

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES



**“EFECTO DEL ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN EL ENRAIZAMIENTO
DE ESTAQUILLAS DE *EUCALYPTUS GRANDIS* X *UROPHYLLA*,
DISTRITO DE PANGOYA, SATIPO, PERÚ”**

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE INGENIERO FORESTAL

SEBASTIAN ANTONIO CASAS NIÑO

LIMA – PERÚ

2022

La UNALM es titular de los derechos patrimoniales de la presente investigación

(Art. 24 – Reglamento de Propiedad Intelectual)

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES

**“EFECTO DEL ÁCIDO INDOLBUTÍRICO EN EL
ENRAIZAMIENTO DE ESTAQUILLAS *DE EUCALYPTUS GRANDIS*
X UROPHYLLA, DISTRITO DE PANGOA, SATIPO, PERÚ”**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE INGENIERO FORESTAL
SEBASTIAN ANTONIO CASAS NIÑO**

Sustentada y aprobada por el siguiente jurado:

PhD. Carlos Augusto Reynel Rodríguez

Presidente

Dr. Akira Armando Wong Sato

Miembro

Ing. Carlos Fernando Bulnes Soriano

Miembro

Dr. José Eloy Cuellar Bautista

Asesor

Ing. Gino Fernando Mondragón Aguirre

Co-asesor

DEDICATORIA

A mis padres Jorge Casas Veliz y Mariela Niño Peña, por el amor, la fortaleza y apoyo incondicional que me dan siempre; por enseñarme a ser perseverante y no renunciar. Puedo decir con orgullo que soy su hijo; y si ellos no se rindieron, yo no pienso hacerlo nunca.

AGRADECIMIENTOS

Quisiera expresar mi más sincera gratitud a todas las personas que de una u otra manera me brindaron su apoyo e hicieron que este trabajo se realice con éxito:

A mi asesor, Dr. José Eloy Cuellar Bautista; y a mi co-asesor, Ing. Gino Fernando Mondragón Aguirre, por haberme guiado durante este proceso, por el tiempo dedicado, los conocimientos y consejos brindados.

A la empresa TECFOREST, por la confianza brindada y las facilidades para el desarrollo de la investigación.

A Alex Machacuay por su amistad, conocimientos y disposición de ayudarme durante la etapa de campo en Pangoa.

A mi tía Esperanza Valenzuela por su gentileza, nobleza y disposición de ayudarme cuando lo necesitaba.

A Karlo Sahuay y Katherinne Tomas, por su gran amistad y consejos que siempre atesoraré.

A mi hermano Alonso Casas y mi tía Maritha Niño, que me acompañan desde siempre.

A mis padres por la paciencia, por los valores y principios que me han inculcado.

A todas las personas que estuvieron durante este proceso y me ayudaron a seguir adelante a pesar de las dificultades.

ÍNDICE GENERAL

| | |
|---|-----------|
| DEDICATORIA..... | iv |
| AGRADECIMIENTOS..... | v |
| ÍNDICE GENERAL..... | vii |
| Índice de tablas..... | ixx |
| Índice de figuras..... | x |
| Índice de anexos..... | xiii |
| RESUMEN..... | xiii |
| ABSTRACT..... | xiv |
| I. INTRODUCCIÓN..... | 1 |
| II. REVISIÓN DE LITERATURA..... | 4 |
| 2.1 Propagación vegetativa..... | 4 |
| 2.1.1. Ventajas de la propagación vegetativa..... | 4 |
| 2.1.2. Métodos de propagación..... | 5 |
| 2.1.3. Propagación vegetativa por estacas..... | 6 |
| 2.1.4. Enraizamiento y sistema radicular..... | 8 |
| 2.1.5. Bases fisiológicas y anatómicas para el enraizamiento..... | 9 |
| 2.1.6. Condiciones para el enraizamiento..... | 10 |
| 2.1.7. Propagación vegetativa de Eucalipto..... | 16 |
| 2.2 Reguladores de crecimiento vegetal..... | 17 |
| 2.2.1 Auxinas..... | 17 |
| 2.2.2 Ácido indolbutírico..... | 18 |
| 2.2.3 Métodos de aplicación..... | 19 |
| 2.2.4 Investigaciones relacionadas..... | 21 |
| 2.3 Jardín clonal..... | 22 |
| 2.3.1 Establecimiento y manejo del jardín clonal..... | 23 |

| | | |
|-------------|---|-----------|
| 2.3.2 | Silvicultura clonal intensiva | 23 |
| 2.4 | Invernaderos..... | 24 |
| 2.4.1 | Relación entre cultivos y condiciones microclimáticas..... | 25 |
| 2.4.2 | Tipos de invernadero | 27 |
| 2.5 | Generalidades de <i>Eucalyptus grandis x urophylla</i> | 28 |
| 2.5.1 | Conformación del híbrido..... | 28 |
| 2.5.2 | Taxonomía..... | 29 |
| 2.5.3 | Condiciones edafoclimáticas | 29 |
| 2.5.4 | Descripción botánica | 30 |
| 2.5.5 | Rendimiento en plantaciones..... | 30 |
| III. | METODOLOGÍA | 32 |
| 3.1 | Lugar de ejecución..... | 32 |
| 3.2 | Materiales y equipos | 33 |
| 3.2.1. | Materiales | 33 |
| 3.2.2. | Equipos | 33 |
| 3.2.3. | Insumos..... | 34 |
| 3.3 | Métodos y procedimientos..... | 35 |
| 3.3.1. | Flujograma..... | 35 |
| 3.3.2. | Fertilización del jardín clonal | 36 |
| 3.3.3. | Llenado de bandejas | 37 |
| 3.3.4. | Recolección de material vegetativo | 37 |
| 3.3.5. | Corte de lámina foliar | 39 |
| 3.3.6. | Desinfección de estaquillas | 39 |
| 3.3.7. | Preparación y aplicación de ácido indolbutírico | 40 |
| 3.3.8. | Establecimiento de estaquillas..... | 41 |
| 3.3.9. | Evaluación de variables de estudio..... | 43 |
| 3.3.10. | Diseño experimental..... | 44 |

| | |
|--|-----------|
| 3.3.11. Análisis estadístico | 45 |
| IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN..... | 47 |
| 4.1 Enraizamiento | 47 |
| 4.1.1. Porcentaje de enraizamiento | 488 |
| 4.1.2. Porcentaje de mortandad | 52 |
| 4.1.3. Porcentaje de callosidad | 55 |
| 4.2 Desarrollo radicular | 57 |
| 4.2.1. Número de raíces | 57 |
| 4.2.2. Longitud de raíces | 61 |
| V. CONCLUSIONES..... | 65 |
| VI. RECOMENDACIONES..... | 66 |
| VII. BIBLIOGRAFÍA..... | 67 |
| VIII. ANEXOS | 76 |

Índice de tablas

| | | |
|-----------------|---|----|
| <i>Tabla 1.</i> | Descripción de tratamientos y dosis..... | 44 |
| <i>Tabla 2.</i> | Caracterización de estaquillas | 47 |
| <i>Tabla 3.</i> | Comparación de rangos de número de raíces entre tratamientos | 59 |
| <i>Tabla 4.</i> | Comparación de rangos de longitud de raíces entre tratamientos..... | 63 |
| <i>Tabla 5.</i> | Resultados de las estadísticas descriptivas de las variables de desarrollo radicular | 76 |
| <i>Tabla 6.</i> | Resultados del Cumplimiento de supuestos y Comparación de medias de las variables de desarrollo radicular..... | 77 |
| <i>Tabla 7.</i> | Prueba de Kruskal – Wallis para las variables de desarrollo radicular | 78 |
| <i>Tabla 8.</i> | Número y longitud de raíces por el efecto de la dosis de AIB..... | 78 |

Índice de figuras

| | |
|---|----|
| Figura 1: Ubicación del Vivero TECFOREST- Pangoa..... | 32 |
| Figura 2: Flujograma del proceso de establecimiento de estaquillas dentro del invernadero..... | 35 |
| Figura 3: Fertilización del jardín clonal | 36 |
| Figura 4: Llenado de bandejas | 37 |
| Figura 5: Recolección de material vegetativo..... | 38 |
| Figura 6: Corte de lámina foliar..... | 39 |
| Figura 7: Desinfección de estaquillas..... | 40 |
| Figura 8: Preparación y aplicación de ácido indolbutírico..... | 41 |
| Figura 9: Establecimiento de estaquillas..... | 42 |
| Figura 10: Establecimiento dentro del invernadero..... | 42 |
| Figura 11: Caracterización de estaquillas por dosis de AIB | 47 |
| Figura 12: Porcentaje de enraizamiento por dosis de AIB | 48 |
| Figura 13: Porcentaje de mortandad por dosis de AIB..... | 52 |
| Figura 14: Porcentaje de callosidad por dosis de AIB..... | 55 |
| Figura 15: Número de raíces desarrolladas por estaquillas | 57 |
| Figura 16: Número de raíces desarrolladas por dosis de AIB | 58 |
| Figura 17: Histogramas de frecuencia de longitud de raíces desarrolladas por dosis de AIB | 61 |
| Figura 18: Diagrama de cajas de longitud de raíces desarrollada por dosis de AIB | 62 |
| Figura 19: CLON TF-001 | 79 |
| Figura 20: Poda del CLON TF-001 | 80 |
| Figura 21: Sustrato MECPLANT | 81 |
| Figura 22: Fungicida CUPRAVIT..... | 81 |
| Figura 23: Tratamientos instalados listos para ingresar al invernadero..... | 82 |
| Figura 24: Riego de estaquillas..... | 83 |

| | |
|---|----|
| Figura 25: Estaquilla enraizada..... | 84 |
| Figura 26: Conteo de número de raíces. | 85 |
| Figura 27: Medición de longitud de estaquillas..... | 86 |

Índice de anexos

| | |
|--|----|
| ANEXO 1. ESTADÍSTICAS DESCRIPTIVAS..... | 76 |
| ANEXO 2. CUMPLIMIENTO DE SUPUESTOS | 77 |
| ANEXO 3. COMPARACIÓN DE IGUALDAD DE MEDIAS | 78 |
| ANEXO 4. COMPARACIÓN DE DESARROLLO RADICULAR | 78 |
| ANEXO 5. SELECCIÓN DE MATERIAL GENÉTICO | 79 |
| ANEXO 6. PODA DE REJUVENECIMIENTO DE RAMAS | 80 |
| ANEXO 7. INSUMOS..... | 81 |
| ANEXO 8. INTRODUCCIÓN DE BANDEJAS AL INVERNADERO | 82 |
| ANEXO 9. MANEJO DENTRO DEL INVERNADERO..... | 83 |
| ANEXO 10. MEDICIÓN DE VARIABLES DE ESTUDIO..... | 84 |

RESUMEN

La importancia del desarrollo de la propagación vegetativa del género *Eucalyptus* en el contexto de la silvicultura clonal actual va tomando cada vez más relevancia, ya que permite la rápida multiplicación de genotipos seleccionados, logrando aumentar la productividad. El presente trabajo de investigación evaluó el efecto del ácido indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de estaquillas *Eucalyptus grandis x urophylla*, para brindar mayor información en la propagación de este híbrido. Para el estudio se colectaron estaquillas del jardín clonal de la empresa TECFOREST, ubicada en el distrito de Pangoa, provincia de Satipo, Junín. Se empleó un diseño completamente al azar (DCA) constituido por 5 tratamientos de diferentes dosis de AIB y repeticiones de 90 estaquillas por tratamiento. Las estaquillas fueron sometidas a cada dosis planteada y colocadas en un invernadero hasta que desarrollaron su estructura radical. Al final del periodo de enraizamiento se evaluó el porcentaje de enraizamiento, mortandad, presencia de callosidad; número y longitud de raíces desarrolladas por las estaquillas. Los resultados mostraron que las dosis de 1500 ppm y el preparado comercial (PC) fueron las que tuvieron mejor respuesta para las características estudiadas. Concluyéndose que el AIB influyó positivamente en el enraizamiento de las estaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla*, presentando incrementos provechosos en los índices de enraizamiento y desarrollo radicular de estas.

PALABRAS CLAVE:

Enraizamiento, desarrollo radicular, propagación vegetativa, híbrido, silvicultural clonal.

ABSTRACT

The importance of the development of the vegetative propagation of the genus *Eucalyptus* in the context of current clonal forestry is becoming increasingly relevant, since it allows the rapid multiplication of selected genotypes, increasing productivity. The present research work evaluated the effect of indolpuityric acid (AIB) on the rooting of *Eucalyptus grandis* x *urophylla* cuttings, to provide more information on the propagation of this hybrid. For the study, cuttings were collected from the clonal garden of the company TECFOREST, located in the district of Pangoa, province of Satipo, Junín. A completely random design (AAC) consisting of 5 treatments of different doses of AIB and repetitions of 90 cuttings per treatment was used. The cuttings were subjected to each dose raised and placed in a greenhouse until they developed their radical structure. At the end of the rooting period, the percentage of rooting, mortality, presence of calluses, number and length of roots developed by the cuttings were evaluated. The results showed that the doses of 1500 ppm and the commercial preparation (PC) were the ones that had the best response for the characteristics studied. It was concluded that the AIB positively influenced the rooting of *eucalyptus grandis* x *urophylla* cuttings, presenting profitable increases in the rooting and root development indexes of these.

KEYWORDS:

Rooting, root development, vegetative propagation, hybrid, clonal silvicultural.

