

UNIVERSIDAD NACIONAL INTERCULTURAL DE LA AMAZONÍA

FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AMBIENTALES

CARRERA PROFESIONAL INGENIERÍA AGROFORESTAL ACUÍCOLA



Efecto del ácido indolbutírico en el enraizamiento de estacas de tallo en *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7, Yarinacocha – Ucayali, Perú

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE INGENIERO AGROFORESTAL ACUÍCOLA

Bach. SONIA MILAGROS BRAGA VÁSQUEZ

YARINACocha – PERÚ

2019

DEDICATORIA

A Dios, que es fuente de toda sabiduría,
y a su voluntad para permitirme alcanzar
el primer fruto de un arduo trabajo.

A mis queridos padres y esposo por
demostrarme siempre sus cariño y por el
apoyo moral que me dieron la fuerza
necesaria para cumplir mis anhelos.

AGRADECIMIENTO

Expreso mi sincero agradecimiento a las siguientes instituciones y personas que han contribuido en la realización de la tesis:

A la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonia, por haberme acogido durante estos años de constancia universitaria y darme la oportunidad de realizar mi aspiración de ser profesional.

A la Facultad de Ingeniería y Ciencias Ambientales, por mi formación profesional.

A los docentes de la Carrera Agroforestal Acuícola, por su orientación académica e impartir sus conocimientos y experiencias.

Al Instituto de Investigación de la Amazonia Peruana, (IIAP) filial Ucayali, por todo el apoyo científico y logístico, dándome la oportunidad de desarrollar el estudio de investigación.

A la Ing. Ena Velazco Castro, por su valiosa orientación y confianza como asesora durante todo el proceso de la investigación.

Al Ing. Carlos Abanto Rodríguez, por el apoyo incondicional en el desarrollo de la tesis.

A los Ingenieros, José Sánchez Choy Sánchez, Nadia Masaya Panduro Tenazoa y Jessy Vargas Flores; por la observación, recomendación y revisión del presente.

A todas aquellas personas que de una u otra manera fueron partícipes en el logro de mi más ansiado anhelo, ser profesional.

ÍNDICE

RESUMEN	9
ABSTRACT.....	10
I. INTRODUCCIÓN	11
II. REVISIÓN DE LITERATURA	13
2.1. Antecedentes del problema	13
2.2. Bases teóricas	17
2.2.1.Generalidades.....	17
2.2.2.Mejoramiento Genético	18
2.2.3.Características del clon E3-F7.....	18
2.2.4.Propagación.....	19
2.2.5.Tipos de estacas	20
2.2.6.Descripción de estacas de tallo	20
2.2.7.Bases anatómicas y fisiológicas de la propagación por estacas.....	22
2.2.8.Reguladores de crecimiento	25
2.2.9.Métodos de aplicación sustancias reguladoras de crecimiento.....	26
2.2.10. Tipos de reguladores de crecimiento.....	26
2.2.11. Efectos de las auxinas en las plantas.....	27
2.2.12. Ácido indolbutírico (AIB).....	29
2.2.13. Factores que condicionan el enraizamiento de estacas	29
III. MÉTODO	33
3.1. Ubicación y descripción del área de estudio	33
3.1.1.De las plantas madres.....	33
3.1.2.Del área de propagación	33
3.2. Identificación y descripción del material experimental.....	33
3.3. Procedimientos	34
3.3.1 Fase de campo	34
3.3.2 Fase de Vivero.....	36
3.3.3 Fase de siembra de las estacas de tallo en la cámara de subirrigación	38
3.3.4 Fase de monitoreo y control.....	39
3.4. Variables.....	40
3.5. Población y muestra	41
3.6. Tratamientos.....	41
3.7. Distribución de los tratamientos y de las estacas	41
3.8. Recolección de los datos	42
3.8.1.Fuentes de información	42
3.8.2.Unidad experimental	42
3.8.3.Unidad de medición.....	42
3.8.4.Tipo de muestreo	42
3.8.5.Técnica e instrumento de recolección de datos	43
3.9. Evaluación de las variables.....	43

3.10. Procesamientos de los datos	43
3.10.1. Diseño estadístico.....	43
3.10.2. Modelo matemático.....	44
3.10.3. Análisis de estadística.....	44
IV. RESULTADO Y DISCUSIÓN	45
V. CONCLUSIONES	54
VI. RECOMENDACIONES	55
VII. BIBLIOGRAFÍA	56
VIII. ANEXOS	64

LISTA DE CUADROS

En el texto	Pg.
1. Variables del estudio	40
2. Análisis de variancia para la variable de número de callos en estacas de tallo de <i>Myrciaria dubia</i> (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L ⁻¹)	45
3. Prueba estadística de Tukey ($p \leq 0.05$) para la formación de callos en estacas de tallo de <i>Myrciaria dubia</i> (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de AIB (mg L ⁻¹)	46
4. Análisis de variancia para el número de raíces en estacas de tallo de <i>Myrciaria dubia</i> (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L ⁻¹)	48
5. Prueba estadística de Tukey para el número de raíces en estacas de tallo de <i>Myrciaria dubia</i> (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de AIB (mg L ⁻¹)	49
6. Análisis de variancia para el crecimiento en longitud de raíces en estacas de tallo de <i>Myrciaria dubia</i> (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L ⁻¹)	51
7. Prueba estadística de Tukey para el crecimiento en longitud de raíces en estacas de tallo de <i>Myrciaria dubia</i> (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de AIB (mg L ⁻¹)	52
En el anexo	Pg.
8. Ficha de evaluación	78
9. Datos promedio de temperatura y humedad relativa	78
10. Datos promedio de temperatura y humedad relativa, registrada dentro de la cámara de subirrigación en los meses de evaluación	79
11. Ficha de evaluación para la variable número de callos	79
12. Ficha de evaluación para la variable número de raíces	81
13. Ficha de evaluación para la variable longitud de raíces	83
14. Promedio de número de callos, número y longitud de raíces	84

LISTA DE FIGURAS

En el texto	Pg.
1. Estaca de tallo, según su ubicación brote apical, media y basal.	34
2. Distribución de los tratamientos en la cámara de subirrigación.	41
3. Distribución de las unidades experimentales en la cámara de subirrigación.	42
4. Número de callos en estacas de tallo de <i>Myrciaria dubia</i> (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de AIB (mg L ⁻¹).	47
5. Formación de número de raíces en las estacas de tallo de <i>Myrciaria dubia</i> (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7, por efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L ⁻¹).	50
6. Crecimiento en longitud de raíces en estacas de tallo de <i>Myrciaria dubia</i> (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L ⁻¹).	53
En el anexo	Pg.
7. Identificación de las plantas madres.	64
8. Poda sanitaria y de fructificación de las plantas madres.	64
9. Defoliación de las plantas madres.	65
10. Instalación del sistema de riego por goteo.	65
11. Control fitosanitario con la aplicación de fungicida a las plantas madres.	66
12. Realización de deshierbos para el control de malezas.	66
13. Georeferenciación de las plantas madres en la parcela experiemental.	67
14. Colección y traslado de las estacas de tallo.	67
15. Proceso para la desinfección de las piedras.	68
16. Piedras desinfectadas y acondicionadas en la cámara de subirrigación.	68
17. Nivelación de arena fina en la cámara de subirrigación.	69
18. Cuadriculado del área a sembrar las estacas de tallo.	69
19. Aclimatación de las estacas de tallo.	70
20. Deshoje al 50% del área foliar de las estacas de tallo.	70
21. Siembra de las estacas de tallo.	71
22. Riego de las estacas de tallo.	71
23. Ubicación de los tratamientos.	72
24. Registro de temperatura y humedad relativa, a través del termohigrómetro.	72
25. Evaluación de las estacas de tallo.	73
26. Formación de callos.	73
27. Medición de longitud de raíces.	74

28. Formación de raíces.	74
29. Longitud de raíces.	75
30. Ubicación de la parcela de experimental.....	76
31. Ubicación de las plantas madres.	77

Efecto del ácido indolbutírico en el enraizamiento de estacas de tallo en *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7, Yarinacocha – Ucayali, Perú.

Sonia Milagros Braga Vásquez*, Ena Vilma Velazco Castro**, Carlos Abanto Rodríguez***

RESUMEN

Con el objetivo de evaluar el efecto del ácido indolbutírico en el enraizamiento de estacas de tallo en *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7, distrito de Yarinacocha, Ucayali - Perú, entre los meses de enero a abril marzo de 2016, se seleccionaron plantas madres de 12 años, del caserío San Juan - Yarinacocha, donde se obtuvieron estacas de tallo de la parte media de 15 cm de longitud con dos pares de hojas al 50% de área foliar. Se utilizó una investigación bajo un diseño completamente al azar (DCA) con cinco (05) tratamientos (T1 = 0, T2 = 150, T3 = 300, T4 = 450, T5 = 600 mg L⁻¹ de AIB) y tres (03) repeticiones, con 15 unidades experimentales; cada unidad experimental de 24 estacas, haciendo un total de 360 estacas de tallo. Las variables evaluadas: número de callos, número de raíces y longitud de raíz (cm) evaluándose cada 15 días. El análisis de variancia ($p \leq 0,05$) demostró que los tratamientos fueron estadísticamente significativos. La prueba de promedio de Tukey ($p \leq 0,05$), mostró que el mejor tratamiento en número de callos fue el T1 = 0 mg L⁻¹ AIB (37, 55 callos), número de raíces el T5 = 600 mg L⁻¹ AIB (3, 11 raíces) y para la longitud de raíces el T4 = 450 mg L⁻¹ AIB (6, 21 cm). Por consiguiente, las estacas de tallos de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7, necesitan ser estimulados con hormonas de crecimiento para enraizar.

Palabras claves:

Camu camu, *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, cámara de subirrigación, propagación vegetativa.

* Tesista de la carrera profesional de Ingeniería Agroforestal Acuícola – UNIA.

** Asesor de la carrera profesional de Ingeniería Agroforestal Acuícola – UNIA.

*** Co - asesor del Instituto de Investigación de la Amazonia – IIAP.

Effect of indolbutiric acid in the rooting of stem stakes in *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clone E3-F7, Yarinacocha - Ucayali, Perú.

Sonia Milagros Braga Vásquez*, Ena Vilma Velazco Castro**, Carlos Abanto Rodríguez***

ABSTRACT

In order to evaluate the effect of indolbutyric acid on the rooting of stem stakes in *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clone E3-F7, Yarinacocha district, Ucayali - Peru, between the months of January to April March 2016, 12-year-old mother plants were selected from the San Juan-Yarinacocha hamlet, where stem stakes of the middle part of 15 cm in length were obtained with two pairs of leaves at 50% leaf area. An investigation was used under a completely randomized design (DCA) with five (05) treatments (T1 = 0, T2 = 150, T3 = 300, T4 = 450, T5 = 600 mg L⁻¹ of AIB) and three (03) repetitions, with 15 experimental units; each experimental unit of 24 stakes, making a total of 360 stakes stalk. The variables evaluated: number of calluses, number of roots and root length (cm) being evaluated every 15 days. The variance analysis ($p \leq 0.05$) showed that the treatments were statistically significant. The Tukey average test ($p \leq 0.05$), showed that the best treatment in number of calluses was T1 = 0 mg L⁻¹ AIB (37, 55 calluses), number of roots T5 = 600 mg L⁻¹ AIB (3, 11 roots) and for the length of roots the T4 = 450 mg L⁻¹ AIB (6, 21 cm). Therefore, the stakes of stems of *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clone E3-F7, need to be stimulated with growth hormones to root.

Keywords:

Camu camu, *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, Sub-irrigation chamber, vegetative propagation.

* Thesis of the professional career of Aquaculture Agroforestry Engineering – UNIA.

** Advisor of the professional career of Aquaculture Agroforestry Engineering – UNIA.

*** Co - advisor of the Research Institute of the Amazon - IIAP.

I. INTRODUCCIÓN

Myrciaria dubia (HBK Mc Vaugh), es un frutal tropical nativa de la región amazónica, y se encuentra principalmente distribuida en Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Perú y Venezuela, donde su fruto es apreciado por su alta concentración de ácido ascórbico natural que oscila entre 877 a 3133 mg/100 g pulpa fresca (Pinedo, 2004), por tener propiedades benéficas en la salud de quienes lo consumen, siendo considerado un poderoso antioxidante, antiinflamatorio y antimicrobial (Arellano *et al.*, 2016).

Además en el Perú, principalmente en Ucayali y Loreto, *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) tiene gran importancia para la agroindustria, por ser una fuente de antioxidantes nutricionales, vitaminas C y β -caroteno (Chirinos *et al.*, 2010), bajo este criterio es que, se han impulsado proyectos productivos a través de los institutos de investigación como el Instituto Nacional de Innovación Agraria - INIA y el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – IIAP en Pucallpa, para ampliar la frontera agrícola desde 1,500 ha en el año 2007 hasta 12,000 ha en el año 2010, obteniendo un incremento variable positivo de 72%, asimismo en el mejoramiento genético, llegaron a seleccionar clones promisorios de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), como es el caso del clon E3-F7 que tiene características deseables como: (1) alta concentración de ácido ascórbico con 2,111,73 mg/100g de pulpa, (2) rendimiento de frutos con 49,28 Kg de fruta comercial/parcela, (3) calidad industrial uniforme con resistencia a plagas y enfermedades (Aguirre *et al.*, 2011).

Sin embargo, propagar este clon de manera sexual posiblemente ocasionaría la alta variabilidad genética, perdiendo así las características deseables, aunado a que las semillas son recalcitrantes y los efectos de la variabilidad genotípicas. Es así como la propagación asexual por medio de estacas de tallo se convierte en una opción que ayudaría a conservar las características, disminuir dependencia del uso de semillas y contar con suficiente material genético para cubrir las necesidades comerciales (Hartman y Kester, 1986, Mesen *et al.*, 1992, Pinedo *et al.*, 2002; Anguiz, 2002).

Sumando la alternativa de usar estacas de tallo para propagar *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) se hace viable a aplicar auxina sintética, como el ácido indolbutírico (AIB), el cual no se degrada fácilmente por la luz o microorganismos, es insoluble en agua, no es tóxico y permanece por más tiempo en el sitio de aplicación (Mesén, 1998) y además el uso de cámara de subirrigación, esta actividad permite el control de los factores ambientales de temperatura, humedad, luz, sustrato y buen equilibrio de agua en estacas de tallo que asegura el éxito de la propagación vegetativa (Puente, 2009). En consecuencia, es posible afirmar que la propagación vegetativa a través de estacas de tallo de *Myrciaria dubia* en cámaras de subirrigación puede ser una alternativa técnicamente factible para obtener producción de

clones altamente productivos y uniformes con fines de cultivo (Gárate, 2010). De lo antes mencionado, esta investigación tuvo los siguientes objetivos:

Objetivo general:

- Evaluar el efecto del ácido indolbutírico en el enraizamiento de estacas de tallo en *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7, Yarinacocha– Ucayali, Perú.

Objetivos específicos:

- Determinar la dosis adecuada de ácido indolbutírico que estimula la formación de callos en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7.

- Determinar la dosis adecuada de ácido indolbutírico que estimula al número de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7.

- Determinar la dosis adecuada de ácido indolbutírico que estimula el crecimiento en longitud de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes del problema

Delgado y Yuyama (2010), evaluaron el efecto del ácido indolbutírico (0 y 200 mg L⁻¹ AIB) en el enraizamiento de estacas provenientes de ramas juveniles de camu camu (5, 10 y 20 cm de longitud, con 2 a 3 cm de diámetro), en tal sentido la utilización de AIB produjo un efecto positivo en el desarrollo del número y longitud de raíces. El índice de estacas enraizadas fue del 58% con la utilización de AIB y del 5% sin AIB. El efecto negativo fue observado en relación con el número de brotes (con AIB: 1,0, sin AIB: 1,8) y estacas brotadas (con AIB: 22%, sin AIB: 49%). Las estacas de 20 cm de longitud se comportan positivamente en el número de brotes por estaca (2,0 brotes) y estacas brotadas (55%), en relación con las estacas de 10 cm con 1, 1 brote y 33%, y 5 cm con 1, 1 brote y 19%. Efectivamente el mejor resultado en cuanto al número de raíces (7, 6 raíces) y longitud de raíces (8, 0 cm), en concentraciones de 200 mg L⁻¹ de AIB con estacas de 20 cm de largo.

Por otro lado, Abanto et al. (2010), evaluaron la capacidad de enraizamiento de nueve (09) plantas matrices de camu camu en cámaras de subirrigación, evidenciándose la interacción entre dos (02) factores; factor A: de 22 años de edad y el factor B: pares de hojas con 3 niveles: 1; 2 y 3 por estaca herbáceas, después de 90 días de evaluación, los resultados muestran que el porcentaje de enraizamiento estuvo influenciado por efectos intrínsecos adherentes a la variabilidad genotípica de las plantas matrices, que osciló entre 91, 11% y 0, 00%, mostrando una alta variabilidad y marcada influencia de la planta matriz sobre el proceso de rizogénesis. Con respecto al área foliar, estacas con 2 y 3 pares de hojas, independiente de la planta matriz, presentaron mayor capacidad de enraizamiento. De manera que el efecto de la variabilidad genotípica y el área foliar influyen de manera altamente significativa en el proceso de rizogénesis de estacas de tallo de camu camu.

Puente (2008), realizó la validación clonal de plantas madres promisorias de *Myrciaria dubia* (H.B.K.) Mc Vaugh "camu camu arbustivo", en cámaras de subirrigación, donde los mejores resultados se obtuvieron en estaquillas con 6 hojas y 4 hojas, con un promedio de 51, 852 y 47, 653 % de enraizamiento respectivamente y en estaquillas con 2 hojas fue el 30, 616 % de enraizamiento. Para el caso de número de raíces fue de 1, 6; 2, 0 y 2. 1 cm con 2, 4 y 6 hojas respectivamente y para longitud de raíces con 2, 4 y 6 hojas obtuvieron un aumento de 2, 03 cm a 3, 87 cm a 4, 75 cm de longitud.

