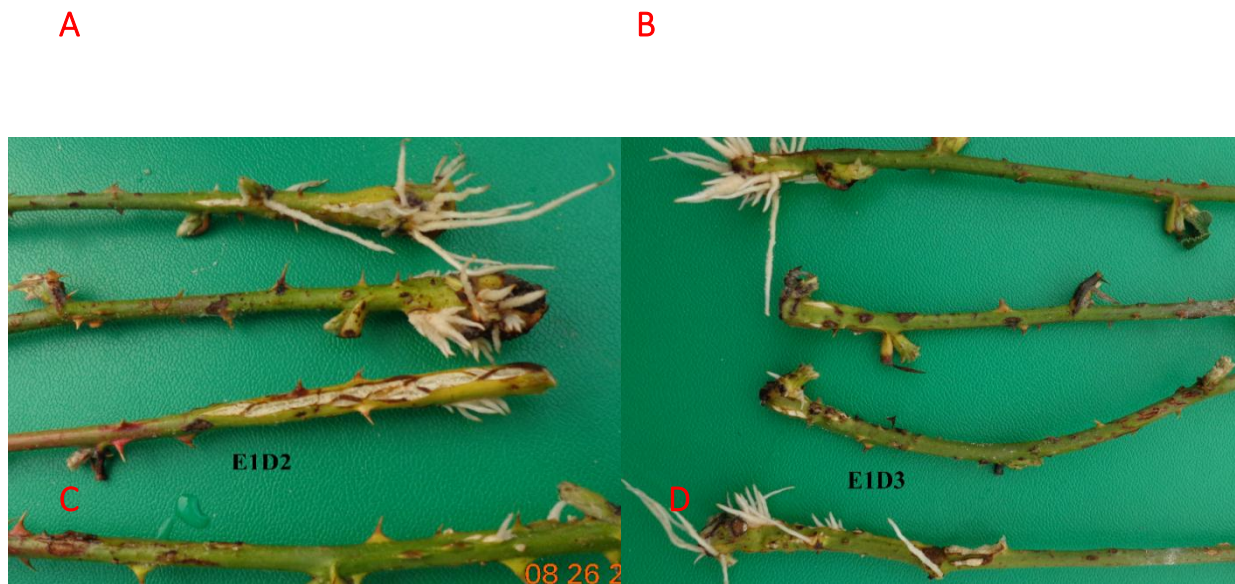


Figura 3. Evaluación de la estaca media testigo (E1D0) a los 20 días (A). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (500 ppm) (E1D1) a los 20 días (B). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (1 000 ppm) (E1D2) a los 20 días (C). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (2 000 ppm) (E1D3) a los 20 días (D).





Figura 4. Evaluación de la estaca apical testigo (E2D0) a los 20 días (E). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (500 ppm) (E2D1) a los 20 días (F). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (1 000 ppm) (E2D2) a los 20 días (G). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (2 000 ppm) (E2D3) a los 20 días (H).



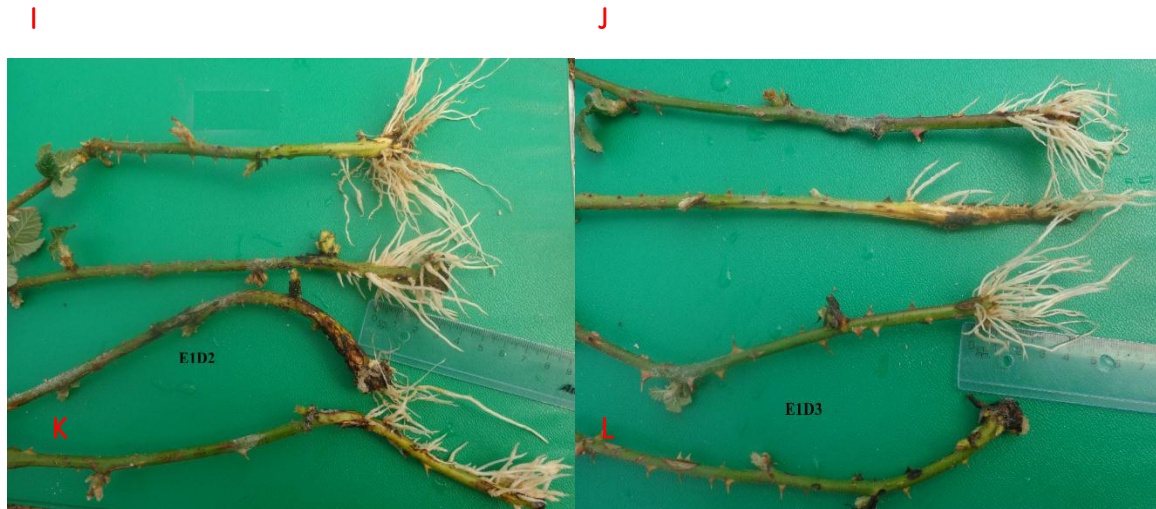


Figura 5. Evaluación de la estaca media testigo (E1D0) a los 40 días (I). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (500 ppm) (E1D1) a los 40 días (J). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (1 000 ppm) (E1D2) a los 40 días (k). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (2 000 ppm) (E1D3) a los 40 días (L).



M

N

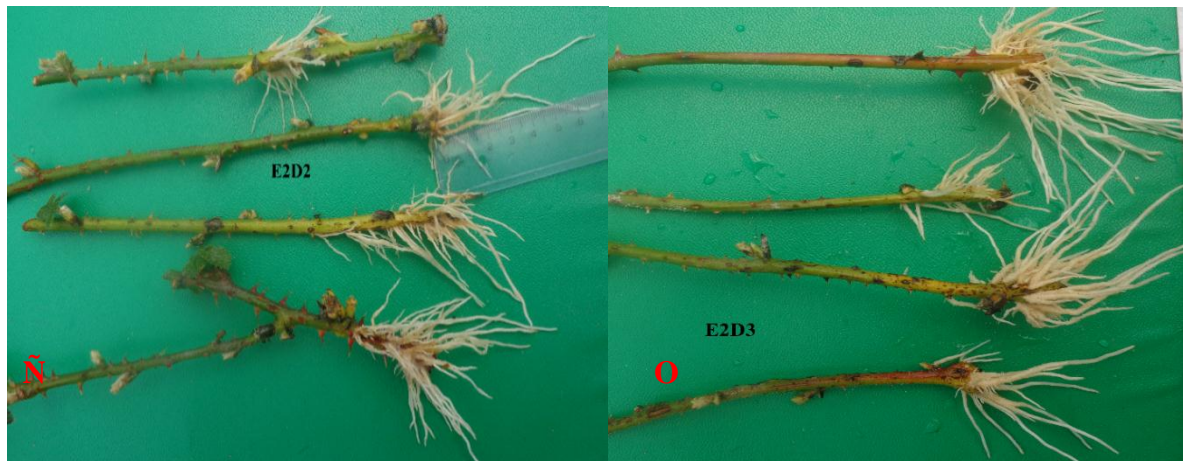


Figura 6. Evaluación de la estaca apical testigo (E2D0) a los 40 días (M). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (500 ppm) (E2D1) a los 40 días (N). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (1 000 ppm) (E2D1) a los 40 días (Ñ). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (2 000 ppm) (E2D3) a los 40 días (O).



P

Q



Figura 7. Evaluación de la estaca apical testigo (E1D0) a los 60 días (P). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (500 ppm) (E1D1) a los 60 días (Q). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (1 000 ppm) (E2D2) a los 60 días (R). Evaluación de la estaca media con dosis de AIB (2 000 ppm) (E2D3) a los 60 días (S).