I. INTRODUCCIÓN

En las últimas décadas, el sector de plantaciones forestales comerciales (PFC) ha crecido de manera acelerada a nivel mundial. Se estima que el crecimiento promedio está cerca de los 3,6 millones ha/año desde 1990, que representan aproximadamente el 10 % de la superficie forestal mundial (Guariguata, Arce, Ammour & Capella 2017). Además, se ha verificado que alrededor de un tercio de la demanda mundial de madera aserrada procede de plantaciones forestales comerciales (Yance, 2020).

En América Latina, los países que más han contribuido a la expansión de PFC son Brasil y Chile; pese a que Perú tiene la segunda mayor extensión forestal en América Latina, su participación en el mercado mundial de productos forestales es menor al 1% y con una balanza comercial deficitaria (Guariguata *et al.*, 2017). Con respecto a este tema, se sabe que el Perú tiene aproximadamente 50 000 ha de PFC que solo abastecen el 19 % de la demanda interna de madera. Sin embargo, cuenta con 10 millones de ha disponibles para plantaciones forestales (Yance, 2020).

Al respecto, conviene decir que el Perú es un país que se ha enfocado principalmente al ámbito agrícola; un ejemplo de ello es que en la actualidad, en la selva, se desarrolla en mayor porcentaje la agricultura y ganadería de subsistencia, presentándose en la zona rural un 60 % de pobreza y 21 % de pobreza extrema (Hereña, 2020).

Comparada con estas actividades, las plantaciones forestales, además de proveer de madera, generan puestos de trabajo formal; estimándose que por cada 5 ha se genera un puesto de trabajo permanente (Hereña, 2020). Así, esta actividad contribuye a mejorar la calidad de vida de la población, además de transmitir enseñanzas y conocimientos a los pobladores.

En el caso peruano, el *Eucalyptus grandis x urophylla* es uno de los híbridos más producidos en viveros tecnificados, con material vegetativo proveniente de jardines, que se está promoviendo en programas públicos y privados de plantaciones forestales con fines comerciales en las regiones amazónicas de Ucayali, Huánuco, Junín, Pasco y San Martín (Quispe, 2017).

Empresas como Holding Dyer & Coriat vienen instalando aproximadamente 1 200 ha de esta especie; y otras también piensan seguir estas iniciativas, proyectándose una siembra anual de 1 500 ha en un periodo de 15 años (Quispe, 2017). Este híbrido está siendo mayormente usado para PFC debido a su alta productividad, precocidad en el crecimiento y ser apropiada para proyectos industriales (Quispe, 2017).

Gracias a su alta productividad y crecimiento, reforestar con este híbrido de eucalipto, es una alternativa para que los agricultores puedan mejorar sus ingresos mediante el aprovechamiento sostenible de recursos forestales, ya sean primarios o con valor agregado (Quispe, 2017).

La propagación de esta especie es frecuentemente de forma asexual, ya que con este método se puede transmitir al nuevo individuo las características genéticas del progenitor, y, por lo tanto, establecer plantaciones homogéneas de alta calidad (Muñoz, 2018). Ahora bien, con *Eucalyptus grandis x urophylla* se tiene conocimiento sobre crecimiento, técnicas de rejuvenecimiento para la producción de brotes, evaluación de sustratos para su germinación, entre otros.

Además, se están realizando investigaciones sobre calidad de madera, descripción anatómica, entre otras (Quispe, 2017). Sin embargo, a pesar de ser tan producido e importante para plantaciones forestales con fines comerciales, se tiene poco conocimiento en la evaluación de la eficiencia del ácido indolbutírico (AIB) en la propagación vegetativa de este híbrido.

En función de lo expuesto, resulta necesario generar información sobre programas de propagación clonal con especies de rápido crecimiento; de modo que se promueva la implementación de plantaciones forestales, que sean una fuente de ingreso sustentable

y mejoren la calidad de vida de los pobladores locales. Por ello, el objetivo general de la presente investigación fue evaluar el efecto del AIB en el enraizamiento de estaquillas *Eucalyptus grandis x urophylla*. Los objetivos específicos fueron: determinar la dosis óptima para alcanzar las mejores respuestas de enraizamiento y desarrollo radicular, y de esta manera aportar en el conocimiento de una dosis apropiada para que pueda ser propagada comercialmente en condiciones de Selva Central.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Propagación vegetativa

La propagación vegetativa es la multiplicación de una planta a partir de una célula, tejido u órgano vegetativo (raíces, tallos, ramas, hojas); teniendo como resultado la obtención de plántulas con características idénticas al progenitor. Esto es posible debido a que las células vegetales tienen la capacidad de regenerar la estructura del individuo. Sucede pues, que cada célula vegetal contiene en su núcleo información genética necesaria para reconstruir las partes del individuo y sus funciones mediante la re-propagación somática basada exclusivamente en mitosis. Esta capacidad es conocida como totipotencia (Rojas, García & Alarcón, 2004). En otras palabras, cualquier parte de una planta puede dar origen a otra de similares características según sean las condiciones de crecimiento (luz, nutrientes, temperatura, etc.) (Rojas *et al.*, 2004).

2.1.1. Ventajas de la propagación vegetativa

La propagación vegetativa presenta virtudes que son importantes destacar. Entre las ventajas de este método, Huanca (2011), Hartman y Kester (1998), Soudre, Mesen, Del Castillo y Guerra (2008) y Uribe *et al.* (2011), mencionan las siguientes:

- Permite una mayor ganancia genética; conservando las características deseables de un individuo tal como: crecimiento, resistencia a plagas, etc., las cuales pueden perderse en la propagación sexual.
- Permite iniciar programas de multiplicación masiva y posibilita utilizar clones adaptados a sitios particulares; a diferencia de la propagación con semilla, donde existe diferentes respuestas dentro del mismo sitio de plantación.

- Reduce el periodo en llegar a la madurez sexual, aspecto relevante en la instalación de huertos semilleros en programas de mejoramiento genético.
- Posibilita lograr un control preciso del parentesco, contrario cuando se usa semilla de polinización abierta.
- Existe la posibilidad de replicar individuos con combinaciones genéticas únicas, lo cual no es posible con el uso de semillas.
- Es una alternativa cuando la reproducción sexual se ve limitada por factores como: problemas de germinación, disponibilidad de semillas, ciclos reproductivos largos, entre otros.
- Resulta ser el método más eficiente y económico de propagación, ya que permite controlar la variabilidad genética.

2.1.2. Métodos de propagación

En cuanto a los métodos de propagación, Barbat (2006) menciona que las técnicas de mayor importancia comercial usadas para plantas superiores son: estaqueado, injerto y cultivos in vitro.

En la técnica de estaqueado se separa una parte de la planta madre, se coloca bajo condiciones ambientales favorables y se le induce a formar tallos y raíces (Huanca, 2011). En el caso del injerto consiste en conectar dos pedazos de tejido de dos plantas vivientes que al unirse formarán una nueva planta funcional (Rojas *et al.*, 2004). Por otro lado, el cultivo in vitro consiste en la siembra de plantas o partes de plantas en un medio de cultivo artificial aséptico contenido en recipientes de vidrio bajo condiciones controladas, con el objetivo de crecer, propagar e investigar plantas superiores (Barbat, 2006).

2.1.3. Propagación vegetativa por estacas

Gárate (2010) define a la estaca como una porción separada de una planta, provista de yemas caulinares y hojas, que es inducida a formar raíces y brotes mediante manipulaciones químicas, mecánicas o ambientales; con la finalidad de obtener nuevas plantas. Asimismo, Huanca (2011) manifiesta que la propagación mediante esta técnica consiste en la selección de una parte de la planta, para proporcionarle condiciones adecuadas, con la finalidad de que se desarrollen nuevas estructuras y se obtenga un nuevo individuo con las mismas características a las que la planta de la que procede.

Sisaro y Hagiwara (2016) mencionan que acorde con la época del año y especie, existen diferentes tipos de estaca y eficiencia de enraizamiento. Estas pueden ser:

- De especies herbáceas
- De madera suave o herbácea: a partir de brotes de primavera de arbustos y especies leñosas.
- De madera semileñosa: a partir de tallos del crecimiento de arbustos y especies leñosas durante el verano.
- De madera dura leñosa: a partir de tallos leñosos del crecimiento de arbustos y especies leñosas en temporada de otoño o invierno.

De acuerdo a la parte de la rama o tallo que se obtengan, las estacas pueden clasificarse en apicales, subapicales y basales. Asimismo, la eficiencia de enraizamiento de estos tipos de estaca depende de la especie, época del año e instalaciones para el enraizamiento que se disponga (Sisaro & Hagiwara, 2016).

En relación con este tema, Mesen (1998) indica que a lo largo del brote se presentan gradientes hormonales e hídricos, inhibidores de enraizamiento, longitud y diámetro del entrenudo, grado de lignificación, entre otros. Por consiguiente, se puede encontrar variación entre los diferentes tipos de estaca con respecto a su capacidad de enraizamiento. No obstante, esta variación no es constante, sino que varía de una especie a otra.

Si bien es cierto, para la mayoría de especies la variación es poca y se puede utilizar diferentes tipos de estaca sin problemas, es recomendable no usar estacas apicales por ser demasiado suculentas y susceptibles al marchitamiento, así como estacas basales muy lignificadas que presentan mayor dificultad para la iniciación de raíces (Mesen, 1998).

Además del uso estacas o estaquillas; actualmente la mayoría de empresas del sector forestal de Brasil usa las técnicas de microestaquilla y miniestaquilla en el proceso de producción de plántulas de *Eucalyptus*. Estas técnicas se diferencian básicamente por la procedencia del material vegetativo que conforma el jardín clonal, donde las microestaquillas se originan a partir de plántulas micropropagadas y las miniestaquillas a partir de plántulas propagadas por estacas convencionales en un mini jardín clonal. Esperándose que las microestaquillas presenten mejor desempeño que las miniestaquillas, debido al rejuvenecimiento previamente promovido en la micropropagación (Xavier, Andrade, Lelis de Oliveira & Wedling, 2001).

Sin embargo, los resultados en campo son cruciales para determinar el uso de una técnica frente a otra. En condiciones de vivero el microestaquillado ha demostrado ser superior al miniestaquillado, sobre todo en clones de enraizamiento bajo. No obstante, existen clones que tienen gran facilidad para la propagación vegetativa, en los que el empleo de técnicas más sencillas y menos costosas como el estaquillado y miniestaquillado puede ser una alternativa viable (Xavier *et al.*, 2001).

Resultados como estos encontraron Lelis de Oliveira, Xavier, Passos dos Santos y Andrade (2006), quienes no obtuvieron diferencias significativas en el desempeño silvicultural de clones de *Eucalyptus spp.* propagado por estaquillas, miniestaquillas y microestaquillas.

Por otro lado, Soudre *et al.* (2008) recomiendan para el traslado de estaquillas introducirlas inmediatamente luego del corte en un recipiente con agua o una hielera, nunca dejarlas expuestas al sol; y en el caso de tener poco material, se pueden enrollar en papel periódico, atadas con una cuerda. Así mismo, las estaquillas deben cortarse justo arriba del nudo, con una longitud de 6 a 8 cm, dejando solo la hoja superior.

Además, recomiendan podar la hoja entre un 50 a 70 %, con el objetivo de lograr un equilibrio entre los efectos positivos de la fotosíntesis y el efecto negativo de la transpiración.

2.1.4. Enraizamiento y sistema radicular

Enríquez (2015) define prendimiento como la capacidad que tienen las estacas de producir raíces adventicias y brotes aéreos. Mientras que Vásquez *et al.* (2018) consideran un brote enraizado a aquel que presenta al menos una raíz de 5 milímetros de longitud.

Vallejos, Toledo y Arévalos (2014) toman en cuenta como variables en la medición del enraizamiento a la cantidad de raíces y porcentaje de enraizamiento. Asimismo, Castellanos y Sanders (2010) consideran que mientras las estacas cuenten con mayor número, longitud y biomasa de raíces; presentan un mejor desarrollo radicular.

En relación con este tema, es importante considerar que el sistema radicular cumple funciones físicas y fisiológicas fundamentales, desde la germinación hasta el crecimiento y desarrollo del plantón. El tamaño, morfología y arquitectura de las raíces puede influenciar sobre el tamaño y crecimiento del tallo. Además, es un factor fundamental en el establecimiento del individuo, el cual depende de un adecuado desarrollo del sistema radicular y sus componentes morfológicos (Leskovar, 2001).

Del mismo modo, Baez (2016) menciona que las raíces son una parte esencial de las plantas, ya que estas proveen de agua y nutrientes, y por ese motivo son unos de los componentes principales para definir el potencial del cultivo. Se considera dentro de las características más relevantes en la evaluación del sistema radicular: el tamaño, grosor y cantidad de las mismas.

Con respecto al periodo óptimo de enraizamiento, es propio para cada especie. Pero generalmente se encuentra entre los 30 a 50 días para la mayoría de especies forestales, debido a que después de este tiempo las estacas tendrán raíces débiles y escasas (Mesen, 1998).

2.1.5. Bases fisiológicas y anatómicas para el enraizamiento

En la estaca, el proceso de formación de raíces (rizogénesis), engloba una serie de complejos procesos fisiológicos y anatómicos realizados por la acción combinada de auxinas y cofactores que se fomentan en las hojas y yemas. Teniendo los cofactores mayor influencia en la iniciación de raíces adventicias (Hartman & Kester, 1998).

Según Hartman y Kester (1998) en la propagación por estacas y estacas con yemas, ya que existe un sistema caulinar en potencia (yema), solo es necesario que se forme un nuevo sistema de raíces adventicias. Esta capacidad de regenerar la estructura completa de la planta es debido a una propiedad que poseen las células vegetales, la cual depende de dos características esenciales de estas. La primera es la totipotencia, lo que significa que las células contienen la información genética necesaria para reconstruir las partes de la planta y sus funciones. La segunda es la desdiferenciación, que es la capacidad que tienen las células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo.

