UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

EFECTO DE FITOHORMONAS EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE *Tectona grandis* L. f. "TECA" EN EL VIVERO FORESTAL DE LA UNAS

TESIS PARA OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO EN RECURSOS NATURALES RENOVABLES

MENCIÓN FORESTALES

PRESENTADO POR:

NATALY MENDEZ MORALES

2016

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
Tingo María – Perú

FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Los que suscriben, Miembros del Jurado de Tesis, reunidos con fecha 26 de Julio del 2016, a horas 4:05 p.m. en la Sala de Sesiones del Departamento Académico de Ciencias en Conservación de Suelos y Agua, para calificar la Tesis titulada:

"EFECTO DE FITOHORMONAS EN LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE LA TECA *(Tectona grandis* L.f.) EN EL VIVERO FORESTAL DE LA UNAS"

Presentado por la Bachiller: **NATALY MENDEZ MORALES**, después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las interrogantes formuladas por el Jurado, se declara aprobado con el calificativo de **"BUENO"**

En consecuencia, la sustentante queda apta para optar el Título de **INGENIERO EN RECURSOS NATURALES RENOVABLES**, mención **FORESTALES**, que será aprobado por el Consejo de Facultad, tramitándolo al Consejo Universitario para la otorgación del Título correspondiente.

Tingo María, 04 de Setiembre del 2017

Ing. MSc. YTAVCLERH VARGAS CLEMENTE
PRESIDENTE

Dra. TANIA E. GUERRERO VEJARANO
VOCAL

Ing. EDILBERTO DÍAZ QUINTANA
VOCAL

Ing. RAÚL ARAUJO TORRES
ASESOR

DEDICATORIA

Principalmente agradecer a Dios por brindarme la Vida y la fuerza necesaria para seguir adelante, por guiar cada día mi camino y tener a mis padres como motor y motivo para esforzarme día con día y lograr mis objetivos.

A mis Padres: Alejandro Daniel y Santa Victoria, por su gran apoyo incondicional, por darme la motivación de seguir adelante y cumplir con mis metas, por su ayuda y compresión ante las adversidades que pase durante la etapa universitaria y durante la ejecución de este proyecto de tesis.

A mis hermanos Maribel Rocío, Cristian, Mirian y Franklin, por su apoyo y comprensión.

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo de investigación, ha sido posible gracias al esfuerzo y dedicación por parte del autor, no hubiera sido posible su realización sin el apoyo de las siguientes personas e instituciones:

- A la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS), por brindarme la oportunidad de desarrollar el presente trabajo de investigación, en el marco de los objetivos del proyecto la cual se realizó en el Vivero Forestal de la UNAS.
- Al Ing M. Sc. Escalante Aguirre Casiano, asesor principal del presente trabajo de investigación y docente de la Facultad de Ing. Forestal de la UNAS, por constante y esmerada orientación, enseñanza, comprensión y amistad, durante el desarrollo de la investigación.
- Al Ing. Araujo Torres Raúl, de la UNAS, Co Asesor por su apoyo indicaciones y orientación durante la ejecución del proyecto de investigación.
- Al Sr. Wilmer por su ayuda y apoyo en la colecta de las estacas de la planta de *Tectona grandis* L. f. “teca”
- A Cesar por su colaboración en la toma de datos y a la toma de fotografías.
- A todas las personas que desinteresadamente cooperaron en este trabajo.

ÍNDICE

Página

I. INTRODUCCIÓN.....1

II. REVISIÓN DE LITERATURA 4

2.1. Propagación asexual o vegetativa 4

2.2. Propagación vegetativa a través de estacas.....5

2.3. Bases fisiológicas y anatómicas de la formación de raíces adventicias 5

2.4. Principales factores que condicionan el enraizamiento de estacas.....6

2.4.1. Condiciones nutricionales de la planta madre 7

2.4.2. Edad de la planta madre..... 8

2.4.3. Tipo de madera seleccionada..... 8

2.4.4. Diferencia entre diversas partes de la rama 9

2.4.5. Madera floral o vegetativa 10

2.4.6. Presencia de virus 10

2.4.7. Longitud y diámetro de las estacas 10

2.4.8. Contenido en hidratos de carbono..... 11

2.5. Condiciones ambientales para el enraizamiento.....12

2.5.1. Relaciones con el agua 12

2.5.2. Humedad relativa 12

2.5.3. Temperatura del ambiente y del sustrato 13

2.5.4. Iluminación 15

2.5.5. Sustrato 15

2.5.6. Luz..... 16

2.5.7. Tratamientos aplicados a las estacas..... 17

2.6. Reguladores del crecimiento.....19

2.6.1. La hormona atraviesa la membrana celular de la célula diana y alcanza el citoplasma 20

2.6.2. La hormona se reúne a un receptor de membrana en la célula diana..... 20

2.6.3. Giberelinas 20

2.6.4. Auxinas..... 23

2.7. Antecedentes sobre efectos de fitohormonas en la propagación vegetativa de *Tectona grandis* L. f. "teca" y en otras especies 24

2.8. Descripción dendrológica de *Tectona grandis* L. f. "teca" 26

2.8.1. Teca (*Tectona grandis* L. f.) 26

2.8.2. Origen 27

2.8.3. Clasificación taxonómica 28

2.8.4. Descripción botánica 28

2.8.5. Multiplicación 29

III. MATERIALES Y MÉTODOS 30

3.1. Lugar de ejecución 30

3.1.1. Ubicación geográfica 30

3.1.2. Zona de vida 30

3.1.3. Clima 31

3.2. Materiales 31

3.2.1. Material biológico 31

3.2.2. Materiales de campo 31

3.2.3. Herramientas 32

3.2.4. Equipos..... 32

3.2.5. Insumos..... 32

3.3. Metodología 32

3.3.1. Factores en estudio..... 32

3.3.2. Aspectos estadísticos..... 33

3.3.3. Actividades que se realizó para la ejecución de proyecto de tesis 37

3.3.4. Variables evaluadas 41

3.3.5. Procesos de sistematización 43

IV. RESULTADOS 44

4.1. Prendimiento y mortalidad de las estacas de *Tectona. grandis* L. f.”teca” 44

4.2. Variables cuantitativas de las estacas de la especie de *Tectona grandis* L. f.”teca” 45

4.2.1. Número de brotes..... 45

4.2.2. Número de hojas 46

4.2.3. Número de callos..... 47

4.2.4. Número de raíces..... 49

4.3. Número de estacas enraizadas y su longitud promedio.....51

V. DISCUSIÓN.....52

5.1. Porcentaje de prendimiento y mortalidad de las estacas de *Tectona grandis* L. f. “teca”.....52

5.2. Variables cuantitativas de las estacas de la especie de *Tectona grandis* L. f.”teca” 54

5.2.1. Número de brotes..... 54

5.2.2. Número de hojas 55

5.2.3. Número de callos..... 56

5.2.4. Número de raíces 57

5.3. Número de estacas enraizadas y su crecimiento promedio en longitud (cm) 57

VI. CONCLUSIONES.....60

VII. RECOMENDACIONES.....61

VIII. ABSTRACT.....62

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 63

ANEXOS.....69

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro Página

1. Descripción de las hormonas vegetales (fitohormonas). 21

2. Valores promedios al momento de la cosecha para grosor del tallo observados en plantas de *Liatris spicata*. “callilepsis” 24

3. Tratamientos de estudio considerando diferentes dosis de fitohormona trihormonal (TRIGGRR)..... 33

4. Estructura del experimento bajo Diseño Completo al Azar..... 34

5. Estructura de los efectos en un experimento bajo Diseño Completo al Azar..... 35

6. Esquema del análisis de varianza para la prueba estadística. 36

7. ANVA para el número de brotes de *Tectona grandis* L. f.”teca”, después de 7 meses de instalación. 45

8. Prueba Tukey para el número de brotes según las fitohormonas trihormonal (TRIGGRR)..... 46

9. ANVA para el número de hojas de *Tectona grandis* L. f.”teca”..... 46

10. Prueba Tukey para el número de hojas según la fitohormona trihormonal (TRIGGRR)..... 47

11. ANVA para el número de callos de *Tectona grandis* L. f.”teca”, después de 7 meses de instalación. 48

12. Prueba Tukey para el número de callos según las dosis de fitohormonas trihormonal (TRIGGRR). 48

13. ANVA del número de raíces de *Tectona grandis* L. f.”teca”, después de 7 meses de instalación. 49

14. Prueba Tukey para el número de raíz según dosis de fitohormonas..... 50

15. Porcentaje de prendimiento y mortalidad de las estacas de *Tectona grandis* L. f. “teca”, por tratamiento..... 70

16. Promedio de las evaluaciones para el numero de hojas por tratamiento. 70

17. Promedio de las evaluaciones para el numero de callos por tratamiento. 71

18. Promedio de las evaluaciones para el numero de raíz por estaca y tratamiento..... 71

19. Promedio de las evaluaciones para longitud de raíz por estaca y tratamiento. 71

20. Datos registrados en las evaluaciones de las estacas de *Tectona grandis* L. f.”teca” 72

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura Página

1. Distribución de los tratamientos en la cama del vivero. 34

2. Prendimiento y mortalidad de las estacas de *Tectona grandis* L.f. ”teca”, utilizando la fitohormona trihormonal (TRIGGRR) a 7 meses de sembrado. 44

3. Promedio de raíces por cada tratamiento. 50

4. Número de estacas de *Tectona. grandis* L. f., enraizadas por tratamiento y longitud promedio. 51

5. Mapa de ubicación del vivero forestal – UNAS. 77

6. Preparación de la cama de propagación. 78

7. Riego de las estacas de *Tectona. grandis* L. f.”teca”, sembradas en la cama de propagación. 78

8. Aplicado de aserrín a la cama de propagación para disminuir el exceso de humedad. 79

9. Evaluación de temperatura y humedad dentro de la cama de propagación. 79

10. Evaluación de las estacas de *Tecona grandis* L. f.”teca”, al tercer mes de sembrado. 80

11. Preparado de la fitohormona para la aplicación a las estacas de *T. grandis* L. f. 80

12. Preparación de fungicida Cupravit para desinfección de las estacas de *Tectona. grandis* L. f.”teca” 81

13. Presencia de callosidades en la estaca de *Tectona. grandis* L. f. “ teca”, al propagar en cámara de subirrigación. 81

14. Crecimiento de las estacas de *Tectona grandis* L. f.”teca”, a los cuatro meses desde el sembrado. 82

15. Brotes en las estacas de *Tectona grandis* L. f.”teca”, con cinco meses desde el sembrado. 82

16. Extracción de los plantones de *T. grandis* L. f. propagadas por medio de estacas. 83

17. Evaluación del número de callos y longitud de raíz en brotes de *Tectona grandis* L. f.”teca”..... 83

18. Evaluación de la longitud de raíz en plantones de *Tectona. grandis* L. f.”teca”, con siete meses de edad. 84

RESUMEN

En algunas especies forestales cuando las semillas presentan alguna limitación para su propagación, se le realiza a través de estacas, motivo por el cual se realizó la investigación con el objetivo de determinar el efecto de la fitohormona sobre la propagación vegetativa de teca (*Tectona grandis* L. f.) en el vivero forestal de la UNAS. La investigación se llevó a cabo en el vivero forestal de la Universidad Nacional Agraria de la selva (UNAS) que pertenece al distrito Rupa Rupa, región Huánuco. Se utilizó 480 estacas de *Tectona grandis* L. f., donde se aplicaron cinco tratamientos (0, 35, 70, 140 y 210 ml de la fitohormona trihormonal - TRIGGRR) a cada 96 estacas y la evaluación perduró por siete meses. Mejores resultados de propagación vegetativa se obtuvieron del T_3 (35 ml de TRIGGRR), presentando 50 % de prendimiento de las estacas, de esta misma manera se obtuvo un enraizamiento de 46 estacas con un crecimiento en longitud promedio de 2.24 cm de raíz; menores valores se registró en el T_1 (140 ml) y T_2 (70 ml). Se concluye que para propagar *Tectona grandis* L. f. mediante estacas se debe aplicar 35 ml de TRIGGRR.

Palabras clave: *Tectona grandis* L. f., estaca, propagación, fitohormona, enraizamiento.

I. INTRODUCCIÓN

En la amazonia peruana se da la probabilidad de que existan casos en que la propagación por semillas es muy dificultoso para germinar en distintas especies forestales para este problema surge una solución al respecto lo cual viene hacer la propagación vegetativa a través de estacas. La propagación vegetativa o asexual comprende la reproducción a partir de partes vegetativas de las plantas (tallos, hojas, raíces), y es posible ya que los órganos vegetativos de muchas plantas tienen la capacidad de reproducirse (HARTMANN y KESTER, 1988).

Este método de propagación es manejado desde tiempos antiguos y muy utilizado cuando existan problemas de germinación (bajo porcentaje de viabilidad), cuando las semillas tiene alto valor comercial o por el simple hecho de no contar con semillas cuando no es el tiempo de fructificación de esta manera suele utilizarse este método, ante lo mencionado se generaban interrogantes sobre si ¿existe efecto del uso de la fitohormona trihormonal (TRIGGRR) sobre la propagación vegetativa de teca (*Tectona grandis* L. f.) en el vivero forestal de la UNAS?

La razón de que la propagación vegetativa es una alternativa para la propagación en semillas se registra en antecedentes favorables en diversos estudios donde emplearon especies forestales como la mora de castilla (*Rubus*

glaucus Benth.), cedro (*Cedrela odorata* L.), caoba (*Swietenia macrophylla* King) y tornillo (*Cedrelinga cateniformis* Ducke). Las cuales muestran buenos resultados al usar este tipo de método de propagación vegetativa por estacas a través de diferentes tipos de reguladores de crecimiento o fitohormonas que ayudan o inducen a la formación de raíces adventicias.

Es así que la propagación vegetativa representa una buena alternativa en el marco de sus amplias ventajas en las que se puede resaltar la obtención de ganancias genéticas en periodos cortos y además de la conservación de características únicas actuales y potenciales, como lo constituye la madera de *Tectona grandis* L. f. " teca".

Se contrastó la hipótesis referente a que existe efecto significativo de la fitohormona trihormonal (TRIGGRR) sobre la propagación vegetativa de teca (*Tectona grandis* L. f.) en el vivero forestal de la UNAS. El presente trabajo de investigación se determinó como objetivos general:

- Determinar el efecto de la fitohormona sobre la propagación vegetativa de *Tectona grandis* L. f. "teca", en el vivero forestal de la Universidad Nacional Agraria de la Selva.

