UNIVERSIDAD NACIONAL INTERCULTURAL DE LA AMAZONÍA

FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AMBIENTALES

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROFORESTAL ACUÍCOLA



Aplicación de hormona vegetal y sustratos en el enraizamiento de esquejes de *Azadirachta indica* (neem) en la UNIA, Yarinacocha – Ucayali

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL
DE INGENIERO AGROFORESTAL ACUÍCOLA

AUTOR:
Bach. Roger Braulio Ramírez Rengifo

Ucayali – Perú

2022

ANEXO 16. ACTA DE CALIFICACIÓN DE LA SUSTENTACIÓN DE LA TESIS

En la sala virtual destinada para la sustentación de la tesis, Campus universitario de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía, en el distrito de Yarinacocha Provincia de Coronel Portillo Ciudad de Pucallpa, a las 11:06 horas del día lunes 1 de agosto del 2022, se reunió el Jurado de Tesis presidido por el M.Sc. José Sánchez Choy Sánchez, e integrado por: Mg. Nadia Panduro Tenazoa y Ing. Mg. Jessy Isabel Vargas Flores, en calidad de miembros, con la exclusiva finalidad de evaluar la sustentación de tesis titulada: **APLICACIÓN DE HORMONA VEGETAL Y SUSTRATOS EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESQUEJES DE AZADIRACHTA INDICA (NEEM) EN LA UNIA, YARINACOCHA – UCAYALI**, cuya responsabilidad corresponde al Bachiller: **ROGER BRAULIO RAMIREZ RENGIFO;** fin de optar el Título Profesional de **Ingeniero Agroforestal Acuícola**. Terminada la sustentación, el autor de la tesis respondió a las preguntas formuladas por los miembros del jurado. Cuya evaluación se consolida según la tabla y parámetros cuantitativos que siguen:

Presidente	Ing. M.Sc. José Gerardo Sánchez Choy Sánchez	26
Miembro	Ing. Mg. Nadia Masaya Panduro Tenazoa	16
Miembro	Ing. Mg. Jessy Isabel Vargas Flores	26
Promedio		23

El Jurado después de deliberar y calibrar los aportes de la tesis y la fundamentación del sustentante, compatibilizo el resultado cuantitativo con la tabla cualitativa equivalente. sobre aspectos relacionados con el trabajo, contenido y sustentación del mismo y con las sugerencias pertinentes, declara la sustentación como **BUENO**, asignándole un calificativo de **23 puntos**, según el Reglamento de Grados y Títulos de la Facultad de Ingeniería y Ciencias Ambientales de la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonía.

Siendo las 12:25 horas del mismo día se dio por terminado el acto de sustentación firmando los miembros del Jurado en señal de conformidad.

Ing. Msc. José Sánchez Choy Sánchez **Presidente**	Ing. Mg. Nadia Masaya Panduro Tenazoa **Miembro**
Mg. Jessy Isabel Vargas Flores Ing. Jessy Isabel Vargas Flores **Miembro**	

Nombre Asesor: Dr. Juan Luis Pérez Marín

Distribución: Integrantes del Jurado de Tesis, tesista y archivo FICA (Todas con firmas en original).

Escaneado con CamScanner

"Año del Fortalecimiento de la Soberanía Nacional"

CONSTANCIA

N°021-2022

ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE INVESTIGACION SISTEMA ANTIPLAGIO TURNITIN

La Biblioteca Central, hace constar por la presente, que le informe Final (Tesis) titulado:

APLICACIÓN DE HORMONA VEGETAL Y SUSTRATOS EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESQUEJES DE AZADIRACHTA INDICA (NEEM) EN LA UNIA, YARINACOCHA – UCAYALI.

Cuyo autor es : **RAMÍREZ RENGIFO, ROGER BRAULIO.**

Facultad : FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AMBIENTALES

Escuela Profesional : INGENIERÍA AGROFORESTAL ACUÍCOLA.

Después de realizado el análisis correspondiente en el Sistema Antiplagio, dicho documento presenta un porcentaje de similitud de 16%.

En tal sentido, de acuerdo a los criterios de porcentaje establecido en el **artículo 9 de la DIRECTIVA DE USO DEL SISTEMA ANTIPLAGIO**, aprobada con **RESOLUCIÓN N°164-2021-UNIA-CO**, el cual indica que no se debe superar el 24%. Se declara, que el trabajo de investigación: **SI contiene un porcentaje aceptable de similitud y/o plagio, por lo que SI se aprueba su originalidad.**

En señal de conformidad y verificación se FIRMA Y SELLA la presente constancia.

Fecha: 30/03/2022

UNIVERSIDAD NACIONAL INTERCULTURAL DE LA AMAZONÍA - UCAYALI

Dr. Jesús Taylar Dávila Francia
Jefe de la Oficina de Biblioteca Central

DEDICATORIA

Dedico esta tesis en forma muy especial a mis queridos abuelos Francisco San Bento Ruíz y Juana Arévalo Armas por el inmenso amor que me brindaron, comprensión y apoyo durante mi carrera profesional, quienes con sus consejos llenos de amor y orientaciones lograron motivarme para realizarme en un futuro como persona emprendedora y concluir con mi carrera profesional.

También, esta tesis dedico a nuestro adorado Dios, porque su amor y bondad que no tienen fin, ya que me permiten mostrar progreso, ante todo mis logros que son resultados de su confianza y cuando tengo obstáculos su gran amor que despliega me hace fuerte, ya que gracias a esa bondad aprendo de mis errores, reconozco mis culpas y me bendices para conducirme con la verdad y respeto a mis semejantes.

AGRADECIMIENTOS

Mi agradecimiento sincero a los responsables de la carrera de Ingeniería Agroforestal Acuícola y al encargado del Vivero de UNIA Sr. Raúl Estrella Lozano, por permitirnos ocupar un espacio del ambiente para el desarrollo del presente trabajo de investigación.

El agradecimiento especial al asesor de la tesis: Dr. Juan Luis Pérez Marín, que con sus aportes de conocimientos, apoyo, sugerencias y coordinación, sirvieron para inculcarme el tiempo necesario para realizar el desarrollo y culminación de la presente investigación en tiempos difíciles de pandemia que se vive en todo el planeta.

A los Miembros del Jurado de la Tesis, que me inculcaron con sus experiencias, conocimientos y sugerencias, aportes científicos para la corrección y las orientaciones para el desarrollo de la presente investigación: Ing. M. Sc. José Gerardo Sánchez Choy Sánchez, Ing. MSc. Nadia Masaya Panduro Tenazoa, Ing. M. Sc. Jessy Isabel Flores Vargas, a los cuales les estaré siempre agradecidos.

A mis compañeros de la UNIA que apoyaron directamente en el desarrollo y culminación del estudio.

ÍNDICE

Pg.

I. INTRODUCCIÓN…… 13

II. REVISIÓN DE LITERATURA…… 16

2.1. Antecedentes de la investigación…… 16

2.1.1. A nivel local…… 16

2.1.2. A nivel nacional…… 17

2.1.3. A nivel internacional…… 18

2.2. El *Azadiracta índica* (neem)…… 19

2.2.1. Origen…… 19

2.2.2. Clasificación botánica…… 19

2.2.3. Descripción morfológica…… 20

2.2.3.1. Árbol de neem…… 20

2.2.3.2. Raíz…… 20

2.2.3.3. Hojas…… 20

2.2.3.4. Flor…… 20

2.2.3.5. Fruto…… 21

2.2.3.6. Semilla…… 21

2.2.4. La azadiractina (AZA)…… 21

2.2.5. Composición química del *Azadirachta índica* (neem)…… 22

2.2.6. Usos del *Azadirachta índica* (neem)…… 22

2.2.6.1. Uso como bioinsecticida…… 22

2.2.6.2. Uso medicinal…… 22

2.2.6.3. Uso forestal…… 22

2.2.6.4. Uso industrial…… 23

2.2.7. Requerimientos edáficos…… 23

2.2.8. Sustratos…… 24

2.2.9. Hormona vegetal…… 25

2.2.9.1. Generalidades de las hormonas vegetales…… 25

2.2.9.2. Tipos de hormonas vegetales…… 26

2.2.9.3. Hormona vegetal de manzana…… 26

2.2.10. Generalidades de propagación vegetativa…… 27

2.2.10.1. Propagación asexual o vegetativa…… 27
2.2.10.2. Propagación vegetativa a través de esquejes…… 28
III. MÉTODOS……... 29
3.1. Ubicación y descripción del área de estudio…… 29
3.1.1. Tipo y nivel de investigación…… 29
3.2. Identificación y descripción de material del material experimental…… 29
3.3. Procedimientos…… 30
3.3.1. Extracción de los esquejes…… 30
3.3.2. Preparación del vivero y colocación de esquejes…… 30
3.3.3. Preparación de la hormona vegetal de manzana…… 31
3.3.3.1. Materiales…… 31
3.3.3.2. Insumos…… 31
3.3.3.3. Preparación……... 31
3.3.4. Variables del estudio…… 32
3.3.4.1. Porcentaje de enraizamiento……..…… 32
3.3.4.2. Tiempo de enraizamiento……..…… 32
3.3.4.3. Cantidad de raíces emitidas……..…… 33
3.3.4.4. Tamaño de raíces emitidas……..…… 33
3.4. Variables…… 33
3.5. Población y muestra…… 34
3.5.1. Población…… 34
3.5.2. Muestra…… 34
3.6. Tratamientos…… 35
3.7. Recolección de los datos…… 36
3.7.1. Fuente de información…… 36
3.7.2. Unidad experimental y unidad de medida…… 36
3.7.2.1. Unidad experimental…… 36
3.7.2.2. Unidad de medida…… 36
3.7.2,3. Tipo de muestreo…… 36
3.7.2.4. Técnicas para la recolección de datos…… 36
3.8. Procesamiento de los datos…… 37
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN…… 38
4.1. Porcentaje de raíces emitidas…… 38
4.2. Tiempo de raíces emitidas…… 42
4.3. Cantidad de raíces emitidas…… 46
4.4. Tamaño de raíces emitidas…… 49
V. CONCLUSIONES…… 53
VI. RECOMENDACIONES…… 54

VII. BIBLIOGRAFÍA…… 55
VIII. ANEXOS…… 63
8.1. Base de datos de variables del estudio…… 63
8.2. Datos obtenidos para el análisis del resultado de variables…… 67
8.3. Análisis fisicoquímico y microbiológico de la hormona de manzana…… 71
8.4. Análisis del contenido de nutrientes de la hormona de manzana…… 72
8.5. Análisis fisicoquímico de los sustratos…… 73
8.6. Análisis del suelo…… 74
8.7. Iconografía de la investigación…… 75
8.7.1. Adquisición de los esquejes del *Azadirachta índica* (neem)…… 75
8.7.2. Preparación de los sustratos…… 76
8.7.3. Etapa de vivero…… 77
8.7.4. Evaluación de las variables: cantidad y tamaño de raíz y hojas…… 78

ÍNDICE DE TABLAS

En el texto Pg.

1. Valores promedios diarios de temperatura, precipitación, humedad relativa, durante 60 días de evaluación…… 29
2. Operacionalización de variables…… 34
3. Distribución de los tratamientos del estudio en el vivero…… 35
4. Estadísticos descriptivos del porcentaje de raíces emitidas…… 38
5. Prueba de ANOVA del porcentaje de raíces emitidas…….. 39
6. Prueba de Tukey para porcentaje de raíces emitidas…… 40
7. Estadísticos descriptivos…… 43
8. Prueba de ANOVA ……. 43
9. Prueba de Tukey ……..... 44
10. Estadísticos descriptivos de cantidad de raíces emitidas…… 46
11. Prueba ANOVA de cantidad de raíces emitidas…… 47
12. Prueba de Tukey de cantidad de raíces emitidas……. 48
13. Estadísticos descriptivos del tamaño de raíces emitidas……. 50
14. Prueba ANOVA para tamaño de raíces emitidas…….. 51
15. Prueba de Tukey del tamaño de raíces emitidas……... 51

ÍNDICE DE TABLAS

En el anexo Pg.

16. Porcentaje de raíces emitidas…… 67
17. Prueba de normalidad del porcentaje de raíces emitidas…..…… 67
18. Tiempo de raíces emitidas……..…… 68
19. Prueba de normalidad de tiempo de raíces emitidas…… 68
20. Cantidad de raíces emitidas…….. 69
21. Prueba de normalidad de la cantidad de raíces emitidas…… 69
22. Tamaño de raíces emitidas…….. 70
23. Prueba de normalidad del tamaño de raíces emtidas…… 70

ÍNDICE DE FIGURAS

En el texto Pg.

1. Porcentaje de raíces emitidas…… 39

2. Tiempo de raíces emitidas…….. 43

3. Cantidad de raíces emitidas…… 47

4. Tamaño de raíces emitidas…….. 50

ÍNDICE DE FIGURAS

En el anexo Pg.

5. Planta de neem…… 75
6. Selección de esquejes de plantas de neem…… 75
7. Corte de rama de plantas de neem…… 75
8. Selección de ramas de plantas de neem…… 75
9. Esquejes cortados…… 75
10. Esquejes con adición de agua para recuperar la humedad …… 75
11. Preparación de sustrato……. 76
12. Puesta de sustratos en bolsas de vivero……. 76
13. Investigador preparando los sustratos…… 76
14. Acondicionamiento de las bolsas de sustrato……..…… 76
15. Preparación del vivero……..…… 76
16. Nivelación del vivero …… 76
17. Corte del esqueje……..…… 77
18. Muestra del tamaño de esquejes utilizado…… 77
19. Sustratos preparado para la puesta de esquejes…….. 77
20. Sustratos con esquejes…….. 77
21. Instalación de la muestra para investigación…… 77
22. Esquejes de plantas de neem por tratamientos…… 77
23. Plantas de neem por tratamiento…….. 78
24. Evaluación de las variables…… 78
25. Evaluación de la cantidad y tamaño de raíces…… 78
26. Investigador midiendo las raíces…… 78
27. Medición de raíces de los tratamientos…… 78
28. Investigador contando y evaluando las raíces…… 78
29. Evaluación de raíces por tratamientos…… 79
30. Evaluación del tamaño de raíces…… 79
31. Elongación de la raíz para evaluación…… 79
32. Tamaño de medida de raíces por tratamiento……..…… 79

Aplicación de hormona vegetal y sustratos en el enraizamiento de esquejes de *Azadirachta indica* (neem) en la UNIA, Yarinacocha – Ucayali

RESUMEN

El objetivo fue determinar los efectos por aplicación de hormona vegetal y sustratos en el enraizamiento de *Azadirachta índica* (neem). Se utilizó el Diseño Completamente Al Azar (DCA), con siete tratamientos en 3 repeticiones: T_1 (arena 100 % + hormona vegetal 50 ml), T_2 (tierra negra 100 % + hormona vegetal 50 ml), T_3 (estiércol de gallina 100 % + hormona vegetal 50 ml), T_4 (Humus 100 % + Hormona vegetal 50 ml), T_5 (testigo, tierra 50 %, Gallinaza 25 % + arena 25 %), T_6 (arena 50 %, tierra negra 50 % + hormona vegetal 50 ml), T_7 (arena 50 %, humus 50 % + hormona vegetal 50 ml). En resultados, en porcentaje de enraizamiento de esquejes el T_6 fue mayor con 79 %, con relación a los demás tratamientos que fueron menores, determinándose como mejor tratamiento. En cuanto al tiempo de enraizamiento de esquejes con el T_6 se logró menor tiempo en 28 días en relación con los demás tratamientos que fueron mayores, determinándose como mejor tratamiento. En cantidad de raíces, el T_6 fue mayor con 18 raíces emitidas en relación con los demás tratamientos que fueron menores, determinándose como mejor tratamiento. En tamaño de raíces el T_6 fue mayor con 24 cm de largo en relación con los demás tratamientos que fueron menores, determinándose como mejor tratamiento. Se concluye que el T_6 (arena 50 %, tierra negra 50 % + hormona vegetal 50 ml) dio mejores resultados de enraizamiento en esquejes.

Palabras claves: Interés económico, aplicación práctica, viable, insumos de la región.

Application of plant hormone and substrates in the rooting of cuttings of *Azadirachta indica* (neem) in the UNIA, Yarinacocha - Ucayali

ABSTRACT

The objective was to determine the effects by application of plant hormone and substrates in the rooting of Azadirachta indica (neem). The Completely Random Design (DCA) was used, with seven treatments in 3 repetitions: T_1 (100% sand + 50 ml plant hormone), T_2 (100% black earth + 50 ml plant hormone), T_3 (100% chicken manure + plant hormone 50 ml), T_4 (Humus 100% + Plant hormone 50 ml), T_5 (control, soil 50%, Chicken manure 25% + sand 25%), T_6 (sand 50%, black soil 50% + plant hormone 50 ml), T_7 (sand 50%, humus 50% + plant hormone 50 ml). In results, in percentage of rooting of cuttings, T_6 was higher with 79%, in relation to the other treatments that were lower, determining as the best treatment. Regarding the rooting time of cuttings with T_6, a shorter time was achieved in 28 days in relation to the other treatments that were longer, determining as the best treatment. In terms of number of roots, T_6 was higher with 18 roots emitted in relation to the other treatments that were lower, determining as the best treatment. In root size, the T_6 was greater with 24 cm in length in relation to the other treatments that were smaller, determining as the best treatment. It is concluded that T_6 (50% sand, 50% black earth + 50 ml plant hormone) gave better rooting results in cuttings.

Key words: economic interest, application practical, viable, inputs from the region.

I. INTRODUCCIÓN

El árbol de *Azadirachta indica* (neem), de la familia Meliaceae, es originario de Asia en donde crece en los bosques naturales de la India, Pakistán, Bangladesh, Tailandia. También se cultiva en regiones tropicales y subtropicales como Brasil, Perú, Ecuador, Colombia. Esta especie se caracteriza por sus propiedades muy utilizadas como insecticida, combustible, lubricante, jabones, cosméticos y medicina tradicional (Ricse 2005).

El *Azadirachta indica* (neem), es una planta usada por el hombre desde la antigüedad hasta la actualidad, como una planta medicinal en el tratamiento de diversas enfermedades como gastritis, diabetes, úlceras, bronquitis, resfriados, tos, entre otros (Baldini, 2016). Así mismo las bondades de esta planta son múltiples, utilizándose con resultados satisfactorios en la conservación de semillas libre de insectos por el fuerte aroma que emana y amargo que es la panta, especialmente las hojas (Porcuna 2011).

Esta planta es una especie que fue introducida en el Perú, adaptada a climas tropicales como de la ciudad de Pucallpa, Iquitos (INIA 2010). Muy utilizada para tratamientos de la salud humana, existen pocos ejemplares en nuestra localidad, abarcando un numero de 39 especies en total, distribuidos en diversas regiones (Ricse 2005).

El componente químico principal del árbol de neem es la Azadirachtina, que es un compuesto que está presente en la semilla madura y es el metabolito de mayor importancia por su alta potencia como insecticida, ofrece la ventaja de no afectar a los insectos durante su desarrollo y crecimiento por ser insecticidas que no son de contacto y su acción anti alimentaria de los artrópodos lo caracterizan como un excelente insecticida natural (Loor 2017).

El neem es propagado por semillas botánicas inmediatamente después de ser cosechadas, tiene efectos de germinación larga y son recalcitrantes, presentan la desventaja de la heterogeneidad genética, que resulta de la polinización cruzada razón por la cual la germinación se prolonga por varios días (Lucero 2013).

En la localidad a pesar de las condiciones favorables para la propagación del neem, existe poca cantidad de plantas instaladas en la localidad y exteriores, en una cantidad aproximada de 26 hectáreas distribuidas en Pucallpa, Aguaytía, San Alejandro, Tournavista, Curimaná, Neshuya, Divisoria, son plantas utilizadas en su gran mayoría para el comercio por sus bondades medicinales, siendo la parte más comercial de esta planta las hojas, semilla, flores, frutos, raíz y corteza (DRAU 2020).

