

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA
FACULTAD DE INGENIERÍA
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRÓNOMA



**“EFECTO DE TRES DOSIS DE ROOT-HOR EN EL
ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS DE HIGO (*Ficus carica*) EN
CONDICIONES DE VIVERO”**

PRESENTADO POR:

Bach. Jorge Luis Mendoza Ramirez

ASESOR:

Ing. Nelida Escalante Espinoza

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE
INGENIERO AGRÓNOMO**

NUEVO CHIMBOTE - PERÚ

2019

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA

FACULTAD DE INGENIERÍA

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONOMA



UNS
UNIVERSIDAD
NACIONAL DEL SANTA

TESIS PARA OBTENER EL TITULO PROFESIONAL DE INGENIERO

AGRONOMO

“EFECTO DE TRES DOSIS DE ROOT-HOR EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS DE HIGO (*Ficus carica*) EN CONDICIONES DE VIVERO”

REVISADO POR:

ING. NELIDA GUILLESI ESPINOZA

ASESOR

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA

FACULTAD DE INGENIERÍA

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONOMA



UNS
UNIVERSIDAD
NACIONAL DEL SANTA

“EFECTO DE TRES DOSIS DE ROOT-HOR EN EL ENRAIZAMIENTO DE ESTACAS DE HIGO (*Ficus carica*) EN CONDICIONES DE VIVERO”

REVISADO Y APROBADO POR EL JURADO EVALUADOR:

ING. MAXIMO VIDAL VEGA MIRANDA

Presidente

ING. SANTOS HERRERA CHERRES

Secretario

ING. NELIDA ESCALANTE ESPINOZA

Integrante

DEDICATORIA

Tú que formas parte de mi día a día y
observas cada alegría, tristeza y tropiezo
en esta vida dedico este paso en mi vida
que donde estés me cuidas Padre celestial.

A una gran mujer que fue un gran
ejemplo en cada día de mi vida, que
donde este ella me guía y quiere lo mejor
para mi futuro Maní Santos

A mis padres Jorge y Lucy porque me
dieron la vida, la educación y valores pero
sobre todo por enseñarme a valorar día a
día cada cosa y acción que uno toma los
amos.

A todas las personas que nos han apoyado y han hecho que el trabajo se realice con éxito en especial a aquellos que nos abrieron las puertas y compartieron sus conocimientos.

A los todos docentes que, con su sabiduría, conocimiento y apoyo, motivaron a desarrollarme como persona y profesional en la Universidad Nacional del Santa.

A mis hermanas Lizkatty porque forman parte de mi vida porque si pudiera retroceder en el tiempo no cambiaría de familia porque son el único apoyo emocional y parental que tengo gracias.

AGRADECIMIENTO

A mi familia por brindarme el apoyo en cada paso de mi vida para mejorar y ser una persona de grandes principios

A la Escuela Profesional de Ingeniería Agrónoma por darme una gran educación a pesar de cada obstáculo que se vio en el camino.

A Doña Aurea que gracias a su gran desempeño como secretaria nos facilitó en cada paso de nuestro camino y gracias por ser más que una secretaria, ser como una madre para cada alumno.

Agradecer a una gran mujer que forma parte de mi vida que a pesar de todos los errores que cometa estará hay siempre para mí, sin ella nada de eso fuera posibles gracias mamá.

Al Ms. Nelida porque pese al poco tiempo que tiene aceptó el gran reto de ayudarme en este gran paso que la obtención de mi título.

A esas dos pequeñas que me aspiran a seguir adelante mis sobrinas Karolina y Lucianita

Agradecer a tiempo y al destino por cruzar una gran persona, hija y amiga en mi camino porque eres como una hermana gracias por tus consejos Lizet.

RESUMEN

La investigación se llevó a cabo en la Carbonera - Nuevo Chimbote teniendo como objetivo evaluar y determinar el efecto de tres dosis de Root Hor en el enraizamiento de estacas de Higo (*Ficus Carica L.*) var. Toro Sentado, para esta investigación se utilizó un Diseño completamente al azar (DCA) con cuatro tratamientos y un control (T0), T1 (200 ml de RH), T2 (250 ml de RH) y T3 (300ml de RH) con 4 repeticiones cada uno. Para comparar la diferencia entre los promedios se realizó la prueba de comparación de medias de Tukey ($\alpha = 0,05$). Los parámetros evaluados fueron el número de brotes, número de hojas, altura de planta, número de raíces y longitud de raíces. Finalmente se obtuvo que el mejor resultado fue con la dosis de 300 ml de ROOT HOR (RH) teniendo como promedio: 1.40 número de brotes, 20.73 hojas en la última evaluación, 3.27 cm en altura de planta, 9.25 número de raíces y 1.18 cm en longitud.

Palabras claves: Root-Hor, enraizamiento.

ABSTRACT

The investigation was carried out in the nursery of. located in La Carbonera - Nuevo Chimbote. The objective of this research was to evaluate and determine the effect of three doses of Root Hor in the rooting of fig stakes (*Ficus Carica L.*) var. Sitting Bull, we used a Completely Random Design DCA with four treatments and one control, (T0), T1 (150 ml of RH), T2 (200 ml of RH) and T3 (250ml of RH) with 4 repetitions each. To compare the difference between the averages, the Tukey mean comparison test ($\alpha = 0.05$) was performed. The parameters recycled were number of shoots, number of buds, plant height, number of roots and size of roots. Finally it was obtained that the best result was with the dose of 250 ml of ROOT HOR (RH) having as average: 1.40 number of shoots, 20.73 leaves in the last evaluation, 3.27 cm in height of plant that was evaluated from the armpit of the stem at the apex, 9.25 roots and 1.18 cm in size.

Key words: Dosage, rooting.

INDICE GENERAL

I. INTRODUCCION.....	1
1.1 Antecedentes	2
1.2 Formulación del problema	6
1.3 Objetivos.....	6
1.4 Formulación de la hipótesis	7
1.5 Justificación	7
1.6 Limitación del trabajo de investigación	9
II. MARCO TEORICO.....	10
2.1. Origen del higo	10
2.2. Clasificación taxonómica y descripción del higo.....	10
2.3. Requerimiento climáticos y edafológicos	13
2.4. Variedades de higo	15
2.5. Labores agronómicas.....	17
2.6 Propagación.....	20
2.7 Características anatómicas y fisiológicas de la propagación por estacas.....	23
2.8 Hormonas Vegetales y Reguladores de Crecimiento	26
2.9 Tipos de hormonas	26
III. MATERIALES Y MÉTODOS	33
3.1 Ubicación experimento	33
3.2 Materiales	33
3.3 Toma de datos y definición de variables	34
3.4 Metodología	38
3.5 Análisis de datos	42
IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	43
4.1 Número de brotes	43
4.2 Número de hojas a los 45 días	45
4.3 Número de hojas a los 60 días	47
4.4 Altura de plantas a los 45 días.....	49
4.5 Altura de brote a los 60 días.....	51

4.6	Número de raíces 45 días.....	53
4.7	Número de raíces 60 días.....	56
4.8	Longitud de raíces 45 días	58
4.9	Longitud de raíces 60 días	60
V.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	63
VI.	REFRENCIAS	66
VII.	APENDICE	70

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Fertilización del cultivo de Higo	20
Tabla 2. Características: Físico – Químicas de Root-Hor	29
Tabla 3. Recomendaciones de Usos de Root-Hor.....	31
Tabla 4. Distribución de los Tratamientos en el vivero de Root-Hor (Auxinas + Acido Indolbutirico + Ácidos Nucleicos).....	36
Tabla 5. ANALISIS DE VARIANZA número de brotes 30 días después de la siembra	43
Tabla 6. Prueba de comparación múltiple de Tukey para la variable número de brotes a los 30 días	44
Tabla 7. ANALISIS DE VARIANZA para número de hojas de 45 días después de la siembra	45
Tabla 8. Prueba de comparación múltiple de Tukey para el numero de hojas a los 45 días después de la siembra.....	46
Tabla 9. ANALISIS DE VARIANZA para número de hojas de 60 días después de la siembra	48
Tabla 10. Prueba de comparación múltiple de Tukey para el número de hojas a los 60 días después de la siembra.....	48
Tabla 11. ANALISIS DE VARIANZA para la variable altura de plantas de 45 días después de la siembra. (cm).....	50
Tabla 12. Prueba de comparación múltiple de Tukey para altura de planta a los 45 días después de la siembra. (cm)	50
Tabla 13. ANALISIS DE VARIANZA para la altura de plantas a los 60 días después de la siembra	52
Tabla 14. Prueba de comparación de múltiple de Tukey para la altura de plantas a los 60 días después de la siembra.....	52
Tabla 15. ANALISIS DE VARIANZA para número de raíces después de 45 días de la siembra... 54	
Tabla 16. Prueba de comparación múltiple de Tukey para número de raíces por planta a los 45 días después de la siembra.....	55

Tabla 17. ANALISIS DE VARIANZA para el número de raíces a los 60 días después de la siembra	56
Tabla 18. Prueba de comparación múltiple de Tukey para número de raíces por brote	57
Tabla 19. ANALISIS DE VARIANZA para tamaño de raíces después de 45 días de la siembra (cm).....	58
Tabla 20. Prueba de comparación múltiple de Tukey para el tamaño de raíces por estaca a los 45 días de la siembra.....	59
Tabla 21. ANALISIS DE VARIANZA para tamaño de raíces a los 60 días después de la siembra.	61
Tabla 22. <i>Prueba de comparación múltiple de Tukey para tamaño de raíces por planta a los 60 días después de la aplicación</i>	61

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Área del Vivero.....	35
Figura 2. Desinfección de la tijera de podar	38
Figura 3. Estacas de higo (FC) extraídas de plantas del fundo la kiarita.....	38
Figura 4. Preparación del sustrato a utilizar en la investigación	39
Figura 5. Desinfección de estacas	39
Figura 6. Bolsas con estacas de Higo tratadas	40
Figura 7. Estacas tratadas después de 30 días en donde se evaluó número de brotes.....	40
Figura 8. Para evaluación de raíces.....	41
Figura 9. Estaca con raíces para su respectivo conteo.....	41
Figura 11.Efecto de los tratamientos para número de hojas, 60 días después de la aplicación.....	49
Figura 12. Efecto de los tratamientos para la altura de brote, 45 días después de la aplicación	51
Figura 13.Efecto de los tratamientos para la altura de brote, 60 días después de la aplicación	53
Figura 14. Efecto de los tratamientos para número de raíces por estacas, 45 días después de la aplicación	56
Figura 15.Efecto de los tratamiento para número de raíces, 60 días después de la aplicaciones	58
Figura 16. Efecto de los tratamientos para tamaño de raíces, 45 dias desñues de laaplicacion	60
Figura 17.Efecto de los tratamientos para tamaño de raíces 60 días después de aplicación	62

INDICE DE APENDICE

Apéndice N° 1. Promedio del número de brotes del Ficus Carica L. 30 días después de la siembra	70
Apéndice N° 2. Promedio del número de hojas del Ficus Carica L. a los 45 días después de la siembra	70
Apéndice N° 3. Promedio del número de hojas del Ficus Carica L. a los 60 días después de la siembra	70
Apéndice N° 4. Promedio de la altura de planta del Ficus Carica L. a los 45 días después de la siembra	71
Apéndice N° 5. Promedio de la altura de planta del Ficus Carica L. a los 60 días después de la siembra	71
Apéndice N° 6. Promedio del número de raíces por planta del Ficus Carica L. a los 45 días después de la siembra	71
Apéndice N° 7. Promedio del número de raíces por planta del Ficus Carica L. a los 60 días después de la siembra	72
Apéndice N° 8. Promedio de la longitud de raíces por planta del Ficus Carica L. a los 45 días después de la siembra	72
Apéndice N° 9. Promedio de la longitud de raíces por planta del Ficus Carica L. a los 60 días después de la siembra	72
Apéndice N° 10. Estacas de Higo con testigo (Ficus Carica L.)	73
Apéndice N° 11. Estacas de Higo con tratamiento N° 01 (Ficus Carica L.)	73
Apéndice N° 12. Estacas de Higo con tratamiento N° 02 (Ficus Carica L.)	74
Apéndice N° 13. Estacas de Higo con tratamiento N° 03 (Ficus Carica L.)	74
<i>Apéndice N° 14. Área donde se desarrolló la investigación (vivero)</i>	<i>75</i>
Apéndice N° 15. Sustratos utilizados en la investigación	75
Apéndice N° 16. Llenado del sustrato a las bolsas de propagación	76

Apéndice N° 17.Recolección de material de propagación	76
Apéndice N° 18.Estacas sembradas en bolsas	77
Apéndice N° 19.Evaluación del número de brotes.....	77
Apéndice N° 20. Evaluación del número de raíces	78
Apéndice N° 21. Prueba de normalidad número de brotes después de la siembra.....	79
Apéndice N° 22. Prueba de normalidad de la variable número de hojas a los 45 días después de la siembra	80
Apéndice N° 23. Prueba de normalidad de la variable número de hojas a los 60 días después de la siembra	81
Apéndice N° 24. Prueba de normalidad de la variable altura de planta a los 45 días después de la siembra	82
Apéndice N° 25. Prueba de normalidad de la variable altura de planta a los 60 días después de la siembra	83
Apéndice N° 26. Prueba de normalidad de la variable número de raíces a los 45 días después de la siembra	84
Apéndice N° 27. Prueba de normalidad de la variable número de raíces a los 60 días después de la siembra	85
Apéndice N° 28. Prueba de normalidad de la variable longitud de raíces a los 45 días después de la siembra	86
Apéndice N° 29. Prueba de normalidad de la variable longitud de raíces a los 60 días después de siembra	87
Apéndice N° 30. Gráfico para la variable número de brotes	88
Apéndice N° 31.Grafico para la variable número de hojas a los 45 días.....	88
Apéndice N° 32. Grafico para la variable número de hojas a los 60 días.....	89
Apéndice N° 33.Grafico para la variable altura de planta a los 45 días	89
Apéndice N° 34.Grafico para la variable altura de planta a los 60 días	90

Apéndice N° 35. Grafico para la variable número de raíces a los 45 días	90
Apéndice N° 36. Grafico para la variable número de raíces a los 60 días	91
Apéndice N° 37. Grafico para la variable número de raíces a los 45 días	91
Apéndice N° 38. Grafico para la variable número de raíces a los 60 días	92

I. INTRODUCCION

El higo (*Ficus Carica L.*) se trata de un árbol que pertenece a la familia de las Moráceas, está constituido por un tronco el cual mide de 3 a 9 m de alto y cuenta con un diámetro aproximado de 17.5 cm., de este tronco se despliegan numerosas ramas. Las hojas son de tamaño grande, de textura áspera al tacto, y tiene el limbo palmeado. La propagación de este cultivo se puede realizar por estacas, por injerto (asexual), o también por semillas (sexual).

El higo peruano, a diferencia de sus equivalentes brasileños e israelíes, es menos conocido, pero goza de mejor sabor, razón por la cual su consumo se ha incrementado en varios países de Europa. Este cultivo por sus cualidades de rentabilidad y sus diversas propiedades constituye una alternativa de producción; más aún por ser un cultivo exportación.

El higo (*Ficus Carica L.*) desde tiempos muy remotos ha sido propagado por distintos sistemas como acodos aéreos y estacas en países como España, Turquía, Portugal y Brasil, donde miles de hectáreas son asignadas al cultivo. En nuestro país la propagación también se viene realizando por estacas sin embargo presenta limitaciones como la incapacidad y escasez de realizar multiplicaciones como también reproducciones abundantes en corto tiempo, ya que parte vegetativa (estaca o acodo) generara raíces y una planta es por eso necesario utilizar enraizantes para garantizar este proceso y adquirir buena formación radicular (Flores, 2009).

En la actualidad el uso de fitohormonas como enraizantes, resulta ser de mucha importancia para la propagación vegetativa por estacas sobre todo de aquellas con dificultad de enraizar, logrando así raíces en corto tiempo; ya que algunos tardan demasiado en enraizar y si no lo hacen se pudren.

El presente trabajo de tesis está basado en encontrar la dosis óptima del enraizador (Root Hor) en la propagación por estacas del cultivo de higo (*Ficus Carica L.*), teniendo como material las estacas provenientes de la Carbonera. localizado en Nuevo Chimbote, haciendo uso de tres dosis (tratamientos): 200ml, 250ml, 300ml y un testigo, que fueron propagados bajo condiciones de vivero.

1.1 Antecedentes

Ozambela (2017), en la tesis Efecto de tres enraizantes sintéticos en la producción de hijuelos de plátano (*Musa paradisiaca L.*) bajo condiciones de la cámara térmica, en este trabajo se evaluó el efecto de tres enraizantes sintéticos en la producción de hijuelos de plátano (*Musa paradisiaca L.*) bajo condiciones de cámara térmica, obtuvieron como resultado que el enraizante sintético Root Hor a dosis de 1.25 ml/L, muestra significancia estadística ante los demás tratamientos (enraizantes) proporcionando así mayor número de hijuelos por cormo de plátano, mayor altura y diámetro de hijuelo, peso de hijuelo y con mejores características biométricas en comparación a los demás enraizantes en estudio.

Maldonado (2013), en la tesis “*Propagación vegetativa de cedro (Cedrela odorata L.)* usando estaquillas y fitoreguladores enraizantes en Tingo María”, desarrollada en la Universidad Agraria de la Selva, esta investigación tuvo como objetivo identificar la propagación vegetativa a partir de estaquillas de *Cedrela odorata L.* (Cedro) en esta investigación se utilizaron fitoreguladores de enraizamiento tales como (Ácido Naftalén Acético y Ácido 3-Indol Butírico), estas estuvieron en condiciones de una cámara de subirrigación, en este trabajo de investigación se utilizaron 3 concentraciones de 200, 300 y 400 ppm de enraizantes, el periodo en el cual se evaluaron fue de 60 días. Las variables que se tomaron en este trabajo fueron las siguientes: el prendimiento de las estaquillas, mortandad, número de hojas de cada estaquilla, formación de callos, número de raíces y longitud de raíces. Finalmente, en esta investigación se obtuvo un mayor prendimiento de

las estaquillas con el Ácido Naftalén Acético (ANA) este tratamiento tenía una concentración de 400 ppm; sin embargo, con el ácido indol butírico (AIB) obtuvo mayor porcentaje de mortandad de estaquillas, alcanzando un 100% entre las concentraciones de 300 ppm y 400 ppm.