Figura 8. Evaluación de la estaca apical testigo (E2D0) a los 60 días (T). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (500 ppm) (E2D1) a los 60 días (U). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (1 000 ppm) (E2D2) a los 60 días (V). Evaluación de la estaca apical con dosis de AIB (2 000 ppm) (E2D3) a los 60 días (W).

4.2. Longitud promedio raíces por estaca

Al establecer el análisis de varianza para la longitud promedio de raíces adventicias por estaca se encontraron que hay diferencias estadísticamente significativo al 5 % para el tipo de estaca, dosis y para la interacción tipo de estaca y dosis de AIB; es decir que éstas 2 variables se han comportado diferente para cada tratamiento y para cada tipo de estaca. Entonces podemos decir que existe influencia de las dosis de AIB aplicadas para cada tipo de estaca. Los datos registrados son a los 20, 40 y 60 DDI y el coeficiente de variabilidad es de 12,34 %, 7,48 % y 9,99 % esto implica que hay factores externos como variación de temperatura, humedad relativa, sustrato, material vegetal que podrían hecho variar; pero los datos los confiables. Para determinar cuál de los tratamientos es mejor aplicaremos la prueba de Tukey.

Tabla 5. Análisis de varianza para el efecto de longitud promedio de raíces por estaca de zarzamora. Datos registrados a los 20, 40 y 60 días después de la instalación.

FV	20 DDI					40 DDI				60 DDI			
	GL	SC	CM	Fc	F t 0,05	SC	CM	Fc	F t 0,05	SC	CM	Fc	F t 0,05
Tratamientos	7	326,75	46,68	110,97	2,42*	2857,7	408,24	318	2,42*	13694	1956,3	203	2,42*
Tipo estaca	1	36,51	36,51	86,79	4,26*	689,04	689,04	537	4,26*	3129	3129,4	325	4,26*
Dosis	3	253,68	84,56	201,02	3,01*	1880,7	626,9	488	3,01*	8928	2976	309	3,01*
Tipo estaca x Dosis	3	36,56	12,19	28,97	3,01*	287,93	95,98	74,8	3,01*	1636	545,49	56,6	3,01*
Error	24	10,1	0,42			30,8	1,28			231,3	9,64		
Total	31	336,84				2888,5				13925			
					CV = 12,34 %				CV = 7,48 %				CV = 9,99 %

*estadísticamente significativo

DDI: días después de la instalación

Tabla 6. Prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio la longitud promedio de raíces adventicias por estaca. Datos registrados a los 20, 40 y 60 días después de la instalación.

20 DDI			40 DDI			60 DDI		
Tratamientos	Promedio	Significación	Tratamientos	Promedio	Significación	Tratamientos	Promedio	Significación
E1D2	10,57	A	E1D2	28,81	A	E1D2	67,57	A
E1D3	8,62	B	E1D3	25,28	B	E1D3	48,98	B
E2D3	7,32	B	E1D1	22,01	C	E1D1	42,3	B C
E2D2	4,76	C	E2D3	18,7	D	E2D3	35,52	C
E1D1	4,74	C	E2D2	11,28	E	E2D2	26,27	D
E2D1	3,97	C	E2D1	10,34	E	E2D1	20,14	C
E1D0	1,38	D	E1D0	3,05	F	E1D0	4,96	E
E2D0	0,71	D	E2D0	1,7	F	E2D0	2,78	E

Los resultados que muestran en la tabla 6, demuestran que a los 20, 40 y 60 DDI el tratamiento (E1D2); es decir que la estaca media con dosis de AIB (1 000 ppm) con una media de 10,57; 28,81 y 67,57 mm respectivamente es el mejor tratamiento que ocupa en primer lugar, en las tres evaluaciones; superando a los otros tratamientos y al final se encuentran los tratamientos testigo.

Todos los tratamientos con dosis de AIB aplicados en el experimento son diferentes estadísticamente al testigo, superándolo en todos los casos; lo cual, concuerda con lo indicado por Hernández (1992) quien afirma que el uso de hormonas en el enraizamiento de estacas de solanáceas, genera un rápido crecimiento de numerosas raíces cortas y gruesas, lo cual no sucede con el testigo del experimento utilizado como control; pues, según la tablas de comparativas de Tukey muestra un promedio menor tanto en número de raíces; así como, en la longitud de las mismas. Este patrón de respuesta ha sido encontrado en gran cantidad de otras especies.

4.3. Número promedio de yemas emitidos

Al realizar el análisis de varianza para el número promedio de brotes emitidos por estaca encontraron que a los 20, 40, 60 DDI no hay diferencias estadísticamente; es decir que se han comportado para todos los tratamientos por igual. El coeficiente de variación tenemos de 5,61 %; 4,01 % y 9,99 % respectivamente; esto quiere decir que suponemos que hay factores externos como temperatura, humedad, material vegetal o sustrato que podría haber hecho variar; pero los datos los confiables.

Esto concuerda con Hernández (2016). En su trabajo de investigación de enraizamiento de estacas de berenjena, aplicando diferentes dosis de AIB. Las evaluaciones a los 30 y 60 días, ha determinado que no hay diferencias estadísticamente; es decir que ha tenido

homogeneidad de material vegetal y sustrato de enraizamiento y los tratamientos se han comportado igual para todos los casos.

Tabla 7. Análisis de varianza para el efecto de número promedio de yemas emitidos por estaca de zarzamora. Datos registrados a los 20, 40 y 60 días después de la instalación.

FV	G L	20 DDI				40 DDI				60 DDI			
		SC	CM	Fc	F t 0,05	SC	CM	Fc	F t 0,05	SC	CM	Fc	F t 0,05
Tratamientos	7	0,17	0,02	1,49	2,42n s	0,16	0,02	2,4 8	2,42*	0,18	0,03	3	2,42*
Tipo estaca	1	0,00001 3	0,00001 3	0,000 8	4,26n s	0,000 9	0,000 9	0,1	4,26n s	0,00 3	0,002 8	0,3 3	4,26n s
Dosis	3	0,13	0,04	2,66	3,01n s	0,13	0,04	4,9	3,01*	0,15	0,05	5,6 5	3,01*
Tipo estaca x Dosis	3	0,04	0,01	0,8	3,01n s	0,02	0,01	0,8 6	3,01n s	0,03	0,01	1,2 3	3,01n s
Error	24	0,4	0,02			0,22	0,01			0,21	0,01		
Total	31	0,57				0,38				0,39			
		CV = 5,61 %				CV = 4,01 %				CV = 9,99 %			

*estadísticamente significativo.

ns: No significativo

DDI: días después de la instalación

4.4. Longitud promedio de yemas por estaca

Al establecer el análisis de varianza para la longitud promedio de brotes emitidos por estaca se encontraron que hay diferencias estadísticamente significativo al 5 % para el tipo de estaca, dosis y para la interacción tipo de estaca y dosis de AIB; es decir que éstas 2 variables se han comportado diferente para cada tratamiento y para cada tipo de estaca. Entonces podemos decir que existe influencia de las dosis de AIB aplicadas para cada tipo de estaca. Los datos registrados son a los 20, 40 y 60 DDI y el coeficiente de variabilidad es de 15,04 %; 15,37 % y 11,11 % esto implica que hay factores externos como variación de temperatura, humedad relativa, sustrato, material vegetal que podrían hecho variar; pero los datos los confiables. Para determinar cuál de los tratamientos es mejor aplicaremos la prueba de Tukey.

Tabla 8. Análisis de varianza para el efecto de longitud promedio de yemas emitidos por estaca de zarzamora. Datos registrados a los 20, 40 y 60 días después de la instalación.