Con respecto a las raíces adventicias, Hartman y Kester (1998) mencionan que son de dos tipos: raíces preformadas y raíces de lesiones. Las primeras se desarrollan en tallos y ramas, pero no emergen hasta después que se corta hasta la porción del tallo. Las segundas se desarrollan después de haber hecho las estacas, en respuesta al efecto de la lesión. Al cortar la estaca, las células vivas de la superficie son lesionadas, quedando expuestas células muertas conductoras de xilema.

Además, Hartman y Kester (1998) añaden que luego de morir las células externas lesionadas ocurre un proceso de cicatrización y regeneración, el cual se produce en tres pasos:

- Se forma una placa necrótica que sella la herida con suberina y tapa el xilema con goma, esta se encarga de proteger la superficie cortada de la desecación.
- Luego de unos días las células detrás de la placa empiezan a dividirse y pueden formar una capa de células de parénquima, conocida como callo.

- Las células próximas al cambium vascular y floema empiezan a formar raíces adventicias.

En cuanto a los cambios anatómicos que se producen en el tallo durante la iniciación de raíces, Hartman y Kester (1998) comentan que se observan cuatro etapas:

- Desdiferenciación de células maduras específicas.
- Formación de iniciales de raíz en células, que se han vuelto meristemáticas por desdiferenciación, cercanas a los haces vasculares.
- Desarrollo de iniciales de raíces en primordios de raíces organizados.
- Desarrollo y emergencia de primordios radicales hacia afuera a través del tejido de tallo, además de la formación de conexiones vasculares entre primordios y tejidos conductores de la estaca.

2.1.6. Condiciones para el enraizamiento

Hartman y Kester (1998) manifiestan que existen grandes diferencias en la capacidad de enraizamiento entre las especies e incluso entre clones de la misma especie. Así pues, el éxito de la producción por estacas depende de conocer factores que afectan la formación de raíces, tales como las condiciones propias del individuo (capacidad propagativa de la especie) y las condiciones ambientales durante la formación de raíces (factores ambientales y labores culturales) (Choque, 2006; como se citó en Miranda, 2016).

a. Factores propios del individuo

- Condiciones fisiológicas y estado nutricional de la planta madre

El estado fisiológico de la planta madre comprende un conjunto de atributos internos de esta, que van a estar o no presentes en el momento de la colecta de estacas. Así pues, la formación de raíces de las estacas depende de las condiciones internas de la planta madre y el medio donde son colocadas (Norberto, 1999).

Desde este punto de vista, Silva 1998 como se citó en Torres (2003) menciona que las estacas deben ser colectadas en el periodo de reposo vegetativo, el cual es variable con cada planta. Realizar la colecta durante de este periodo es importante, ya que el equilibrio carbohidratos/nitrógeno en ese momento tiene un efecto positivo en la iniciación y desarrollo de las raíces.

Dentro de este orden de ideas, Hartman y Kester (1998) sostienen que la nutrición de la planta madre puede ejercer una fuerte influencia en el desarrollo de raíces y tallos de las estacas. Sin lugar a dudas, puede estar relacionado con el estado fisiológico de las plantas, asociado a la relación carbono/nitrógeno.

Asimismo, Cunha, Nogueira, Xavier y Campos (2009) mencionan que no es necesario la aplicación de nutrientes durante de la fase de inducción en el enraizamiento de estacas, ya que estas utilizan los nutrientes endógenos transportados a partir de los brotes. Por ello es muy importante el óptimo estado nutricional de la planta madre.

En este sentido, los nutrientes que estén relacionados con los procesos de diferenciación y formación del sistema radicular son esenciales para la iniciación de raíces, debe existir una relación óptima de bajo contenido de nitrógeno y alto contenido de carbohidratos en la planta madre. Sin embargo, el nitrógeno es crucial para la síntesis de ácidos nucleicos y proteínas, por lo que se tiene que tener en un nivel adecuado, debajo del nivel mínimo de disponibilidad de nitrógeno se detiene la iniciación de raíces (Sadhu, 2005, como se citó en Gárate, 2010).

Por consiguiente, es fundamental tener clara la importancia de los nutrientes en la inducción y formación del sistema radicular de la estaca. Es necesario que la planta madre se encuentre en un estado nutricional adecuado, con una relación carbono/nitrógeno adecuada, y cuente con auxinas, cofactores y reservas de carbohidratos que induzcan al enraizamiento (Gárate, 2010).

- Selección y edad de la planta madre

Dentro de las ventajas de la propagación vegetativa está la capacidad de replicar el genotipo total del individuo, por lo que no tiene sentido propagar árboles de baja calidad. Se deben seleccionar a los mejores individuos (árbol plus) con características fenotípicas sobresalientes. Para el caso de especies maderables se recomienda que los individuos presenten un fuste recto, sano y sin bifurcaciones, dap y alturas superiores al promedio, con copa pequeña y si fuera el caso con buena capacidad de auto poda. Cabe resaltar, que estas características deben ajustarse a la arquitectura de la especie (Soudre *et al.*, 2008).

Asimismo, Roulund y Olsen (1992), como se citó en Morales (2016), señalan que las características fenotípicas que se quieren mejorar pueden variar de especie a especie y cambiar con el tiempo, y se expresan durante el periodo de vida del árbol. La selección fenotípica puede aplicarse a los caracteres que están fuertemente controlados por los genes y tienen un valor genotípico similar al valor fenotípico; sin embargo, existen caracteres, como el volumen, que son influenciados por el ambiente que son considerados de baja heredabilidad.

Por otro lado, Hartman y Kester (1998) consideran que la edad de la planta madre puede ser un factor dominante en la formación de raíces, los autores atribuyen que las estacas tomadas de plántulas jóvenes frecuentemente forman nuevas raíces con mucha mayor facilidad que las tomadas de individuos en fase adulta. Así pues, la capacidad de las estacas para formar raíces adventicias disminuye considerablemente cuando la planta madre cambia de fase juvenil a adulta. Por ello, la edad de la planta, de la cual provienen las estacas, es el factor individual más importante que afecta la iniciación de raíces.

La relación entre la edad de la planta (juvenilidad) y crecimiento de raíces puede explicarse por el incremento en la formación de inhibidores del enraizamiento a medida que la plántula va envejeciendo. En diversas especies de eucalipto, las estacas tomadas de plantas jóvenes enraízan con facilidad; pero a medida que envejece la planta madre el enraizamiento disminuye drásticamente. Se muestra así que existe una relación directa entre la disminución del enraizamiento y la formación de inhibidores en los

tejidos de la base de la estaca conforme la planta madre envejece (Hartman & Kester, 1998).

b. Factores ambientales

- Efecto de la humedad

Las estacas necesitan una humedad relativa elevada en los inicios del enraizado, para de esta manera reducir la evapotranspiración, pues estas son mucho más delicadas que una plántula, ya que no tienen raíz y en consecuencia pueden deshidratarse rápidamente (Carpineti *et al.*, 2008, como se citó en Dos Santos, 2017). Esta necesidad hídrica se fundamenta en que las estacas recién puestas en el medio de enraizamiento no poseen raíces, y, por tanto, no tiene como absorber suficiente agua para compensar la transpiración y el crecimiento de nuevos brotes (Pereira, 2003).

Asimismo, Hartman y Kester (1998) mencionan que aunque la presencia de hojas constituye un fuerte estímulo para la iniciación de raíces, mediante estas se puede perder el contenido de agua hasta un nivel que ocasione la muerte de la estaca antes que pueda formar raíces. Por lo tanto, para lograr un buen enraizamiento es necesario que las estacas se mantengan turgentes y tengan un potencial de agua elevado. Además; en estacas de especies que enraízan rápidamente, esta formación rápida de raíces permite que la absorción de agua compense la pérdida por las hojas. Sin embargo; en especies que enraízan lento, las pérdidas de agua por hojas deben reducirse al mínimo para mantener viva a la estaca hasta que se formen las raíces.

Con respecto a la frecuencia de riego, dependerá del sistema utilizado, el sustrato, la especie y las condiciones climáticas. Sin embargo, proponen el sistema de aspersión, ya que es uno de los más usados en el mundo, mantiene una humedad relativa alta, las hojas húmedas y reduce más la transpiración, y ayuda a reducir la temperatura del aire (Soudre *et al.*, 2008).

En resumen, para tener éxito en el enraizado es necesario limitar la desecación de la estaca, reduciendo la transpiración. Para lograrlo se tiene que tener la humedad relativa

del aire saturada y constante, aproximadamente mayor a 90%; lo cual se puede lograr con el uso de invernaderos con sistemas de nebulización (Gárate, 2010).

- **Efecto de la temperatura**

En la mayoría de especies, para el enraizamiento de estacas, son ideales temperaturas diurnas de entre 21 °C a 27 °C y temperaturas nocturnas de 15 °C; aunque algunas especies enraízan mejor a más bajas temperaturas (Hartman & Kester, 1998). Temperaturas muy elevadas tienden a estimular el desarrollo de brotes antes que el de raíces, provocando de esta manera el aumento de pérdida de agua por las hojas. Por lo que es importante que las raíces se desarrollen antes que el tallo (Hartman & Kester, 1998).

Vasquez (2001) afirma que la temperatura para la propagación asexual de *Eucalyptus sp.*, debe encontrarse entre 18 °C y 25 °C. Además, Rocha y Fett-Neto (2004), mencionan que a bajas temperaturas el tiempo de enraizado es mayor que ante altas temperaturas. Asimismo, indican que, en la etapa de formación de raíces, a temperaturas más elevadas se promovió mayor densidad y elongación de estas. (como se citó en Dos Santos, 2017)

- **Efecto de la luz**

En el desarrollo y crecimiento de las plantas, la luz es la principal fuente de energía para la fotosíntesis. Los productos obtenidos de esta son importantes para la iniciación y crecimiento de raíces durante la etapa de enraizamiento. Los efectos de la luz se deben a la radiancia, fotoperiodo y calidad de luz; los cuales pueden ser ejercidos en la planta madre de donde se colectan las estacas o en estas mismas durante el proceso de enraizamiento (Hartman & Kester, 1998).

Enraizar estacas con niveles de radiación solar por debajo del óptimo se ve limitado, debido a la carencia de carbohidratos y suministro de auxinas en la base de las estacas. Por otro lado, en niveles por encima del óptimo se puede provocar fotodestrucción de

auxinas, aumento excesivo de carbohidratos e incluso cambiar los niveles de agua y sustancias promovedoras/inhibidoras del enraizamiento (Hartman & Kester, 1998).

En relación con este tema, Soudre *et al.* (2008) añaden que el área de propagación debe contar con sombra parcial, que reduzca la temperatura e intensidad lumínica, pero que permita la fotosíntesis de las estacas. Recomendando niveles de sombra de 50- 70 %.

Por lo expuesto anteriormente, se precisa que durante todas las fases del proceso de arraigue de estacas es necesaria la influencia de la iluminación y muy importante el manejo de esta; tanto sobre la planta madre, los propagadores durante el enraizado y el área de aclimatación (Gárate, 2010).

- **Efecto del medio de enraizamiento**

El medio de enraizamiento tiene un papel muy importante, ya que puede afectar el tipo de sistema radical originado en las estacas. En algunas especies enraizadas en arena, se produce raíces largas, sin ramificar, gruesas y quebradizas; mientras que estacas enraizadas en combinación de arena o perlita con musgo, se forman raíces bien ramificadas, delgadas y flexibles, más apropiadas para extraer y volver a plantar (Hartman & Kester, 1998).

Asimismo, el medio de enraizamiento cumple las funciones de mantener las estacas durante el periodo de enraizamiento, proporcionarles humedad y permitir la penetración del aire en la base de estas. Un medio de enraizamiento ideal tiene alta capacidad de retención de agua, pero está bien drenado, proporciona suficiente porosidad para permitir una buena aireación y está libre de organismos patógenos (Hartman & Kester, 1998).

En efecto, el sustrato debe ser considerado como parte integral dentro de un sistema de propagación, ya que tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento. Este debe combinar una buena aireación, alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y estar libre de agentes contaminantes (Morales, 2016).

- Efecto de reguladores de crecimiento

Reguladores de crecimiento como las auxinas, citoquinina, giberelinas, ácido abscísico y etileno influyen en la iniciación de raíces (Hartman & Kester, 1998). Aplicar reguladores de crecimiento para el enraizamiento es necesario cuando el balance entre la citocinina y auxina es elevado. En consecuencia, es necesario que exista un balance adecuado entre estas, es decir un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular (Mendoza, 2007).

Asimismo, Hartman y Kester (1998) señalan que el propósito de aplicar reguladores de crecimiento a las estacas es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radicular formado.

Actualmente, existen gran cantidad de sustancias sintéticas que se ha demostrado que tienen capacidad como promotores del enraizamiento, como el Ácido Indolacético (AIA), Ácido Indolbutírico (AIB) y Ácido Naftalenacético (ANA) (Soudre *et al.*, 2008). Sin embargo, para determinar la mejor sustancia y concentración óptima de esta para una determinada especie y grupo de condiciones, es necesario realizar pruebas (Hartman & Kester, 1998).

Sin lugar a dudas, el uso de reguladores de crecimiento es económicamente factible en especies cuyo enraizamiento es moderado o difícil, por lo tanto, es indispensable determinar la dosis adecuada mediante ensayos (Gárate, 2010).