En caso de los objetivos específicos, se consideró:

- Determinar el prendimiento y mortalidad de las estacas de las especie *Tectona grandis* L. f."teca", por influencia de la fitohormona trihormonal (TRIGGRR).

- Determinar el efecto de la fitohormona trihormonal (TRIGGRR) sobre las variables cuantitativas (número de brotes o yemas, número de hojas por tratamiento, número de callos, numero de raíces adventicias) en las estacas de la especie *Tectona grandis* L. f.”teca”.

- Cuantificar el efecto de la fitohormona trihormonal (TRIGGRR) sobre el número de estacas enraizadas de la especie *Tectona grandis* L. f.”teca”.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Propagación asexual o vegetativa

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

En la propagación vegetativa a través de estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se coloca en condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva, independientemente, que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre.

A través de la propagación vegetativa, se tiene la principal ventaja de la ganancia genética en períodos cortos y de transferir todo el potencial genético de la planta madre a su descendencia, lo que se podría aprovechar para el mejoramiento de las especies frutales y forestales amazónicas en cuanto a productividad, resistencia y uniformidad de las cosechas. Por todo esto, la base para el éxito de la propagación vegetativa con fines comerciales, está en la selección de árboles élite, los mismos que servirán como donantes del material vegetativo a multiplicar (HARTMANN y KESTER, 1996).

2.2. Propagación vegetativa a través de estacas

La estaca es una porción separada de la planta, provista de yemas caulinares y hojas, e inducida a formar raíces y brotes a través de manipulaciones químicas, mecánicas y/o ambientales (BALDINI, 1992); la estaca una vez enraizada se llama barbado. Asimismo indica que en una acepción más amplia, se denominan estacas: a raíces, hojas, fracciones de hojas utilizadas como tales; con la finalidad de obtener nuevas plantas.

De la misma manera señala que la propagación vegetativa por estaca es el sistema de propagación más antiguo, es poco costoso, fácil de realizar, no requiere de habilidad especial de parte del operador y necesita poco espacio (CALZADA, 1993).

2.3. Bases fisiológicas y anatómicas de la formación de raíces adventicias

La formación de raíces adventicias en la estaca comprende una serie de complejos procesos anatómicos y fisiológicos, que se realiza por acción combinada de las auxinas y cofactores de enraizamiento que se promueven en las hojas y yemas. Los cofactores internos tienen una mayor influencia en la rizogénesis, tal como lo indican WEABER (1988) y HARTMANN y KESTER (1995).

Según HARTMANN y KESTER (1995), las raíces adventicias son de dos tipos: raíces preformadas y raíces de lesiones, las raíces preformadas

se desarrollan naturalmente, las raíces de lesiones se desarrollan solo después de que se ha realizado la estaca, como una respuesta al efecto de lesión al preparar la misma; quedan expuestas sobre la superficie cortada, las células muertas y conductoras del xilema.

El origen de las raíces se localiza en un amplio rango de tejidos, de los cuales el cambium, el floema y el periciclo son los tejidos más importantes, mientras que la corteza, la médula y el xilema son de menor importancia. Las raíces adventicias de estacas de tallos, se originan generalmente en el tejido del floema secundario joven, si bien, esas raíces proceden también de otros tejidos, como son el cambium, los radios vasculares o la medula.

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

2.4. Principales factores que condicionan el enraizamiento de estacas

Al momento de hacer enraizar una estaca son varios los factores que inciden en este proceso, pero para su mejor análisis y comprensión se dividirán en tres grandes grupos: el primero de ellos corresponde a las características relacionadas con el material vegetal a propagar, en segundo lugar están los tratamientos aplicados a las estacas, y por último se encuentran las condiciones ambientales a que son sometidas las estacas durante el enraizamiento (HERMOSILLA, 1996).

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

2.4.1. Condiciones nutricionales de la planta madre

La nutrición de la planta madre ejerce una fuerte influencia en el desarrollo de raíces y tallos de las estacas. Los factores internos, tales como el contenido de auxina, de cofactores de enraizamiento y las reservas de carbohidratos pueden influir en la iniciación de las raíces de las estacas (HARTMANN y KESTER, 1995).

Asimismo, cualquier nutriente que esté presente en los procesos metabólicos, asociados a la diferenciación y formación del sistema radicular es considerado esencial para la iniciación de raíces; a modo de ejemplo, un contenido moderado de nitrógeno en los tejidos es mejor para lograr un enraizamiento optimo; debe existir un equilibrio de bajo contenido de nitrógeno y alto contenido de carbohidratos en la planta madre (SADHU, 2005); sin embargo para que pueda efectuarse la iniciación de raíces, el nitrógeno es importante para la síntesis de ácidos nucleicos y de proteínas, debajo de ese

nivel mínimo de disponibilidad de nitrógeno se detiene la iniciación de raíces; asimismo, la cosecha de los brotes para la propagación debe realizarse en las mañanas cuando el material vegetal es turgente (HARTMANN y KESTER, 1995).

2.4.2. Edad de la planta madre

El factor de juvenilidad es uno de los aspectos más relevantes para el éxito del enraizamiento de estacas. En muchas especies forestales es la edad ontogénica o fisiológica y no la edad cronológica, de las estacas que es la más importante para el éxito del enraizamiento (HARTMANN y KESTER, 1997).

PALANISAMY y SUBRAMANIAN (2001) reporta un porcentaje de enraizamiento de 74 al 100 % en estacas de teca (*Tectona grandis* L. f.*),* provenientes de plantas madre cuya edad fue de 1.2 y 63 años, dicho material fue tratado con AIB en una concentración de 1000 ppm. También señala que la concentración de la auxina para promover el enraizamiento de las estacas puede variar entre especies.

2.4.3. Tipo de madera seleccionada

HARTMANN y KESTER (1991), expresa que, hay muchas posibilidades de escoger el tipo de material vegetal a usar, se abarca desde las ramas terminales muy suculentas del crecimiento en curso, hasta grandes estacas de madera dura de varios años de edad.

2.4.4. Diferencia entre diversas partes de la rama

Es posible observar que los brotes tomados de distintas partes de un árbol o estacas tomadas de distintos brotes presentan crecimiento diferencial en una plantación inclusive si se mantiene la igualdad de los demás factores (MARTINEZ *et al*., 1994), de igual forma los vástagos laterales tienden a enraizar con más facilidad que los procedentes de vástagos terminales (Janick, 1965; citado por GÁRATE, 2010).

A lo largo de un brote se presentan gradientes hídricos, hormonales, de nutrientes e inhibidores de enraizamiento, variaciones en diámetro y longitud del entrenudo, se puede utilizar estacas provenientes de varias posiciones a lo largo del brote, aunque siempre hay que descartar el entrenudo apical por ser demasiado suculento y susceptible al marchitamiento, del mismo modo los entrenudo básales muy lignificados que muestran mayor dificultad para la iniciación de las raíces. Generalmente a los brotes en toda su longitud se les clasifica como basal, media y apical (MESEN, 1998).

Los efectos de la edad en estacas de *Taxus globosa* pudieron comprobarse también cuando esta tuvo efectos significativos en la capacidad de supervivencia, formación de brotes aéreos y enraizamiento en dos ensayos realizados. En el primer ensayo enraizó 66.3 % de estacas jóvenes mientras en estacas maduras solo hubo 17 %. En la segunda prueba el enraizamiento fue 55.3 y 29.2 % en estacas jóvenes y maduras respectivamente, probando con estos dos experimentos que para la propagación de esta especie por medio de estacas, es importante utilizar material joven (MUÑOZ *et al*., 2009).

2.4.5. Madera floral o vegetativa

En la mayoría de las plantas se pueden hacer estacas de ramas que estén en condición vegetativa o en floración, en especies de enraizamiento fácil estos factores no son limitantes, pero en especies de enraizamiento difícil este puede ser un factor importante (HARTMANN y KESTER, 1991). A fin que se tenga la máxima capacidad de regeneración, las plantas madres deben estar en crecimiento vegetativo activo, sino el desarrollo de la misma inhibe el enraizamiento (Osborn, 1961; citado por CUELLAR, 1996).

2.4.6. Presencia de virus

La presencia de virus reduce no sólo el porcentaje de enraizamiento, sino también el número de raíces que se forman en los esquejes; los malos resultados que con frecuencia se obtienen en el enraizamiento de esquejes, puede deberse al uso de material infectado por virus y puede explicar los resultados variables que a menudo se obtienen en diferentes ensayos para la misma especie (HARTMAN y KESTER, 1991).

2.4.7. Longitud y diámetro de las estacas

La longitud y diámetro de las estacas a usar es variable y depende de la especie que se desea producir. Lo más relevante del tamaño de la estaca, es que según lo determine el patrón de las longitudes del entrenudo, está estrechamente correlacionada con el porcentaje de estacas enraizadas, las estacas de la parte apical son las más largas y tienen mejor enraizamiento;

sin embargo si todas las estacas se cortan a la misma longitud, las basales enraízan mejor (LEAKEY, 1985).

En la propagación vegetativa de especies forestales las estacas de 3 a 6 cm son apropiadas con diámetros de 3 a 6 mm, dentro de este rango las estacas más gruesas son preferibles, normalmente los entrenudos son suficientemente largos para permitir estacas con la longitud recomendada. Se deben evitar estacas de menos de 3 cm de longitud, esto se debe al mayor contenido de sustancias de reserva de la estaca, las que intervienen en el proceso de formación de raíces.

2.4.8. Contenido en hidratos de carbono

Según Haissing (1982), citado por MARTINEZ (2007), los carbohidratos son la fuente primaria de energía en las plantas funcionando, como compuestos de reserva y como sustratos en la síntesis de compuestos orgánicos. Adicionalmente, juegan un papel importante en la formación de las raíces, con anterioridad a la aparición y crecimiento de los brotes en los esquejes.

Se ha observado que tanto los azúcares solubles como los carbohidratos de reserva, están altamente implicados en el proceso de formación de raíces, generando en dicho proceso una reducción de sus niveles en el esqueje; por ello, parece evidente que los carbohidratos juegan un papel como fuente del proceso de enraizamiento, llegando a ser limitantes cuando no se encuentran en las concentraciones adecuadas o cuando se procede a

enraizar esquejes sin hoja o defoliados (MARTINEZ, 2007). Según VEIERSKOV y ANDERSEN (1982), una de las funciones de los carbohidratos en algunas especies es la de producir un incremento en el número de raíces por estaca.

2.5. Condiciones ambientales para el enraizamiento

Las condiciones ambientales son de gran importancia para aquellos cultivares de difícil enraizamiento y la atención que se preste a ello, hace la diferencia entre el éxito y el fracaso de obtener un enraizamiento satisfactorio (HARTMAN y KESTER 1991).

2.5.1. Relaciones con el agua

Para lograr un buen enraizamiento de las estacas con hojas, es esencial que éstas mantengan su turgencia y que tengan un potencial de agua elevado (HARTMAN y KESTER 1991).

2.5.2. Humedad relativa

Es de gran importancia que las condiciones ambientales de temperatura y humedad en el sector de propagación puedan ser controladas, manteniéndolas dentro de los rangos adecuados (BOTTI, 1999). La humedad debe mantenerse alta; entre 70 y 80 % aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal, especialmente en el caso de estacas verdes o herbáceas. Para ello es indispensable el empleo de boquillas con riego fino intermitente. El ambiente donde se desarrollan las ramillas debe

poseer una humedad saturada de un 99 o 100 %, para evitar la evapotranspiración y a la vez mantener la turgencia de las células de los tejidos foliares; condiciones que se logran mediante el uso de sistemas de riego de nebulización, dependiendo de las condiciones climáticas de la zona (HERNANDEZ, 2003).

HARTMANN y KESTER (1995) mencionan que, la presencia de hojas ejerce una influencia estimulante sobre la iniciación de raíces, debido a que son transportados desde ella hasta la base de la estaca auxinas y carbohidratos.

BRAUDEAU (1981) menciona que, una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues aunque esté empezando a emitir raíces, no podrá desarrollarse. Es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis precisada para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca.

2.5.3. Temperatura del ambiente y del sustrato

Para el enraizamiento de las estacas de la mayoría de las especies son satisfactorios temperaturas ambiente diurnas de unos 21° a 27 °C, con temperaturas nocturnas de 15 °C. Además, a medida que la temperatura se incrementa (dentro de sus límites), las estacas metabolizan más rápido y enraízan, cabe agregar, que las temperaturas del aire en excesivo elevadas tienden a estimular el desarrollo de las yemas antes que el desarrollo de las

raíces e incrementar la pérdida de agua por las hojas; no obstante, se conoce que la temperatura ambiente óptima para el desarrollo de un cultivo es probablemente el mejor para el enraizamiento de estacas (HARTMANN y KESTER, 1997).

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (HARTMANN y KESTER, 1988). BOTTI (1999) señala que, la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 ºC, mientras HARTMANN y KESTER (1980) restringen el rango de 21 a 27 ºC. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 ºC (HARTMANN y KESTER, 1980; BOTTI, 1999).

Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28 ºC en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a entre 18 y 20 ºC. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (BOTTI, 1999). Pero no siempre existen los medios económicos para poder implementar camas calientes.

RAMOS (2000) en teca quien obtuvo 3.82 cm de longitud promedio de raíces, evaluado a los 21 días en 1000 mg kg^{-1} ANA + 1000 mg kg^{-1} AIB muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25y 28 ºC en los primeros 15a 20 días, para luego disminuirla a entre 18 y 20 ºC. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (BOTTI, 1999). Experiencias con otras especies tropicales

evidencian que la temperatura óptima del aire que favorecen al enraizamiento es de 20 a 25 °C, aunque temperaturas hasta 30 °C son aceptables siempre y cuando se mantenga una humedad relativa cercana al 95 % (LEAKEY y MESSEN, 1991).

2.5.4. Iluminación

Los efectos de la luz en el enraizamiento pueden deberse a: la intensidad (radiansa), fotoperiodo (longitud del día) y la cantidad de la luz, esos efectos pueden ser ejercidos ya sean en las plantas madres de las que se toma el material o en las estacas mismas, durante el proceso de enraizamiento (HARTMAN y KESTER, 1991).

En todas las fases de crecimiento y desarrollo de las planta, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis, en el enraizamiento de estacas; los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces.

2.5.5. Sustrato

Según HARTMAN y KESTER (1991), el sustrato o medio de enraizar tiene tres funciones:

- Mantener a las estacas en su lugar durante el periodo de enraizamiento.
- Proporcionar humedad a las estacas.