En otros trabajos de Abanto et al. (2007), realizaron la propagación de estacas de tallo (apical, medio y basal) de camu camu (*Myrciaria dubia* (H.B.K.) Mc Vaugh) de material vegetativo de las plantas madres E3-7 y E3-13, de la Estación experimental EE-IIAP-Ucayali

en cámara de subirrigación, utilizaron ácido indolbutírico (AIB) en concentraciones de 00, 100, 200, 400 y 800 ppm en tres secciones de ramas: a) estaquillas apicales (suculentos), b) estaquillas de tallo y c) estaquillas basales, obteniendo mejores resultados en estacas de la sección media de la rama, alcanzando 38, 9% de enraizamiento en el tratamiento 00 ppm. Con respecto al enraizamiento de las secciones apicales y basales no llegaron a prosperar, estas presentan cantidades necesarias de hormonas y tal vez la adición produce toxicidad.

Del mismo modo, Oliva y López (2005), evaluaron el efecto del ácido naftalenacético (ANA), en el enraizamiento de estacas de *Myrciaria dubia* (HBK) Mc Vaugh, camu camu, bajo un diseño de bloques completos al azar con arreglo factorial (4x2), tres repeticiones, cuatro dosis de ANA (0, 100, 200 y 300 ppm) y dos tiempos de inmersión (30 y 60 minutos). Las estacas tuvieron 25 cm de longitud y diámetro entre 0, 8 y 1 cm. Lograron el mayor porcentaje de enraizamiento (24, 47%) con la combinación de 200 ppm ANA a 30 minutos de inmersión.

Además, en otros trabajos de Oliva (2005), evaluó el efecto de los ácidos naftalenacético e indolbutírico en el enraizamiento de estacas de *Myrciaria dubia* (HBK) Mc Vaugh, camu camu, bajo un diseño de bloque completo aleatorizado con cinco tratamientos y tres repeticiones, donde se utilizó la mezcla de las hormonas enraizantes con ácido indolbutírico (AIB) y ácido naftalenacético (ANA), en dosis de 200 ppm AIB + ANA y 400 ppm AIB + ANA, con dos tiempos de inmersión (24 y 48 horas). Hallando diferencias significativas entre los tratamientos en relación al porcentaje de enraizamiento, y la variable número de raíces estaca se comportó estadísticamente igual; donde el mejor tratamiento fue de 400 ppm AIB+ ANA en 24 horas de inmersión con 55, 57 % de enraizamiento, seguido por 400 ppm AIB + ANA con 48 horas de inmersión con 40, 73% de enraizamiento.

Asimismo, Oliva (2005), evaluó el efecto de fitoreguladores enraizantes ácido indolbutírico (AIB) y ácido naftalenacético (ANA) y la temperatura en el enraizamiento de estacas de *Myrciaria dubia* (HBK) Mc Vaugh, camu camu arbustivo, en Ucayali – Perú, entre los meses de octubre de 2003 y enero de 2004, bajo un diseño de bloques completamente al azar (DBCA), con cuatro tratamientos (200 ppm de AIB y 200 ppm de ANA con dos tiempos de inmersión de 24 y 48 horas), un testigo y tres repeticiones; considerando 15 estacas por tratamiento. Hallando el mejor tratamiento a 200 ppm AIB con 48 horas de inmersión, seguido por 200 ppm AIB con 24 horas de inmersión con 80 y 60% de enraizamiento, para número de raíces con 5, 13 y 2, 33; para longitud de raíces con 4, 56 y 2, 55 cm en longitud de raíces respectivamente.

Es necesario mencionar trabajos de propagación vegetativa de la familia *Myrtaceae*, donde Sánchez *et al.* (2009), investigaron el efecto del ácido indolbutírico sobre el

enraizamiento de acodos aéreos de guayabo (*Psidium guajava* L.) - guayabo, los acodos se realizaron en ramas semi lignificadas en activo crecimiento, de variantes de guayabo con meso y endocarpio blanco o rojo, utilizando como sustrato espuma fenólica + viruta de coco (1:1). Se evaluaron cuatro concentraciones de AIB (0, 2000, 4000 y 6000 mg L⁻¹), bajo un diseño completamente al azar con arreglo factorial 2x4 con dos y cuatro repeticiones. Evaluaron el porcentaje de acodos vivos (AV), acodos enraizados (AE) y acodos con formación de callo (AC), número de raíces por acodo (NRA) y longitud de la raíz más larga (LRL). No hubo efecto significativo para AE, NRA y LRL por efecto de la variante y de la concentración de AIB; no obstante, hubo 20, 83% de AE, el NRA fue de 0, 96 por acodo y la LRL fue de 8, 73 mm en promedio. Los porcentajes de AV estuvieron entre 20, 83 y 62, 50% para 4000 mg kg⁻¹ de AIB y el testigo, para AC entre 0, 00 y 25, 00% para 6000 mg kg⁻¹ y el testigo, respectivamente, con diferencias estadísticas (P<0, 04) en ambos casos.

Seguidamente, Volney *et al.* (2009), evaluaron la propagación vegetativa de camu camu por estaca, donde utilizaron 12 estacas con un par de hojas de 20 cm de largo y 0,8 cm de diámetro, en concentraciones de 1000 mg L⁻¹, 2000 mg L⁻¹, 3000 mg L⁻¹, 4000 L⁻¹ y 5000 mg L⁻¹ de ácido indolbutírico (AIB), ácido naftalenacético (ANA) y ácido indolacético (AIA) aplicados por inmersión rápida, así como al uso de sustrato a base de vermiculita, arena, cáscara de arroz carbonizada. Con un diseño de esquema factorial 3x5 con cuatro repeticiones. Los resultados muestran que la utilización de 3000 mg L⁻¹ de ANA desarrollan mayor porcentaje (12%) a diferencia de las demás concentraciones. En cuanto al número de raíces, el uso vermiculita mostró 7, 00 en promedio y para la longitud de raíz, las estacas enraizadas en sustrato compuesto por arena + cáscara de arroz carbonizada presentaron mayor longitud de raíz (12, 87cm).

Por su parte, Rodríguez, (2006), evaluó la propagación de *Myrcianthes rhopaloides* (H.B.K) Mc Vaugh "Lanche" en el caserío de Carpinteros Chalaco – Morropón, Piura, consistió en cortar las ramas de plantas progenitoras, para luego extraer las estacas, cuyas características fueron de 25 cm de longitud, sin hojas, para evitar su deshidratación; un total de 600 estacas de 10 individuos, seguidamente las estacas se dividieron en 6 grupos y se remojaron 1/3 de su longitud total por un día en recipientes que contenían las diferentes soluciones, de Biol u hormonas (ácido giberélico), un tercer grupo fue el testigo que no recibió ningún tratamiento; esto se hizo tanto para las estacas medias como para las apicales. Obteniendo resultados que no obtuvo ninguna estaca, para ninguno de los tratamientos, las estacas no prendieron, ni formaron callo, pese a que a algunas de ellas se les aplicó hormonas y se les mantuvo con una buena humedad, este resultado se puede deber a que *Myrcianthes rhopaloides* (H.B.K) Mc Vaugh es considerada una madera dura de lento crecimiento, así como que las estacas fueron recolectadas de árboles que acababan de terminar la

fructificación, por lo cual se trataría de árboles desgastados y que no contaban con las suficientes reservas de nutrientes como para poder enraizar.

Cabrera *et al.* (2006), evaluaron la propagación por enraizamiento de estacas semi leñosas de guayabo del país (*Acca Sellowiana* (Berg) Burret); de 2 años en solución acuosa, a concentración de 0 y 2000 mg L⁻¹ (AIB) con inmersión durante 5 segundos, hasta 2 cm desde la base de la estaca. La variable evaluada fue el grado de enraizamiento por estaca, clasificando las estacas con una escala de 0 a 4, donde: 4 = estaca enraizada con más de 3 raíces, 3 = estaca con menos de 3 raíces, 2 = estaca que solo formaron callo, 1 = estacas que sobreviven sin formar callo y 0 = estacas muertas. El diseño experimental fue de bloques completos al azar, con 20 tratamientos y 3 repeticiones. Los resultados con la utilización de los fitoreguladores al 2000 mg L⁻¹ aumentaron el número de raíces, con 10, 27 en promedio, en cambio para la producción de callo sin aplicación 0 mg L⁻¹ (AIB) fue mayor en comparación al 2000 mg L⁻¹ con 8, 8 y 8, 0 en promedio respectivamente.

Además, Fernández y Contreras (2004), evaluaron el efecto del ácido indolbutírico (AIB) sobre el enraizamiento de estacas de semeruco (*Malpighia glabra* L.), acerola, evaluaron las concentraciones de 4000, 5000 y 6000 mg kg⁻¹ de ácido indolbutírico (AIB) y un testigo de estacas de semeruco; las mismas se establecieron en envases conteniendo un sustrato de compost de caña + abono de río, empleando un diseño experimental completamente aleatorizado con cinco repeticiones de cinco estacas cada una. Las variables evaluadas fueron: porcentaje de estacas vivas (PEV), enraizadas (PEE), longitud y número de raíces por estaca (LDR y NR, respectivamente). Para todas las variables los tratamientos con AIB presentaron valores superiores con respecto al testigo. El mejor resultó de 4000 mg kg⁻¹, obteniendo valores de PEE, NR Y LDR iguales a 96%, 7, 8 y 12, 80 cm, respectivamente, en comparación a 60%, 1, 5 y 7, 48 cm observados en el testigo. En la propagación por estacas apicales del semeruco se recomienda la aplicación de AIB a concentración de 4000 mg kg⁻¹.

Por último, Chaltein *et al.* (2003), investigaron el enraizamiento de diferentes tipos de estacas de acerola utilizando ácido indolbutírico, con el número de pares de hojas (sin hojas, con un par de hojas y con dos pares de hojas) de 15 cm de longitud y probar el efecto de diferentes concentraciones de ácido indolbutírico (0, 1600, 2000, 2400 y 2800 mg L⁻¹). Después de la preparación de las estacas, estas fueron sumergidas en las soluciones de AIB por 5 segundos, luego colocadas en bandejas polipropileno conteniendo el sustrato vermiculita y transportadas a casa de vegetación con humedad y temperatura controladas, donde permanecieron por 100 días. Los resultados evidenciaron que, en las estacas sin hojas, no ocurrió la formación de raíces, en cambio en estacas con dos pares de hojas tratadas con

2800 mg L⁻¹ de AIB presentaron 50% de enraizamiento y longitud de las raíces (9 cm), además proporcionó mayor número por estaca (2, 5) y masa seca de las raíces (6, 7 mg).

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Generalidades

a. Distribución de la especie

La especie *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) (Myrtaceae) es originaria de la Amazonía, con abundante diversidad en Loreto, principalmente en las cuencas de los ríos Nanay, Napo, Ucayali, Marañon, Tigre, Tapiche, Yarapa, Tahuayo, Pintuyacu, Itaya, Ampiyacu, Maniti, Oroza, Putumayo, Yavari y Curaray con una amplia variabilidad fenotípica en las extensas y dispersas áreas de poblaciones naturales (Pinedo *et al.*, 2010).

Bardales *et al.* (2009), mencionan que el camu camu es uno de los recursos naturales de mayor importancia y trascendencia en Loreto y Ucayali, siendo la fruta que contiene vitamina “C” más alto que cualquier otra fruta conocida, con 3, 017 mg de ácido ascórbico en 100 g de pulpa (Pinedo y De Jong, 2002).

b. Clasificación Botánica

Según la clasificación botánica existen dos tipos de camu camu: el arbustivo y el arbóreo, el arbustivo fue identificado por Mc Vaugh en 1958, inicialmente como *Myrciaria paraensis* Berg; luego, el mismo Mc Vaugh (1963), cambió la nomenclatura a *Myrciaria dubia* H.B.K (IIAP, 2009). Siendo el tipo de camu camu arbustivo es el que tiene mayor posibilidad de exportación, en cuanto a cantidad y calidad, y es al que nos referiremos en el estudio. El camu camu tiene la siguiente clasificación botánica:

Tipo	: Fanerógamas
Subtipo	: Angiospermas
Clase	: Dicotiledóneas
Orden	: Myrtales
Familia	: Myrtaceae
Género	: <i>Myrciaria</i>
Especie	: <i>Dubia</i> HBK Mc Vaugh

c. Descripción botánica

Es un arbusto alto, de 3 a 8 m de altura que se desarrolla en bosques ribereños temporalmente inundados, el tronco es liso, tiene un diámetro de 10 a 15 cm y es muy ramificado, con renuevos basales que se desarrollan profusamente; las ramas son delgadas y levemente péndulas. Las hojas son opuestas, simples, enteras, sin estípulas y las láminas son lanceoladas a elípticas, con ápice agudo, base redondeada y cubierta de glándulas, con ambas caras glabras. El haz de la hoja es verde oscuro y algo brillante, mientras que el envés es opaco y verde claro. La inflorescencia es axilar, las flores agrupadas de 1 a 12, son subsésiles; cáliz tiene cuatro lóbulos ovoides y la corola cuatro pétalos blancos; ovario es ínfero, el androceo cuenta con 125 estambres (FAO, 1987; IIAP, 2004; Dosfert *et al.*, 2008).

El fruto es una baya de color rojo oscuro, hasta negro púrpura al madurar; de 2 a 4 cm de diámetro; con 1 a 4 semillas por fruto, siendo lo más común 2 a 3 semillas. Las semillas son reniformes, aplanadas con 8 a 11 mm de longitud, cubiertas por una vellosidad blanca (Oliva, 2002; citado por Puente, 2008).

2.2.2. Mejoramiento Genético

Las colecciones más antiguas del germoplasma de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) fueron realizadas por el INIA entre los años 1986 - 1988 en la región Loreto. En Ucayali, la colección de germoplasma del INIA constituida por plantas originarias de Loreto, fue instalada en el año 1988 en terrenos inundables del Centro Experimental de Pacacocha (Dosfert *et al.*, 2008).

Por su parte, el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana - IIAP y con participación de otras instituciones en el año 2011, elaboraron un plan de mejoramiento genético de camu camu, con la selección de 4 clones, designados con los códigos 3B-F1, E3-F7, E3-F8 y E3-F10, instaladas en la parte adyacente de las piscigranjas del IIAP-Ucayali. La selección fue realizada en base al rendimiento (Kg/pl/año). Luego, estas plantas fueron propagadas mediante injertación, con la finalidad de instalar una prueba clonal y evaluar el comportamiento bajo las condiciones de un suelo de restinga, demostrando que la producción de frutos, del clon E3-F8, fue significativamente mejor; además, aumentó su rendimiento hasta un 46,6% año tras año (Abanto y Pinedo, 2010).

2.2.3. Características del clon E3-F7

Según Aguirre *et al.* (2012), evaluaron cuatro (04) genotipos de camu camu (*Myrciaria dubia* (H.B.K.) Mc Vaugh) durante el año 2010 con códigos 3B-F1, E3-F7, E3-F8

y E3-F10, incluyendo evaluaciones de los años 2005 al 2009, ubicados en el caserío San Juan, distrito Yarinacocha, Pucallpa, siendo el clon E3-F7, ha alcanzado el más alto rendimiento con 49, 28 Kg de fruta comercial/parcela equivalente a 5, 48 t de fruta comercial/parcela promedio en el periodo 2005 – 2010 y 75, 87 kg de fruta comercial/parcela equivalente a 8, 44 t de fruta comercial/ha promedio en el año 2010. Así mismo, el contenido de pulpa, con 137, 94 kg pulpa/parcela equivalente a 2, 56 t de pulpa/ha-año en el periodo 2005 – 2010 y 38, 84 kg de pulpa/parcela equivalente a 4, 32 t pulpa/ha en el periodo 2010. Además, alcanzó valor contenido de ácido ascórbico, con 2 111,73 mg/100g de pulpa y este clon es el de menor estatura (3, 25 m de altura), con el menor número de ramas secundarias (2, 5 unidades/planta) y el menor diámetro de copa (3, 54 m), pero con el mayor rendimiento de fruta.

2.2.4. Propagación

La propagación de las plantas es sexual y asexual: el primero consiste en la reproducción por semilla, lo cual genera variabilidad genética en las progenies y la asexual consiste en la multiplicación de individuos a partir de porciones vegetativas (célula, hoja, tallo o raíz) lo cual da origen a un clon (material genéticamente uniforme derivado de un individuo, propagado exclusivamente por medios vegetativos) (Hartmann y Kester, 1992).

a. Propagación por semilla botánica o sexual

El costo de producción de propagar vegetativamente puede requerir cultivos de protección (estructuras cubiertas de vidrio o polietileno), estructuras de enraizamiento de calor en fondo y sistemas intermitentes de nebulización; sin embargo, la superioridad de la clonación justifica producir con elevados costos que están asociados con los procesos mencionados (Hartmann *et al.*, 1997).

b. Propagación vegetativa o asexual

La propagación vegetativa se define como la multiplicación de una planta a partir de una célula, un tejido o un órgano (raíces, tallos, ramas u hojas), que posea el mismo genotipo que la planta madre (planta donadora) (Garate, 2010).

Toda la progenie de una planta reproducida asexualmente es genéticamente igual y constituye un clon, al igual que aquellas plantas que forman un clon son genéticamente iguales entre sí y con la planta madre, esto es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo de similares

características al del original denominado clon (Sevilla y Holle, 2004). Sin embargo en algunos casos no se aprecian las características fenotípicas del individuo original, debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación ambiental (Zobel y Talbert, 1984), pero si es claro que el nuevo individuo es genéticamente idéntico al original.