FV	G L	20 DDI				40 DDI				60 DDI			
		SC	CM	Fc	F t 0,05	SC	CM	Fc	F t 0,05	SC	CM	Fc	F t 0,05
Tratamientos	7	187,3 8	26,7 7	20,8 9	2,42 *	223,7 3	31,96	15	2,42 *	266, 5	38,0 8	27, 5	2,42 *
Tipo estaca	1	118,7	118, 7	92,6 4	4,26 *	144,5 4	144,5 4	67, 8	4,26 *	183, 5	183, 5	132	4,26 *
Dosis	3	43,37	14,4 6	11,2 8	3,01 *	61,11	20,37	9,5 5	3,01 *	69,5 8	23,1 9	16, 7	3,01 *
Tipo estaca x Dosis	3	25,32	8,44	6,59	3,01 *	18,08	6,03	2,8 3	3,01 *	13,4 4	4,48	3,2 3	3,01 *
Error	24	30,75	1,28			51,19	2,13			33,2 5	1,39		
Total	31	218,1 3				274,9 3				299, 8			
		CV = 15,04 %				CV = 15,37 %				CV = 11,11 %			

*estadísticamente significativo.

ns: No significativo

DDT: días después de la instalación

Tabla 9. Prueba de Tukey a los 5 % de probabilidad para el efecto de longitud promedio de yemas emitidos por estaca de zarzamora. Datos registrados a los 20, 40 y 60 días después de la instalación.

Tratamientos	20 DDI			40 DDI			60 DDI		
	Promedio	Significación	Tratamientos	Promedio	Significación	Tratamientos	Promedio	Significación	
E1D2	12,51	A	E1D2	13,86	A	E1D2	15,7	A	
E1D3	8,89	B	E1D3	10,12	B	E1D3	13,51	A B	
E1D1	8,75	B	E1D1	10,04	B	E1D1	11,55	B C	
E1D0	7,66	B C	E1D0	8,95	B	E1D0	11,21	B C	
E2D3	6,87	B C	E2D3	8,49	B	E2D3	9,5	C D	
E2D2	5,73	C D	E2D2	8,01	B	E2D2	9,1	C D	
E2D1	5,68	C D	E2D1	7,72	B C	E2D1	8,36	D E	
E2D0	4,12	D	E2D0	5,29	C	E2D0	5,87	E	

Los resultados que muestran en la tabla 9, demuestra que a los 20, 40 y 60 DDI el tratamiento (E1D2); es decir que la estaca media con dosis de AIB (1 000 ppm) con una media de 12,51; 13,86; 15,7 mm respectivamente es el mejor tratamiento en las tres evaluaciones que ocupa en primer lugar; en segundo está el tratamiento (E1D3); es decir estaca media con dosis de AIB 2 000 ppm con promedio de 8,89; 10,12; 13,51 mm en las tres evaluaciones superando a los otros tratamientos y al final se encuentran los tratamientos testigo (E2D0) con promedios de 4,12; 5,29; 5,87 mm.

Hernández (2016). En su trabajo de investigación de enraizamiento de estacas de berenjena, aplicando diferentes dosis de AIB. Los resultados muestran que el tratamiento ED2 (1 000 ppm), con una media de 4.13 cm, ocupa el primer lugar y es diferente estadísticamente a los tratamientos ED3 (2,71 cm); ED1 (2,61 cm) y testigo (2,23 cm). Asimismo, tratamientos ED3 y ED1, superan al testigo control; sin embargo, no son diferentes estadísticamente.

La arena como medio de enraizamiento que ha dado buenos resultados con otras especies, tal es el caso de *Cordia alliodora* (Leakey 1990; Mesen 2008), *Gmelina arborea* (Mesen 2008), lo cual se comprueba pues en este experimento pues se tuvo buenos resultados en longitud y número de raíces.

4.5. Porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento y tipo de estaca

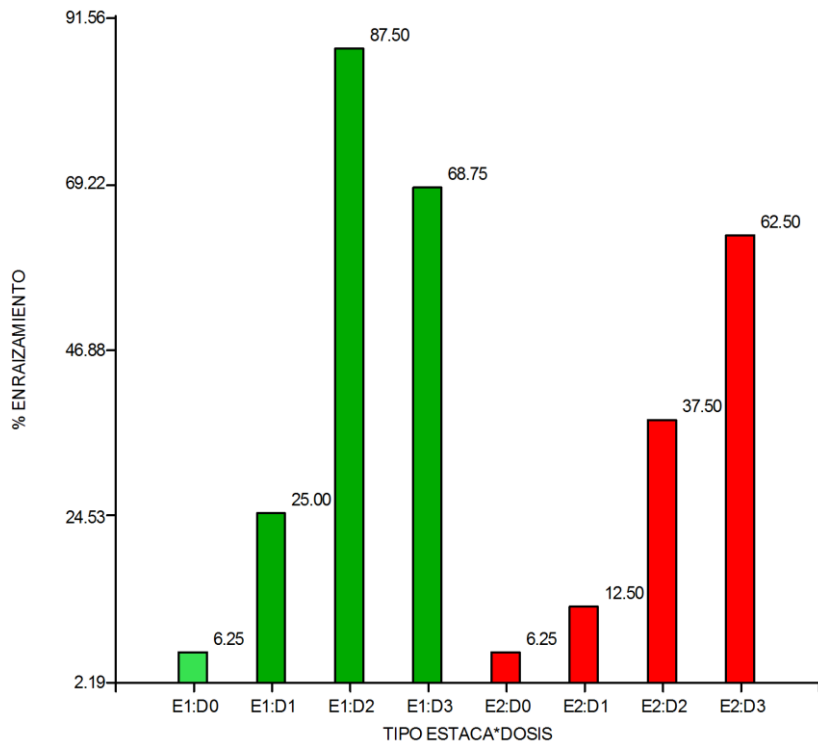


Figura 9. Porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento y tipo de estaca a los 20 días después de la instalación.

En la figura 9 representa que a los 20 días de evaluación el que ha obtenido mayor porcentaje de enraizamiento es el tratamiento E1D2 (estaca media con 1 000 ppm de AIB) con 87,50 %, seguidamente E1D3 (estaca media con 2000 ppm de AIB) con 68,75 %, luego el tratamiento E2D3 (estaca apical con 2 000 ppm de AIB) con 62,50 %; en último lugar están los tratamientos testigo E1D0 y E2D0 el tratamiento con un porcentaje de enraizamiento de 6,25 % para ambos tratamientos.

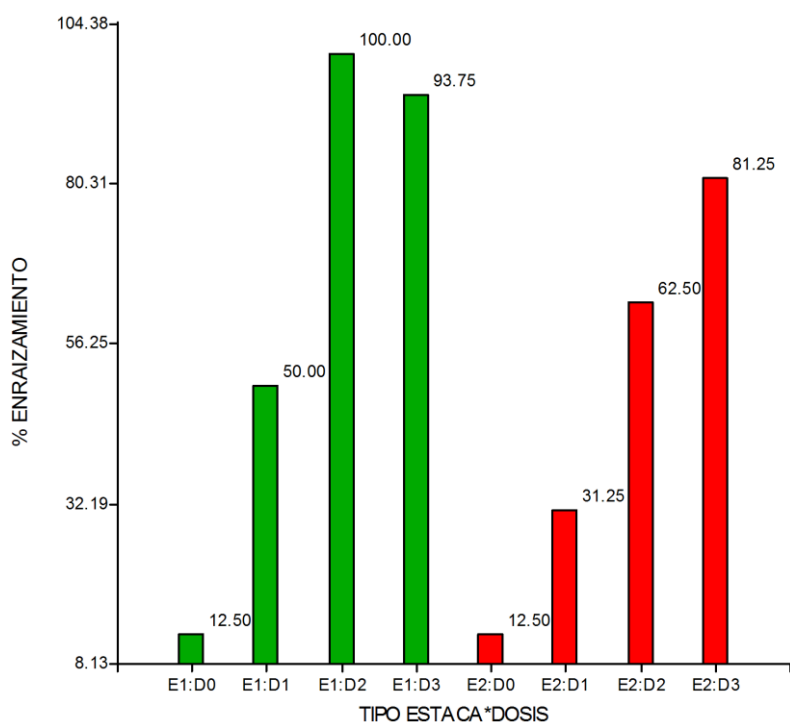


Figura 10. Porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento y tipo de estaca a los 40 días después de la instalación.