- Permitir la penetración del aire a la base de la estaca.

Para alcanzar sus funciones el sustrato utilizado debe ser: de peso liviano, de buena porosidad, bien drenado; pero con buena capacidad de retención de humedad, ligeramente ácido y con buena capacidad de intercambio de cationes, capaz de mantener un volumen constante tanto cuando esta húmedo o seco y; estar libre de organismos patógenos (HARTMAN y KESTER, 1991).

2.5.6. Luz

En todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis. En el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces.

Los efectos en él pueden deberse a la intensidad (radiancia), al fotoperiodo (longitud del día) y a la calidad de luz. Estos efectos pueden ser ejercidos ya sea en las plantas madres de las que se toma el material o en las estacas mismas durante el proceso de enraizamiento (DIRR y HEUSER, 1987; HARTMANN y KESTER, 1988). La duración y la intensidad de la luz son factores que deben ser considerados, ya que son fundamentales en la producción de hormonas o auxinas y en la fotosíntesis, básicamente en la formación de carbohidratos, y por lo tanto necesaria para la iniciación y formación de raíces y yemas en las estacas (HARTMANN y KESTER, 1980; MACDONALD, 1986). En algunas especies el mayor porcentaje de

enraizamiento se obtiene con fotoperiodos largos y de iluminación continua (HARTMANN y KESTER, 1988).

2.5.7. Tratamientos aplicados a las estacas

2.5.7.1. Aplicación de reguladores de crecimiento (hormonas sintéticas)

Las hormonas vegetales llamadas auxinas, fabricadas por las plantas, intervienen en la formación de las raíces de las estaquillas. A través del tiempo se ha logrado sintetizar compuestos capaces de estimular (inducir) o de acelerar esta formación (WELLS, 1979; MACDONALD, 1986; CUISANCE, 1988; HARTMANN y KESTER, 1988).

Para PRYESTLEY y SINGLE (1929), la formación de callos no necesariamente precede a la de raíces, como queda de manifiesto en la aplicación de hormona 500 mg L^{-1}. Sin embargo, el 100 % de las estacas que formaron callos desarrollan raíces a partir de este, lo que difiere de la respuesta obtenida en *Berberidopsis corallina*, la cual, bajo las mismas condiciones de ensayo, solo forma raíces a partir del tallo.

2.5.7.2. Los productos más utilizados para favorecer el enraizamiento

En estacas son las auxinas sintéticas o ácidos orgánicos, tales como el ácido indolbutírico (IBA), el ácido naftalenacético (ANA) y en un menor grado el ácido indolacético (AIA). En razón a su actividad fisiológica se le ha

dado el nombre de hormonas auxinas de síntesis, por analogía con las hormonas naturales, pero es preferible designarlas con el nombre de sustancias reguladoras de crecimiento (CUISANCE, 1988; HARTMANN y KESTER, 1988; BOTTI, 1999).

A menudo, las mezclas de sustancias estimuladoras del enraizamiento son más efectivas que cualquiera de sus componentes aislados. Por ejemplo, cuando en cierto número de especies muy diferentes se usó una mezcla de partes iguales de ácido indolbutírico y ácido naftalenacético, se encontró que inducía un mayor porcentaje de enraizamiento en las estacas y la producción de más raíces por estaca que cada material por separado (HARTMANN y KESTER, 1988).

Para uso general en el enraizamiento de estacas de tallo de la mayoría de las especies de plantas es muy recomendado el ácido Indolbutírico y en otras ocasiones el ácido naftalenacético. Para determinar cuál regulador tiene mejores resultados y en que concentración óptima influye en el enraizamiento de una especie, es necesario realizar pruebas empíricas (HARTMANN y KESTER, 1988; BOTTI, 1999).

2.5.7.3. Fungicidas

La iniciación de raíces adventicias seguida por la supervivencia de las estacas enraizadas constituye dos fases diferentes. Con frecuencia las estacas forman raíces pero no sobreviven mucho tiempo. Durante el enraizamiento y el período siguiente, las estacas están expuestas a ataques de

diversos microorganismos. Los tratamientos con fungicidas prestan cierta protección y conducen tanto a una mayor supervivencia como a una mejor calidad de raíces (HARTMANN y KESTER, 1988).

Normalmente el material utilizado para la propagación de plantas presenta algún grado de contaminación, especialmente con hongos. Por ello es indispensable desinfectar las estacas antes del tratamiento con reguladores de crecimiento (BOTTI, 1999). Pueden usarse de manera independiente o mezclada. La mezcla de fungicidas más recomendable, ya que controla una amplia gama de hongos, es Benomyl 5 % (Benlate) y Captan (25 %) (MACDONALD, 1986; HARTMANN y KESTER, 1988; BOTTI, 1999).

2.6. Reguladores del crecimiento

Los reguladores del crecimiento de las plantas(fitoreguladores), son aquellas sustancias que, en muy pequeña cantidad, afectan el desarrollo de las plantas. Los principales reguladores del crecimiento en plantas son las fitohormonas u hormonas vegetales; las hormonas vegetales son pequeñas moléculas químicas que afectan el desarrollo y crecimiento de los vegetales a muy bajas concentraciones, son sintetizados por las plantas; en las plantas solo 5 tipos de sustancias se reconocen oficialmente como hormonas vegetales: Auxinas, citoquininas, giberelinas, ácido abscísico y etileno, otras sustancias que eventualmente pueden clasificarse como fitohormonas son: Brasinosteroides, ácido salicílico, jasmonatos sistemina, poliaminas, óxido nítrico y péptidos (GARCÍA, 2002).

2.6.1. La hormona atraviesa la membrana celular de la célula diana y alcanza el citoplasma

Allí se une a una molécula adecuada (receptor) y forma un complejo hormona-receptor. A partir de aquí, el complejo puede disociarse o pueden entrar en el núcleo como tal y afectar a la síntesis de los ARNm. Esta afecta sobre la transducción es lo que produce la respuesta fisiológica.

2.6.2. La hormona se reúne a un receptor de membrana en la célula diana

La unión hormona-receptor produce en este último un cambio conformacional que conduce a una cascada interna de reacciones citoplasmáticas que pueden producir efectos muy variados: nuevas actividades enzimáticas, modificación de procesos metabólicos, inducción de síntesis de ARNm, etc.

2.6.3. Giberelinas

Las giberelinas representan un grupo de diterpenoides acídicos encontrados en angiospermas, gimnospermas, helechos, algas y hongos; sin embargo, no parecen estar presentes en bacterias.

Se han aislado más de 68 giberelinas libres y 16 conjugadas, muchas de las cuales representan intermediarios en la ruta sintética y carecen de actividad hormonal (LOZANO, s/d).

Cuadro 1. Descripción de las hormonas vegetales (fitohormonas).

Hormonas vegetales	Auxinas	Meristemos de yemas apicales. Embriones de semillas, hojas jóvenes.	Estimula la elongación de los tallos. Dominancia apical. Fototropismo y geotropismo.
	Citoquininas	Sintetizadas en raíces y transportada a otros órganos.	Estimula la división celular. Invierte la dominancia apical. Crecimiento del tallo. Retraso de la senescencia foliar.
	Giberelinas	Yemas apicales y raíces (meristemos), hojas jóvenes, embriones.	Estimulan la floración en plantas de día largo y en bienales. Elongación del brote. Regula la producción de enzimas hidrolíticas en semillas.
	Etileno	Frutos en maduración. Nudos de tallos. Hojas y flores senescentes.	Estimula la maduración de los frutos (especialmente los climatéricos). Induce senescencia en hojas y flores, así como la abscisión.
	Ácido abscísico	Hojas, tallos y frutos verdes.	Cierre de estomas. Abscisión y latencia.

Fuente: GARCÍA (2002).

2.6.3.1. Ácido giberélico (GA_3)

Nombre comercial: Ácido giberélico; sustancia activa: Giberelina (GA_3) los mecanismos de acción del AG_3, puede provocar cambios a nivel genético que estimula a su vez la síntesis enzimática en las células, así también provoca la estimulación de la síntesis de ARN en las capas de aleurona. Una de las teorías sostiene que el ácido giberélico tiene relación con

la síntesis del ARN mensajero dirigido por ADN en el núcleo. En la actualidad se cree que el ácido giberélico modifica el ARN producido en los núcleos y así puede este ejercer su control sobre la expansión celular, así como sobre otras actividades de crecimiento y desarrollo vegetal. El ácido giberélico puede provocar la expansión celular, mediante la inducción de enzimas que debilitan las paredes celulares. Con frecuencia el ácido giberélico incrementa el contenido de Auxinas, transportándolas a su lugar de acción (LUDEÑA, 2012).

El ácido giberélico (GA_3) estimula la germinación en ciertas especies de semillas latentes, aumenta la velocidad de germinación, estimula el crecimiento de las plántulas y supera el enanismo de los epicótilos latentes. Este último efecto puede ser transitorio y producir en crecimiento anormal de la plántula (LUDEÑA, 2012).

2.6.3.2. Efectos fisiológicos producidos por las giberelinas

Según LUDEÑA (2012), los efectos fisiológicos de las giberelinas son las siguientes:

- Inducción del alargamiento de entrenudos en tallos al estimular la división y la elongación celular.
- Sustitución de las necesidades de frío o de día largo requeridas por muchas especies para la floración.
- Inducción de la partenocarpia en algunas especies frutales.
- Pueden retrasar la senescencia en hojas y frutos de cítricos.

- Eliminación de la dormición que presentan las yemas y semillas de numerosas especies.
- Estimulan la producción de α -amilasa durante la germinación de los granos de cereales.

2.6.3.3. Las Giberelinas y la inducción de la germinación en las semillas

Las semillas en su mayoría precisan un período de letargo antes de que puedan germinar. En determinadas plantas el letargo sólo puede ser interrumpido por la acción del frío o la luz. Específicamente, las giberelinas aumentan la elongación celular, haciendo posible que las raíces puedan atravesar la cubierta de la semilla. Este efecto de las giberelinas tiene, al menos, una aplicación práctica el ácido giberélico acelera la germinación de las semillas y por ello asegura uniformidad en la producción. Algunos autores coinciden en que el ácido giberélico puede sustituir en forma parcial o completa los requerimientos de luz en las semillas Entre los tratamientos físicos más utilizados se encuentra el preenfriamiento, para lo cual las semillas deben de estar embebidas en agua para reproducir las condiciones a las que estarían expuestas en el campo (LUDEÑA, 2012).

2.6.4. Auxinas

El nombre auxina significa en griego "crecer" y es dado a un grupo de compuestos que estimulan la elongación. Es miembro del grupo de hormonas vegetales; son sustancias naturales que del grupo de hormonas

vegetales; son sustancias naturales que regulan muchos aspectos del desarrollo vegetal (MARTÍN, 2009).

La auxina se produce en los ápices de los coleóptilos de las gramíneas y en los meristemos apicales de los tallos de las gramíneas y en los meristemos apicales de los tallos y, en menor proporción, en las raíces. También se encuentra en los embriones, en cantidades notables, y en las hojas y jóvenes, flores y frutos (MARTÍN, 2009).

2.7. Antecedentes sobre efectos de fitohormonas en la propagación vegetativa de *Tectona grandis* L. f."teca", y en otras especies

Se evaluó en las plantas de *Liatris spicata* "callilepsis", el efecto de 4 dosis de Ácido Giberílico (0, 100, 200 y 500 ppm) por inmersión y cultivados en épocas de lluvias. La inmersión de los cormos en AG se realizó durante 20 minutos en la misma solución donde se aplicaron fungicidas (captan sulfato de cobre y vitanax) de los cuales obtuvo los siguientes resultados (LOZANO, s/d):

Cuadro 2. Valores promedios al momento de la cosecha para grosor del tallo observados en plantas de *Liatris spicata*. "callilepsis"

Tratamiento (ppm de AG)	Grosor del tallo (mm)
0	4.81 A
100	4.54 AB
200	4.35 B
500	4.29 B

Fuente: LOZANO (s/d).

Se evaluó en las plantas de *Cedrelinga cateniformis* "tornillo", Castillo (1983), citado por PALOMINO y BARRA (2003), logró 20 % de enraizamiento utilizando la hormona AIB (Seradix-3) en polvo, ambiente con sombra de 70 % y humedad relativa entre 90 a 100 %, usando estacas leñosas de 25 cm y 3 a 5 cm de diámetro.

SOUDRE *et al*. (2008) obtuvieron 70 % de enraizamiento, a 40 días de instalar secciones medias de estacas juveniles, un foliolo de 30 cm^2 y con 4000 ppm de AIB, con sustrato arena fina en cámara de subirrigación, pueden obtenerse hasta 4 raíces, de 1.1 de longitud promedio. La juvenilidad del material es un factor clave en el aumento considerable del enraizamiento de estacas de tornillo.

SOUDRE *et al*. (2008) Lograron optimizar el proceso hasta obtener un 93 % de enraizamiento, a los 25 días de instalado, usando las partes apicales y medias de estacas muy juveniles (estaquillas) obtenidas de brotes de 30 días de edad, de 7 cm de longitud de estaca, 8 pares de foliolos (50 cm^2) y 3000 ppm de AIB en la base de cada estaca, empleando sustrato de arena gruesa en la cámara de subirrigación.

Se realizó una investigación en Iquitos - Perú, sobre "efectos de las fitohormonas en la germinación y crecimiento de las de las especies *Cedrela odorata* "cedro" y *Simaruoba amara* "marupa". Se usó dos tratamientos con 05 % y 1 % de concentración de fitohormonas, de los cuales la especie de cedro (*Cedrela odorata*) presentó un buen comportamiento en el tratamiento A_2B_2 el que utilizó el 1 % de concentración de fihohormona en la siembra inicial con

plantación definitiva y mientas que la especie de marupa (*Simaruba amara*) de la presentó buen comportamiento en el tratamiento A_1B_2 que utilizó el 0.5 % concentración de fihohormona en la siembra inicial con plantación definitiva (ESCOBAR, 2009).

Tratamiento de las estaquillas con auxinas

La mayor parte de las estaquillas pueden ser tratadas con auxinas reguladoras del crecimiento como: Ácido Indolbutyrico (IBA) y Naptalenacético (NAA), la Giberalina y la knetina, son importantes sustancias que estimula la producción de raíces en las estaquillas: dosis de: 100 mgr / litro de agua de (IBA) 200 mgr / litro de agua de (NAA) son suficientes para lograr la brotación.