La planta de neem tiene una gran importancia económica a nivel local, regional, nacional e internacional por las propiedades curativas que ofrece especialmente para el tratamiento de dolencias y enfermedades en la salud humana, además es usado para el tratamiento de plantas y animales, las partes más usadas comercialmente de esta planta son: hoja, corteza, flores, frutos, raíces, raíces, semillas (Maldonado 2015).

Actualmente los plaguicidas sintéticos o comerciales son las causantes de altos niveles de toxicidad y causan daños severos al ambiente y a la salud humana, ya que inducen a la formación de resistencia y contaminación ambiental, propiedad para ser empleado como un plaguicida orgánico para controlar plagas de campo, productos en almacén, constituyéndose las hojas como el más potente repelente para los insectos (Lucero 2013).

El neem es una especie que se propaga por vía sexual y asexual, siendo por vía sexual la germinación de semillas más largo en un rango de 30 a 45 días, pero bajo condiciones controladas a campo abierto con buen riego, ambientes controlados, inducción de hormonas vegetales, microorganismos eficientes, es posible realizar el enraizamiento de los esquejes por vía asexual en menor tiempo posible en un rango de 25 a 35 días (López 2005).

Por su condición de ser una especie de madera dura y con semillas de germinación tardía (latente), la propagación asexual es la más recomendable porque el enraizamiento de las raíces utilizando esquejes se realiza en menor tiempo con relación al de semillas botánicas que germinan en mayor tiempo (Reyes 2014).

Bajo condiciones de propagación asexual por esquejes con aplicaciones de algunas fitohormonas controladores del enraizamiento como las hormonas vegetales y los microorganismos eficientes, es posible mejorar la propagación de plantas, reducir el tiempo de enraizamiento, incrementar la cantidad y tamaño de hojas y raíces (Aliaga 2009). El problema fundamental de esta especie es la reproducción asexual de los esquejes, siendo el enraizamiento bajo, propiciado por los tipos de sustratos y proporciones inadecuados utilizados, como del tamaño de los esquejes empleados, siendo el tamaño más recomendable aquellos que están entre un rango de 10 a 25 cm, utilizando siempre brotes tiernos y delgados con un diámetro que oscile entre 0.8 a 1.0 cm (Porcuna 2011).

Así mismo, Mueras (2010), manifiesta que en nuestra localidad la población existente de la especie de neem es baja aún a pesar de que esta especie es muy comercial, pero de difícil propagación, y con un enraizamiento entre 30 a 40 días. Con el estudio logramos superar y reducir el tiempo de enraizamiento utilizando aplicaciones de hormona vegetal de manzana y sustratos en el enraizamiento de esquejes de neem, utilizándose esquejes de brotes tiernos

de 10 - 15 cm de largo, con un diámetro de 0.8 - 1.0 cm, lográndose el enraizamiento en 28 días.

Los objetivos fueron los siguientes:

Objetivo general:

Determinar el efecto de la aplicación de la hormona vegetal y sustratos en el enraizamiento de esquejes de *Azadirachta indica* (Neem).

Objetivos específicos:

Determinar el efecto de la aplicación de la hormona vegetal y sustratos en el porcentaje de raíces emitidas de esquejes de *Azadirachta indica* (Neem).

Determinar el efecto de la aplicación de la hormona vegetal y sustratos en el tiempo de raíces emitidas de esquejes de *Azadirachta indica* (Neem).

Determinar el efecto de la aplicación de la hormona vegetal y sustratos en la cantidad de raíces emitidas de esquejes de *Azadirachta indica* (Neem).

Determinar el efecto de la aplicación de la hormona vegetal y sustratos en el tamaño de raíces emitidas de esquejes de *Azadirachta indica* (Neem).

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes de la investigación

Contamos con mínimos estudios referente a la aplicación de hormona vegetal y sustratos para inducir el enraizamiento de esquejes de *Azadirachta índica* (neem) para propagar plantas por reproducción asexual, esta investigación será una fuente informativa consultiva, aplicativa y de fácil uso por los productores, como también para la realización de otros estudios que puedan darse a continuación de esta, a través de la propagación vegetativa utilizando hormona vegetal y sustratos para estimular el enraizamiento de esquejes provenientes de plantas juveniles y como resultado la obtención de plantas vigorosas y productivas.

2.1.1. A nivel local

Vidal (2010), evaluó el efecto en 05 tratamientos utilizando ácido indolbutírico (AIB) con sustratos diferentes y características morfológicas, en la emisión de raíces en estacas juveniles de *Simarouba amara* (marupa). Obtuvo el 87.88 % de enraizamiento utilizando la proporción de 8000 ppm de ácido indolbutírico (AIB).

Tang (2014), evaluó los efectos en el enraizamiento de estaquillas de *Tabebuia serratifolia* (tahuari) en 04 proporciones de ácido indolbutírico (AIB) y 02 clases de sustratos, empleando cámaras de sub-irrigación, logró mejores resultados con el sustrato de arena de 6000 ppm de AIB en supervivencia de 66.7 %; longitud promedio de la raíz/estaca de 13.21 mm/estaca; cantidad de brotes/estaca de 2.33 brotes/estaca; longitud de brotes/estaca de 8.96 mm/estaca; callos en la de 1.90 callos/estaca.

Mueras (2010), evaluó el enraizamiento de estacas juveniles de *Cedrelinga catenaeformis* de la parte media, apical y basal, adecuada en un sustrato de arena fina de 0.1 a 0.2 mm y dosis de 4,000 ppm de ácido indolbutírico (AIB), logrando en esquejes de la parte media un enraizamiento del 70%, callos del 73%, sobrevivencia del 85%, logrando los esquejes de la parte media ser mejores en cuanto a los resultados encontrados con esquejes apical y basal.

Soudre (2010), empleó estacas de tornillo, logrando el 70% de enraizamiento a 40 días de haber sido instalado los esquejes de la parte media de plantas juveniles y un foliolo de 30 cm2 utilizando dosis de 4000 ppm de AIB, además en otro sustrato de arena fina con cámara de sub-irrigación obtuvo 4 raíces de 1.1 cm de longitud.

Córdoba (2011), estudió la selección masal y propagación vegetativa del cedro rosado de la india, utilizando 03 tratamientos, obtuvo mejores resultados en el tercer tratamiento con la

dosis de 0.2% de ANA y 0.05% de AIB, logrando 20% estacas enraizadas, 37% estacas vivas, 0.62 promedio número raíces, 12.7 mm promedio longitud raíces, 0.54 promedio brotes, 30 mm promedio longitud brotes y 1.54 callos.

Mermao (2012), evaluó el efecto utilizando diferentes concentraciones de ácido indolbutírico y sustratos para el enraizamiento de estacas juveniles de estoraque en propagadores de sub-irrigación, obtuvo enraizamiento de 77.78% con dosis de 4000 ppm en sustrato de arena de río; porcentaje de raíz y brote 50%; porcentaje sobrevivencia del 100 %, número raíz promedio estaca de 1.55 raíces; longitud raíz promedio estaca de 5.47 cm; número brotes estaca de 0.67; número de callos.

Atapoma (2016), demostró la efectividad del extracto de *Cissus verticillata,* en la inducción de raíces y brotes en estacas de camu camu en corto tiempo de exposición. Estos antecedentes indican que existe una gran oportunidad de aprovechar la capacidad potencial de la especie (*Cissus verticillata*) en el enraizamiento de estacas con otras especies, reduciendo el costo de producción de los plantones en corto tiempo, siendo viables, incluso para agricultores de escasos recursos económicos.

2.1.2. A nivel nacional

Cervantes (2011), evaluó la propagación vegetativa de *Manilkara bidentata* (quinilla) utilizando estaquillas para el enraizamiento en cámara de sub-irrigación, empleando ácido indolbutírico (AIB) al 0.8 %, obtuvo enraizamiento del 70.38 %, número raíces 9 por estaca, longitud raíz 12.34 cm.

Neyra (2018), estudió el efecto de tres enraizadores en la propagación asexual de esquejes en claveles (*Dianthus caryophyllus*, L.) bajo condiciones de invernadero. Los enraizantes utilizados fueron: Root-Hor (marca registrada Grupo Andina), Rizoplus (marca registrada Grupo Andina) y Radigrow (marca registrada Radigrow Perú) con dosis de 0 ml, 5 ml, 10 ml y 15 ml por litro de agua en donde se sumergieron por 5 minutos los esquejes de clavel variedad Nelson. Obtuvo mayor volumen radicular, porcentaje enraizamiento 54 %, longitud raíz 9 cm con el enraizante Rizoplus en la dosis de 15 ml. En la concentración de 10 ml de Radigrow tuvo mejores efectos la propagación de esquejes de clavel y una mayor longitud radicular. La proporción de 10 ml del enraizante Rool-Hor, tuvo mayor efecto en la longitud de raíz de 12 cm.

Ruíz (2009), estudió el efecto de 04 proporciones de ácido indolbutírico y 03 tipos de estacas en el enraizamiento de *Plukenetia volubilis* L (sacha inchi), encontró mejores resultados en la

dosis de 0.20 % de AIB, obteniendo un porcentaje de enraizamiento de 92.59 %, número raíces de 25.94, longitud raíz de 4.57 cm, porcentaje brotación de 0.00 %, defoliación 22.22 %, mortalidad 3.70%.

Reyes (2014), evaluó la propagación asexual de *Theobroma cacao* L. (cacao) empleando 02 tipos de estacas y 04 dosis de ácido indolbutírico (AIB) en cámara de sub-irrigación en Tingo María, encontró mejor resultado aplicando ácido indolbutírico (AIB) en 6000 ppm logrando un, porcentaje de enraizamiento de 46.67 %, número raíces 6.67, longitud raíz 27.27 cm, porcentaje brotación 31.11 %, porcentaje mortalidad 53.33 %.

Canchan (2017), estudió la identificación y propagación de *Guadua sp*. con fitorreguladores, indica que, en el enraizamiento y crecimiento de estacas de bambú verde, *Guadua glomerata* Munro, en un tiempo de 170 días, tratadas con fitorregulador KELPAK a una dosis de 100 ml por 20 litros de agua, logró mayor porcentaje enraizamiento 83,30%, seguido de BIOZYME con 68,30%, STYMULATE 63,30%, RAPID ROOT 58,30%, testigo 30,00%. En cuanto al crecimiento, el tratamiento con KELPAK presentó la raíz larga de 28,26 cm, 4 rizomas, 4 brotes yema, altura media 98,06 cm, área foliar 126,78 cm2, peso seco 4,44 g, siendo mayor con relación a los demás fitorreguladores.

Aliaga (2009), evaluó el efecto de bioestimulantes en la propagación y formación de callosidades de *Haplorhus peruviana* Engl. Logró mejor resultado con el bioestimulante de ácido indolbutírico (AIB) a una concentración de 50 ppm en sustrato de arena (50 % arena fina + 50 % arena gruesa), obteniendo un porcentaje de enraizamiento de 54%. y supervivencia de 92 %.

2.1.3. A nivel internacional

Loor (2017), evaluó la propagación vegetativa del *Azadirachta índica* (neem) utilizando hormonas de enraizamiento de ANA y AIB. Lográndose mejores resultados en el Tratamiento 3 (1500ppm ANA + 1500ppm AIB), obtuviendo mayor porcentaje de enraizamiento, mayor longitud y número de raíces. Las plántulas enraizadas demostraron mayor enraizamiento y baja mortalidad en la fase de aclimatación.

Fernández *et al.* (2016), evaluaron la propagación de *Azadirachta índica* (neem), in vitro, como explantes, secciones foliares de vitro-plantas, cotiledones y esquejes. Obteniéndose la formación de callos a partir del cual se generó la embriogénesis somática primaria y secundaria, utilizando reguladores de crecimiento BAP (citoquiinina bencilaminopurina) (1,0

mg.L-1) y 2,4-D (0,2 mg.L-1), obteniéndose la mayor regeneración de callos en secciones de los cotiledones del 67 % con dosis de 1,0 mg.L-1.

Mourao *et al.* (2009), evaluaron la propagación de esquejes de cítricos, encontró que con el uso de AG (ácido giberpelico), la mayor estimulación de iniciación y formación de las raíces adventicias en estacas de diferentes especies e híbridos de cítricos en concentraciones de 250-10.000 mg L-l. Siendo la auxina el factor en la iniciación de la raíz, seguido de los azúcares. La proporción de auxinas influye directamente en el desarrollo de los hidratos de carbono debido al aumento de su concentración y a las condiciones que inducen el enraizamiento.

Oliveira *et al.* (2015), evaluaron el crecimiento y el enraizamiento de 15 patrones de cítricos híbridos de mandarina sunki, lima rangpur y la naranja trifoliata mediante esquejes. Las estacas fueron tratadas con ácido indolbutírico a 6000 mg L1. Los resultados mostraron que los híbridos respondieron de una forma excelente ya que todos los esquejes enraizaron y el crecimiento de las plantas fue alto.

Teruel *et al.* (2010), evaluaron la especie *Poncirus trifoliata* variedad . monstrosa, utilizando estacas de 15 cm, fueron colectadas y tratadas con ácido indolbutirico (IBA) y ácido naftalin acético (ANA), en donde estos dos reguladores de crecimiento de estacas mostraron buen número de raíces, encontrando que las auxinas inducen a las raíces para la emersión.

2.2. El *Azadirachta índica* (neem)

2.2.1. Origen

El *Azadirachta índica* (neem), pertenece a la familia Meliaceae, originaria de la India de las regiones tropicales y subtropicales. Distribuida en 78 países entre Asia, África, Oceanía y América del Sur, existen aproximadamente 200 millones de árboles instalados en la India y Asia. Es una planta arbórea que mide hasta una altura de 15 a 30 m, se aprovecha de la planta sus hojas, raíces, flores, corteza, semillas para tratamientos en la salud humana, animal, además sirve como insecticida y fungicida (INFOAGRO 2017).

2.2.2. Clasificación botánica

Baldini (2016), manifiesta que el neem se clasifica en:

Reino: Vegetal
Subreino: Trachaeophyta
División: Embriofitas
Subdivisión: Angiospermas

Clase: Dicotiledónea
Orden: Geraniales
Familia: Meliaceae
Género: *Azadirachta*
Especie: *indica*

2.2.3. Descripción morfológica

2.2.3.1. Árbol de neem

Planta de aspecto erecto brillante, madera dura, alcanza un diámetro hasta de 2.5 m; la corteza de color gris rojizo y con espesor hasta de 2.5 cm; el árbol alcanza una altura entre 15 a 30 m y un diámetro de copa de 25 m; logra vivir más de 200 años. La corteza es utilizado como tónico de sabor amargo, estimulante, astringente, vermífugo. El fruto es muy preferido como purgante, amargo, tóxico. Las hojas y el aceite de las semillas son antihelmíntico, antiséptico, antiparas. De la planta se usan la corteza, hojas, frutos, semillas, raíces, flores con fines medicinales (Loor 2017).

2.2.3.2. Raíz

Raíz principal pivotante, de rápido crecimiento y desarrollo, planta muy resistente a la sequía permitiéndola vivir en suelos muy pobres, profundizándose varios metros hasta que la planta alcance buena altura, se encargan de extraer los nutrientes del suelo profundo (INIFAP 2017).

2.2.3.3. Hojas

Peciolada, aserrada, de 7 a 10 cm de largo y de 3 a 4 cm de ancho; cuando son jóvenes (retoños) presenta color rojo cobrizo, a mayores años cambian a verde oscuro. Las hojas alcanzan hasta 35 cm de largo agrupados en foliolos, separados entre hojas de 3 a 4 cm. Cada foliolo presenta 7 pares, las hojas son compuestas imparipinadas con una terminal. La caída de las hojas ocurre cuando hay sequía o heladas fuertes (Berenguer *et al.* 2013).

2.2.3.4. Flor

Pequeñas de aproximadamente 5 mm, de color blanca, crema o amarillenta, bisexual, con partes bien diferenciadas, crece en racimos hasta 22 cm en las axilas de la hoja; en plena floración el aroma y el néctar facilitan su polinización. La floración depende de las condiciones climáticas de la región y la fecundidad se debe a la cantidad de iluminación recibida y a la humedad del suelo, los cuales estimulan la floración e inhiben el aborto floral (Ramos y Gonzáles 2004).

2.2.3.5. Fruto

El fruto es una drupa elipsoidal de 1.4 a 2.4 cm de largo provistas en racimos, el color del epicarpio al inicio de su formación es verde con endocarpio blanco y duro; al madurar adquiere un color amarillento. La pulpa es jugosa y dulce, consumible por humanos, aves y animales; además encierra a la semilla. El fruto madura en forma desigual, observándose en una misma rama, flores y frutos maduros e inmaduros, debido al brote secuencial de flores, logran aparecer en épocas de verano (Biswas y Chattopadhyay 2002).

2.2.3.6. Semilla

La semilla es la más buscada por sus propiedades medicinales, es de forma elipsoidal, mide de 1.4 cm de largo y 6.5 mm de ancho, envuelta de una lámina de color café conteniendo uno o dos semillas. Es la parte más importante del árbol porque en ella se almacenan sustancia de la azadiractina (Parrotta y Chaturvedi 1994).

2.2.4. La azadiractina (AZA)

Sustancia química que pertenece a los limonoides, metabolito secundario que están presentes en las semillas, además es insecticida de amplio espectro, regula el crecimiento de los insectos en todos sus estados larvarios, carece de efectos en la etapa larvaria y durante la adultez del insecto. Provoca desequilibrio hormonal en los insectos, el uso como insecticida está permitido en la agricultura ecológica (Niird 2004).

El árbol del *Azadirachta indica* (neem), contiene diversas sustancias que actúan como insecticidas, siendo el más importante la azadiractina (AZA), que es un compuesto natural (Niird 2004). La concentración de los compuestos del neem son diferentes en todas las partes de la planta. La preparación de bioinsecticidas a base de neem, requiere que en el proceso de extracción se separen e incrementen el contenido de AZA y de otros componentes relacionados con la actividad insecticida de los extractos. Para la extracción de AZA se han propuesto varios métodos, destacando el solvente del etanol, hexano, acetona, acetato de etilo y metanol (Koul y Wahab 2004). También se ha evaluado el uso de isopropanol con evaporación al vacío (Moorty y Kumar, 2004) o gases licuados (D'Andrea *et al.* 2004).

La azadiractina está considerado como insecticida regulador del crecimiento que actúa por ingestión y contacto, capaz de controlar una amplia gama de insectos en todos sus estadios larvarios y de pupa, debido a su actividad como biocida. El efecto depende del estadio de desarrollo del insecto, haciendo efecto a la semana de haberse producido el contacto o la ingestión. Al insecto adulto no lo mata, pero le causa alteración en su apareamiento e incluso puede llegar a esterilizarlos, inhibiendo la oviposición (ECOFORE 2019).

2.2.5. Composición química del *Azadirachta índica* (neem)

El neem es una fábrica bioquímica que contiene varios compuestos químicos producidos por la misma planta. Entre ellos tenemos a los terpenoides que son de especial importancia (INFOAGRO 2017). Existen más de 70 terpenoides que se encuentran disponibles en diferentes partes y tejidos vivos de las plantas, distribuidos en hojas, flores, frutos, semillas, corteza, raíz (Koul y Wahab 2004). También contienen compuestos de varios terpenoides derivados del abietano, y más de cincuenta tetraterpenoides, en donde se encuentra la azadiractina y la nimbina (Morty y Kumar 2004). La azadiractina, es el compuesto que proporciona las utilidades económicas, se comporta como antinutriente para los insectos (D´Andrea 2004).