2.1.7. Propagación vegetativa de Eucalipto

Es conveniente acotar que la propagación vegetativa de eucaliptos tiene gran importancia en su mejoramiento; permitiendo asegurar ganancias genéticas inmediatas, y además poder propagarlos masivamente a bajo costo. Esta tecnología posibilita que los rametos obtenidos de clones seleccionados sean utilizados en plantaciones, manteniendo las características superiores de la planta madre (Castro & González, 2002)

2.2 Reguladores de crecimiento vegetal

Hartman y Kester (1998) definen a los reguladores de crecimiento vegetal como compuestos orgánicos diferentes a los nutrientes; que en pequeñas cantidades estimulan, inhiben o modifican algún proceso fisiológico en las plantas.

Las fitohormonas u hormonas vegetales son sustancias producidas en pequeñas cantidades en sitios estratégicos de la planta, capaces de regular de manera predominante los fenómenos fisiológicos de la planta (Ecured, 2019; como se citó en Callo, 2019). Dentro de los principales grupos de hormonas están las auxinas, citoquininas, giberelinas, ácido abscísico y el etileno; encargadas de cumplir una función dominante, no obstante, pueden presentar efectos negativos en el desarrollo vegetativo y reproducción (Rojas *et al.*, 2004).

Los enraizadores hormonales son extensamente empleados por su mayor solubilidad en agua; y se emplean en concentraciones muy bajas (ppm), puesto a la alta toxicidad que pueden presentar (Tucupa, 2012).

2.2.1 Auxinas

Las auxinas son sustancias reguladoras que intervienen en ciertas actividades fisiológicas de las plantas tales como crecimiento del tallo, activación de células del cambium, transporte de carbohidratos y cofactores a la base de la estaca, promoción de raíces adventicias, entre otras. Asimismo, muchas especies leñosas poseen primordios de raíces adventicias; que son la base práctica en la reproducción asexual de muchas especies y deben ser estimulados por una auxina (Noboa, 2010).

Entre las sustancias más usadas y que ofrecen un buen porcentaje de enraizamiento se encuentran el AIB, ácido indolacético (AIA) y el ácido naftalenacético (ANA) (Soudre *et al.*, 2008). El AIA es una auxina natural que se encuentra en todas las plantas; sin embargo, tiene las desventajas de ser fotosensible y soluble en agua, por ello se disuelve y pierde rápidamente en el sitio de aplicación. Por otro lado, el ANA tiende a ser más tóxico que los otros dos, por lo que puede causar daño a las plantas. Así pues, el AIB es

la más utilizada por mucho, puesto que no es fotosensible, es insoluble en agua y ha demostrado ser efectiva en una gran cantidad de especies (Soudre *et al.*, 2008).

2.2.2 Ácido indolbutírico

El AIB es un regulador de crecimiento de la familia de las auxinas, que tiene un amplio espectro y es usado para estimular el desarrollo de raíces. Esta auxina sintética ha demostrado tener, en la mayoría de especies, mayor eficacia de cualquier otra (Mesen, 1998). Es la más utilizada en el enraizamiento de estacas por su estabilidad y poca movilidad; además de tener la ventaja de no ser tóxica en un amplio rango de concentraciones, no se degrada fácilmente por la luz o microorganismos. Asimismo, al ser insoluble en agua, permanece en el lugar de aplicación, donde puede ejercer mayor efecto (Mesen, 1998).

El rango de concentración de AIB empleado en la mayoría de especies forestales como *A. acuminata*, *Cedrela odorata*, *G. arbórea*, entre otras, se encuentra entre 0.1 y 0.2 (Mesen, 1998). Sin embargo, mayores concentraciones también tienen efectos positivos, logrando inhibir el crecimiento de yemas en las primeras semanas, inducir el transporte de asimilados a la base de la estaca y permitir el desarrollo de raíces libre de competencia de algún brote de crecimiento (Mesen, 1993; como se citó en Morales, 2016). Sin la aplicación de este, la estaca podría empezar a desarrollar brotes antes de la formación de raíces. Por ende; se llevaría a una atracción de asimilados por los brotes, lo cual reduce el enraizamiento (Mesen, 1993; como se citó en Morales, 2016).

Henríquez (2004) manifiesta que factores hormonales como las auxinas pueden controlar el crecimiento de las raíces, pudiendo en casos inducir la formación de raíces adventicias y en otros inhibir el crecimiento de estas cuando estimulan la producción de etileno al ser aplicadas en dosis muy elevadas.

La concentración óptima varía con la clase utilizada, la especie, el material vegetativo, etc. Las estacas responden a un incremento de dosis de auxina; mostrando un aumento progresivo en la cantidad y calidad de raíces hasta un punto máximo, luego del cual descende el efecto por problemas de toxicidad (Mesen, 1998). Del mismo modo,

Mansilla (2004) señala que dentro de la acción auxínica, el efecto de la estimulación de crecimiento se acorta progresivamente con el aumento de la concentración, terminando por provocar una inhibición del proceso de enraizamiento. Así pues, cuando se aplican dosis muy bajas puede ocurrir formación de callo sin raíces, mientras que al aplicar dosis muy elevadas ocurre caída prematura de las hojas y necrosis en la base de la estaca o en toda esta (Mesen, 1998).

Soudre *et al.* (2008), mencionan que la dosis óptima para cada especie determinarse antes de iniciar la propagación comercial, mediante ensayos. Para ello se realizan preparados comerciales o el producto diluido en talco neutro o alcohol.

En la mayoría de casos; esta hormona no solo ayuda a mejorar la calidad del sistema radicular, sino que también acelera su formación (Soudre *et al.*, 2008). Lo cual es ratificado por Callo (2019), quien destaca que la dosis de auxina aplicada es un factor determinante en el enraizamiento de estacas. Además, cabe resaltar que las especies forestales en su gran mayoría enraízan bien con dosis de 2000 ppm y 3000 ppm de AIB, no obstante, algunas pueden requerir dosis mayores o menores (Soudre *et al.*, 2008).

2.2.3 Métodos de aplicación

Generalmente, los métodos de aplicación más frecuentes son la inmersión rápida en soluciones concentradas, aplicación en polvo mezclado con talco neutro, remojo en soluciones acuosas diluidas y aplicación con jeringa (para fines experimentales) (Mesen, 1998).

- Inmersión rápida

Consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada por unos pocos segundos y luego insertarla inmediatamente en el medio de propagación. Cuando la auxina es diluida en alcohol, se requiere que el alcohol se evapore antes de introducir la estaca en el medio de propagación, sin embargo, al usar alcohol como solvente es difícil controlar la cantidad absorbida por las estacas. La ventaja de esta técnica es que se puede

tratar varias estacas a la vez, es rápida y más económica que la aplicación de los preparados en polvo (Mesen, 1998).

- **Mezclas en polvo**

Se prepara mezclando auxina pura con talco neutro en la concentración deseada o se puede obtener preparada comercialmente. Su aplicación consiste en introducir la base humedecida de la estaca en polvo, sacudir el exceso e introducir inmediatamente la estaca en el medio de propagación, la ventaja es que estas mezclas son fáciles y rápidas de utilizar. No obstante, tiene la desventaja de que es difícil lograr una aplicación uniforme, como en el caso de comparación de dosis a nivel experimental; además de que es difícil tratar más de una estaca a la vez y los altos costos de los polvos preparados (Mesen, 1998).

- **Remojo en soluciones diluidas**

Esta técnica consiste en introducir la base de las estacas en soluciones acuosas diluidas de la auxina durante aproximadamente 2 a 24 horas y luego colocarlas en el medio de propagación. Si bien esta técnica permite tratar gran cantidad de estacas a la vez, no es muy utilizada por ser lenta e impráctica y es difícil controlar la cantidad absorbida por diferentes estacas (Mesen, 1998).

- **Aplicación con microjeringa**

Consiste en aplicar una pequeña cantidad constante y conocida de solución a la base de las estacas haciendo uso de microjeringas. Es utilizado frecuentemente con fines experimentales, ya que permite controlar la cantidad y dosis aplica a cada estaca, sin embargo, este método es lento e impráctico y, por lo tanto, no se utiliza en operaciones comerciales. Generalmente, primero se determina la dosis óptima mediante este método y luego se sustituye por uno de los anteriores (Mesen, 1998).

Finalmente, León (2009) indica que, dependiendo de la cantidad necesaria de hormonas, el método de aplicación y el tipo de material vegetativo; el fabricante brinda información de los diferentes productos que pueden emplearse.

2.2.4 Investigaciones relacionadas

Titon, Xavier, Campos y Gonçalves dos Reis (2003) manifiestan que con dosis de entre 1000 y 2000 mg/L de AIB se obtienen favorables índices de enrizamiento y supervivencia en miniestacas de *Eucalyptus*.

Asimismo, Bueno, Xavier y Zeferino (2008) manifiestan que dosis entre 1000 y 2000 mg/L de AIB son más eficaces en la propagación de miniestacas de clones de *Eucalyptus x urograndis*.

Mientras que Ovalle (2010) plantea que dosis entre 0 y 8000 ppm muestran buenos resultados para el enraizamiento de *Eucalyptus x urograndis*.

Por otro lado, Brondani, Baccarin, Bergonci, Gonçalves y de Almeida (2014) muestran que una dosis de 2000 mg/L de AIB es adecuada para propagar *Eucalyptus benthamii*.

Asimismo, Xavier, Andrade, Lelis de Oliveira y Wendling (2001) mostraron que no hubo diferencia entre la aplicación 0 y 2000 mg/L de AIB en la propagación de *Eucalyptus grandis*.

Ahora bien, Rodrigues (2014) indica que la aplicación de AIB en dosis de 2000 mg/L a 3000 mg/L proporciona una mejor respuesta en la rizogénesis de clones *Eucalyptus camaldulensis*. x *Eucalyptus urophylla*.

Por su parte, Muñoz (2018) reporta la mayor eficiencia en la propagación de miniestacas de *Eucalyptus x urograndis* con 500 ppm de AIB al compararlo en un rango de 0 a 2000 ppm.

Igualmente, Brondani, Grossi, Wendling, Ferreira y Araujo (2010) señalan que el AIB influencia positivamente en los procesos rizogénicos, al probar diferentes dosis de esta hormona en el enraizamiento de *E. benthamii* x *E. dunnii*. Al mismo tiempo, Ayala, Surenciski, Harrand y Luna (2020) ratifican la eficiencia del AIB en la propagación de clones de *E. grandis* x *E. tereticornis* y *E. grandis* x *E. camaldulensis*.

Por el contrario, Silva De Oliveira *et al.*, (2012) encontraron que el AIB no produce efecto significativo en el enraizamiento de híbridos de *Eucalyptus urophylla* x *E. globulus* y *Eucalyptus grandis* x *E. globulus*. Asimismo, S. Rodrigues (2009) también reportó los mismos resultados en su estudio con diferentes clones de *Eucalyptus urophylla* x *E. globulus* y *Eucalyptus grandis* x *E. globulus*.

2.3 Jardín clonal

Un jardín clonal es una plantación de alta densidad tratada con un manejo específico, que tiene como objetivo reproducir yemas vegetales genéticamente seleccionadas. Estas deben garantizar una alta producción, resistencia a enfermedades y adaptabilidad a las condiciones agroecológicas del medio ([Asociación de reforestadores y cultivadores de caucho del Caquetá], ASOHECA, 2009).

Considerado como uno de los componentes principales de los sistemas de reforestación clonal, este cultivo debe ser manejado en un sistema de producción muy intensivo; por lo tanto, requiere de buenas prácticas silviculturales y un manejo adecuado del estado nutricional de las plantas (Badilla & Murillo, 2005a).

Esta área cuenta una colección de árboles plus seleccionados previamente, cada individuo ha sido propagado a partir de brotes de un tocón u otras partes vegetativas. Las estacas reproducidas a partir de estos son llamadas rametos, y son genéticamente iguales. Estos son posteriormente identificados con el código del árbol plus, constituyendo en conjunto (junto al árbol) al clon (Badilla & Murillo, 2005a).

2.3.1 Establecimiento y manejo del jardín clonal

Uno de los componentes más importantes de los jardines clonales es el establecimiento. Badilla y Murillo (2005a) mencionan que el sitio donde se va a establecer debe ser preferiblemente de alta productividad agrícola, con una pendiente entre 3% - 5%, sin problemas de drenaje, fácil acceso, y con disponibilidad de agua y electricidad. Asimismo, los autores, añaden que instalar un sistema de riego, verificar el estado sanitario y manejar la nutrición de las plantas; es indispensable para tener una producción continua de brotes.

Por eso se recomienda diseñar un régimen de fertilización para el periodo de producción masiva. Este debe suplir a las plantas de todos los nutrientes necesarios, de tal manera que el suelo cumpla las funciones de sostén y reciclador de nutrientes (Badilla & Murillo, 2005b).

Debe señalarse; que el porcentaje de enraizamiento y brotación de las estaquillas reduce considerablemente en la época seca, dado que disminuye la brotación del jardín. Por consiguiente, no es recomendable producir estaquillas en este periodo. No obstante, luego de que las plantas hayan descansado y recuperado su vigor, un mes antes del inicio del periodo de producción se recomienda hacer una poda en toda el área. Por último, se debe iniciar un tratamiento de fertilización, de modo que los brotes nuevos cuenten altos porcentajes de enraizamiento y brotación (Badilla & Murillo, 2005b).

2.3.2 Silvicultura clonal intensiva

En relación con este tema, se ha verificado que la silvicultura clonal tiene sus principios en la selección de árboles superiores y en técnicas de reproducción asexual. Utiliza la variación genética existente y los beneficios genéticos siguientes para propiciar una mayor producción de madera de calidad y en menor tiempo, por unidad de área. Asimismo, dentro de esta silvicultura intensiva son primordiales la variabilidad natural, los métodos de selección, y la adecuación del uso de la madera (Arango & Tamayo, 2008).