En la figura 10 representa que a los 40 días de evaluación el que ha obtenido mayor porcentaje de enraizamiento es el tratamiento E1D2 (estaca media con 1 000 ppm de AIB) al 100 %, seguidamente E1D3 (estaca media con 2 000 ppm de AIB) con 93,75 %, luego el tratamiento E2D3 (estaca apical con 2 000 ppm de AIB) con 81,25 %; en último lugar están los tratamientos testigo E1D0 y E2D0 el tratamiento con un porcentaje de enraizamiento de 12,50 % para ambos tratamientos.

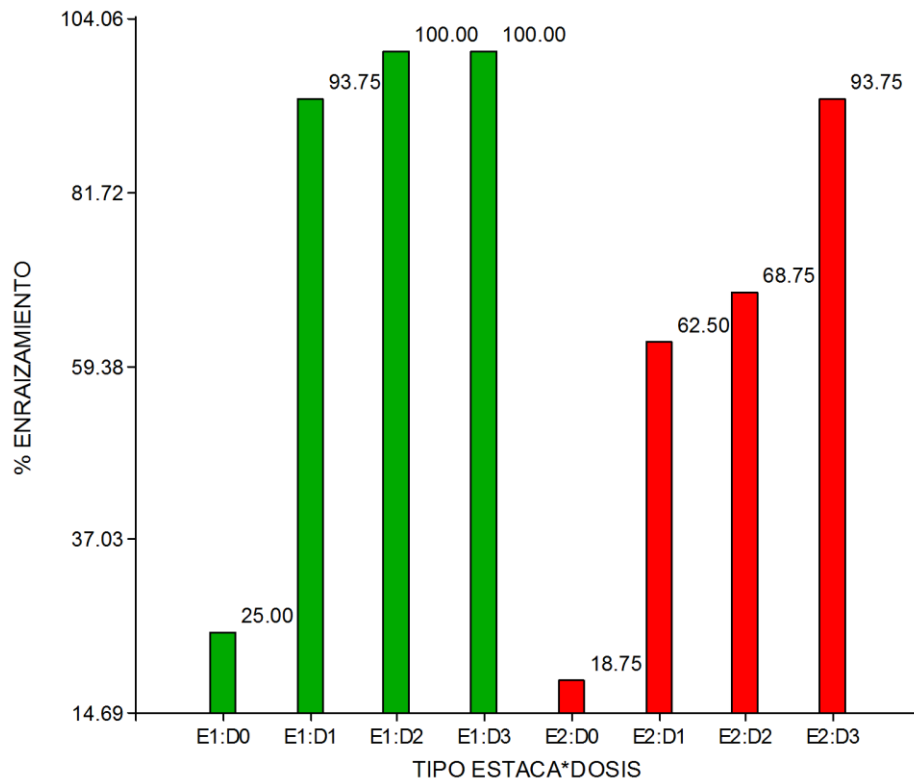


Figura 11. Porcentaje de estacas enraizadas por tratamiento y tipo de estaca a los 60 días después de la instalación.

En la figura 11 nos muestra que a los 60 días de evaluación que los tratamientos E1D2 (estaca media con 1 000 ppm de AIB) y E1D3 (estaca media con 2 000 ppm de AIB) tienen 100 % para los dos tratamientos, seguidos de E1D1 (estaca media con 500 ppm de AIB) y E2D3 (estaca apical con 2 000 ppm de AIB) con 93,75 % para ambos tratamientos; en último lugar están los tratamientos testigo E1D0 y E2D0 con 25 % y 18,75 % respectivamente.

4.6. Porcentaje de brotación y supervivencia

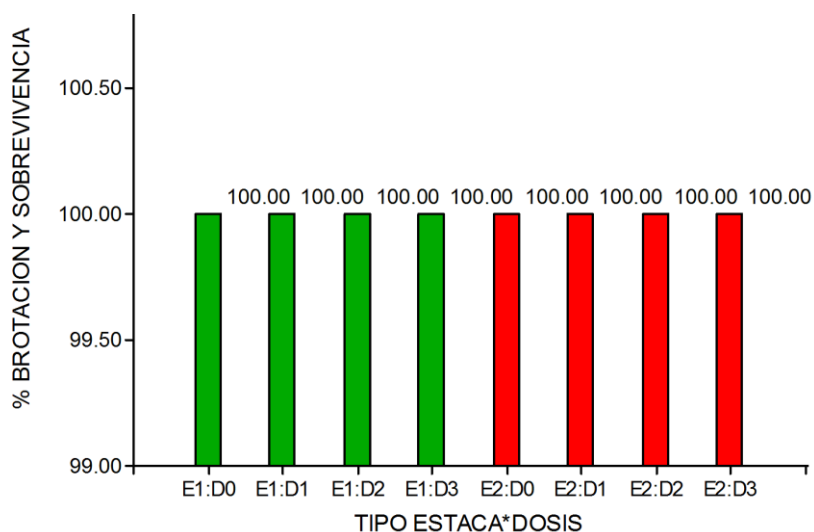


Figura 12. Porcentaje de brotación y supervivencia a los 20 y 40 días de evaluación después de la instalación.

En la figura 12 representa que a los 20 y 40 días de evaluación que todos los tratamientos han tenido una brotación y supervivencia de 100 %

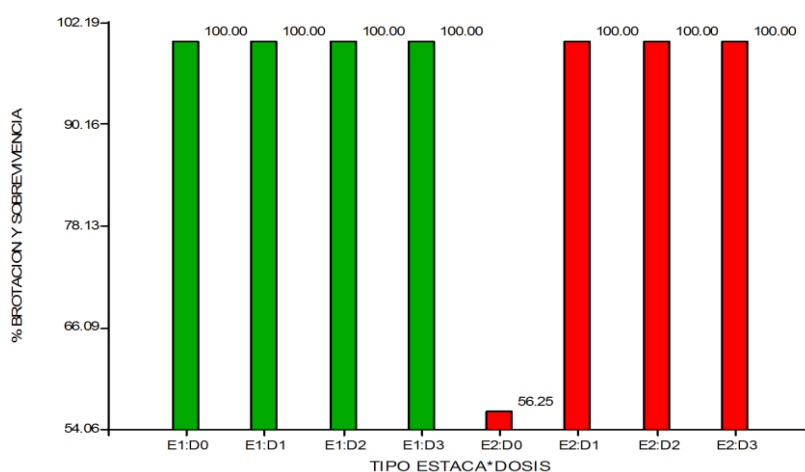


Figura 13. Porcentaje de brotación y supervivencia a los 60 días de evaluación después de la instalación.

En la figura 13 nos representa que a los 60 días de evaluación que todos los tratamientos han tenido una brotación y supervivencia de 100 %; excepto el tratamiento E2D0 (estaca apical con 00 ppm) solo presenta un 56,25 % de supervivencia y brotación; debido a que la arena no tiene nutrientes y la estaca no tenía más reservas vegetales; es por tal que empezaron a morir ciertas estacas.