2.2.5. Tipos de estacas

Existen diversas posibilidades de escoger el tipo de material a usar abarcando desde las ramas muy succulentas del crecimiento en curso hasta grandes estacas de madera dura de varios años, por lo cual hace imposible establecer algún tipo de material que sea mejor para todas las especies, ya que lo que puede ser ideal para una planta puede resultar contraria para otra (Hartmann y Kester, 1998; citado por Sepúlveda, 2004).

En el estudio, se utilizó la clasificación descrita por Hartmann *et al.*, (1995) las mismas que son clasificadas de acuerdo con la procedencia de parte de la planta:

- Estacas de tallo,
- Estacas de raíz,
- Estacas de hoja y
- Estacas de hojas con yema.

2.2.6. Descripción de estacas de tallo

Las estacas de tallo se obtienen segmentos de ramas que contienen yemas terminales o laterales, produzcan raíces adventicias y, en consecuencia, plantas independientes (Barbat, 2006), además se pueden dividir en cuatro grupos de acuerdo con la naturaleza de la madera que se use: madera dura (especies deciduas y siempre verdes de hoja angosta), madera semidura, madera suave y herbácea (Hartmann y Kester, 1995).

Rojas *et al.* (2004), manifiestan que la propagación por estacas consiste en cortar brotes, ramas o raíces de la planta, las cuales se colocan en una cama enraizadora, con el fin de lograr la emisión de raíces y brotación en la parte aérea, hasta obtener una nueva planta.

a. Estacas de madera dura (especies deciduas)

Estas estacas se hacen de madera dura y firme, después que han caído las hojas y antes que aparezcan nuevos brotes en primavera. El uso de la estaca de madera dura es uno de los métodos más económico y fácil de preparar, no se echan a perder con facilidad, de ser necesario pueden ser enviados a grandes distancias y durante el enraizamiento

requiere poco o ningún equipo especial, además las estacas de madera dura varían en longitud de 10 a 75 cm y de 0,6 a 5 cm de diámetro y se prefiere que contenga al menos dos nudos; por ello, el corte basal se hace justo debajo de un nudo y el superior de 1,5 a 2,5 cm sobre un nudo (Hartmann y Kester, 1995).

b. Estacas de madera dura (siempre verdes de hoja angosta)

Estas estacas se deben enraizar en condiciones que prevengan un secamiento excesivo, ya que son lentas de enraizar, tardando a veces desde varios meses a un año. Debido al factor de juvenilidad las estacas tomadas de plantas madres jóvenes procedentes de semilla, enraízan más fácilmente que aquellas tomadas de árboles viejos (Hartmann y Kester, 1995).

c. Estacas de madera semidura

Generalmente, estas estacas son obtenidas de especies leñosas y de hoja ancha, enraízan más fácilmente que las anteriores, pero demoran más que las herbáceas; es conveniente cosecharlos justo después de que ha habido un período de crecimiento y la madera es prácticamente madura. Muchos arbustos ornamentales y algunas especies de frutales como los cítricos y el olivo pueden propagarse de esta forma (Hartmann y Kester, 1995).

Las estacas de madera semidura deberán ser de 7,5 a 15 cm de longitud reteniendo las hojas en la parte superior, si las hojas son muy grandes deben reducirse para disminuir la pérdida de agua y permitir menor espaciamiento en las camas de cultivo; es más frecuente que usen las puntas de las ramas para hacer estacas, pero las partes basales del tallo, comercialmente se les hace enraizar bajo aspersiones de niebla intermitentes o en climas fríos y húmedos (Hartmann y Kester, 1995).

d. Estacas de madera suave

Las estacas de madera suave por lo general enraízan con mayor facilidad y rapidez que las de otros tipos pero requiere más atención y equipamiento; además, estos requieren de un mínimo de área foliar; en la mayoría de las especies se debe mantener temperaturas de 23 a 27 °C en la base de las estacas y de 21 °C en las hojas durante todo el proceso de enraizamiento; en la mayoría de los casos las estacas de madera suave producen raíces en un lapso de 2 a 5 semanas (Hartmann y Kester, 1995).

Por lo general, las estacas de madera suave constan de la hoja, un segmento de tallo y una yema axilar, quedando demostrado que enraízan con mayor facilidad,

aunque requieren de equipos y ambientes adecuados. Actualmente, es el material predilecto para propagar especies frutales y forestales (Hartmann y Kester, 1995).

e. Estacas herbáceas

Las estacas herbáceas tienen una longitud de 7 a 12 cm de longitud, pudiendo requerir de hojas en la parte superior o no, por otro lado, responden bien al tratamiento mediante reguladores de crecimiento y en la mayoría de los casos, el enraizamiento de las estacas herbáceas es fácil, rápido y no requieren ambientes y equipos sofisticados (Hartmann y Kester, 1995).

2.2.7. Bases anatómicas y fisiológicas de la propagación por estacas

A continuación, se describe los diferentes procesos anatómicos y fisiológicos involucrados en la obtención del enraizamiento a partir de las estacas.

a. Formación de callos

Cuando una estaca se coloca en condiciones ambientales favorables para el enraizamiento, se desarrolla cierta cantidad de callo en su extremo basal. El callo es una masa irregular de células meristemáticas en varios estados de lignificación. El callo prolifera de células jóvenes que se encuentran en la base de la estaca en la región del cámbium vascular, aunque también pueden contribuir células de la corteza y de la médula, donde se consideraría un callo completo, a partir de la formación horizontal de masa blanquecina no alongada, es decir, solo protuberancia en forma de una “roseta atrofiada” de 1mm como mínimo (Hartmann y Kester, 1998; Mesen, 1993).

El callo está formado por un grupo de células parenquimatosas en diferentes estados de lignificación, con frecuencia las primeras raíces aparecen a través del callo, lo que conduce a la suposición de que la formación de callo es esencial para el enraizado, sin embargo, la formación de callo y la formación de raíces son independientes. El hecho de que con frecuencia ocurran de manera simultánea se debe a su dependencia de condiciones internas y ambientales análogas (Zamir *et al.*, 2007).

b. Formación de raíces adventicias

La capacidad de enraizar de las estacas varía según la especie que se trate. Incluso, la facilidad y velocidad de producir raíces adventicias varía entre cultivares o variedades dentro de una misma especie (Sisaro y Hagiwara, 2016).

El enraizamiento se consideró inicialmente como proceso que se desarrollaba en una sola etapa, pero en la actualidad se sabe que depende de una serie de fases interdependientes (inducción, iniciación y expresión) cada una con sus propios requerimientos (Kevers *et al.*, 1997; De Klerk *et al.*, 1999).

Adicionalmente, el enraizamiento, envuelve una secuencia de eventos, como la formación del meristemo radical, lo que ocurre dentro de la estaca, y crecimiento y elongación, fase durante la cual el ápice radical avanza hacia fuera a través de la corteza y finalmente emerge de la epidermis (Garrido *et al.*, 1978; Gaspar y Hofinger, 1988).

Tal como lo describe, Hartmann y Kester (1998), que indican que la formación de raíces adventicias tiene un proceso subsecuente de cicatrización y regeneración:

- Al morir las células externas lesionadas, se forma una placa necrótica que sella la herida con un material suberoso (suberina) y lo tapa el xilema con goma. Esta placa protege las superficies cortadas de la desecación.
- Posteriormente, y luego de unos cuantos días, las células que están detrás de esa placa empiezan a dividirse y se puede formar una capa de células de parénquima (callo).
- Finalmente, a esto, en ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces adventicias.

Adicionalmente, Leakey (1985), menciona que los requisitos para la iniciación y la elongación de las raíces a menudo difieren, siendo primero influido por la condición genética y estado fisiológico de la planta, mientras que el segundo es más sensible a los factores medio ambientales.

Entre los factores que influyen en la capacidad de arraigamiento resaltan la época de cosecha del material vegetal, el uso del ácido indolbutírico y la presencia de las hojas (Dirr y Heuser, 1987; Bärtels, 1989). Respecto de este último factor, Leakey (2004) señala que el arraigamiento de estacas leñosas usualmente depende de la presencia de hojas, puesto que, desde las hojas, se traslocan hasta la base de las estacas las auxinas y carbohidratos, lo que genera las condiciones para que se inicie la formación de raíces adventicias. Además, las hojas contienen compuestos fenólicos que interactúan con las auxinas en el proceso de rizogénesis (Hess, 1962 y Hackett, 1970).

Las raíces adventicias se encuentran en el grupo de las células meristemáticas; son células morfológicamente indiferenciadas, pero especializadas en la función de dividirse ordenadamente; sin embargo, el origen de estas células depende de si se trata de una planta herbácea o leñosa:

- **En plantas herbáceas**, estas células (las iniciales de la raíz), por lo general, se encuentran situadas justamente fuera y entre los haces vasculares, esos pequeños grupos de células continúan dividiéndose, formando grupos que dan origen al primordio de la raíz, en el cual se forma un sistema vascular que se conecta con el haz vascular adyacente. La división celular continúa y pronto cada grupo de las células adquiere el aspecto de una punta de raíz, la cual, sigue creciendo hacia afuera, a través de la corteza, saliendo de la epidermis del tallo (González, 1992 y Flores, 2011).

- **En las plantas de tallo leñoso**, donde hay una o más capas de xilema y floema secundarios, las raíces nuevas se originan en el floema secundario joven, aunque también pueden formarse de otros tejidos como los radios vasculares, el cambium o la médula. En general las raíces adventicias se originan en forma endógena, es decir, se origina dentro del tejido del tallo y crecen hacia afuera (González, 1992).

Las raíces adventicias se forman naturalmente en zonas definidas a lo ancho de los nudos donde se insertan las hojas o en bandas a lo largo del tallo:

- **Raíz preformada**, que se forman naturalmente en la planta luego de cierto tiempo de crecimiento del brote y se manifiestan como raíces aéreas o zonas engrosadas y con puntuaciones. La emergencia de estas raíces es favorecida al realizarse el corte del brote (o estaca). En muchas de estas especies, las estacas enraízan con gran facilidad (Sisaro y Hagiwara, 2016).

- **Raíz lesionada**, son inducidas al realizar el corte de la estaca, en ese sentido las raíces se forman como respuesta al corte, por la lesión que se produce al realizar a la estaca, y solamente luego de la muerte de las células cortadas. En el lugar se produce un sello corchoso que protege la herida de la desecación y los patógenos. Tras estos procesos se puede originar un callo variable según las especies, producto de la división de las células. Sin embargo, la presencia de callo no siempre es indicio de la pronta aparición de nuevas raíces (Sisaro y Hagiwara, 2016).

c. Longitud de raíces

Las raíces crecen por la zona apical, en la que se encuentran unas células que se dividen y provocan este crecimiento. Esta zona, de suma importancia para la raíz, es llamada meristemo y se encuentra protegida por otra capa de células más externas, denominadas cofia o caliptra. La caliptra cumple varias funciones en el ápice de la raíz, además de proteger al meristemo de forma mecánica, como son provocar el gravitropismo positivo y secretar sustancias como el mucilago, que lubrican la raíz y facilitan su penetración en el suelo.

En la cofia existen unas células, llamadas estatocitos, capaces de almacenar densos gránulos de almidón, denominados estatolitos; que son movidos por el efecto de la gravedad en el interior de la célula. Aquellas plantas cuya caliptra carecen de estatocitos, poseen una raíz con menor respuesta y el consecuente crecimiento deficiente hacia el interior del suelo.

La supervivencia de la plántula cuando esta germina depende de que el brote alcance la superficie y realice la fotosíntesis y de que la raíz se fije en el suelo y encuentre sustancias necesarias en él, como son agua y nutrientes (Sotelo, 2015).

2.2.8. Reguladores de crecimiento

Para distinguir entre las hormonas vegetales y sustancias reguladores de crecimiento, se puede decir que, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero no todas las sustancias reguladoras de crecimiento son hormonas (Haissig 1974 citado por Núñez, 1997).

a. Hormonas vegetales

Son compuestos orgánicos distintos de los nutrientes que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican de alguna manera cualquier proceso fisiológico en las plantas; en consecuencia, se mueven de un sitio de producción a un sitio de acción (Hartmann y Kester, 1995).

b. Sustancias reguladoras de crecimiento

Son compuestos sintéticos que modifican procesos fisiológicos de las plantas; regulan el crecimiento imitando a las hormonas, influyendo en la síntesis, destrucción, translocación o (posiblemente) modificando los sitios de acción de las hormonas (etileno, giberelinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abscísico), las auxinas son los que tienen el mayor efecto en cuanto a la división celular y la elongación, así

como en un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de la estaca, donde se llega a promover el desarrollo y formación del primordio inicial (Haissig 1974 citado por Núñez, 1997).

El uso de reguladores del crecimiento tiene como finalidad aumentar el porcentaje de estacas que forman raíces, acelerar su iniciación, aumentar el número y la calidad de raíces formadas y aumentar la uniformidad del enraizamiento (Fachinello *et al.*, 1995).

2.2.9. Métodos de aplicación sustancias reguladoras de crecimiento

a. En el método de preparación en polvo, se pone en contacto los primeros centímetros de la base de la estaca con el talco que contiene la hormona. Previo a introducir las estacas en el polvo se le hace un corte o se humedece la base de la estaca para mejorar la adherencia del polvo. Se utilizan según sea ANA o AIB concentraciones que van desde 500 ppm hasta 3000 ppm. Reservándose para casos difíciles de enraizar, concentraciones máximas de 10000 ppm.

b. En el método de Inmersión en solución concentrada, conocida en inmersión rápida que se emplean soluciones que contienen ANA o AIB en concentraciones que puede variar entre 500 a 10000 ppm según la dificultad de enraizamiento. Se sumerge la porción basal de las estacas en la solución por un tiempo corto (1-5 segundos).

c. En el método de remojo en solución diluida, la parte basal de la estaca (2-3 cm) permanece en remojo durante 12 - 24 horas en la solución que contiene la hormona. Las concentraciones que se usan son mucho más bajas, varían de 20 ppm para especies de enraizamiento fácil a 200 ppm para aquellas difíciles de hacer enraizar (Sisaro y Hagiwara, 2016).

2.2.10. Tipos de reguladores de crecimiento

Los cinco grupos principales de hormonas: auxinas, citoquininas, giberelinas, etileno y ácido abscísico (George, 2008; Hernández y García-Martínez, 2016); no obstante, los dos primeros son los más usados en la práctica de propagación por estacas (Rojas *et al.*, 2004). En la actualidad se han descubierto otros compuestos considerados como hormonas entre los que se pueden citar a brasinoesteroides, jasmonatos, ácido salicílico, péptidos, poliaminas (Davies, 2010), las karrikinas (Chiwochaa *et al.*, 2009) y strigolactonas (Brewere *et al.*, 2013).

Para el estudio se usó las auxinas, por el cual daremos mayor énfasis en la descripción:

a. Las auxinas

Son un grupo de sustancias que controlan el crecimiento de las plantas; aumentar el porcentaje de estacas que forman raíces, acelerar la iniciación de ellas, aumentar el número y calidad de las raíces y mejorar la uniformidad del enraizamiento, además por alargamiento de sus células, permitiendo la iniciación de la radícula y raíces adventicias, retrasa la senescencia foliar, puede inhibir o promover la abscisión de hojas y fruto, paso de flor a fruto y tropismos (Velho da Silveira *et al.*, 2004; George, 2008; Davies, 2010, Miransari y Smith, 2014). Además, es utilizado por su estabilidad, ya que es muy resistente a la oxidación por la luz, enzimas u otros agentes (Azcón-Bieto y Talón, 2000).

Dentro de los reguladores de crecimiento del tipo auxina que influyen en el enraizamiento tenemos: el ácido indolacético (AIA), el ácido indolbutírico (AIB) y el ácido naftalenacético (ANA), sin embargo, las dos últimas a menudo son más eficaces cuando se utilizan en combinación, que cualquiera de ambos utilizados por separado (Hartmann y Kester, 1995).

Las auxinas se sintetizan en las hojas y meristemas apicales, a partir del aminoácido triptófano y se mueven a través de células parenquimáticas, desde su lugar de formación hacia los haces vasculares del tallo y; a diferencia de lo que ocurre con los azúcares, iones y otros solutos, que se transportan a través de los tubos cribosos del floema; este transporte, célula a célula, se caracteriza por ser más lento 1cm/hora en raíces y tallos; además, es un transporte polar, es decir, siempre basipétalo en el tallo (hacia la base) y en las raíces también es un transporte polar, pero en sentido acropétalo (hacia los ápices) (Strasburger, 1994).

2.2.11. Efectos de las auxinas en las plantas

De acuerdo con la descripción de Sisaro *et al.*, (2016), que mencionan algunos de los efectos que tienen las auxinas sobre las plantas:

a. Dominancia apical

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

b. Rizogénesis

Las auxinas son las principales responsables de la formación de células de la raíz. Esta rizogénesis ocurre a concentraciones muy bajas de auxinas, ya que a concentraciones superiores las auxinas reprimen el desarrollo y crecimiento radicular, pero es la presencia de otras fitohormonas la que determina si las células se convertirán en raíz o en otros órganos.

c. Geotropismo

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

d. Fototropismo

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

e. Regulación de la abscisión

La abscisión es la caída de alguno de los órganos de la planta. En muchos casos la causa es el envejecimiento del tejido, lo que se denomina senescencia. La aplicación exógena de auxinas reduce la abscisión en muchas especies.

f. Cuajado de frutos.

Por lo general, cuando se produce la polinización y fecundación, aumenta la concentración de auxinas en el fruto, posiblemente segregadas por las semillas en desarrollo. Si dicha fecundación no ocurre, se produce la abscisión del fruto que no llega a desarrollarse o a madurar. Aplicando auxinas se consigue que se formen y maduren los frutos sin necesidad de que haya habido polinización ni fecundación y, por lo tanto, formación de semillas (Sisaro y Hagiwara, 2016).