2.2.6. Usos del *Azadirachta índica* (neem)

2.2.6.1. Uso como bioinsecticida

El neem contine 30 metabolitos, siendo el principal la azadiractina (AZA) que hace que actúe como insecticida potencial, los demás compuestos también actúan como insecticidas cuando están juntos como actividad sinérgica (ECOFORE 2017).

El AZA (azadiractina) es una sustancia aislada reconocida como el principal compuesto activo de mayor bioactividad de la azadiractina usada contra los insectos; se encuentra repartido por todas las partes de la planta, concentrándose en mayor cantidad en la semilla y hojas (INFOAGRO 2017).

2.2.6.2. Uso medicinal

Desde la antigüedad, los campesinos aprovecharon las cualidades curativas de este maravilloso árbol. Los antiguos pobladores hindúes descubrieron las propiedades del neem, aprovechado para el tratamiento de diversas dolencias en el hombre (Lucero 2013). El neem es tradicionalmente empleado con fines medicinales, en la cura de múltiples enfermedades, dolencias y en las comunidades rurales de la India el neem está considerada como una de la aldea o botica del pueblo (INFOAGRO 2017).

2.2.6.3. Uso forestal

Es una planta que crece y se desarrolla rápidamente, especie apropiada en sistemas agroforestales por sus múltiples usos y se adapta a cualquier lugar, siendo utilizado en la reforestación de zonas marginales, para reducir la erosión, restaurar la fertilidad y recuperar los suelos pobres, los residuos del neem como las hojas y tallos, sirven como abono orgánico

y mejorador del suelo, reduciendo la tasa de nitrificación; además se utilizan para la protección de cuencas hidrográficas mejorando el medio ambiente y sirve como barrera rompe vientos o cerca viva (INIFAP 2004).

La planta de neem es muy apreciado por ser de consistencia dura, en la industria el aserrín y viruta son utilizados como repelentes contra insectos debido al fuerte olor que emana la azadiractina (Koul y Wahab 2004),

2.2.6.4. Uso industrial

Los subproductos del neem tienen uso industrial, como el aceite de la semilla que es el producto comercial más importante, de color oscuro, oloroso, sabor amargo; también es usado como combustible, jabones medicinales, pastas dentales, cosméticas y productos farmacéuticos (INFOAGRO 2017).

La semilla de neem proporciona un aceite muy rico en azadiracta que hace que este producto sea considerado como insecticida de buen uso en la agricultura, para prevenir y controlar plagas (Loor 2017).

2.2.7. Requerimientos edáficos

INFOAGRO (2017), manifiesta que la planta de neem se adapta a las siguientes características:

Altitud: Crece y se desarrolla entre los 1000 y 1500 msnm; es una planta que requiere de mínima atención.

Latitud: Crece con facilidad a una latitud desde los 5° Sur, hasta los 35° Norte, se adapta rápidamente a diferentes zonas y clases de suelos.

Clima: Resiste toda clase de climas, se desarrolla en áreas desde 1,200 mm a 2,000 mm de lluvia anual (subhúmedas), con buen drenaje, también crece en condiciones semiáridas, calientes y secas, en donde se presentan sequías que duran de 6 a 9 meses o años extremadamente secos de 350 mm de lluvia. Soporta temperaturas que van desde los 5°C hasta 50°C; por debajo del 0 °C reduce la fructificación, la presencia de heladas le ocasiona la muerte del árbol.

Suelo: El suelo para la planta crezca adecuadamente debe tener buen drenaje, profunddidad, textura franco - arenosa o franco - arcillosa, pH entre 6,2 a 7,0. Sin embargo, el neem tiene amplia adaptación a condiciones adversas más que otros cultivos, soportan suelos salinos

marginales, con baja fertilidad, arcillosos, extremadamente pedregosos, o suelos ácidos con pH de 5,0 – 5,5.

2.2.8. Sustratos

Es un medio sólido e inerte que da soporte a las plantas, puede ser de material orgánico, inorgánico o sintético; la función principal es proteger a las raíces de la luz permitiendo una buena aireación, asimismo retienen el agua y los nutrientes que se encuentran dispuestos en el suelo, favoreciendo a la planta en la mayor producción de azadiractina (INFOAGRO 2017). Los sustratos sirven para la retención del agua y nutrientes, es un lugar de intercambio de gases y de nutrientes, las raíces sirven como anclaje de la planta, inducen el enraizamiento de esquejes, favorece la elongación de las raíces (Murrieta 2005).

Es un compuesto muy importante en la fase de vivero, porque suministran los nutrientes necesarios para el óptimo desarrollo, reproducción y producción de la planta, además el oxígeno y la porosidad son los elementos más importantes que debe adoptar el sustrato, para proporcionar buena absorción de agua y transferir los nutrientes para el funcionamiento de la planta (Quiroz 2009).

Existen dos tipos de sustratos: los sustratos químicamente inertes, como la arena granítica o silícea, grava, roca volcánica, perlita, arcilla expandida, lana de troca, etc. y en segundo lugar los sustratos químicamente activos como las turbas rubias y negras, corteza de pino, vermiculita, materiales ligno-celulósicos, etc. (Sánchez *et al.* 2009).

El suelo es el sustrato dominante del ambiente, en las cuales se sustentan las plantas para extender las hojas en el aire; asimismo suministran minerales y agua, que son vitales para las plantas; estos suministros inorgánicos consisten en elementos importantes como el carbono, nitrógeno, fósforo, potasio, oxígeno e hidrógeno (Valenzuela 2005).

La función del sustrato en la planta es sustituir al suelo, permitiendo el anclaje y el adecuado crecimiento del sistema radicular. Factor de producción muy esencial en la agricultura, actúa como soporte físico de las plantas proporcionándoles los nutrientes, el aire y el agua que necesitan (Vargas 2003).

2.2.9. Hormona vegetal

2.2.9.1. Generalidades de las hormonas vegetales

Son sustancias orgánicas que en pequeñas cantidades influyen en la alimentación de plantas y animales. La más conocidas son la auxina, la giberelina, la citoquinina, el etileno y el ácido abscísico (Mermao 2012).

Mueras (2010), manifiesta que las hormonas vegetales denominados también fitohormonas, son sustancias naturales producidas por el triptófano en las células de secreción o células meristemáticas, controlan el crecimiento y desarrollo de la planta, hacen que el tejido o las células vegetales respondan ante cambios que ocasiona el ambiente.

La importancia de las hormonas en las plantas está en las funciones de regular el crecimiento de las raíces, tallos, hojas, flores y frutos, como la maduración de frutos, inhibe el aborto de cualquier órgano vegetal por las condiciones ambientales (Ruiz 2013, Vidal 2010).

Las hormonas de la raíz se extienden por toda la planta, asimismo estas sustancias se producen en las semillas en desarrollo y son transportadas por el floema desde las raíces hasta el ápice de la planta y por la xilema a las ramas y hojas, la citoquinina tiene su máximo punto en el floema en desarrollo (Soudre 2010).

Mermao (2012), manifiesta que las hormonas son transportadas a diferentes partes de la planta, donde producen respuestas fisiológicas determinadas las cuales se activan en pequeñas cantidades.

Así mismo Cervantes (2011), manifiesta que las hormonas vegetales son cinco de importancia, tienen diferentes funciones, pudiéndose estas ser reemplazadas por los productos elaborados en el lugar.

La fabricación y el uso de hormonas vegetales o fitohormonas, ha sido la meta principal de los productores, en la elaboración y aplicación inmediata, siendo el objetivo principal el desplazamiento de la hormonas comerciales como el AIB, ANA, entre otros, que causan problemas de producción baja en los cultivos por el mal uso del productor y está considerado como no disponibles por el alto costo, la elaboración se realizaría aprovechando la producción de productos regionales en cada lugar como son: manzana, fresa, pera, frejol, coco, maíz, lenteja, trigo, arroz, garbanzo, chirimoya, guayabo, entre otros (INFOAGRO 2017).

Las fitohormonas se activan en pequeñas cantidades multiplicándose con rapidez tras ejercer su acción, actúan en las células en forma coordinada, cuya respuesta depende de la concentración

de las hormonas que recorren la planta desde la raíz hasta el ápice, favoreciendo el crecimiento y desarrollo (Loor 2017).

2.2.9.2. Tipos de hormonas vegetales

Principales hormonas vegetales	
Hormona	**Función**
Etileno	Maduración de la fruta y abscisión.
Giberelina	Rompe la latencia de las semillas y brotes; promueve el crecimiento
Citoquininas	Promueve la división de las células; previene la senescencia.
Ácido abscísico	Cierra las estomas; mantiene la latencia.
Auxinas	Se involucra en los tropismos y en la dominancia apical, induce el enraizamiento y favorece la germinación de semillas.

Fuente: Cervantes 2011.

2.2.9.3. Hormona vegetal de manzana

Las plantas responden a estímulos del entorno como la gravedad, luz, tacto y cambios estacionales, por los estímulos las plantas pueden sentir y crecer orientándose por la luz, los científicos dicen que las plantas son capaces de responder a estímulos, así la luz es el estímulo y cuando la planta se mueve hacia la luz resulta el estímulo que son accionados por las hormonas repartidos en los tejidos de la planta (Ayala y Calle 2016).

Las hormonas son mensajeros químicos especiales que ayudan a los organismos, incluyendo a las plantas, a responder a los estímulos de su entorno. Para que las plantas respondan al medio ambiente, sus células deben ser capaces de comunicarse con otras células. Las hormonas envían mensajes entre las células, en la planta las hormonas viajan de célula en célula en respuesta a un estímulo (Díaz 2015).

El etileno es una hormona vegetal que liberan los frutos como la manzana durante el proceso de maduración, acelerando la misma. La manzana sufre un aumento muy brusco de emisión

de etileno cuando madura. El estímulo se refuerza cuando se adicionan hormonas enraizantes a esquejes para inducir la formación de raíces, induciendo el enraizamiento acorde con la dosis utilizada (Royo y González 2005).

La hormona de manzana es considerada como una auxina orgánica, encontrándose en toda la planta y en mayor cantidad en los frutos, produciéndose principalmente en el meristemo apical, la auxina resultante es un derivado del aminoácido triptófano, los cuales se activan en acción conjunta con los demás elementos presentes en la hormona como son los ácidos: glutamínico, linoleico (Vitamina F), málico, oleico, palmítico y cafeico, así mismo con los azúcares: fructosa, glucosa, sacarosa y con los elementos: calcio, hierro, magnesio, nitrógeno, fósforo, potasio y zinc (Red Agrícola 2017).

2.2.10. Generalidades de propagación vegetativa

2.2.10.1. Propagación asexual o vegetativa

Se define como la multiplicación de una planta a partir de una célula, tejido, órgano (raíces, tallos, ramas, hojas) (Rojas *et al. 2004*). Es posible, porque las células vegetales conservan la capacidad de regenerar la estructura entera de la planta; capacidad que se debe a la acción de formar otras células, en donde cada célula vegetal activa contiene en su núcleo la información genética necesaria para reconstituir las partes de la planta y darles funciones, a través de una reproducción somática basada exclusivamente en mitosis; y por la diferenciación de las células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo (Rojas et al. 2004, Vieira de Souza 2007).

Con la propagación vegetativa, se logra la ventaja de la ganancia genética en períodos cortos y de transferir el potencial genético de la planta madre a su descendencia, que podría aprovecharse para el mejoramiento de especies frutales y forestales amazónicas en cuanto a productividad, resistencia y uniformidad de las cosechas. La base del éxito en la propagación vegetativa desde el punto de vista comercial está en la selección del árbol madre, que servirán como donantes del material vegetativo a multiplicar (Barbat 2006).

Sobre las plantas superiores, Barbat (2006) menciona que las técnicas de mayor importancia comercial son: el estaqueado, injerto y algunas prácticas de cultivos in vitro relacionadas con la propagación. Además, aseguramos la conservación de un germoplasma valioso; permitiendo obtener descendencias homogéneas desde el punto de vista genético (clones) ya que se captan y transfieren al nuevo árbol el potencial genético del árbol donador (Barbat 2006, Soudre *et al.* 2008). Logramos evitar períodos juveniles prolongados cortando la

madurez reproductiva, es posible eliminar la dependencia del uso de semillas, por la propagación vegetativa en el mejoramiento genético, porque permite multiplicar genotipos superiores y aumentar la ganancia genética en períodos cortos al utilizar tanto los componentes activos, como los inactivos dentro de la genética (Barbat 2006).

2.2.10.2. Propagación vegetativa a través de esquejes

El esqueje es una porción de brote separada de la planta, provista de yemas caulinares y hojas, que pueden ser inducidas a formar raíces y hojas a través de manipulaciones químicas, mecánicas y/o ambientales (López y Carazo 2005). La estaca una vez enraizada para posteriormente formarse en una nueva planta se denomina barbado (Barbat 2006). Asimismo, Viera de Souza (2007) indica que a las estacas se los conoce también como: raíces, hojas, fracciones de hojas, utilizadas con la finalidad de obtener nuevas plantas.

Aldana (2017) señala, que la propagación vegetativa por estaca es el sistema de propagación más antiguo, menos costoso, fácil de realizar, no requiere de habilidad especial de parte del operador y necesita poco espacio. Además, menciona que la mayoría de los frutales nativos tropicales y subtropicales pueden propagarse por estacas; esto es corroborado por INFOAGRO (2017) quién afirma que el 80 % de árboles tropicales forestales pueden ser enraizados a partir de estacas de madera suave bajo sistemas de nebulización y aplicando sistemas de baja tecnología como los ambientes controlados.

III. MÉTODOS

3.1. Ubicación y descripción del área de estudio

La investigación se realizó en el vivero de la Escuela de Ingeniería Agroforestal Acuícola entre los meses de noviembre a diciembre del 2020, en un ambiente perteneciente a la Universidad Nacional Intercultural de la Amazonia, situada en el km. 0.63 de la Carretera a San José de Thusmo. La georreferenciación tiene como coordenadas geográficas: 8º 20´ 53" S y 74° 35`31" N y con una altitud de 154 msnm. La temperatura media anual de Yarinacocha fue de 26,4 °C, precipitación media anual de 1681 mm/año, humedad relativa media anual de 77 % (SENAMHI 2020).

Tabla 1. Valores promedios diarios de temperatura, precipitación, humedad relativa durante 60 días de evaluación del estudio

Evaluación de temperatura, precipitación, humedad relativa			
Meses	**Temperatura promedio (°C)**	**Precipitación pluvial media (mm)**	**Humedad relativa %**
Noviembre	26,8	143	79
Diciembre	26,5	137	76
Promedio:	**26,65**	**140**	**77,5**

Fuente: SENAMHI 2020.

3.1.1. Tipo y nivel de la investigación

Tipo de investigación: Experimental debido a que se manipuleo el material vivo y tratado al azar por el investigador de una variable experimental no comprobada en condiciones controladas con el fin de encontrar la causa que lo produce (Hernández 2014).

Nivel de investigación: Fue de nivel aplicativo, porque se utilizó diferentes sustratos con dosis de hormona vegetal para comprobar el resultado de cada variable del estudio (Hernández 2014)

3.2. Identificación y descripción del material experimental

Los esquejes de *Azadirachta indica* (neem), fueron adquiridos de la CFB Km 19.8 del Jardín Botánico Biokuka, utilizándose esquejes basal, media y apical de brotes tiernos, de 10 - 15 cm de largo, diámetro de 0,8 – 1,0 cm. Los esquejes fueron preparados e inmediatamente instalados en el vivero para mantener la humedad de los esquejes y favorecer el enraizamiento (Vargas 2003). Se utilizaron 210 esquejes en siete tratamientos en 21 unidades experimentales. Los esquejes antes de ser instalados en el vivero fueron remojados durante

4 horas en la hormona vegetal de manzana, luego fueron extraídos del concentrado y depositados en bolsas de vivero de acuerdo con el sustrato en los siete tratamientos del estudio (CIAT 1987).

3.3. Procedimientos

3.3.1. Extracción de los esquejes

- Los esquejes fueron extraídos de brotes tiernos tanto de la parte basal, media y apical para la aceleración del enraizamiento a corto tiempo (CIAT 1987).
- Los esquejes fueron extraídos a primeras horas de la mañana (6,0 am).
- Los esquejes al ser cortados fueron sumergidos en un concentrado de agua con hipoclorito de sodio equivalente a 0,2 % / L agua, para la desinfección de cualquier cuerpo extraño que pudo haber contenido el esqueje.
- Los esquejes fueron cortados de 10 - 15 cm de largo x 0,8 – 1,0 cm de diámetro de las varillas obtenidas.
- Se utilizaron 210 esquejes para siete tratamientos con adición de hormona de manzana y sustratos diferentes.

3.3.2. Preparación del vivero y colocación de esquejes

- Se utilizó los ambientes del vivero de la UNIA para el desarrollo del estudio, seleccionando un área de 1 m ancho x 10 m largo, donde se removió el suelo uniformemente, nivelándose la misma, para acomodar los sustratos por tratamientos en bolsas de vivero.
- Se utilizó bolsas de polietileno con la medida de 4” x 7“, para todos los sustratos.
- Los sustratos fueron preparados de acuerdo con el estudio de los tratamientos planteados, adicionando en cada clase de sustrato 50 ml de hormona vegetal de manzana.
- Se preparó 30 muestras por clase de sustrato en cada tratamiento x 3 repeticiones, 10 muestras por repetición o unidad experimental.
- En total se utilizaron 210 muestras en 7 tratamientos.
- Los esquejes se remojaron por 4 horas antes de ser puestos en bolsas de vivero de 4” x 7“con el sustrato respectivo durante 4 horas en el concentrado de hormona vegetal a razón de 50 ml / L de agua, para que la hormona de manzana induzca al esqueje el enraizamiento (CIAT 1987).
- Los esquejes fueron colocados haciendo un hoyo en la parte central superior de la bolsa (los esquejes fueron desinfectados antes de la puesta en bolsas en un concentrado de 0,2 % de hipoclorito de sodio / L agua).
- Los esquejes permanecieron en un envase de plástico por espacio de 4 horas con el concentrado de 50 ml de hormona vegetal más 1.0 L de agua, luego fueron sacados los

esquejes ya remojados y se depositaron en las bolsas con el contenido del sustrato de cada tratamiento (CIAT 1987).

-- La aplicación de la hormona de manzana (auxina) fue por única vez a los esquejes y se realizó antes de ser puestos los esquejes en las bolsas con sustrato en los tratamientos, luego el sobrante de la hormona de cada tratamiento se regó uniformemente, se colocó en los respectivos tratamientos (CIAT 1987).

- Al término de la siembra se realizó un riego a los esquejes conteniendo el sustrato de las bolsas de vivero con el sobrante de la hormona de manzana utilizado para la inducción (CIAT 1987).

-Durante la etapa de vivero las plantas fueron aplicadas con dos riegos diarios (5.0 am y 5 .0 pm).

3.3.3. Preparación de la hormona vegetal de manzana

3.3.3.1. Materiales

Para la preparación de la hormona vegetal o conocido comúnmente como vinagre de manzana, se utilizaron: baldes plásticos (2 de 5 L cada una), tazones plásticos medianos (2 de 1,000 ml cada una), colador plástico (1 de 2 mm diámetro), cucharon grande de madera (1 de 19 cm diámetro, cuchara grande aluminio (de 5,5 cm largo x 3,5 cm ancho, código 502GT).

3.3.3.2. Insumos

Para la preparación de la hormona se utilizaron 8 manzanas grandes (180 - 200 g / unidad), 2 L de agua, 500 g de azúcar rubia.