2.8. Descripción dendrológica de la *Tectona grandis* L. f. "teca".

2.8.1. *Tectona grandis* L. f. "Teca".

La *Tectona grandis* L. f. "teca", es una de las especies forestales mejor conocidas del mundo tropical. Su madera es extremadamente valiosa, alcanza precios superiores al doble de los de la caoba (*Swietenia macrophylla* King). En condiciones apropiadas su crecimiento puede ser excelente constituyéndose en una de las especies que probablemente tendrá una figuración prominente en el futuro de los programas de plantaciones. La teca ha sido introducida en varias islas del Caribe, las primeras plantaciones datan desde hace 70 años, y su origen parece haber sido de India y Birmania (SARANGO, 2011).

Esta especie es de crecimiento rápido crece normalmente en áreas cuya precipitación varía entre 1500 a 2500 mm, a veces 1300 a 1800 mm, con un periodo seco superior a 3 meses. Estas experiencias obtenidas en ensayos realizados demostraron que colocando las semillas en una cama de vivero durante 10 días y procediendo luego a tratarlas con agua natural renovable a la temperatura natural durante 48 horas y posteriormente a sembrarla en las plantabandas, se obtuvo un 70 % de germinación en un tiempo de hasta 30 días; los frutos de la teca contienen cada uno hasta 4 semillas y son sembrados en las platabandas a intervalos de 15 x 15 cm y a una profundidad de 2 cm. Siendo aconsejable a una profundidad ligeramente mayor al diámetro de la semilla (SARANGO, 2011).

Con la finalidad de conseguir plantas uniformes de aproximadamente 60 cm de alto, capaz de producir un material vegetativo que garantice la plantación, es necesario realizar podas. Por lo general, las plantas que germinan primero, crecen con rapidez dificultando el desarrollo de las que germinan posteriormente (SARANGO, 2011).

2.8.2. Origen

Según CHAVES y FONSECA (1991), la *Tectona grandis* L. f. ”teca”, es inicialmente originario de las Indias Orientales, específicas en la India, Malasia, y Myanmar, entre otras regiones del Sureste de Asia; en la actualidad existen plantaciones en muchos países de América como el Salvador, Costa Rica, Panamá, Ecuador, Perú y Brasil.

2.8.3. Clasificación taxonómica

Según GONZÁLES *et al*. (2004) la clasifican taxonómica de la teca (*Tectona grandis* L. f.) es la siguiente:

Reino	: Plantae
División	: Agiospermae
Clase	: Dicotyledoneae
Familia	: VERBENACEAE
Orden	: Lamiales
Género	: *Tectona*
Especie	: *T. grandis.*
Nombre binomial	: *Tectona grandis* L. f.

2.8.4. Descripción botánica

La teca es un árbol de hoja caduca de gran tamaño con una copa redondeada presenta un fuste recto cilíndrico alto y limpio de más de 25 m. A menudo, en la base del árbol aparecen contrafuertes (ensanchamientos en la base producidos por una hinchazón exagerada de las raíces) y a veces es acanalado (presenta depresiones y abultamientos irregulares en el fuste). Las hojas son elípticas u aovadas y de una longitud de 30 cm a 60 cm, son opuestas, grandes, de 11 a 85 cm de largo y de 6 a 50 cm de ancho, con pecíolos gruesos, limbos membranáceos o subcoriáceos, nervios prominentes en ambas caras. Inflorescencia en panículas erectas terminales de 40 cm hasta 1.0 m de largo. Pedicelos de 1 a 4 mm de largo. Brácteas grandes foliáceas.

Bractéolas numerosas, lineal-lanceoladas. Flores de cáliz campanulado, color amarillo verdoso, estilo blanco amarillento, más o menos pubescente con pelos ramificados, estigma blanco amarillento bífido. Ovario ovado o cónico, densamente pubescente, con cuatro celdas (CHAVES y FONSECA, 1991).

El fruto es subgloboso, más o menos tetrágono, aplanado; exocarpo delgado, algo carnoso cuando fresco y tomentoso; endocarpo grueso, óseo, corrugado con cuatro celdas que encierran generalmente una o dos semillas de 5 mm de largo. La semilla de algunas procedencias presenta una latencia pronunciada, en estos casos el almacenamiento durante un año, mejora con frecuencia el porcentaje de germinación. Es conveniente secar la semilla y almacenarla en sacos que cuelguen en lugares ventilados, si a la semilla se le da un buen manejo el porcentaje de germinación puede mantenerse entre 25 y 50 %. Generalmente se requieren tratamientos de escarificación para mejorar el porcentaje de germinación.

2.8.5. Multiplicación

En área de Centroamérica, por ejemplo, inicia la floración entre los cinco y los ocho años, a partir de esta fecha comienzan a producir semilla fértil, la cual generalmente presenta latencia, por lo que requiere de tratamientos de escarificación. Es una especie muy resistente a plagas y enfermedades. Por su importancia se han realizado múltiples estudios de mejoramiento genético (CHAVES y FONSECA, 1991).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

La investigación se realizó en el vivero forestal de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional Agraria de Selva (UNAS); ubicado políticamente en el distrito Rupa Rupa, provincia Leoncio Prado, región Huánuco, en las coordenadas UTM 390241 m Este y 8970842 m Norte, siendo la ejecución comprendida en el periodo entre los meses desde abril hasta noviembre del año 2015.

3.1.1. Ubicación geográfica

Geográficamente el trabajo de investigación se sitúo en la latitud 09° 09´ 00" Sur, longitud 75° 57´ 00" Oeste y está a una altitud de 660 msnm.

3.1.2. Zona de vida

De acuerdo a la clasificación ecológica de las zonas de vida o formaciones vegetales del mundo de HOLDRIDGE (1987), Tingo María se encuentra ubicado en la formación vegetal del bosque muy húmedo Pre Montano, Tropical (bmh-PT) y de acuerdo a las regiones naturales del Perú según la tesis de Javier Pulgar Vidal, dicho ámbito se encuentra en la selva alta o Rupa Rupa.

3.1.3. Clima

Las condiciones climáticas son de temperatura máxima de 29.4 ºC, mínima de 19.2 ºC, y media de 24.3 ºC, precipitación promedio anual de 3,300 mm, humedad relativa de 87 % y altitud de 660 msnm.

3.2. Materiales

3.2.1. Material biológico

- Estacas de *Tectona grandis* L. f. “teca”, con una longitud de 25 cm, procedente de la ciudad Tingo María.

3.2.2. Materiales de campo

- Plástico transparente.
- Tachuelas.
- Wincha de 5 m.
- Regla de 30 cm.
- Libreta de apuntes.
- Recipientes grandes.
- Regadera.
- Recipiente de litro.
- Balde.
- Jeringa.

3.2.3. Herramientas

- Tijera telescópica.
- Machete.
- Repicadores.
- Pala cuchara.

3.2.4. Equipos

- GPS para georreferenciar el lugar.
- Cámara fotográfica.
- Computadora.
- Termohigrómetro.

3.2.5. Insumos

- 1 litro de fitohormonas (TRIGGRR).
- Sustratos de tierra agrícola, aserrín y arena (relación 3-2-1).
- Fungicida Cupravit.

3.3. Metodología

3.3.1. Factores en estudio

Nivel: Dosis de fitohormona

- N_1: 0 ml
- N_2: 35 ml
- N_3: 70 ml
- N_4: 140 ml
- N_5: 210 ml

3.3.2. Aspectos estadísticos

3.3.2.1. Tratamientos en estudio

Se ha considerado como tratamiento en estudio a los cinco niveles del factor fitohormonas trihormonal, las cuales fueron aplicadas a 96 estacas de la especie forestal *Tectona grandis* L. f. “teca”, (Cuadro 3).

Cuadro 3. Tratamientos de estudio considerando diferentes dosis de fitohormona trihormonal (TRIGGRR).

Tratamiento	Descripción	Cantidad de estacas
T_0	0 ml	96
T_3	35 ml	96
T_2	70 ml	96
T_1	140 ml	96
T_4	210 ml	96

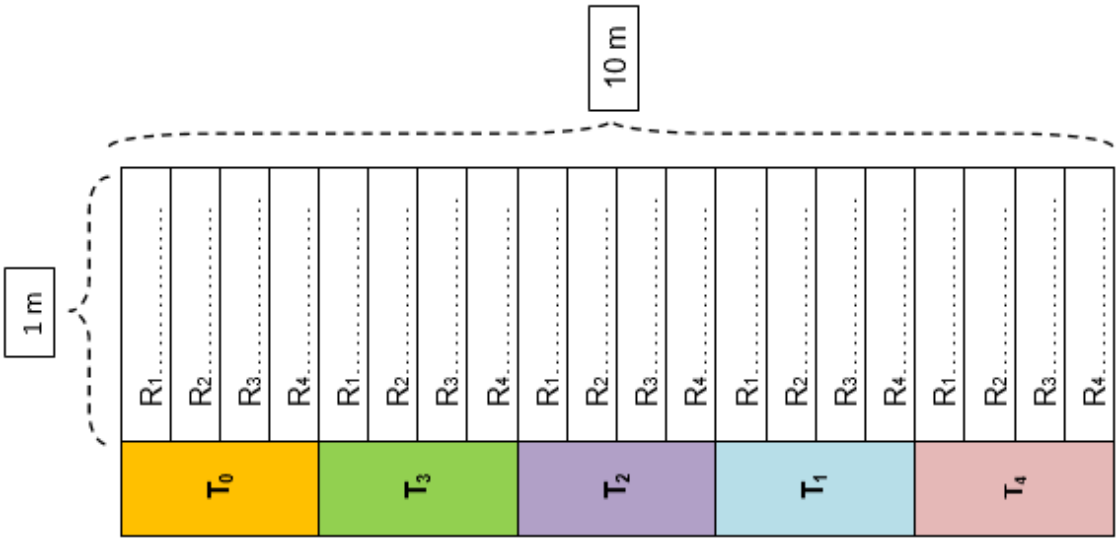

Figura 1. Distribución de los tratamientos en la cama del vivero.

3.3.2.2. Diseño experimental

El diseño que se usó fue el Completo al Azar (DCA) con cinco (05) tratamientos y cuatro (04) repeticiones; y cada repetición estuvo constituido por 24 estacas (sub unidad experimental), la cual estaba distribuido de manera aleatoria (PADRON, 1996).

Cuadro 4. Estructura del experimento bajo Diseño Completo al Azar.

Descripción	Cantidad
Unidad experimental de las estacas	20
Tratamientos	5
Repeticiones	4
Cantidad de estacas/repetición	24

Cuadro 5. Estructura de los efectos en un experimento bajo Diseño Completo al Azar.

Tratamientos	Repeticiones					$Y_{i.}$
	1	2	3	4	R	
1	Y_{11}	Y_{12}	Y_{12}	. . .	Y_{1r}	Y_{1} .
2	Y_{21}	Y_{22}	Y_{23}	. . .	Y_{2r}	Y_{2} .
3	Y_{31}	Y_{32}	Y_{33}	. . .	Y_{3r}	Y_{3} .
.	.	.	.	. . .	.	.
.	.	.	.	. . .	.	.
R	Y_{t1}	Y_{t2}	Y_{t3}	. . .	Y_{tr}	$Y_{..}$

Fuente: PADRON (1996).

3.3.2.3. Modelo aditivo lineal

El modelo aditivo lineal para el diseño completamente al azar fue:

$$Y_{ij} = m + Ti + \varepsilon_{ij}$$

Para

i = 1, 2, 3,…..... T tratamientos

j = 1, 2, 3,..... r repeticiones

Donde:

Y_{ij} = Variable respuesta de la ij-esima unidad experimental.

m = Es la media general del experimento.

T_i = Efecto del i – ésimo tratamiento.

ε_{ij} = Efecto del error experimental asociado a la i-ésima unidad experimental.

3.3.2.4. Análisis estadístico

Los datos obtenidos se analizaron bajo un diseño completamente al azar (DCA). Para la comparación de la diferencia entre promedio de los datos obtenidos se utilizó la prueba de Tukey con un nivel de significancia del 95 %.

Cuadro 6. Esquema del análisis de varianza para la prueba estadística.

FV	GL	SC	CM	FC
Tratamiento	(t – 1) = 4	SCtrat	CM_{trat}	$\frac{CMtrat}{CMe}$
Error experimental	t(r-1) = 15	SC_e	CM_e	
Total	tr-1 = 19	SC_{total}		

Fuente: PADRON (1996).

Se trabajó a un nivel de significancia de a = 0.05. Si Sig < 0.05 los tratamientos tienen promedios diferentes a un nivel de significación de 0.05 y es ** significante. Si Sig > 0.05 los tratamientos tienen promedios iguales estadísticamente a un nivel de significancia de 0.05 y no es significante.

3.3.2.5. Variables de medición

Las evaluaciones se registraron cada mes, por un periodo de 7 meses luego de haber realizado la propagación y así se determinó el comportamiento de las estacas según su tratamiento.

Variable dependiente

- Número de brotes o yemas de las estacas
- Prendimiento de las estacas
- Número de raíces adventicias por cada estaca
- Longitud de raíces adventicias en promedio

Variable independiente

- Fitohormonas trihormonal (TRIGGRR).

Variable Interveniente

- Luz
- Humedad

3.3.3. Actividades que se realizó para la ejecución de proyecto de tesis

3.3.3.1. Preparación de la cama de propagación

Una vez limpia el lugar se procedió a la elaboración de la estructura de la cama de propagación la cual se realizó en el vivero forestal, se llevó los

materiales necesarios para poder construir, en este caso se utilizó madera. La estructura de la cama de propagación fue de las siguiente medidas alto 80 cm, ancho 1.20 m y largo 10 metros.

Posteriormente, se forró alrededor de la estructura de la cama de propagación sellándola completamente con plástico transparente, sujetando la superficie con ayuda de pequeñas tachuelas, de manera que este permanezca bien cerrado evitando el paso de las lluvias y otros factores externos.

3.3.3.2. Preparación de sustrato y llenado en la cama de propagación

Se utilizó 4 carretillas de tierra negra la cual fue tomada del mismo vivero forestal, así como también se utilizó 6 sacos de aserrín descompuesto.

Una vez obtenidos todos estos elementos se procedió a mezclarlos en la cama de propagación en el orden correspondiente ayudándose con un rastrillo para nivelar el terreno eliminando residuos de madera y piedras. Estos sustratos fueron desinfectados con el fungida Cupravit, se utilizó 15 gramos de Cupravit en 5 litros de agua humedeciéndolo completamente por 24 horas antes de ser colocados las estacas.