2.2.12. Ácido indolbutírico (AIB)

El ácido indolbutírico (AIB), es efectivo para estimular el enraizamiento de un gran número de especies de plantas y además se desplaza muy poco, se retiene cerca del sitio de aplicación, y es fotoestable (Hartmann y Kester, 1995). También puede incrementar la concentración interna de la hormona, reforzar su efecto y mejorar la calidad de las raíces (Ernst, 1999; Velho da Silveira *et al.*, 2004).

Esta fitohormona se utiliza en unidades de medida llamadas partes por millón (ppm), que son equivalentes a miligramos (mg) de producto por cada millón de miligramos (1 kg) de solvente/diluyente a utilizar. Por ejemplo, siendo que 1000 mg equivale a 1 gramo, 1 gramo de hormona por 1 kilo de talco será equivalente a una concentración final de 1000 ppm (Sisaro y Hagiwara, 2016).

2.2.13. Factores que condicionan el enraizamiento de estacas

Los factores que tienen mayor influencia para lograr un adecuado enraizamiento en la propagación por estacas son: el manejo de la planta madre con el fin de obtener brotes juveniles, en buen estado nutricional, en la época y edad apropiada; la longitud y diámetro de las estacas, la presencia de hojas y yemas, tratamientos hormonales y las condiciones ambientales (iluminación, temperatura, humedad relativa, medio de enraíce) propicias que induzcan al enraizado. Además, la capacidad de la estaca ya enraizada, a prosperar después del trasplante para conseguir plantas de calidad.

a. Selección del material para estacas

Hartmann y Kester (1995), mencionan que, existe evidencia que la nutrición de la planta madre influye sobre el desarrollo de las raíces y ramas en las estacas tomadas de ellas; el material adecuado de estacas que está en función a la riqueza de carbohidratos y pueden determinarse por la firmeza del tallo. Una guía para el tiempo de recolección en el estado de la actividad de la planta y es favorable cuando comienza la mayor actividad de desarrollo de las yemas del árbol.

b. Longitud y diámetro de la estaca

Hartmann y Kester (1995), afirman que, la longitud de estaca es un factor determinante en el enraizamiento por lo que recomienda utilizar estacas de 7 a 15 cm de largo con dos a más nudos. Además, sostiene que la concentración de sustancias nutricionales es mayor, cuando mayor sea el grosor de la estaca. De igual modo la rigidez de una planta está en relación directa con el diámetro. Así los delgados son generalmente suaves y flexibles por

tener tallos suculentos, mientras que los más gruesos son firmes y rígidos por tener tallos leñosos; el enraizamiento por tanto está relacionado con el grosor del diámetro de la estaca.

c. Luz

La irradiación, el fotoperiodo y la cantidad de luz, cuyas necesidades son variables según la especie, deben ser adecuadas para mantener una tasa fotosintética que garantice suficiente producción de carbohidratos para la sobrevivencia de las estacas y la iniciación radicular sin comprometer el vigor vegetativo de las estacas, las cuales son variables con las especies, (Xavier 2002 citado por Torres, 2003).

Para el sombreado se utiliza una malla negra tipo sarán o Rashell al 50% o materiales alternativos de la zona como hojas de palmera. Las irradiancias superiores al punto de compensación lumínico pueden inhibir o retrasar el enraizamiento, promoverlo o no afectarlo. (Mesen, 1998).

d. Temperatura y Humedad relativa del ambiente

Para el enraizamiento de las estacas de la mayoría de las especies son satisfactorios temperaturas ambiente diurnas de unos 21 °C a 27 °C y con temperaturas nocturnas de 15 °C. Además, a medida que la temperatura se incrementa (dentro de sus límites), las estacas metabolizan más rápido y enraízan mejor (Hartmann *et al.*, 1997). Asimismo, cuando la temperatura aumenta en la cámara a más de 30 °C, la humedad relativa de la cámara tendrá que ser alta, más del 90 por ciento (Pinedo *et al.*, 2010).

La condición hídrica de las estacas es gobernada por el balance entre las pérdidas por evaporación a través de las hojas y la absorción 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 absorción de agua a través del corte en la base y/o a través de la superficie de las hojas y el tallo (Loach, 1988; citado por Díaz, 1991).

e. Cámara de subirrigación

Es un propagador mejorado de bajo costo, este propagador es de fácil construcción, efectivo y no requieren agua de cañería ni electricidad, básicamente un marco de madera rodeado por plástico transparente para hacerlo impermeable; de 1 m de ancho y 2, 5 m de largo con una altura entre 0, 5 y 1 m, con una cubierta inclinada, donde los primeros 25 cm se cubren con capas sucesivas de piedras grandes (6 a 10 cm de diámetro), piedras pequeñas (3 a 6 cm) y grava fina, y los últimos 5 cm se cubren con el sustrato de enraizamiento elegido; los 20 cm basales se llenan con agua (70 a 80 litros aproximadamente), de manera

que el sustrato de enraizamiento siempre se mantendrá húmedo por capilaridad. Para introducir el agua y observar su nivel, se utiliza una tubería o un cilindro de bambú insertado verticalmente a través de las dos primeras capas superficiales (grava fina y sustrato). La caja se cubre con una tapa que ajuste bien, también forrada de plástico, para mantener la alta humedad interna. (Leakey *et al.*, 1990; Longman, 1993).

El ambiente dentro de la cámara de subirrigación ejerce una influencia crítica en el enraizamiento de estacas juveniles, este debe mantener niveles óptimos de irradiación, temperaturas adecuadas en el aire, el sustrato y las hojas y buen balance de agua en las estacas (Loach, 1988 citado por Mesen, 1998).

f. Arena

La arena es el medio de enraizamiento preferido, el cuál proporciona aireación y retención de agua adecuada, la apertura de hoyos, la inserción y la extracción de las estacas enraizadas son más fáciles (Mesen, 1998). La arena es de bajo costo y fácil de obtener, debe ser lo suficientemente fina como para retener humedad alrededor de las estacas y bastante gruesa para permitir que el agua drene a través de esta (Hartmann y Kester, 1995).

En el IIAP Ucayali, a través de un proceso de clasificación por medio de zarandas (tamices), se obtiene tres tipos de arena de acuerdo con su granulometría (sistema de clasificación de Kopecky, 1936): arena fina (0.1 – 0.2 mm), arena media (0.2 – 1.0 mm), y arena gruesa (1.0 – 2.0 mm).

g. Control fitosanitario

A menudo se desarrollan crecimiento de algas, que se presenta como un revestimiento de color verde sobre la superficie del medio de enraíce, es por eso que se debe mantener las condiciones sanitarias en el ambiente de propagación, con prácticas constantes como la extracción de las hojas que se encuentran sobre la superficie del sustrato y que se separaron de las estacas por efectos de la abscisión foliar; de igual forma la extracción de las estacas muertas, ya que los patógenos pueden desarrollarse rápidamente incentivados por la alta humedad y luz dentro de las estructuras de propagación cerrada (Hartmann y Kester, 1995; Mesen 1998).

h. Control de la temperatura y humedad relativa en la cámara de subirrigación

Se efectúa con la ayuda de un termo higrómetro que permita monitorear ambas medidas del ambiente interior. Es necesario mantener cerrado la tapa de la cámara debido a que cuando se abre, ocurre un descenso de la humedad por escape del vapor de agua al exterior. En caso de ocurrir un descenso de la humedad relativa (inferior al 75 %), se tiene que humedecer las estacas con un rociador manual y luego cerrar la cámara inmediatamente. Es importante mantener la humedad relativa superior al 80% (Mesen, 1998).

III. MÉTODO

3.1. Ubicación y descripción del área de estudio

3.1.1. De las plantas madres

Las plantas madres de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7, está ubicada en el fundo agrícola “Chávez” del caserío San Juan de Yarinacocha, distrito de Yarinacocha, provincia de Coronel Portillo, región Ucayali y están sembradas a una densidad de 3 x 3 metros y tienen aproximadamente 12 años, cuya ubicación corresponde a las coordenadas UTM 9 080 006 N y 543 803 E de la zona 18 Sur en el Datum WGS84 y a una altitud de 134 msnm, fisiográficamente pertenece a una terraza baja inundable, con nivel de inundación máxima de hasta 1, 5 metros de altura, de topografía ligeramente plana, con fertilización natural proveniente de la sedimentación causada por las inundaciones estacionales. La investigación se realizó entre los meses de enero a abril marzo de 2016.

3.1.2. Del área de propagación

La propagación vegetativa se realizó en la estación experimental del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana - IIAP, ubicado en el Km. 12, 4 de la Carretera Federico Basadre, distrito de Yarinacocha, provincia de Coronel Portillo, región Ucayali, cuya ubicación corresponde a las coordenadas UTM 9 071 578 N y 539 621 E de la zona 18 Sur en el Datum WGS84 y a una altitud de 143 msnm. El área de propagación propiamente dicha fue de 32 m², con techo de malla Raschell de 50% de luminosidad, donde estaban instalados 5 cámaras de subirrigación.

3.2. Identificación y descripción del material experimental

a. Material genético

Se identificó a las plantas madres de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) clon E3-F7 de la parcela experimental, por presentar características fenotípicas superiores, en cuanto a productividad con 75,87 kg de fruta comercial/parcela equivalente a 8, 44 t de fruta comercial/ha promedio y mayor contenido de ácido ascórbico con 2 111,73 mg/100g de pulpa (Aguirre *et al.*, 2011).

Así mismo, las plantas madres fueron donantes de las 360 estacas de tallo de la parte media, del tercio superior de planta (ver figura 1). Las estacas de tallo midieron 15 cm de longitud. Cabe señalar que las plantas madres estuvieron en la fase fenológica reproductiva.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 1. Estaca de tallo, según su ubicación brote apical, media y basal.

3.3. Procedimientos

3.3.1 Fase de campo

a. Desmalezado de la parcela experimental

El desmalezado de la parcela experimental se hizo uso de una moto guadaña con la finalidad de tener el área libre de malezas.

b. Poda sanitaria y de fructificación

Se procedió a realizar la poda sanitaria y de fructificación a las 12 plantas madres; en esta actividad se usó un serrucho tipo cola de zorro para el corte de las ramas de la última fructificación, cabe señalar que antes y después de cada poda se efectuó la desinfección del material de corte con alcohol al 96%, para ocasionar la destrucción de algún agente infeccioso o contaminante. Asimismo, las plantas madres fueron defoliadas manualmente para estimular el crecimiento de brotes.

c. Control fitosanitario y de malezas

Para el control fitosanitario de la “mancha circular” inducida por el hongo *Marssonina* sp., se utilizó el fungicida (Curzate® M8), con ingredientes activos como el mancozeb 64 %, cimoxanil 8% y otros 28%, que actúa directamente sobre el hongo patógeno e induce indirectamente una respuesta de defensa en la planta. La preparación de este consistió en la dilución de 10 g del fungicida en 10 L de agua subterránea, diluida la solución

se procedió a colocar a una bomba de mochila para una correcta distribución y aspersión sobre las plantas madres; esta aplicación fue a horas 6:00 a.m. y por única vez.

En el control de malezas se hizo uso de una moto guadaña a los 15 días de haber defoliado a las plantas madres y durante la formación de los brotes. El mantenimiento del área fue cada 20 días con la finalidad de tener el área libre de malezas.

d. Instalación del sistema de riego por goteo

Se instaló un sistema de riego por goteo al día siguiente de realizada la poda con el propósito de obtener brotes sobre plantas madres turgentes y conseguir un mayor número de estacas. En este sistema se empleó botellas de plástico de tres litros de capacidad que fueron sujetadas en el tercio inferior de la planta con ayuda de una cuerda de polietileno, junto a un equipo de venoclisis que permitió regular la velocidad de la caída de las gotas de agua de la botella a la planta madre, de un tiempo de riego de 24 horas. Las botellas fueron llenadas con agua subterránea de forma interdiaria, actividad que perduró durante dos meses, donde se evaluó el crecimiento y desarrollo de los brotes, al mismo tiempo se determinó el momento óptimo de cosecha de las estacas de tallo (antes de la producción de botones florales).

e. Georeferenciación de las plantas madres

Con la utilización de un equipo de recepción GPS, se georeferenció a las plantas madres donantes de las estacas de tallo. Las coordenadas UTM obtenidas fueron ingresados a una base de datos en el programa Microsoft Excel, posteriormente fueron insertadas al software ArcGIS para la obtención del mapa de ubicación de las plantas madres de *Myrciaria Dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7.

f. Colección y traslado de las estacas

La colección de estacas a horas tempranas entre las 6:00 a.m. a 8:00 a.m. horas, esto para evitar temperaturas altas y radiación solar. Las estacas fueron extraídas del tercio superior de la planta, donde se ubicaron los brotes maduros que no contenían el primordio foliar, el brote fue cortado en forma de bisel por encima del nudo, con la utilización de una tijera podadora, previamente desinfectada, evitando la predisposición de microorganismos oportunistas (bacterias y hongos) en solución de hipoclorito de sodio al 10 % durante 5 minutos.

El brote colectado fue dividido en tres partes iguales, la parte media fue la estaca de tallo destinada a propagar, sus dimensiones fueron de 15 cm de longitud y de 2 mm

de diámetro datos obtenidos por una regla milimetrada de plástico y un vernier digital respectivamente. Al mismo tiempo, se registró la fecha de recolección de las estacas de tallo.

Posteriormente, las estacas de tallo cortadas fueron colocadas en cajas de tecnopor con temperatura de 14 a 16 °C, respectivamente acondicionadas con cubos de hielo en la base con el propósito de mantenerlas frescas y encima de éste, se colocó papel bond de 0,5 cm de espesor que sirvió como separador.

Luego de lacrar las cajas de tecnopor, estas fueron trasladadas desde la parcela experimental (caserío San Juan de Yarinacocha) hasta el área de propagación vegetativa del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – IIAP (Km. 12, 4 de la Carretera Federico Basadre) en un recorrido de 35 min; tiempo que se tardó en trasladarse.

3.3.2 Fase de Vivero

Las actividades realizadas en esta fase fueron ejecutadas en el área de propagación vegetativa del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – IIAP.

a. Desinfección de la cámara de subirrigación

La cámara de subirrigación fue otorgado en calidad de préstamo por el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – IIAP. Construida según el modelo de Leakey *et al.*, (1990), que consistió en un marco de madera en forma rectangular, cuyas dimensiones fueron de 2,5 m largo x 1,00 m de ancho y 1,50 m de alto y forrado con plástico transparente (polietileno) N° 10 de 0,95 gr/cm³, con el propósito de para hacerlo impermeable.

El proceso de desinfección de las piedras; se utilizó un cilindro con capacidad de 208 Litros, donde se llenó con agua subterránea hasta los 30 cm, acto después se acondicionó una rejilla que sirvió como separador, seguidamente se acomodó los costales con piedras dentro del cilindro y para dar efecto a la desinfección se encendió un fogón. De esta manera las piedras quedaron expuestas al vapor (100 °C) por un periodo de dos horas. Finalizado este proceso, los costales con piedras fueron retirados para su aireación bajo sombra durante el día y el sustrato que se utilizó en la cámara, para el enraizamiento de las estacas de tallo fue “arena fina” previamente lavada y solarizada (para evitar problemas de plagas y enfermedades).

Posterior a la desinfección se procedió con el acondicionamiento de las piedras dentro de la cámara de subirrigación; los primeros 20 cm fue ocupado con piedras de 7 cm de diámetro, piedras pequeñas desde 5 cm de diámetro y grava fina, y los últimos 5 cm

fueron cubiertos con el sustrato de enraizamiento (arena fina). Para culminar esta actividad, se hizo uso de una regla de madera para la nivelación del área dentro de la cámara de subirrigación; para así evitar pendiente y acumulación de agua.

Finalmente, los 20 cm inferiores de la cámara de subirrigación fue llenado con agua (30 L) con el propósito de mantener húmedo el área para la siembra de las estacas de tallo. Adicionalmente, durante el proceso de llenado, se fijó en posición vertical un tubo de 4" de diámetro, en la parte delantera de la cámara (para facilitar el manejo), permitiendo sobresalir 10 cm sobre la superficie de la última capa del sustrato.

b. Preparación de las estacas de tallo

1. De la aclimatación

En el área de propagación vegetativa del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – IIAP, las estacas de tallo extraídas de las plantas madres en la parcela experimental, fueron retiradas de las cajas de tecnopor para ser colocadas en tinas de 20 L con agua corriente de pozo, para prevenir la deshidratación. En el momento de la actividad la temperatura fue de 26 °C y con humedad relativa de 81%. Seguidamente se descartó todas aquellas estacas de tallo que presentasen algún defecto como malformaciones, sin hojas, hojas maltratadas y de tamaño inadecuado.

2. Del deshoje

Las estacas de tallo fueron deshojadas manualmente a dos pares de hojas y luego fueron cortadas al 50% de su área foliar, para esto se colocó la plantilla de cartón (IIAP- Ucayali, 2009) en la base de la hoja y con una tijera de acero inoxidable se procedió a cortar según el área de la plantilla, esto se realizó con el fin de lograr un balance entre la transpiración y la fotosíntesis.

3. De la desinfección

Las estacas de tallo fueron sometidas a la aplicación de un fungicida (Curazate® M8), de ingredientes activos como el mancozeb 64 %, cimoxanil 8% y otros 28%, donde consistió en pesar 30 g del fungicida en una balanza analítica para luego ser diluido en 10 L de agua. Seguidamente, se colocaron las estacas de tallo dentro de la bandeja de plástico durante 5 minutos, luego de transcurrido el tiempo se procedió a retirar las estacas para ser escurridas en una malla plástica durante 10 minutos sobre un ambiente de sombra (60%).

c. De la preparación del ácido indolbutírico (AIB)

1. Del pesado de las dosis de ácido indolbutírico

El pesado de las dosis de AIB, se hizo en el Laboratorio de Entomología del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – IIAP, donde se utilizó una espátula para obtener las proporciones, siendo los siguientes: 150 mg, 300 mg, 450 mg y 600 mg.