Existen factores que favorecen al desarrollo en longitud de las raíces en las estacas como la presencia de carbohidratos como fuente de energías necesarias para la producción de nuevos productos metabólicos como el almidón (Puri y Khara 1992). Según Haissig (1986), el nivel total de carbohidratos en las estacas está más relacionado con el desarrollo de raíces que con el inicio de enraizamiento. En consecuencia, posiblemente la cantidad total de carbohidratos activos habrían sido más disponibles en las estacas que sobrevivieron y formaron raíces y al mismo tiempo brotes.

Ruiz (2009), sustenta que en algunas especies el sistema radicular no es abundante para suministrar las necesidades de sustancias nutricionales, como efectuar los procesos fisiológicos de la fotosíntesis y respiración, pues esto podría provocar que las sustancias de reserva de la estaca sean utilizadas para la formación de nuevos brotes y no de raíces, provocando la muerte de la estaquilla

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

1. El tipo de estaca media mostró mejores resultados (4,38; 9,42; 6,41 en número promedio de raíces por estaca, 10,57; 28,81 y 67,57 mm para longitud promedio de raíces, 12,51; 13,86 y 15,7 mm en longitud promedio de yemas, 87,50 % 100 % y 100% de porcentaje de enraizamiento, para el número promedio de yemas todos los tratamientos tuvieron similar respuesta) influyentes positivamente para el enraizamiento de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.).
2. El que mostró mayor efecto entre tipo de estaca y dosis de AIB, fue el tratamiento E1D2; es decir estaca media con 1 000 ppm; seguido del tratamiento E1D3 (estaca media con 2 000 ppm); superando a las demás interacciones.
3. Se recomienda realizar experimentos más minuciosos incluyendo otros ecotipos de zarzamora, que confirmen y amplíen la información reportada en esta investigación para generar aportes al cultivo. Asimismo, realizar nuevos experimentos utilizando otros sustratos de enraizamiento y en mejores condiciones de invernadero; asimismo, probando diferentes concentraciones y presentaciones de AIB a las analizadas en este estudio para aclarar la dosis óptima.

CAPÍTULO VI

REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA

Álice, L &. Campbell, C. 1999. Phylogeny of *Rubus* (Rosaceae) based on nuclear ribosomal DNA internal transcribed spacer region sequences. Am. J. Bot. 86: 81-97.

Alvarado, E. 1994. Estudio en la propagación sexual y asexual de tomate de árbol (*Cyphomandra betacea* S.). Tesis ingeniero Agrónomo. El Zamorano – Honduras. Escuela Agrícola Panamericana.

Álvarez, M. 2000. Floricultura. Edt Pueblo y Educación. Cuba.

Asprome, S. 2004. El cultivo Orgánico de la Mora. Boletín Técnico Piendamó –Cauca.

Baraona, M y Sancho, E. 1992. Fruticultura especial. 1ed. San José Costa Rica. EUNED. 119 p.

Barrios, O. 2004. Capdeville, Fucoa (Fundación de Comunicaciones, Capacitación y Cultura del Agro), Manual de construcción de un invernadero, Gobierno de Chile, Ministerio de Agricultura.

Chávez, O. 2001. Cultivo y manejo de la Zarzamora. Memoria de Titulación. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Facultad de Biología – México.

Ciordia, M; Díaz, B; García, J y Polledo, A. 1999. Pequeños frutos de producción de la planta. Tecnología Agroalimentaria. CIATA. 24ed. Consultado 19-10-2014. Disponible en [http:// www.serida.org/pdfs/2062.pdf](http://www.serida.org/pdfs/2062.pdf).

Clark, J; Stafne, E; Hall, H & Finn, C. 2007. Blackberry breeding and genetics. Plant Breeding Reviews. 29: 17-146.

CSC (Commoweath Science Council). 1997. Enraizamiento de estacas de árboles tropicales. Manual. Consultado 17-09-2014. Disponible [http:// books.Google.Com.pe/books?Id=_GqBbgGGrtgCpg](http://books.Google.Com.pe/books?Id=_GqBbgGGrtgCpg).

Cueva, J. 2007. Efecto del ácido 3-indol-butírico (AIB) para incrementar la producción de raíces comerciales en yuca (*Manihot esculenta*) ‘Valencia’. Carrera de Ciencia y Producción Agropecuaria. Zamorano, Honduras

De La Cadena, J y Orellana, A. 1985. El cultivo de la mora. Manual del capacitador. Unidad de capacitación de fruticultura. Instituto Nacional de Campesina, Ministerio de Agricultura y Ganadería. Quito. 116 p.

Díaz, E. 1991. Técnicas de enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrela odorata* L. y *Gmerella arbórea* L. Tesis Magister Scientiae. CATIE. Costa Rica.

Finn, C. 2008. *Rubus* spp., blackberry. The Encyclopedia of Fruits and Nuts. CABI, Cambridge, MA. pp. 348-351.

Galvis, J. y Herrera, A. 1995. Manejo de Poscosecha de Mora. Servicio Nacional de Aprendizaje (SENA). Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.

Gaspar, F. & Hofinger, M. 1988. Auxin metabolism during adventitious rooting. In: Adventitious Root formation in Cuttings. Davis. Portland – Oregon. 117 – 131 p.

Haissig. B. 1974. Influences of auxins and auxin synergists on adventitious root primordium initiation and development. New Zealand Journal of forestry Science. 311-323 p.

Haissig, B. 1986. Metabolic processes in adventitious rooting of cuttings. In: Jackson, MB. New root formation in cuttings. Dodrech. NE. Martines Nijhoff, p. 141 – 189.

Hartmann, H. & Kester, D. 1968. Propagación de plantas, principios y prácticas. 2ed. México. 702 p.

Hartmann, H. & Kester, D. 1972. Propagación de plantas, principios y prácticas. México. Trad. Por Marino Ambrosio A. La Habana. Instituto Cubano del Libro. 6693-p

Hartmann, H. & Kester, D. 1977. Propagación de plantas, principios y prácticas. Editorial continental. México. 873 – p.

Hartman, H. & Kester, d. 1991. Propagación de plantas. México, Continental. 810 p.

Hartmann, H. y Kester, D. 1995. Propagación de plantas: Principios y prácticas. Trad. Ing. Agr. Ambrosio, A. 4ed. Mexica. Continental, S.A. de C.V.

Hernández, C. 2016. Enraizamiento de estacas de berenjena (*Solanum melongena*) con tratamiento auxínico (Ácido indol butírico). Tesis. Universidad nacional de Cajamarca – Perú.

Hernández, E. 1992. Estructura y composición química del tubérculo de papa. Curso Internacional de papa, Pamplona, Colombia, FEDEPAPA. 73 – 79p

Hernández, J; Walschburger, R y Ortiz, A. 1992. Origen y Distribución de la Biota Suramericana y Colombiana. In: G. Halffter (ed.) La diversidad biológica de Iberoamérica. Acta Zoológica Mexicana, México. pp. 3-24.

Hesen, F. 1998. Enrizamiento de estacas juveniles de especies foliares: Uso de propagadores de sub irrigación (Manual técnico). Costa Rica.16p.

Houghton, J. 2002. The Physics of Atmospheres. The Enhanced greenhouse effect, Cambridge University Press, Cambridge - United States, pág. 255.