Pizarro (2017), en la tesis “Efecto de la fitohormona rootone (AIB) y dos enraizadores naturales en estacas de granado (*Punica granatum* L) en el distrito de Pariacoto”, desarrollada en la Universidad Nacional Santiago Antunez de Mayolo, tuvo como objetivo evaluar si influye la aplicación de la fitohormona rootone en comparación de dos enraizadores naturales, en la propagación por estacas del cultivo de granado (*Punica granatum* L). Al efectuar los análisis respectivos para el porcentaje de prendimiento de estacas de granado se encontró diferencias estadísticas significativas entre los enraizadores; al hacer la prueba de Tukey, el tratamiento con Rootone tuvo mejores resultados con un 95.83%; agua de coco alcanzó un 79.16%, el extracto de sauce tuvo 54.17% y el testigo 33.33% de prendimiento. Entre el tratamiento Rootone y agua de coco no hubo diferencias estadísticas significativas.

Gómez (2014), realizó investigaciones en las cuales logro obtener conocimientos sobre los factores principales que frecuentemente afectan la propagación mediante estacas, del mismo modo desarrollo técnicas de procesos que actualmente son empleados en la propagación de especies arbóreas mediante estacas juveniles, por su eficacia en lograr la obtención de altos porcentajes de enraizamientos la reducción del tamaño de estacas que permite una mayor capacidad del material.

López (2011), realizó una investigación con cuatro concentraciones de ácido Indol butírico con la finalidad de enraizar estacas semi leñosas de *Pourouma cecropiifolia* M. (Uvilla), se obtuvo 0% de estacas con callos, enraizadas, con brotes y

sobrevivencia. El tipo de sustrato, condiciones de iluminación, las altas temperatura en el día, excesiva humedad en las noches, dosis hormonal, rasgos de tipos de tejido de las estacas y la presencia de hongos en el material vegetativo procedente del campo, excesiva exudación de la savia de las estacas, la falta de un adecuado propagador para nebulizar y las aperturas continuas del nebulizador influenciaron en la respuesta negativas para el proceso del enraizamiento de las estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia* M. (Uvilla).

Martinez (2006), realizo una investigación en la cual aplico el diseño experimental de parcelas divididas (DPD) dicho trabajo estuvo constituido de 16 tratamientos cada uno con 3 repeticiones, se aplicó la prueba de TUKEY al (5%), la parcela grande tuvo 200 estacas, la subparcela 50 estacas y la parcela neta 20 estacas las variables que se analizaron fueron: estacas brotadas, brotes por estaca, longitud promedio de brotes a los 30, 60, 90 días, estacas con raíces y el volumen de las raíces a los 90 días los mejores resultados para las variables estudiadas se presentaron en el tratamiento 3 S1H3T (50 % tierra negra + 30 % de arena + 20 % de humus con la aplicación de hormonagro 1) por obtener estacas con buenas características para el trasplante, las variables fueron: estacas brotadas a los 90 días =16,6 estacas; brotes por estaca a los 90 días = 3,5 brotes; longitud promedio de brotes a los 90 días = 6,32c m y volumen de raíces a los 90 días = 190,4 cm³ proporcionando los mejores promedios. Estos resultados se vieron favorecidos por la mezcla de tierra negra, un componente que posee en se estructura materia orgánica que facilito la retención de agua (humedad) y el aporte de nutrimentos necesario para el desarrollo de la estaca, el humus ayudo al sustrato a tener mayor permeabilidad, evitando la compactación del sustrato de esta manera el encharcamiento, la incorporación de arena permitió tener mayor aireación y un buen drenaje, haciendo más eficaz la presencia de la hormona 3 (hormonagro # 1) que ayudo a la división y elongación de las células,

permitiendo mayor longitud y número de brotes y un mejor desarrollo de raíces que garantizaron la sobrevivencia de las estacas por presentar en su estructura ANA (ácido naftalenacético) siendo este su ingrediente activo.

Pérez, (2016). Determinó el efecto de siete concentraciones de AIB en el enraizamiento de dos tipos de ramo de porta injerto G*N 15 Garnem, la prevención de agalla de corona con cinco bioinsumos, determinación de venta de un plantin y el análisis económico rentable para la producción de plantas de duraznero, se estableció una investigación en el vivero municipal de Luribay de la provincia Loayza del departamento de La Paz durante la temporada verano otoño de 2014. Se evalúa dos tipos de ramo cada uno con siete concentraciones de AIB (Ácido Indol -3- Butírico) y cinco bioinsumos. Los ramos utilizados fueron: ramos semileñosos provenientes de la parte basal de u brote y ramos juveniles provenientes de la parte apical de un brote. Las concentraciones de AIB fueron: 0,500, 1000, 1500, 2000, 2500, 3000 ppm y los bioinsumos fueron: biobacillus, micobac, tricobal, tricotop, y kelpak. La investigación se realizó bajo el diseño de bloques completo al azar en esta investigación las parcelas se encontraron subdividas con cuatro repeticiones y setenta tratamientos. Las variables analizadas fueron: porcentaje de enraizamiento de las estacas, numero de raíces por estaca, tamaño de raíces, tamaño de brote, diámetro de brote, incidencia de enfermedades y detección de agalla de corona (*Agrobacterium tumefaciens.*). Con 2500 ppm de AIB en ramos juveniles se encontró la mejor respuesta al rizo génesis, con un mayor porcentaje de enraizamiento (79,30%), mayor número de raíces por estaca (10 raíces /estaca) y mayor tamaño de raíces (3,70 cm), sin embargo, no se observó igual respuesta en la brotación de estacas, donde ramos semi leñosos combinados con 2000 ppm de AIB, demostraron mayor tamaño y diámetro de brote (8,35 cm de altura y 1,05 mm de diámetro). La interacción ramo juvenil con kelpak fue significativa en la variable tamaño de raíces (4,25 cm) los bio insumos no

mostraron diferencias significativas en el control de enfermedades. La detección de agalla de corona mostro resultados de presencia de la bacteria en el vivero (0,1%). La detección del precio de venta de un plantin de durazno G*N 15 Garnem, fue de 15 Bs. El análisis económico sobre la producción de plantas de duraznero demostró que aplicando 2000 ppm de AIB tendríamos una TRM de 3693,18 lo que demuestra que de cada 100 Bs. Que gastemos para propagar plantines de duraznero, esperaríamos generar 3693 Bs. Condición muy interesante para los viveristas y fruticultores de los valles de La Paz.

1.2 Formulación del problema

Actualmente la propagación del cultivo de higo en la Carbonera, se viene realizando con plantones importados (plantas in vitro) los cuales son de mayor costo para los productores, basándonos a esta situación se realizó este trabajo de investigación, en el cual se prueban tres dosis de Root-Hor en la propagación vegetativa por estacas con fines de asegurar un adecuado enraizamiento, obteniéndose plantones en menos tiempo, reduciendo costos y asegurando la inversión de los productores con plantones de calidad. ¿Cómo influye la aplicación de distintas dosis de Root-hor (200ml-250ml-300ml), en el enraizamiento de estacas de higo?

1.3 Objetivos

1.3.1. Objetivo General

- Evaluar el efecto de la aplicación de Root-hor en el enraizamiento de estacas de higo, var. Toro Sentado en condiciones de vivero en la carbonera el distrito de Nuevo Chimbote – provincia del Santa

1.3.2. Objetivo Especifico

- Evaluar el número de brotes de cada tratamiento.
- Cuantificar el número de hojas de cada tratamiento.
- Evaluar la altura de planta de cada tratamiento.
- Cuantificar el número de raíces de cada tratamiento.
- Determinar la longitud de raíces de cada tratamiento.

1.4 Formulación de la hipótesis

- La aplicación de Root-hor tiene un efecto significativo en el enraizamiento de estacas de higo, var. Toro Sentado en condiciones de vivero

1.5 Justificación

El presente trabajo de investigación se realizó con el fin de encontrar la dosis óptima del producto (enraizante) Root-Hor que promueva el mayor desarrollo de masa radicular y yemas de las estacas del cultivo de Higo (*Ficus Carica L.*)

Se justifica así mismo, porque se desconoce la existencia de investigación de dosis del uso de enraizamiento de estacas de frutales en condiciones del Sector La Carbonera en ámbito del P.E CHINECAS. Por ello con esta investigación se podrá fomentar más conocimientos con los productores del Higo para que desarrollen un buen manejo de viveros y así que pequeños y grandes agricultores desarrollen sus propios plantones y poder tener una mejor estabilidad y mejor desarrollo en la agricultura.

En la actualidad la carbonera cuenta con 70 hectáreas de higo variedad Toro sentado de los cuales 4.4 hectáreas fueron las primeras plantas obtenidas en método in

vitro, 65.6 hectáreas fueron obtenidas del método de propagación por estacas, así mismo se piensa ampliar 30 hectáreas para el 2020 por método de propagación de estacas.

El Servicio Nacional de Sanidad Agraria (Senasa) informó que las exportaciones de higo fresco alcanzaron los 119.760 kilogramos, destinados a países como Holanda, Alemania, Hong Kong, Inglaterra, Canadá y Estados Unidos.

Para certificar la producción de este cultivo, la autoridad sanitaria realizó la inspección en los lugares de producción y ejecutó el muestreo aleatorio de frutos (dependiendo del total del envío) para descartar la presencia de plagas cuarentenarias en los envíos.

De acuerdo a un plan de trabajo establecido entre autoridades de Estados Unidos y Perú, las exportaciones de higo hacia este país son sometidos a un tratamiento de irradiación (país de destino) para mitigar el riesgo asociado con plagas cuarentenarias.

Es así como la exportación de productos vegetales peruanos ha crecido exponencialmente acompañada de una verdadera mejora tecnológica y de gestión, y la aplicación de acciones lideradas por el Senasa para mantener las condiciones fitosanitarias de los cultivos y promover el acceso a nuevos mercados internacionales.

Con una densidad de siembra de 1.200 plantas por hectárea, los principales lugares de producción de higo están ubicados en el sector La Carbonera y el Valle de Nepeña, en la provincia del Santa.

Durante el año 2016 se registró el envío de 18.140 kilos de higo, por lo que las cifras del 2018 son alentadoras para los productores, teniendo en cuenta que año tras año la planta alcanza su mayor rendimiento y ya se van instalando más de 130 hectáreas de este cultivo.

La popularidad del higo se debe a su fibra dietética, minerales, vitaminas y antioxidantes. De incrementarse la demanda del higo, su industria lo hará también. Se encuentra como ingrediente no solo en productos alimenticios sino también en productos de belleza como, por ejemplo, humectantes naturales para la piel, jabones, fragancias y velas.

1.6 Limitación del trabajo de investigación

Escasa información para recolección de información ya que existe poca investigación y recién los mercados internacionales están fijando su consumo del higo (*Ficus Carica L.*)

II. MARCO TEORICO

2.1. Origen del higo

El higo es un árbol frutal que fue domesticado en la antigüedad, en Asia occidental luego de mucho tiempo fue distribuida por todo el Mediterráneo, fue uno de los manjares considerados en la época de la Grecia clásica. (Fernández, 2016).

El cultivo de higo se adapta a diferentes regiones y climas, sin embargo, presenta un óptimo crecimiento en zonas templadas. Por su ascendente valor económico en países como España, Turquía, Portugal, Brasil destinan grandes cantidades de territorio para su cultivo. (Díaz, 2011).

2.2. Clasificación taxonómica y descripción del higo

El higo es una fruta obtenida de la higuera (*Ficus carica*). Desde el punto de vista botánico el higo no es un fruto sino una infrutescencia (o sea un conjunto de frutos). Existen más de 750 especies de higos alrededor del mundo las cuales pueden ser comestibles y no comestibles (Joab, 2010).

Reino: Plantae

Subreino: Tracheobionta

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Rosales

Familia: Moráceas

Subfamilia: Ficeae

Género: *Ficus*

Subgénero: Ficus

Especie: F. carica.

Nombre científico: Ficus carica.

- **Semillas:** Las semillas son pequeñas numerosas pueden o no ser fértiles (Gómez, 2014).

- **Fruto:** El fruto de la higuera denominado higo, es en realidad una infrutescencia que consta de un conjunto de frutos pequeños (aquenios), estos se encuentran englobados en un receptáculo carnoso o sicono en cuyo interior se encuentran las flores.

Los higos que maduran en verano se forman en las yemas axilares, mientras que las brevas o higos tempranos, se producen en los siconos (Agueda, 2011).

- **Flores:** La higuera poseen unas flores de tamaño muy pequeñas que se encuentra situadas en el interior del sicono, se pueden encontrar sólo flores femeninas en el fondo y en los laterales del receptáculo, o sólo flores masculinas, situadas en la proximidad del ostiolo o ambos tipos de flores esto depende del tipo de higuera. En el caso de la flor femenina esta posee un ovario unilocular con un estigma de color rosado o blanquecino. El tamaño del estigma como la del estilo dependen del tipo de higuera. Así, se pueden distinguir dos tipos de flores femeninas: flores con estilos y estigmas largos, y flores con estilos y estigmas cortos. En el caso de la flor masculina, está formada por un pedicelo largo, un periantio pentámero, estambres y un gineceo abortado, sin embargo, esta no existe en todas las higueras.

La higuera naturalmente es monoica (presencia de flores masculinas y femeninas en un mismo pie), y conforme el paso del tiempo ha ido evolucionando a ginodioca, ya que las flores masculinas de un grupo han desaparecido por selección, esto debido al proceso

de domesticación de esta especie, y las femeninas están adaptadas al himenóptero *Blastophaga psenes* (insecto polinizador), con quien adquieren una perfecta simbiosis. Dependiendo del tipo de flores y de la necesidad o no de polinización (caprificación) existen cuatro tipos diferentes de higueras. La higuera silvestre es el único tipo que presenta flores masculinas y flores femeninas, de estilo corto, sus higos no son comestibles siendo las únicas higueras capaces de proporcionar polen. Las higueras tipo Smirna presentan flores femeninas de estilo largo y necesitan polinización para producir frutos. Las higueras tipo San Pedro presentan flores femeninas de estilo largo y dan una primera cosecha (brevas) sin necesidad de polinización y una segunda cosecha (higos) mediante polinización. Y finalmente, las higueras tipo Común son partenocarpías, presentan flores femeninas de estilo largo y pueden tener una o dos cosechas al año (unífera y bífera, respectivamente) (Águeda, 2011).

- **Raíz:** El higo representa un sistema radicular fasciculado, abundante, frágil y fibroso de crecimiento superficial y muy extendida a veces se puede desarrollar hasta alcanzar un diámetro de 25 m a su alrededor. En suelos permeables las raíces pueden descender hasta los 6 m de profundidad, pero generalmente el 80 % de las raíces de la higuera se encuentran entre los 20 y 45 cm de profundidad (Tomalá y Ulloa, 2015).

- **Copa y hojas:** Las plantas de higo poseen una copa densa, redondeada, aplanada, o irregular y mediante podas sucesivas se pueden dar la forma de copas deseadas. Las hojas son simples alternas, ovaladas o acorazonadas, rugosas y pubescentes, se insertan en un peciolo largo y grueso. Los bordes del limbo presentan de 3 a 7 lóbulos en algunas ocasiones se pueden encontrar lobuladas una segunda vez o son irregularmente dentadas, el haz es de color verde intenso brillante, el envés es muy reticulado y menos brillante la longitud de la hoja oscila entre 10 a 20 cm, al igual que su ancho (Tomalá y Ulloa, 2015).

- **Tallo y ramas:** El tallo o tronco es frágil de madera suave, por tal motivo es de poco valor la epidermis (corteza) es de color claro y de poco y cuando se exponen a demasiado sol se tienen a cuartear con facilidad, lo que favorece que sea más susceptible al ataque de algunos agentes patógenos. La higuera tiene su tallo que suele poblarse de varios brotes de tallos los cuales también son llamado (chupones) estos emergen de la inserción del tallo con las raíces y estos chupones deben eliminarse para asegurar el desarrollo del árbol (Cruz, 2010)

2.3. Requerimiento climáticos y edafológicos

- **Temperatura:** El cultivo de la higuera es de clima templado, resiste hasta 5°C bajo cero, sin embargo, si pasa este punto de frío puede sufrir un estrés. El rango de temperatura que se considera óptimo es de 17° C – 21° C, asimismo este cultivo requiere 100 y 400 horas de frío, (Bravo, 2009).

- **Clima:** El cultivo de la higuera puede tolerar diversas temperaturas altas y bajas, por tal motivo se hallan con normalidad higueras en regiones muy variadas, de climas variados. En la parte comercial el clima afecta mucho ya que los frutos de mayor valor en el mercado son las brevas y el precio de éstas tienden a varían muchísimo ya que dependen si son tempranas o tardías por otra parte, la humedad excesiva y las lluvias frecuentes pueden perjudicar en mayor medida la calidad de los frutos por tal motivo el cultivo de la higuera, ante todo la brevera, sólo reviste interés en zonas de clima benigno en invierno y caluroso en verano, con precipitaciones escasas, es decir, clima mediterráneo cálido y seco (Bravo, 2009).

- **Suelo:** Un suelo ideal para la higuera es aquel de topografía ligeramente inclinada, de textura franco arcilloso, con buena capa bsuperficial y elevado grado de fertilidad los suelos permeables y bien drenados son los mas recomendados ya que el higo es un arbol

muy susceptible a enfermedades de raíces, sin embargo es una planta que se adapta con facilidad a suelos pedregoso, semiaridos y tolera eficientemente las sales para obtener frutos de calidad se recomiendan suelos que no tengan deficiencia de calcio (Tomalá y Ulloa, 2015).