Seguidamente, se obtuvo 100 ml de la solución de alcohol etílico (96%) con el uso de una pipeta de 10 ml, para ser diluidos en los diferentes envases que contenían las dosis de ácido indolbutírico. Finalmente, los envases fueron sellados con papel aluminio y fueron trasladados hacia la zona de propagación vegetativa.

2. De la aplicación del ácido indolbutírico

Se aplicó las soluciones de AIB, con el método de inmersión rápida, que consistió en introducir la base de las estacas de tallo en los envases conteniendo la solución hormonal a una profundidad de 1 cm por un lapso de 2 minutos. Transcurrido en tiempo, se retiraron las estacas de tallo de la solución para ser aireadas con un ventilador, durante 45 segundos, con la finalidad de fijar la hormona en la base de cada estaca de tallo.

3.3.3 Fase de siembra de las estacas de tallo en la cámara de subirrigación

Las estacas de tallo fueron sembradas de acuerdo con los tratamientos establecidos en la investigación, se utilizó una regla de madera para cuadrricular el área, con un distanciamiento de 5 cm entre estaca de tallo y 15 cm entre tratamientos, luego se hicieron los hoyos, para el cual se utilizó un medidor de madera rotulado a 3 cm de profundidad con 5 mm diámetro, medida que fue sembrada cada estaca. Seguidamente, se procedió a sembrar las estacas en posición inclinada de un ángulo de 80° y se presionó alrededor del sustrato y la estaca de tallo con los dedos, desde adentro hacia afuera. Las estacas de tallos fueron distribuidas de acuerdo con el diseño experimental. Se registró la fecha de siembra que sirvió para ser considerado en las futuras evaluaciones.

Posteriormente, se roció la superficie foliar de las estacas de tallo, con agua utilizando un aspersor manual de 10 L de capacidad. Asimismo, se rotuló cada tratamiento y para su respectiva identificación se elaboró letreros señalando cada tratamiento, finalmente se cerró la tapa protectora de la cámara de subirrigación.

Las estacas de tallo sembradas estuvieron expuestas bajo una malla de polietileno de alta densidad, tipo tela Raschell al 50% de luminosidad; que permitió mantener

la temperatura del sustrato de enraizamiento y de la intensidad de ingreso de aire que rodea a las estacas de tallo.

3.3.4 Fase de monitoreo y control

Con el propósito de prever inconvenientes en el manejo de las estacas de tallo, se registró la temperatura (°C) y humedad relativa (%) en el interior y exterior del propagador a través de datos reportados por el termohigrómetro.

Se trato de mantener a una temperatura óptima para el enraizamiento (entre 20 y 25 °C), pero cuando la temperatura aumentaba al interior de la cámara de subirrigacion mayor a 30 °C, también se tuvo que mantener la humedad relativa (mayor al 90%), para ello se agregó agua a la cámara de subirrigacion, a través del tubo, además de rociar con agua a las hojas de las estacas de tallo, mediante un aspersor manual. Anotándose en la ficha de registro a las 8:30, 12:00 y 15:00 horas (ver cuadro 09 del anexo). Para considerar a una estaca de tallo muerta, estas presentaban tejidos secos, podridos, blandas y/o presencia de alguna enfermedad.

3.4. Variables

Cuadro 1. Variables del estudio

Variables	Definición	Dimensión	Unidades	Instrumento de medición
Variable Independiente: Dosis de AIB	Preparación líquida; el cual la solución de alcohol etílico (96%) son diluidos en los envases que contenían las dosis de ácido indolbutírico. (Leopold y Kriedmann, 1975; Hartman y Kester, 1986).	– T ₁ : 0 (Testigo) – T ₂ : 150 – T ₃ : 300 – T ₄ : 450 – T ₅ : 600	– mg L ⁻¹ de AIB – mg L ⁻¹ de AIB – mg L ⁻¹ de AIB – mg L ⁻¹ de AIB – mg L ⁻¹ de AIB	– Probetas graduadas
Variable dependiente: Enraizamiento	Proceso regenerativo a través del cual se forman raíces, callos y el crecimiento longitudinal de raíces (Hartmann <i>et al.</i> , 1997).	– Formación de callos – Número de raíces – Longitud de raíces	– Número – Número – cm	– Contómetro – Contómetro – Vernier digital

Fuente: Elaboración propia.

3.5. Población y muestra

La población y muestra fueron 360 estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, provenientes de 12 plantas madres, en promedio cada planta madre donó 30 estacas de tallo, esto se debió al material genético disponible.

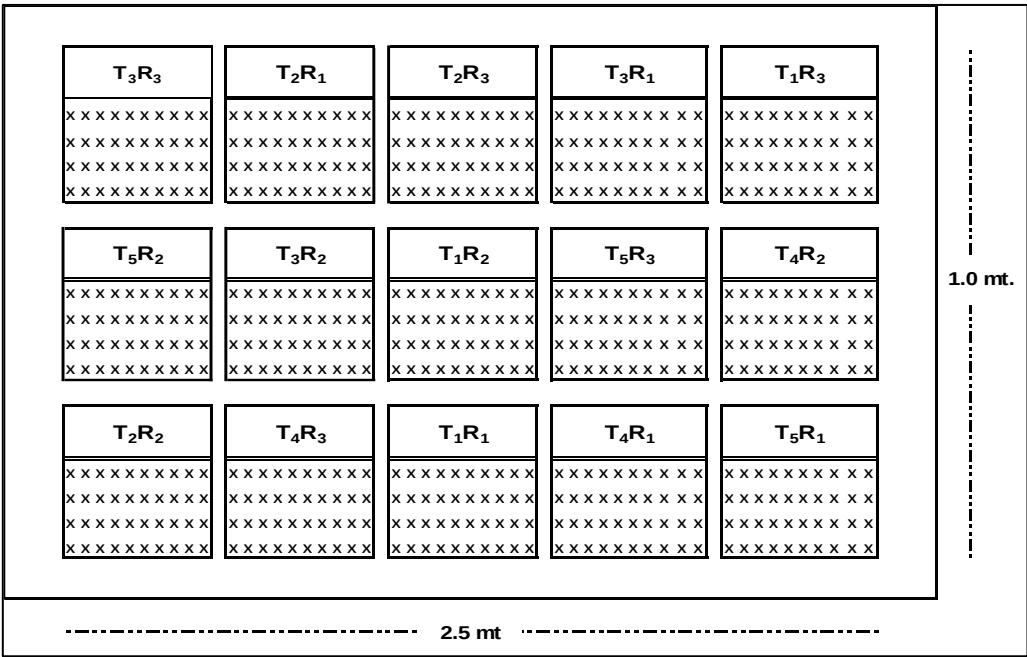
3.6. Tratamientos

a. Descripción de los tratamientos empleados:

- T₁: 0 mg L⁻¹ de Ácido Indolbutírico (Testigo)
- T₂: 150 mg L⁻¹ de Ácido Indolbutírico
- T₃: 300 mg L⁻¹ de Ácido Indolbutírico
- T₄: 450 mg L⁻¹ de Ácido Indolbutírico
- T₅: 600 mg L⁻¹ de Ácido Indolbutírico

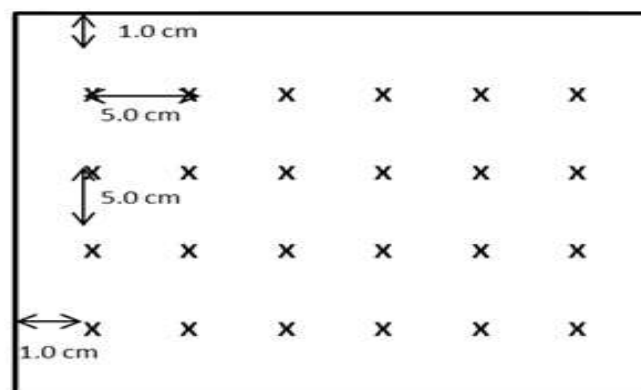
3.7. Distribución de los tratamientos y de las estacas

Se realizó la distribución al azar de los tratamientos y unidades experimentales de las estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7 dentro de la cámara de subirrigación, tal como se muestran en las figuras 2 y 3.



Fuente: Elaboración propia

Figura 2. Distribución de los tratamientos en la cámara de subirrigación.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 3. Distribución de las unidades experimentales en la cámara de subirrigación.

3.8. Recolección de los datos

3.8.1. Fuentes de información

En el trabajo de investigación se utilizó fuente de información primaria, obtenida de las estacas de tallos de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7 en el área de propagación vegetativa de la estación experimental del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – IIAP, ciudad de Pucallpa.

3.8.2. Unidad experimental

La unidad experimental para esta investigación fue una estaca de tallo, obtenidos a partir de plantas madres de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7.

3.8.3. Unidad de medición

La unidad de medición para esta investigación fue la medición del número de callos, número de raíces y longitud de raíces (cm) de las estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7.

3.8.4. Tipo de muestreo

Se realizó un método de muestreo probabilístico, aleatorio simple, todas las estacas de tallo tuvieron la misma probabilidad de ser incluida en la muestra al momento de realizar las evaluaciones, asegurando la representatividad de esta.

3.8.5. Técnica e instrumento de recolección de datos

Se desarrolló la observación directa experimental, contacto con estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, con la finalidad de observar y recoger datos cuantitativos; tales como el conteo de número de callos, raíces, longitud de raíces y el registro de datos meteorológicos (T° y HR°).

3.9. Evaluación de las variables

Las evaluaciones se realizaron cada quince días después de la inoculación por un espacio de 16 semanas (8 evaluaciones), se utilizó tres (03) estacas por tratamiento y repetición en cada evaluación. Los datos obtenidos de las evaluaciones se registraron en una ficha de evaluación (ver cuadro 8 del anexo).

a. Formación de callos

Con el propósito de observar la formación de los callos, se usó un estereoscopio. Mesen, 1993, considera a un callo completo, a partir de la formación horizontal de masa blanquecina no elongado, es decir, solo protuberancia en forma de una “roseta atrofiada” de 1 mm como mínimo.

b. Número de raíces

Para el conteo del número de raíces se empleó un contómetro. Este es presionado al momento de registrar las observaciones.

c. Longitud de raíces

La longitud de raíces fue obtenida por medio de un vernier digital, por ser un instrumento de mayor precisión. Este fue colocado desde donde emerge hasta donde termina la raíz de la estaca de tallo.

3.10. Procesamientos de los datos

3.10.1. Diseño estadístico

En el experimento se utilizó un diseño completamente al azar (DCA) con cinco (05) tratamientos, tres (03) repeticiones haciendo 15 unidades experimentales y cada unidad experimental con 24 estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7, haciendo un total de 360 estacas de tallo.

3.10.2. Modelo matemático

En el trabajo de investigación se utilizó el siguiente modelo matemático:

$$Y_{ij} = \mu + T_i + E_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = Cualquier observación en el i-ésimo tratamiento y j-ésimo repetición en estudio.

μ = Efecto de la media general.

T_i = Efecto del i-ésimo tratamiento en estudio.

E_{ij} = Error experimental en el i-ésimo tratamiento en estudio.

3.10.3. Análisis de estadística

En el estudio se realizó un análisis estadístico descriptivo utilizando la media, coeficiente de variabilidad y ver el comportamiento de las variables, seguidamente se utilizó el análisis de varianza que corresponde a un diseño completamente al azar (DCA), así mismo al existir diferencia significativa entre los tratamientos se sometió a una prueba de promedio de tukey ($p \leq 0,05$) y resultado de esto conocer efecto significativo de los tratamientos y se procedió al análisis de regresión polinomial ($p \leq 0,05$), con el auxilio del programa computacional SISVAR (Ferreira, 2014).

IV. RESULTADO Y DISCUSIÓN

4.1. Determinación de la dosis adecuada de ácido indolbutírico que estimula el número de callos en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7.

En el cuadro 2, se presenta el análisis de variancia para la variable número de callos en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L^{-1}), el cual existe diferencias significativas entre las dosis de ácido indolbutírico (0.0000**), verificado mediante la prueba de F donde hubo efectos altamente significativos ($p \leq 0,01$) de las diferentes dosis sobre la variable evaluada. Asimismo, se observa que el coeficiente de variabilidad fue de 4,34 % experimentando un comportamiento homogéneo en relación con la dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L^{-1}).

Cuadro 2. Análisis de variancia para el número de callos en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L^{-1})

FV	GL	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	FC	Pr >Fc
Dosis (D)	4	1013, 4822	253, 3705	264, 47	0, 0000**
Residuo	10	9, 5800	0, 9580		
CV (%)		4, 34			

Fuente: Elaboración propia.

**Significativo a 1%, según la prueba de F.

En el cuadro 3 se muestra la prueba estadística de Tukey ($p \leq 0.05$) para el número de callos en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de las dosis de AIB (mg L^{-1}), encontrando que el tratamiento T1: 0 mg L^{-1} de Ácido Indolbutírico (Testigo) presentó mayor número de callos (37, 55 callos), siendo estadísticamente superior a los otros tratamientos. Sin embargo, con la aplicación de 300 mg L^{-1} de ácido indolbutírico, también podría promover la formación de callos, debido a que en este experimento se obtuvo 25, 22 callos en promedio. Sin ser relevante la aplicación con las otras dosis de AIB (600, 450 y 150 mg L^{-1}).

Como se observó líneas anteriores, la aplicación de la hormona AIB es innecesario para el desarrollo de callos bajo las condiciones de esta investigación, estando de acuerdo con Oliva y López (2003), quienes evaluaron el efecto del ácido naftalenacético, donde el testigo (00 mg L^{-1} de

ANA) logró los mejores resultados con 68, 89 y 62, 22 % para 30 y 60 minutos de inmersión respectivamente.

Cuadro 3. Prueba estadística de Tukey ($p \leq 0.05$) para número de callos en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de AIB (mg L^{-1})

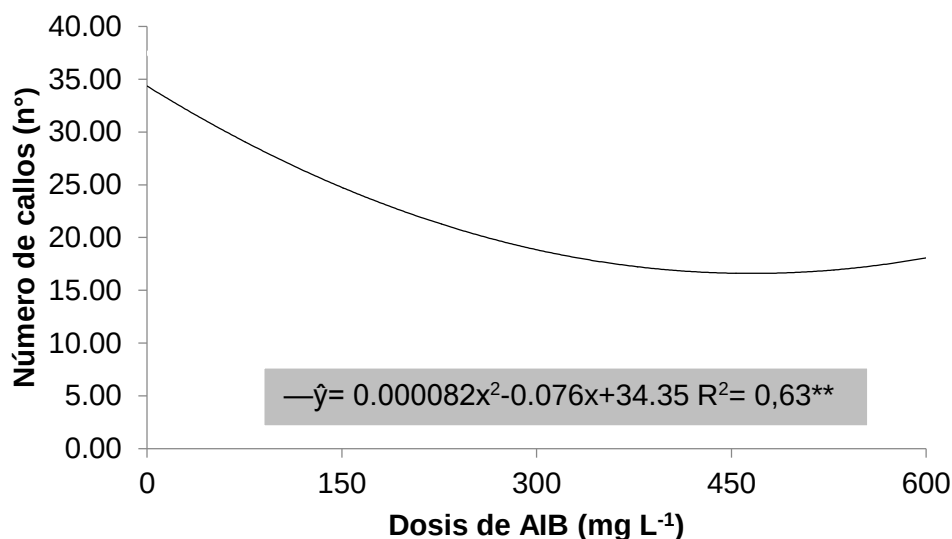
Dosis de AIB (mg L^{-1})	Número de callos (N°)
0	37, 55 a
300	25, 22 b
600	17, 00 c
450	16, 66 c
150	16, 22 c
Promedio	22, 53

Fuente: Elaboración propia

Medias seguidas por la misma letra en la columna no difieren estadísticamente entre sí, según la prueba de Tukey a 1% de probabilidad.

Según los resultados es evidente que a medida que fue aumentando las dosis de AIB las estacas de camu camu, la incorporación de auxinas tuvo un efecto positivo sobre el enraizamiento puesto que influyó en la diferenciación celular de callo a raíz (Hartmann *et al.*, 2002; Fachinello *et al.*, 2005). Ahora bien, es bueno realizar nuevos trabajos para estar totalmente de acuerdo de las afirmaciones anteriores porque según Paiva y Gomes (2012) y Hartman *et al.* (2011), el proceso de desarrollo de raíces adventicias en las estacas caulinares puede ser de dos formas a) formación de células meristemáticas (callos) y b) la formación de raíces adventicias, en los locales próximos a los callos de la base de las estacas, mas no directamente de ellos.

Asimismo, en la Figura 4, se muestra el número de callos en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de AIB (mg L^{-1}), provocando una tendencia polinómica cuadrática decreciente significativa ($p \leq 0,05$), en ese sentido, nótese que a medida que fueron incrementadas las dosis de ácido indolbutírico sobre las estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7 disminuyó notablemente la producción de callos. Además, se evidenció que el coeficiente de determinación (R^2 0.63), para la variable número de callos se encuentra asociada en un 63% con la variable dosis de ácido indolbutírico, lo que significa que la variable independiente está determinando a la variable dependiente en un 63%.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 4. Número de callos en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de AIB (mg L⁻¹).

Aunque ya se viene investigando por más de 25 años al *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), genéticamente se han seleccionado clones como en este caso, se estudió el clon E3-F7, esta especie responde muy poco a tratamientos con la hormona AIB en diferentes dosis. Lo que nos indica que este clon aún está en proceso de domesticación (Dosfert *et al.*, 2008; Aguirre *et al.*, 2011).

Por lo tanto, la variable número de callos de estacas de tallo no requiere aplicación del ácido indolbutírico para la formación de callos, corroborándose con lo mencionado por Hartmann y Kester, (1995), Abanto *et al.*, (2012) donde indican que, en la mayoría de las plantas, la formación de callo y raíces son independientes entre sí y cuando ocurre simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares.