3.3.3.3. Preparación

Zúñiga (2012), en el Manual de Microbiología Agrícola en el capítulo 6, menciona, que se debe tener cuidado en el aspecto sanitario durante la preparación de hormonas naturales (bioles y vinagre de manzana u otros) para evitar la contaminación de elementos extraños nocivos y afectar la eficiencia del producto, lo indicado podemos visualizar en el análisis microbiológico efectuado (Ver Anexo VIII: 8.1). Tomando en cuenta las experiencias de las personas como preparan la hormona o vinagre de manzana y lo enmarcado por Huamán (2019), WikiHow (2021), Ecología Verde (2021), Cosas del jardín (2021), Kiwilimón (2021), Cómo se hace (2021), se elaboró una receta (posteriormente se analizó el compuesto Ver Anexo VIII: 8.1 y 8.2) y se procedió a preparar la hormona o vinagre de manzana, para el cual se limpió y lavó 8 manzanas grandes (variedad gala con peso de 180 – 200 g / fruto, fresco, sano) extrayendo el epicarpio y la parte dura del centro de la manzana que contiene semillas, se cortó la manzana en tamaños pequeños de 1,5 a 2,0 cm de largo, dejando la pulpa, depositándolo en un recipiente de plástico, en otro recipiente se mezcló 250 g de

azúcar rubio adicionando 2 litros de agua, se unió este concentrado y se batió uniformemente y luego se depositó el preparado al recipiente con el contenido de manzana, removiéndolo. Se tapó con tela amarrándolo en la parte superior del recipiente con un cordel y se dejó por espacio de 7 días para la maceración. A los 8 días a primera hora de la mañana (6.0 am) se destapó el recipiente con el preparado, batiéndose uniformemente, luego se procedió a tapar con la tela el recipiente para evitar que cuerpos extraños ingresen al preparado. A los 16 días se separó la tela y la manzana del líquido, se tamizó el líquido, luego se procedió a dejar el concentrado por espacio de 15 días para la maceración. A los 21 días se destapó y se batió el contenido, volviéndose a cubrir con la tela. A los 30 días se destapó la tela, se volvió a tamizar el concentrado, obteniéndose el producto de la hormona vegetal de manzana. Lo mencionado es la forma más práctica para la preparación de hormona, en especial será de beneficio para el agricultor por la forma práctica de realizarlo en el campo. Ver Anexo VIII (8.1 y 8.2).

Análisis de laboratorio: La hormona vegetal de manzana elaborado para el estudio, según CIAT (1987), está considerada como una auxina tal como se aprecia en el análisis de laboratorio efectuado. El análisis efectuado al producto nos muestra que la hormona elaborada es un producto con un buen contenido de elementos minerales, que servirán para el buen desarrollo y crecimiento de la futura planta. Ver Anexo VIII (8.1 y 8.2). De igual manera, se realizó el análisis de laboratorio de 7 sustratos, que se muestran en el Anexo VIII (8.3 y 8.4), indicando las propiedades del contenido nutricional.

3.3.4. Variables del estudio

3.3.4.1. Porcentaje de enraizamiento

En cada tratamiento se realizó la evaluación del porcentaje de enraizamiento durante 8 semanas, evaluándose una vez por semana, después de haber sido puesto los esquejes en los sustratos respectivos de los tratamientos, actividad que se realizó con la finalidad de cuantificar la cantidad de plantas nuevas en cada tratamiento. Al cabo de las 8 semanas evaluadas se dio por terminado la evaluación del porcentaje de enraizamiento (Investigación y Ciencia 2013, Zúñiga 2012). Para la obtención de este resultado se consideró 30 muestras relacionándola con el total de plantas germinadas (Hernández 2014).

3.3.4.2. Tiempo de enraizamiento

La evaluación del tiempo de enraizamiento en cada tratamiento se realizó durante 8 semanas, evaluándose una vez por semana, después de haberse depositado los esquejes en los sustratos, ejecutándose 1 evaluación por semana. Al cabo de 8 semanas se dio por terminado la evaluación del tiempo de enraizamiento de los esquejes. Se utilizó sólo una muestra por evaluación en cada repetición, para evitar el stress de la planta. Esta actividad se desarrolló

para cuantificar el tiempo de emergencia de las raíces en cada tratamiento, de acuerdo con lo sugerido por Investigación y Ciencia (2013).

3.3.4.3. Cantidad de raíces emitidas

En cada tratamiento se realizó la evaluación de la cantidad de raíces emitidas durante 8 semanas, evaluándose una vez por semana, después de haber sido puesto los esquejes en los sustratos, evaluándose esta variable a primeras horas de la mañana una vez por semana, esta evaluación se realizó para conocer en cual tratamiento del estudio se logró mayor cantidad de raíces los cuales aseguran una buena asimilación de los nutrientes. Se utilizó sólo una muestra por evaluación en cada repetición, para evitar el stress de la planta, tomándose, tomándose otra planta en la siguiente y así sucesivamente (Investigación y Ciencia 2013).

3.3.4.4. Tamaño de raíces emitidas

La evaluación del tamaño de raíces emitidas se realizó después de haberse colocado los esquejes en cada tratamiento.

Para tal efecto se midió las raíces del esqueje en cada tratamiento en forma semanal durante ocho semanas, una vez por semana, para la evaluación de esta variable se utilizó el calibrador vernier que es un instrumento de alta precisión. Esta actividad se realizó para conocer en cual tratamiento se logró el mayor tamaño de las raíces, ya que a mayor elongación hay mayor asimilación de los nutrientes. Se utilizó la misma muestra para realizar esta evaluación aprovechando la evaluación de la cantidad de raíces en cada repetición, para evitar el stress de las demás plantas (Investigación y Ciencia 2013).

En el experimento realizado se ha tomado el tiempo de dos meses, teniendo en cuenta los resultados de enraizamiento obtenidos por otros investigadores quienes enraizaron esquejes de neem como: Bucharat *et al.* (2015) en 26 días; Díaz (2017); Chaturbedi *et al.* (2003) en 32 días.

3.4. Variables

Tabla 2. Operacionalización de variables

VARIABLES	DEFINICIÓN	DIMENSIÓN	INDICADORES	INSTRUMENTOS DE MEDICIÓN
INDEPENDIENTES				
Sustratos y hormona vegetal	El sustrato es un compuesto importante en la fase de vivero, porque suministran los nutrientes necesarios para el óptimo desarrollo, reproducción, producción de la planta, siendo el oxígeno y porosidad los elementos más importantes que debe adoptar el sustrato, para proporcionar buena absorción de agua y transferir los nutrientes para el funcionamiento de la planta (Quiroz 2009). Las hormonas vegetales son sustancias orgánicas que en pequeñas cantidades inducen el enraizamiento de esquejes debido al contenido de auxinas (Mermao 2012).	-Sustrato de arena y hormona vegetal -Sustrato de tierra negra y hormona vegetal -Sustrato de gallinaza y hormona vegetal. - Sustrato de humus y hormona vegetal. -Sustrato de tierra + gallinaza + arena y hormona vegetal. -Sustrato de arena + tierra negra y hormona vegetal. .Sustrato de arena + humus y hormona vegetal.	Sustratos + dosis de 50 ml hormona vegetal	-Balanza digital gramera. -Probeta de vidrio de 500 ml. -Vaso precipitado de 500 ml
DEPENDIENTES				
Enraizamiento de esquejes de *Azadiracta indica* (neem).	El esqueje de neem es un fragmento de tallo de consistencia dura cortado de una planta e introducido en sustrato o directamente en el suelo, para que enraíce con intención de reproducirla (Reyes 2014).	Porcentaje de enraizamiento Tiempo de enraizamiento Cantidad de raíces. Tamaño de raíces.	% Días número raíces cm	-Cinta métrica. -Vernier.

3.5. Población y muestra

3.5.1. Población

Estuvo conformada por 210 esquejes de *Azadirachta indica* (neem) proveniente de 3 plantas madres, cada planta madre donó 70 esquejes.

3.5.2. Muestra

Se tomó el tamaño de una muestra representativa de 5 plantas por unidad experimental de una parcela integrada por una población de 210 esquejes.

3.6. Tratamientos

El estudio comprendió 7 tratamientos:

T_1= Sustrato de arena 100 % + hormona vegetal 50 ml x 3 repeticiones (30 unidades).

T_2= Sustrato de tierra negra 100 % + hormona vegetal 50 ml x 3 repeticiones (30 unidades).

T_3= Sustrato de gallinaza 100 % + Hormona vegetal 50 ml x 3 repeticiones (30 unidades).

T_4= Sustrato de humus 100 % + Hormona vegetal 50 ml x 3 repeticiones (30 unidades).

T_5= Sustrato de tierra agrícola 50 % + gallinaza 25 % + arena 25 % x 3 repeticiones (30 unidades). (Testigo).

T_6= Sustrato de arena (50 %) + tierra negra (50 %) + Hormona vegetal 50 ml x 3 repeticiones (30 unidades).

T_7= Sustrato de arena (50 %) + humus (50 %) + hormona vegetal 50 ml x 3 repeticiones (30 unidades).

Los esquejes fueron seleccionados de brotes tiernos tanto de la parte basal, media y apical, inducidos con hormona de manzana en diferentes tratamientos, facilitando el enraizamiento en períodos más cortos, para esta actividad se trabajó en cada tratamiento evitando los bordes para superar situaciones adversas como radiación solar, vientos, humedad, entre otros (Maldonado *et al.* 2015).

Tabla 3. Distribución de los tratamientos del estudio en el vivero

Tratamientos						
T_1	**T_2**	**T_3**	**T_4**	**T_5**	**T_6**	**T_7**
R_3	R_2	R_2	R_2	R_3	R_1	R_2
R_1	R_3	R_1	R_3	R_2	R_3	R_1
R_2	R_1	R_3	R_1	R_1	R_2	R_3

3.7. Recolección de los datos

3.7.1. Fuentes de información

Se utilizó como fuente de información primaria de los últimos cinco años en un 80 % como información de tesistas de pregrado de universidades, formatos elaborados para la toma de datos, también se utilizó resultados de investigaciones realizadas en INIA, IIAP y de informaciones de otras universidades e Instituciones nacionales e internacionales.

De igual manera, como fuente de información secundaria se utilizó datos de los últimos cinco años en un 80 % como artículos, revistas científicas, boletines o divulgación científica de fuentes confiables y materiales impresos de conceptos básicos sobre el uso y aplicaciones de sustratos y hormonas para favorecer la emisión de raíces utilizando esquejes de plantas de neem.

3.7.2. Unidad experimental y unidad de medición

3.7.2.1. Unidad experimental

El experimento tuvo 7 tratamientos y 3 repeticiones. El tamaño de la unidad experimental fue de 10 esquejes, con un total de 30 esquejes por tratamiento. Se utilizó 210 esquejes en 21 unidades experimentales.

3.7.2.2. Unidad de medida

Porcentaje enraizamiento:	% / unidad experimental
Tiempo enraizamiento:	Días / unidad experimental
Cantidad raíces emitidas:	Número raíces / unidad experimental
Tamaño raíces emitidas:	cm / unidad experimental

3.7.2.3. Tipo de muestreo

De acuerdo con lo sugerido por Hernández (2014), el que más se ajusta a este tipo de estudio es el muestreo no probabilístico por conveniencia porque todos y cada uno de los elementos de la población tienen la misma probabilidad para ser elegido como muestra, porque se propaga en un ambiente controlado.

3.7.2.4. Técnicas para la recolección de los datos

Se utilizó la técnica de observación directa y experimental, porque se tuvo contacto con el objeto de estudio y además porque permitió la observación y la recopilación de datos que nos permitió obtener información apropiada para la investigación propuesta, tales como el porcentaje de enraizamiento, tiempo de emisión de raíces, cantidad de raíces, tamaño de raíces. Además, para la recolección de datos nos apoyamos en la utilización del análisis documental proveniente de la recolección de fuentes primarias y secundarias como libros,

boletines investigativos, revistas, folletos, tesis pregrado, para la obtención de datos sobre la variable de interés, la ejecución de este instrumento se realizó mediante la ficha de registro de datos (Tamayo y Silva 2014).

3.8. Procesamiento de los datos

Los datos se procesaron mediante el diseño estadístico del DCA, el modelo matemático, la prueba de normalidad, hipótesis, que sirvieron para la aplicación y utilización del Análisis de varianza y la Prueba de Tukey. La Prueba del ANOVA se utilizó para determinar la significancia entre los tratamientos, como se observó significancia aplicamos la Prueba de Tukey para determinar el mejor tratamiento en cada una de las variables del estudio, aplicando el programa estadístico SPSS versión 25. Para la contrastación de datos se utilizó el nivel de significancia de 0,05 (5% de probabilidad) (Hernández 2014). Procesamos una sola correlación entre la variable tiempo de enraizamiento versus el porcentaje de enraizamiento comprobándose la correlación entre ambas variables.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Efecto de la aplicación de la hormona vegetal y sustratos en el porcentaje de raíces emitidas de esquejes de *Azadirachta indica* (Neem)

En la Tabla 4, se muestran los resultados mínimos, máximos y medias del porcentaje de raíces emitidas en los diferentes tratamientos; asimismo, en la Figura 1 se observa el porcentaje de emersión de raíces en los diferentes tratamientos, notándose que en el porcentaje de emersión de raíces en los tratamientos son diferentes, siendo mayor el porcentaje de emersión en el T_6 (50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal), debido a la mayor aireación del sustrato y a la disponibilidad de calcio, fósforo y potasio del sustrato como a la mayor acción de auxinas en los esquejes que absorbieron en forma más abundante la hormona vegetal, lográndose con el T_6 mayor porcentaje de emersión de las raíces de 79 % con relación a los demás tratamientos que fueron menores como el T_2 de 72 %, T_1 de 66 %, T_7 de 61 %, T_4 de 57 %, T_3 de 52 %, T_5 de 47 %, tomados de 8 evaluaciones, una por semana, en dos meses. También, podemos observar en la tabla 4 y Figura 1, que a menor y mayor dosis empleados el porcentaje de emersión de raíces seguirá siendo menor, optándose como la mejor dosis al T_6 (50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal) por abarcar mayor porcentaje en la emersión de raíces en relación con los demás tratamientos que fueron menores. La hormona vegetal actúa desde el primer momento que se encuentra en contacto con el suelo. Sabemos que el sustrato del T_6 (50 % arena + 50 % de tierra negra + 50 ml de HVM) fue mejor que los demás sustratos por su mejor contenido nutricional que aportó al suelo como N (0.053 %), P (0.05 %), K (0.83 %), Ca (0.80 %), asimismo por las características físicas como mayor oxigenación y porosidad que le da soltura a la planta de poder asimilar mejor el agua y los nutrientes del suelo.

Tabla 4. Estadísticos descriptivos del porcentaje de raíces emitidas

Tratamiento	Mínimo	Máximo	Media	Desv. Típica
T_1:100% arena + 50 ml hormona vegetal	64	69	66.00	2.646
T_2:100% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	70	74	72.00	2.000
T_3:100% gallinaza + 50 ml hormona vegetal	49	54	52.00	2.646
T_4:100% humus + 50 ml hormona vegetal	54	60	57.00	3.000
T_5:50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)	44	51	47.00	3.606
T_6:50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	76	83	79.00	3.606
T_7:50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal	59	63	61.00	2.000

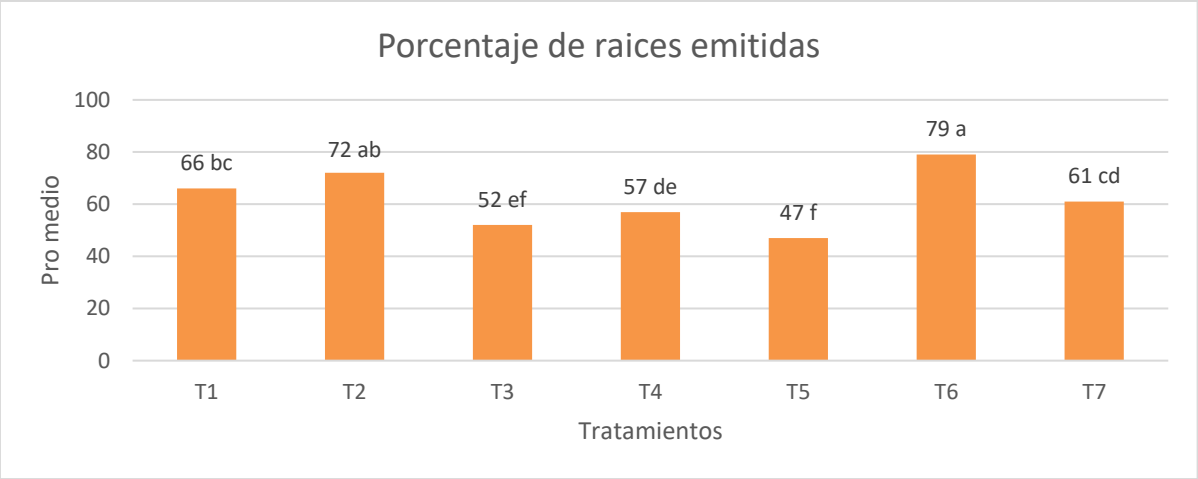


Figura 1: Porcentaje de raíces emitidas

En la Tabla 5, se muestran la prueba ANOVA del porcentaje de raíces emitidas, observándose que existen diferencias significativas entre los tratamientos del estudio, asimismo podemos observar en la Tabla 5 que la diferencia existente entre los tratamientos es estadísticamente significativa. Aplicamos la prueba de ANOVA porque se cumplió con la prueba de normalidad.

Tabla 5. Prueba ANOVA del porcentaje de raíces emitidas

Fuente de variación FV	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	2268.000	6	378.000	46.421	0.000
Dentro de grupos	114.000	14	8.143		
Total	**2382.000**	**20**			

En la Tabla 6, podemos observar que, al existir diferencias significativas entre los tratamientos, aplicamos la Prueba de Tukey; donde se muestran los promedios del porcentaje de raíces emitidas en los esquejes de neem, observándose que entre los tratamientos 2 y 6 no existen diferencias significativas con respecto a los tratamientos 3 y 5. El T_6 muestra diferencia significativa con relación al T_1, T_4 y T_7. Obteniéndose el mejor resultado en el tratamiento T_6 (50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal) con 79% de enraizamiento, seguido del T_2 (tierra negra 100 % + hormona vegetal 50 ml) con 72 % de enraizamiento, mientras que el T_5 (tierra 50 %, gallinaza 25 %, arena 25 %), como testigo, fue el más bajo con 47% de raíces emitidas. De acuerdo con la prueba de Tukey se determinó como mejor tratamiento al T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + hormona vegetal 50 ml) en la variable de porcentaje de raíces emitidas que fue de 79 %. El resultado obtenido del T_6 con relación a los otros tratamientos, se debe a que el sustrato utilizado en este tratamiento tuvo mejores propiedades

físicas y químicas como también tuvo mayor absorción de la hormona auxina que facilitaron el mayor porcentaje de emersión de raíces en los esquejes de 79 %. La determinación al T_6 como mejor tratamiento también es porque reducimos el costo de la producción por contar con los insumos a la mano, además con la propagación del neem por esquejes, se logró mayor porcentaje de enraizamiento en comparación con las semillas botánicas.

Tabla 6. Prueba de Tukey para porcentaje de raíces emitidas

	Subconjunto para alfa = 0.05					
Tratamiento	**1**	**2**	**3**	**4**	**5**	**6**
T_6:50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	79					
T_2:100% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	72	72				
T_1:100% arena + 50 ml hormona vegetal		66	66			
T_7:50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal			61	61		
T_4:100% humus + 50 ml hormona vegetal				57	57	
T_3:100% gallinaza + 50 ml hormona vegetal					52	52
T_5:50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)						47
Sig.	**0.102**	**0.206**	**0.380**	**0.617**	**0.380**	**0.380**

Se observan las medias de los grupos en los subconjuntos homogéneos.
a. Se utilizó como tamaño de la muestra de la media armónica = 3,000.