Gómez (2014) afirma que el cultivo de la higuera se desarrolla en suelos de textura franco arenoso, pH 6.5-7.5, es poco exigente y hasta puede adaptarse en suelos pedregosos y áridos aunque es imprescindible que sean profundos, del mismo modo para que deen una cosecha de calidad requiere suelos con alto contenido en calcio y que no contengan demasiada humedad. El cultivo presenta características de tolerancia de sales. La fertilización para el higo, se recomienda que sea de acuerdo a los resultados del análisis del suelo, sin embargo se recomienda aplicaciones de:

Nitrato de potasio en dosis de 100 kg/ha

Nitrato de calcio en dosis de 100 kg/ha

Nitrato de Magnesio en dosis de 100 kg/ha

Fosfato Monoamónico en dosis de 100 kg/ha (Grau y Vera, 2016).

- **Agua:** El cultivo de higo requiere de 600-700 mm anuales (precipitación) bajo las condiciones de un régimen pluvial (Grau y Vera, 2016).
- **Luminosidad:** El cultivo de higo requiere de iluminación potente, sin embargo se debe prevenir las exposiciones prolongadas durante la época de verano. La exposición a pleno sol, además de garantizar su correcto desarrollo y supervivencia, nos ayudará reducir el tamaño de sus hojas en combinación de la técnica del defoliado y el control de los nutrientes y su fertilización (Grau y Vera, 2016).

2.4. Variedades de higo

Originalmente la higuera era una especie monoica, es decir, que tenía sobre un mismo pie, separadas, flores de ambos sexos. Con el tiempo y debido a diversos factores de tipo biológico, ambientales y de cultivo se ha transformado en dioica con flores de cada sexo en plantas (pies) separadas. Las higueras con flores masculinas se denominan cabrahigos o higueras machos y comunes o cultivadas a las que poseen flores femeninas. Existe Higueras que necesitan ayuda para su fecundación (caprificación) para que sus frutos lleguen a madurar, entre estas se encuentran las de tipo Esmirna, cultivadas en Argelia. Entre las variedades comestibles de las higueras comunes las hay que son autofértiles (las cultivadas en nuestro país). La caprificación consiste en llevar sobre las higueras cultivadas ramitas fructíferas de los cabrahigos. Con los frutitos de estas ramitas fructíferas se transporta un pequeño himenóptero denominado blastófago (*Blastophaga* sp.), que introduciéndose en los higos efectúa la polinización y asegura la madurez de estas variedades que, sin esta práctica dejan caer los frutos prematuramente. Otras higueras comunes o pies femeninos (autofértiles) dan frutos que llegan a alcanzar su madurez, caracterizada por sus perfectas condiciones para el consumo, sin haber sido oportunamente fecundados los óvulos de la flor, al igual que ocurre con granadas, uvas, y naranjas, sin pepita (Bravo, 2009).

- La variedad Brown Turkey

Esta variedad se desarrolla principalmente en Israel, Italia y California y su época más adecuada para su producción son los meses de abril a enero. Los frutos de esta variedad tienen forma de pera, tiene la piel de color rojo oscuro de buena calidad y miden de 4 a 6 centímetros (Córdova, 2018).

- **La variedad Celeste**

Esta variedad procede de México y California y su época más adecuada para su producción son los meses de noviembre a enero. Los frutos de esta variedad cuando madura la piel se convierte en color púrpura y la carne mantiene un color rosado (Córdova, 2018).

- **La variedad Sari Lob**

Es la variedad que con más frecuencia se cultiva en Francia e Israel, aunque también es importante en el Mediterráneo. El fruto de esta variedad mencionada es de color púrpura-amarillento y normalmente tiende a abrirse cuando madura (Córdova, 2018).

- **Kadota**

Los frutos de esta variedad pueden o no contener semillas, son de color amarillo-verdoso con carne púrpura. Presentan dos tipos de frutos, con semilla y sin semilla, los frutos sin semillas miden entre 3-5 cm de largo y con semillas entre 5-8 cm (Córdova, 2018).

- **Toro sentado**

Es un cultivar de higuera de tipo higo común *Ficus carica bífera* (con dos cosechas por temporada, brevas de primavera-verano, e higos de otoño), de higos de epidermis con color de fondo negro y sobre color violeta oscuro. Se cultiva principalmente en el sureste español (región de Murcia y provincia de Alicante) y en Perú para la exportación de producto fresco a nivel internacional (a Europa y Estados Unidos).

2.5. Labores agronómicas

Las labores que se deben realizar generalmente comienzan con las planta provenientes de vivero estas son aun muy pequeñas y solo cuentan con un tallo principal. En las primeras etapas la principal labor ha realizar es la poda, con la finalidad de formar la planta asi tambien de estimular generando ramas laterales del diametro y tamaño adecuado para facilitar las labores culturales que vienen mas adelante y cosecha. Una tecnica que se realiza para formar las plantas de higuera como arbusto, consiste en cortar las plantas de higuera por la mitad de su altura para luego dejarla crecer durante una estación. De la base del tallo principal emergen varios vástagos los cuales durante el invierno estos tallos ganan vigorosidad se encuentran derechos y bien separados, para que formen los tallos principales; el resto se elimina (Díaz, 2011).

Las raices de la higuera se extienden por la capa arable del suelo, superficialmente por tal razon que tiene una gran facilidad de enraizamiento. Sin ebargo esto puede convertirse en una limitante del cultivo ya que existen algunas labores que perjudican especialmente si se remueve el suelo a profundidad como el pase de tractor con topes puede, incluso, poner en peligro la vida de los árboles. Sin embargo, una labor de vertedera o cultivadores sin profundizar mucho, puede resultar beneficioso ya que al cortar algunas raíces, regenera a la higuera y la vigoriza . Cuando se cultiva asociada a otras plantas, le son suficientes las labores propias que se dan a las mismas; si la higuera se cultiva sola daremos dos o tres labores superficiales al año: una a finales de invierno y una o dos en primavera. (Pérez, 2016).

- **Manejo de la plantación**

El manejo de la plantación de la higuera es sumamente importante ya que se trata de una planta que, a diferencia de otras plantas caducas, el higo sigue creciendo durante las condiciones ambientales sean beneficiosas. Incluso toda la temporada de crecimiento vegetativo, continúa formando frutos en las axilas de las hojas.

Entre las prácticas culturales a realizar, se indica el uso de coberturas vivas, con estas coberturas se logrará grandes beneficios para el suelo entre ellas como la regulación de la humedad, temperatura y aireación, y con ello a la obtención de mejores rendimientos (frutos de mayor tamaño y en mayor número). En cuanto a la fertilización, este cultivo puede rendir bien en suelos de baja fertilización, no obstante, el uso de fertilizantes, permite aumentar el vigor y el fructificación. (Díaz, 2011).

- **Preparación del terreno**

Muchos afirman que la preparación del suelo es la base fundamental para el éxito del cultivo, puesto que con esta labor se busca los suelos con mejores características físicas y químicas que cumplan con las necesidades de las plantas.

En nuestro país existen diversos métodos de labranza, del mismo modo una variedad de suelos, clima y agricultores que poseen numerosos recursos y materiales, lo que imposibilita utilizar un sólo método de labranza para conseguir una siembra adecuada. Cada circunstancia requiere de un análisis exclusivo, con el objetivo de elegir el equipo y método de uso que más se adapte a las características del productor y del cultivo, no lograr obstante, de contar con la maquinaria para conseguir una buena cama de siembra, se debe poseer la tecnología para su operación, mantenimiento y conservación (Gómez, 2014).

- **Riego**

El riego en la higuera se recomienda a intervalos regulares durante época de sequía para asegurar una buena formación y madurez del fruto, sin embargo un exceso de agua puede causar un crecimiento de brotes en detrimento de la formación de la fruta, la cual se convierte en una disminución del rendimiento, un exceso de agua también afecta la calidad de la fruta especialmente una baja en el contenido de azúcar se ha comprobado que mientras menos agua se proporciona a la planta dentro de los límites recomendados más dulces son sus frutos por otro lado la higuera tolera la salinidad de las aguas se puede utilizar aguas con hasta 3.5 gramos por litro de sales totales disueltas. (Tomalá y Ulloa, 2015).

Aproximadamente de 6000 metros cúbicos/ha Requiere de 600-700 mm anuales (precipitación) bajo las condiciones de un régimen pluvial (Grau y Vera, 2016).

- **Nutrición**

Con respecto a la nutrición, el cultivo de higo se desarrolla muy bien suelos con baja fertilización y puede dar buenas cosechas, así mismo el uso de fertilizantes, permite incrementar la vitalidad y la fructificación por consecuencia aumenta los rendimientos. En el caso del cultivo del higo en comparación con otros frutales inusualmente sufre de deficiencias de hierro y zinc. Se recomienda aplicar de 0.45 a 0.65 Kg de nitrógeno por planta al año. Las relaciones de P/N y K/N (Fernández, 2016).

Tabla 1. Fertilización del cultivo de Higo

Insumo Recomendado	Cantidad por Ha y por año
Materia orgánica descompuesta	20 a 30 t
Nitrato de amonio	100 a 150 kg
Superfosfato de calcio	400 a 800 kg
Sulfato potásico	150 a 250 kg

Fuente: Fernández F, (2016).

2.6 Propagación

- Propagación Sexual

El higo se puede reproducir por vía sexual, es decir por semillas botánica para luego formar plántulas en semilleros, sin embargo este método no es el recomendable para el caso de producción, debido a que la higuera reproducida de esta forma fructifica después de por lo menos 10 años de su plantación, este método de reproducción es más usado en el mejoramiento genético para la obtención de nuevas variedades, es decir para programas de mejora genética lo más usual y recomendado es la reproducción por vía sexual (Tomalá y Ulloa, 2015).

- Propagación Vegetativa

La reproducción vegetativa de las plantas se realiza a partir de una porción de tejido y es básicamente utilizada en la conservación o reproducción de plantas, clones o aquellas que tienen características de interés que es necesario conservar en las siguientes generaciones. Entre los métodos más utilizados se citan la reproducción por estacas y por acodos aéreos (Flores, 2007).

- **Propagación por estacas**

Las estacas son porciones de cualquier parte de la planta, obtenida a partir de ramas, tallos o incluso de las raíces, que colocada en las adecuadas condiciones ambientales (obscuridad) es capaz de formar raíz y brotes. Las estacas más empleadas en la multiplicación de frutales, son las leñosas. Las longitudes de las estacas varían dependiendo de la especie, pero por lo general es de 30 a 40 cm (Morocho, 2015).

Es actualmente el método más usado comercialmente, el material (estacas) se obtienen de las de ramas laterales, debido que estas son más productivas y vigorosas en comparación con aquellas que provienen de chupones. Se recomienda recolectar las estacas en los meses de menor actividad fructífera y de menor formación de hojas. El tamaño recomendado de las estacas fluctúa de 20 a 30 cm, en un tamaño mayor causaría deshidratación por una mayor exposición al aire, mientras que estacas más pequeñas no tendrían yemas suficientes para dar lugar a la nueva planta (Tomalá y Ulloa, 2015).

En el momento de recolectar las estacas en campo debemos considerar algunos puntos valiosos para estar completamente seguros que el árbol del que vamos a coger el material vegetal es de la variedad que buscamos, tomar el material vegetal de árboles con buenas características fitosanitarias y vigorosos, es decir que no presenten síntomas de virus, especialmente del tipo mosaico tan habitual en higueras, siempre que sea factible se escogerán estaquillas basales, ya que estas manifiestan un mejor potencial de enraizamiento que las apicales. Las estaquillas se extraerán, cuando los árboles hayan perdido todas las hojas, y estarán formadas preferentemente por madera del año que contenga una parte de madera (López, 2011).

- **Propagación por acodo aéreo**

Otra de las técnicas de reproducción vegetativa utilizada para la propagación de la higuera es el acodo aéreo. Para efectuar este método se necesita cortar un anillo de 2 cm de ancho de la corteza de un vástago grueso o de una rama delgada. Seguidamente se cubre el área del corte con musgo húmedo y luego con una banda de polietileno. La nueva planta obtenida por este método, es genéticamente idéntica que el de la planta donadora, es un clon (Morocho, 2015).

A través de la utilización de reguladores del crecimiento, pueden manipularse los diferentes procesos organogénicos en la planta. La adición de ciertas auxinas, como el ácido indol-3- butirico (AIB), ha demostrado ser un eficiente inductor de la formación de raíces, tanto en métodos de reproducción vegetativa convencional, como en la organogénesis in vitro (Campoverde, 2017).

La higuera tiene una alta capacidad de producir nuevas raíces cuando sus ramas de preferencia colgante se ponen en contacto con el suelo enraizándose con facilidad, sin embargo, este método es poco usado en nuestro país, debido a los impedimentos que presenta el ejercicio de labores culturales no obstante es un método muy viable de aplicar para evitar las dificultades de prendimiento de estacas cortadas (Tomalá y Ulloa, 2015).

- **Injerto**

Esta práctica es usada para transformar las higueras silvestres en productivos o para mejorar las variedades de higueras ya establecidas. El sistema más usado es el de la corona, pero también del mismo modo se puede utilizar el sistema escudete, sin embargo, en la higuera, el injerto es muy poco habitual ya que tiene un crecimiento tan rápido que es mejor volver a plantar con estacas la variedad que se desee (Campoverde, 2017).

- **Micro propagación**

El cultivo de tejidos puede definirse como el crecimiento estéril de células o tejidos de plantas, separados de la planta madre, en medios de cultivo artificiales in vitro (Morocho, 2015). Una herramienta importante que se viene realizando en estos últimos años es el cultivo de tejidos que permite el estudio del metabolismo de las plantas, su genética, morfogénesis y fisiología, en la transformación genética de plantas, eliminación de patógenos, en la preservación de especies de importancia en espacios limitados, y en la multiplicación de tejidos vegetales in vitro (Lema, 2011).

Con el desarrollo de las técnicas de micro propagación de plantas, se ampliaron las perspectivas de obtención de material con mejor calidad agronómica y en cualquier época del año, en un tiempo y espacio reducidos, y con el máximo aprovechamiento del propágulo vegetal (Lema, 2011). En la actualidad con las técnicas de cultivo de tejidos, es posible obtener grandes cantidades de material clonal, en corto tiempo y con un mayor control sanitario. Además, es posible multiplicar variedades de las cuales existen pocos individuos. Para el desarrollo de esta técnica, deben considerarse ciertos aspectos fundamentales, como la procedencia, selección y desinfección del explante, la composición de los medios de cultivo.

2.7 Características anatómicas y fisiológicas de la propagación por estacas

Muchas células aun en las partes maduras, tienen la capacidad de retomar a una condición meristemática y de producir nuevos sistemas de raíz, lo cual hace posible la propagación vegetativa. De hecho, una sola célula viviente, vegetativa, aislada contiene toda información necesaria para regenerar una nueva planta completa (HUDSON, T. Y DALE, E. 1972).

2.7.1 El desarrollo anatómico de las raíces

Para la iniciación y desarrollo de las raíces adventicias en las estacas, es necesario ciertos niveles de sustancias naturales vegetales de crecimiento. Existen varios grupos de tales sustancias, entre ellos las auxinas, las citoquininas y las giberelinas. De estas las auxinas son las de mayor interés, además de los grupos citados, es posible que haya otras sustancias de ocurrencia natural que desempeña una función en promover la iniciación de las raíces (HUDSON, T. Y DALE, E. 1972).

2.7.2 Aspectos fisiológicos del enraizamiento

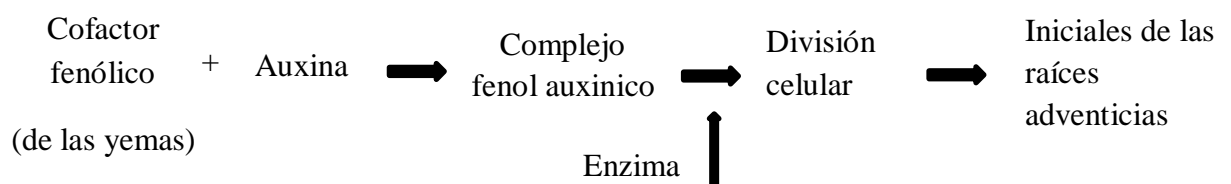
Para explicar el proceso de inducción de raíces, normalmente se establece que un compuesto fenólico específico (posiblemente dihidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Este cofactor es producido en las hojas y yemas de la estaca y posteriormente traslocado a la región de enraizamiento, donde en presencia de un factor no específico que es translocado y que se encuentra en concentraciones bajas en los tejidos (la auxina) y de una enzima específica, localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol-oxidasa). Completan un complejo (la rízocalina) que actúa como estimulante de la rizogénesis. Los polímeros de dihidroxifenol actuaría n como un protector de la auxina (la cual se puede oxidar en presencia de luz de baja intensidad), teniendo como función mantener los tejidos en un estado de reducción esto significa que ellos actúan como antioxidantes pudiendo mantener bajo el potencial redox (óxido- reducción), lo que es una condición asociada y propia de las etapas juveniles, la que a su vez es la condición más favorable para el enraizamiento (Braulio, G 2007).

Las auxinas están implicadas en actividades fisiológicas muy diversas como crecimiento del tallo, abscisión de hojas y frutos, activación de las células del cambium y muchas otras. Por otra parte, ellas son sintetizadas principalmente en las yemas apicales y

en las hojas jóvenes. De manera normal se moviliza en la planta de ápice a base. Sin embargo, es posible cierta traslocación masiva hacia arriba, probablemente y en forma principal en la xilema. Hay una variedad de compuestos químicos sintéticos que tienen actividad de auxina. Varios de ellos, incluyendo el ácido indolacético, que tienen actividad auxínica, han sido aislados o se ha demostrado que existen en tejidos vegetales. Hay otros compuestos químicos con actividad auxínica que no se han aislado de tejidos vegetales entre ellos está el ácido indolbutírico (AIB). Con el uso de ácido indolbutírico se han obtenido buenos resultados en el enraizamiento de estacas, acelerando la iniciación del proceso, aumentando el número y calidad de las raíces producidas. Por otro lado, se descompone relativamente lento por acción enzimática y se moviliza pausadamente dentro de la planta (Pizarro, 2017).