Por su parte, Rodríguez y Ono (1996), refieren que la formación del callo se efectúa generalmente antes de la iniciación y desenvolvimiento de las raíces, pero las raíces muy raramente son formadas por los callos.

4.2. Determinación de la dosis adecuada de ácido indolbutírico que estimula el número de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), Clon E3-F7.

En el cuadro 4, se presenta el análisis de variancia para el número de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de la dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L⁻¹), evidenciándose que existe diferencias significativas entre las dosis de ácido

indolbutírico (0, 0089**). Por consiguientes, fue verificado mediante la prueba de F que existe efectos altamente significativos ($p \leq 0,01$) de las diferentes dosis sobre el número de raíces. Sin embargo, al observar el coeficiente de variabilidad de 26, 61% supone un comportamiento ligeramente homogéneo, esto quizás se debe por factores externos como temperatura y humedad relativa que pudiesen influir en los resultados de la investigación.

Cuadro 4. Análisis de variancia para el número de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L^{-1})

FV	GL	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	FC	Pr Fc
Dosis (D)	4	7, 2034	1, 800	6, 214	0, 0089**
Residuo	10	2, 8978	0, 2897		
CV (%)		26, 61			

Fuente: Elaboración propia.

**-Significativo a 1%, según la prueba de F

En el cuadro 5, se muestra la prueba estadística de tukey ($p \leq 0.05$) para el número de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), por efecto de dosis con AIB (mg L^{-1}), clon E3-F7, donde el mayor número de raíces (3, 11 raíces) en estacas de tallo fue obtenido cuando se utilizó 600 mg L^{-1} de ácido indolbutírico, siendo estadísticamente superior a los otros tratamientos. De otro lado, los menores resultados fueron obtenidos con las dosis 0, 300, 450 y 150 mg L^{-1} de ácido indolbutírico, este resultado difiere con la investigación de Delgado y Yuyama (2010), quienes evaluaron el efecto del ácido indolbutírico con dosis de 0 y 200 mg L^{-1} , donde 200 mg L^{-1} fue superior respecto a 0 mg L^{-1} , logrando 7, 6 raíces en estacas de 20 cm de largo, sin embargo se obtuvo para ambos casos mejores resultados con los niveles altos de dosis de AIB.

Por su lado Oliva (2005), evaluó estacas de camu camu mediante la aplicación de hormonas enraizantes (AIB y ANA) con 24 y 48 horas de inmersión en la EE-IIAP Ucayali, donde las estacas de camu camu, que carecieron de hormona (0 mg L^{-1}), presentó menor número de raíces (0, 67) y con la aplicación de la hormona de 200 mg L^{-1} AIB con 48 horas de inmersión obtuvo 5, 13 raíces; este ensayo nos evidencia que a mayor dosis de aplicación de la hormona y tiempo de inmersión se podría obtener mayor número de raíces en las estacas de camu camu.

Por otro lado, Puente (2008), en su trabajo de validación clonal de plantas madres promisorias de *Myrciaria dubia* (H.B.K.) Mc Vaugh “camu camu arbustivo”, en cámaras de

subirrigación en Ucayali, encontró raíces con 1, 6; 2, 0 y 2, 1 en promedio con 2, 4 y 6 hojas respectivamente, observándose que ha mayor cantidad de hojas el crecimiento de raíces aumenta, estuvo influenciada por el número de raíces; puesto que, la emisión de raíces requiere de metabolitos y nutrientes para un eficiente ordenamiento de los elementos promotoras de enraizamiento, este resultado difiere con la investigación, donde se utilizó 2 hojas al 50% del área foliar. Además, por ser esta la fuente de asimilados, auxinas y otras sustancias indispensables para el enraizamiento y debido a que la cantidad de área foliar no permite una adecuada reserva en los tejidos de las estaquillas para un eficiente ordenamiento de los elementos promotoras de enraizamiento (Mesén, 1998). Se ha demostrado que la división de las primeras células iniciadoras de la raíz depende de la auxina (Hartmann y Kester, 1998).

Como se observa, los resultados en este trabajo fueron inferiores a los citados anteriormente. Esto se podría deberse a otros factores que no fueron posible de controlar, temperatura y humedad relativa, que oscilaban entre 28 a 32 °C y 71 a 83% respectivamente.

Otro factor a considerar, el número de raíces quizás estuvo favorecida por la procedencia de la planta madre, ya que se originaron de madres de alta calidad genética, corroborado por Aguirre *et al.*, (2010), en una evaluación agronómica de cuatro clones (3B-F1, E3-F7, E3-F8 y E3-F10) de camu camu, siendo el clon E3-F7 quien alcanzó el más alto rendimiento con 49, 28 kg de fruta comercial/parcela equivalentes a 5, 48 t de fruta comercial/parcela promedio.

Cuadro 5. Prueba estadística de Tukey para el número de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de AIB (mg L⁻¹)

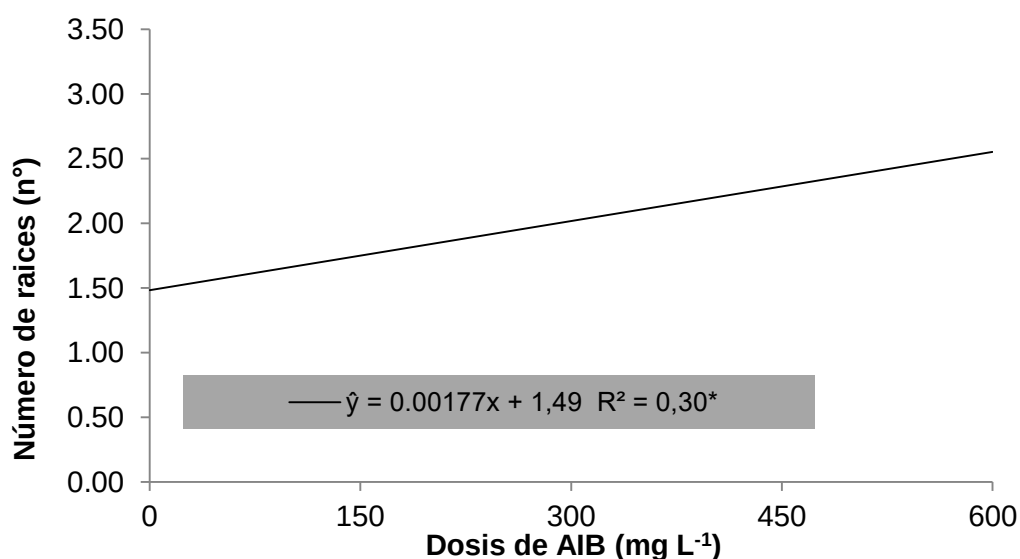
Dosis de AIB (mg L ⁻¹)	Número de raíces (N°)	
600	3, 11	a
150	2, 55	a b
450	1, 66	b
300	1, 44	b
0	1, 33	b
Promedio	2, 018	

Fuente: Elaboración propia.

Medias seguidas por la misma letra en la columna no difieren estadísticamente entre sí, según la prueba de Tukey a 1% de probabilidad.

Por otro lado, en la Figura 5 se muestra el número de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), Clon E3-F7, por efecto de dosis de AIB (mg L⁻¹), provocando un comportamiento lineal creciente significativo ($p \leq 0,05$), en tal sentido, se observa que los mejores resultados fueron obtenidos a medida que fueron incrementadas las dosis de AIB. De este modo, el menor valor de 1,33 raíces fue obtenido con la dosis 0 mg L⁻¹ AIB, en tanto el mayor valor verificado fue 3,11 raíces en respuesta a la dosis de 600 mg L⁻¹. Además, se evidenció que el coeficiente de determinación (R^2 de 0,30), para la variable número de raíces se encuentra asociada en un 30% con la variable dosis de ácido indolbutírico.

Con relación a las concentraciones de AIB, probablemente se debió aplicar mayores dosis o probar diferentes tiempos de inmersión, como indica Fachinello *et al.* (2005), que las auxinas, tienen por finalidad aumentar el número de estacas enraizadas, acelerar la iniciación radicular, aumentar el número y la calidad de las raíces formadas y uniformizar el enraizamiento.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 5. Formación de número de raíces en las estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7, por efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L⁻¹).

Es importante mencionar que Fachinello *et al.* (1995), indican que el enraizamiento de las estacas depende de factores endógenos, tales como la cantidad de hormonas y reservas de carbohidratos disponibles en las estacas, lo que podría haber influenciado de forma positiva en el logro de mudas en las estacas de 20 cm con 200 mg L⁻¹ de AIB.

Hartmann *et al.* (2002), comentan que la concentración óptima para estimular el crecimiento, diferenciación de los tejidos y el aumento del enraizamiento estacas depende del nivel endógeno de la hormona, combinado con el entorno adecuado proporcionado por la cámara de subirrigación. Otro factor para considerar es la edad de la planta madre, se ha demostrado que las estacas de árboles juveniles enraízan mejor que estacas de árboles adultos (Mesén, 1998) y por lo general, la capacidad de enraizamiento disminuye después del quinto año de edad (Wright, 1984). Quizá estos factores determinaron el enraizamiento de estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7 en esta investigación.

4.3. Determinación de la dosis adecuada de ácido indolbutírico que estimula el crecimiento en longitud de raíces (cm) en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7.

En el cuadro 6, se muestra el análisis de variancia para la variable longitud de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7, por efecto de dosis de Ácido indolbutírico (AIB) (mg L^{-1}) evidenciándose que existe diferencia estadística significativa entre las dosis de AIB (0, 0003**). Por consiguientes, fue verificado mediante la prueba de F existiendo efectos altamente significativos ($p \leq 0,01$) de las diferentes dosis sobre la longitud de raíces. Sin embargo, al observar el coeficiente de variabilidad de 13, 52% la variable experimentó un comportamiento ligeramente homogéneo, esto quizás se deba por factores externos que pudiesen influir en los resultados de la investigación.

Cuadro 6. Análisis de variancia para longitud de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L^{-1})

FV	GL	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	FC	Pr Fc
Dosis (D)	4	22, 6367	5, 6591	15, 41	0, 0003**
Residuo	10	3, 6715	0, 3671		
CV (%)		13, 52			

Fuente: Elaboración propia.

**.-Significativo a 1%, según la prueba de F

En el cuadro 7, se muestra la prueba estadística de tukey ($p \leq 0, 05$) para la longitud de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), por efecto de dosis de AIB (mg L^{-1}),

clon E3-F7, se observa que la mayor longitud de raíces fue obtenido utilizando 450 mg L⁻¹ de ácido indolbutírico, con 6, 21 cm; de este modo resultó ser estadísticamente superior con respecto a las otras dosis utilizadas. Este resultado fue superior a la investigación realizada por Oliva (2005), quien evaluó estacas de camu camu mediante la aplicación de hormonas enraizantes (AIB y ANA) sumergidas con 24 y 48 horas de inmersión en la EE-IIAP Ucayali, donde obtuvo 4, 56 cm de longitud en la raíz, con 48 horas de inmersión en 200 mg L⁻¹ de AIB, en comparación a la aplicación con 200 mg L⁻¹ de ANA siendo 2, 55 cm en longitud de raíces. La longitud de raíces es determinante en el éxito del establecimiento de las estacas enraizadas en campo definitivo, ya que, si se cuentan con estacas deficientes en raíz y de corta longitud presentan problemas de prendimiento llegando muchas veces a una muerte paulatina, debido a la baja capacidad de fijar nutrientes.

Cuadro 7. Prueba estadística de Tukey para longitud de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de AIB (mg L⁻¹)

Dosis de AIB (mg L ⁻¹)	Longitud de raíces (cm)		
450	6, 21	a	
600	5, 20	a	b
300	4, 43		b
150	4, 04		b c
0	2, 52		c
Promedio	4, 48		

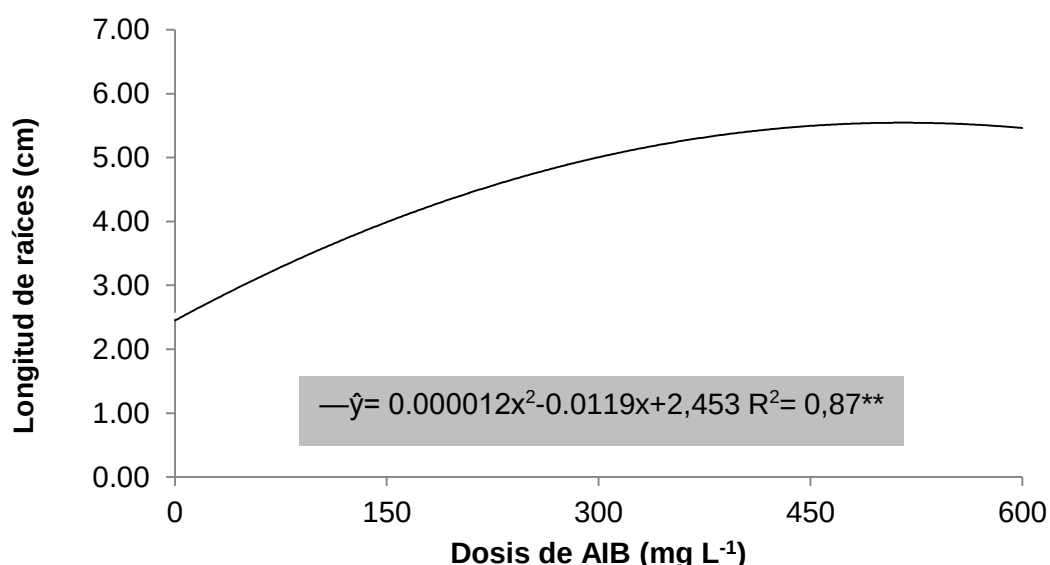
Fuente: Elaboración propia.

Medias seguidas por la misma letra en la columna no difieren estadísticamente entre sí, según la prueba de Tukey a 1% de probabilidad.

Finalmente, los resultados de la figura 8, muestran la longitud de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de AIB (mg L⁻¹), provocando una respuesta polinómica cuadrática significativa ($p \leq 0,05$) en tal sentido, se observa que el menor valor de 2, 55 cm fue obtenido con la dosis 0 mg L⁻¹ AIB, en tanto la mayor longitud fue 6, 21 cm en respuesta a la dosis de 600 mg L⁻¹. Además, se evidenció que el coeficiente de determinación (R^2 de 0, 87), para la variable longitud de raíces se encuentra asociada en un 87% con la variable dosis de AIB.

Sin embargo, Delgado y Yuyama (2010), obtuvieron mejores resultados con respecto a esta investigación, el cual la longitud de raíces en concentraciones de 200 mg L⁻¹ AIB con estacas de 20 cm de largo fue de 8, 0 cm. En cambio, Abanto *et al.* (2012), cuando evaluaron la capacidad

de enraizamiento de plantas matrices promisorias de *Myrciaria dubia* Mc Vaugh en cámaras de subirrigación, con respecto a la longitud de raíces (cm), observaron que a medida que se incrementa el área foliar la longitud es mayor en la mayoría de los clones, siendo los clones 192; 278 y 2 presentaron mayor longitud de raíz (cm) siendo 11, 90; 4, 66 y 4, 10 cm respectivamente con 3 pares hojas existiendo significancia frente a 1 y 2 pares respectivamente. Por lo tanto, se puede afirmar que a partir de 3 pares de hojas la variable respuesta no presenta significancia, al aumentar 1 par más, por el contrario, podría incrementarse el porcentaje de la mortalidad por el aumento del área de transpiración. Asimismo, Puente (2008), realizó la validación clonal de plantas madres promisorias de *Myrciaria dubia* (H.B.K.) Mc Vaugh “camu camu arbustivo”, en cámaras de subirrigación, observó que las estaquillas con 6 hojas tuvieron almacenadas una amplia provisión de materias alimenticias que fueron necesarios para nutrir a las raíces logrando alcanzar hasta un promedio de 4, 75 cm de longitud, en comparación a esta investigación, se usó dos pares de hojas, quizás esto influyó en la reserva nutricional; pues la emisión de raíces requiere de metabolitos y nutrientes para un eficiente ordenamiento de los elementos promotoras de enraizamiento.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 6. Longitud de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh), clon E3-F7, por efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L⁻¹).

La longitud de raíz en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) clon E3-F7, por efecto de dosis de ácido indolbutírico (AIB) (mg L⁻¹) fue menor a lo reportado por Volney *et al.* (2009), quienes evaluaron la propagación vegetativa de camu camu por estaca y respecto a la longitud de raíz, las estacas enraizadas en sustrato compuesto por arena + cáscara de arroz carbonizada presentaron mayor longitud de raíz (12, 87 cm), al respecto Hoffmann (1996), afirma que las raíces que se desarrollan en arena son más gruesas, menos ramificadas y más quebradizas.

V. CONCLUSIONES

De acuerdo con el análisis de los resultados y objetivos planteados se llegó a las siguientes conclusiones:

- Se logró formar callos en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) clon E3-F7 sin la presencia de la fitohormona AIB (0 mg L⁻¹ AIB).
- Se logró obtener raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) clon E3-F7 utilizando 600 mg L⁻¹ AIB.
- Se logró el crecimiento de raíces en estacas de tallo de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) clon E3-F7 con la aplicación de 450 mg L⁻¹ AIB.

VI. RECOMENDACIONES

De acuerdo con las evaluaciones y datos obtenidos se recomienda lo siguiente:

- Para reproducción asexual de *Myrciaria dubia* (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7, a través de estacas de tallo no debe considerarse como variable respuesta la formación de callos debido a que esto es independientemente a la aplicación de hormona de AIB.
- Se pudiera realizar investigaciones con la utilización de estacas de tallo en diferentes tiempos de inmersión de la hormona de AIB.
- Realizar investigaciones con la utilización de estacas de tallo de las secciones apicales y/o basales, además de experimentar con otros tipos de sustratos, como arena y aserrín.