Por último, es importante mencionar; que en los últimos años el mejoramiento genético forestal selecciona, como genotipos superiores, a los árboles con buenas características silviculturales y tecnológicas tales como: densidad básica, rendimiento, contenido de lignina, entre otras. Por ejemplo, en países como Brasil se instalan bancos de semillas para la producción de híbridos a partir de clones de *E. urophylla* x *E. grandis*, con la finalidad de producir semillas que satisfagan las exigencias de los forestadores y la industria en temas de volumen, calidad de madera, resistencia a enfermedades, etc. Conocimientos como estos pueden ser gran ayuda para obtener un mejoramiento genético en futuras plantaciones y obtener madera de calidad (Arango & Tamayo, 2008).

2.4 Invernaderos

De acuerdo con Miserendino y Astorquizaga (2014) un invernadero es una estructura cerrada, cubierta con materiales transparentes, en donde se pueden cultivar plantas en condiciones óptimas y fuera de temporada, ya que dentro de esta es posible obtener condiciones artificiales de microclima. Se considera un sistema simple y económico, con respecto a la captación de energía solar para los cultivos.

Asimismo, Alvarado y Urrutia (2003) expresan que la cubierta transparente de los invernaderos tiene la finalidad de que ingrese la radiación y se cumplan los requerimientos fotosintéticos y de calor, y además, que deje escapar la menor cantidad de energía. De esta manera se genera un balance positivo que permite modificar el ambiente interno con la finalidad de hacer ventajoso el crecimiento y desarrollo de plantas.

Por último, se ha demostrado que el material que permite mayor concentración de calor es el agrofilm, puesto a que reduce la evapotranspiración o pérdida de agua por la evaporación del suelo y la transpiración de las plantas (Estrada, 2012).

2.4.1 Relación entre cultivos y condiciones microclimáticas

- Radiación

Lenscak y Iglesias (2019) sostienen que existe una influencia directa entre la transmisión solar por medio de la cubierta con respecto al balance energético del invernadero y actividad fotosintética del cultivo. Los materiales de cobertura utilizados deben presentar características que favorezcan la entrada de la radiación incidente y; además, limiten principalmente durante la noche, la pérdida de energía térmica acumulada. Así pues, la temperatura del aire es resultado entre el balance de radiación y energía que se establece dentro del invernadero.

Existen tipos de cubiertas como policarbonato o polietileno que permiten la penetración de la radiación. Sin embargo, la transmisión de esta no depende únicamente del material de cobertura, sino de las características del invernadero, como el ángulo del techo, presencia de una o doble pared, y la orientación con respecto a los puntos cardinales. Además, dependiendo del material de cubierta y el ángulo de incidencia (el cual depende de la forma y orientación del invernadero), la presencia de condensación produce una disminución de transmitancia (Lenscak & Iglesias, 2019).

En resumen, la productividad de los cultivos puede verse limitada si los niveles de radiación no alcanzan los valores óptimos.

- Temperatura

Es importante mencionar que la temperatura es un factor determinante en la actividad metabólica y el crecimiento y desarrollo de las plantas. Por lo tanto, dentro de un invernadero es crucial mantener los valores de temperatura óptimos para cada especie, puesto que los procesos de crecimiento pueden ralentizarse y comprometer los niveles y calidad de producción. Asimismo, los cambios bruscos de temperatura también producen cambios metabólicos que a su vez afectan la producción (Lorenzo, 2011, como se citó en Lenscak & Iglesias, 2019).

Del mismo modo que con la radiación; el material de cubierta, específicamente sus propiedades radiométricas, juegan un rol fundamental en la transmisión de energía térmica. Esta transmisión es el mecanismo responsable de las pérdidas de calor en las cubiertas plásticas de los invernaderos. Adicionalmente de esta pérdida, debe considerarse la efectuada por el fenómeno de conducción, que es directamente proporcional a la gradiente entre la temperatura interna y externa del invernadero, y al coeficiente de conductividad térmica del material de cobertura (Lenschak & Iglesias, 2019).

- **Humedad relativa (HR)**

La humedad es uno de los factores más importantes a considerar para obtener una óptima sanidad y desarrollo de las plantas dentro del invernadero. El aire presente dentro de este se enriquece de vapor de agua procedente del suelo y la transpiración de las plantas. Dentro del invernadero es fundamental verificar las variaciones del contenido de vapor de agua y de la presión atmosférica, puesto que al aumentar la temperatura disminuye la HR y aumenta el déficit de saturación (DS). En caso la temperatura sea constante, al aumentar la humedad absoluta (transpiración del suelo y transpiración), aumenta la HR y disminuye el DS (Lenschak & Iglesias, 2019).

El DS tiene una gran importancia desde el aspecto ecofisiológico, debido que determina la gradiente de presión de vapor de agua que regula el proceso respiratorio. Asimismo, la HR excesiva dificulta la evaporación; y si es escasa, aumenta la transpiración y puede llegar a dificultar la fotosíntesis (Lenschak & Iglesias, 2019).

En general, la humedad relativa se ve influenciada por el aporte de agua en el vapor en el aire y por la temperatura; por lo que es necesario controlar ambos parámetros para darle las mejores condiciones a las plantas (Lenschak & Iglesias, 2019).

2.4.2 Tipos de invernadero

Como señala López (s.f) un invernadero puede ser clasificado de diferentes maneras, de acuerdo a las características que presentan sus elementos constructivos como el material de cubierta y estructura, según su fijación o movilidad, su perfil externo, etc.

Cabe resaltar que para la elección de un tipo de invernadero se debe considerar factores como: suelos de alta calidad y buen drenaje, lugares con pequeña pendiente orientados de norte a sur, dirección e intensidad de vientos, características climáticas de la zona, entre otros (López, s.f).

Entre los principales tipos de invernaderos según su estructura se encuentran:

- **Plano o tipo parral**

Invernadero utilizado en zonas con poca presencia de lluvias, constituido principalmente por soportes rígidos verticales y mallas de alambre galvanizado superpuestas de forma horizontal que sirven para portar y sujetar la lámina de plástico. Presentan una altura de 3 a 3,5 m, ancho de aproximadamente 20 m y largo variable (López, s.f).

- **Tipo raspa y amagado**

Este tipo de invernadero tiene estructura similar al tipo parral, pero se diferencia en la forma de cubierta. Además, la altura máxima de la cumbrera oscila entre 3 a 4,2 m, formando una raspa. En la parte más baja o amagado se unen mallas de cubierta al suelo y horquillas de hierro donde se colocan canalones para el desagüe de aguas de lluvia. Se recomienda la orientación este-oeste (López, s.f).

- **Capilla**

Estos invernaderos se caracterizan por tener la techumbre formando planos inclinados, ya sea de una o dos aguas. La inclinación del techo es de mayor a 25°, el ancho oscila entre los 6 y 16 m, y la altura de la cumbrera comprendida entre 3,25 y 4 m (López, s.f).

Asimismo, tiene la ventaja de ser fácil construcción, muy adaptable a la colocación de todo tipo de plástico de cubierta y con facilidad para la ventilación mediante ventanas cenitales ubicadas al frente o a los lados. Además, tiene grandes facilidades para evacuar el agua de lluvia (López, s.f).

- **Tipo túnel o semicilíndrico**

El invernadero tipo túnel se caracteriza porque cuentan con una estructura completamente metálica. Asimismo, tiene mayor capacidad de control de los factores climáticos, gran resistencia a los vientos, y es rápido de instalar. La altura máxima oscila 3,5 y 5 m, y su ancho está comprendido entre 6 y 9 m (López, s.f).

2.5 Generalidades de *Eucalyptus grandis x urophylla*

2.5.1 Conformación del híbrido

El desarrollo de programas de clonación y mejoramiento genético ha permitido el uso de híbridos como el *Eucalyptus grandis x urophylla*, los cuales presentan mayor plasticidad con respecto a la adaptación a las condiciones de sitio y mayor productividad con mejores características de la madera (Vaz de Arruda, Namita, Sgarbi & Almeida, 2001).

Así pues, la mejora genética por hibridación de *Eucalyptus grandis*, caracterizado por tener crecimiento vigoroso, buena aptitud para la propagación por estacas, buena forma y buena calidad tecnológica para pasta; y *Eucalyptus urophylla*, caracterizado por ser bastante bien adaptado con resistencia a enfermedades y capacidad de brotes, ha permitido producir híbridos de *Eucalyptus grandis x urophylla* que poseen a la vez vigor y adaptación, facilidad de multiplicación y buena aptitud tecnológica para la producción de pasta y con un rendimiento de 25 a 40 m³/ha/año en plantaciones experimentales (Gouma, Bouvet, Vigneron & Kimbouma, 2000).

2.5.2 Taxonomía

Reino: Plantae

Filo: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Myrtales

Familia: Myrtaceae

Género: *Eucalyptus*

Especie: *Eucalyptus grandis x urophylla*

(Paillacho, 2010)

2.5.3 Condiciones edafoclimáticas

Este híbrido presenta buenas características para adaptarse a diferentes tipos de bosque, mejores características de la madera y mayor productividad que sus progenitores. Se desarrolla principalmente en terrenos planos y laderas bajas, con suelos limo fértil a franco arcilloso. Sin embargo, también crece en suelos arenosos ligeros, lo suficientemente profundos; alcanzando en su madurez alturas de 50 a 80 metros (Rojas, 2015).

Ahora bien, para su desarrollo en plantaciones se requiere temperaturas de 7 °C – 25 °C, precipitaciones entre 700 mm a 3000 mm y un su rango óptimo de altitud varía entre 0 – 2800 msnm. Asimismo, se debe considerar que la alta salinidad y alto contenido de carbohidratos son limitantes para su crecimiento y es susceptible a sequías prolongadas;

además, los árboles jóvenes son susceptibles al fuego, al exceso de agua y viento fuerte (Arborizaciones, 2014).

2.5.4 Descripción botánica

Este Eucalipto presenta un fuste recto y cilíndrico, limpio hasta los 20 m de altura; en el caso de individuos que crecen en competencia en pleno bosque. Su copa es de aspecto poco frondoso, con hojas sésiles y ovaladas cuando son jóvenes; alargándose, tornándose coriáceas y de color azul brillante cuando maduran. Estas se caracterizan por contener un aceite esencial utilizado como un poderoso desinfectante natural. Aparte de ello, sus flores son de color blanco y sus frutos se caracterizan por ser capsulares dehiscentes y contener gran cantidad de semillas (Paillacho, 2010).

Es reconocible por su corteza externa (ritidoma) de color claro con aspecto de piel, que cuando se desprende deja manchas grises a parduscas en la corteza interna, sus hojas alargadas y dimorfas con olor a cineol, y sus flores blancas y axilares generalmente solitarias (Paillacho, 2010).

2.5.5 Rendimiento en plantaciones

Se ha verificado que en algunas plantaciones productividades de 30 a 50 m³/ha/año en turnos de 7 a 10 años (Martínez, Azpíroz, Rodríguez, Cetina & Gutiérrez, 2006).

Esta especie cuenta con experiencia en plantaciones en Perú en los departamentos de Pasco, Junín y Ucayali. En el caso de Oxapampa (Pasco) el Eucalipto *Urograndis* a la edad de 10 años reporta productividades que van de 35 a 60 m³/ha/año. Por otro lado, en Yarinacocha (Ucayali) se han reportado productividades de 30 a 45 m³/ha/año (Quispe, 2017).

Sin duda, desde el punto de vista de inversión, la reforestación con Eucalipto *Urograndis* es una actividad económica rentable; debido a su rápido crecimiento y alta productividad. Es una especie apropiada para proyectos con enfoque industrial, tanto en

la producción de madera rolliza como en la obtención de madera aserrada y carbón vegetal (Quispe, 2017).

III. METODOLOGÍA

3.1 Lugar de ejecución

Esta investigación se llevó a cabo en el Vivero Forestal de la empresa TEC FOREST S.A.C., ubicada en el distrito de San Martín de Pangoa, provincia de Satipo, departamento de Junín, entre las coordenadas UTM Datum WGS 84, Zona 18S: 555840 m E y 8736635 N. El clima se caracteriza por presentar dos estaciones marcadas, un periodo de lluvias que comprende los meses de octubre a abril, y la época seca de mayo a septiembre. El lugar corresponde a la zona de vida bosque húmedo Tropical (bh – T) (SENHAMI, 2017). La recolección del material vegetativo se realizó en el jardín clonal, el acondicionamiento de las estaquillas en las áreas del vivero y el establecimiento de las mismas dentro del invernadero de la empresa. En cuanto a la evaluación de las variables propuestas, se llevó a cabo en las áreas del vivero de la empresa.