De las Tablas 4, 5, 6 y Figura 1, se desprende que se logró mayor porcentaje de enraizamiento de esquejes de neem del 79 % en el T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml de hormona vegetal) con relación a los demás tratamientos del estudio que fueron menores, siendo la razón principal para lograr el mayor porcentaje de enraizamiento, la muestra del sustrato utilizado que presentó buena característica de aireación y porosidad en su estructura que interactuaron con facilidad en la planta para la asimilación del fósforo (0.053 %), potasio (0.05 %), Mg (0.83 %), Ca (0.80), pH (7.63), influyendo también los elementos minerales presentes en la hormona vegetal que la planta asimila como el N (0.65 %), P (0.98 %), K (0.48 %), Mg (0.08), Ca (0.22 %) con un pH (3.85), que fueron mayores a los otros sustratos, ambos cumplieron con el aporte de elementos nutritivos superiores a las plantas en este tratamiento con relación a los demás tratamientos que fueron inferiores, para interactuar en la formación de raíces a través de las auxinas presentes en los esquejes, observándose buen aspecto fenotípico en el desarrollo y crecimiento de la planta bajo condiciones adecuadas. La formación de raíces en los esquejes se debe también a la composición física y química del sustrato que le permite tener una buena aireación al esqueje por la alta porosidad y almacenamiento de agua como de los elementos minerales necesarios para que los esquejes

puedan realizar el enraizamiento e incrementar el porcentaje de emersión de raíces, estimulados por la hormona utilizada que contiene auxina. Ver Anexo VIII (8.3 y 8.4). Se utilizó la hormona vegetal de manzana para observar el comportamiento frente a las comerciales, resultando un producto natural de igual característica que el comercial. Asimismo, la preparación de la hormona vegetal es muy práctico y puede ser elaborado fácilmente por los agricultores para reducir costos de producción y elevar la cantidad de plantas propagadas por vía asexual en comparación con las de semillas que son menores y demoran más tiempo en germinar.

Los resultados logrados coinciden con lo obtenido por Fernández *et al.* (2016), quienes afirman que en un estudio realizado, utilizando esquejes de neem y sustratos de arena al 40 % y tierra negra al 60 % con adición de la hormona ácido naftalín acético (ANA) en cantidades de 60 ml, 80 ml y 100 ml, obtuvieron la dosis óptima en 80 ml de ANA con el 76 % del enraizamiento en esquejes de neem, el resultado obtenido se debe al sustrato de arena y tierra negra utilizado en proporciones equilibradas con adiciones de fitorreguladores de crecimiento como las hormonas de ácido naftalín acético (ANA), quienes se comportaron adecuadamente, facilitando el enraizamiento en mayor porcentaje en los esquejes por la adecuada aireación, porosidad del sustrato y a la presencia de auxinas proporcionadas por la hormona ácido naftalín acético (ANA), quienes al interactuar indujeron al órgano enraízador del esqueje el mayor porcentaje de enraizamiento.

De igual manera lo encontrado en la investigación también coinciden con lo obtenido por Loor (2017) que, en investigaciones realizadas en esquejes de neem y sustratos de arena 50 % y tierra negra 50 % suplementados con hormonas de ácido giberílico (AG) en cantidades de 50 ml, 100 ml, 150 ml, 200 ml, logró el 75 % de enraizamiento en esquejes de neem en la dosis de 100 ml de AG, el resultado obtenido se debe a que el sustrato utilizado asociado con la hormona del ácido giberílico (AG) facilitó la estimulación de raíces en mayor porcentaje, debido a la capacidad de oxigenación y porosidad presentes en el sustrato que interactuaron con los elementos minerales presentes en la hormona giberílica (auxina) facilitando el enraizamiento del esqueje en mayor proporción.

Asimismo, el resultado obtenido también coincide con lo encontrado por Fichet (2017), quien afirma que en un estudio realizado sobre el porcentaje de enraizamiento en esquejes de neem, usando el sustrato de arena 30 %, tierra negra 70 % suplementado con la hormona ácido indol acético (AIA) en cantidades de 100 ml, 110 ml, 120 ml, 130 ml, 140 ml, 150 ml, logró mejores resultados en el tratamiento de 100 ml de AIA con un porcentaje del 70 % de enraizamiento de los esquejes de neem; debido al contenido mineral del sustrato tanto de calcio, fósforo y potasio que asociadas con las hormonas vegetales como la auxina estimularon la formación

de raíces en forma homogénea, logrando la aparición de raíces en mayor porcentaje en los esquejes, conduciendo a la mayor absorción de nutrientes y agua necesarias para la formación de raíces en mayor porcentaje.

También los resultados obtenidos coinciden con lo encontrado por Hartmann y Kester (1998), quienes manifiestan que para lograr una buena emersión de raíces en la propagación asexual utilizando esquejes, el compuesto utilizado como enraízador debe contener una mínima proporción de N, P, K, Ca, que son los macroelementos muy indispensables para estimular el enraizamiento. La hormona utilizada, de acuerdo a lo manifestado por Hartmann y Kester (1998) alcanzó valores en su contenido de N (0.65 %), P (0.98 %), K (0.48 %), Ca (0.22 %), Mg (0.08 %), mientras que con el sustrato (T_6) que mejores resultados dio (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml HV) aportó al suelo para la asimilación de la planta de P (0.053 %), K (0.05 %), Mg (0.83 %), Ca (0.80 %) tal como se muestran en la Figura 8.2 del Anexo VIII.

4.2. Efecto de la aplicación de la hormona vegetal y sustratos en el tiempo de raíces emitidas de esquejes de *Azadirachta indica* (Neem)

En la Tabla 7 y Figura 2, se muestran el tiempo de emersión de raíces en esquejes de *Azadirachta indica* (neem) en diferentes tratamientos, observándose que en el T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + hormona vegetal 50 ml) las raíces emergieron en 28 días con relación a los demás tratamientos cuyo tiempo de emersión fueron mayores como el T_2 de 32 días, T_1 de 34 días, T_7 de 37 días, T_4 de 39 días, T_3 de 41 días, T_5 de 43 días, tomados de 8 evaluaciones, una por semana, en dos meses. Este resultado se debe a que el sustrato utilizado en este tratamiento tuvo mayor concentración de auxina proporcionado por la hormona vegetal utilizado, como también a las propiedades físicas y químicas del sustrato, como buena porosidad y aireación que facilitaron el transporte de oxígeno a los diversos órganos de la planta, como también al contenido nutricional de los elementos minerales de calcio, fósforo y potasio presentes en el sustrato, los cuales interactuaron con la auxina ubicado en la parte basal de los esquejes, acelerando el tiempo de emersión de raíces. En el experimento realizado se ha tomado el tiempo de dos meses, teniendo en cuenta los resultados de enraizamiento obtenidos por otros investigadores quienes enraizaron esquejes de neem como: Buchanat *et al.* (2015) en 26 días; Díaz (2017); Chaturbedi *et al.* (2003) en 32 días.

Tabla 7. Estadísticos descriptivos de tiempo de raíces emitidas

Tratamiento	Mínimo	Máximo	Media	Desv. Típica
T_1:100% arena + 50 ml hormona vegetal	32	36	34.00	2.000

T_2:100% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	30	34	32.00	2.000
T_3:100% gallinaza + 50 ml hormona vegetal	40	42	41.00	1.000
T_4:100% humus + 50 ml hormona vegetal	37	41	39.00	2.000
T_5:50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)	41	45	43.00	2.000
T_6:50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	25	32	28.00	3.606
T_7:50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal	35	39	37.00	2.000

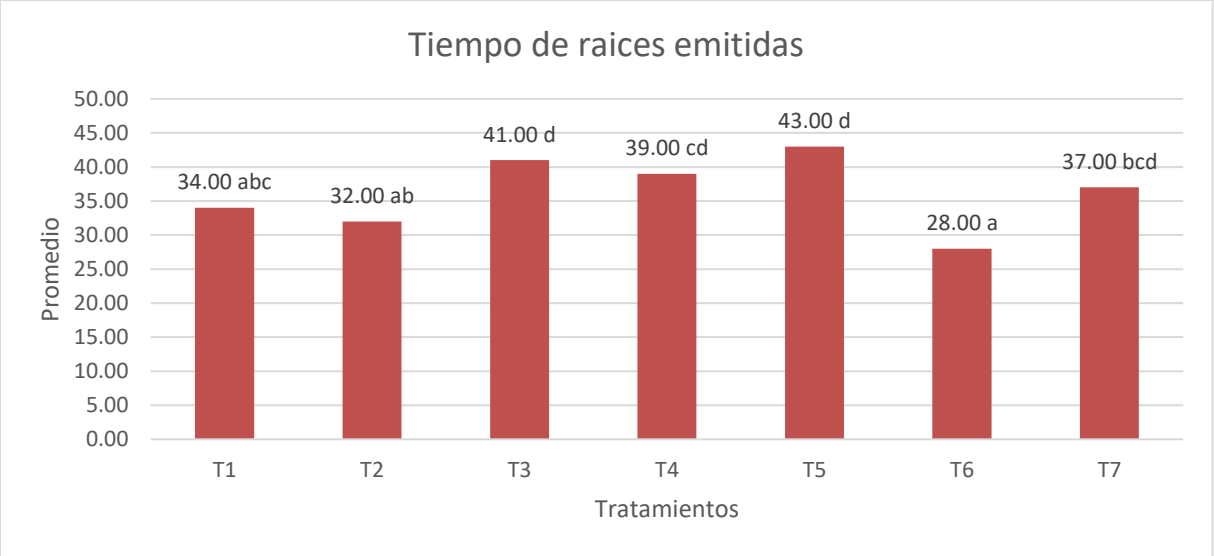


Figura 2: Tiempo de raíces emitidas

En la Tabla 8, se muestran la prueba de ANOVA para el tiempo de raíces emitidas, observándose que existen diferencias significativas entre los tratamientos, asimismo la significancia encontrada nos refleja la diferencia estadísticamente significativa entre los tratamientos, por lo que se realizó la prueba de Tukey para determinar el mejor tratamiento. Aplicamos la prueba de ANOVA porque se cumplió con la prueba de normalidad.

Tabla 8. Prueba ANOVA de tiempo de raíces emitidas

Fuente de variación FV	**Suma de cuadrados**	**gl**	**Media cuadrática**	**F**	**Sig.**
Entre grupos	502.286	6	83.714	17.235	0.000
Dentro de grupos	68.000	14	4.857		
Total	**570.286**	**20**			

En la tabla 9, se muestran el análisis de la Prueba de Tukey, para comparar las medias de cada tratamiento en el tiempo de raíces emitidas, podemos afirmar que los tratamientos 3, 4,

5 y 7 no presentan diferencias significativas, por el contrario los tratamientos 1, 2 y 6 que si presentan diferencias significativas con relación a los demás tratamientos, determinados al T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml hormona vegetal) como el mejor tratamiento con 28 días de enraizamiento de los esquejes de neem, esto se debe a las características físicas y químicas del sustrato (adecuada porosidad y aireación) utilizado, como del componente nutricional de la hormona vegetal que contiene auxinas, elemento muy importante en la planta para lograr el mejor estado fisiológico, estimulando el mejor crecimiento y desarrollo de la planta, estimulando a que las raíces emergieran en un tiempo de 28 días con relación a los demás tratamientos que emergieron en mayor tiempo. La determinación al T_6 como mejor tratamiento es que reducimos el costo de la producción por contar con los insumos a la mano.

Tabla 9. Prueba de Tukey de tiempo de raíces emitidas

	Subconjunto para alfa = 0.05			
Tratamiento	**1**	**2**	**3**	**4**
T_6:50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	28.00			
T_2:100% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	32.00	32.00		
T_1:100% arena + 50 ml hormona vegetal	34.00	34.00	34.00	
T_7:50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal		37.00	37.00	37.00
T_4:100% humus + 50 ml hormona vegetal			39.00	39.00
T_3:100% gallinaza + 50 ml hormona vegetal				41.00
T_5:50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)				43.00
Sig.	**0.058**	**0.149**	**0.149**	**0.058**

Se detallan las medias de los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Se utilizó como tamaño de la muestra de la media armónica = 3,000.

De las tablas 7, 8, 9 y Figura 2, se desprende que el mejor tratamiento en cuanto al tiempo de emersión de raíces fue el T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml hormona vegetal), en donde se logró obtener la emersión de raíces en 28 días con relación a los demás tratamientos que fueron en mayor tiempo; esto se debe a que el sustrato utilizado (Ver Anexo VIII: 8.3 y 8.4) tuvo propiedades importantes como excelente oxigenación y porosidad complementándose la efectividad con el contenido suficiente de P (0.053 %), K (0.05 %), Mg (0.83 %), Ca (0.80 %), y potasio (0.05 %) quienes estimularon a la hormona vegetal (Ver Figura 8.2 del Anexo VIII) a través de su contenido de auxina y de elementos importantes como el N (0.65 %), P (0.58 %), K (0.48 %), Ca (0.22 %), que estimularon a la formación de raíces en menor tiempo (28 días), resultando la hormona vegetal empleado un producto natural y similar a los comerciales como el AIB, ANA, AIA, AG que son de alto costo y muy difícil de obtenerlos, los resultados encontrados en la investigación hacen posible la

sustitución de las hormonas comerciales como el ANA, AIA, AIB, AG, por hormonas vegetales como el de manzana y otros, por resultar efectivas y fáciles de prepararlos manualmente y aplicarlos para el enraizamiento de esquejes en los campos de producción. Se utilizó la hormona vegetal de manzana para observar el comportamiento frente a las comerciales, resultando un producto natural de igual característica que el comercial, que aportan al suelo para la asimilación de las plantas elementos minerales muy importantes como N (0.65 %), P (0.98 %), K (0.48 %), Mg (0.08 %), Ca (0.22 %) los que favorecieron el enraizamiento en menor tiempo en comparación con los otros tratamientos que fueron de mayores días.

Los resultados obtenidos de 28 días en la emersión de raíces en esquejes de *Azadirachta indica* (neem) en el T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml hormona vegetal), coinciden con lo encontrado por Díaz (2017) que, en estudios realizados en esquejes de neem y sustratos de arena 45 % + tierra negra 65 % + hormonas de ácido indol butírico (AIB) en las proporciones de 60 ml, 70 ml, 80 ml, 90 ml, 100 ml, encontró el tiempo de enraizamiento óptimo de esquejes de neem en la proporción de 60 ml de AIB en 30 días bajo condiciones ambientales de campo abierto, manifestando que el resultado logrado se debe al contenido de auxina de la hormona que se concentra en mayor cantidad en la parte basal del esqueje, induciendo a la formación de raíces en periodos cortos.

Asimismo los resultados encontrados en la investigación, coinciden con los obtenidos por Chaturbedi *et al* (2003), quienes en un estudio sobre el tiempo de enraizamiento de esquejes de neem *(Azadirachta índica)* utilizando como sustrato arena 30 % y tierra negra 70 % adicionado con la hormona ácido indol acético (AIA) en proporciones de 20 ml, 40 ml, 60 ml, 80 ml, 100 ml, lograron el mejor enraizamiento de esquejes en la proporción de 60 ml de AIA, en 32 días, esto se debe a que los esquejes estimulados por la auxina de la hormona adicionada, recorren los tejidos presentes en el esqueje, acumulándose en mayor concentración en la parte basal, induciendo a la formación de raíces en periodos cortos, quedando sujeto este proceso a las condiciones ambientales si se realiza a campo libre.

También lo obtenido en la investigación, coinciden con lo encontrado por Buchanat *et al.* (2015), quienes en un estudio empleando esquejes de neem con sustratos de arena 20 %, tierra negra de monte 80 % + AG en la proporción de100 ml, 150 ml y 200 ml, lograron obtener el mejor enraizamiento de esquejes de neem en la proporción de 100 ml de AG en 26 días bajo condiciones ambientales de campo libre, manifestando que el enraizamiento es por la estimulación de las auxinas ubicadas en la parte basal del esqueje, que son los promotores de la formación y aceleración de raíces en tiempos cortos, quienes al interactuar con el sustrato hacen posible la aparición de raíces en menor tiempo.

4.3. Efecto de la aplicación de la hormona vegetal y sustrato en la cantidad de raíces emitidas de esquejes de *Azadirachta indica* (Neem)

En la Tabla 10 y Figura 3, se muestran la cantidad de raíces emitidas en los diferentes tratamientos de la investigación, donde se aprecia que el T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml hormona vegetal), logró la emersión de una mayor cantidad de 18 raíces con relación a los demás tratamientos que fueron menores como el T_2 de 15 raíces, T_1 de 13 raíces, T_7 de 11 raíces, T_4 de 9 raíces, T_3 de 8 raíces, T_5 de 6 raíces, tomados de 8 evaluaciones, una por semana, en dos meses. Este resultado se debe a las condiciones físicas del sustrato (porosidad y aireación) como también de la presencia de elementos minerales de calcio, fósforo y potasio, en cantidades adecuadas en el sustrato que estimularon al mayor enraizamiento del esqueje en este tratamiento, lográndose la emersión de 18 raíces con relación a los demás tratamientos que fueron menores. La cantidad de raíces aparecidas en el T_6 (50 % arena + 50 % tierra negra + 50 ml HVM) también se debe a la asimilación del agua, a las necesidades de captación de los nutrientes por las plantas, temperatura del suelo y a la resistencia mecánicas del suelo.

Tabla 10. Estadísticos descriptivos de cantidad de raíces emitidas

Tratamiento	Mínimo	Máximo	Media	Desv. Típica
T1:100% arena + 50 ml hormona vegetal	11	15	13.00	2.000
T2:100% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	13	17	15.00	2.000
T3:100% gallinaza + 50 ml hormona vegetal	6	10	8.00	2.000
T4:100% humus + 50 ml hormona vegetal	7	11	9.00	2.000
T5:50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)	5	7	6.00	1.000
T6:50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	16	20	18.00	2.000
T7:50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal	9	13	11.00	2.000

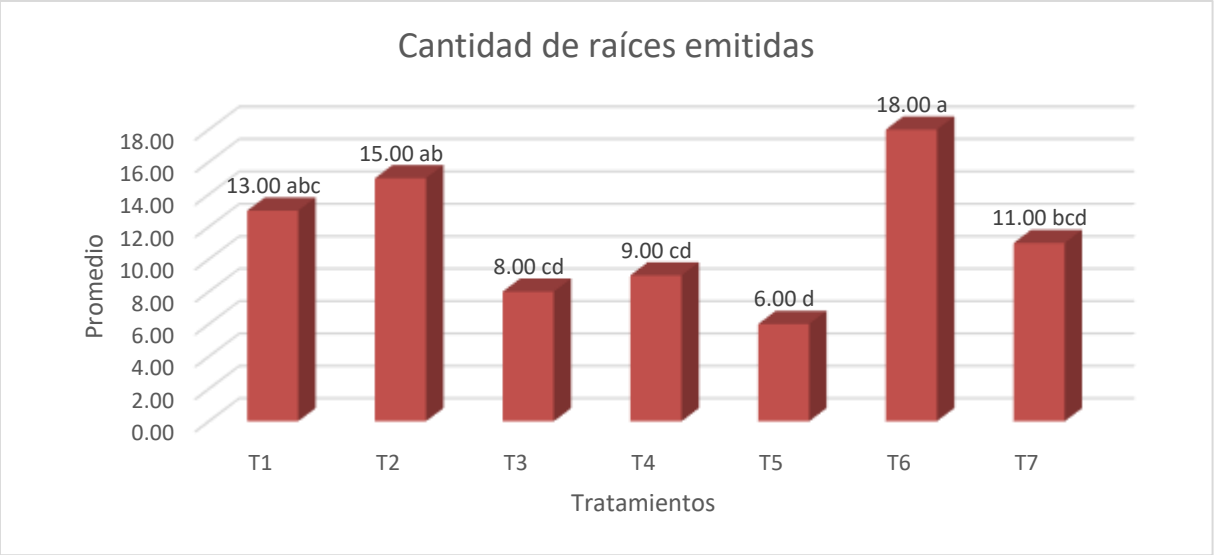


Figura 3: Cantidad de raíces emitidas

En la Tabla 11, se muestran la prueba de ANOVA para la cantidad de raíces emitidas, donde se observan que existen diferencias significativas entre los tratamientos del estudio, por lo cual aplicamos la Prueba de Tukey para determinar el mejor tratamiento. Aplicamos la prueba de ANOVA porque se cumplió con la prueba de normalidad.