3.3.3.3. Selección y localización de árbol patrón

Se seleccionó el árbol que presentó mayor robustez, presento un fuste bifurcado alto, copa grande con diversas ramas, con una altura total de 15 metros, altura comercial de 8 metros, se encontró en proceso de floración este

árbol se ubicó dentro de la plantación de *Tectona grandis* L. f.”teca”, localizado detrás de las instalaciones del ex comedor universitario de la UNAS.

3.3.3.4. Colección de las estacas

Para la colecta de las estacas se utilizó una tijera telescópica, se extrajo estacas de las ramas situadas en la parte media del árbol, esta colecta se realizó en las primeras horas de la mañana con la finalidad de que las estacas se mantengan húmedas, luego se trasladó al vivero forestal.

3.3.3.5. Preparación de las estacas

Una vez obtenidas las ramas se procedió a cortar con una tijera de podar debidamente desinfectada permitiendo obtener estacas con una longitud promedio de 25 cm. Posteriormente, se colocó en un envase con una solución de 5 litros de agua más 15 gramos de Cupravit por espacio de 15 minutos, sumergiéndolas totalmente para su desinfección, luego fueron retiradas para ser oreadas.

3.3.3.6. Aplicación de la dosis de fitohormonas

Una vez oreadas las estacas se procedió a sumergirlas en una solución (agua más fitohormona), en concentraciones de 5 ml, 10 ml, 20 ml y 30 ml, introduciendo la base de las estacas en sus respectivas concentraciones de fitohormonas por espacio de 1 hora y luego fueron plantadas rápidamente a la cama de propagación. Luego cada mes que iba pasando se volvía a aplicar la misma cantidad de hormona según la dosis correspondiente, mediante

aspersión alrededor de la estaca, el total de hormonas q se utilizó durante los 7 meses según los tratamientos fueron de 35 ml, 70 ml, 140 ml y 210 ml.

3.3.3.7. Instalación de las estacas en la cama de propagación

Cada estaca se colocó en hoyos de 5 cm de profundidad las cuales fueron presionadas manualmente con el sustrato que se preparó anteriormente, se tomó en cuenta la distribución de cada tratamiento, luego fueron regadas con la misma solución en las que estaba remojado las estacas, cada tratamiento con sus respectivas concentraciones.

Con el objetivo de poder reducir el porcentaje de radiación solar, disminuir el exceso de temperatura dentro de la cama de propagación y evitar el estrés de los brotes de las estacas se colocó hojas de palmera por encima de la cobertura de malla Raschel.

3.3.3.8. Actividades post establecimiento de estacas durante el periodo de enraizamiento

Se procedió a regar de manera diaria, con el fin de mantener una adecuada humedad dentro de la cama de propagación, de la misma manera se aplicó soluciones de fungicidas 1 vez por semana para prevenir infecciones por hongos, así mismo al pasar los días se hizo la limpieza correspondiente de la cama de propagación evitando el crecimiento de malezas. Cabe resaltar que para el enraizamiento de una estaca es necesario crear un ambiente de frio y calor al mismo tiempo para contribuir el desarrollo de la raíz por esa misma razón la cama de propagación se tuvo que mantener cerrada.

3.3.3.9. Toma de datos de temperatura y humedad de la cama de propagación

Se realizó el registro de los factores ambientales dentro de la cama de propagación utilizando un termohigrómetro para la temperatura y la humedad. Estos datos sirvieron como indicadores del ambiente que se concibió dentro de la cama de propagación en relación a su influencia en el enraizamiento de las estacas. Las condiciones ambientales en el interior de la cama de propagación fueron: temperatura 26.8 ºC y humedad relativa 65 %, estos datos fueron tomados en horas de la mañana aproximadamente 9:45 am.

3.3.3.10. Evaluación de las estacas

Las evaluaciones del efecto de fitohormonas sobre la propagación vegetativa de las estacas fueron realizadas después de 1, 2, 3,4 y 5 meses de haber sido sembradas, en la cual se evaluó el número de brotes, el número de hoja por estaca. Para el sexto y séptimo mes se evaluó la cantidad y longitud promedio de raíces adventicias de cada estaca por tratamiento en la cual se tomó todas las estacas del experimento como evaluación final, anotándose en un formato, según las concentraciones de las fitohormonas.

3.3.4. Variables evaluadas

3.3.4.1. Número de brotes de las estacas

Se realizó el conteo de brotes en base al total de unidades experimentales por tratamiento y por repetición.

3.3.4.2. Prendimiento de la estaca

Se realizó el conteo de plantas vivas. Este procedimiento se realizó por cada mes, desde el mes de junio hasta el mes de noviembre.

3.3.4.3. Número de hojas

Se realizó el conteo de hojas por cada estaca, este procedimiento se realizó durante el primer mes de evaluación hasta la etapa final del proyecto.

3.3.4.4. Número de raíces adventicias por cada estaca

Se procedió a contar el número de raíces adventicias por cada estaca, en base al total de unidades experimentales por tratamiento y por repetición.

Para la evaluación del número y longitud de raíces adventicias se realizó a partir de los dos últimos meses para finalizar el proyecto de investigación en el periodo octubre y noviembre.

3.3.4.5. Longitud de raíz adventicia en promedio

Este procedimiento consistió en medir la raíz más larga que presento las estacas de teca por cada tratamiento y repetición los cuales una vez anotadas en un formato se realizó la suma de todas estas raíces y se dividió entre el número total de estacas esto se realizó por cada mes. Durante los dos últimos meses, en el periodo octubre a noviembre.

3.3.5. Procesos de sistematización

Con los datos que se obtuvo en campo se procedió a la tabulación y procesamiento de los datos para su respectivo análisis estadístico empleando los programas Microsoft Excel y SPSS.

3.3.5.1. Para determinar las variables cuantitativas del crecimiento de los brotes de *Tectona grandis* L. f. "teca"

Se procedió a realizar el análisis estadístico en el SPSS para poder determinar en cuales de los tratamientos se obtuvo mejores resultados.

IV. RESULTADOS

4.1. Prendimiento y mortalidad de las estacas de *Tectona grandis* L. f. "teca".

El número de prendimiento de las estacas de *Tectona. grandis* L. f. "teca", fueron bajos en su mayoría a excepción de los tratamientos denominados T_4 y T_3 con un prendimiento de 49 % y 50 % de plantones respectivamente, el menor número de prendimiento fue del tratamiento T_2 con un total 20 estacas, se observa que el porcentaje de mortalidad al 100 % del total de plantas instaladas tiene un promedio de 64 % (Figura 2).

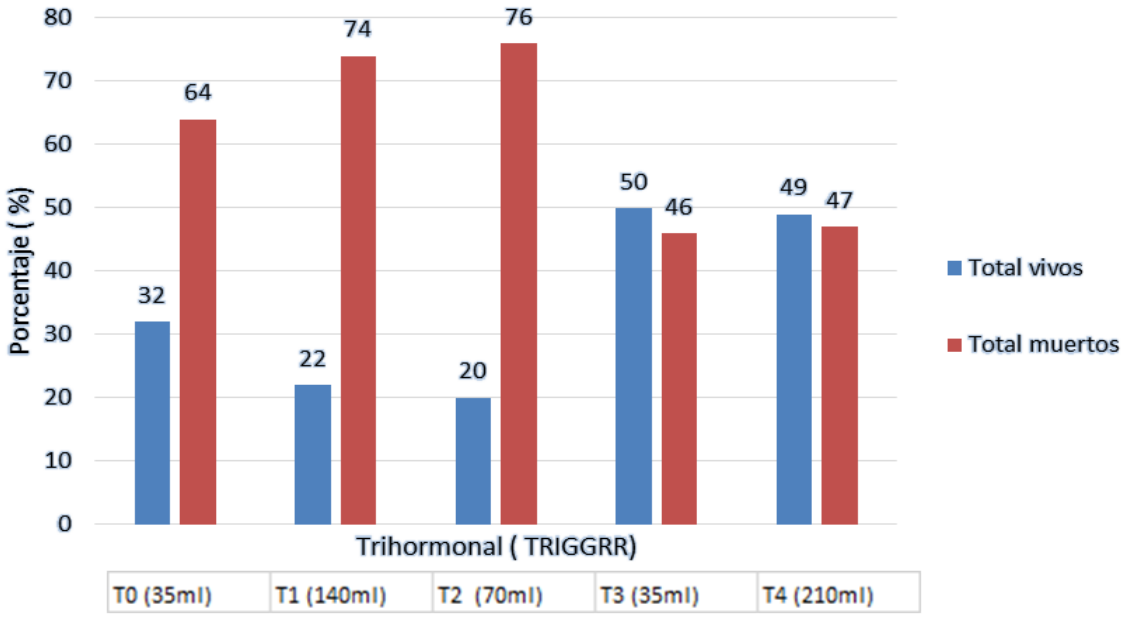

Figura 2. Prendimiento y mortalidad de las estacas de *T. grandis* L. f., utilizando la fitohormona trihormonal (TRIGGRR) a 7 meses de sembrado.

4.2. Variables cuantitativas de las estacas de la especie de *Tectona. grandis* L. f.”teca”.

4.2.1. Número de brotes

Después de los 7 meses de haberse realizado la instalación de las estacas en la cama de propagación, se realizó el análisis de varianza del número de brotes (Cuadro 7), observándose que la fitohormona trihormonal (TRIGGRR) influyó en el número de brotes de las estacas de *Tectona grandis* L. f. “teca”, presentando diferencias significativas; así como las dosis que se aplicó a cada tratamiento presentando diferencias significativas para esta variable.

Cuadro 7. ANVA para el número de brotes de *Tectona grandis* L. f. ”teca”, después de 7 meses de instalación.

FV	GL	SC	CM	F	P(sig)
Tratamiento	4	5797	1449	12.006	0.0001**
Error experimental	15	1811	121		
Total	19	7608			

CV = 20.6 %.

De la misma manera, se realizó la prueba de comparación de medias (Cuadro 8) con respecto a la dosis de la fitohormona trihormonal (TRIGGRR), con el propósito de poder determinar cuál de las dosis es la que obtuvo mejores resultados, existiendo diferencias significativas en cuanto al número de brotes, la cual fue superior en las estacas que fueron aplicadas 35 ml de fitohormonas trihormonal (T_3) re registró una media de 75.25 brotes.

Cuadro 8. Prueba Tukey para el número de brotes según las fitohormonas trihormonal (TRIGGRR).

OM	Tratamientos	Promedio	Agrupamiento		
1	T_3 (35 ml)	75.25	a		
2	T_4 (210 ml)	54.00		ab	
3	T_0 (0 ml)	38.50			b
4	T_2 (70 ml)	31.25			b
5	T_1 (140 ml)	30.00			b

Medias con una letra en común no son significativamente diferentes.

4.2.2. Número de hojas

A los 7 meses de haberse realizado la instalación de las estacas de *Tectona grandis* L. f.”teca”, en la cama de propagación, se realizó un análisis de varianza del número de hojas (Cuadro 9); observándose que la fitohormona trihormonal (TRIGGRR) influyó de manera significativa sobre el número de hojas.

Cuadro 9.ANVA para el número de hojas de *Tectona grandis* L. f. ”teca”

FV	GL	SC	CM	F	P(sig)
Tratamiento	4	57239	14309.8	9.44	0.0005**
Error experimental	15	22726	1515		
Total	19	79965			

CV: 19.6 %.

Según el ANVA se observa que existen diferencias significativas en el número de hojas, sin embargo no muestra cuál de los tratamientos fue el mejor y sus diferencias. Para determinar esto se realizó la prueba de comparación de medias (Tukey) mostrando que el tratamiento (T_3) presentó mayor número de hojas en promedio con 230.5 hojas, en comparación con el tratamiento (T_1) con 76.25 hojas por tratamiento (Cuadro 10).

Cuadro 10. Prueba Tukey para el número de hojas según la fitohormona trihormonal (TRIGGRR).

OM	Tratamientos	Promedio	Agrupamiento
1	T_3	230.50	a
2	T_0	129.75	ab
3	T_4	123.25	ab
4	T_2	94.25	b
5	T_1	76.25	b

Medias con una letra en común no son significativamente diferentes.

4.2.3. Número de callos

A los 7 meses de haberse instalado y evaluado las estacas de *Tectona grandis* L. f.”teca”, en la cama de propagación, se realizó el análisis de varianza para el número de callos formados, en donde no se encontró diferencias estadísticas significativas de los tratamientos utilizados (dosis de fitohormona trihormonal), en donde el p valor fue igual a 0.30 (Cuadro 11).

Cuadro 11. ANVA para el número de callos de *Tectona. grandis* L. f. ”teca”, después de 7 meses de instalación.

FV	GL	SC	CM	F	P (sig)
Tratamiento	4	8153	2038	1.34	0.300^{ns}
Error experimental	15	22780	1519		
Total	19	30933			

CV: 11.50 %.

Se realizó la prueba de comparación de medias (Tukey) con respecto a las dosis de la fitohormona trihormonal (TRIGGRR), el cual mostró que no existen diferencias significativas para el número de callos; en el análisis numérico, los resultados del tratamiento T_2 (10 ml) y T_3 (5 ml) alcanzaron mayores promedios (Cuadro 12).

Cuadro 12. Prueba Tukey para el número de callos según las dosis de fitohormonas trihormonal (TRIGGRR).

OM	Tratamientos	Promedio	Agrupamiento
1	T_3 (35 ml)	82.75	a
2	T_4 (210 ml)	65.50	a
3	T_1 (140 ml)	38.00	a
4	T_0 (0 ml)	34.50	a
5	T_2 (70 ml)	31.50	a

Medias con una letra en común no son significativamente diferentes.

4.2.4. Número de raíces

Se realizó el análisis de varianza para el número de raíces formados, a los 6 meses de haberse instalado y evaluado las estacas de *Tectona grandis* L. f. "teca", en la cama de propagación, no presentando diferencias significativas para el número de raíces.

El coeficiente de variación indica que los datos o resultados para la variable en mención fueron de excelente homogeneidad debido a que alcanzó un valor de 8.7 %.

Cuadro 13. ANVA del número de raíces de *Tectona. grandis* L. f. "teca", después de 7 meses de instalación.