Leakey, R. & Mesen, J. 1991. Métodos de propagación vegetativa en árboles tropicales: Enraizamiento de estacas juveniles. In manual sobre mejoramiento genético forestal con referencial especial a América Central. Ed. By J.P. Cornelius. J. Mesen E. Corea Turrialba, C.R. catie p. 135-152

Loach, K. 1998. Water relations and adventitious rooting. In Adventitious root formation in cuttings. Ed. By T.D. or. EE.UU.

López, J; Lorenzo, P; Castilla, N; Pérez, J; Parra, I; Montero, E; Baeza, A; Antón, M;

Fernández, A; Baille, M. 2002. González-Real. Incorporación de tecnología al invernadero mediterráneo, España.

López, M. 2006. Variedades de Especies de frutos pequeños apropiados para climas Subtropicales. México.

Martínez, A. 2007. Manual del cultivo de Mora de Castilla (*Rubus glaucus* B), Primera edición, Ambato. Ecuador.

Mesen, F; Leakey, R y Newton, A. 1992. Hacia el desarrollo de técnicas de silvicultura clonal para el pequeño finquero. El chasqui no, 28:6-18. Consultado 17-06-2012. Disponible en [http:// books.Google.Com.pe/books? Id. =2t4OAAIAAJpg](http://books.Google.Com.pe/books?Id.=2t4OAAIAAJpg).

Ministerio de Agricultura y Ganadería. 2007. Apuntes de fruticultura. 6 ed. Madrid, España., Agraria. P. 80 – 85.

Murillo, O. y Chacón, P. 2005. Análisis comparativo de la producción de mini jardines clonales hidropónicos y jardines clonales en tierra de melina (*Gmelina arborea* L.) Kuru. 2(6). Costa Rica. Consultado 17-07-2012. Disponible [http:// www.tec, cr/sitios/Dosencia/foestal/Revista_ Kuru](http://www.tec.cr/sitios/Dosencia/foestal/Revista_Kuru).

OLEAS, A. 2001. Tratado de fertilización. Madrid, Mundi-Prensa. 585 p.

Pérez, V. 2001. Plan de fertirrigación en el cultivo de mora de castilla con espinas (*Rubus glaucus* B.) Cantón Ambato, provincia de Tungurahua. Trabajo de investigación. Universidad Técnica de Ambato – facultad de ingeniería Agronómica – Ecuador

Producción de Exportaciones Agrícolas no Tradicionales. 1993. Proyectos exitosos para el sector agropecuario. (En línea). Consultado el 10 de agosto del 2016. Disponible en www.proexant.ec/HT_Mora.html

PRONOSTA (Proyecto de modernización de los servicios de tecnología agrícola. 2005. El cultivo de mora (*Rubus glaucus*) (Guías tecnológicas de frutas y vegetales). Costa Rica.

Puri, S; Khara, A. 1992. Influency of maturity and physiological status of woody cutting: limits and promises to ensure successful cloning. Indian Forester (India). 118(8):560-572.

Rojas, S; García, J; Alarcón, M. 2002. Propagación asexual de plantas: Conceptos básicos con experiencias en especies amazónicas. Consultado 17-06-2012. Disponible en [http:// books.Google.Com.pe/books?Id.=1k_KuQR9H8ACpg](http://books.Google.Com.pe/books?Id.=1k_KuQR9H8ACpg).

Ramírez, M; Roveda, G; Cabra, L; Peñaranda, A. y López, M. 2008. Uso de microorganismos con potencial como bio fertilizantes en el cultivo de mora. CORPOICA (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria. Consultado 23-09-2014. Disponible en [http:// books.Google.Com.pe/books? Id. =Ih5iud2OQIQpg](http://books.Google.Com.pe/books?Id.=Ih5iud2OQIQpg).

Ramos, L; Cruz, N; Morante, J; y Villacis, O. 2006. Empleo de hormonas (ANA y AIB) estimuladoras del enraizamiento para la propagación vegetativa de *Chlorophora tinctoria* (L) Gaud (moral fina) en el litoral ecuatoriano Foresta Veracruzana, vol. 8, núm. 1, 2006, pp. 9-12, Recursos Genéticos Forestales. México.

Reina, C. 1998. Manejo Postcosecha y evaluación de la calidad para la mora de castilla (*Rubus glaucus*) que se comercializa en la ciudad de Neiva. Universidad Surcolombiana.

Romoleroux, K. 1996. *Rosaceae*. In: G. Harling and L. Annderson (eds.) Flora del Ecuador, vol. 56. University of Goteborg, Lund. pp. 169p

Ruiz, S. 2009. Efecto de cuatro dosis de ácido indolbutírico y tres tipos de estacas en el enraizamiento de Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en San Martín. Tesis para optar el título de ingeniero Agrónomo. Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional de la Selva. 30- 75p.

Salazar, J. 1992. El cultivo de la mora (*Rubus glaucus* B.), en la zona de Influencia del Proyecto de Desarrollo Rural Tungurahua, Ambato, Proyecto Tungurahua. 3 – 38p.

Salisbury, F; y Ross, C. 2 000. Fisiología de las Planta. Tomo 2. Bioquímica Vegetal. Thomson-Paraninfo.

Silva, C. 2002. Podas e inductores de brotación en el cultivo de Mora de Castilla (*Rubus glaucus*), Tesis. Universidad Técnica de Ambato, Facultad de Ingeniería Agronómica, Ambato Ecuador.214pp.

Stace, C. 1991. Plant Taxonomy and Biosystematics, 2 ed, pp. 272.

Tamayo, A; Bernal, J; Hincapie, M. y Londoño, M. 2001. Frutales de clima frio moderado. CORPOICA (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria. 2p. Consultado 17-12-1013. Disponible en [http:// books.Google.Com.pe/books? Id](http://books.Google.Com.pe/books? Id).

Valera, D; Molina, F; Peña. A; Gil, J. 2006. Controles electrónicos en invernaderos, Universidad de Almería, España, <http://www.eumedia.es/articulos/vr/otros/167invernaderos.html> [18/12/16].

Vayas, J. 2000. Efecto de la Fertilización fraccionada con N, P, K, en mora de castilla (*Rubus Glaucus* B.) Tesis de grado Universidad Técnica de Ambato, Ecuador 139 p.

Westwood, J. 1990. Manual del cultivo de mora de castilla. Colombia. CSP.60P

ANEXO

Tabla 10. Datos obtenidos de longitud de raíz de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 20 días después de la instalación.

N° OBSERV.	TIPO DE ESTACA	MEDIA (E1)				APICAL (E2)				TOTAL
		0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	
	DOSIS (AIB)	E1D0	E1D1	E1D2	E1D3	E2D0	E2D1	E2D2	E2E3	
				9,465990			4,7837332	4,12973484	6,9849373	
1	1,5	4,75	4,4807692	9	9,76	0,8	3	9	8	
2	1,8	3	5,6684640	10,45236	8,559	0,95	3,831	5,25869	2	7,8979564
3	1,2	5	4,0398550	5	8,651247	0,5	1	5,129546	8	6,4934139
4	1	7	11,41	11,41	4	0,6	4,053	4,49651702	2	7,9003623
	TOTAL	5,5	18,93909	42,278356	34,4852	2,85	15,88424	19,014488	29,27667	168,22808
	PROMEDIO	1,375	4,734772	10,569589	8,62131	0,713	3,97106	4,753622	7,319168	5,2571274

Tabla 11. Datos obtenidos de longitud de raíz de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 40 días después de la instalación.