Tabla 11. Prueba ANOVA de cantidad de raíces emitidas

Fuente de variación FV	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	317.143	6	52.857	14.800	0.000
Dentro de grupos	50.000	14	3.571		
Total	**367.143**	**20**			

En la Tabla 12, se muestran el análisis de Tukey en donde se comparan los promedios de cada tratamiento con la cantidad de raíces emitidas, donde se puede afirmar que los tratamientos 1, 2 y 6 no presentan diferencias significativas, con respecto a los tratamientos 3, 4, 5 y 7 que, si tienen diferencias significativas, teniendo al T_6 (50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal) como el mejor tratamiento con 18 raíces emitidas y el más bajo al T_5 (tierra 50 % + gallinaza 25 % + arena 25 %) que fue el testigo con 6 raíces. También se puede observar que el T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml hormona vegetal) se comportó como el mejor tratamiento, esto se debe al tipo de sustrato utilizado con buenas características físicas y químicas como también a la mayor absorción de auxina por el esqueje quienes se concentraron en mayor cantidad en la parte basal estimulando a la mayor emersión

de raíces. La determinación al T_6 como mejor tratamiento es que reducimos el costo de la producción por contar con los insumos a la mano.

Tabla 12. Prueba de Tukey para cantidad de raíces emitidas

	Subconjunto para alfa = 0.05			
Tratamiento	**1**	**2**	**3**	**4**
T_6:50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	18.00			
T_2:100% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	15.00	15.00		
T_1:100% arena + 50 ml hormona vegetal	13.00	13.00	13.00	
T_7:50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal		11.00	11.00	11.00
T_4:100% humus + 50 ml hormona vegetal			9.00	9.00
T_3:100% gallinaza + 50 ml hormona vegetal			8.00	8.00
T_5:50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena				8.00
Sig.	**0.068**	**0.200**	**0.068**	**0.068**

Se detalla las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.
a. Se emplea el tamaño de la muestra de la media armónica = 3,000.

De las Tablas 10, 11, 12 y Figura 3, se desprende que el T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml hormona vegetal) la emisión de raíces fueron en mayor cantidad de 18 unidades con relación a los demás tratamientos que fueron menores, esto se debe al sustrato utilizado en este tratamiento (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml hormona vegetal), tuvieron un buen contenido de P (0.053 %), K (0.05 %), Mg (0.83 %), Ca (0.80 %) en relación con los otros sustratos que portaron en menor cantidad, tal como se puede ver en el Anexo VIII:8.5 y 8.6; por tener este sustrato mejor aireación y porosidad que contribuyeron a la adecuada absorción de agua y a la facilidad para transferir los nutrientes del sustrato a los diversos órganos para el normal funcionamiento de la planta, permitiendo interactuar en forma asociada con la hormona vegetal que también aportó una cantidad adecuada al suelo para la asimilación de las plantas como N (0.65 %), P (0.98 %), K (0.48 %), Mg (0.08 %), Ca (0.2 %), tal como se puede observar en el Anexo VIII: 8.3 y 8.4, induciendo estas dos fuentes: sustrato y hormona vegetal a la mayor formación de raíces en los esquejes en relación con los demás sustratos que lograron la emersión de raíces en los esquejes en menor cantidad. Se utilizó la hormona vegetal de manzana para observar el comportamiento frente a las comerciales, resultando un producto natural de igual característica que las comerciales.

El resultado obtenido también coinciden con los encontrados por Bógre *et al.* (2015), quienes en un estudio realizado sobre el enraizamiento de esquejes de neem empleando sustratos como la arena y tierra negra en cantidades equitativas del 50 % inducidas con el ácido indol

acético (AIA) en cantidades de 100 ml, 120 ml, 140 ml, encontraron la mejor dosis en la cantidad de 100 ml con 23 raíces emitidas en los esquejes de neem, esto se debe a que los esquejes empleados fueron delgados entre 0.7 a 1.2 cm de grosor y tamaños entre 15 a 20 cm, como también al sustrato utilizado en forma homogénea en proporciones iguales al 50 %, en donde la auxina se transportó con mayor facilidad por todas las células del esqueje en los diversos órganos de la planta, promoviendo la mayor cantidad de raíces.

De igual manera, lo encontrado en la investigación también coinciden con lo obtenido por Fernández (2016), quien investigó el enraizamiento de esquejes de neem, sobre sustratos (arena 40 % + tierra negra 60 % + ácido naftalín acético (ANA) en la proporción de 20 ml, 40 ml, 60 ml, 80 ml, 100 ml), encontró como mejor dosis a la proporción de 60 ml de ANA, en donde logró el enraizamiento de 27 raíces en un tiempo de 29 días; esto se debe a la mayor formación de raíces motivados por la estimulación de la auxina que se transporta por las diferentes células repartidas en los órganos de la planta, propiciando la apertura de nuevas raíces en mayores cantidades.

Asimismo, lo encontrado en la investigación, también coinciden con los obtenidos por Karami y Saidi (2010), quienes en un estudio sobre el enraizamiento de esquejes de neem utilizando sustratos de arena en 20 % y tierra negra en 80 % y como fitorregulador al ácido indolbutírico (AIB) en proporciones de 30 ml, 60 ml, 90 ml, obtuvieron mejores resultados en el tratamiento de 60 ml de AIB, logrando una cantidad de 25 raíces emitidas en 28 días, el resultado obtenido se debe a las condiciones ambientales del medio (campo libre) en la cual se desarrolló el estudio influenciados y estimulados por las auxinas del AIB utilizado, quienes indujeron a la formaron de la raíz principal y de las raíces laterales en mayor número.

También los resultados obtenidos coinciden con los logrados por Hartmann y Kester (1998) quienes lograron el mayor enraizamiento de esquejes utilizando sustratos y enraizadores naturales, esto se debe a que tanto el sustrato como el enraizador utilizado tuvieron adecuadas proporciones de elementos minerales como el nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio, quienes se comportan como elementos importantes para lograr la mayor estimulación del enraizamiento en los esquejes. Ver Anexo VIII (8.3 y 8.4).

4.4. Efecto de la aplicación de la hormona vegetal y sustrato en el tamaño de raíces emitidas de esquejes de *Azadirachta indica* (Neem)

En la Tabla 13 y Figura 4, se muestran el tamaño de raíces emergidas en los diferentes tratamientos del estudio, en donde se observan que el T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml hormona vegetal), alcanzó el mayor tamaño de raíces, con un tamaño de 24 cm en

relación con los demás tratamientos que fueron de menor tamaño como el T_2 de 21 cm, T_1 de 19 cm, T_7 de 17 cm, T_4 de 16 cm, T_3 de 14 cm, T_5 de 10 cm, tomados de 8 evaluaciones, una por semana, en dos meses.

Tabla 13. Estadísticos descriptivos de tamaño de raíces emitidas

Tratamiento	Mínimo	Máximo	Media	Desv. Típica
T_1:100% arena + 50 ml hormona vegetal	17	21	19.00	2.000
T_2:100% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	19	24	21.00	2.646
T_3:100% gallinaza + 50 ml hormona vegetal	12	16	14.00	2.000
T_4:100% humus + 50 ml hormona vegetal	14	18	16.00	2.000
T_5:50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)	8	12	10.00	2.000
T_6:50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	22	26	24.00	2.000
T_7:50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal	15	19	17.00	2.000

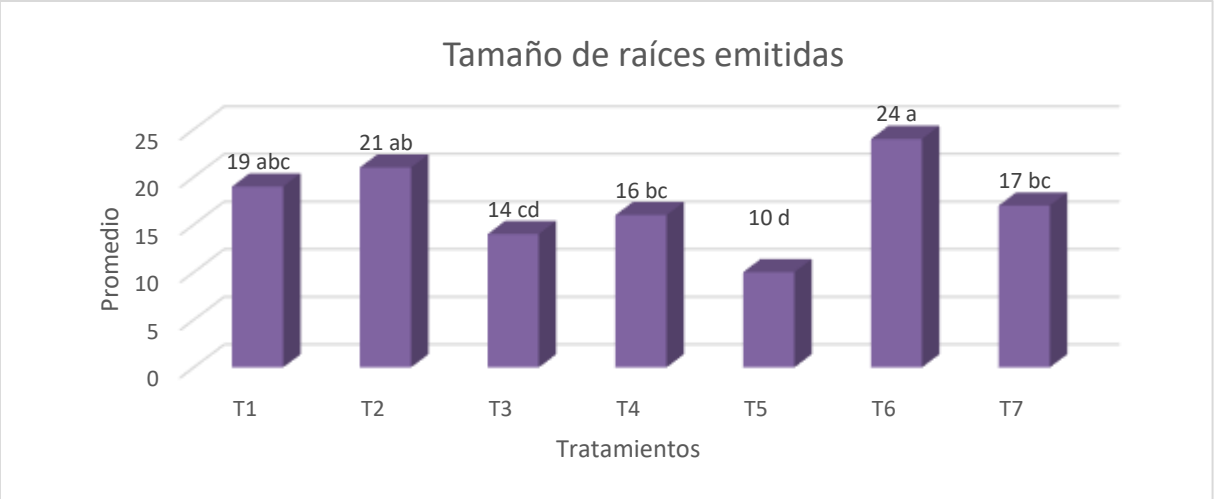


Figura 4: Tamaño de raíces emitidas.

En la Tabla 14, se muestran la Prueba de ANOVA, para el tamaño de raíces emitidas en donde se observan que existen diferencias significativas entre los tratamientos. Se puede ver claramente la diferencia significativa existente entre los tratamientos, esta significancia entre tratamientos nos motivó para realizar la Prueba de Tukey, para determinar el mejor tratamiento del estudio. Aplicamos la prueba de ANOVA porque se cumplió con la prueba de normalidad.

Tabla 14. Prueba ANOVA para tamaño de raíces emitidas

Fuente de variación, FV	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	382.286	6	63.714	14.387	0.000
Dentro de grupos	62.000	14	4.429		
Total	**444.286**	**20**			

En la Tabla 15, se muestran el análisis de Tukey en la cual se comparan los promedios de cada tratamiento del tamaño de raíces emitidas, donde se puede observar que los tratamientos 1, 2 y 6 no presentan diferencias significativas, con respecto a los tratamientos 3, 4, 5 y 7 que, si tienen diferencias significativas, teniendo al T_6 (50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal) como el mejor tratamiento con 24 cm y al T_5 (tierra 50 % + gallinaza 25 % + arena 25 %) como testigo alcanzó las un tamaño de 10 cm. La Prueba de Tukey permitió determinar al T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml hormona vegetal), como el mejor tratamiento, la determinación como mejor tratamiento, se debe a que el sustrato utilizado tuvo mejores características físicas y químicas que propiciaron una óptima interacción con la hormona vegetal de auxina presente en mayor cantidad en la parte basal del esqueje. La determinación al T_6 como mejor tratamiento es que reducimos el costo de la producción por contar con los insumos a la mano. Se utilizó la hormona vegetal de manzana para observar el comportamiento frente a las comerciales, resultando un producto natural de igual característica que el comercial.

Tabla 15. Prueba de Tukey del tamaño de raíces emitidas

	Subconjunto para alfa = 0.05			
Tratamiento	**1**	**2**	**3**	**4**
T_6:50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	24			
T_2:100% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	21	21		
T_1:100% arena + 50 ml hormona vegetal	19	19	19	
T_7:50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal		17	17	
T_4:100% humus + 50 ml hormona vegetal		16	16	
T_3:100% gallinaza + 50 ml hormona vegetal			14	14
T_5:50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)				10
Sig.	**0.120**	**0.120**	**0.120**	**0.296**
Se detalla las medias de los grupos en los subconjuntos homogéneos.				

En las Tablas 13, 14, 15 y Figura 4, se muestran que se obtuvo mayor tamaño en las raíces emergidas en el T_6 (50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal), en donde las

raíces alcanzaron el mayor tamaño de 24 cm, con relación a los otros tratamientos que fueron menores, esto se debe a que el sustrato utilizado tuvo mejores condiciones físicas en cuanto a aireación, porosidad, retención de humedad, como también por el contenido de nutrientes minerales en el sustrato (calcio 0.80 %, magnesio 0.83 %, fósforo 0.053 %, potasio 0.05 %, que fueron superiores en cuanto al contenido mineral de los otros sustratos, asimismo el resultado se debe también al contenido nutricional de la hormona vegetal (auxinas) que se adicionó al esqueje que aportó al suelo para la asimilación de las plantas de N (0.65 %), P (0.98 %), K (0.48 %), Mg (0.08 %), Ca (0.80 %) que favorecieron a la estimulación y elongación de la raíz (Ver Anexo VIII: 8.3 y 8.4), por otra parte la hormona vegetal utilizada también proporcionó elementos minerales importantes al suelo para la asimilación de las plantas como N (0.65 %), P (0.98 %), K (0.48 %), Mg (0.08 %), Ca (0.22 %). Ver Anexo (VIII: 8.5 y 8.6).

Asimismo, el resultado obtenido coincide, con lo logrado por Martínez *et al* (2001), quienes en un estudio empleando sustratos tanto de arena (25 %) y tierra negra de monte (75 %) + ácido naftalín acético (ANA) en la dosis de 15 ml, 30 ml, 45 ml, 60 ml, 75 ml, para estimular el crecimiento de las raíces de esquejes de neem, encontraron la mejor dosis en el tratamiento de 75 ml de ácido naftalín acético (ANA), logrando el tamaño de raíces de 30 cm. Esto se debe al recorrido que realizan las auxinas por todos los tejidos del esqueje, activando a las células basales del esqueje induciendo el mayor crecimiento de las raíces.

De igual manera, lo encontrado en la investigación coinciden con lo logrado por Fernández (2016), quien en un estudio sobre el tamaño de raíces emitidas en esquejes de neem utilizando sustratos de arena 40 % + tierra negra 60 % + ácido indol butírico (AIB) en la proporción de 20 ml, 40 ml, 60 ml, 80 ml, 100 ml, encontró como mejor dosis a la proporción de 60 ml de AIB, logrando el tamaño de raíces de 28 cm, esto se debe al sustrato utilizado que contenía fósforo y potasio, que en asociación con la auxina de la hormona incorporado al esqueje, estimularon a la aparición de raíces provocando la elongación en mayor tamaño.

V. CONCLUSIONES

- Se logró el enraizamiento del 79 % en esquejes de *Azadirachta índica* (neem) con el T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml de hormona de manzana).
- Se logró el enraizamiento en 28 días en esquejes de *Azadirachta índica* (neem) con el T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml de hormona de manzana).
- Se logró la formación de 18 raíces en esquejes de *Azadirachta índica* (neem) con el T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml de hormona de manzana).
- Se logró la elongación de raíces de 24 cm en esquejes de *Azadirachta índica* (neem) con el T_6 (arena 50 % + tierra negra 50 % + 50 ml de hormona de manzana).

VI. RECOMENDACIONES

- Se recomienda utilizar para el enraizamiento de esquejes el sustrato con la composición de 50 % de arena + 50 % de tierra negra adicionado con 50 ml de hormona vegetal para obtener mayor cantidad de esquejes enraizados y mayor cantidad de plantas nuevas.

- Se recomienda evaluar el porcentaje de enraizamiento de esquejes de *Azadirachta índica* (neem) utilizando sustrato con 50 % de arena + 50 % de tierra negra con 50 ml con otros tipos de hormonas vegetales preparados con productos de la región.

- Se recomienda para obtener un adecuado porcentaje de enraizamiento en *Azadiracta indica* (neem) utilizar esquejes de brotes tiernos tanto de la parte basal, media y apical de 10 a 15 cm de largo y de 0,8 a 1,0 cm de diámetro.

VII. BIBLIOGRAFÍA

Aliaga, B. 2009. Efecto de bioestimulantes en la formación de callos de *Haplorhus peruviana* Engl. para la propagación: Formación de callos. 1 ed.Huancayo, Perú, Universidad del Centro del Perú. 76 p. (Serie, Tesis pregrado. Repositorio: uncp.edu.pe,handle/UNCP).

Aldana, M. 2017. La multiplicación por estaca o enraizamiento de ramilla: Cultivo de cacao. 1ed. La Paz, Bolivia, MIDAS de USAID. 60 p. (Serie, Tesis pregrado). En: http://www.midas.org.co/sitio/DownloadFTP/febrero/ramilla2(2).pdf

Atapoma, Q. A. 2016. Efecto de 5 periodos de inmersión del extracto de sapohuasca (*Cassus sicyodes)* al 50 % de concentración en el enraizamiento de estacas en camucamu (*Myrciaria ubia* HBK Mc Vaugh): Propagación camu camu. 1 ed. Pucallpa, Perú, Universidad Nacional Ucayali. 87 p. (Serie, Tesis Pregrado).

Ayala, N. NS; Calle, R. AK. 2016. Aplicaciones de técnicas de deshidratación, maceración y escaldado para la conservación de manzanas Red Delicious, Flor de Mayo: Variedades de manzana. 1 ed. Cuenca, Ecuador, Universidad de Cuenca. 82 p. (Serie,Tesis pregrado).

Baldini, E. 2016. Arboricultura general: Arborización natural. 1 ed. Madrid, España, Mundi Prensa. 58 p. (Serie, Arboricultura).

Barbat, T. T. 2006. La multiplicación de las plantas: Viveros. 1 ed. Madrid, España, Horticultura Internacional. 60 p. (Serie, Horticultura Internacional, ISSN 1134-4881, Nº Extra1.)

Berenguer. R, Castillo. A, Salas. H, Puente. E, Betanciurt. J. 2013. Toxicidad aguda oral de Azadirachta indica (árbol del nim). La Habana, Cuba.

http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1028-47962013000300017

Biswas K, Chattopadhyay I. 2002. Biological activities and medicinal properties of neem (*Azadirachta indica*). Current Science. (11),1336-45.

Bógre, L; Henriquez, R; Magyar, Z. 2015. Auxin: Production. 1 ed. New York, EE.UU, The EMBP journal 140 p. (Serie, Boletín n°32). DOI: http://dx.doi.org/10.1007/11033-009-9764-3

Buchaman, B.B; Jones, R.L; Gruissem, W. 2015. Biochemistry and molecular biology of plants:Biology of plant. 1 ed. New York, EE.UU, Developmental Biology. 220 p. (Serie, Wiley).

Canchan, A. 2017. Identificación y Propagación de *Guadua sp*. con Fitorreguladores. Propagación de guada. 1 ed. Huancayo, Perú, Universidad Nacional del Centro del Perú. 84 p. (Serie, UNCP). https://repositorio.uncp.edu.pe,handle/UNCP.

Carmona, V.L. 2013. Número de muestras sugeridas para estimar la población de *Oebalus insularis* en el cultivo de arroz (*Oriza sativa*) en el calabozo, estado de Guárico: Metodología en Cultivo de arroz. 1 ed. Caracas, Venezuela, Carmona. 67 p. (Serie, Boletín técnico n°34).

Cervantes O, D. 2011. Propagación vegetativa de quinilla (*Manilkara bidentata*, a.dc.) mediante el enraizamiento de estaquitas utilizando cámara de subirrigación en el distrito de Morales provincia de San Martin: Producción de estaquillas para prppagación. 1 ed. Tarapoto, Perú, Universidad Nacional San Martín. 79 p. (Serie, Tesis pregrado).

CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1987. Simbiosis Leguminosa – Rizobio: Manual de Métodos de Evaluación, Selección y Manejo. 1 ed. Cali, Colombia, CIAT. 234 p. (Serie, Boletín Informativo n°76).