2.7.3 Cofactores del Enraizamiento

Un complejo indolfenolico puede reaccionar en la base de las estacas con una enzima específica, iniciando la división celular y conduciendo a la formación de raíces en la forma siguiente:



Parece claro que la auxina es quizá sola una de las varias sustancias que se requieren para la iniciación de la raíz. Hay otros factores necesarios, tanto hormonales como nutricionales. En cualquier caso, parece cierto que las hojas y las yemas o bien ambas, es la fuente de esas sustancias (HUDSON, T. Y DALE, E. 1972).

2.8 Hormonas Vegetales y Reguladores de Crecimiento

Al igual que otros seres vivos las plantas reaccionan frente a los estímulos que reciben de su medio externo a través de un conjunto de respuestas coordinadas que les permiten adaptarse continuamente a su medio en el caso de los vegetales este proceso se lleva a cabo mediante hormonas denominadas fitohormonas que podemos definir como sustancias de composición química variable que regulan y coordinan el ciclo vital de la planta además intervienen en el movimiento y regulan su desarrollo y crecimiento así como su reproducción (Morocho, 2015).

Se originan en las células meristemáticas y se distribuyen a través de células o vasos hasta las células diana donde ejerce su acción, son activas en muy pequeñas cantidades y se destruyen con rapidez tras ejercer su acción, actúan sobre las células de manera coordinada de forma que las respuestas de la misma dependen de la concentración de las hormonas que llegan allí (Lema, 2011).

2.9 Tipos de hormonas

- Auxinas

Las auxinas son hormonas vegetales que se encuentran en la planta en mayores cantidades en las partes donde se presentan procesos activos de división celular, lo cual se relaciona con sus funciones fisiológicas asociadas con la elongación de tallos y coleóptilos, formación de raíces adventicias, inducción de floración, diferenciación vascular, algunos tropismos y promoción de la dominancia apical dado que los niveles endógenos de auxina son mucho mayores en tejidos jóvenes, es razonable sospechar que éste es su sitio de síntesis; sin embargo, esta hipótesis no ha podido ser probada, debido a que las vías de biosíntesis aún no están completamente entendidas, pues se conocen múltiples y complejas vías de síntesis, algunas dependientes del triptófano y otras independientes de este amino

ácido, sin que en la actualidad se haya podido establecer ninguna vía completa de síntesis de auxinas de novo, por el contrario, se tiene suficiente certeza sobre sus roles fisiológicos, sus vías de señalización y sus mecanismos de transporte, pero aún se desconoce cómo lo produce la planta. En los últimos avances que se han hecho, se han descubierto varios genes claves en la biosíntesis de auxinas, pero aún se requiere integrar estudios genéticos con análisis bioquímicos para llenar los vacíos que subsisten (Cruz, 2010).

- **Ácido indolbutírico**

En el cultivo de tejidos vegetales, el ácido indol-butírico y otras auxinas se utilizan para iniciar la formación de raíces. Auxinas como el ácido indol-butírico se pueden utilizar para causar la formación de masas de células indiferenciadas llamadas callos. La formación de los callos se utiliza a menudo como un primer paso en el proceso de micropropagación dado que, mediante la exposición a ciertas hormonas con carácter de auxinas, las células del callo pueden ser inducidas para formar otros tejidos tales como raíces. Se han realizado estudios con esta hormona en diferentes cultivos. En un estudio en “*Camellia sinensis*”, se midió el efecto de tres auxinas diferentes, ácido indol-butírico, ácido indol-acético y ácido 1-naftalenacético en la formación de raíces. Según los autores, el ácido indol-butírico produjo un mayor rendimiento de raíces en comparación con las otras auxinas. Este efecto del ácido indol-butírico concuerda con el encontrado en otros estudios; esta hormona se considera la auxina más comúnmente utilizada para la formación de raíces, porque es mucho más potente que el ácido indol-acético y que otras auxinas de síntesis. Cierta evidencia genética sugiere que esta hormona vegetal podría convertirse en ácido indol-acético a través de un proceso similar a la beta oxidación de los ácidos grasos. De ser así, la conversión del ácido indol-butírico en ácido indol-acético significaría que el primero podría funcionar como un sumidero de almacenamiento para el

segundo en las plantas. Otros trabajos sugieren que el ácido indol-butírico no se convierte en ácido indol-acético, sino que actúa por sí mismo como una auxina (Jimenez, 2006).

- **Acido nucleicos**

Los ácidos nucleicos, y el ADN en particular, son macromoléculas clave en la continuidad de la vida. El ADN lleva la información hereditaria que se trasmite de padres a hijos y proporciona las instrucciones sobre cómo (y cuándo) hacer muchas proteínas necesarias para construir y mantener en funcionamiento células, tejidos y organismos la manera en que el ADN lleva esta información y cómo la usan células y organismos es compleja, fascinante y bastante sorprendente, y la exploraremos con más detalle en la sección de biología molecular. Aquí, solo echaremos un rápido vistazo a los ácidos nucleicos desde la perspectiva de las macromoléculas Los ácidos nucleicos, macromoléculas compuestas de unidades llamadas nucleótidos, existen de manera natural en dos variedades: ácido desoxirribonucleico (ADN) y ácido ribonucleico (ARN). El ADN es el material genético de los organismos vivos, desde las bacterias unicelulares hasta los mamíferos multicelulares como tú y yo. Algunos virus usan ARN, no ADN, como su material genético, pero técnicamente no se consideran vivos (ya que no pueden reproducirse sin la ayuda de un hospedero).

- **Root-Hor**

Regulador de Crecimiento, Ingredientes activos, Ácido Alfa Naftalenacético 0.40%, Ácido 3 Indol Butírico 0.10%, Ácidos Nucleicos, Sulfato de Zinc y solución Nutritiva (Vidal, 2010).

Tabla 2. Características: Físico – Químicas de Root-Hor

Características: Físico - Químicas	
Estado Físico	Líquido
Color	Turquesa
Olor	Característico
Densidad	1.03 +/- 0.01
PH	2.5 +/- 0.2
Solubilidad en agua	100 % Soluble
Estabilidad	Estable
Inflamabilidad	No inflamable
Explosividad	No explosivo
Corrosividad	No corrosivo
Combustibilidad	No combustible
Estabilidad de almacenamiento	Estable 2 años

Fuente: López, L. (2011)

- **Formulación:** Concentrado Soluble

Modo de Acción: Generalmente la producción natural de las hormonas responsables del enraizamiento, están sujetas a los niveles de concentración de otras hormonas, ya que

en forma natural la planta trata de tener un equilibrio en su crecimiento, con Root-Hor® se favorece la acción de las auxinas en forma armónica. Root-Hor® es un producto que penetra en los tejidos celulares y ocasiona una favorable concentración de auxinas, básicamente Alfa Naftalenacético (ANA) y el Ácido Indol Butírico (AIB) en la planta, estimulando el desarrollo radicular. En conjunto, las fitohormonas actúan en la formación de raíces, especialmente en estacas, acodos y frutales, estaca de diversos cultivos, emitiendo raicillas en corto tiempo.

1° aplicación 5ml / 1lt de agua → 5´ primeras 2^{da} aplicación

Tabla 3. Recomendaciones de Usos de Root-Hor

Cultivo	Dosis de Root-Hor en la inmersión de estaca	Dosis de Root-Hor/200 L de agua en la aplicación foliar	Dosis de Root-Hor/Ha vía drenchy/o fertirriego	PC (Días)	LMR (ppm)
Alcachofa	-	250 ml	-	N.A	N.A
Arándano	-	-	4L	N.A	N.A
Clavel	0.5%	-	-	N.A	N.A
Col	0.5%	250 ml	-	N.A	N.A
Manzano	0.5%	250 ml	-	N.A	N.A
Melocotón	0.5%	250 ml	-	N.A	N.A
Membrillo	0.5%	250 ml	-	N.A	N.A
Palto	-	-	4 L	N.A	N.A
Paprika	-	250 ml	-	N.A	N.A
Vid	-	-	4 L	N.A	N.A
Yuca	0.5%	250 ml	-	N.A	N.A

Fuente: López, L. (2011).

- **Modo de Aplicación**

Para la preparación del enraizante Root-Hor se vierte en un recipiente 5 ml del producto por 1 litro de agua, introducir las estacas 3 cm del nivel de agua del recipiente, durante 3-5 minutos, luego de la aparición de las primeras hojas, se complementa con una segunda aplicación foliar. Para enraizamiento en hortalizas, verter 250 ml de Root-Hor en 200 litros de agua, mezclar homogéneamente y aplicar foliarmente de acuerdo a las indicaciones por cultivos (López, 2011).

Tolerancias y carencias: No aplicable por tratarse de un producto cuyos componentes son a base de sustancias provenientes de fuentes orgánicas y extractos de algas, no biocida.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación experimento

La ubicación del lugar de ejecución

Región : Ancash

Provincia : Santa

Distrito : Nuevo Chimbote

Lugar : La Carbonera

Latitud : 09°03'24''S

Longitud : 77°48'11''O

Altitud : 25 m.s.n.m.

Fecha de ejecución : Abril y Mayo del 2019

3.2 Materiales

Estacas de Higo (*Ficus Carica* L.) var. Toro Sentado

3.2.1 Equipos

- Vernier.
- Cámara fotográfica
- Balanza analítica

3.2.2 Herramientas

- Tijera de podar
- Bisturí
- Lampa recta

- Bolsas polietileno
- Cuaderno de apuntes.

3.2.3 Materia prima e insumos

- Root- Hor: Auxinas + Acido Indolbutirico + Ácidos Nucleicos
- Vydate: Oxamilo
- Pajilla de arroz
- Arena fina
- Franco arcilloso (Tierra de Chacra).
- Desinfectante: Hipoclorito de sodio (Lejía)

3.3 Toma de datos y definición de variables

3.3.1 Variables Independientes

- Root-Hor

3.3.2 Variables Dependientes

- Numero de brotes higo
- Numero de hojas higo
- Altura de planta higo
- Número de raíces higo
- Longitud de raíces higo

3.3.3 Croquis del área de propagación

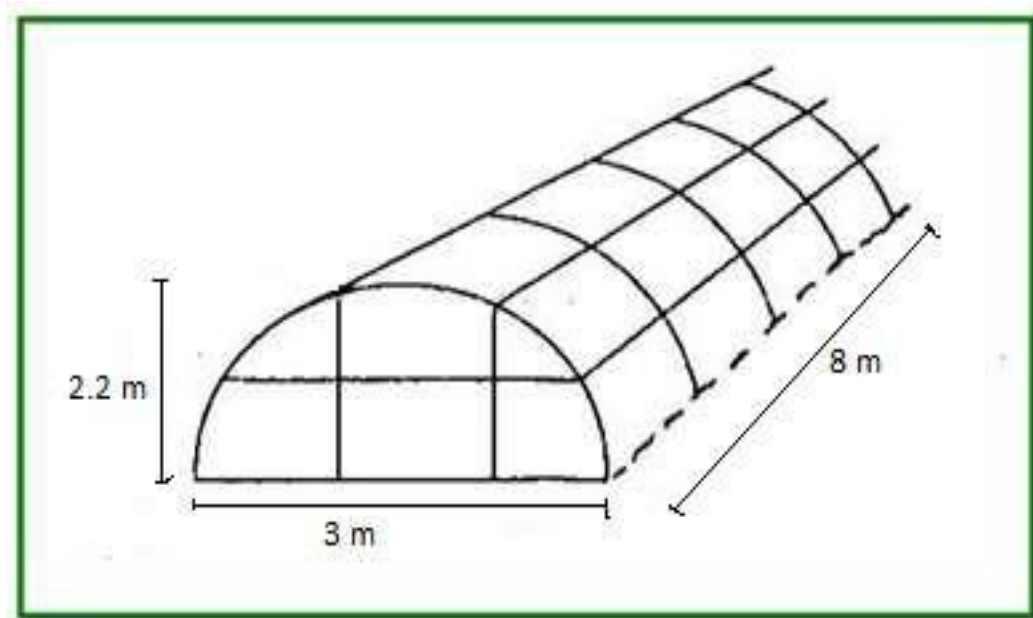


Figura 1. Área del Vivero.

- Características del área de propagación

Área Bruta del Vivero	: 40 m ²
Largo del vivero	: 8 m.
Ancho del vivero	: 5 m.
Altura del vivero	: 2.20 m.
Área neta del área de propagación	: 1.6 m ²
Largo de la bandeja	: 0.40 m.
Ancho de la bandeja	: 0.25 m.

Tabla 4. Distribución de los Tratamientos en el vivero de Root-Hor (Auxinas + Acido Indolbutirico + Ácidos Nucleicos).

Tratamientos	Dosis(ml)	Repeticiones			
		1	2	3	4
T1	200	T0	T1	T2	T3
T2	250	T2	T3	T1	T0
T3	300	T3	T2	T0	T1
CONTROL	0	T1	T0	T3	T2

Tratamientos:

T0: 0 AIB el control

T1: 200 ml AIB

T2: 250 ml AIB

T3: 300 ml AIB

3.3.4 Población o universo

La población o universo está constituida por 160 estacas de Higo (*Ficus Carica* L.) que se encontraban en los terrenos de la Carbonera a una altitud de 25 m.s.n.m.

3.3.5 Muestra

En este trabajo se utilizó una muestra Censal, para el cual se evaluó el total de la población de estacas de Higo (*Ficus Carica L.*), bajo estudios.

3.3.6 Parámetros evaluados

Las evaluaciones se realizaron en dos momentos a los 45 y 60 días pasados luego de la siembra, a excepción de la evaluación de número de brotes que se realizó en una sola oportunidad a los 30 días.

- **Número de brotes:** Para la evaluación de esta variable se contabilizó el número de brotes que emergieron de las yemas axilares de las estacas del higo, este conteo se realizó para todos los tratamientos.
- **Número de hojas:** Para la evaluación de esta variable se cuantificó el número de las hojas los cuales se registraron en un cuaderno de apuntes.
- **Altura de planta (cm):** Se tomaron los datos de altura con ayuda de un vernier de las plantas de cada tratamiento.
- **Número de raíces:** Para esta evaluación se procedió a sacar las estacas cuidadosamente sin romper las raíces y lavarlas, para luego cuantificar el número de raíces visibles.
- **Longitud de raíces (cm):** Este parámetro se realizó con la ayuda de un vernier, midiendo las raíces que salieron del callo hasta la punta de la raíz.

3.4 Metodología

3.4.1 Selección y colecta del material a propagar

Para seleccionar las plantas madres de las cuales se extrajeron las estacas como material vegetal de propagación se tuvieron en cuentas algunos criterios como la madurez, producción y sanidad .de las mismas; estas estacas fueron colectadas del Lote 15 (área de 4.4 Ha), variedad Toro Sentado de la Empresa La Kiarita – Nuevo Chimbote.

Para el momento de la colecta de las estacas se utilizaron tijeras de podar las cuales fueron antes desinfectadas con hipoclorito de sodio (Lejía) utilizando 10 ml para 5 L de agua.



Figura 2. Desinfección de la tijera de podar

Las estacas que se extrajeron fueron de 15 a 20 cm de longitud cada una con 5 yemas. De cada planta madre se tomaron 30 estacas.



Figura 3. Estacas de higo (FC) extraídas de plantas del fundo la kiarita.

3.4.2 Preparación del sustrato

Para el llenado de las bolsas de propagación se utilizó como sustrato en proporción de 50% arena de río lavada y 50% de pajilla de arroz.



Figura 4. Preparación del sustrato a utilizar en la investigación

3.4.3 Desinfección de las estacas

Durante este proceso se utilizó 20L de agua en los cuales se diluyeron 100cc de Vydate SL para poder desinfectar las estacas de higo con ayuda de una regadera se aplicó la solución.



Figura 5. Desinfección de estacas.

3.4.4 Tratamiento de las estacas

Las estacas se sumergieron por 5 minutos, en un balde que tuvo la dosis respectiva de Root-Hor (20cc/20L de agua, 25cc/20L de agua y 30cc/20L de agua) procurando sumergir toda la base de las estacas; luego se trasplantaron en las bolsas de almacigo.

3.4.5 Labores



Figura 6. Bolsas con estacas de Higo tratadas.

Riegos: Los riegos se realizaron en las dos primeras semanas todos los días por un tiempo de 5 a 10 minutos todas las mañanas, a partir de la tercera semana los riegos fueron interdiarios de 10 a 15 min. y según las condiciones meteorológicas.

Evaluación del enraizamiento: Se evaluaron el número de brotes pasado los 30 días después de realizada la siembra de las estacas, para lo cual se tomaron en cuenta aquellos brotes que emergieron de las yemas axilares de las estacas del higo.



Figura 7. Estacas tratadas después de 30 días en donde se evaluó número de brotes

Se evaluaron el numero de raices y su longitud a los 45 y 60 dias luego de su trasplante. Para esta evaluación se procedió a sacar las estacas cuidadosamente para luego lavarlas y realizar el respectivo conteo de las raíces.



Figura 8. Para evaluación de raíces .



Figura 9. Estaca con raíces para su respectivo conteo

3.5 Análisis de datos

Los datos obtenidos de esta investigación se registraron en el programa estadístico software IBM SPSS Statistics versión 23, en el cual se estimó el análisis de varianza ANALISIS DE VARIANZA para cada tiramiento y cada variable en estudio para luego determinar diferencias significativas entre los tratamientos en estudio se realizó la prueba de comparación múltiple denominado Tukey el cual se trabajó a un nivel de significancia del $\alpha = 0.05$.

Modelo estadístico:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij} \quad i= 1, \dots, t \quad j= 1, \dots, r_i$$

Dónde:

Y_{ij} : Es el valor o rendimiento observado en el i -ésimo tratamiento, j -ésima repetición.

μ : Es el efecto de la media general

τ_i : Es el efecto del i -ésimo tratamiento

ε_{ij} : Es el efecto del error experimental en el i -ésimo tratamiento, j -ésima repetición.