FV	GL	SC	CM	F	P (sig)
Tratamiento	4	2902	726	0.48	0.751
Error experimental	15	22715	1514		
Total	19	25617			

CV: 8.7 %

Según la prueba de comparación de medias de Tukey, se determina que el tratamiento cuya nominación fue el T_3 a la que se le aplicó 35 ml de trihormonal (TRIGGRR), presentó numéricamente el mayor valor promedio referente a la cantidad de raíces, siendo dicho valor en 45.75 raíces, mientras que el menor valor se registró en el T_2 que solo alcanzó un valor promedio de 12.75 (Cuadro 14).

Cuadro 14. Prueba Tukey para el número de raíz según dosis de fitohormonas.

OM	Tratamientos	Promedio	Agrupamiento
1	T_3 (35 ml)	45.75	a
2	T_4 (210 ml)	37.00	a
3	T_1 (140 ml)	21.25	a
4	T_0 (0 ml)	20.75	a
5	T_2 (70 ml)	12.75	a

Medias con una letra en común no son significativamente diferentes.

El mayor número promedio de raíces fue obtenido de las estacas que utilizaron 35 ml de fitohormonas, con 46 estacas vivas, presentó un promedio de 45.75 raíces (Figura 3).

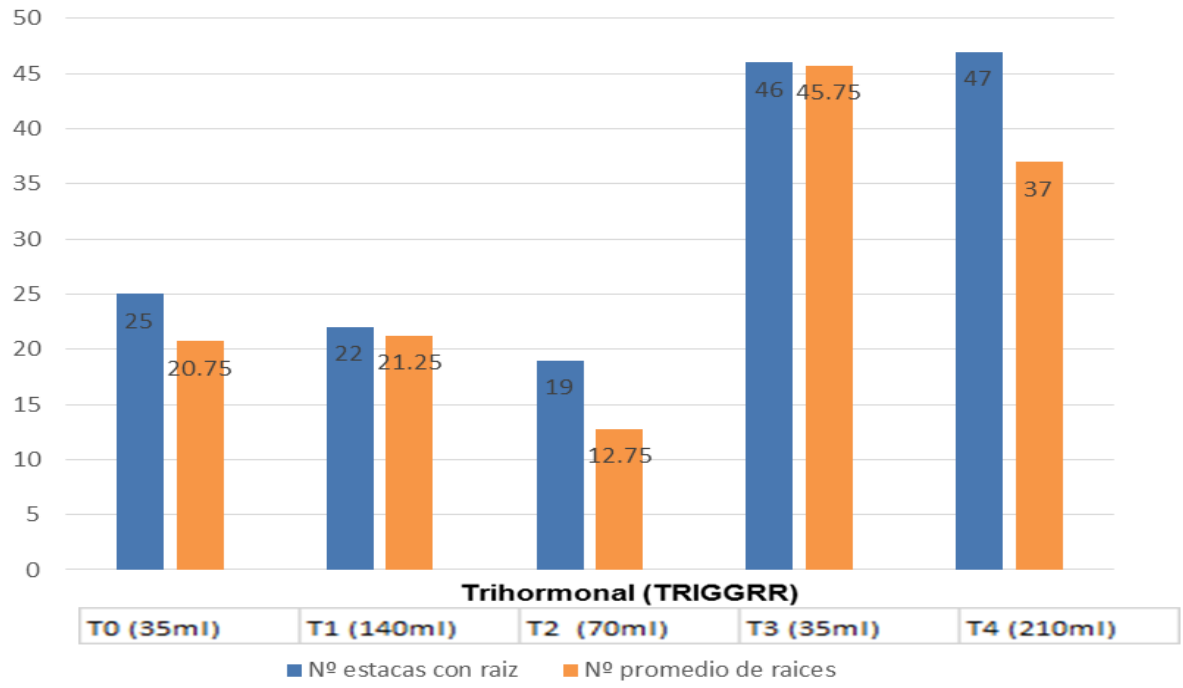

Figura 3. Promedio de raíces por cada tratamiento.

4.3. Número de estacas enraizadas y su longitud promedio

Las estacas de *Tectona. grandis* L. f. ”teca”, con mayor formación de raíces es el tratamiento T_3 a las cuales se le aplicó 35 ml de la fitohormona trihormonal (TRIGGRR), contando 46 estacas vivas con una longitud promedio de 2.24 cm, en comparación con las estacas en las que se utilizó 70 ml de la misma hormona en las que se obtuvo la mínima formación de raíces (Figura 4).

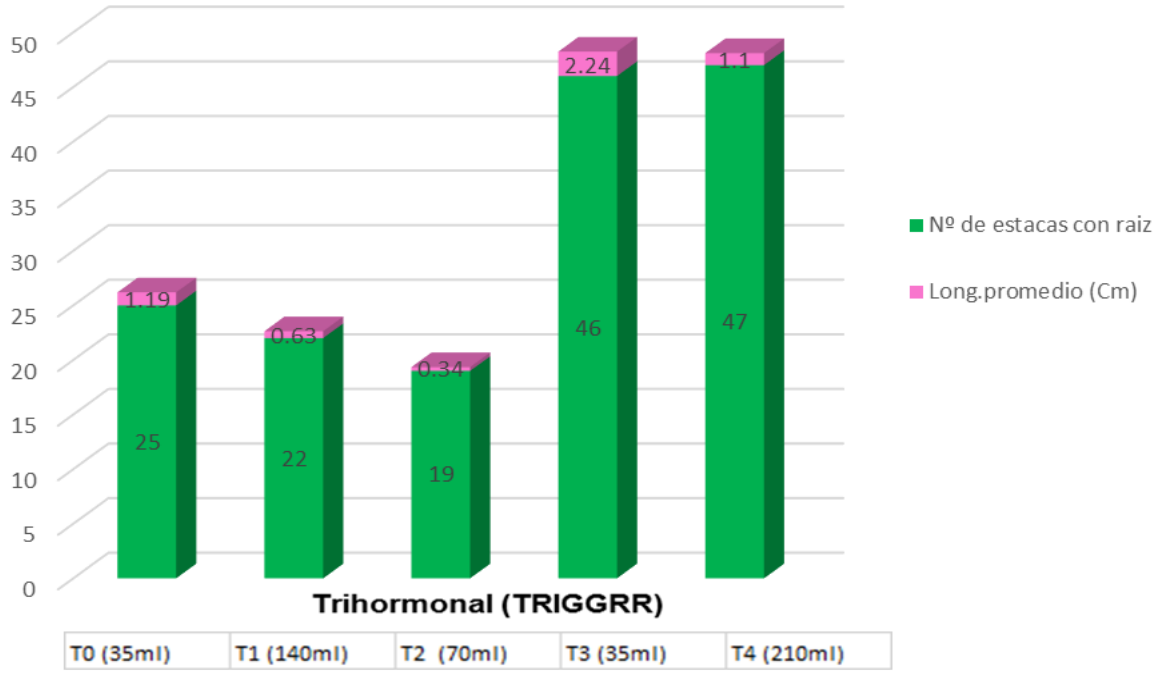

Figura 4. Número de estacas de *Tectona. grandis* L. f.”teca”, enraizadas tratamiento y longitud promedio.

V. DISCUSIÓN

5.1. Porcentaje de prendimiento y mortalidad de las estacas de *Tectona. grandis* L. f. ”teca”

El mayor porcentaje de prendimiento de las estacas de *Tectona grandis* L. f. ”teca” se obtuvo del tratamiento T_3 a las cuales se le aplicó una concentración de 35 ml de fitohormona trihormonal (TRIGGRR), presentando así 50 % de prendimiento.

Sin embargo el tratamiento T_2 en la cual se utilizó 70 ml de la misma fitohormona se observa el mayor porcentaje de mortalidad con 76 % (Figura 2).

En el caso de la concentración 210 ml de la fitohormona trihormonal (TRIGGRR) se obtuvo un porcentaje de prendimiento de 49 %, en las estacas de *Tectona grandis* L. f. ”teca” ,para la concentración de 0 ml, el prendimiento fue de 32 %, y para la concentración de 140ml el prendimiento fue de 22 %, lo que significa que el porcentaje de mortalidad en promedio fue de 320 % del total de las estacas utilizadas en las 5 concentraciones (0, 35, 70, 140 y 210 ml) de fitohormona trihormonal (TRIGGRR), en comparación con los resultados de MUÑOZ *et al*. (2009), reportan un porcentaje de enraizamiento de 74 al 100 % en estacas de *Tectona grandis* L. f. “teca”, provenientes de

plantas madre cuya edad fue de 1.2 y 63 años, dicho material fue tratado con AIB en una concentración de 1000 ppm. Sin embargo uno de los principales problemas en la propagación vegetativa por medio de estacas, es el grado de madurez que presenta la planta madre (orteto), pues a mayor madurez, se presentan reducciones en el porcentaje y velocidad del enraizamiento, en este proyecto el estado de madurez de la planta madre es de 15 a 20 años de edad lo que demuestra que los porcentajes de sobrevivencia es bajo debido a que las ramas que se cortaron las estacas se obtuvieron de la parte media del árbol ya que la altura de la planta madre fue considerablemente alto y dificultoso para obtener estacas que estén en contacto con la iluminación, debido a estos problemas se obtuvo bajos porcentajes de prendimiento de las estacas de *Tectona grandis* L. f. “teca”.

Este problema también se presentó ya que el lugar del tratamiento se encontró ubicado bajo la sombra de un árbol, lo cual dificulto el paso de la iluminación aumentado así el porcentaje de humedad lo cual provocó la aparición de hongos causando la muerte de las estacas.

CHONG *et al.* (1992), señala que la concentración de la auxina para promover el enraizamiento de las estacas puede variar entre especies.

Cabe resaltar que la especie de *Tectona grandis* L. f. “teca”, es una especie de madera dura, lo cual indica que las auxinas y otros fitorreguladores no se impregnan de manera adecuada dentro de las paredes celulares de las estacas lo que dificulta el desarrollo de raíces.

5.2. Variables cuantitativas de las estacas de la especie de *Tectona. grandis* L. f. "teca".

5.2.1. Número de brotes

El Cuadro 8 de la prueba de comparación de medias Tukey demostró que según las dosis de trihormonal (TRIGGRR) el mayor número de brotes se obtuvo del tratamiento T_3 con una concentración de 35 ml, con un promedio de 75.25 % por tratamiento, en comparación con el tratamiento T_0 con 38.50 %, y para el tratamiento T_4 con una concentración de 210 ml de fitohormonas se obtuvo 54.0 % existiendo diferencias significativas para el numero de brotes.

El número de brotes de las estacas de *Tectona grandis* L. f." teca", se vio afectada por el clima, la época de recolección de estacas y falta de luminosidad en los tratamientos, es importante mencionar que mientras la estaca no cuente con un adecuado sistema radicular no es deseable que se presente una brotación abundante, ya que esto provoca un desequilibrio entre fotosíntesis y transpiración y/o las sustancias nutricionales de la estaca son empleadas para la formación de nuevos brotes y no de raíces, produciendo la muerte eventual de la estaca.

Los efectos de la edad en estacas de *Taxus globosa* pudieron comprobarse también cuando esta tuvo efectos significativos en la capacidad de supervivencia, formación de brotes aéreos y enraizamiento en dos ensayos realizados con esta especie. En el primer ensayo se tuvo un 66.3 % en estacas

jóvenes mientras en estacas maduras solo se obtuvo un 17 %. Por su parte, en la segunda prueba se obtuvieron porcentajes de enraizamiento de 55.3 y 29.2 % en estacas jóvenes y maduras respectivamente probando con estos dos experimentos que para la propagación de *T. globosa* por medio de estacas, es importante utilizar material joven (MUÑOZ *et al*., 2009).

5.2.2. Número de hojas

Se realizó la prueba de comparación de medias Tukey con respecto a la dosis de fitohormonas trihormonal (TRIGGRR), existiendo diferencias significativas para el numero de hojas, mostrando que el tratamiento T_3 obtuvo en promedio de 230.5 hojas, para el tratamiento T_0 y T_4 no hubo diferencias significativas, el tratamiento T_2 con 94.25 hojas, mientras que el tratamiento T_1 obtuvo el menor número promedio de hojas con 76.25 (Cuadro 10).

La presencia de hojas en las estacas de *Tectona grandis* L. f. ”teca”, ha demostrado un papel esencial en el proceso de enraizamiento, debido a que presento mayor número de hojas por tanto la estaca tuvo mayor probabilidad de enraizar esto dependió de las condiciones climáticas en las que estaba expuesto. HARTMANN y KESTER (1995) menciona que, la presencia de hojas ejerce una influencia estimulante sobre la iniciación de raíces, debido a que son transportados desde ella hasta la base de la estaca auxinas y carbohidratos

BRAUDEAU (1981) menciona que una estaca juvenil sin hojas no puede arraigar. Una estaca que pierde sus hojas en el transcurso del arraigue está igualmente condenada, pues aunque esté empezando a emitir raíces, no podrá desarrollarse. Es necesario una superficie foliar mínima para asegurar la fotosíntesis precisada para satisfacer las necesidades correspondientes al desarrollo del sistema radical y a la vida de la estaca.

En la investigación, las estacas de *Tectona grandis* L. f. “teca” que se puso a propagar se percibió que a media q pasaba el tiempo las estacas perdían hojas, las cuales luego difícilmente emitían nuevos brotes o yemas dificultando el desarrollo de raíces y por ende la sobrevivencia.

5.2.3. Número de callos

El análisis de varianza para el porcentaje de callosidad (Cuadro 11), no detectó diferencias significativas para el número de callos. La prueba de comparación de medias Tukey (Cuadro 12), muestra que las dosis de la hormona trihormonal (TRIGGRR) no presento diferencias significativas entre los promedios obtenidos.

Para PRYESTLEY y SINGLE (1929), la formación de callos no necesariamente precede a la de raíces, como queda de manifiesto en la aplicación de hormona 500 mg L^{-1}. Sin embargo, el 100 % de las estacas que formaron callos desarrollan raíces a partir de este, lo que difiere de la respuesta obtenida en *Berberidopsis corallina*, la cual, bajo las mismas condiciones de ensayo, solo forma raíces a partir del tallo. Mientras en la evaluaciones se

percibió que no todas las estacas de teca (*Tectona grandis* L. f.), que formaron callos desarrollaron raíces, este problema puede deberse a la cantidad de concentración de fitohormona y el tiempo en las que se mantuvo remojado, se sabe que las hormonas como las axinas a bajas concentraciones causa efecto sobre el desarrollo de raíces.

5.2.4. Número de raíces

Según el análisis de varianza realizado para el numero de raíces de las estacas de *Tectona grandis* L. f. “teca” después de 7 meses de haberse instalado en la cama de propagación (Cuadro 13), se observó que la hormona trihormonal (TRIGGRR) influyó en el número de raíces no presentando diferencias significativas para las dosis de la hormona.