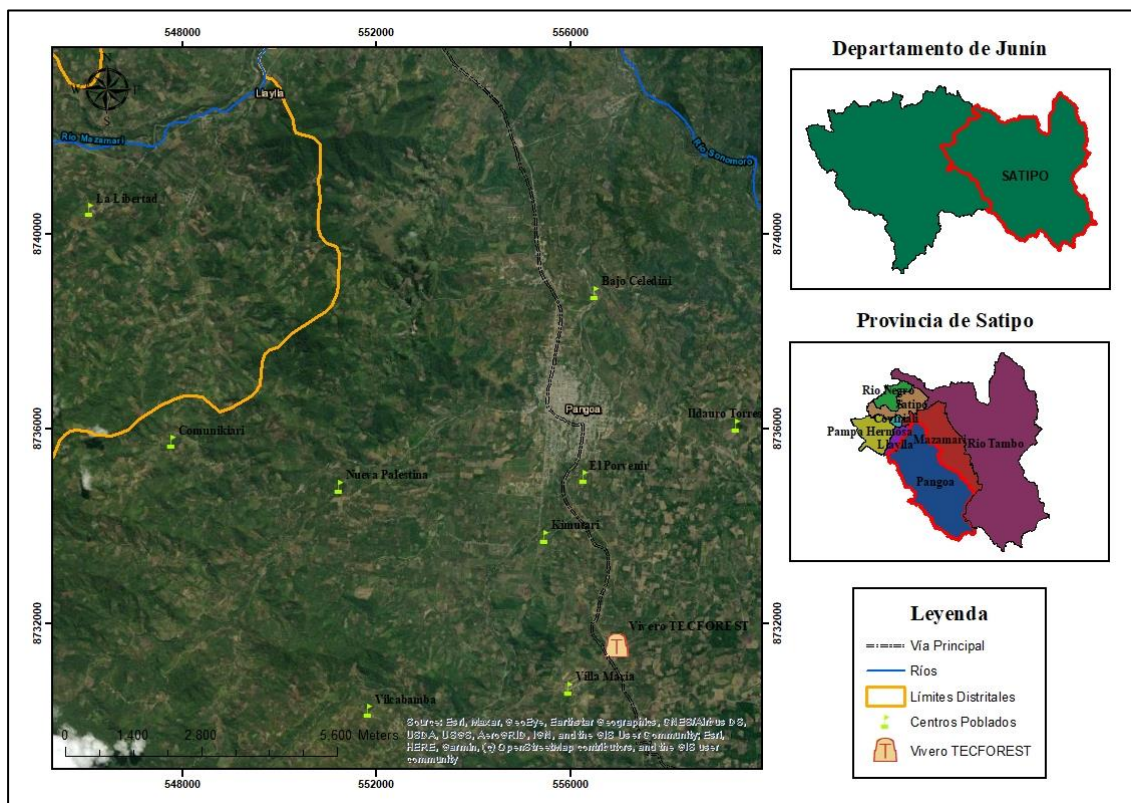


Figura 1: Ubicación del Vivero TECFOREST- Pangoa.

3.2 Materiales y equipos

3.2.1. Materiales

- Estaquillas (estacas apicales o esquejes) de *Eucalyptus grandis x urophylla* (material vegetativo)
- Sustrato MECPLANT
- Bandejas de polipropileno de 44,9 cm x 64,9 cm
- Tubetes de polipropileno de 53 cm³
- Recipientes para preparado de hormonas
- Bandeja de aluminio
- Bandeja de plástico
- Caja de tecnopor
- Jeringas
- Rótulos de identificación
- Bolsas de plástico

3.2.2. Equipos

- Computadora Hp 14 – dk1015la
- Cámara fotográfica
- Útiles de escritorio
- Termohigrómetro digital DTM – 303H (-50 °C a +70 °C)
- Aspersores

3.2.3. Herramientas

- Tijeras de podar
- Pulverizador de agua de mano 4L
- Cinta métrica
- Flexómetro
- Regla

3.2.4. Insumos

- Enraizador New Roots (Ácido indol-3-butírico)
- Enraizador comercial Root Hor (Acido Alfa Naftalenacético, Acido indol-3-butírico)
- Fungicida agrícola Cupravit (Oxicloruro de cobre)
- Fertilizante foliar Grow More (20%N – 20%P – 20%K)
- Fertilizante mineral para el suelo
- Agua potable
- Alcohol etílico 96°

3.3 Métodos y procedimientos

3.3.1. Flujograma

En la Figura 2 se presenta el diagrama de flujo del proceso de establecimiento de estaquillas dentro del invernadero.

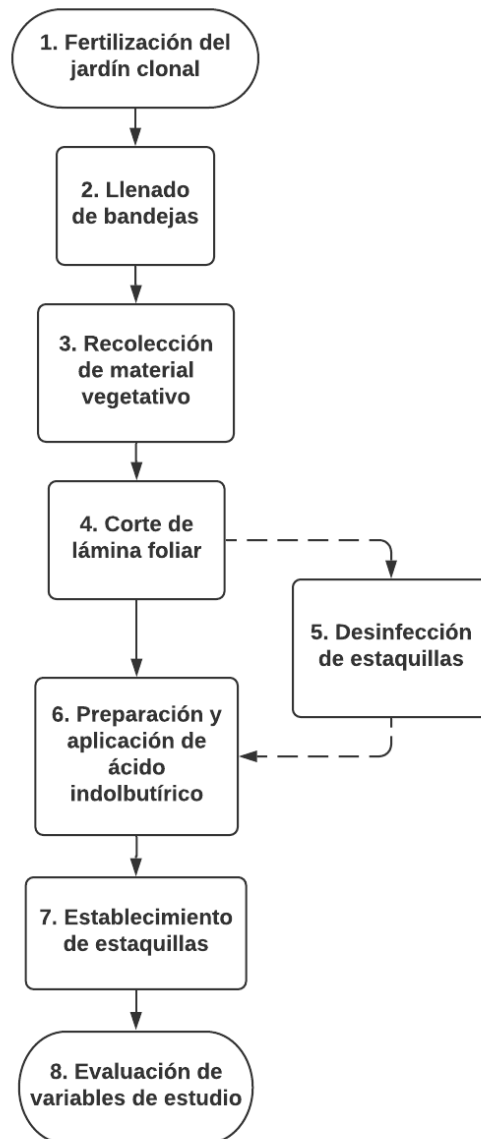


Figura 2: Flujograma del proceso de establecimiento de estaquillas dentro del invernadero

3.3.2. Fertilización del jardín clonal

Previo a la colecta de estaquillas se realizó un tratamiento de fertilización de las plantas madres del clon TF-001 de 7 meses de edad, con una altura de 1,80 m, 10 cm de dap, y cuyo material vegetativo provino de Palca Tarma – Junín. La fertilización se efectuó con el objetivo que los nuevos brotes cuenten con altos porcentajes de enraizamiento. Esta se llevó a cabo de dos formas: directamente en el suelo de forma manual y en estado mineral; y de manera foliar con ayuda de un pulverizador de agua de mano en una concentración de 20%N – 20%P – 20%K disuelta en agua.



Figura 3: Fertilización del jardín clonal (a) Clon TF-001 (b) Fertilización mineral del suelo (c) Fertilización foliar

3.3.3. Llenado de bandejas

Las bandejas y tubetes fueron lavados previamente al llenado. Luego se procedió con llenado de los tubetes de forma manual con el sustrato MECPLANT, libre de patógenos, malezas e impurezas en general. Para facilitar el llenado, el sustrato fue humedecido, previamente y durante el proceso.

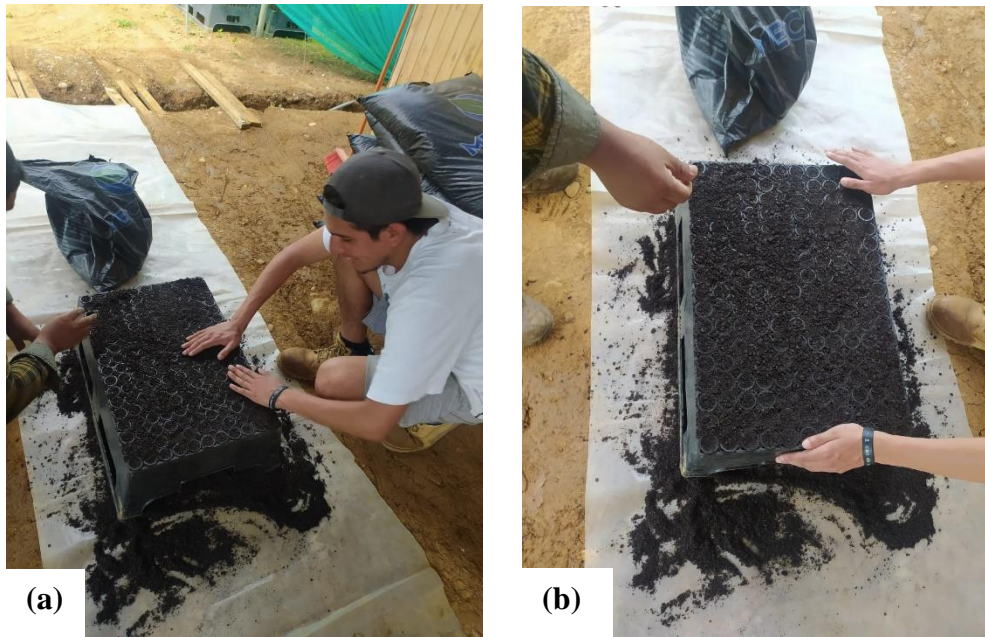


Figura 4: Llenado de bandejas con sustrato MECPLANT (a) Proceso de llenado (b) Bandeja llena

3.3.4. Recolección de material vegetativo

Se colectaron estaquillas apicales (también conocidas como esquejes) de las plantas madres del clon TF-001, previamente fertilizadas. La recolección del material vegetativo se realizó con tijeras de podar, las cuales fueron desinfectadas previamente con alcohol etílico 96° para evitar la contaminación del material. El corte fue en bisel, con la finalidad de tener una mayor área de enraizamiento y evitar daños en la planta madre. Asimismo, las estaquillas fueron dimensionadas a una longitud aproximada de 8 cm y se aseguró la presencia de hojas.

La recolección se llevó a cabo en las primeras horas de la mañana; así se evitó la deshidratación por altas temperaturas en las horas de máxima insolación. Las estaquillas fueron colocadas en una caja de tecnopor y humedecidas constantemente con un

pulverizador de agua de mano para prevenir mayores pérdidas de agua del material vegetativo. Finalmente, fueron trasladadas en la caja de tecnopor hacia el vivero.



Figura 5: Recolección de material vegetativo (a) Corte de estaquillas (b) Estaquillas en caja de tecnopor

3.3.5. Corte de lámina foliar

Se realizó un corte de la lámina foliar de las estaquillas. Se dejaron las dos hojas basales con el 50 % de la lámina. El corte se llevó a cabo con tijeras de podar previamente desinfectadas.



Figura 6: Corte de lámina foliar

3.3.6. Desinfección de estaquillas

Las estaquillas colectadas y con la lámina foliar cortada fueron desinfectadas con el fungicida de contacto “CUPRAVIT”, constituido en base a oxiclورو de cobre, a una concentración de 0.3% para evitar el posible ataque de hongos y por consiguiente la aparición de pudriciones. El fungicida se preparó en una bandeja de plástico, donde fueron inmersas las estaquillas por unos segundos y luego se colocaron en una bandeja de aluminio.



Figura 7: Desinfección de estaquillas (a) Inmersión de estaquillas en Cupravit (b) Colocación de estaquillas desinfectadas en bandeja de aluminio

3.3.7. Preparación y aplicación de ácido indolbutírico

La preparación del enraizante se realizó en un recipiente, donde el enraizante New Roots fue vertido junto con agua. Para el cálculo de cada concertación se usó una jeringa, con la que se midió las concentraciones respectivas de hormona para alcanzar las dosis de 1000 ppm, 1500 ppm y 2000 ppm de ácido indolbutírico.

Luego de tener preparadas las concentraciones, se procedió a la aplicación del enraizante. Siguiendo las indicaciones de la casa comercial Maruplast, se introdujeron las estaquillas bajo el nivel de la solución por aproximadamente 60 segundos y se evitó que la parte área de estas tenga contacto con el producto.

En el caso de la aplicación del preparado comercial en polvo, se extrajo la mezcla y se colocó en un recipiente; posteriormente se introdujo la base de la estaca en el polvo y se retiró el exceso antes introducir en el medio de propagación.

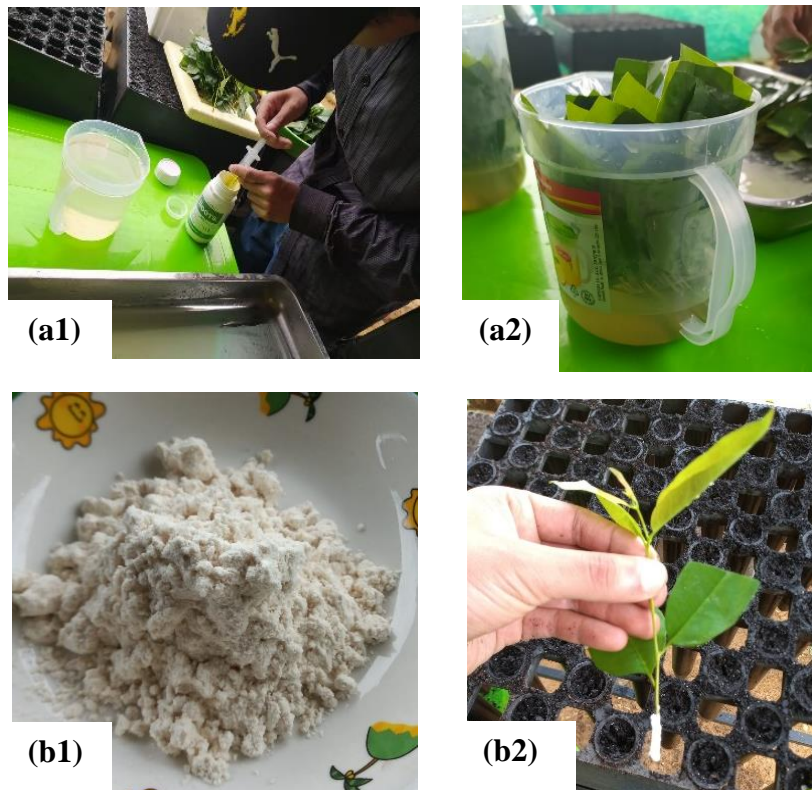


Figura 8: Preparación y aplicación de ácido indolbutírico (a1) Preparación de dosis de hormona con jeringa (a2) Inmersión de estaquillas en solución preparada (b1) Hormona comercial (b2) Aplicación de hormona comercial

3.3.8. Establecimiento de estaquillas

El establecimiento se llevó a cabo luego de que las estaquillas fueran sometidas a la dosis de cada tratamiento propuesto. Se colocaron las estaquillas en los tubetes, los cuales contienen el sustrato previamente humedecido. Posteriormente, las estaquillas colocadas fueron presionadas con el sustrato de forma manual, para evitar la presencia de aire y asegurar un buen prendimiento.