T : Es el número de tratamientos

r_i : Es el número de repeticiones para el i -ésimo tratamiento

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1 Número de brotes

Los resultados arrojados para la variable número de brotes a los 30 días después de la siembra, oscilaron entre 0.70 a 1.60 los datos que se muestra en el apéndice N°1. Al llevar a cabo el análisis de varianza (ANALISIS DE VARIANZA) nos muestra diferencias estadísticas significativas entre las dosis en estudio. Por lo cual se realizó una prueba de análisis de comparación múltiple de Tukey al 5%, para determinar la mejor dosis de Root-Hor que se manifiesta con en número de brote.

Tabla 5. ANALISIS DE VARIANZA número de brotes 30 días después de la siembra

	G.L.	SC	CM	FC	F _{0.05}	
TRATAMIENTOS	3	0.95	0.32	10.29	3.77	*
ERROR	12	0.37	0.03			
TOTAL	15	1.32				

Los resultados de la variable número de brotes por estaca evaluados a los 30 días, tabla 6, manifiestan diferencias significativas estadísticas entre las dosis en estudio, como se muestra en el análisis de varianza (ANVA).

Coefficiente de variación es de 16.78%

Tabla 6. Prueba de comparación múltiple de Tukey para la variable número de brotes a los 30 días

Tratamientos	PROMEDIO	Significancia
3	1.40	a
0	1.15	a b
1	0.80	- b
2	0.84	- -

Fuente: Elaboración propia.

En la tabla 6, se realizó la prueba de comparación múltiple de Tukey para la variable número de brotes a los 30 días, en el cual se observa que el T3 (300ml/RH) alcanzó el más alto promedio con 1.40 brotes/estaca; este supera numéricamente a todos los demás tratamientos, pero no diferencia significativamente con el testigo. Esto corrobora lo que Vidal (2010), afirma que el número de brotes emergidos en vivero se puede evaluar a partir de los 30 días después de la siembra para obtener los primeros resultados por otra parte Easley, (1993), indica que la presencia de hojas influye y estimula la iniciación de raíces, esto sucede porque los carbohidratos son trasladados de las hojas e indudablemente estimulan a la formación de raíces, sin embargo probablemente los fuertes efectos promotores de raíces se deben a otros factores directos como las auxinas.

4.2 Número de hojas a los 45 días

Los resultados obtenidos para este variable número de hojas a los 45 Días, oscilaron entre 4.90 a 18.40 como se muestra en el apéndice N°2. Al realizar el análisis de varianza (ANALISIS DE VARIANZA) nos muestra diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos. Por lo cual se realizó una prueba de análisis de comparación múltiple de Tukey al 5%, para determinar cuáles fueron los tratamientos que se diferenciaron del resto y fueron superiores en números de hojas.

Tabla 7. ANALISIS DE VARIANZA para número de hojas de 45 días después de la siembra.

	G.L.	SC	CM	FC	F0.05	
TRATAMIENTOS	3	207.83	69.28	20.21	4.2	*
ERROR	12	41.13	3.43			
TOTAL	15	248.96				

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 8. Prueba de comparación múltiple de Tukey para el número de hojas a los 45 días después de la siembra.

Tratamientos	PROMEDIO	Significancia
3	15.03	a
2	13.25	a b
1	10.00	- b c
0	5.55	- - -

Fuente: Elaboración propia.

En la tabla 8, se realizó la prueba de comparación múltiple de Tukey para la variable número de hojas, donde se observa que el T3 (300ml/RH), alcanzó el más alto promedio con un 15.03 hojas/estaca. Este supera numéricamente a todos los demás tratamientos, pero no difiere estadísticamente con el T2 (250ml/RH) que obtuvo un 13.25 hojas/planta. También se observó que no hay diferencias significativas estadísticas entre las dosis de los T2 y T1, pero superan al T0 el cual tiene el menor número de hojas en promedio. Según Pérez (2016), observo que directamente influenciaba la dosis correcta de para la obtención de mayor de número de hojas por estaca en promedio lograron formar mayor número de hojas en su tratamiento con la dosis más alta de productos (AIB). En coeficiente de variabilidad para esta variable es de 13.05 %

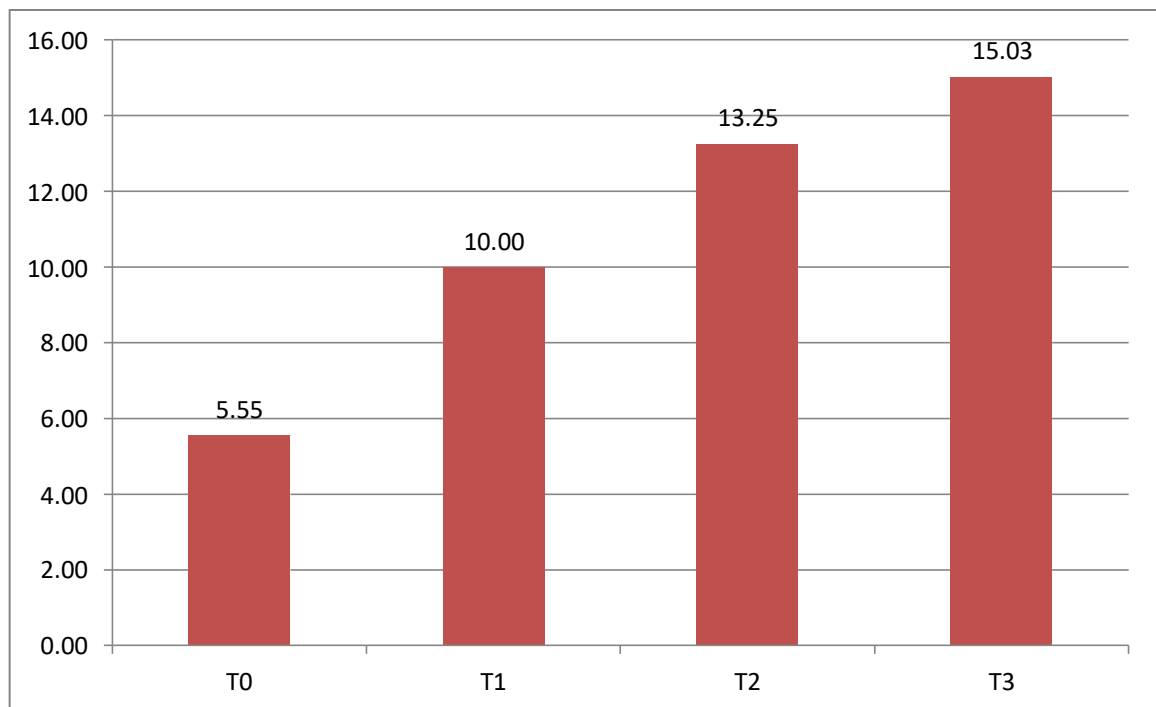


Figura 10. Efecto de los tratamientos para número de hojas a 45 días después de la aplicación

4.3 Número de hojas a los 60 días

Los valores promedios para la variable número de hojas a los 60 días, oscilaron entre 8 y 23 como se muestra en el apéndice N°3. Al calcular el análisis de varianza (ANALISIS DE VARIANZA) nos muestra diferencias estadísticas significativas entre las dosis en estudio. Por lo cual se realizó una prueba de análisis de comparación múltiple de Tukey al 5%, para determinar cuáles fueron las dosis que se diferenciaron del resto y fueron superiores en números de hojas a los 60 Días.

Tabla 9. ANALISIS DE VARIANZA para número de hojas de 60 días después de la siembra.

	G.L.	SC	CM	FC	F0.05	
TRATAMIENTOS	3	360.70	120.23	42.60	4.2	*
ERROR	12	33.87	2.82			
TOTAL	15	394.57				

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 10. Prueba de comparación múltiple de Tukey para el número de hojas a los 60 días después de la siembra.

Tratamientos	PROMEDIO	Significancia		
3	20.73	a		
2	17.63	a	b	
1	12.68	-	-	c
0	8.28	-	-	-

Fuente: Elaboración propia.

En la tabla 10, se realizó la prueba de comparación múltiple de Tukey para el número de hojas a los 60 Días, donde se observa que el T3 (300ml/RH), alcanzó el más alto promedio con un 20.73 hojas/estaca, sin embargo, no difiere estadísticamente con el T2 (250ml/RH) que obtuvo un 17.63 hojas/planta. También se puede observar en la tabla

anterior que el T2 difiere estadísticamente con los T1 y T0. Se observó que los plantines de 60 días propagados a comparación que el T0 se obtuvo el menor número de hojas mientras que los demás tratamientos, T1, T2, T3, obtuvieron el mayor número de hojas y que los plantines de 60 días se obtuvo mayor número de hojas. El coeficiente de variabilidad es de 11.33 %.

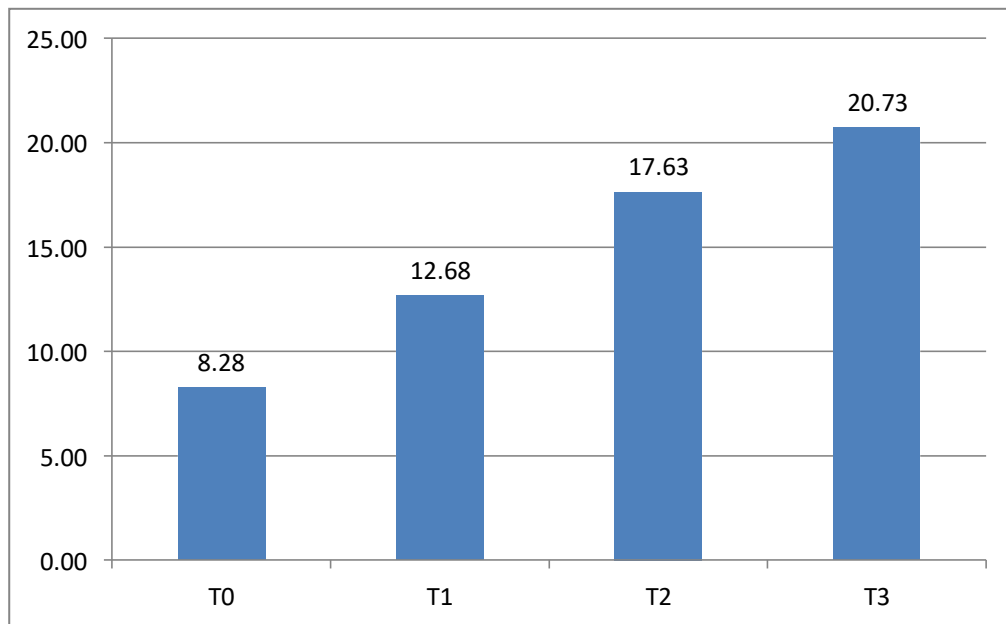


Figura 10. Efecto de los tratamientos para número de hojas, 60 días después de la aplicación.

4.4 Altura de plantas a los 45 días

Los resultados promedios en cuanto a la variable altura de plantas a los 45 Días, varían entre 0.84 a 3.45cm como se puede encontrar en el apéndice N°4. Al realizar el análisis de varianza (ANALISIS DE VARIANZA) nos muestra diferencias estadísticas significativas entre las dosis en estudio. Por lo cual se realizó una prueba de análisis de comparación múltiple de Tukey al 5%, para determinar cuál fue la mejor dosis que manifestó mayor altura de brote. en altura de brote.

Tabla 11. ANALISIS DE VARIANZA para la variable altura de plantas de 45 días después de la siembra. (cm).

	G.L.	SC	CM	FC	F0.05	
TRATAMIENTOS	3	6.84	2.28	11.99	3.77	*
ERROR	12	2.28	0.19			
TOTAL	15	9.12				

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 12. Prueba de comparación múltiple de Tukey para altura de planta a los 45 días después de la siembra. (cm)

Tratamientos	PROMEDIO (cm)	Significancia	
3	2.49	a	
2	2.36	a	b
1	2.14	-	-
0	0.85	-	-

Fuente: Elaboración propia.

En la tabla 13, se realizó la prueba de comparación múltiple de Tukey para la variable altura plantas a los 45 días, donde se observa que el T3 (300ml/RH), alcanzó el más alto promedio con un 2.49cm, sin embargo, no difiere estadísticamente con el T2

(250ml/RH) que obtuvo un promedio de 3.36cm. En la anterior tabla también se observa que el T2 difiere estadísticamente con los T1 y T0. Esto coincide y corrobora lo que concluyó Fernández (2016), que la mayor dosis se obtuvo mayor altura con diferencia al T0 ya que no supera a los demás tratamientos T1, T2, T3.

El coeficiente de variabilidad para esta variable es de 12.28

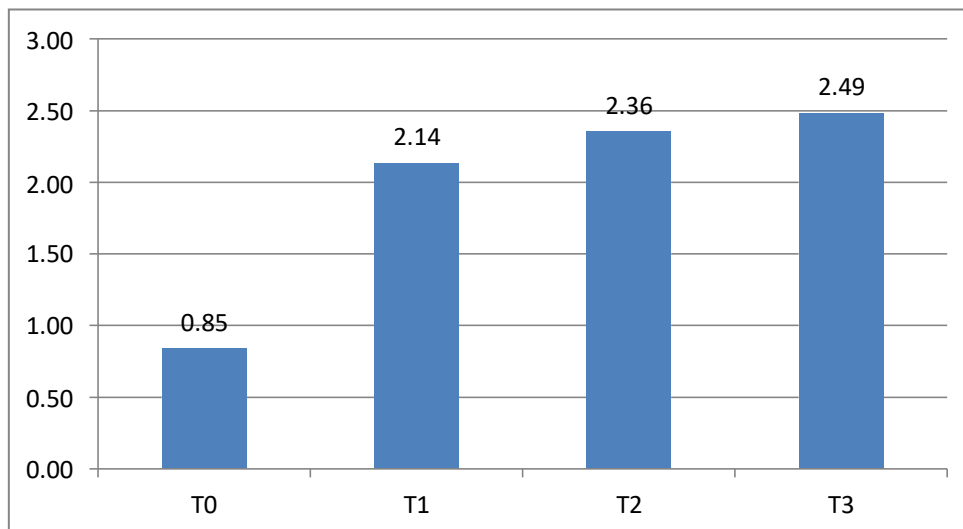


Figura 11. Efecto de los tratamientos para la altura de brote, 45 días después de la aplicación.

4.5 Altura de brote a los 60 días

Los resultados promedios en cuanto a la variable altura de plantas a los 60 Días, varían entre 1.2 a 4.28cm como se muestra en el apéndice N°5. Al realizar el análisis de varianza (ANALISIS DE VARIANZA) nos muestra diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos. Por lo cual se realizó una prueba de análisis de comparación múltiple de Tukey al 5%, para determinar la mejor dosis que manifestó la mayor altura de planta.

Tabla 13. ANALISIS DE VARIANZA para la altura de plantas a los 60 días después de la siembra.

	G.L.	SC	CM	FC	F0.05	
TRATAMIENTOS	3	7.45	2.48	11.59	3.77	*
ERROR	12	2.57	0.21			
TOTAL	15	10.02				

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 14. Prueba de comparación de múltiple de Tukey para la altura de plantas a los 60 días después de la siembra.

Tratamientos	PROMEDIO (cm)	Significancia		
3	3.27	a		
2	2.84	a	b	
1	2.56	a	b	c
0	1.42	-	-	-

En la tabla 14, se realizó la prueba de comparación de medias de Tukey para la variable altura de plantas a los 60 días, donde se observa que el T3 (300ml/RH), alcanzó el más alto promedio con un 3.27cm, sin embargo, no difiere estadísticamente con el T2 y T1. También se observa en la tabla anterior que los tres tratamientos difieren estadísticamente con el T0 (Testigo). Confirmando lo que registra Fernández, (2010), que el T0 (testigo) no superó a los tratamientos que se les aplicó distintos tipos de dosis con esto comprobamos que por más mínimo que sea la dosis siempre superará al testigo T0.

En coeficiente de variabilidad para esta variable es de 13.05 %

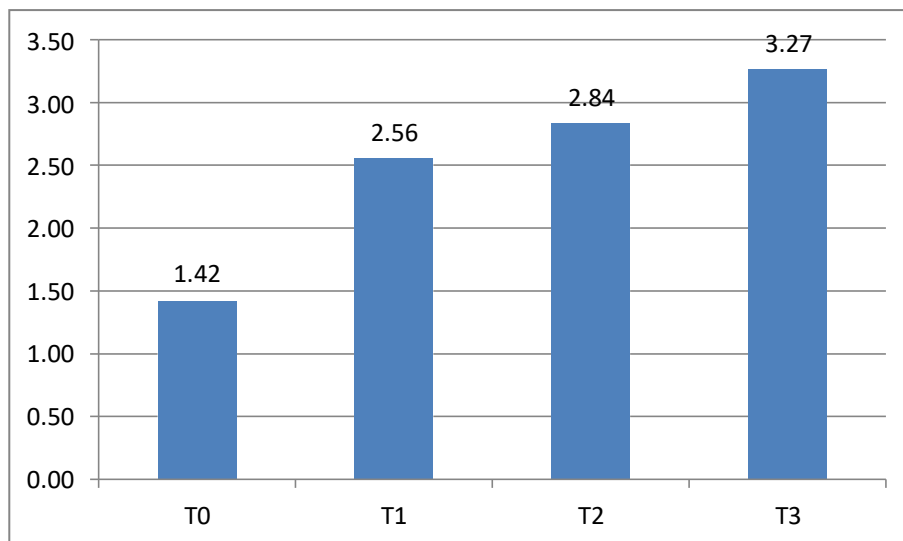


Figura 12. Efecto de los tratamientos para la altura de brote, 60 días después de la aplicación.

4.6 Número de raíces 45 días

Los datos promedios para esta variable en estudio se encontraron entre 0 y 9 tal como se observa en el apéndice N° 06. Al realizar el Análisis de Varianza (ANÁLISIS DE VARIANZA) para esta variable evaluada se observó un alto nivel de significancia

estadística entre las dosis de estudio, lo que indica que existen diferencias el número de raíces promedio, como se puede observar en la tabla 16.

Tabla 15. ANALISIS DE VARIANZA para número de raíces después de 45 días de la siembra.