Asimismo se realizó la prueba de comparación de medias Tukey con respecto a la dosis de la hormona, mostrando que la dosis de 35 ml obtuvo un promedio de 45.75 raíces, mientras que la dosis de 70 ml obtuvo el menor número de raíces con 12.75 (Cuadro 14). Cabe resaltar que se tardó considerable tiempo para la formación de raíces, ya que se trata de una madera dura, todos los tratamientos contaron con un solo tipo de sustrato arena y aserrín descompuesto. Según VEIERSKOV y ANDERSEN (1982), una de las funciones de los carbohidratos en algunas especies es la de producir un incremento en el número de raíces por estaca.

5.3. Número de estacas enraizadas y su crecimiento promedio en longitud (cm)

La longitud promedio de raíz más larga fue de 2.24 cm obtenidas de la concentración de 35 ml de trihormonal, con 46 estacas vivas, mientras que la concentración de 210 ml con 47 estacas vivas, presento una longitud promedio de 1.1 cm tal como se observa en la (Figura 3). En este último tratamiento las condiciones climáticas no favoreció el crecimiento de las raíces ya que se mantuvo con insuficiente luminosidad esto fue a causa de que el tratamiento se encontró ubicado bajo de la sombra de un árbol en el cual la iluminación fue escasa.

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (HARTMANN y KESTER, 1988). BOTTI (1999) señala que, la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 ºC, mientras HARTMANN y KESTER (1980) restringen el rango de 21 a 27 ºC. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 ºC (HARTMANN y KESTER, 1980; BOTTI, 1999).

En esta investigación se obtuvo valores que están por debajo a otras investigaciones realizadas utilizando polvos enraizadores, como es el caso de RAMOS (2000) en teca quien obtuvo 3.82 cm de longitud promedio de raíces, evaluado a los 21 días en 1000 mg kg^{-1} ANA + 1000 mg kg^{-1} AIB.

Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28 ºC en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a entre 18y 20 ºC.

Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (BOTTI, 1999). Experiencias con otras especies tropicales evidencian que la temperatura óptima del aire que favorecen al enraizamiento es de 20 a 25 °C, aunque temperaturas hasta 30 °C son aceptables siempre y cuando se mantenga una humedad relativa cercana al 95 % (LEAKEY y MESSEN 1991).

En este proyecto de investigación la temperatura promedio fue de 26.8 ºC y una humedad relativa promedio de 65 %.

VI. CONCLUSIONES

1. En el proyecto de investigación se puede observar que los mejores resultados de propagación vegetativa de *Tectona grandis* L. f. “teca”, se obtuvieron del tratamiento T_3, cuya aplicación de fitohormonas (TRIGGRR) tuvo una concentración de 35 ml, presentando así un 50 % de prendimiento de las estacas, de esta misma manera se obtuvo un enraizamiento de 46 estacas con un crecimiento en longitud promedio de 2.24 cm de raíz.

2. Por tanto de acuerdo a los resultados se puede decir que no todas las estacas que posiblemente obtuvieron hojas, brotes o yemas, callosidades tengan la posibilidad de sobrevivir, es necesario que la planta cuente con raíces adventicias para lograr su desarrollo y su progreso como una nueva planta.

VII. RECOMENDACIONES

1. Se debe realizar un corte transversal inclinado en la parte apical para evitar la formación de un microclima que favorezca la propagación de hongos y bacterias.

2. Continuar con los estudios de propagación vegetativa con la especie de la *Tectona grandis* L. f. “teca”, utilizando estacas de consistencia semileñosa y de un diámetro uniforme que mostro mayor porcentaje de sobrevivencia, evaluando la longitud y diámetro de los brotes así mismo continuar con la evaluación en campo definitivo.

3. Los primeros días de instalación de las estacas, deben ser regadas todo los días para realizar la combinación perfecta de temperatura y humedad al mismo tiempo, lo que ayudara a producir los brotes en las estacas.

4. Utilizar fitorreguladores que ayuden a mejorar el enraizamiento y crecimiento de las estacas de la *Tectona grandis* L. f. “teca”.

5. Utilizar las metodologías de propagación vegetativa planteadas para el Establecimiento de plantaciones comerciales de la especie.

EFFECT OF THE PHYTOHORMONE ON THE VEGETATIVE PROPAGATION OF TEAK (*Tectona grandis* L. f.) IN THE FOREST NURSERY OF THE UNAS

VIII. ABSTRACT

In some forest species, when the seeds show a limit in propagation, it is done using cuttings; which is the motive of this research, with the objective of determining the effect of the phytohormone on the vegetative propagation of Teak (*Tectona grandis* L. f.) in the forest nursery of the UNAS (acronym in Spanish). The research took place in the forest nursery of the Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS), which belongs to the Rupa Rupa district, Huanuco region, Peru. Four hundred and eighty cuttings of *Tectona grandis* L. f. were used, where five treatments (0, 35, 70, 140 and 210 ml of the phytohormone tri-hormone – TRIGGRR) were applied to every ninety six cuttings and the evaluation lasted for seven months. Better vegetative propagation results were obtained by the T_3 (35 ml of TRIGGRR), presenting 50% engraftment of the cuttings and in this same manner, forty six cuttings rooted with a 2.24 cm growth of average root length; lower values were registered for T_1 (140 ml) and T_2 (70ml). It can be concluded that to propagate *Tectona grandis* L. f. through cuttings, 35 ml of TRIGGRR should be applied.

Keywords: *Tectona grandis* L. f., cuttings, propagation, phytohormone, rooting.

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BALDINI, E. 1992. Arboricultura general. Trad. José de la Iglesia González. Madrid, España, Mundi Prensa S. A. 384 p.

BOTTI, C. 1999. Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas. En: Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Departamento de Producción Agrícola. Facultad de Ciencias Agronómicas. Santiago, Chile, Universidad de Chile. p. 72-82.

BRAUDEAU, J. 1981. El cacao. Técnicas agrícolas y producciones tropicales. Distrito Federal de México, México, Blume Distribuidora S. A. 296 p.

CALZADA, J. 1993. 143 frutales nativos. Lima, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. 366 p.

CHAVES, E y FONSECA, W. 1991. Teca (*Tectona grandis* L. f.) árbol especie de árbol de uso múltiple en América Central. Turrialba, Costa Rica. 3-4, 6, 9, 19 p. (Serie técnica. Informe técnico/CATIE, n° 179).

CHONG, C., ALLEN, O.B., BARNES, H.W. 1992. Comparative rooting of stem cuttings of selected woody landscape shrub and tree taxa to IBA in talc, ethanol and glycol carries. J. Environ. Hortic. 10:245-250.

CUELLAR, J.E. 1997. Ensayo comparativo del enraizamiento de estacas de *Uncaria tomentosa* en diferentes condiciones microambientales. Tesis Ing. Forestal. Lima, Perú. Universidad Agraria La Molina. s.p.

CUISANCE, P. 1988. La multiplicación de las plantas y el vivero. Madrid, España, Mundi-Prensa. 165 p.

DIRR, M.A., HEUSER, C.W. 1987. The reference manual of woody plant propagation from seed to tissue culture. University Press, Inc. Georgia, EUA. 239 p.

ESCOBAR, J. 2009. Efectos de las fitohormonas en la germinación y crecimiento de las de las especies cedro (*Cedrela odorata*) y marupa (*Simaruoba amara*). Universidad Nacional de la Amazonia Peruana. Iquitos, Perú. 16 p.

GÁRATE, M.H. 2010. Técnicas de propagación por estacas. Ing. Agrónomo. Ucayali, Perú. Universidad Nacional de Ucayali. 167 p.

GARCÍA, F.J. 2002. Biología y botánica. Tema 14. Reguladores del crecimiento. 24 p. [En línea]: UPV, (http://www.euita.upv.es/varios/biologia/Temas%20PDF/Tema%2014%20Reguladores%20del%20Crecimiento.%20Generalidades.pdf, diapositivas, 29 Abr. 2016).

GONZÁLEZ, M.E., CLAVERO, R.I., LÓPEZ, A.J.M. 2004. The use of cryopreservation for germplasm conservation of vegetatively propagated crops. Spanish Journal of Agricultural Research. 3:341-351.

HARTMANN, T., KESTER, E. 1996. Propagación de plantas: principios y prácticas. México, Continental S.A. 814 p.

HARTMANN, H., KESTER, D. 1980. Propagación de plantas. Principios y prácticas. México. 814 p.

HARTMANN, H., KESTER, D., 1988. Propagación de plantas. Principios y prácticas. México. Editorial Continental S. A. 814 p.

HARTMANN, H., KESTER, D. 1997. Plant propagation: Principles and practices. p. 239-391.

HARTMAN, H.T., KESTER, D.E., DAVIS, F.T., GENEVE, R.L. 1997. Propagación de plantas: Principios y prácticas. 6 ed. Prentice-Hall Inc, Alta Saddle River, Nueva Jersey EE.UU. 770 p.

HARTMANN, H., KESTER, D, 1991. Propagación de plantas principios y prácticas. México, Continental S.A. s.p.

HARTMANN, H., KESTER, D. 1995. Propagación de plantas. 2 ed. México Distrito Federal, México, Continental, S.A. 760 p.

HERMOSILLA, M.E. 1996. Utilización de sustratos a base de corteza compostada para propagación vegetativa por medio de estacas de tallo. Tesis Ing. Forestal. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile. 58 p.

HERNANDÉZ, J. 2003. Repositorio Universidad UCLA. Recuperado el Marzo de 2012, de Tesis Evaluación de sustratos para la producción de plántulas de pimiento (*Capsicum annum* L) en bandejas. s.p.

HOLDRIDGE, L. 1987. Determination of world plant formations from simple climatic data. Science. 105(2727):367-368.

LEAKEY, B., MESÉN, F. 1991. Métodos de propagación vegetativa en árboles Tropicales: enraizamiento de estacas suculentas. Proyecto Mejoramiento Genético Forestal, CATIE, Turrialba, Costa Rica. p. 135-153.

LEAKEY, R.R.B. 1985. Effects of stem length on root initiation in sequential single-node cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum. J. Horticult. Sci. 60:431-437.

LOZANO, K. s.d. La Giberelina (AG), como regulador de crecimiento en las plantas. Lima, Perú, Universidad Agraria La Molina. 28 p.

LUDEÑA, V. 2012. Efecto de dos tratamientos pre germinativos en semillas de aliso (*Alnus acuminata*) y pino (*Pinus patula*), Cantón Riobamba, provincia de Chimborazo. Tesis Ing. Forestal. Riobamba, Ecuador. Escuela Superior politécnica de Chimborazo. p. 13-15.

MACDONALD, B. 1986. Practical woody plant propagation for nursery growers. London, Britain, Batsford. 669 p.

MARTÍN, J. 2009. Las hormonas vegetales. Cañete, Lima. 77 p.

MARTINEZ, M. 2007. Repositorio Universidad Politécnica de Cartagena. Propagación vegetativa de *Tamarix boveana* Bunge: ensayos de enraizamiento de esquejes. s.p.

MARTÍNEZ, G., BUDUBA, C., BOYERAS, F., ABEDINI, W., BELTRANO, J. 1994. Análisis de la ciclófisis y la topófisis en *Populus deltoides* Bartr, desde la formación del estaquero hasta la producción comercial. Invest. Agrar; Sist Recur. For. Vol. 3(2).

MESEN, F. 1988. Propagación vegetativa de *Araucaria hunsteinii* Sch. mediante enraizamiento de estacas. Tesis Ing. Agrónomo. Turrialba, Costa Rica. Universidad de Costa Rica. 77 p.

MUÑOZ, L., VARGAS, J., LÓPEZ, J., SOTO, M. 2009. Effect of cutting age and substrate temperature on rooting of *Taxus globosa*. New Forest. 38:187-196.

PADRON, E. 1996. Diseños experimentales con la aplicación a la agricultura y la ganadería. México, Trillas. 200 p.

PALANISAMY, K., SUBRAMANIAN, K. 2001. Vegetative propagation of mature teak trees (*Tectona grandis* L.). Silvae Genetica. 50(5):188-191.

PALOMINO, J, BARRA, M. 2003. Especies forestales nativas con potencial para reforestación en la provincia de Oxapampa y fichas técnicas de las especies de mayor prioridad PRONATURALEZA, Oxapampa, Perú 134-135 p.

PRIESTLEY, J.H., SWINGLE, F. 1929. Vegetative propagation form the standpoint of plant anatomy. U.S. Departamento of Agriculture. Technical Bulletin Nº 151. 98 p.

RAMOS, L. 2000. Algunos avances en la morfogénesis de la teca (*Tectona grandis* L. f.). Tesis Mag. Sc. Ciencias. Ciego de Ávila, Cuba. Universidad Ciego de Ávila. 50 p.

ROJAS, S., GARCIA, J., ALARCON, M. 2004. Propagación asexual de plantas. Conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas. Colombia, Produmedios. 56 p.

SARANGO, C.P. 2011. Evaluación del efecto de sustrato contaminado con hirocarburos, sustrato biorremediado y sustrato no contaminado en el

desarrollo de la teca (*Tectona grandis* L. f.) y balsa (*Ochroma pyramidale*) en el Cantón Joya de los Sachas, Provincia de Orellana. Tesis Ing. Forestal. Riobamba, Ecuador. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. 98 p.

SAHDU, M. 2005. Plant. Propagation, New Age International Limited Publishers. India. 281 p.

SOUDRE, M., MESÉN, F., DEL CASTILLO, D., GUERRA, H. 2008. Memoria del curso internacional "Bases técnicas para la propagación vegetativa de árboles tropicales mediante enraizamiento de estaquillas". Pucallpa, Perú, IIAP. 100 p.

VEIERSKOV, B., ANDERSEN, A.S. 1982. Dynamics of extractable Carbohydrates in *Pisum sativum* I. Carbohydrate and nitrogen Content in pea plants and cuttings grown at two different Irradiantces. Physiologia Plantarum, Dinamarca. 55:179-182.

WEABER, R.J. 1988. Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. México, Trillas. 622 p.

WELLS, J. 1979. Plant propagation practices. 14ª printing. New York. USA. Macmillan Publishing co., INC. 344 p.

ANEXOS

Anexo A. Cuadros del proceso de datos

Cuadro 15. Porcentaje de prendimiento y mortalidad de las estacas de *Tectona grandis* L. f.”teca”, por tratamiento.