VII. BIBLIOGRAFÍA

Abanto, C; Alves, E; Sánchez-Choy, J; Andrade, V; Bardales, R; Saldaña, G. 2014. Capacidad de enraizamiento de plantas matrices promisorias de *Myrciaria dubia* (Kunth) Mc Vaugh en cámaras de subirrigación. Revista Ceres Print version ISSN 0034-737X Rev. Ceres vol.61 no.1 ViçosaJan./Feb. 2014.

Abanto, C; Oliva, C; Alves, E; Andrade, V; Bacelar, C; Carvalho, J; Bardales, R. 2012. Propagación de estacas de tallo de camu camu (*Myrciaria dubia* (H.B.K.) Mc vaugh) en cámara de sub-irrigación en Ucayali-Perú.

Abanto, C; Pinedo, M. 2010. Evaluación de cuatro clones de camu camu arbustivo *Myrciaria dubia* (H.B.K.) *Mc Vaugh*, en suelos de restinga, en Ucayali. IIAP. Iquitos, Perú. 24-25 p.

Andrade, J. 2014. Propagação vegetativa com o uso de estacas herbáceas de camu-camu (*Myrciaria dubia* (kunth) mc vaugh) em câmara de subirrigação. Universidade Federal de Roraima. Pró-reitoria de pesquisa e pós-graduação programa de pós-graduação em agronomia-posagro. 64 p.

Aguirre, O; Rodriguez, C; Oliva, C; Zumaeta, D; Chia, J. 2011. Evaluación agronómica de cuatro clones de camu camu (*Myrciaria dubia* (H.B.K) Mc Vaugh) en un suelo aluvial inundable de la región Ucayali. Investigación y Amazonía. 1(2): 70-77.

Anguiz, R. 2002. Estrategias para el Mejoramiento Genético del Camu Camu (*Myrciaria dubia* HBK) en la Amazonia Peruana - EcoPortal.net

Arellano, E; Rojas, I; Paucar, L. 2016. Camu-camu (*Myrciaria dubia*): Fruta tropical de excelentes propiedades funcionales que ayudan a mejorar la calidad de vida. Departamento de Ingeniería Agroindustrial, Facultad de Ingeniería, Universidad Nacional del Santa, Ancash, Perú.

Azcón-Bieto J, M Talón. 2000. Fundamentos de Fisiología Vegetal. Barcelona, España. Ediciones McGraw-Hill Interamericana. 520 p.

Bardales, R; Pinedo, M; Ramos, J; Farros. 2009. Evaluación y selección en colecciones básicas de camu camu (*Myrciaria dubia* H.B.K. *Mc Vaugh*) en Loreto, Perú. Programa Manejo Integral del Bosque y Servicios Ambientales- IIAP, Iquitos, Perú, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de la Amazonía Peruana (UNAP), Iquitos, Perú.

Barbat, T. 2006. La multiplicación de las plantas. Viveros. 33-43 p.

Baos, C; Trueba, C. 1986. Descriptores de camu camu. Programa Nacional de Cultivos Tropicales. (Informe Técnico, nº 8), 55 p.

Bärtels, A. 1989. Gehölzvermehrung. Verlag Eugen Ulmer. Stuttgart, Deutschland. 370 p

Brewera, P; Koltai, H; Beveridge, C. (2013). Diverse Roles of Strigolactones in Plant Development. *Molecular Plant*, 6(1), 18–28.

Block, N; Hudes, M. 2001. En: *American Journal of Epidemiology*. 154 p.

Cabrera, D; Rodríguez, P; Vignale, B; Mara, V. 2009. Avances en la propagación por enraizamiento de estacas semi-leñosas de guayabo del país (*Acca Sellowiana* (Berg) Burret). Programa nacional de investigación en producción frutícola- serie actividades de difusión Nº602. 5º Encuentro Nacional sobre Frutos Nativos – Salto. INIA - FAGRO - Dirección General Forestal MGAP. 43 p.

Carvalho, J. 2014. Propagación vegetativa con el uso de estacas herbáceas de camu-camu (*Myrciaria dubia* (Kunth) Mc Vaugh) en cámara de subirrigación. Biblioteca Central da Universidad Federal de Roraima. Boa Vista, Brasil. 63 p.

Chirinos, R; Galarza, J; Betalleluz-Pallardel, I; Pedreschi, R; Campos, D. 2010. Antioxidant compounds and antioxidant capacity of Peruvian camu-camu (*Myrciaria dubia* H.B.K. McVaugh) fruit at different maturity stages. *Food chemistry* 120(4): 1019–1024.

Chiwocha, S; Dixon, D; Flematti, K; Ghisalberti, G; Merritt, E; Nelson, D; Riseborough, D, Smith, J; Stevens, J. 2009. Karrikins: A new family of plant growth regulators in smoke. *Plant Science*, 177, 252–256.

Delgado, J; Yuyama, K. 2010. Comprimento de estaca de camu-camu con ácido indolbutírico para a formação de mudas. *Revista Brasileira de Fruticultura*. Jaboticabal, vol. 32, nº 2, 522-526 p.

De Klerk, G; Van der Krieken, W; De Jong, J. 1999. The formation of adventitious roots: new concepts, new possibilities. *In Vitro Cell. Dev. Biol. Plant*, 35:189-199 p.

Davies, P. J. 2010. *Plant Hormones (Third Edition)*. New York, EUA: Springer.

Díaz, E. 1991. Técnicas de enraizado de estacas juveniles de *Gmelina arbórea* L. Tesis Magister Scientiae. CATIE. Costa Rica. 111 p.

Dirr, M; Heuser, C. 1987. The reference manual of woody plant propagation, from seed to tissue culture. Varsity Press Inc. Georgia, U.S.A. 239 p.

Dosfert, N; Roque, J; Brokamp, G; Cano, A; La Torre, M; Weigend, M. 2008. Desarrollo de monografías botánicas para cinco cultivos peruanos: hojas botánicas: camu camu, *Myrciaria dubia* (H.B.K.) Mc Vaugh. Lima, Perú. 12 p.

Ernst, A. 1999. Microcloning: a multiple cloning technique for avocados using micro containers. Revista Chapingo Serie Horticultura 5, 217-220 p.

Fachinello, J; Hoffmann A; Natchigal, J. 2005. Propagação de plantas frutíferas. Brasília, Embrapa informações tecnológicas. 221p.

Fachinello, J; Hoffmann, A; Nachtigal, G; Kersten, E; Fortes, G. 1995. Propagación de plantas fructíferas de clima temperado. Pelotas: UFPEL, 178p.

FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y Alimentación, IT). 1987. Especies forestales productoras de frutas y otros alimentos: ejemplos de América Latina, 265 p.

Ferreira, D. 2014. Sisvar: a Guide for its Bootstrap procedures in multiple comparisons. Ciênc. agrotec. vol. 38, nº 2, pp. 109 - 112. Disponível em: ISSN 1413-7054. <http://dx.doi.org/10.1590/S1413-70542014000200001>.

Fernández, N; Contreras, G. 2004. Efecto del ácido indolbutírico (AIB) sobre el enraizamiento de estacas de semeruco (*Malpighia glabra* L.). Universidad del Zulia. Repositorio Académico. Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ). 21 Supl. 1: 42-46p.

Flores, E. 2011. Propagación in vitro de portainjertos para guayabo: Cass (*Psidium friedrichsthalianum*) y (*Psidium sartorianum*), Tesis de Maestría, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Edo. de México, México.

Gárate, M. 2010. Técnicas de Propagación por Estacas. Tesis de la Universidad Nacional de Ucayali. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Ucayali-Perú, 12 p.

González, E. 1992. Micropropagación de Guayabillo *Psidium sartorianum* (Berg.) Niedenzu. Tesis Profesional, Universidad de Guadalajara, Facultad de Ciencias Biológicas Guadalajara, Jalisco.

Garrido, G; Cano, E; Acosta, M; Sánchez-Bravo, J. 1978. Formation and growth of roots in Carnation cuttings: influence of cold storage period and auxin treatment. *Scientia Horticulturae* 74 (3):219-231p.

Gaspar, T; Hofinger, M. 1988. Auxin metabolism during adventitious root formation. In

George, E; Hall, M; & De Klerk; G. 2008. *Plant Propagation by Tissue Culture*. (3rd Edition), Dordrecht, The Netherlands: Springer Verlag.

Hackett, W. 1970. The influence of auxin, catechol, and methanolic tissue extracts on root initiation in aseptical cultured shoot apices of the juvenile and adult forms of *Hedera helix*. *Journal of the American Society for Horticultural Sciences*, 95: 398-402p.

Hartmann, H; Kester, D; Davies, F; Geneve, R. 2011. *Plant propagation: Principles and Practice*. Eighth edition. New Jersey, USA. Prentice Hall. 915 p.

Hartmann, H; Kester, D; Davie, F; & Genever, R. 2002. *Plant Propagation: principles and practices*. 7^a ed. New Jersey, Pretince Hall. 880 p.

Hartman, H; Kester, D. 1998. *Propagación de plantas-Principios y prácticas*. VI Edición. Compañía editorial continental. México, 760 p.

Hartmann, H; Kester, D; Davis, J; Geneve, R. 1997. *Plant propagation: Principles and Practices*. 6th Ed. Prentice-Hall, Inc. Upper Saddle River, New Jersey, U.S.A. 770 p.

Hartmann, H; Kester, D. 1995. *Propagación de plantas. Principios y prácticas*. 4^a ed. Continental. México, 760 p.

Hartmann, H; Kester, D; Davies, FT. 1992. *Plant propagation principles and Practices*. Fifth.

Hartman, H; Kester, D. 1986. *Propagación de plantas: principios y prácticas*. CECSA. México, 814 p.

Hess, C. 1962. A physiological analysis of root initiation in easy and difficult to root cuttings. Pp. 375-381 in: *International Horticultural Congress*. Editions J. Duculot. Brussels, Belgium.

Hoffmann, A. 1996. Propagação de plantas frutíferas. UFLA, FAEPE. Lavras (MG), p.89-90, 1996.

IIAP (Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana). 2009. Definición del producto – el Camu Camu. Iquitos-Perú, p. 1-7. Consultado 04 noviembre 2015. Disponible en: <http://www.iiap.org.pe/promamazonia/sbiocomercio/Upload%5CLineas%5CDocumentos/420.pdf>

IIAP (Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana). 2004. Plan de mejoramiento genético de camu camu. Iquitos –Perú, p. 54.

Jankiewicz, L. 2003. Reguladores de crecimiento, desarrollo y resistencia de plantas. México: Ediciones Mundi - Prensa.

Kevers, C; Hausman, J; Faivre-Rampant, O; Evers, D; Gaspar, T. 1997. Hormonal control of adventitious rooting: progress and questions. *Angew. Bot.*, 71:71-79 p.

Leakey, R. 1990. Propagación vegetativa de especies forestales. In Manual sobre Mejoramiento genético. CATIE, Turrialba. Costa Rica, 113 -120 p.

Leakey, R. 1985. The capacity for vegetative propagation in trees. En: Cannell, M.G.R. Jackson, J.E. (eds.) *Attributes of trees as crop plants*. Abbots Ripton, Institute of Terrestrial Ecology, 110-113 p.

Leopold, C; Kriedmann, P. 1975. *Plant growth and development*. McGraw-Hill, Inc, 545 p.

Longman, K. 1993. *Rooting cutting of tropical trees*. Commonwealth Science Council. London, 56-60 p.

Mesen, F. 1998. Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: Uso de propagadores de subirrigación. Manual técnico N° 30. CATIE, Proyecto PROSEFOR. Turrialba, Costa Rica.

Mesen, F; Leakey, R; Newton, A. 1992. Hacia el desarrollo de técnicas de silvicultura clonal para el pequeño finquero. *Revista El Chasqui*. N°28 6-18 p.

Menezes, D. 1998. Efeitos de diferentes reguladores de crescimento sobre o enraizamento de estacas de camu camu (*Myrciaria dubia* (H.B.K.) Mc Vaugh). FCA/UA. Brasil.

Miransaria, M; Smith, D. 2014. Plant hormones and seed germination. *Environmental and Experimental Botany*, 99, 110– 121 p.

Nuñez, Y. 1997. Propagación vegetativa del Cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilon (*Hyeromina alchorneoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estacas juveniles Tesis Mg. Sc. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 172 p.

Oliva, C; López, A. 2005. Efecto del ácido naftalenacético en el enraizamiento de estacas de *Myrciaria dubia* (H.B.K.) Mc Vaugh), camu-camu. *Folia Amazónica*, vol. 14 n° 2, 43-50 p. IIAP.

Oliva, C. 2005. Efecto de fitoreguladores enraizantes y la temperatura en el enraizamiento de estacas de *Myrciaria Dubia* (Hbk) Mc Vaugh, camu camu arbustivo, en Ucayali-Perú. *Folia Amazónica* vol. 14, n° 2, 19-25 p. IIAP.

Oliva, C. y López, A. 2003. Efecto del ácido naftalenacético, en el enraizamiento de estacas de *Myrciaria dubia* (HBK) MC VAUGH, camu camu. *Folia Amazónica* vol. 14, n° 2, 43-49 p. IIAP.

Ozkan, F; Gündüz, S; Berköz, M; Hunt, A; Yalın, S. 2012. The protective role of ascorbic acid (vitamin C) against chlorpyrifos-induced oxidative stress in *Oreochromis niloticus*. *Fish. Physiol. Biochem.* 38(3): 635-64 p.

Paiva, N; Gomes, J. 2012. Propagação de espécies florestais. Viçosa, 1Ed. UFV. 52 p.

Picón Baos, C; Delgado De La Flor, F; Padilha Trueba, C. 1986. Descriptores de camu camu. Lima: INIA, Programa Nacional de Cultivos Tropicales. (INIA. Informe Técnico, 8). p. 55.

Pina, J. 2008. Propagación de plantas. Universidad Politecnica de Valencia. Departamento de Producción Vegetal. Editorial UPV. 183-185 p.

Pinedo, M; Delgado, C; Farroñay, R; Iman, S; Villacrés, J; Fachin, L; Oliva, C; Abanto, C; Bardales, R; Lozano, R; Vega, R. 2010. Camu-camu (*Myrciaria dubia-Mirtaceae*); aportes para su aprovechamiento sostenible en la Amazonia Peruana: evaluación genética de plantas superiores de camu-camu en Loreto y Ucayali. IIAP-FINCYT, 124 p.

Pinedo, P. 2004. Camu camu, una nueva línea de producción orgánica de vitamina C, en adopción por el poblador amazónico. LEISA. Revista de Agroecología.

Pinedo, P; De Jong, W. 2002. Camu camu (*Myrciaria dubia* Mc Vaugh H.B.K), arbusto amazónico de áreas inundables con alto contenido de vitamina C. Instituto de Investigación de la Amazonía Peruana. Programa Manejo Integral del Bosque y Servicios Ambientales – PROBOSQUES, 11 p.

Puente, L. 2008. Validación clonal de plantas madres promisorias de *Myrciaria dubia* (H.B.K. Mc Vaugh) “camu camu arbustivo” en cámaras de sub-irrigación en Ucayali – Perú. Repositorio de la Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tesis del Departamento Académico de Ciencias Forestales. URL: <http://repositorio.unas.edu.pe/handle/UNAS/644>

Ponce, L; Barbosa, C; Jimenez – Sierra, C. s/f. Clones, copias exactas o réplicas únicas. Dpto. Biología. Mexico, 35 p.

Raisman, J; Gonzales, A. 2005. Hipertextos del área de Biología. Hormonas vegetales. Universidad Nacional del Nordeste Sáenz Peña, El Chaco.

Rojas, S; Garcia, J; Alarcon, M. 2004. Propagación asexual de plantas. Conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas. Ed. Produmedios. Colombia. 56 p.

Rodrigues, J; Ono, E. 1996. Aspectos de la fisiología del enraizamiento de estacas caulinares. Jaboticabal: FUNEP, 83 p.

Rojas, S; García, J; Alarcón, M. 2004. Propagación Asexual de Plantas. Conceptos Básicos y Experiencias con Especies Amazónicas. CORPOICA/PRONATA/MADR. Colombia. 55 p.

Sasso, Z; Citadin, I; Danner, A. 2010. Propagação de jabuticabeira por estaquia. Revista Brasileira de Fruticultura, 32. 577-583 p.

Sánchez, A; Suárez, E; González, M; Amaya, Y; Colmenares, C; Ortega, J. 2008. Efecto del ácido indolbutírico sobre el enraizamiento de acodos aéreos de guayabo (*Psidium guajava* L.) en el municipio Baralt, Venezuela. Evaluación preliminar. Revista UDO Agrícola 9 (1): 113-120 p.

Sepúlveda, S. 2004. Efecto de diferentes dosis de AIB y fecha de recolección sobre la propagación de estacas semileñosas basales y apicales de olivo (*Olea europea* L.) de la variedad empeltre. Tesis Ing. Agrónomo. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales. Universidad Católica de Temuco. Chile.

Sevilla, R; Holle, M. 2004. Recursos Genéticos Vegetales. Primera edición. Edit. Torre Azul SAC. Lima, Perú. 445 p.

Silva, C; Castro, M; Chagas, A; Pessoni, A. 2009. Propagação vegetativa de camu-camu por estaquia: efeito de ûtorreguladores e substratos. Revista Agro@mbiente, 3:92-98 p.

Sisaro, D; Hagiwara, J. 2016. Propagación Vegetativa por Medio de Estacas de Tallo. 1ª edición Hurlingham, Buenos Aires. Ediciones INTA. Archivo Digital: ISBN 978-987-521-681-5.

Strasburguer, E. 1994. Tratado de botánica. Omega, Barcelona. 1.068 p.