N° OBSERV.	TIPO DE ESTACA	MEDIA (E1)				APICAL (E2)				TOTAL
		0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	
	DOSIS (AIB)	E1D0	E1D1	E1D2	E1D3	E2D0	E2D1	E2D2	E2E3	
1		2,6548	20,83	28,23636	23,28	1,5	10,030547	10,63828432	17,3352729	
2		3,1547	21,06	30,75	24,73	2,6	9,0514268	11,84963543	18,473279	
3		2,8456	23,29	27,81	27,17	1,8	10,93	12,57	19,0127707	
4		3,54	22,85	28,45	25,95	0,9	11,36	10,06760621	19,9941123	
	TOTAL	12,2	88,03	115,24636	101,13	6,8	41,37197	45,125526	74,81543	484,71439
	PROMEDIO	3,049	22,0075	28,81159	25,2825	1,7	10,34299	11,281381	18,70386	15,147325

Tabla 12. Datos obtenidos de longitud de raíz de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 60 días después de la instalación.

N° OBSERV.	TIPO DE ESTACA	MEDIA (E1)				APICAL (E2)				TOTAL
		0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	
	DOSIS (AIB)	E1D0	E1D1	E1D2	E1D3	E2D0	E2D1	E2D2	E2E3	
1		4,5231	48,97	62,52103	50,37	2,2	18,319546	25,8145697	29,6250942	
2		5,25	41,67	65,72	48,7	3,1	20,825964	23,080956	34,3447771	
3		4,1667	37,99	69,5219	46,03997	2,8	19,9882413	28,2197728	37,0675834	
4		5,9167	40,56	72,53306	50,79	3	21,411568	27,9715622	41,0239584	
	TOTAL	19,86	169,19	270,29599	195,9	11,1	80,54532	105,08686	142,0614	994,03599
	PROMEDIO	4,964	42,2975	67,573998	48,975	2,775	20,13633	26,271715	35,51535	31,063625

Tabla 13. Datos obtenidos de número de raíces de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 20 días después de la instalación.

N° OBSERV.	TIPO DE ESTACA		MEDIA (E1)				APICAL (E2)				TOTAL
	DOSIS (AIB)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)		
		TRATAMIENTOS	E1D0	E1D1	E1D2	E1D3	E2D0	E2D1	E2D2	E2E3	
1		0,7	7,5	15,75	16,5	0,2	2,25	5	12,25		
2		0,8	6,25	17,5	13	0,3	5,25	7,5	13,75		
3		0,5	9,5	19	15,5	0	3,75	6,5	13,75		
4		0,3	8,25	20,5	14,75	0,6	4,25	8,75	10,25		
TOTAL		2,3	31,5	72,75	59,75	1,1	15,5	27,75	50	260,65	
PROMEDIO		0,575	7,875	18,188	14,938	0,275	3,875	6,9375	12,5	8,145313	

Tabla 14. Datos obtenidos de número de raíces de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 40 días después de la instalación.

N° OBSERV.	TIPO DE ESTACA		MEDIA (E1)				APICAL (E2)				TOTAL
	DOSIS (AIB)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)		
		TRATAMIENTOS	E1D0	E1D1	E1D2	E1D3	E2D0	E2D1	E2D2	E2E3	
1		0,5	10,0583	22,75	7,30417	0,8	8,25	13,25	26,75		
2		0,8	8,7625	23,75	17,5	0	9,25	12	24,5		
3		1	9,04306	25,25	18,75	0,5	11,5	14,5	22,25		
4		1,2	7,82798	21,25	14,5	1	10,5	15,75	21,5		
TOTAL		3,5	35,692	93	58,054	2,3	39,5	55,5	95	382,546	
PROMEDIO		0,875	8,923	23,25	14,514	0,575	9,875	13,875	23,75	11,95456	

Tabla 15. Datos obtenidos de número de raíces de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 60 días después de la instalación.

N° OBSERV.	TIPO DE ESTACA		MEDIA (E1)				APICAL (E2)				TOTAL
	DOSIS (AIB)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)		
		TRATAMIENTOS	E1D0	E1D1	E1D2	E1D3	E2D0	E2D1	E2D2	E2E3	
1		1,8	25	39,75	36,75	1	19,75	24	32,75		
2		1,5	24,75	40,25	40,25	0,9	21,5	21,75	20,5		
3		2	32,5	44	32	1,5	16	23,5	25,75		
4		2,1	26,75	36,75	33,75	1,2	23,25	20,5	26,75		
TOTAL		7,4	109	160,75	142,75	4,6	8,5	89,75	105,75	700,5	
PROMEDIO		1,85	27,25	40,188	35,688	1,15	20,125	22,4375	26,4375	21,89063	

Tabla 16. Datos obtenidos de número de yemas de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 20 días después de la instalación.

N° OBSERV.	TIPO DE ESTACA		MEDIA (E1)				APICAL (E2)				TOTAL
	DOSIS (AIB)		0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	
	TRATAMIENTOS	E1D0	E1D1	E1D2	E1D3	E2D0	E2D1	E2D2	E2E3		
1		4,5	4	3,5	4,25	3,75	4	4,25	4,75		
2		3,75	5,25	5,75	4,75	3,5	4,5	4	4,25		
3		4	4,25	4,75	4	3	4,75	5,25	4,5		
4		3,75	3	4,25	4,25	4	4	4,25	5,25		
TOTAL		16	16,5	18,25	17,25	14,25	17,25	17,75	18,75	136	
PROMEDIO		4	4,125	4,5625	4,3125	3,5625	4,3125	4,4375	4,6875	4,25	

Tabla 17. Datos obtenidos de número de yemas de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 40 días después de la instalación.

N° OBSERV.	TIPO DE ESTACA		MEDIA (E1)				APICAL (E2)				TOTAL
	DOSIS (AIB)		0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	
	TRATAMIENTOS	E1D0	E1D1	E1D2	E1D3	E2D0	E2D1	E2D2	E2E3		
1		4,75	4	4	5	4,5	4,75	5	4,75		
2		4,5	5	6	4	4	5	5	5,5		
3		4,15	4,5	5	5	4	5,15	5	5		
4		4	4,5	5,15	5	3,75	4	4,75	5,25		
TOTAL		17,4	18	20,15	19	16,25	18,9	19,75	20,5	149,95	
PROMEDIO		4,35	4,5	5,0375	4,75	4,0625	4,725	4,9375	5,125	4,6859	

Tabla 18. Datos obtenidos de número de yemas de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 60 días después de la instalación.

N° OBSERV.	TIPO DE ESTACA		MEDIA (E1)				APICAL (E2)				TOTAL
	DOSIS (AIB)		0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	
	TRATAMIENTOS	E1D0	E1D1	E1D2	E1D3	E2D0	E2D1	E2D2	E2E3		
1		4,75	5	4,5	5	4,5	5	5	5		
2		4,5	5,15	6,15	4	4,75	5,5	5,5	5,5		
3		4,15	5	5,15	5,15	4	5,15	5,5	5,5		
4		5	4,5	5,15	5,75	3,75	5	5	5,75		
TOTAL		18,4	19,65	20,95	19,9	17	20,65	21	21,75	159,3	
PROMEDIO		4,6	4,9125	5,2375	4,975	4,25	5,1625	5,25	5,4375	4,9781	

Tabla 19. Datos obtenidos de longitud de yemas de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 20 días después de la instalación.

TIPO DE ESTACA		MEDIA (E1)				APICAL (E2)				TOTAL
N° OBSERV.	DOSIS (AIB)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	
TRATAMIENTOS		E1D0	E1D1	E1D2	E1D3	E2D0	E2D1	E2D2	E2E3	
1		8,4286	9,338	10,0833	10,52	4,3542	5,067	5,5	7,025	
2		9,25	8,6369	14,0333	8,475	4,1101	6,4661	5	7,85	
3		8,025	8,7833	12,6667	7,03929	3,8208	5,332	6,313	6,532	
4		4,9375	8,23	13,242	9,5	4,2	5,833	6,094	6,075	
TOTAL		6,398	34,99	50,025	35,534	16,49	22,7	22,907	27,482	216,5
PROMEDIO		7,66	8,747	12,506	8,8836	4,121	5,675	5,72675	6,8705	7,524

Tabla 20. Datos obtenidos de longitud de yemas de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 40 días después de la instalación.