	G.L.	SC	CM	FC	F0.05	
TRATAMIENTOS	3	69.10	37.30	24.89	3.09	**
ERROR	12	10.65	1.05			
TOTAL	15	132.67				

Fuente: Elaboración propia.

Este resultado nos llevó a efectuar la prueba de comparación múltiple denominada Tukey al 5%, con la finalidad de saber cuáles fueron las dosis que manifestaron un mayor promedio de número de raíces por estaca.

Tabla 16. Prueba de comparación múltiple de Tukey para número de raíces por planta a los 45 días después de la siembra.

Tratamientos	PROMEDIO	Significancia		
3	7.02	a		
2	5.63	a	b	
1	1.38	-	-	c
0	0.96	-	-	c

Fuente:

Elaboración propia.

En tabla 16, se realizó la prueba de comparación múltiple de Tukey para la variable número de raíces a los 45 Días; Donde se observa que el T3 (300ml/RH), alcanzó el más alto promedio con un 7.02 raíces/estaca, sin embargo, no difiere estadísticamente con el T2 que obtuvo un promedio de 5.63 raíces/estaca. También se observa en la tabla anterior que el T2 difiere estadísticamente con los T1 y T0, del mismo modo el T1 no muestra diferencia estadística con el T0; mientras que los tratamientos T3 y T2 si difieren estadísticamente y numéricamente con el T0. Esto se asemeja a lo que encontró Easley, (1993), al concluir que el experimento la estaca de álamo lograron desarrollar en promedio 7.6 de raíces por estaca con extracto de auxinas siendo este el mejor tratamiento con respecto al resto. En coeficiente de variabilidad para esta variable es de 9.11%

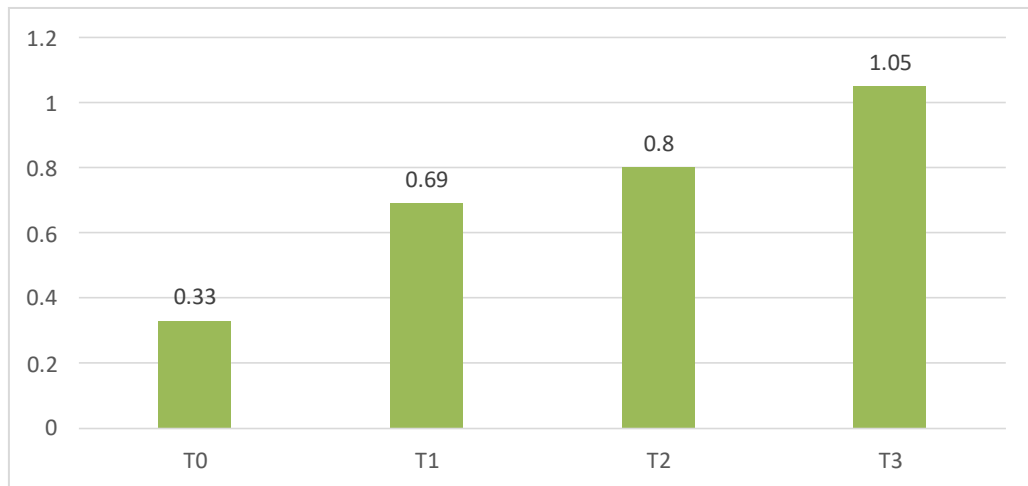


Figura 13. Efecto de los tratamientos para número de raíces por estacas, 45 días después de la aplicación.

4.7 Número de raíces 60 días

Los datos obtenidos para esta variable en estudio se encuentran entre 1 y 11 tal como se observa en el apéndice N° 07. Al realizar el Análisis de Varianza (ANALISIS DE VARIANZA) para esta variable evaluada se encontró un alto nivel de significancia entre las dosis en estudio, lo que indica que existen diferencias el número de raíces promedio, como se puede apreciar en la tabla 17.

Tabla 17. ANALISIS DE VARIANZA para el número de raíces a los 60 días después de la siembra.

	G.L.	SC	CM	FC	F0.05	
TRATAMIENTOS	3	149.10	49.70	35.77	4.64	**
ERROR	12	16.68	1.39			
TOTAL	15	165.78				

Fuente: Elaboración propia.

Este resultado nos llevó a efectuar la prueba de comparación múltiple denominada Tukey al 5%, para señalar cuáles fueron las dosis que se diferenciaron del resto y fueron superiores en el promedio de número de raíces por estaca.

Tabla 18. Prueba de comparación múltiple de Tukey para número de raíces por brote

Tratamientos	PROMEDIO	Significancia		
3	9.25	a		
2	7.03	a	b	
1	2.83	-	b	c
0	1.75	-	-	-

Fuente: Elaboración propia.

En la tabla 18, se realizó la prueba de Tukey para la variable en estudio; Donde se observa que el T3 (300ml/RH), alcanzó el más alto promedio con un 9.25 raíces/estaca, sin embargo, no difiere estadísticamente con el T2 que obtuvo un promedio de 7.03 raíces/estaca. También se observa en la tabla anterior que el T2 en el cual no muestra significancia estadística con el T1, pero si difiere con el T0 (testigo). Estudios realizados por Bravo, (2009) la mayor emergencia de raíces y óptimo para traslado se hace presente a los 60 días después de su siembra y posteriormente pasar a campo y así obtener una mejor adaptabilidad en tal, así mismo a mayor número de raíces mayor porcentaje de adaptabilidad en campo.

En coeficiente de variabilidad para esta variable es de 10.82%

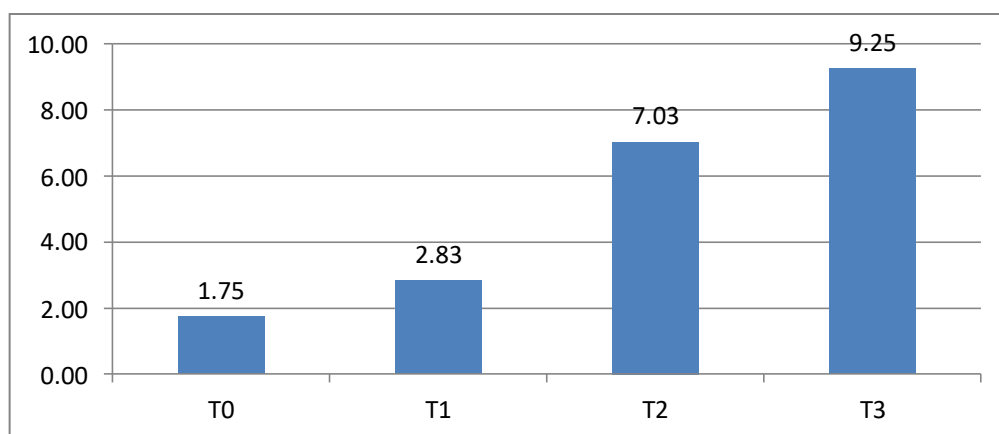


Figura 14. Efecto de los tratamientos para número de raíces, 60 días después de la aplicación.

4.8 Longitud de raíces 45 días

Los datos promedios para esta variable en estudio se encuentran entre 0.31 y 1.06 tal como se observa en el apéndice N° 08. Al realizar el Análisis de Varianza (ANÁLISIS DE VARIANZA) para esta variable se encontró un alto nivel de significancia entre las dosis estudiadas, eso nos da entender que hay diferencias estadísticas en el número de raíces promedio, los resultados se muestran en la tabla 19.

Tabla 19. ANÁLISIS DE VARIANZA para tamaño de raíces después de 45 días de la siembra (cm).

	G.L.	SC	CM	FC	F0.05	
TRATAMIENTOS	3	1.03	0.28	4.32	3.31	*
ERROR	12	0.50	0.05			
TOTAL	15	1.06				

Fuente: Elaboración propia.

El resultado obtenido con el ANALISIS DE VARIANZA nos llevó a realizar la prueba de Tukey al 5%, para determinar cuál es la dosis que se diferenciaron del resto y manifiesta un mayor promedio de longitud de raíces por estaca.

Tabla 20. Prueba de comparación múltiple de Tukey para el tamaño de raíces por estaca a los 45 días de la siembra.

Tratamientos	PROMEDIO (cm)	significancia		
3	1.06	a		
2	0.99	a	b	
1	0.56	-	b	c
0	0.31	-	-	-

Fuente: Elaboración propia.

En la tabla 20, se realizó la prueba de comparación de medias de Tukey para la variable en estudio; Donde se encontró que el T3 (300ml/RH), alcanzó el más alto promedio con un 1.06 cm, sin embargo, no difiere estadísticamente con el T2 que alcanzo un promedio de 0.99 cm. También se observa en la tabla anterior que el T2 no difiere estadísticamente con el T1, pero si difiere con el T0 (testigo). Cruz (2010), logro obtener raíces de Queñua tratadas con AIB, las cuales mostraban diferencias significativas con diferentes tratamientos.

En coeficiente de variabilidad para esta variable es de 7.98 %

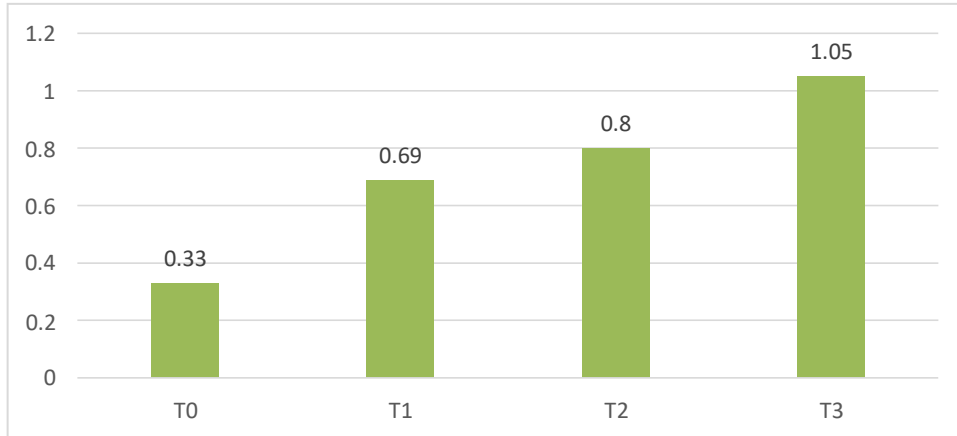


Figura 15. Efecto de los tratamientos para tamaño de raíces, 45 días después de la aplicación.

4.9 Longitud de raíces 60 días

Los datos promedio para esta variable en estudio se encuentran entre 0.36 y 1.73 tal como se observa en el apéndice N° 08. Al efectuar el Análisis de Varianza (ANÁLISIS DE VARIANZA) para esta variable evaluada se encontró un alto nivel de significancia entre las dosis, lo que nos señala que existen diferencias estadísticas el número de raíces promedio, los datos se muestran en la tabla 22.

Tabla 21. ANALISIS DE VARIANZA para tamaño de raíces a los 60 días después de la siembra.

	G.L.	SC	CM	FC	F0.05	
TRATAMIENTOS	3	1.17	0.39	6.67	3.77	*
ERROR	12	0.70	0.06			
TOTAL	15	1.88				

Fuente: Elaboración propia.

Los resultados del ANALISIS DE VARIANZA nos llevó a realizar la prueba de comparación de medias o múltiple de Tukey al 5%, para precisar cuáles fueron las dosis que manifestaron una mayor longitud de raíces por estaca.

Tabla 22. Prueba de comparación múltiple de Tukey para tamaño de raíces por planta a los 60 días después de la aplicación.

Tratamientos	PROMEDIO (cm)	significancia		
3	1.18	a		
2	1.07	a	b	
1	0.79	a	b	c
0	0.48	-	-	c

Fuente: Elaboración propia.

En la tabla 22, se desarrolló la prueba de Tukey para la variable longitud de raíces a los 60 días; Donde se observa que el T3 (300ml/RH), alcanzó el más alto promedio con un 1.18 cm, sin embargo, no difiere estadísticamente con el T2 y T1, pero si difiere estadísticamente y numéricamente con el T0 (control). También se observa en la tabla anterior que el T1 no difiere estadísticamente con el T0. Joab, (2010). El análisis de varianza para la variable número de raíces encontró diferencias significativas estadísticas, pero solo para la interacción de los tres factores, es decir la cantidad de raíces producidas dependerá de la cantidad utilizada en la longitud de raíces por estaca. En coeficiente de variabilidad para esta variable es de 7.51 %

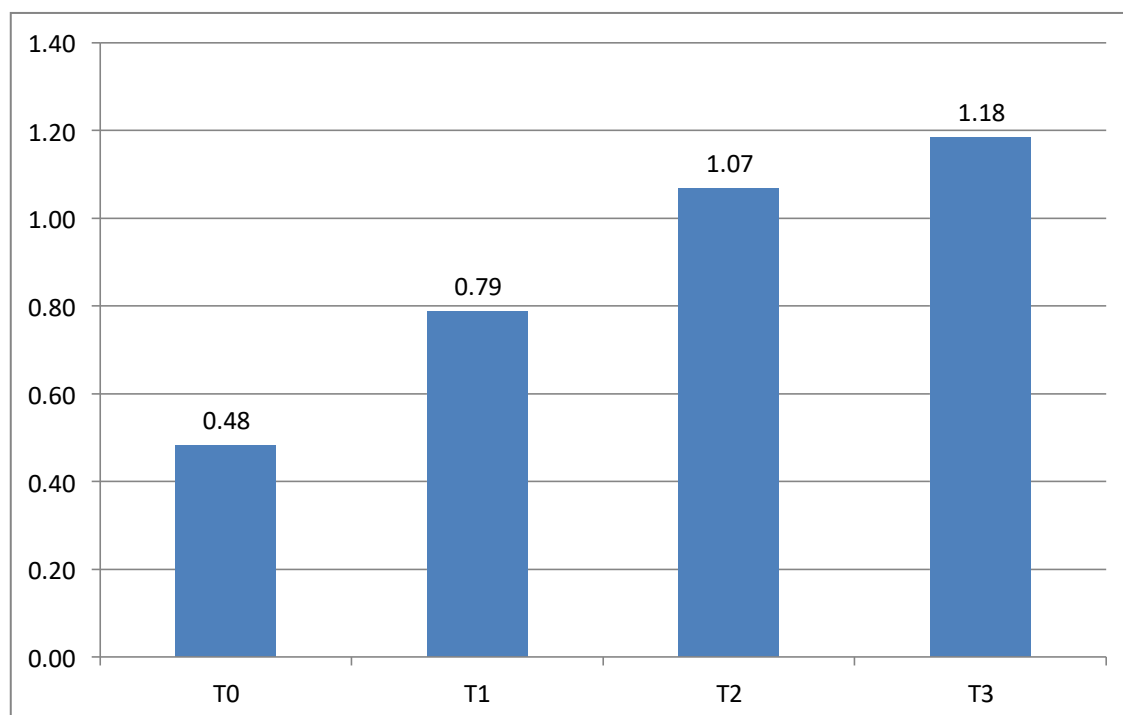


Figura 16. Efecto de los tratamientos para tamaño de raíces 60 días después de aplicación.

V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

- De los tratamientos presentados en esta investigación la dosis de 300 ml (T3) del Root - Hor es la dosis que manifestó el mayor efecto en las variables evaluada, por lo que es la dosis más recomendable para el enraizamiento de las estacas de higo.
- A los 30 días después de la siembra el tratamiento N°3 (dosis a 300ml/RH) alcanzó el más alto número de brotes con un promedio 1.40 brotes/estaca sin embargo no tiene diferencia significativa con respecto al testigo el cual obtuvo 1.15 brotes/estaca, por lo que se puede deducir que debido a la falta de enraizante los carbohidratos son translocado directamente al número de brote con respecto al testigo.
- En la variable número de hojas a los 45 días, el tratamiento N°3 (dosis a 300ml/RH), alcanzó el más alto promedio numéricamente con un 15.03 hojas/estaca. Sin embargo, no difiere estadísticamente con el tratamiento N°2 (dosis a 250ml/RH) que obtuvo un 13.25 hojas/estaca, por lo que cualquiera de estas dosis puede ser utilizada para estimular el número de hojas en las estacas; así mismo en la evaluación a los 60 días se obtuvo 20.73 hoja /estaca para el tratamiento N°03 (300ml de RH) y 17.63 hojas/estaca para el tratamiento N°02 (250ml).
- La altura de brotes a los 45 días después de la siembra el T3 (300ml de RH), alcanzó el más alto promedio con un 2.49cm, seguido del T2 (250ml de RH) que obtuvo un promedio de 2.36cm. En la segunda evaluación a los 60 días asimismo el T3 (300ml de RH), alcanzó el más alto promedio con 3.27cm, sin embargo, no difiere estadísticamente con el T2 y T1.
- A los 45 días después de la siembra el T3 (300 ml) alcanzo el as alto número de raíces con un promedio de 7.02 raíces/estaca sin embargo, no difiere estadísticamente con el T2 que obtuvo un promedio de 5.63 raíces/estaca.

- A los 60 días después de la siembra el T3 (300 ml) sigue teniendo el más alto número de raíces, con un promedio de 9.25 raíces/ estaca sin embargo, no difiere estadísticamente con el T2 que obtuvo un promedio de 7.03 raíces/estaca
- La longitud de raíces a los 45 días después de la siembra el T3 (300ml de RH), alcanzó el más alto longitud de raíces con un promedio de 1.06 raíces/estaca, sin embargo, no difiere estadísticamente con el T2(250ml de RH) que obtuvo un promedio de 0.99 raíces/estaca, pero numéricamente encontramos diferencia significativa por lo que podemos concluir que en base a la investigación el T3 tiene un mejor desarrollo radicular con respecto al resto de tratamientos.
- La longitud de raíces a los 60 días después de la siembra el T3 (300ml de RH), alcanzó la más alta longitud de raíces con un promedio de 1.18 raíces/estaca, sin embargo, no difiere estadísticamente con el T2(250ml de RH) y T1(200ml de RH) que obtuvo un promedio de 1.07 y 0.79 raíces/estaca respectivamente, por lo que podemos concluir que al aplicar cualquiera de estas dosis tendremos el mismo resultado estadísticamente pero no numéricamente.