Chaturbedi, R; Rasdan, M; Bhojwani, S. 2003. Anefficient protocol for the production of triploid plants from endosperm callius of neem (*Azadirachta índica*): Callius. 1 ed. Amsterdan, Hplanda. 630 p. (Serie, El Sevier, vol 160). DOI: https://doi.org./10.1078/0176-1617-00884

Como se hace. 2021. Vinagre de manzana. https://www.youtube.com/watch?v=nPoob4IFjpk

Córdova, F. K. 2011. Selección masal y propagación vegetativa de cedro rosado de la india con tres tratamientos: Propagación estacas. 1 ed. Pucallpa, Perú, Universidad Nacional Ucayali. 75 p. (Serie, Tesis pregrado).

Cosas del jardín. 2021. Enraizantes naturales. https://www.youtube.com/watch?v=VVYLfc2jKPI

D´Andrea, A; Ferre, O; Meccioni, SA; Vitali, F. 2004. Applications of SFE Extraction of tecnology to the extraction of active substances from *Azadirachta índica:* production of azadirachtin. 1 ed. Hamburgo, Alemania, Practice Oriented Results on the use and Production of neem. Ingaedints and pheromones. 150 p. Serie, Invetigation of plant neem).

Díaz, V. FJ. 2015. Caracterización fisicoquímica de variedades de manzana resistentes al moteado (*Venturia inaequelis*) y valoración sensorial: Propiedades de la manzana 1 ed. Lima, Perú, Universidad Peruana de Ciencias Aplicadas. 68 p. (Serie, Tesis pregrado).

DRAU (Dirección Regional Agraria Ucayali). 2020. Sembríos de neem: Producción por estacas. 1 ed. Pucallpa, Perú. DRAU. 64 p. (Serie, Informe n° 45).

Ecología Verde. 2021. Como hacer vinagre de manzana orgánico en casa. https://www.ecologiaverde.com/como-hacer-vinagre-de-manzana-organico-en-casa-1172.html

ECOFORE (Fertilizantes ecofortes). 2017. Insectisida Azadirachtina, Propiedades y usos en la agricultura. 1 ed. Madrid, España, Ecofore. 34 p. (Serie, Cultivers).

Fernández, R; Villarroel, A; Cuamo, L; Storaci, V. 2016. Evaluación de un sistema de regulación por embriogenésis somática de neem (*Azadirachta índica*): Propagación in vitrio del neem. 1 ed. Bogota, Colombia, Universidad Nacional de Colombia. 86 p. (Serie, Acta Biológica Colombiana).

Fichet, LT. 2017. Biosíntesis de las fitohormonas: Modo de acción de los reguladores de crecimiento. 1 ed. Toluca, México, INTAGRI. 220 p. (Serie, Artículo Técnico de INTAGRI n°92).

Hernández, R. 2014. Metodología de la Investigación: Población y muestra. 2 ed. México D.F, México, Investigación Metodológica. 342 p. (Serie, Investigaciones estadísticas). https://www.esup.edu.pe/descargas/dep_investigacion/Metodologia%20de%20la%20investigaci%C3%B3n%205ta%20Edici%C3%B3n.pdf.

Huamán, S. C. S. 2019. Producción familiar de vinagre de manzana delicia (*Malus domestica*-red Delicious), en el laboratorio de la planta piloto de procesos orgánicos de la Facultad de Ingeniería Química y Metalúrgica. Lima, Perú. Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión. Tesis de pregrado. 72 p. http://repositorio.unjfsc.edu.pe/bitstream/handle/UNJFSC/3326/Huaman%20sanchez%20carmen%20soledad.pdf?sequence=1&isAllowed=y.

Hartmann, H; Kester, D. 1998. Propagación de plantas-Principios y prácticas. VI Edición. Compañíaeditorial continental. México, 760 p.

INIA (Instituto Nacional Innovación Agraria). 2010. Producción de neem: Estudios de esquejes. 1 ed. INIA. Pucallpa, Perú. INIA. 48 p. (Serie, Boletín Informativo. N°24).

INIFAP. 2004. El árbol de neem. San Luis de potosí, México. Folleto Técnico N° 3. 33 p. http://www.inifapcirne.gob.mx/Biblioteca/Publicaciones/165.pdf.

Investigación y Ciencia. 2013. Estudios de esquejes de neem: Enraizamiento de esquejes. 1 ed. Madrid, España, Investigación y Ciencia. 220 p. (Serie, Publicación científica n°54).

INFOAGRO (Información Técnica Agrícola). 2017. Tipos de Substratos de cultivos: Sustratos formulación. 1 ed. Madrid, España, INFOAGRO. 48 p. (Serie, Boletín n°36). http//www.infoagro.com/industria.

Karami, O; Saidi, A. 2010. The molecular baris for scress-inducid acquisition of somatic embryogenesis: The molecular of neem. 1 ed. California, EE. UU, Mol Biol Rep. 72 p. (Serie, Investigación científica), DOI: http:/dx.doi.org/10.1007/11033-009-9764-3

Kiwilimón. 2021. Vinagre de manzana. https://www.youtube.com/watch?v=D0EJIL1JpU0

Koul, O, Wahab, S. 2004. Neem: Today and is the new millennium: The neem. 1 ed. Berlin, Alemania, Academic Publishers. 276 p. (Serie, Investigación científica The Netherands).

Lucero, A. DE. 2013. Enraizamiento de esquejes para la producción de plantas de café variedad robusta *Coffea conephora*: Coffea. 1 ed. Ambato, Ecuador, Universidad Técnica de Ambato. 66 p. (Serie, Tesis pregrado).

López, D; Carazo, N. 2005. La producción de esquejes: Enraizamiento de esquejes. 1 ed. Madrid , España, Horticultura internacional. 80 p. (Serie, Investigación científica, ISSN 1134-4881, N° Extra1).

Loor, A. VK. 2017. Propagación vegetativa del *Azodirachta índica* (neem) mediante la utilización de las hormonas de enraizamiento (ANA y AIB): Esquejes de neem. 1 ed. Mocache, Ecuador, Universidad Técnica estatal de Quevedo. 94 p. (Serie UTEQ, Tesis pregrado).

Maldonado. R.. 2015. Reguladores del Crecimiento y sustratos en la Propagación Vegetativa de Nanche (*Malpighia mexicana* A. Juss. y *Byrsonima crassifolia* (L) H. B. K: Fitohormonas. 1 ed. Toluca, México, Maldonado. 64 p. (Serie, Investigación científica). DOI: https://www.researchgate.net › publication , 319147680,Reguladores.

Martínez, R; Rodríguez, J; Vargas, J; Azpiroz, H. 2001. Embriogenesis somática a partir de callos de neem (*Azadirachta índica*): embriogénesis. 1 ed. Chapingo, México, Cienc ForAmbient. 148 p. Serie, Investigación científica). DOI:http://dx.doi.org/1111.

Maurao, F. AA; Girardi, AA; Couto, H. TZ. 2009. Swingle citrumelo propagation by cuttings for citrus nursery tree production or inorching: Propagation: Prppagation of citrumelo. 1 ed. Río Janeiro, Brasil, Scientia Horticulturae. 120 p. (Serie. Revista Científica n°4).

Mermao, R, T. 2012. Influencia de diferentes concentraciones de ácido indoibutírico y sustratos en el enraizamiento de estacas juveniles de *Myroxylon balsamun*. harms. "estoraque" en propagadores de sub-irrigación, Pucallpa: Propagación de raíces con AIB. 1 ed. Pucallpa, Perú Universidad Nacional Ucayali. 84 p. (Serie, Tesis pregrado).

Moorty, A y Kumar, B. 2004. Natural azadirachtin composition: The azadirachtin. 1 ed. Munich, Alemania, Moorty y Kumar. 54 p. (Serie, Investigación científica, US Patent 6,733,802).

Mueras, L. 2010. .Efecto del sustrato, dosis de ácido indolbutirico y características morfológicas en el enraizamiento de estacas juveniles de tornilio (CedreiingacatenaeformisDucke) utilizando propagadores de subirrigación en Pucallpa – Ucaya: Efectos de sustratos. 1 ed. Perú, Pucallpa, Universidad Nacional Agraria Selva. 82 p. (Serie, Tesis pregrado).

Murrieta, IA. 2005. Determinación del Nivel de Abonamiento con Humus de Lombriz *Eisenia foetida*) y su efecto en el comportamiento del rabanito (*Raphanus sativa* L.): Abonamientos

sustratos. 1 ed. Iquitos, Perú, Universidad Nacional Amazonía Peruana. 56 p. (Serie, Tesis pregrado).

Neyra, L. MR. 2018. Efecto de tres enraizantes en la propagación asexual de esquejes de clavel (*Dianthus caryophyllus*) en condiciones de invernadero: Propagación asexual del clavel. 1 ed. Huancabelica, Perú, Universidad Nacional de Huancabelica. 76 p. (Serie, Tesis pregrado).

Niird, B. 2004. Handbook on neem and allied products: Producto f neem. 1 ed. New Delhi, India, National Institute of Industrial Research. 478 p. (Serie, Investigación científica, Institute Nationa).

Oliveira, ER; Silva, R.H; Loyola, D. AC. 2015. Efeito do acido indolbutírico no enraizamiento e o crescimento de 15 porta enxertos de citrus propagaos por estaquía: Propagao do citrus. 1 ed. Sao Paulo, Brasil, Citrus research y technology. 120 p. Serie, Investigación científica, 35(4).

Parrotta A, Chaturvedi N. 1994. *Azadirachta indica A. Juss*. Neem, margosa. SO-ITFSM-70. New Orleans, LA: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Southern Forest Experiment Station; p. 66-72.

Porcuna, J. 2011. Ficha técnica insumos: Servicio de sanidad vegetal Valencia aceite de neem: Sanidad vegetal. 1 ed. Lima, Perú, Porcuna. 79 p. Serie, Investigación científica). https://www.agroecologia.net/recursos/Revista_Ae/Ae_a_la_Practica/fi chas/n3/ficha-revista-ae-3-neem.pdf.

Quiroz I. et al. 2009. Vivero Forestal: Producción de Plantas Nativas a raíz cubierta: Producción medicinales. 1 ed. Concepción, Chile, INFOR. 56 p. (Serie, Publicación INFOR 4(5)).

Rafiq, M; Dahot, M. 2010. Callius and azadiractin selected limonoids through in vitrio culture of neem (*Azadirachta índica*): Azadirachata. 1 ed. California, EE. UU, Biotechnol. 462 p. (Serie, Investigación científica).

Ramos A, González A. 2005. Variación en contenido de azadiractina en frutos de Margosa durante su desarrollo. Rev Fitotec Mex. 27(Núm. Especial 1):81-5.

Red Agrícola. 2017. Fitohormonas: Reguladores de crecimiento y bioestimulantes: Fitorreguladores. 1 ed. Lima, Perú, Red. Agrícola. 150 p. (Serie,Revista Red Agrícola n°360).

Reyes, R. 2014. Propagación vegetativa de cacao (*Theobroma cacao* l.) con dos tipos de estacas y cuatro dosis de ácido indolbutírico (AIB) en cámara de subirrigación en Tingo María: Producción de cacao. 1 ed. Tingo María, Huánuco, Universidad Nacional Agraria Selva. 78 p.
(Serie, Tesis pregrado), https://repositorio.unas.edu.pe,UNAS.

Ricse, A, 2005. Informe técnico del neem (*Azadirachta indica*): Propagación. 1 ed. Pucallpa. Perú, Ricse. 34 p. (Serie, Investigación científica).

Rojas, S; García, J; Alarcón, M. 2004. Propagación asexual de plantas: Conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas. 1 ed. Cali, Colombia, Ed. Produmedios. 56 p. (Serie, Investigación científica).

Rosas, G.LF. 2009. Obtención de aceite vegetal a partir de hojas de neem (*Azadirachta indica*): Métodos de extracción supercrítica con CO2 como solvente y extracción convencional con agua. 1 ed. Caracas, Venezuela, Universidad Central de Venezuela. 91 p. (Serie, Tesis pregrado).

Royo, B; Gonzáles, J. 2005. Caracterización de variedades de manzana (Malus x Domestica, Borkh): Variedades de manzana. 1 ed. Navarra, España, Universidad Pública de Navarra. 80 p. (Serie, Tesis pregrado).

Ruiz, J. 2009. Efecto de cuatro dosis de ácido indolbutírico y tres tipos de estacas en el enraizamiento de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* l.) en San Martín: 1 ed. Trapoto, Perú. Universidad Nacional San Martín. 84 p. Tesis pregrado.

Ruiz, A. R. 2013. Influencia del acidoindolbutirico y sustratos en el Enraizamiento de estacas juveniles de *Manilkara bidentata* A.DC. (Quinilla) en cámaras de sub-irrigacion en Pucallpa - Ucayali, Perú": Enraizamiento de estacas. 1 ed. Pucallpa, Perú, Universidad Nacional Ucayali. 78 p. (Serie, Tesis pregrado).

Sánchez, AB; Suárez, E; Razzeta, G. M; Amaya, Y. 2009. Efecto del ácido indolbutírico sobre el enraizamiento de acodos aéreos de guayabo (*Psidium guajava* L.) en el municipio Baralt, Venezuela: Evaluación preliminar. 1 ed. Caracas, Venezuela, Dialnet. 189 p. (Serie, Investigación científica), https://dialnet.unirioja.es/servlet.

SENAMHI (Servicio Nacional de meteorología e hidrología del Perú). 2020. Datos meteorológicos 2020. Pucallpa, Perú. Datos climatológicos- Ucayali. Consultado el 29 de diciembre del 2020.

Soudre, M; Mesen, F; Del Castillo, D; Guerra, H. 2008. Memoria del curso internacional Bases técnicas para la propagación vegetativa de árboles tropicales mediante enraizamiento de estaquillas": enraizamiento de estaquillas. 1 ed. Pucallpa, Perú, IIAP. 100 p. (Serie, Tesis de pregrado).

Tamayo, L; Silva, I. 2014. Técnicas e instrumentos de recolección de datos: Técnica de observación, experimental y análisis documentario. Chimbote, Perú. Universidad Católica Los ángeles de Chimbote-ULADECH. Departamento Académico de Metodología de la Investigación. 37p.

https://www.postgradoune.edu.pe/pdf/documentos-academicos/ciencias-de-la-educacion/23.pdf

Tang, R.HL. 2014. Efecto de dos tipos de sustrato y cuatro dosis de ácido indol butírico en el enraizamiento de estacas juveniles de *Tabalula serratifolia* (marupá) en propagación de subirrigación en Pucallpa, Universidad Nacional Ucayali. 73 p. (Serie, Tesis pregrado).

Teruel, L.F; Pacheco, BA; Orika, OE; Domingos, R, 2010. Efeito do reguladores vegetais no enraizamento o estacas caulinares de *Poncirus trifoliata* var monstruosa: Citrus. 1 ed. Sao Paulo, Brasil, Frutic jabaticobal. 115 p. (Serie, Investigación científica, SP, V (2)).

Valenzuela, O. 2005. Características de los Sustratos utilizados por los Viveros Forestales: sustratos en viveros. 1d. Gualeguaychú, Nicaragua, Universidad Entre Ríos. 76 p. (Serie, Tesis pregrado).

Vidal, F. 2010. Evaluación de cinco dosis del ácido iñdolbutírico, sustratos y características morfológicas en el enraizamiento de estacas juveniles de estacas juvenlies de Slmarouba amara AU8L (Marupa), Pucaiipa – Perú: sustratos en el enraizamiento. 1 ed. Pucal!pa, Perú, Universidad Nacional Ucayali. 85 p. (Serie, Tesis pregrado).

Vargas, A. G. 2003. La agricultura orgánica como alternativa para mantener y recuperar la fertilidad de los suelos: Conservar la biodiversidad y desarrollar la soberanía alimentaria en la Amazonia. 1 ed. Bogotá, Colombia, Vargas, A. 71 p. (Serie, tesis pregrado).

Viera de Souza, J.C. 2007. Propagacao vegetativa de cedro australiano (*Toona ciliata,* M. Roem) por miniestaquía: Propagación de miniestaquillas. 1 ed. Río Janeiro, Brasil, Universidad del estado del Norte de Fluminense. 54 p. (Serie, Tesis de Magister). En: http://www.rapve.org.

WikiHow. 2021. Como hacer hormona o vinagre de manzana. https://es.wikihow.com/hacer-vinagre-de-manzana

https://www.ecologiaverde.com/como-hacer-vinagre-de-manzana-organico-en-casa-1172.html

https://www.youtube.com/watch?v=VVYLfc2jKPI

https://www.youtube.com/watch?v=D0EJIL1JpU0.

Zúñiga, D. 2012. Manual de Microbiología Agrícola: *Rhizobium*, PGPRs, Indicadores de Fertilidad e Inocuidad 1 ed. Lima, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. Ed. Olaya M.Lima-Perú. 111 p. (Serie, Manual Técnico).

Zypman, S; Applebaum, S; Ziv, M. 2001. Production of desert locust feeding deterrents from in vitro cultured neem (*Azadirachta índica*): Production of neem. 1 ed. California, EE.UU, Springer. 84 p. (Serie, Investigación científica).