TIPO DE ESTACA		MEDIA (E1)				APICAL (E2)				TOTAL
N° OBSERV.	DOSIS (AIB)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	
TRATAMIENTOS		E1D0	E1D1	E1D2	E1D3	E2D0	E2D1	E2D2	E2E3	
1		9,6042	9,962	12,81	11,5125	5,575	8,4792	7,436138	9,248333	
2		10,276	10,532	15,475	9,9575	4,575	7,2036	9,675	9,116667	
3		9,6042	9,17	13,2586	8,33333	4,2292	7,9357	7,788333	8,003334	
4		6,3063	10,5	13,875	10,6825	6,7768	7,25	7,1375	7,604167	
TOTAL		35,79	40,16	55,419	40,486	21,16	30,87	32,037	33,973	289,89
PROMEDIO		8,948	10,04	13,855	10,121	5,289	7,717	8,00924	8,4931	9,0591

Tabla 21. Datos obtenidos de longitud de yemas de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 60 días después de la instalación.

TIPO DE ESTACA		MEDIA (E1)				APICAL (E2)				TOTAL
N° OBSERV.	DOSIS (AIB)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	0 ppm (D0)	500 ppm (D1)	1 000 ppm (D2)	2 000 ppm (D3)	
TRATAMIENTOS		E1D0	E1D1	E1D2	E1D3	E2D0	E2D1	E2D2	E2E3	
1		11,148	9,9375	15,42	16,675	5,95	9,0625	8,175	10,375	
2		11,733	12	17,5183	12,65	5,1375	7,875	10,275	9,8	
3		11,205	12,48	14,175	11,625	5,05	8,6	9,3125	9,3375	
4		10,763	11,79	15,66	13,075	7,325	7,875	8,6125	8,45625	
TOTAL		44,85	46,21	62,773	54,025	23,46	33,41	36,375	37,969	339,07
PROMEDIO		11,21	11,55	15,693	13,506	5,866	8,353	9,09375	9,4922	10,596

Tabla 22. Prueba de Tukey para número promedio de raíces por estaca de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 20 días después de la instalación.

Tipo estaca	Dosis	Medias	Repetición	Significación		
E1	D2	4,38	4	A		
E1	D3	3,99	4	A	B	
E2	D3	3,67	4		B	
E1	D1	2,97	4			C
E2	D2	2,81	4			C
E2	D1	2,19	4			D
E1	D0	1,25	4			E
E2	D0	1,13	4			E

Tabla 23. Prueba de Tukey para número promedio de raíces por estaca de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 40 días después de la instalación.

Tipo estaca	Dosis	Medias	Repetición	Significación		
E2	D3	4,97	4	A		
E1	D2	4,92	4	A		
E1	D3	3,89	4		B	
E2	D2	3,85	4		B	C
E2	D1	3,29	4		B	C
E1	D1	3,15	4			C
E1	D0	1,36	4			D
E2	D0	1,24	4			D

Tabla 24. Prueba de Tukey para número promedio de raíces por estaca de zarzamora (*Rubus fruticosus* L.) evaluado a los 60 días después de la instalación.

Tipo estaca	Dosis	Medias	Repetición	Significación		
E1	D2	6,41	4	A		
E1	D3	6,05	4	A		
E1	D1	5,31	4		B	
E2	D3	5,22	4		B	C
E2	D2	4,84	4		B	C
E2	D1	4,59	4			C
E1	D0	1,69	4			D
E2	D0	1,46	4			D



Figura 14. Desinfección de la arena, aplicando el método físico por un tiempo de 45 minutos



Figura 15. Desinfección de la grava, aplicando el método físico por un tiempo de 45 minutos



Figura 16. Desinfección de las estacas de zarzamora, con un fungicida Benlate, por un tiempo de 20 min



Figura 17. Secado de las estacas de zarzamora, después de desinfectarlo por un tiempo de 5 minutos



Figura 18. Llenado de los maceteros, colocando al pie la grava y luego la arena



Figura 19. Pesando la hormona AIB, según las dosis que se va a utilizar



Figura 20. Colocando las estacas de zarzamora, según la dosis AIB, que les corresponde



Figura 21. Plantación de las estacas de zarzamora, según el tipo de estaca y la dosis de AIB que le corresponde



Figura 22. Aplicación de agua para evitar la deshidratación de las estacas de zarzamora



Figura 23. Vista panorámica de distribución de estacas de zarzamora, según el diseño estadístico

Tabla 25. Costos de producción de zarzamora (*Rubus fruticosus L.*) en invernadero

COSTOS DIRECTOS	UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	COSTO TOTAL
		M	(s/.)	(s/.)
1. IMSUMOS				1352
1.1. Estacas de zarzamora	Unidad	500	0.2	100
1.2. Sustrato de enraizamiento				20
Arena	Cubos	0.25	50	12.5
Grava	Cubos	0.25	30	7.5
1.3. Desinfectantes				28
Hipoclorito de sodio	Unidad	1	8	8
Alcohol	Unidad	1	5	5
benlate	Unidad	1	15	15
1.4 Bioestimulante				105
Ácido Indol 3 butírico	Gr	3.5	30	105
1.5. Materiales de campo				504
maceteros	Ciento	2	110	220
tijera de podar	Unidad	1	15	15
Rafia	Unidad	2	2	4
Plumón	Unidad	3	3	9
Bolsas de polietileno	Unidad	10	0.1	1
balde	Unidad	1	7	7
regla graduada	Unidad	1	4	4
Etiqueta	Unidad	200	0.01	2
manguera	M	20	5	100
Lupa	Unidad	1	4	4
Tablero de apuntes	Unidad	1	3	3
Cocina	Unidad	1	65	65
Gas	Unidad	1	40	40
Olla	Unidad	1	30	30
1.6 Materiales de laboratorio				95
Balanza analítica	Unidad	1	50	50
Placa Petri	Unidad	1	5	5
Matraz 500 ml	Unidad	1	15	15
Pipeta	Unidad	1	25	25
1.7 Material de gabinete				475
Cámara Digital	Unidad	1	350	350
Hojas Bond A4	Ciento	5	25	125
2. Mano de obra				25
2.1. Limpieza	Jornal	1	25	25
3. CONSTRUCCION DE INVERNADERO				5150
3.1 Mano de obra construccion	Jornal	15	50	750
colocar plástico	Jornal	5	25	125

3.2. insumos				4400
Polin 3-4" x 2,44	M	20	30	600
Tapas Imp. 1 x 4" x 4	M	60	15	900
Varas 2,5 - 1,5 x 7,5	Unidad	15	5	75
clavos de 4"	Kg	6	5	30
clavos de 3"	Kg	5	4	20
Grapas 1 1/2"	Kg	15	7	105
Puntales 3-4" x 3,5	M	14	5	70
Rollo alambre 14 galv. 50	M	5	70	350
Plástico Principal	Kg	80	15	1200
Plástico 2da capa	Kg	70	15	1050
4. Otros Gastos				130.04
Imprevistos 2% CD				130.04
TOTAL DE COSTOS DIRECTOS				6502
COSTOS INDIRECTOS				390.12
1. Manejo del cultivo 3 % CD				195.06
2. Mantenimiento del invernadero 3% CD				195.06
COSTO TOTAL DE PRODUCCION				7412.28