RECOMENDACIONES

- Se recomienda realizar trabajos de investigación probando las dosis que manifestaron mejor número de raíces, pero en otras zonas del valle.
- Realizar nuevos ensayos con dosis superior o igual al tratamiento (300ml Root-Hor), debido a que fue la dosis con la que se obtuvo mayor enraizamiento de las estacas. Se debe repetir el experimento para observar si fluctúan los resultados en cuanto al número de raíces obtenidas con respecto a la dosis aplicada.
- Para la propagación por estacas del higo se recomienda 250 ml de, Root Hoor, por que a menor dosis la emision de raices es mucho mas lenta, y sin hormona no se llega a formar el callo.
- Realizar más trabajos de investigación para analizar otros enraizantes certificados por Senasa, a diferentes dosis de aplicación.

VI. REFERENCIAS

- Agueda, G. (2011). Higueras de canarias caracterización morfológica de Variedades *Instituto Canario de Investigaciones Agrarias*, 3(1), 21-26.
- Braulio, G. (2007). Consideraciones sobre la fisiología y el estado de madurez en el enraizamiento de estacas de especies forestales. Madrid, España.
- Bravo, M. (2009). Cultivo de la higuera breval. *Agente de Extensión Agraria*, 1(1), 1-5.
- Campoverde, J. (2017). “Efectos de dos hormonas enraizantes sobre estacas de cacao (*Theobroma cacao L*) de la variedad ccn 51 en la zona de Matilde Esther, en la provincia del Guayas”. (Tesis para optar por el título de Ingeniero Agropecuario). Universidad Técnica de Ambato. Cumandá, Ecuador.
- Chavez, J. (2017). Oportunidad de exportación en Europa para higo negro peruano. *Alerta Económica*, pp.1-2.
- Córdova, J. (2018). variedades Higo, *ficus carica* / moraceae. *Frutas & Hortalizas*, 1(1), pp.1-4.
- Cruz, Y. (2010). Fitohormonas en Frutales. *Alerta Económica*, pp.2-13.
- Díaz F. (2011). Desarrollo del cultivo del higo (*ficus carica*) para consumo fresco y procesado, como una alternativa de diversificación para el sector agrícola. *Centro de investigación en biotecnología, instituto tecnológico de Costa rica*, pp. 9-12.
- Fernández, J (2010). Caracterización química y morfológica de ocho eco tipos de higo (*Ficus carica L.*). Tesis para obtener el título de ingeniero agrónomo Fitotecnista. Universidad autónoma del estado de México. Toluca, Mexico.

- Easley, D. (1993). *Técnicas en el potencial de enraizamiento de Eucalyptus grandis*. Cantón de Colombia; Informe de investigación No. 122 sp.
- Gómez, U. (2014). *El cultivo del higo (Ficus carica L.)*. Costa Rica: Agroamérica.
- Grau, B. y Vera, I. (2016). *El nivel de competitividad de la empresa Athos, Huacatambo-Ancash, para la exportación de higo frescos al mercado francés, periodo 2016 - 2017*. (Tesis de pregrado). Universidad Tecnológica del Perú, Trujillo.
- HUDSON, T. Y DALE, E. (1972). "Propagación de plantas" Editorial Continental, S.A. Segunda, Edición, México.
- Jimenez, A. (2006). Acido Indol Butirico. *Agente de Extensión Agraria*, 1(2), 1-2.
- Joab, A. (2010). El higo taxonomía. *Alerta Económica*, pp.12-19.
- Lema, L. (2011). *Evaluación de la eficacia de seis enraizantes en la propagación por esquejes de tres cultivares de Hypericum (Hypericum sp.)*. (Tesis para optar por el título de Ingeniero Agrónomo). Escuela superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba, Ecuador.
- López, L. (2011). Root-Hor. *Grupo andina*, pp.2-3.
- Maldonado, B. (2013). "Propagación vegetativa de cedro (Cedrela odorata L.) usando estaquillas y fitoreguladores enraizantes en Tingo María". (Tesis para optar por el título de Ingeniero Forestal). Universidad Agraria de la Selva, Tingo María, Perú.
- Marcia B, Ellen S. (2000) *Fruticultura General*. Costa Rica: Agroamérica,
- Martinez, M. (2006). Preparación del suelo. *Instituto Nacional de Innovación Agraria*. 1(2)1-3.

- Morocho, G. (2015). *“Propagación vegetativa de café robusta (Coffea canephora) utilizando polvos enraizantes, ácido indolbutírico (aib), y ácido naftalenacético (ana) en diferentes concentraciones en ventanas”*. (Tesis para optar por el título de Ingeniero Agropecuario), Universidad Técnica estatal de Quevedo, Los Ríos, Ecuador.
- Ozambela, L. (2017). *Efecto de tres enraizantes sintéticos en la producción de hijuelos de plátano (Musa paradisiaca l.) bajo condiciones de la cámara térmica*. (Tesis para optar por el título de Ingeniero Agrónomo), Universidad Agraria de la Selva, Tingo María, Perú.
- Pérez, C. (2016). *Propagación de la porta injerto g*n (Prunus amygdalus) por medio de estaca utilizando dosis diferentes de ácido indol butirico en el vivero municipal de Luribay*. (Tesis para optar el grado de ingeniero agrónomo). Universidad Mayor de San Andrés, La paz, Bolivia.
- Pizarro, A. (2017). Bioestimulantes para frutales. *Agente de Extensión Agraria*, 1(2), 1-3.
- Pizarro, J. (2017). *“Efecto de la fitohormona rootone (AIB) y dos enraizadores naturales en estacas de granado (Punica granatum l) en el distrito de Pariacoto”* (Tesis para optar por el título de Ingeniero Agrónomo). Universidad Nacional Santiago Antunez de Mayolo, Huaraz, Perú.
- Tomalá, G. y Ulloa, D. (2015). *Estudio de factibilidad para la creación de un centro de producción y comercialización de un producto hecho a base de Higo (ficus carica) en la ciudad de Guayaquil*. (Tesis para pregrado). Universidad de Guayaquil, Guayaquil, Ecuador.
- Vidal, F. (2010). *Evaluación de cinco dosis del ácido indol butírico, sustratos y características morfológicas en el enraizamiento de estacas juveniles de*

simarouba amaraabl. (Marupa), Pucallpa –Perú. (Tesis para optar el grado de ingeniero Forestal). Universidad Nacional de Ucayali.

Vidal, R. (2008). El Cultivo del Higo. *Fundación para el Desarrollo Socioeconómico y Restauración Ambiental*, 2(1), pp. 1-2.

VII. APENDICE.

Apéndice N° 1. Promedio del número de brotes del Ficus Carica L. 30 días después de la siembra

REP	T0	T1	T2	T3
1	0.9	0.7	0.7	1.2
2	1.4	0.8	0.67	1.6
3	1.1	0.9	1.1	1.5
4	1.2	0.8	0.9	1.3
TOTAL	4.6	3.2	3.37	5.6
PROMEDIO	1.15	0.8	0.8	1.4

Apéndice N° 2. Promedio del número de hojas del Ficus Carica L. a los 45 días después de la siembra

REP	T0	T1	T2	T3
1	5.4	9.5	13.2	14.9
2	6.7	10.7	16.5	12.7
3	5.2	10.3	13.2	14.1
4	4.9	9.5	10.1	18.4
TOTAL	22.2	40	53	60.1
PROMEDIO	5.55	10	13.25	15.025

Apéndice N° 3. Promedio del número de hojas del Ficus Carica L. a los 60 días después de la siembra.

REP	T0	T1	T2	T3
1	8	13	17	21
2	10	15	20	20
3	8	12	18	19
4	8	11	15	23
TOTAL	34	51	70	83
PROMEDIO	8.5	12.75	17.5	20.75

Apéndice N° 4. Promedio de la altura de planta del Ficus Carica L. a los 45 días después de la siembra.

REP	T0	T1	T2	T3
1	0.96	2.02	2.62	3.45
2	0.84	2.25	2.28	2.01
3	0.69	2.12	2.91	2.28
4	0.89	2.16	1.61	2.21
TOTAL	3.38	8.55	9.42	9.95
PROMEDIO	0.85	2.14	2.36	2.49

Apéndice N° 5. Promedio de la altura de planta del Ficus Carica L. a los 60 días después de la siembra.

REP	T0	T1	T2	T3
1	2.01	2.42	3.09	4.28
2	1.25	2.57	2.78	3.08
3	1.2	2.57	3.28	2.93
4	1.23	2.67	2.21	2.77
TOTAL	5.69	10.23	11.36	13.06
PROMEDIO	1.423	2.558	2.840	3.265

Apéndice N° 6. Promedio del número de raíces por planta del Ficus Carica L. a los 45 días después de la siembra.

REP	T0	T1	T2	T3
1	0	1	6	7
2	1	2	4	5
3	1	2	8	8
4	0	3	6	9
TOTAL	2	8	24	29
PROMEDIO	0.5	2	6	7.25

Apéndice N° 7. Promedio del número de raíces por planta del Ficus Carica L. a los 60 días después de la siembra.

REP	T0	T1	T2	T3
1	1	3	7	9
2	2	2	5	7
3	2	2	9	10
4	2	4	7	11
TOTAL	7	11	28	37
PROMEDIO	1.75	2.75	7	9.25

Apéndice N° 8. Promedio de la longitud de raíces por planta del Ficus Carica L. a los 45 días después de la siembra.

REP	T0	T1	T2	T3
1	0.39	0.65	1.05	1.69
2	0.35	0.76	0.92	1.01
3	0.33	0.69	0.8	1.05
4	0.7	0.9	1.22	0.79
TOTAL	1.77	3	3.99	4.54
PROMEDIO	0.44	0.75	1.00	1.14

Apéndice N° 9. Promedio de la longitud de raíces por planta del Ficus Carica L. a los 60 días después de la siembra.

REP	T0	T1	T2	T3
1	0.42	0.68	1.15	1.73
2	0.39	0.8	1	1.1
3	0.36	0.73	0.83	1.07
4	0.76	0.94	1.29	0.83
TOTAL	1.93	3.15	4.27	4.73
PROMEDIO	0.48	0.79	1.07	1.18

Apéndice N° 10. Estacas de Higo con testigo (Ficus Carica L.)



Apéndice N° 11. Estacas de Higo con tratamiento N° 01 (Ficus Carica L.)



Apéndice N° 12. Estacas de Higo con tratamiento N° 02 (Ficus Carica L.)



Apéndice N° 13. Estacas de Higo con tratamiento N° 03 (Ficus Carica L.)



Apéndice N° 14. Área donde se desarrolló la investigación (vivero).



Apéndice N° 15. Sustratos utilizados en la investigación.



Apéndice N° 16. Llenado del sustrato a las bolsas de propagación.



Apéndice N° 17. Recolección de material de propagación.



Apéndice N° 18. Estacas sembradas en bolsas.



Apéndice N° 19. Evaluación del número de brotes.



Apéndice N° 20. Evaluación del número de raíces.



Apéndice N° 21. Prueba de normalidad número de brotes después de la siembra

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		NUMERO DE BROTES
N		16
Parámetros normales ^{a,b}	Media	1,050
	Desviación estándar	,2944
	Absoluta	,195
Máximas diferencias extremas	Positivo	,195
	Negativo	-,117
Estadístico de prueba		,195
Sig. asintótica (bilateral)		,106 ^c

a. La distribución de prueba es normal.

b. Se calcula a partir de datos.

c. Corrección de significación de Lilliefors.

La prueba de Kolmogorov-Smirnov, nos indica que el valor $P \text{ sig}=0.106$ ($P>0.05$) lo que nos indica que la variable en estudio se distribuye de forma normal.

Apéndice N° 22. Prueba de normalidad de la variable número de hojas a los 45 días después de la siembra.

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		NUMERO DE HOJAS
N		16
Parámetros normales ^{a,b}	Media	10,956
	Desviación estándar	4,0740
	Máximas diferencias extremas	
	Absoluta	,110
	Positivo	,102
	Negativo	-,110
Estadístico de prueba		,110
Sig. asintótica (bilateral)		,200 ^{c,d}

a. La distribución de prueba es normal.

b. Se calcula a partir de datos.

c. Corrección de significación de Lilliefors.

d. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

La prueba de Kolmogorov-Smirnov, nos indica que el valor $P \text{ sig}=0.200$ ($P>0.05$) lo que nos indica que la variable en estudio se distribuye de forma normal.

Apéndice N° 23. Prueba de normalidad de la variable número de hojas a los 60 días después de la siembra.

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		NUMERO DE HOJAS
N		16
Parámetros normales ^{a,b}	Media	14,88
	Desviación estándar	5,032
	Máximas diferencias extremas	
	Absoluta	,108
	Positivo	,102
	Negativo	-,108
Estadístico de prueba		,108
Sig. asintótica (bilateral)		,200 ^{c,d}

a. La distribución de prueba es normal.

b. Se calcula a partir de datos.

c. Corrección de significación de Lilliefors.

d. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

La prueba de Kolmogorov-Smirnov, nos indica que el valor P sig=0.200 ($P > 0.05$) lo que nos indica que la variable en estudio se distribuye de forma normal.

Apéndice N° 24. Prueba de normalidad de la variable altura de planta a los 45 días después de la siembra.

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		ALTURA DE PLANTA
N		16
Parámetros normales ^{a,b}	Media	1,9939
	Desviación estándar	,79717
	Máximas diferencias extremas	
	Absoluta	,196
	Positivo	,153
	Negativo	-,196
Estadístico de prueba		,196
Sig. asintótica (bilateral)		,103 ^c

a. La distribución de prueba es normal.

b. Se calcula a partir de datos.

c. Corrección de significación de Lilliefors.

La prueba de Kolmogorov-Smirnov, nos indica que el valor $P \text{ sig}=0.103$ ($P>0.05$) lo que nos indica que la variable en estudio se distribuye de forma normal.

Apéndice N° 25. Prueba de normalidad de la variable altura de planta a los 60 días después de la siembra.

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		ALTURA DE BROTE
N		16
Parámetros normales ^{a,b}	Media	2,5213
	Desviación estándar	,81752
Máximas diferencias extremas	Absoluta	,149
	Positivo	,128
	Negativo	-,149
Estadístico de prueba		,149
Sig. asintótica (bilateral)		,200 ^{c,d}

a. La distribución de prueba es normal.

b. Se calcula a partir de datos.

c. Corrección de significación de Lilliefors.

d. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

La prueba de Kolmogorov-Smirnov, nos indica que el valor $P_{sig}=0.200$ ($P>0.05$) lo que nos indica que la variable en estudio se distribuye de forma normal.

Apéndice N° 26. Prueba de normalidad de la variable número de raíces a los 45 días después de la siembra.

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		NUMERO DE RAICES
N		16
Parámetros normales ^{a,b}	Media	3,94
	Desviación estándar	3,087
	Máximas diferencias extremas	
	Absoluta	,172
	Positivo	,172
	Negativo	-,123
Estadístico de prueba		,172
Sig. asintótica (bilateral)		,200 ^{c,d}

a. La distribución de prueba es normal.

b. Se calcula a partir de datos.

c. Corrección de significación de Lilliefors.

d. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

La prueba de Kolmogorov-Smirnov, nos indica que el valor P sig=0.200 (P>0.05) lo que nos indica que la variable en estudio se distribuye de forma normal.

Apéndice N° 27. Prueba de normalidad de la variable número de raíces a los 60 días después de la siembra.

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		NUMERO DE RAICES
N		16
Parámetros normales ^{a,b}	Media	5,19
	Desviación estándar	3,371
	Máximas diferencias extremas	
	Absoluta	,203
	Positivo	,203
	Negativo	-,142
Estadístico de prueba		,203
Sig. asintótica (bilateral)		,077 ^c

a. La distribución de prueba es normal.

b. Se calcula a partir de datos.

c. Corrección de significación de Lilliefors.

La prueba de Kolmogorov-Smirnov, nos indica que el valor $P \text{ sig}=0.077$ ($P>0.05$) lo que nos indica que la variable en estudio se distribuye de forma normal.

Apéndice N° 28. Prueba de normalidad de la variable longitud de raíces a los 45 días después de la siembra.

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		LONGITUD DE RAICES
N		16
Parámetros normales ^{a,b}	Media	,8313
	Desviación estándar	,34488
	Absoluta	,138
Máximas diferencias extremas	Positivo	,138
	Negativo	-,112
Estadístico de prueba		,138
Sig. asintótica (bilateral)		,200 ^{c,d}

a. La distribución de prueba es normal.

b. Se calcula a partir de datos.

c. Corrección de significación de Lilliefors.

d. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

La prueba de Kolmogorov-Smirnov, nos indica que el valor P sig=0.200 ($P>0.05$) lo que nos indica que la variable en estudio se distribuye de forma normal.

Apéndice N° 29. Prueba de normalidad de la variable longitud de raíces a los 60 días después de siembra.

Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		LONGITUD DE RAICES
N		16
Parámetros normales ^{a,b}	Media	,8800
	Desviación estándar	,35369
Máximas diferencias extremas	Absoluta	,119
	Positivo	,119
	Negativo	-,098
Estadístico de prueba		,119
Sig. asintótica (bilateral)		,200 ^{c,d}

a. La distribución de prueba es normal.