Sotelo, A. 2015. El movimiento de las plantas: Tropismo y Nastias. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales Agrimensura. Univerdad del Nordeste. Argentina.

Tello, H. 2010. Biocomercio en camu camu. II Congreso Nacional de Camu Camu del 19 al 21.09.2010. Ucayali, Perú.

Torres, A. 2003. Relação entre sazonalidade desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia. Dissertação Mestrado. Piracicaba, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidad de São Paulo. 65 p.

Velho Da Silveira, S; Dutra De Souza, P; Koller, O. 2004. Propagação vegetativa de abacateiro por estaquia. Rev. Bras. Frutic., Jaboticabal – SP 26(1), 191-192 p.

Wright, J. 1984. Mejoramiento genético de los árboles forestales. Estudios de selvicultura y productos forestales Nº 16. FAO. Roma, Italia, 436 p.

Yunis-Aguinaga, J; Fernandes, D; Eto, S; Claudiano, G; Marcusso, P; Marinho-Neto, F; Fernandes, J; De Moraes, F; De Moraes, J. 2016. Dietary camu-camu, *Myrciaria dubia*, enhances immunological response in Nile tilapia. Fish and Shellfish Immunology 58: 284- 291 p.

Zamir, R; Ali, N; Shah, S; Muhammad, T; Shah, S. 2007. In vitro re-generation of guava (*Psidium guajava* L.) from shoot tips of mature trees. Nuclear Institute for Food and Agriculture (NIFA), 39(7), 2395-2398.

Zobel, B; Talbert, J. 1984. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México. Ed. Limusa. 554 p.

VIII. ANEXOS



Figura 7. Identificación de las plantas madres.



Figura 8. Poda sanitaria y de fructificación de las plantas madres.



Figura 9. Poda de fructificación de las plantas madres.



Figura 10. Instalación del sistema de riego por goteo.



Figura 11. Control fitosanitario con la aplicación de fungicida a las plantas madres.



Figura 12. Realización de deshierbos para el control de malezas.



Figura 13. Georeferenciación de las plantas madres en la parcela experimental.



Figura 14. Colección y traslado de las estacas de tallo.



Figura 15. Proceso para la desinfección de las piedras.



Figura 16. Piedras desinfectadas y acondicionadas en la cámara de subirrigación.



Figura 17. Nivelación de arena fina en la cámara de subirrigación.



Figura 18. Cuadriculado del área a sembrar las estacas de tallo.



Figura 19. Aclimatación de las estacas de tallo.



Figura 20. Deshoje al 50% del área foliar de las estacas de tallo.



Figura 21. Siembra de las estacas de tallo.



Figura 22. Riego de las estacas de tallo.



Figura 23. Ubicación de los tratamientos.



Figura 24. Registro de temperatura y humedad relativa, a través del termohigrómetro.



Figura 25. Evaluación de las estacas de tallo.



Figura 26. Formación de callos.



Figura 27. Medición de longitud de raíces.



Figura 28. Formación de raíces.



Figura 29. Longitud de raíces.

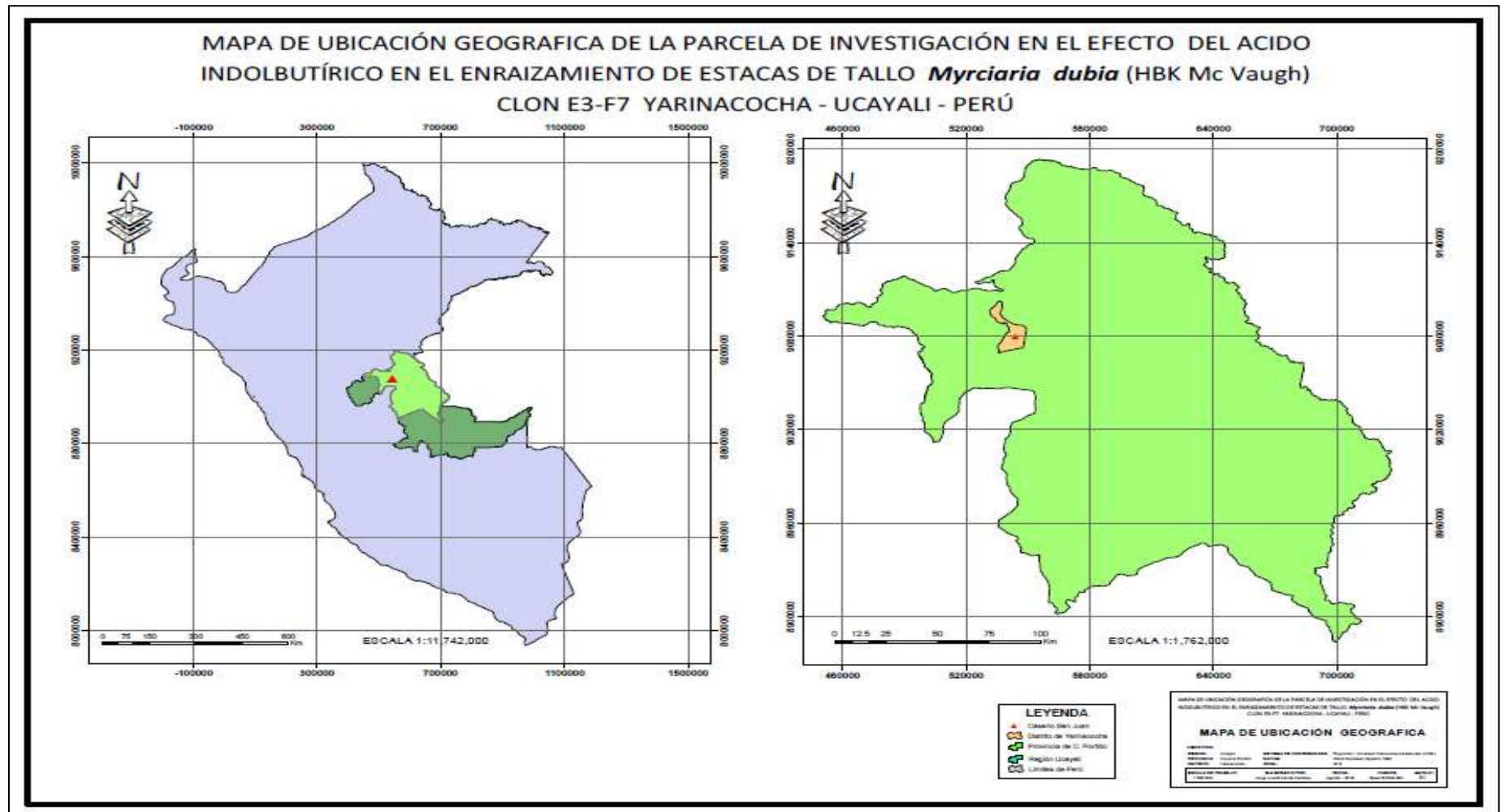


Figura 30. Ubicación de la parcela experimental.

Cuadro 8. Ficha de evaluación

Título: Efecto del ácido indolbutírico en el enraizamiento de estacas de tallo de <i>Myrciaria dubia</i> (HBK Mc Vaugh) Clon E3-F7, en Yarinacocha – Ucayali, Perú.																																								
Fecha de siembra:														Tesisista: Sonia Milagros Braga Vásquez																										
Lugar: Área de propagación vegetativa – IIAP																																								
Días después de haber instalado el experimento																																								
TRATAMIENTO	15					30					45					60					75					90					105					120				
	ESTACA (Nº)	CALLOS (Nº)	RAICES (Nº)	LONG. RAICES (cm)	OBSERVACIONES	ESTACA (Nº)	CALLOS (Nº)	RAICES (Nº)	LONG. RAICES (cm)	OBSERVACIONES	ESTACA (Nº)	CALLOS (Nº)	RAICES (Nº)	LONG. RAICES (cm)	OBSERVACIONES	ESTACA (Nº)	CALLOS (Nº)	RAICES (Nº)	LONG. RAICES (cm)	OBSERVACIONES	ESTACA (Nº)	CALLOS (Nº)	RAICES (Nº)	LONG. RAICES (cm)	OBSERVACIONES	ESTACA (Nº)	CALLOS (Nº)	RAICES (Nº)	LONG. RAICES (cm)	OBSERVACIONES										
T 1 R 1	1					1					1					1					1					1														
	2					2					2					2					2					2														
	3					3					3					3					3					3														
:	1					1					1					1					1					1														
	2					2					2					2					2					2														
	3					3					3					3					3					3														
T 5 R 1	1					1					1					1					1					1														
	2					2					2					2					2					2														
	3					3					3					3					3					3														

Cuadro 9. Datos promedio de temperatura y humedad relativa

Días de evaluación	Tº Máxima (°C)	Tº Mínima (°C)	Hº (%)
15	31.3	30.4	72.5
30	31.7	30.6	71.0
45	31.5	30.2	73.0
60	30.4	28.9	78.6
75	30.5	29.1	80.5
90	30.5	29.0	82.9
105	31.4	30.6	71.0
120	30.2	28.9	78.6

Cuadro 10. Datos promedio de temperatura y humedad relativa, registrada dentro de la cámara de subirrigación en los meses de evaluación

Días de evaluación	T° Máxima (°C)	T° Mínima (°C)	H° (%)
15	31.10	30.00	73.30
30	31.60	30.60	71.70
45	31.80	30.50	72.00
60	31.10	30.00	74.50
75	30.50	28.90	78.90
90	30.20	28.70	81.80
105	30.10	28.90	82.70
120	31.00	29.30	85.40

Cuadro 11. Ficha de evaluación para la variable número de callos

Tratamiento	N° de estacas	Días después de haber instalado el experimento							
		15	30	45	60	75	90	105	120
T ₁ R ₁	1	0	0	10	0	2	7	1	13
	2	0	0	4	12	1	8	12	5
	3	0	8	7	4	8	12	0	0
T ₁ R ₂	1	0	0	1	0	2	1	10	2
	2	0	4	9	12	6	8	5	12
	3	0	1	8	5	4	3	17	6
T ₁ R ₃	1	0	3	2	15	5	9	11	2
	2	0	1	9	9	5	17	1	4
	3	0	2	3	1	4	4	1	0
T ₂ R ₁	1	0	0	4	10	5	7	5	0
	2	0	0	0	0	1	3	0	4
	3	0	0	0	3	3	0	0	3
T ₂ R ₂	1	0	1	0	0	3	0	3	0
	2	0	0	5	3	3	6	1	2
	3	0	0	2	1	1	9	1	4
T ₂ R ₃	1	0	0	0	1	7	5	1	1

Tratamiento	Nº de estacas	Días después de haber instalado el experimento							
		15	30	45	60	75	90	105	120
T ₃ R ₁	2	0	0	0	0	0	5	0	0
	3	0	0	0	15	7	2	0	9
	1	0	4	0	0	0	6	19	0
	2	0	6	4	0	2	2	3	4
	3	0	8	0	8	4	0	0	4
T ₃ R ₂	1	0	0	6	0	4	1	14	5
	2	0	0	0	4	2	4	5	1
	3	0	0	3	6	0	8	10	1
T ₃ R ₃	1	0	0	0	0	11	8	1	1
	2	0	0	0	0	2	3	11	4
	3	0	0	6	12	4	8	4	2
T ₄ R ₁	1	0	0	0	0	1	2	2	5
	2	0	3	2	2	4	5	2	4
	3	0	1	2	3	2	4	1	4
T ₄ R ₂	1	0	1	0	2	3	6	0	4
	2	0	0	0	2	4	2	5	2
	3	0	0	0	0	4	4	4	6
T ₄ R ₃	1	0	2	0	0	4	3	2	13
	2	0	0	2	1	1	2	3	1
	3	0	0	0	2	3	0	4	9
T ₅ R ₁	1	0	0	0	0	3	5	2	3
	2	0	0	2	1	3	3	1	5
	3	0	1	4	4	5	4	1	4
T ₅ R ₂	1	0	0	1	3	1	17	0	3
	2	0	0	0	4	5	0	3	4
	3	0	2	1	0	0	0	0	5
T ₅ R ₃	1	0	0	2	1	2	1	6	10
	2	0	1	2	0	0	5	6	1
	3	0	0	0	0	9	7	0	0

Cuadro 12. Ficha de evaluación para la variable número de raíces

Tratamiento	Nº de estacas	Días después de haber instalado el experimento							
		15	30	45	60	75	90	105	120
T ₁ R ₁	1	0	0	0	0	2	0	0	0
	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	0	0	0	0	4	0	0	0
T ₁ R ₂	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	2	0	0	0	0	0	0	0	3
	3	0	0	0	0	0	0	0	0
T ₁ R ₃	1	0	0	0	0	0	0	0	3
	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	0	0	0	0	0	0	0	0
T ₂ R ₁	1	0	0	0	0	0	2	0	0
	2	0	0	0	0	0	0	1	1
	3	0	0	0	0	0	1	1	2
T ₂ R ₂	1	0	0	0	0	0	0	1	1
	2	0	0	0	1	1	1	0	0
	3	0	0	1	1	1	0	0	1
T ₂ R ₃	1	0	0	3	3	3	8	1	4
	2	0	0	3	4	10	2	5	4
	3	0	0	0	1	3	1	5	4
T ₃ R ₁	1	0	0	0	0	0	2	1	0
	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	0	0	0	1	1	0	0	0
T ₃ R ₂	1	0	0	0	0	0	0	1	3
	2	0	0	0	0	0	0	0	1
	3	0	0	0	0	0	0	0	0
T ₃ R ₃	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	2	0	0	0	0	2	0	0	0
	3	0	0	0	1	0	0	0	0
T ₄ R ₁	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	0	0	0	1	6	0	0	0
T ₄ R ₂	1	0	0	0	0	0	0	0	3

Tratamiento	Nº de estacas	Días después de haber instalado el experimento							
		15	30	45	60	75	90	105	120
T ₄ R ₃	2	0	0	0	0	1	0	0	0
	3	0	0	0	0	0	0	0	1
	1	0	0	0	0	0	2	0	0
	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	0	0	0	0	0	0	0	1
T ₅ R ₁	1	0	0	0	0	1	3	0	1
	2	0	0	0	1	0	1	0	1
	3	0	0	0	0	0	0	0	3
T ₅ R ₂	1	0	0	1	2	2	5	8	5
	2	0	0	2	6	5	5	3	4
	3	0	0	0	7	5	8	4	8
T ₅ R ₃	1	0	0	0	0	0	5	7	12
	2	0	0	0	0	5	5	8	10
	3	0	0	0	0	1	0	3	0

Cuadro 13. Ficha de evaluación para la variable longitud de raíces

TRATAMIENTO	Nº de Estacas	días después de haber instalado el experimento							
		15	30	45	60	75	90	105	120
T ₁ R ₁	1	0	0	0	0	6.03	0	0	0
	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	0	0	0	0	7.42	0	0	0
T ₁ R ₂	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	2	0	0	0	0	0	0	0	8.64
	3	0	0	0	0	0	0	0	0
T ₁ R ₃	1	0	0	0	0	0	0	0	0.63
	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	0	0	0	0	0	0	0	0
T ₂ R ₁	1	0	0	0	0	0	8.78	0	0
	2	0	0	0	0	0	0	0	2.00
	3	0	0	0	0	0	0	0	3.18
T ₂ R ₂	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	2	0	0	0	5.81	5.70	5.33	0	0
	3	0	0	0	5.64	7.31	0	0	9.90
T ₂ R ₃	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	0	0	0	6	0	0	0	9.87
T ₃ R ₁	1	0	0	0	0	0	7.45	4.86	0
	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	0	0	0	9.24	7.67	0	0	0
T ₃ R ₂	1	0	0	0	0	0	0	5	4.54
	2	0	0	0	0	0	0	0	4.86
	3	0	0	0	0	0	0	0	0
T ₃ R ₃	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	2	0	0	0	0	8.26	0	0	0
	3	0	0	0	13.64	0	0	0	0
T ₄ R ₁	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	0	0	0	8.65	9.43	0	0	0
T ₄ R ₂	1	0	0	0	0	0	0	0	10.23
	2	0	0	0	0	5.52	0	0	0
	3	0	0	0	0	0	0	0	22.70
T ₄ R ₃	1	0	0	0	0	0	8.09	0	0

TRATAMIENTO	Nº de Estacas	días después de haber instalado el experimento							
		15	30	45	60	75	90	105	120
T ₅ R ₁	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	0	0	0	0	0	0	0	7.84
	1	0	0	0	0	6.07	7.97	0	4.26
	2	0	0	0	6.09	0	5.75	0	11.42
	3	0	0	4.64	10.39	0	0	0	7.59
T ₅ R ₂	1	0	0	0	0	0	11.86	0	0
	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	0	0	0	0	0	0	0	6.84
T ₅ R ₃	1	0	0	0	0	0	0	0	0
	2	0	0	0	0	0	0	0	0
	3	0	0	0	0	4.97	0	0	0

Cuadro 14. Promedio de número de callos, número y longitud de raíces

Tratamientos	Nº de plantas	Número de callos	Número de raíces	Longitud de raíces
T ₁ R ₁	1	38.00	2.0	2.48
T ₁ R ₂	2	38.67	1.00	2.88
T ₁ R ₃	3	36.00	1.00	2.21
T ₂ R ₁	1	16.00	2.67	4.65
T ₂ R ₂	2	15.00	2.33	4.44
T ₂ R ₃	3	17.67	2.67	3.03
T ₃ R ₁	1	24.67	1.67	4.82
T ₃ R ₂	2	25.33	1.67	4.17
T ₃ R ₃	3	25.67	1.00	4.30
T ₄ R ₁	1	16.33	2.33	7.11
T ₄ R ₂	2	16.33	1.67	5.82
T ₄ R ₃	3	17.33	1.00	5.70
T ₅ R ₁	1	17.00	3.67	4.73
T ₅ R ₂	2	16.33	3.33	5.23