Tratamientos	total sembradas	total muertos	total vivos	% de mortalidad
T_0	96	64	32	67
T_1	96	74	22	77
T_2	96	76	20	79
T_3	96	46	50	48
T_4	96	47	49	49
Total	480	307	173	320

Cuadro 18. Promedio de las evaluaciones para el numero de brotes por tratamiento.

Tratamientos	I	II	III	IV	Promedio
T_0	41	40	38	35	38.5
T_1	41	30	16	33	30.00
T_2	41	36	22	26	31.25
T_3	74	80	67	80	75.25
T_4	64	57	26	69	54.00

Cuadro 16. Promedio de las evaluaciones para el numero de hojas por tratamiento.

Tratamientos	I	II	III	IV	Promedio
T_0	163	114	115	127	129.75
T_1	130	77	28	70	76.25
T_2	141	70	75	91	94.25
T_3	240	214	213	255	230.5
T_4	190	104	47	152	123.25

Cuadro 17. Promedio de las evaluaciones para el numero de callos por tratamiento.

Tratamientos	I	II	III	IV	Incremento
T_0	11	27	40	60	34.5
T_1	8	28	46	70	38
T_2	11	25	32	58	31.5
T_3	13	67	97	154	82.75
T_4	9	51	70	132	65.5

Cuadro 18. Promedio de las evaluaciones para el numero de raíz por estaca y tratamiento.

Tratamientos	I	II	III	IV	Incremento
T_0	0	0	27	56	20.75
T_1	0	0	36	49	21.25
T_2	0	0	10	41	12.75
T_3	0	0	58	125	45.75
T_4	0	0	47	101	37

Cuadro 19. Promedio de las evaluaciones para longitud de raíz por estaca y tratamiento.

Tratamientos	I	II	III	IV	Promedio
T_0	0.00	0.00	1.23	3.51	1.19
T_1	0.00	0.00	1.04	1.48	0.63
T_2	0.00	0.00	0.30	1.06	0.34
T_3	0.00	0.00	2.39	6.57	2.24
T_4	0.00	0.00	1.24	3.15	1.10

Cuadro 20. Datos registrados en las evaluaciones de las estacas de *Tectona grandis* L. f."teca".

Tratamiento (T_0)	Cantidad de hojas				
Estacas	1er mes	2do mes	3er mes	4to mes	5to mes
1	2	2	2	1	1
2	1	5	4	3	2
3	7	10	10	7	5
4	0	0	2	3	4
5	5	0	0	0	0
6	3	3	3	2	2
7	0	0	0	0	0
8	1	5	4	3	0
9	5	6	6	2	1
10	4	4	3	2	4
11	0	0	0	0	0
12	0	0	0	0	0
13	0	0	0	0	0
14	3	4	6	6	6
15	4	7	3	7	8
16	3	6	2	1	3
17	0	0	0	0	0
18	0	0	0	0	0
19	1	3	3	0	0
20	5	6	6	4	3

Continúa Cuadro 20. …

21	2	0	0	0	0
22	0	4	3	3	4
23	0	0	0	0	0
24	0	0	0	0	0
25	0	0	0	0	0
26	0	0	3	3	5
27	0	0	0	1	3
28	0	0	2	1	0
29	0	6	6	4	4
30	4	4	4	4	2
31	4	5	4	2	2
32	0	0	0	1	4
33	8	6	0	0	0
34	0	0	0	0	0
35	0	0	0	2	3
36	0	0	0	0	0
37	0	0	0	0	0
38	0	0	0	0	0
39	0	0	0	0	0
40	0	0	0	0	0
41	0	0	0	0	0
42	0	0	0	0	0
43	0	0	0	0	0
44	0	0	0	0	0

Continúa Cuadro 20. …

45	0	0	0	0	0
46	6	6	4	4	6
47	0	2	1	1	2
48	0	0	0	0	0
49	0	0	0	3	3
50	2	6	4	6	4
51	3	4	3	2	2
52	0	0	0	0	0
53	9	11	0	0	0
54	3	2	0	0	0
55	0	11	7	10	13
56	0	0	0	0	0
57	0	0	0	0	0
58	0	0	0	0	0
59	0	0	0	0	0
60	0	0	0	0	0
61	0	0	0	0	0
62	0	0	0	0	0
63	7	7	0	0	0
64	2	3	2	2	1
65	0	0	0	0	0
66	0	0	0	2	1
67	0	0	0	0	0
68	0	4	2	2	2

Continúa Cuadro 20. …

69	0	0	0	0	0
70	0	0	0	0	0
71	0	0	0	0	0
72	0	0	0	0	0
73	0	0	0	0	0
74	0	0	0	0	0
75	0	6	6	10	14
76	0	0	0	0	0
77	0	0	0	0	0
78	0	0	0	0	0
79	0	0	0	0	0
80	0	0	0	0	0
81	0	0	0	0	0
82	0	0	0	0	0
83	0	0	0	1	5
84	0	0	0	0	0
85	0	0	0	0	0
86	0	0	0	0	0
87	0	0	0	0	0
88	5	9	4	4	4
89	0	0	0	0	0
90	0	6	5	6	4
91	0	0	0	0	0
92	0	0	0	0	0

Continúa Cuadro 20. …

93	0	0	0	0	0
94	0	0	0	0	0
95	0	0	0	0	0
96	0	0	0	0	0
total	99	163	114	115	127

Anexo B. Mapas

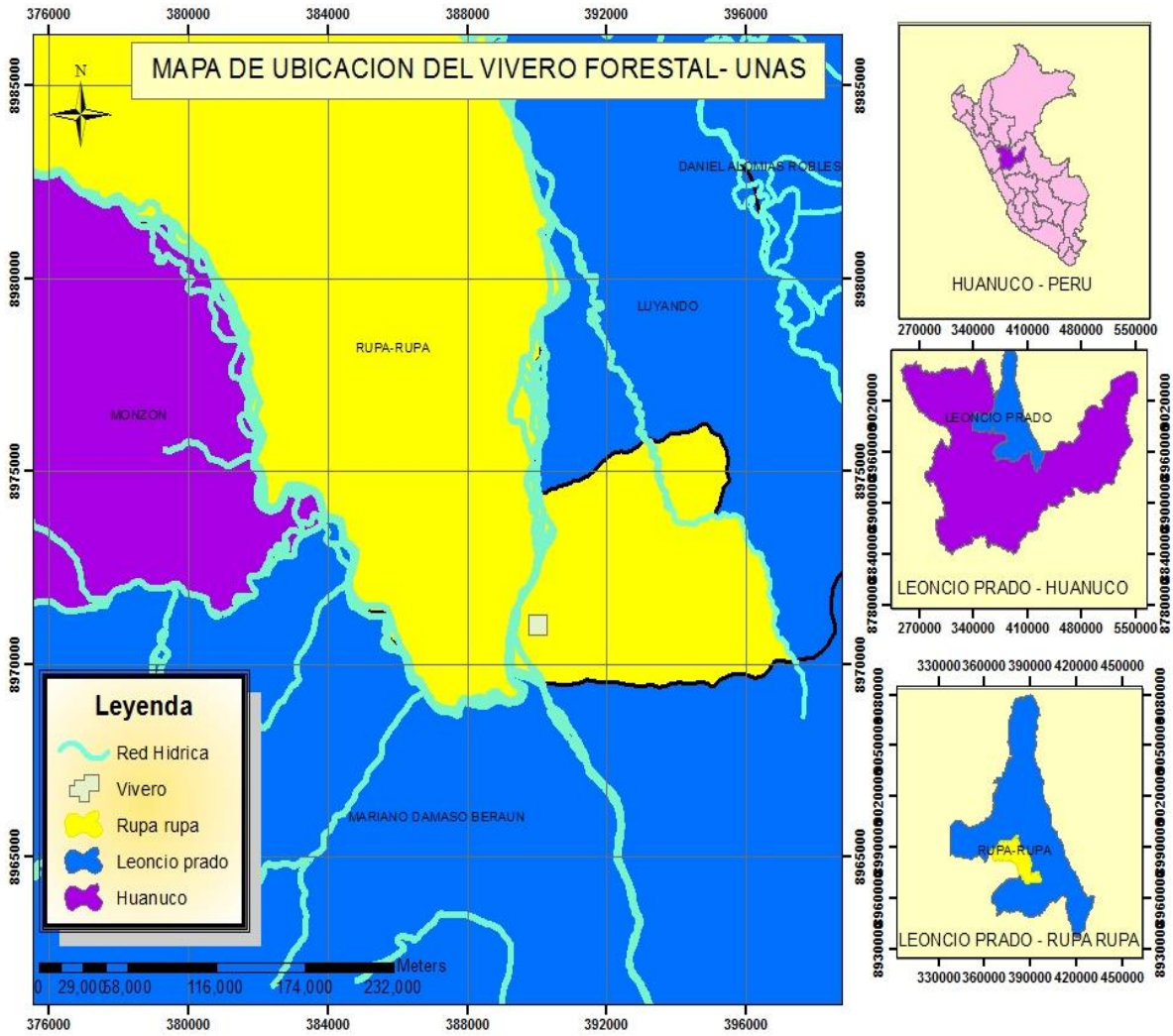

Figura 5. Mapa de ubicación del vivero forestal – UNAS.

Anexo C. Panel fotográfico

Figura 6. Preparación de la cama de propagación.

Figura 7. Riego de las estacas de *Tectona. grandis* L. f.”teca”, sembradas en la cama de propagación.

Figura 8. Aplicado de aserrín a la cama de propagación para disminuir el exceso de humedad.

Figura 9. Evaluación de temperatura y humedad dentro de la cama de propagación.

Figura 10. Evaluación de las estacas de *Tectona grandis* L. f. ”teca”, al tercer mes de sembrado.

Figura 11. Preparado de la fitohormona para la aplicación a las estacas de *Tectona grandis* L. f. “teca”.

Figura 12. Preparación de fungicida Cupravit para desinfección de las estacas de *Tectona grandis* L. f. “teca”.

Figura 13. Presencia de callosidades en la estaca de *Tectona grandis* L. f. “teca”, al propagar en cámara de subirrigación.

Figura 14. Crecimiento de las estacas de *Tectona grandis* L. f. ”teca” a los cuatro meses desde el sembrado.

Figura 15. Brotes en las estacas de *Tectona grandis* L. f. “teca” con cinco meses desde el sembrado.

Figura 16. Extracción de los plantones de *Tectona grandis* L. f. ”teca” propagadas por medio de estacas.

Figura 17. Evaluación del número de callos y longitud de raíz en brotes de *Tectona grandis* L. f.”teca”.

Figura 18. Evaluación de la longitud de raíz en plantones de *Tectona grandis* L. f. “teca”, con siete meses de edad.

GLOSARIO

Platabandas: Estructura construida para proteger a las plántulas del exceso de Sol y de la desecación.

Hoja caduca: Árbol, generalmente de clima templado, que pierde sus hojas cuando la estación es desfavorable y vuelven a renacer cuando la estación es favorable.

Escarificación: Proceso de ruptura o reblandecimiento de la cubierta de una semilla para acelerar la germinación. Puede ser mecánica (cuchillo, lija, rodamiento en el suelo, etc.) o química (alcohol o ácidos).

Inhibidores: Aquellos encargados de reducir o disminuir la velocidad o **r**apidez de las reacciones químicas; como la oxidación, la corrosión, la polimerización.

Propagación: Reproducción a partir de partes o secciones vegetativas de las plantas, tales como tejidos u órganos del cuerpo vegetativo (hojas, tallos y raíces), y es posible ya que los órganos vegetativos de muchas plantas tienen la capacidad de reproducirse.

Explantes: Es el tejido, órgano o embrión que se va a cultivar para obtener una planta igual a la planta donante. Dependerá de la especie y del sitio de la planta, puede provenir de raíces, hojas, meristemos vegetativos, o reproductivos, semillas, tallos, ápices o yemas laterales, inflorescencias jóvenes, tejido ovular o embriones, anteras, o granos de polen, etc. En general los meristemos apicales, florales o las yemas apicales son los más usados como material vegetal de origen.

Brácteas: Hoja modificada en su forma, tamaño, color, etc., situada junto a las flores o inflorescencias. Puede presentar un colorido brillante.

Bractéolas: El prófilo o bractéola es la primera bráctea de una rama axilar. Es el órgano foliáceo en la proximidad de las flores y diferente a las hojas normales y las piezas del perianto. Su principal función es proteger la flor o inflorescencias.

Inducción de enzimas: Incremento de la velocidad de síntesis de enzimas específicas desde el nivel basal al máximo debido a la presencia de un sustrato o un análogo al sustrato que actúa como un inductor. El inductor puede ser una sustancia que inactiva el represor químico de la célula.

Plántulas: Se denomina plántula a la planta en sus primeros estadíos de desarrollo, desde que germina hasta que se desarrollan las primeras hojas verdaderas.

Período de letargo: Inactividad y estado de reposo en absoluto en las que las semillas permanecen durante ciertos periodos de tiempo**,** es la interrupción del crecimiento en las plantas, órganos o tejidos sanos, que disponen de todos los requisitos químicos y físicos considerados como necesarios para su desarrollo.

Patógenos: Es aquel elemento o medio capaz de producir algún tipo de enfermedad o daño en el cuerpo de un animal, un ser humano o un vegetal, cuyas condiciones estén predispuestas a las ocasiones mencionadas.

Elongación celular: Es un fenómeno que está relacionado con muchos procesos del crecimiento y desarrollo de las plantas.es la responsable del aumento en tamaño del vegetal.

Raíces adventicias: La raíz adventicia es aquella raíz que crece a partir de otro órgano que no es la raíz primaria, si no que se originan en cualquier otro lugar de la planta como por ejemplo como los tallos, hojas o raíces viejas.

Microorganismos: Organismo vivo unicelular, animal o vegetal, especialmente el que puede producir enfermedades; no se puede ver sin la ayuda del microscopio.

Trasplante: Traslado de una planta con sus raíces del lugar en que estaba plantada a otro.

Fotosíntesis: Es el proceso metabólico por el que las plantas verdes convierten sustancias inorgánicas (dióxido de carbono y agua) en sustancias orgánicas (hidratos de carbono) desprendiendo oxigeno debido a la transformación de energía luminosa en energía química producida por la clorofila.

Fotoperiodo: Conjunto de procesos de las especies vegetales mediante los cuales regulan sus funciones biológicas (como por ejemplo su reproducción y crecimiento) usando como parámetros la alternancia de los días y las noches del año y su duración según las estaciones y el ciclo solar.