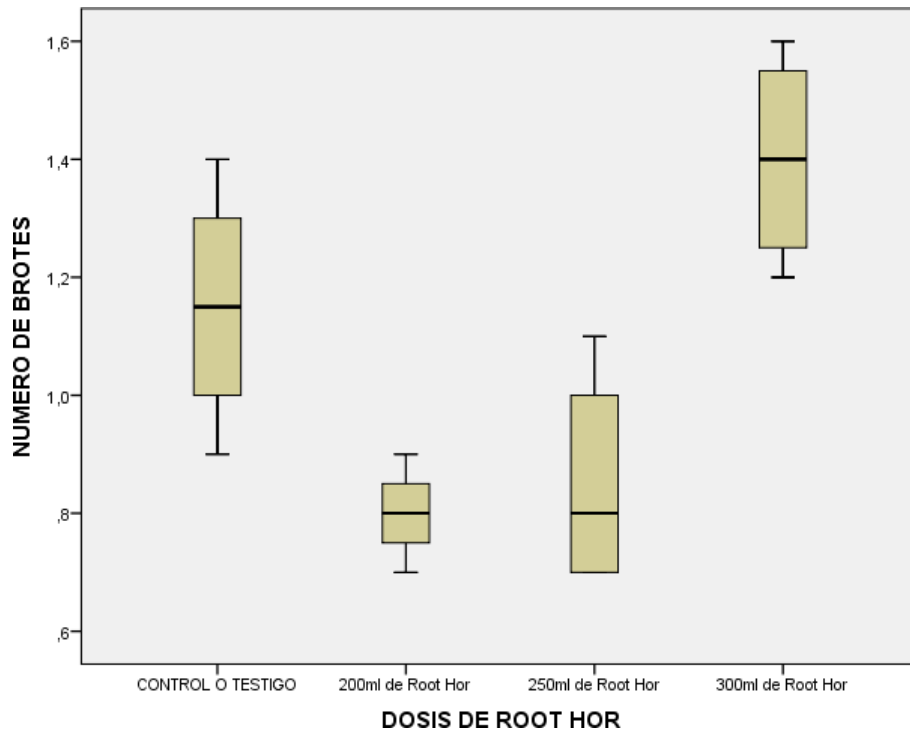
b. Se calcula a partir de datos.

c. Corrección de significación de Lilliefors.

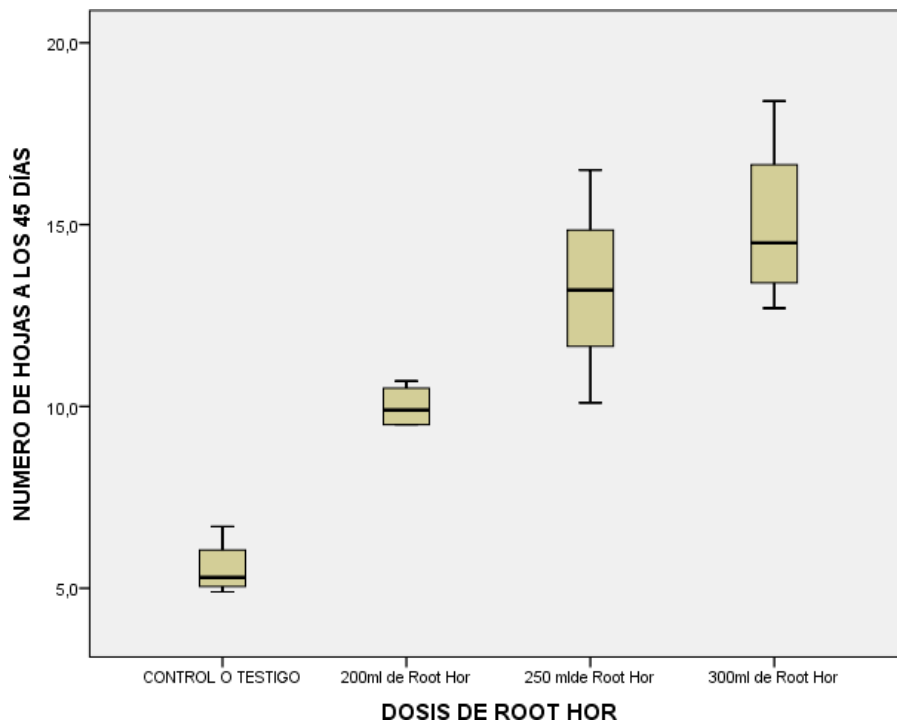
d. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

La prueba de Kolmogorov-Smirnov, nos indica que el valor $P \text{ sig}=0.200$ ($P>0.05$) lo que nos indica que la variable en estudio se distribuye de forma normal.

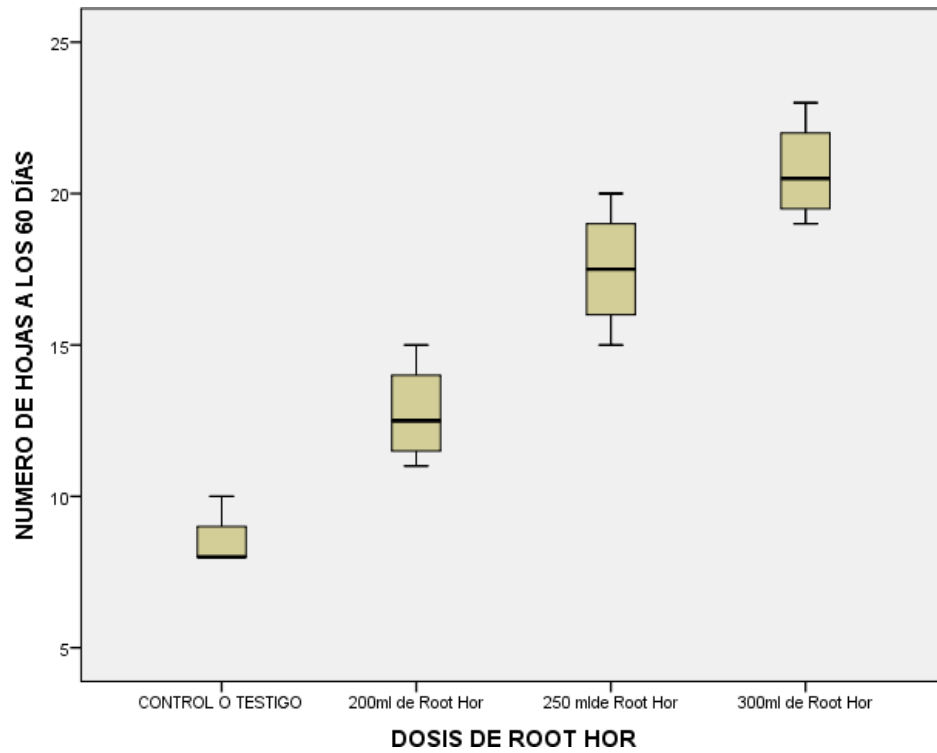
Apéndice N° 30. Gráfico para la variable número de brotes.



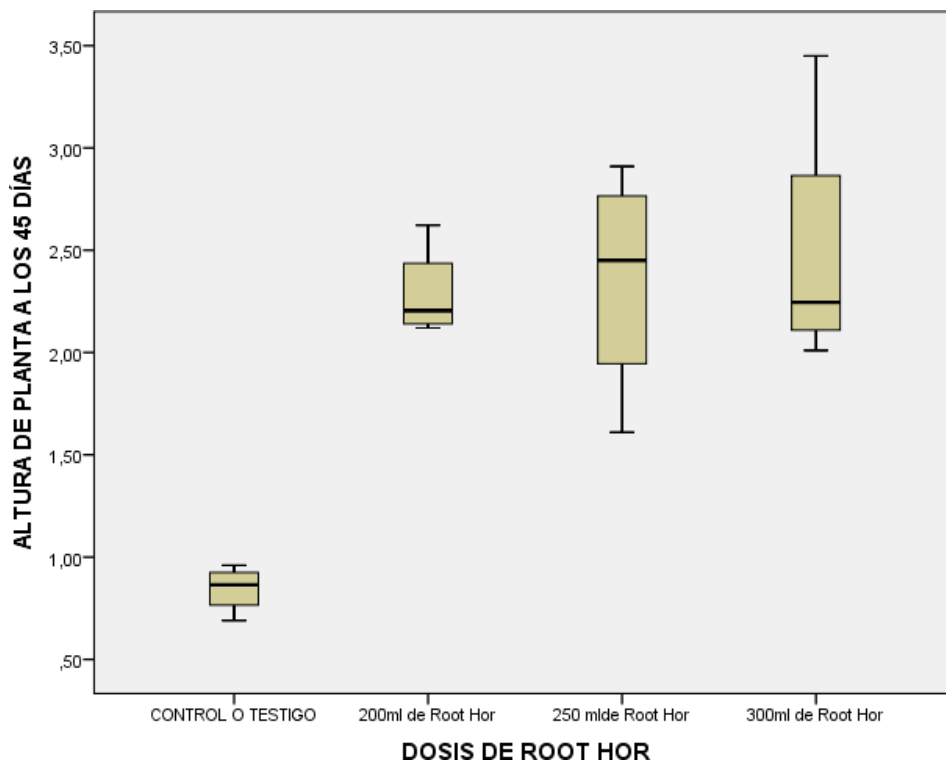
Apéndice N° 31. Gráfico para la variable número de hojas a los 45 días



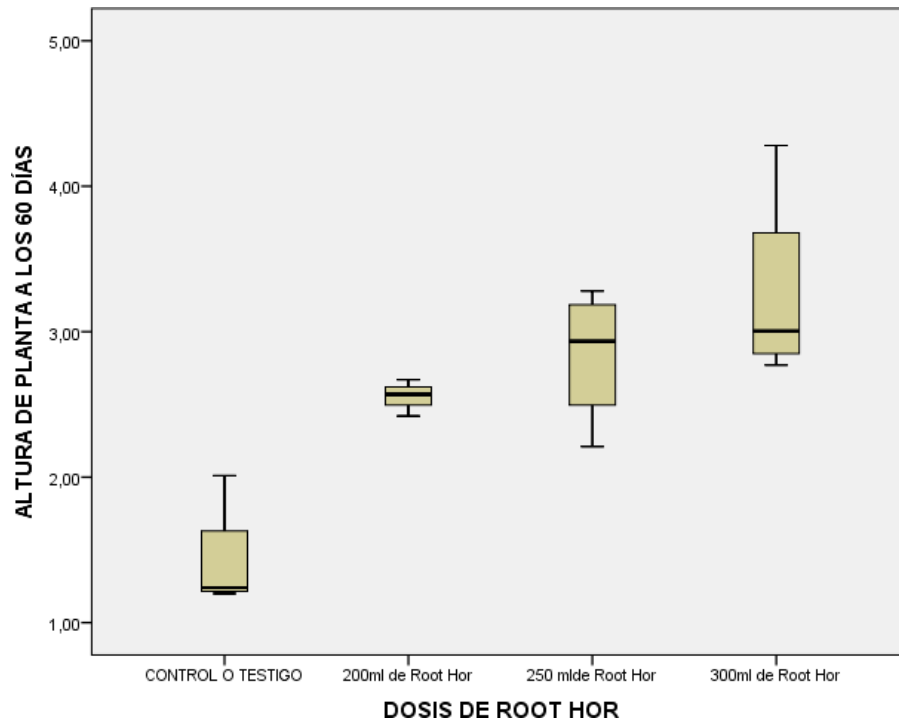
Apéndice N° 32. Grafico para la variable número de hojas a los 60 días.



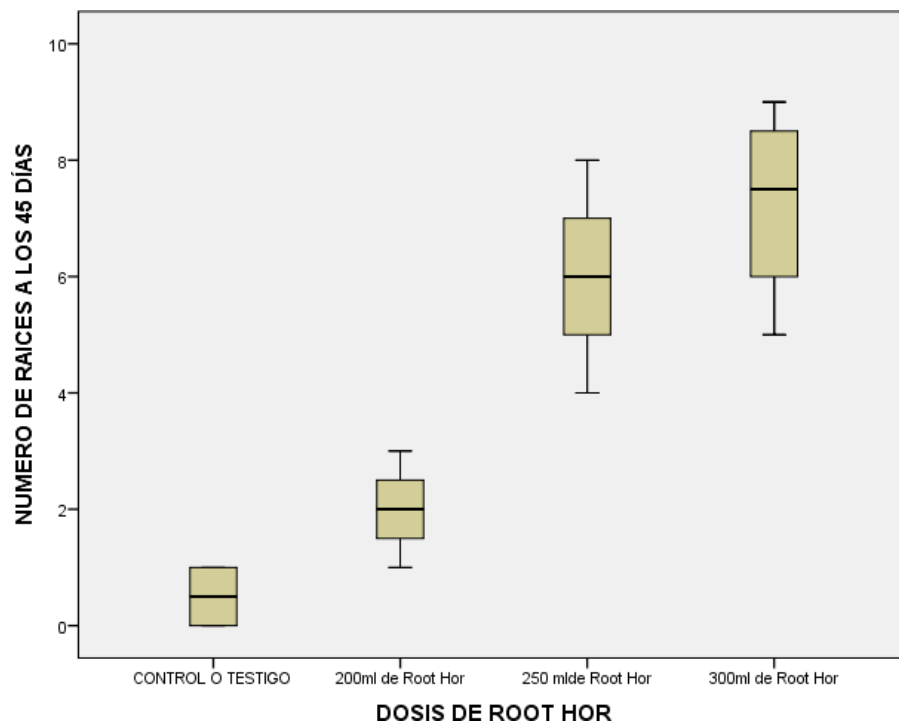
Apéndice N° 33. Grafico para la variable altura de planta a los 45 días.



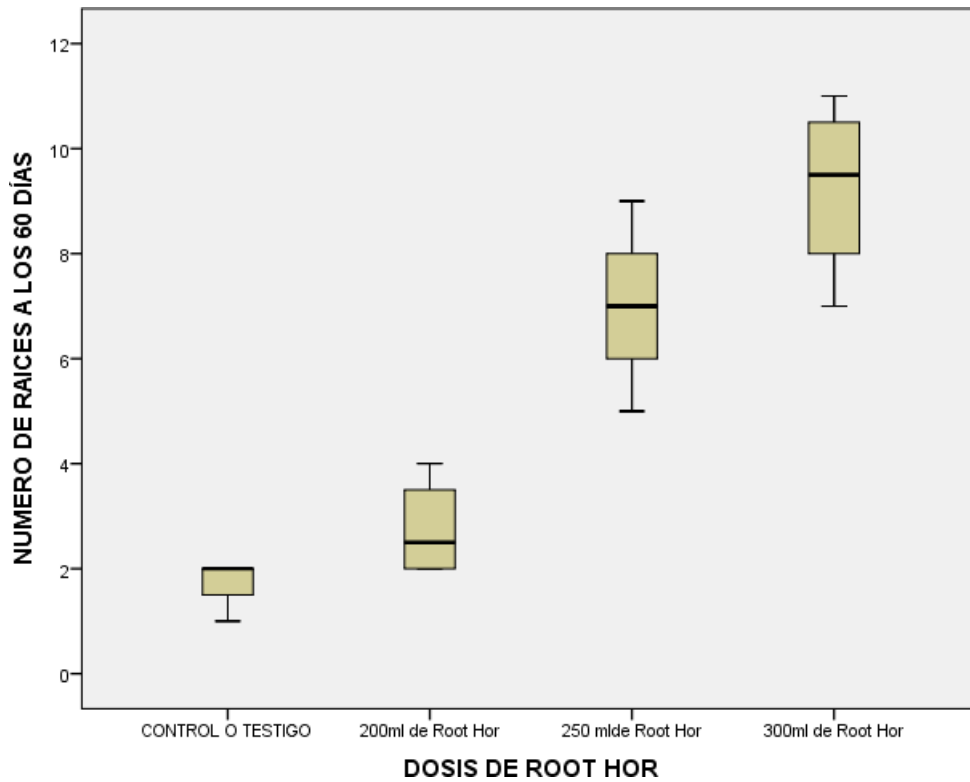
Apéndice N° 34. Grafico para la variable altura de planta a los 60 días.



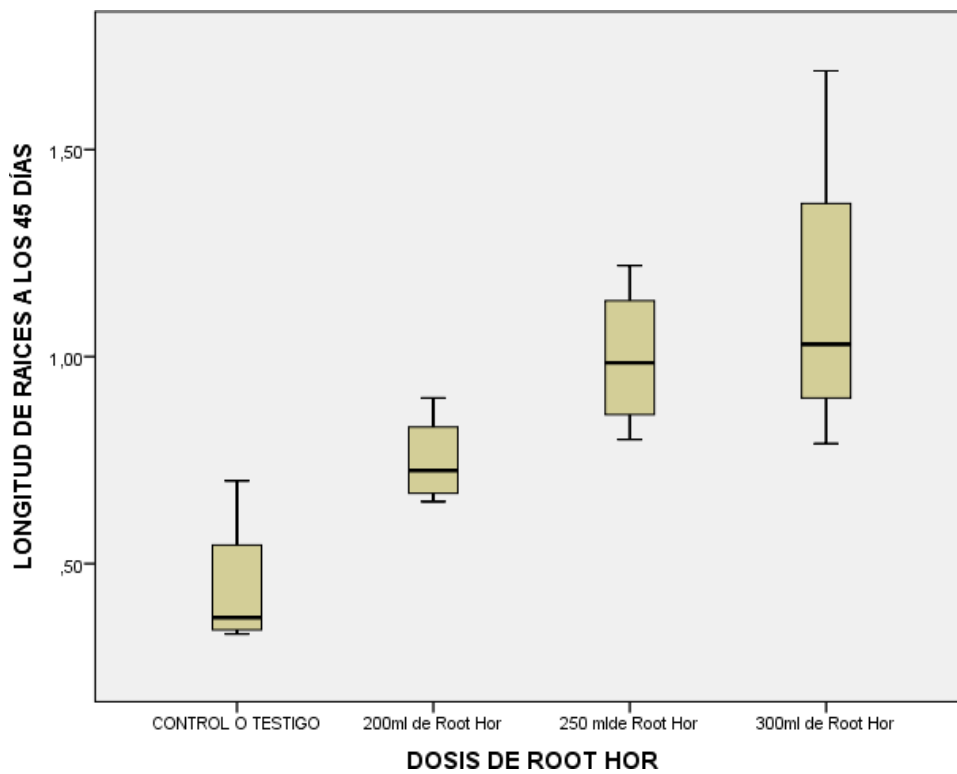
Apéndice N° 35. Grafico para la variable número de raíces a los 45 días.



Apéndice N° 36. Grafico para la variable número de raíces a los 60 días.



Apéndice N° 37. Grafico para la variable número de raíces a los 45 días.



Apéndice N° 38. Grafico para la variable número de raíces a los 60 días.