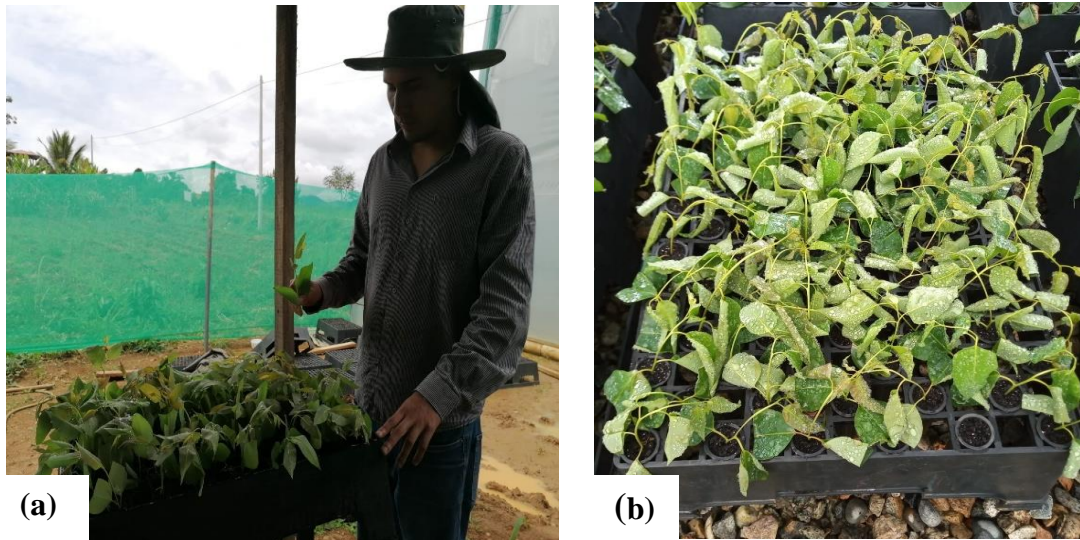


Figura 9: Establecimiento de estaquillas (a) Establecimiento en bandejas (b) Estaquillas establecidas

Finalmente; las estaquillas establecidas en las bandejas, fueron colocadas dentro del invernadero de tipo capilla con estructura de tubo galvanizado y con cubierta de plástico agro-film. Las condiciones para la propagación con las que se contó dentro el invernadero fueron temperatura de 25 °C a 30 °C y humedad relativa de entre 60 a 70 %. Condiciones que fueron controladas con el termohigrómetro que presenta el invernadero.



Figura 10: Establecimiento dentro del invernadero

3.3.9. Evaluación de variables de estudio

a. Variables de enraizamiento

- Porcentaje de enraizamiento

Para determinar el porcentaje de enraizamiento se realizó un conteo total de las estaquillas que lograron desarrollar raíces con respecto al total de establecidas al final del periodo de investigación (L. Rodrigues, 2014). Se consideró un brote enraizado a aquel que presentó al menos una raíz de 5 milímetros de longitud (Vásquez *et al.*, 2018).

Para su cálculo se usó la siguiente formula:

$$\text{Enraizamiento (\%)} = \frac{\text{Número de estaquillas enraizadas}}{\text{Número de estaquillas establecidas}} \times 100$$

- Porcentaje de mortandad

Para determinar el porcentaje de mortandad se realizó un conteo total de las estaquillas muertas con respecto al total de establecidas al final del periodo de investigación (Muñoz, 2018).

- Porcentaje de presencia de callo

Para determinar el número de estaquillas con presencia de callo se realizó un recuento directo de estaquillas con esta característica al final del periodo de investigación, al igual que con las variables anteriores.

b. Variables de desarrollo radicular

Para determinar el desarrollo radicular se tomó en cuenta las variables respuesta: número y longitud de raíces, teniendo en cuenta lo mencionado por Vallejos *et al.*, (2014) y Castellanos y Sanders (2010).

- **Número de raíces**

Al final del periodo de investigación se realizó un recuento directo de raíces por estacilla enraizada, fueron consideradas las raíces emitidas directamente de la base de las estaquillas (Silva De Oliveira *et al.*, 2012).

- **Longitud de raíces**

Al finalizar el experimento se evaluó con una cinta métrica la longitud de la raíz más larga de cada estaca enraizada (Morales, 2016).

3.3.10. Diseño experimental

El diseño experimental corresponde a un diseño completamente al azar (DCA) con 5 tratamientos, 90 repeticiones y un nivel de significancia de $\alpha=0.05$. Se consideró como variable independiente la concentración de AIB; y como dependiente al enraizamiento de las estaquillas, expresado en características de enraizamiento y desarrollo radicular. Se estableció en total 450 estaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla*. Las variables respuesta fueron: enraizamiento (%), mortandad (%), callosidad (%), número de raíces (unidad) y longitud de raíces (cm).

Tabla 1: Descripción de tratamientos y dosis

| Tratamiento | Dosis | Unidad experimental (estaquillas) | Repeticiones | Total de estaquillas |
|-----------------------------|---------------------|--|---------------------|-----------------------------|
| T0: Testigo | S/H (Sin Hormonas) | 1 | 90 | 90 |
| T1: Hormonas | 1000 ppm de AIB | 1 | 90 | 90 |
| T2: Hormonas | 1500 ppm de AIB | 1 | 90 | 90 |
| T3: Hormonas | 2000 ppm de AIB | 1 | 90 | 90 |
| T4: Hormonas | Preparado comercial | 1 | 90 | 90 |
| Total de estaquillas | | | | 450 |

3.3.11. Análisis estadístico

Se llevó a cabo la digitalización y procesamiento de datos en el software Microsoft Excel 2016. Posteriormente, se usó los programas R y R Studio para el análisis estadístico.

Los resultados de las variables de enraizamiento, al ser cualitativas, se analizaron de forma descriptiva mediante porcentajes y gráficas para entender su comportamiento.

Mientras que los resultados de las variables de desarrollo radicular, al ser cuantitativas y no cumplir con el supuesto de normalidad, se analizaron a través de la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis (correspondiente a la versión no paramétrica del ANOVA) para saber si los efectos eran estadísticamente significativos según el modelo estadístico planteado.

El modelo estadístico utilizado, con un intervalo de 95 % de confianza, fue el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + e_{ij}$$

Para $i = 1, 2, 3, 4; j = 1, 2, 3, 4, \dots, 90$

Donde:

μ : Media global

τ_i : Efecto de la i -ésima concentración de AIB.

e_{ij} : Efecto del error experimental en la i -ésima concentración de AIB y la j -ésima estaquilla de *Eucalyptus grandis x urophylla*.

Número de raíces:

Y_{ij} : Número de raíces obtenido con la i -ésima concentración de AIB en la j -ésima estaquilla de *Eucalyptus grandis x urophylla*.

Longitud de raíces:

Y_{ij} : Longitud de raíces obtenida con la i -ésima concentración de AIB en la j -ésima estaquilla de *Eucalyptus grandis x urophylla*.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Enraizamiento

Tabla 2: Caracterización de estaquillas

| Característica | Tratamientos | | | | |
|-------------------------------|--------------|----|----|----|----|
| | T0 | T1 | T2 | T3 | T4 |
| Con presencia de callo | 13 | 27 | 31 | 27 | 22 |
| Enraizada | 6 | 17 | 40 | 26 | 62 |
| Muerta | 71 | 46 | 19 | 37 | 6 |
| Total | 90 | 90 | 90 | 90 | 90 |

En la tabla 2 se presentan los resultados generales de enraizamiento de las estaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla* sometidas a diferentes dosis de ácido indolbutírico (AIB). Se clasificaron las estaquillas mediante la observación de las características cualitativas de enraizamiento, mortandad y presencia de callo de cada una de estas por cada tratamiento planteado. Cada característica será descrita detenidamente en los párrafos siguientes.

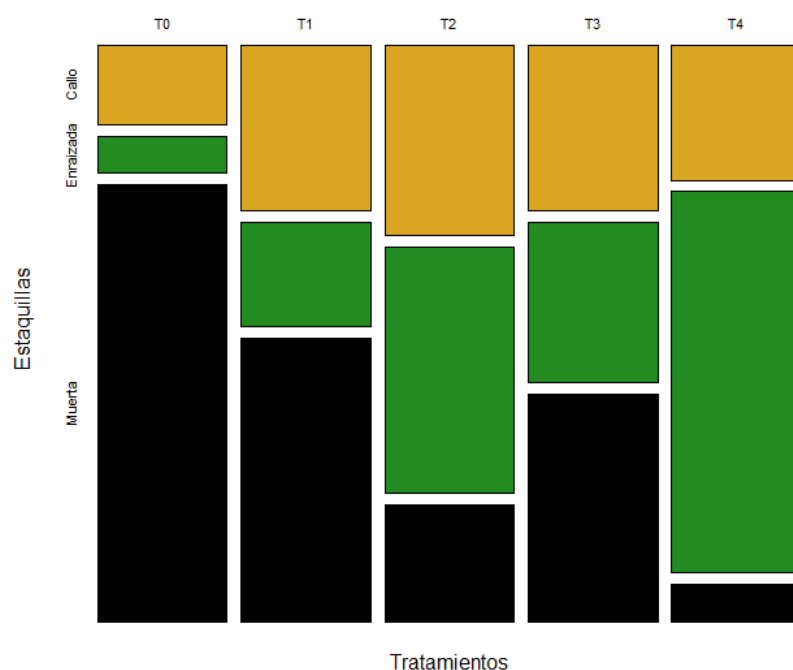


Figura 11: Caracterización de estaquillas por dosis de AIB (unidades)

4.1.1. Porcentaje de enraizamiento

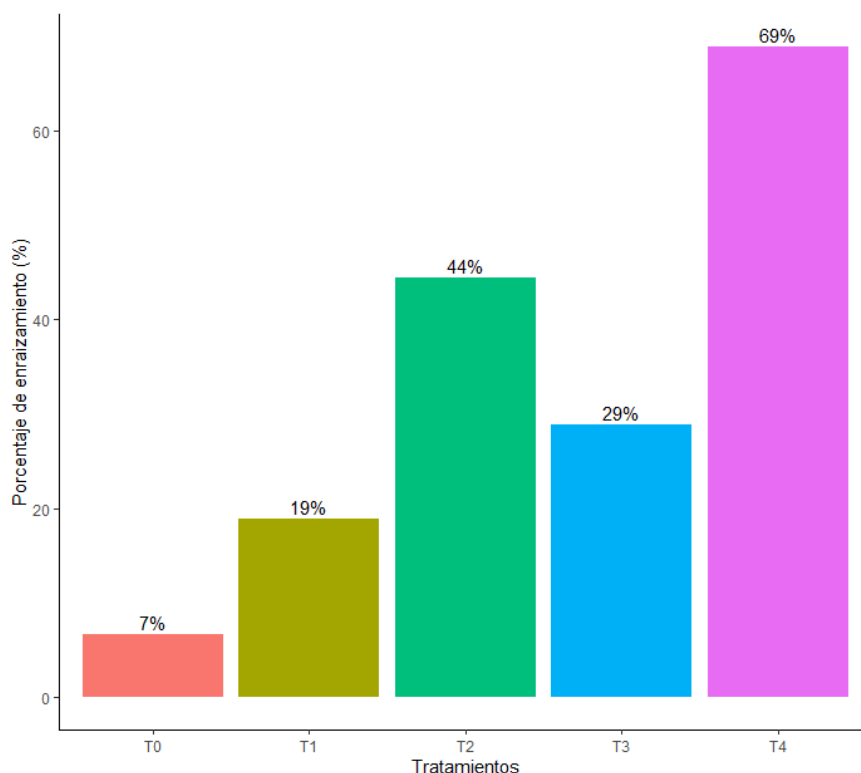


Figura 12: Porcentaje de enraizamiento por dosis de AIB

Al finalizar el periodo de experimentación se observó que las estaquillas del tratamiento T4 (preparado comercial) presentaron el mayor porcentaje de enraizamiento con 69 %, seguido de las estaquillas del T2 (1500 ppm) con un 44%; mientras que las estaquillas del tratamiento T0 (testigo sin hormona) alcanzaron el menor valor con solo 7% (Figura 12). De acuerdo a estos resultados, el tratamiento T4, que consiste en un preparado comercial compuesto por ácido naftalenacético (ANA) y ácido indolbutírico (AIB) presentó una diferencia marcada en el valor de porcentaje de enraizamiento con respecto a los otros tratamientos.

Se ha verificado que el ANA presenta características similares al AIB con la diferencia que es ligeramente más tóxico, sin embargo, de acuerdo con Hartman y Kester (1998), la aplicación en combinación de estas hormonas es más eficaz que cuando se aplican por separado, induciendo a un mayor porcentaje de enraizamiento y mayor producción de raíces en las estacas. Por ello, se puede atribuir a esta combinación el motivo por el

cual el tratamiento T4 presentó mejores resultados para la variable porcentaje de enraizamiento.