VIII. ANEXOS

8.1. Base de datos de variables del estudio

Porcentaje de enraizamiento de esquejes (%)											
T_1			T_2			T_3			T_4		
100 % arena + 50 ml hormona vegetal			100 % tierra negra + 50 ml hormona vegetal			100 % gallinaza negra + 50 ml hormona vegetal			100 % humus + 50 ml hormona vegetal		
R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3
71	63	65	70	70	74	52	47	54	58	55	57
69	64	64	74	69	72	58	51	53	57	60	54
70	63	66	70	72	71	56	45	53	62	56	52
68	65	64	74	71	73	50	45	50	60	56	53
67	64	65	70	69	75	57	52	52	61	60	56
67	66	66	74	70	74	55	50	53	61	56	54
69	62	**65**	70	72	75	52	52	54	62	55	55
71	63	**64**	73	68	76	53	50	54	57	54	53
70	66	65	72	69	74	56	51	53	62	59	52
68	64	66	73	70	76	51	47	54	62	59	54
69	**64**	**65**	**72**	**70**	**74**	**54**	**49**	**53**	**60**	**57**	**54**
66			**72**			**52**			**57**		

T_5			T_6			T_7		
50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)			50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal			50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal		
R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3
42	51	48	79	85	77	62	63	56
48	47	44	76	85	74	57	65	60
44	52	45	76	80	78	63	61	59
41	54	43	79	86	75	61	65	57
42	50	44	82	83	76	60	62	60
45	48	44	81	82	77	62	63	63
42	51	46	76	79	74	67	64	59
48	50	53	77	82	76	60	60	58
46	53	44	81	83	78	59	62	57
42	52	49	77	85	75	59	65	61
44	**51**	**46**	**78**	**83**	**76**	**61**	**63**	**59**
	47			**79**			**61**	

Tiempo de enraizamiento de esquejes (días)											
T_1			T_2			T_3			T_4		
100 % arena + 50 ml hormona vegetal			100 % tierra negra + 50 ml hormona vegetal			100 % gallinaza negra + 50 ml hormona vegetal			100 % humus + 50 ml hormona vegetal		
R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3
32	30	38	35	30	28	40	38	42	38	37	34
36	32	37	36	31	30	42	40	40	44	38	37
33	33	35	32	34	29	41	45	41	41	40	40
34	34	33	34	31	32	42	39	44	40	40	36
36	30	34	35	33	31	40	42	38	39	41	35
35	30	36	31	34	33	40	41	39	41	41	38
33	35	39	32	30	29	41	37	41	43	38	37
36	31	36	35	32	28	41	39	37	41	37	38
33	33	37	38	33	31	42	41	43	40	40	38
32	32	35	32	32	29	41	38	41	43	38	37
34	**32**	**36**	**34**	**32**	**30**	**41**	**40**	**42**	**41**	**39**	**37**
34			**32**			**41**			**39**		

T_5			T_6			T_7		
50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)			50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal			50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal		
R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3
38	41	48	32	23	25	42	34	35
41	45	45	36	25	26	40	32	39
40	44	46	28	27	31	41	33	36
43	42	48	29	22	32	37	36	38
39	41	44	31	24	25	39	37	39
38	43	46	36	27	26	40	34	33
45	45	45	33	25	28	43	33	39
42	43	47	32	26	25	38	36	37
44	42	40	33	25	26	35	37	35
40	44	41	30	26	26	41	38	39
41	**43**	**45**	**32**	**25**	**27**	**39**	**35**	**37**
43			**28**			**37**		

Cantidad de raíces emitidas (número raíces)											
T_1			T_2			T_3			T_4		
100 % arena + 50 ml hormona vegetal			100 % tierra negra + 50 ml hormona vegetal			100 % gallinaza negra + 50 ml hormona vegetal			100 % humus + 50 ml hormona vegetal		
R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3
9	13	15	13	15	17	6	8	14	12	7	9
11	11	14	17	13	15	8	6	12	11	6	7
13	15	16	15	10	19	6	10	8	10	8	8
12	14	14	14	11	20	4	7	11	14	11	11
10	13	16	16	14	17	7	8	8	11	8	9
11	11	18	15	13	18	6	8	7	10	9	8
13	15	15	17	12	15	5	9	9	9	8	11
10	14	16	16	12	16	6	10	8	10	8	9
12	13	14	13	16	17	5	6	11	13	9	8
9	11	12	14	14	16	7	8	12	12	6	10
11	**13**	**15**	**15**	**13**	**17**	**6**	**8**	**10**	**11**	**8**	**9**
13			**15**			**8**			**9**		

T_5			T_6			T_7		
50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)			50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal			50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal		
R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3
6	5	3	22	15	15	15	13	7
7	8	5	24	18	16	13	9	9
6	6	4	18	17	18	12	8	11
5	8	6	17	20	15	10	12	10
5	9	5	19	20	16	13	10	8
7	6	6	20	17	15	12	11	9
6	7	4	21	18	16	14	13	8
5	8	4	19	18	16	16	12	7
6	6	6	18	19	18	12	9	10
7	7	7	22	18	15	13	13	11
6	**7**	**5**	**20**	**18**	**16**	**13**	**11**	**9**
6			**18**			**11**		

Tamaño de raíces emitidas (cm)											
T_1			T_2			T_3			T_4		
100 % arena + 50 ml hormona vegetal			100 % tierra negra + 50 ml hormona vegetal			100 % gallinaza negra + 50 ml hormona vegetal			100 % humus + 50 ml hormona vegetal		
R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3
23	16	21	22	18	17	12	18	10	14	16	17
21	15	18	24	22	19	16	16	12	18	12	16
19	17	20	26	23	19	14	15	11	16	15	17
22	18	17	21	19	20	17	19	14	20	14	21
20	19	22	20	20	18	16	16	13	19	13	18
23	16	18	26	21	20	15	16	11	13	12	16
21	18	17	25	19	21	12	15	10	14	14	17
22	17	19	26	18	19	13	12	14	18	16	21
20	16	18	24	19	19	14	16	13	15	15	18
19	18	20	26	21	18	11	17	12	13	13	19
21	**17**	**19**	**24**	**20**	**19**	**14**	**16**	**12**	**16**	**14**	**18**
19			**21**			**14**			**16**		

T_5			T_6			T_7		
50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)			50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal			50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal		
R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3	R_1	R_2	R_3
10	6	8	26	21	26	17	13	18
12	8	10	24	24	24	19	15	15
14	10	12	25	23	22	21	15	16
13	7	11	26	24	23	20	16	18
14	9	9	25	20	21	18	14	19
11	6	8	28	18	25	18	17	18
9	5	12	27	23	27	20	16	16
10	8	10	26	21	26	19	14	18
14	10	9	25	22	24	18	14	17
13	11	11	28	24	22	20	16	15
12	**8**	**10**	**26**	**22**	**24**	**19**	**15**	**17**
10			**24**			**17**		

8.2. Datos obtenidos para el análisis del resultado de variables

Tabla 16. Porcentaje de raíces emitidas

Repeticiones	Porcentaje de raíces emitidas						
	T_1	T_2	T_3	T_4	T_5	T_6	T_7
R_1	69	72	54	60	44	78	61
R_2	64	70	49	57	51	83	63
R_3	65	74	53	54	46	76	59
Promedio:	**66**	**72**	**52**	**57**	**47**	**79**	**61**

En la Tabla 16. Observamos que el T_6, los esquejes obtuvieron el mayor porcentaje de emisión de raíces de 79 % con relación a los demás que fueron menores.

Tabla 17. Prueba de normalidad del porcentaje de raíces emitidas

	Shapiro-Wilk		
Tratamiento	**Estadístico**	**gl**	**Sig.**
T_1:100% arena + 50 ml hormona vegetal	0.893	3	0.363
T_2:100% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_3:100% gallinaza + 50 ml hormona vegetal	0.893	3	0.363
T_4:100% humus + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_5:50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)	0.942	3	0.537
T_6:50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	0.942	3	0.537
T_7:50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000

H_0: La variable porcentaje de raíces emitidas tiene una distribución normal

H_a: La variable porcentaje de raíces emitidas carece de la misma.

En la Tabla 17 se visualiza la prueba de normalidad del porcentaje de raíces emitidas, en la que se puede determinar que la variable tiene una distribución normal.

Tabla 18. Tiempo de raíces emitidas

Repeticiones	Tiempo de raíces emitidas						
	T_1	T_2	T_3	T_4	T_5	T_6	T_7
R_1	34	34	41	41	41	32	39
R_2	32	32	40	39	43	25	35
R_3	36	30	42	37	45	27	37
Promedio:	**34**	**32**	**41**	**39**	**43**	**28**	**37**

En la Tabla 18 se puede observar que el T_6 logró el enraizamiento de esquejes en menor tiempo (28 días) con relación a los demás tratamientos que fueron menores.

Tabla 19. Prueba de normalidad de tiempo de raíces emitidas

	Shapiro-Wilk		
Tratamiento	**Estadístico**	**gl**	**Sig.**
T_1:100% arena + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_2:100% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_3:100% gallinaza + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_4:100% humus + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_5:50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)	1.000	3	1.000
T_6:50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	0.942	3	0.537
T_7:50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000

a. Correctiva de significación de Lilliefors

H_0: La variable tiempo de raíces emitidas (días) tiene una distribución normal

H_a: La variable tiempo de raíces emitidas (días) carece de la misma.

En la Tabla 19 se muestra la prueba de normalidad del tiempo de raíces emitidas, en la que se puede observar que la variable cumple el supuesto de normalidad. Ver Tabla 25.

Tabla 20. Cantidad de raíces emitidas

Repeticiones	Cantidad de raíces emitidas						
	T_1	**T_2**	**T_3**	**T_4**	**T_5**	**T_6**	**T_7**
R_1	11	15	6	11	6	20	13
R_2	13	13	8	7	7	18	11
R_3	15	17	10	9	5	16	9
Promedio:	**13**	**15**	**8**	**9**	**6**	**18**	**11**

Fuente: Elaboración propia.

En la Tabla 20, se puede observar que los esquejes del T_6 emitieron mayor cantidad de raíces con relación a los demás tratamientos que fueron menores.

Tabla 21. Prueba de normalidad de la cantidad de raíces emitidas

	Shapiro-Wilk		
Tratamiento	**Estadístico**	**gl**	**Sig.**
T_1:100% arena + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_2:100% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_3:100% gallinaza + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_4:100% humus + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_5:50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena	1.000	3	1.000
T_6:50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_7:50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000

a. Medida correctiva de significación Lilliefors

H_0: La variable cantidad de raíces emitidas tiene una distribución normal

H_a: La variable cantidad de raíces emitidas carece de la misma.

En la Tabla 21 podemos observar la prueba de normalidad de la cantidad de raíces emitidas, en la que se puede determinar que la variable tiene una distribución normal.

Tabla 22. Tamaño de raíces emitidas

Repeticiones	Tamaño de raíces emitidas						
	T_1	T_2	T_3	T_4	T_5	T_6	T_7
R_1	21	24	14	16	12	26	19
R_2	17	20	16	14	8	22	15
R_3	19	19	12	18	10	24	17
Promedio:	**19**	**21**	**14**	**16**	**10**	**24**	**17**

En la Tabla 22 observamos que en el T_6 se logró obtener el mayor tamaño de raíces (24 raíces) en los esquejes con relación a los demás tratamientos que fueron menores.

Tabla 23. Prueba de normalidad del tamaño de raíces emitidas

Tratamiento	Shapiro-Wilk		
	Estadístico	gl	Sig.
T_1:100% arena + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_2:100% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	0.893	3	0.363
T_3:100% gallinaza + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_4:100% humus + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_5:50% tierra agrícola + 25% gallinaza + 25% arena (Testigo)	1.000	3	1.000
T_6:50% arena + 50% tierra negra + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000
T_7:50% arena + 50% humus + 50 ml hormona vegetal	1.000	3	1.000

a. Medida correctiva de significación de Lilliefors

Fuente: Elaboración propia

H_0: La variable, tamaño de raíces emitidas tiene una distribución normal

H_a: La variable, tamaño de raíces emitidas carece de la misma.

En la Tabla 23 se presentan la prueba de normalidad del tamaño de raíces emitidas, en la que se puede afirmar que la variable cumple con el supuesto de normalidad.

8.3. Análisis fisicoquímico y microbiológico de la hormona de manzana.

Natura Analítica

Natura Analítica SAC
RUC: 20600103661
SECCIÓN II:
ANÁLISIS DE AGUAS Y ALIMENTOS

CERTIFICADO DE ANALISIS N° 2020.11.03

SOLICITANTE	**ROGER BRAULIO RAMIREZ RENGIFO**
DNI	45795080
DIRECCION	Jr. Victor Montalvo 663-Pucallpa
MUESTRA	**Derivado de Manzana "Hormona de Manzana"**
CODIGO DE MUESTRA	**2020.11.03**
CANTIDAD RECIBIDA	450 ml aprox.
ANALISTA RESPONSABLE	Blgo. Alcides Castillo Q.
FECHA DE INGRESO	2020-11-05
COLECTOR	El Solicitante
ANALISIS SOLICITADOS	**ANALISIS FISICOQUIMICO Y MICROBIOLÓGICO**
FECHA INICIO DE ENSAYO	2020-11-05
FECHA TERMINO DE ENSAYO	2020-11-19
FECHA EMISION DE RESULTADOS	2020-12-09

RESULTADOS

ANALISIS FISICOQUIMICO

PARAMETRO	UNIDADES	MÉTODO	RESULTADO
Fisico Sensorial	----	Organoleptico	Olor y sabor característico a bebida fermentada de manzana. Color caramelo intenso.
Ph	-----	Potenciométrico	2.12
Acidez Titulable	%Ácido málico	Titrimétrico	2.2
Sólidos Solubles	°Brix	Refractométrico	6.25
Ceniza	% m/v	Calcinación	0.07
Densidad Aparente	g/ml a 21.5°C	Gravimétrico	1.0217
Solidos Totales	% m/v	Gravimétrico	4.63
Proteína Total	% m/v	Kjendahl	< 0.2
Aceites y Grasas	mg/l	Extracción por Solvente	24.8

ANALISIS MICROBIOLÓGICOS

PARAMETRO	UNIDADES	MÉTODO	RESULTADO
Aeróbios Mesófilos Viables	UFC/ml	Recuento en Placa	1.1×10^3
Mohos y Levaduras	UFC/ml	Recuento en Placa	0
Coliformes	UFC/ml	Recuento en Placa	0

< 1 de 1

Pasaje Núñez Peña 503 PUCALLPA teléfono: 576060 E-MAIL: naturaanalitica@gmail.com

Natura Analítica

GERENCIA TÉCNICA Natura Analítica S.A.C.

NATURA ANALÍTICA S.

Blgo. Alcides E. Castillo Quez

8.4. Análisis del contenido de nutrientes de la hormona de manzana





ESTACIÓN EXPERIMENTAL
AGRARIA
PUCALLPA - UCAYALI

"Decenio de la igualdad de oportunidades para mujeres y hombres"
"año del Bicentenario del Perú 200 años de independencia"

Laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas y Abonos

Solicitante: Roger Braulio Ramirez Rengifo
Tipo de muestra: Hormona de manzana
Dirección: Jr. Victor Montalvo N° 663
Fecha de muestreo: 20/09/2021
Fecha de emisión de resultados: 25/10/21

Tipo de análisis: Macroelementos
Colector: El solicitante
Procedencia: UNIA - Yarinacocha
Código de laboratorio: SU 0075-EEAP-2021

RESULTADOS DE ANÁLISIS

N°	CODIGO	N %	P %	K %	Mg %	Ca %	pH H_2O
1	Hormona (Auxina)	0.65	0.98	0.48	0.08	0.22	*3.85

Conductividad eléctrica = Ml 7.87 mS/cmm

Metodología

K, Ca, Mg, P	: Digestión vía húmeda
K, Ca, Mg	: Método del EAA
N	: Método Micro Keldahl
pH, CE	: Muestra / Agua 1:2.0
P	: Colorimetría (método de meta variadato de color amarillo)



Carretera Federico Basadre Km 4.2K
T. (051) 421153
email: pucallpa@inia.gob.pe
www.inia.gob.pe
www.minagri.gob.pe

EL PERÚ PRIMERO

8.5 Análisis fisicoquímico de los sustratos

PERÚ | Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego

inia Instituto Nacional de Innovación Agraria

Laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas y Abonos

Solicitante: Roger Braulio Ramirez Rengifo
Tipo de Muestra: Sustratos
Dirección: Jr. Victor Montalvo N° 663
Fecha de Muestreo: 18/12/2020
Fecha de Emisión de Resultados: 27/01/2021

Tipo de Análisis: Macroelementos
Colector: El Solicitante
Procedencia: UNIA - CAMPUS
Código de Laboratorio: SU 00006-EEAP-2021

RESULTADOS DE ANÁLISIS

N°	Código	N (%)	P (%)	K (%)	Mg (%)	Ca (%)	pH (H2O)
1	Gallinaza 100%	1.01	1.24	0.34	0.32	0.48	7.22
2	Tierra 50% + Gallinaza 25% + Arena 25%	0.91	0.09	0.07	0.20	1.80	7.46
3	Tierra Negra 100%	1.04	0.06	0.04	0.08	1.27	7.40
4	Humus 50% + Arena 50%	1.02	0.05	0.03	0.07	0.99	7.26
5	Humus 100%	0.99	0.63	0.78	0.38	2.44	8.35

Materia orgánica	N1 22.35 %	Conductividad eléctrica	N1 2.62 ds/m
	N2 20.26 %		N2 0.53 ds/m
	N3 23.01 %		N3 0.20 ds/m
	N4 22.61 %		N4 0.15 ds/m
	N5 22.09 %		N5 1.77 ds/m

Metodología
K,Ca, Mg, P : Digestión Via Seca
K,Ca, Mg : Método del EAA
N : Método Micro Keldahl
pH : Muestra/agua 1:2.0
MO : Método de calcinación (550 °C)
P : Colorimetría (método de metavanadato de color amarillo)

INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA
Estación Experimental Agraria Pucallpa
Ing. Edinson Eduardo López Galán
LABORATORIO DE ANÁLISIS DE SUELOS Y TEJIDOS VEGETALES

Carretera Federico Basadre Km 4.20
T: (051) 61571913
email: pucallpa@inia.gob.pe
www.inia.gob.pe
www.minagri.gob.pe

EL PERÚ PRIMERO

PERU | Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego

inia
Instituto Nacional de Innovación Agraria

ANÁLISIS DE SUELOS, PLANTAS Y ABONOS

Solicitante: Roger Braulio Ramirez Rengifo
Procedencia: UNIA - CAMPUS
Dirección legal: Jr. Victor Moutalvo N° 663

Ensayo solicitado: Caracterización
Código de Laboratorio: SU 0000SEEAP-2021
Muestreado por: El Solicitante

Fecha de muestreo: 18/12/2020
Fecha de recepción: 18/01/2021
Fecha de emisión: 27/01/2021

Cultivo anterior: N/D
Cultivo proximo: N/D
Tipo de muestra: Suelo

N°	Código	Prof.	% Arcilla	% Limo	% Arena	Clase textural	pH H2O	P %	Al %	K %	Ca %	Mg %	CICE (ds/m)	Sat. Al %	Bases Totales (Cmol(+)/kg)	M.O %	N %	D. Apr. g/cm3	C.E ds/m
1	Arena 50%+ Tierra Negra 50%		12.88	6.00	81.12	Franco-Arenoso	7.63	0.053	0.10	0.05	3.44	0.80	4.39	2.28	4.29	1.64	0.07	1.55	0.09
2	Arena 100%		12.88	2.00	85.12	Arena-o-Arenosol-Franco	8.06	0.10	0.10	0.17	2.91	0.62	3.79	2.64	3.69	1.64	0.07	1.56	0.09

METODOLOGIA: Métodos analíticos para suelos y tejido vegetal usados en el tropico humedo: Autores: Q.F Olinda Ayre V. y Q.F Rafael Román Lima - Perú 1992

pH, CE	: Suelo/agua 1:2.5	Ca, Mg	: Extrac. KCL
CO	: Nelson & Sommers	K, P	: Extrac. NaHCO3-EDTA-SUPERFLOC
P	: Olsen Modificado	K, Ca, Mg	: Absorción Atómica
LAYO		D. Apr.	: Soil texture triangle hydraulic properties calculator

INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA
Estación Experimental Agraria Pucallpa
Ing. Edinson Eduardo Tapia Galán
LABORATORIO DE ANÁLISIS DE SUELOS Y TEJIDOS VEGETALES

Carretera Federico Basadre Km 4.20
T. (051) 61571913
email: pucallpa@inia.gob.pe
www.inia.gob.pe
www.minagri.gob.pe

EL PERÚ PRIMERO

8.7. Iconografía de la investigación

8.7.1. Adquisición de los esquejes del *Azadirachta índica* (neem)



Figura 5. Planta de neem.



Figura 6. Selección de esquejes de plantas de neem.



Figura 7. Corte de ramas de plantas de neem.



Figura 8. Selección de ramas de plantas de neem.



Figura 9. Reserva de esquejes.



Figura 10. Esquejes con adición de agua para recuperar la humedad.

8.7.2. Preparación de los sustratos



Figura 11. Preparación del sustrato.



Figura 12. Puesta de sustratos en bolsas vivero.



Figura 13. Contabilización de las bolsas de sustratos



Figura 14. Ordenamiento de las bolsas de sustratos.



Figura 15. Preparación del vivero



Figura 16. Nivelación del vivero

8.7.3. Etapa de vivero



Figura 17. Corte de esquejes



Figura 18. Muestra del tamaño de esquejes utilizado.



Figura 19. Sustratos preparados para la puesta de esquejes.



Figura 20. Sustratos con esquejes.



Figura 21. Instalación de la muestra para investigación.



Figura 22. Esquejes de plantas de neem por . tratamiento.

8.7.4. Evaluación de las variables: Cantidad, tamaño de raíces y hojas



Figura 23. Plantas de neem por tratamiento



Figura 24. Evaluación de las variables



Figura 25. Evaluación cantidad y tamaño raíces.



Figura 26. Investigador midiendo las raíces.



Figura 27. Medición raíces de los tratamientos.



Figura 28. Investigador contando y evaluando las raíces.



Figura 29. Evaluación de raíces de los tratamientos.



Figura 30. Evaluación del tamaño de raíces.



Figura 31. Elongación de la raíz para evaluación.



Figura 32. Toma de la medida raíces por tratamiento.