Por otro lado; el tratamiento T2, que consta en la aplicación de 1500 ppm de AIB, presentó mayor porcentaje de enraizamiento en comparación de los T1 y T3, de 1000 ppm y 2000 ppm respectivamente. Algo similar ocurrió con los resultados presentados por Rodrigues (2014) quien obtuvo en su experimento con *Eucalyptus camaldulensis*. x *Eucalyptus urophylla* mejores resultados para los tratamientos a los cuales aplicó AIB en relación con el testigo; sin embargo, las dosis de 3000 ppm y 4000 ppm presentaron valores inferiores de enraizamiento con respecto a la dosis de 2000 ppm. Al respecto, Mesen (1998) sostiene que las estacas responden positivamente a un aumento progresivo en la dosis de auxina hasta alcanzar un punto máximo, luego del cual se inicia un descenso en la respuesta por problemas de toxicidad. Asimismo, Mansilla (2004) señala que dentro de la acción auxínica, el efecto de la estimulación de crecimiento se acorta progresivamente con el aumento de la concentración, terminando por provocar una inhibición del proceso de enraizamiento. Esta inhibición es provocada por la síntesis de etileno, la cual es estimulada cuando la concentración de auxina aumenta. Aparte de ello, Mesen (1998) menciona que con dosis insuficientes de hormona puede ocurrir formación solamente de callo sin formación de raíces.

En base a lo señalado, las diferencias presentadas se pudieron deber a que a una concentración de 1000 ppm el efecto de la auxina no es el suficiente para estimular la formación de raíces, mientras que con 2000 ppm se generó un efecto de toxicidad; explicando de esta manera el mayor nivel de enraizamiento mostrado por las estaquillas sometidas al T2 de 1500 ppm de AIB. Al respecto, Callo (2019) destaca que la dosis de auxina aplicada es un factor determinante en el enraizamiento de estacas, al encontrar diferencias altamente significativas al enraizar cuatro especies con diferentes dosis de AIB; concordando con lo presentado en este experimento.

Los resultados de porcentaje de enraizamiento difieren a los obtenidos por Bueno *et al.*, (2008) y Titon *et al.*, (2003), quienes alcanzaron mayores valores de porcentaje de enraizamiento para la aplicación de dosis similares de AIB en el enraizamiento de miniestaquillas de *Eucalyptus grandis* x *urophylla* y *Eucalyptus grandis*

respectivamente. También difieren con los resultados obtenidos por Ovalle (2010), quien obtuvo 100 % enraizamiento de miniestaquillas *Eucalyptus grandis x urophylla* con el tratamiento testigo; y Soliz (2021), quien presenta porcentajes mayores al 90% en el enraizamiento de miniestaquillas *Eucalyptus grandis x urophylla* sin el empleo de hormonas de enraizamiento.

Dentro de los posibles factores que explican esta diferencia se puede considerar la técnica de miniestaquillado. Xavier *et al.*, (2001), indican que en esta técnica el material vegetativo utilizado proviene de un mini-jardín clonal en donde las plantas madre han sido propagadas por estacas y se controla su nutrición con mayor efectividad. Por su parte, Hartman y Kester (1998) señalan que la nutrición de la planta madre puede ejercer una fuerte influencia en el desarrollo de raíces; ya que, factores internos como el contenido de auxinas y reserva de carbohidratos pueden influir en la formación de raíces de las estacas. Esta afirmación es corroborada por Cunha *et al.*, (2009) y Gárate (2010) quienes resaltan la importancia del estado nutricional de la planta madre. Por lo tanto, la superioridad en enraizamiento se puede atribuir a una mejor nutrición de la fuente de obtención de estaquillas; ya que, como indican Bueno *et al.*, (2008) y Titon *et al.*, (2003) para sus ensayos, el material vegetativo se utilizó mini jardines clonales que son manejados con un programa de fertirrigación. Esto se puede corroborar con los resultados presentados por Ovalle (2010) y Soliz (2021) quienes obtuvieron mayores valores de porcentaje de enraizamiento incluso sin el empleo de hormonas, debido a que la planta madre de donde proviene el material vegetativo se encuentra correctamente fertilizada.

Un segundo aspecto a considerar, son de las condiciones de la casa de vegetación. En el ensayo de Bueno *et al.*, (2008) se tuvo una humedad relativa mayor al 80 % y temperatura de 27 °C, a diferencia de las condiciones establecidas en el presente ensayo de 60 % de humedad relativa y 30 °C de temperatura. De acuerdo con Gárate (2010), se recomienda 90 % de humedad durante la etapa de enraizamiento para evitar pérdidas de agua por evapotranspiración, lo que también difiere con lo presentado en este estudio. Mientras que la temperatura empleada no dista mucho de lo recomendado por Vasquez (2001) para enraizamiento de *Eucalyptus spp.* Por consiguiente, se presume que las

condiciones de humedad relativa pudieron ser otro factor al que se atribuye esta diferencia en el porcentaje de enraizamiento.

Por su parte, Brondani *et al.*, (2010) también presentaron bajos índices de enraizamiento para *E. benthamii* x *E. dunnii*. Asimismo, Xavier *et al.*, (2001) y Brondani *et al.*, (2014) obtuvieron resultados similares e incluso menores a los obtenidos en el presente estudio, al evaluar los valores de porcentaje enraizamiento de *Eucalyptus grandis* y *Eucalyptus benthamii* respectivamente. Estos últimos explican que los valores de porcentaje de enraizamiento dependen del material genético de los clones empleados. Lo mismo ocurre con los resultados obtenidos por Ayala *et al.*, (2020) en su ensayo con diferentes clones de *E. grandis* x *E. tereticornis* y *E. grandis* x *E. camaldulensis*, donde obtuvieron diferencias significativas por cada clon empleado, llegando a la conclusión que existe una amplia variación en la capacidad de enraizado y/o supervivencia asociada con el genotipo de los clones utilizados. Por ello, este factor también puede ser tomado en cuenta para explicar las diferencias de los niveles de porcentaje de enraizamiento del presente estudio con respecto a otros autores.

Finalmente, cabe considerar lo señalado por Hartman y Kester (1998), quienes afirman que existen marcadas diferencias en la composición química a lo largo de la estaca, observándose variaciones en la producción de raíces entre las estacas tomadas en diferentes porciones de la rama. Los autores manifiestan que la capacidad de enraizamiento de las estacas provenientes de posiciones basales de la rama es mayor que las provenientes de partes apicales, lo cual puede estar relacionado con diferencias en la acumulación de carbohidratos. En el desarrollo de esta investigación se trabajó con estaquillas de origen apical; esto también podría explicar la diferencia mostrada para la variable en estudio, en contraste con otras investigaciones.

4.1.2. Porcentaje de mortandad

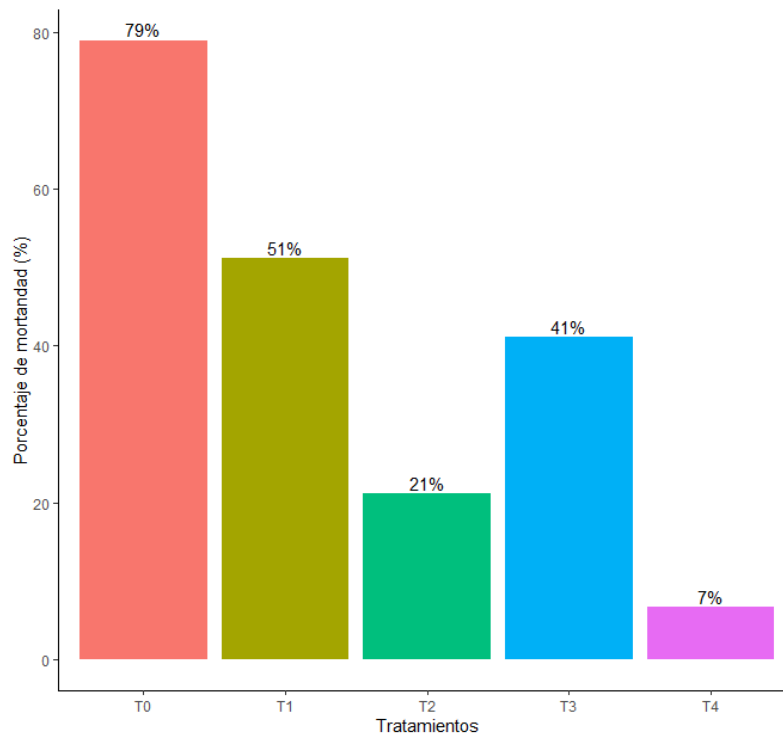


Figura 13: Porcentaje de mortandad por dosis de AIB

Al cierre del experimento se observó que el porcentaje de mortandad alcanzó el valor más alto para las estaquillas del tratamiento T0 con 79 %, seguido de las estaquillas del T1 con 51%; mientras que las provenientes del T4 presentaron el nivel más bajo con 7% (Figura 13). Resulta claro que el tratamiento testigo, al que no se le aplicó AIB, presentó una diferencia considerable con respecto a los demás tratamientos donde si hubo aplicación de hormona.

Los resultados mostraron que con la aplicación de AIB el nivel de mortalidad bajó, al comparar el tratamiento testigo con los demás. Sin embargo, el T2 con 1500 ppm presenta menor porcentaje de mortandad que el T3 de 2000 ppm. De modo similar ocurre con los resultados obtenidos por Brondani *et al.*, (2010) al probar diferentes dosis de AIB en el enraizamiento de *E. benthamii* x *E. dunnii*, que obtuvieron mayor mortalidad cuanto mayor era la dosis aplicada. Por lo anterior, se presume que en dosis muy elevadas se genera un efecto de fitotoxicidad, lo cual provoca la muerte de las estaquillas.

Se puede asumir que las estaquillas que fueron tratadas con AIB, al contar con la presencia de un sistema radicular desarrollado, disminuyeron sus valores de mortandad. En consecuencia, los tratamientos en los cuales se obtuvieron mayores valores de porcentaje de enraizamiento como el T4 y T2 presentaron menor mortandad, mientras los que presentaron menores niveles enraizamiento T0 y T1 presentaron mayor porcentaje de estaquillas muertas; mostrándose presuntamente una relación indirecta entre estos factores. En relación con este tema, Baez (2016) afirma que las raíces son una parte esencial de las plantas, ya que proveen de agua y nutrientes. Asimismo, Leskovar (2001) ratifica que el sistema radicular es un factor importante en el establecimiento del individuo, puesto que cumple funciones físicas y fisiológicas fundamentales.

Los resultados obtenidos en la presente investigación coinciden con los datos obtenidos por Rodrigues (2014), quien investigó el efecto de la aplicación de diferentes dosis de AIB en el enraizamiento de clones de *Eucalyptus urophylla* y *Eucalyptus camaldulensis* x *Eucalyptus urophylla* y obtuvo que la utilización de fitohormonas contribuye a bajar la mortalidad de las miniestacas en este proceso. Asimismo, coincide con lo presentado por Tobar (2017), quien verificó en su investigación con *Theobroma Cacao* (considerada una especie de fácil enraizamiento al igual que el eucalipto (Mendoza, 2007)) que el empleo de hormonas enraizantes reduce notablemente el porcentaje de mortalidad de las estacas sometidas a enraizamiento, presentado menores valores con la aplicación de una dosis adecuada de AIB. Teniendo en cuenta lo antes mencionado por los autores, se puede atribuir la mortandad de las estaquillas como causa de un sistema radicular no desarrollado, el cual es influenciado por la aplicación de AIB.

Por lo contrario, los resultados presentados en este ensayo para los tratamientos a los cuales se les aplicó AIB distan ligeramente a los presentados por Muñoz (2018), quien obtuvo valores de entre 20% y 30 % de mortandad en el enraizamiento de miniestaquillas de *Eucalyptus grandis* x *urophylla*. Esta diferencia se puede deber a la superioridad en enraizamiento que presenta la propagación por la técnica de miniestaquillado, como se explicó anteriormente. En consecuencia, al aumentar el porcentaje de enraizamiento se ve disminuida la mortandad.

Al mismo tiempo, Silva De Oliveira *et al.*, (2012) no reportaron un efecto significativo para la variable mortandad en la aplicación de AIB para el enraizamiento de miniestacas apicales de los híbridos de *Eucalyptus urophylla* x *E. globulus* y *Eucalyptus grandis* x *E. globulus*. Los autores indican que la respuesta de los clones al uso de AIB está asociado con las condiciones de maduración del material, diferencias en el material genético y las condiciones ambientales, entre otros factores.

También cabe comparar con lo mostrado por Brondani *et al.*, (2010), quienes presentaron menores valores de mortandad en su ensayo de enraizamiento con diferentes clones de *E. benthamii* x *E. dunnii*. Lo mismo ocurre con lo presentado por S. Rodrigues (2009), quien también reportó bajos valores de mortandad para miniestaquillas de diferentes clones de *Eucalyptus urophylla* x *E. globulus* y *Eucalyptus grandis* x *E. globulus*. Los autores atribuyen la baja mortalidad de las miniestaquillas al buen control de las condiciones ambientales dentro del invernadero, tales como temperatura y humedad relativa, las cuales fueron favorables para la sobrevivencia de los propágulos. Al respecto conviene decir que, en contraste, en el presente estudio la humedad relativa estuvo por debajo de lo sugerido en la literatura; por lo tanto, se presume que las condiciones de humedad relativa pueden ser otro factor al que se atribuye el aumento de mortandad en las estaquillas.

Por otra parte; Mesen (1998) argumenta que las estacas apicales, al ser suculentas, pueden ser susceptibles al marchitamiento. En el presente estudio se utilizaron estaquillas apicales, razón por la cual se presume que aumentó los valores de mortandad registrados.

Por último, es importante considerar todos los factores que implican la muerte de las estaquillas para poder disminuir estos valores; ya que, como menciona Tucupa (2012) la sobrevivencia de estas es uno de los factores más importantes en la multiplicación asexual, puesto que define el éxito del experimento.

4.1.3. Porcentaje de callosidad

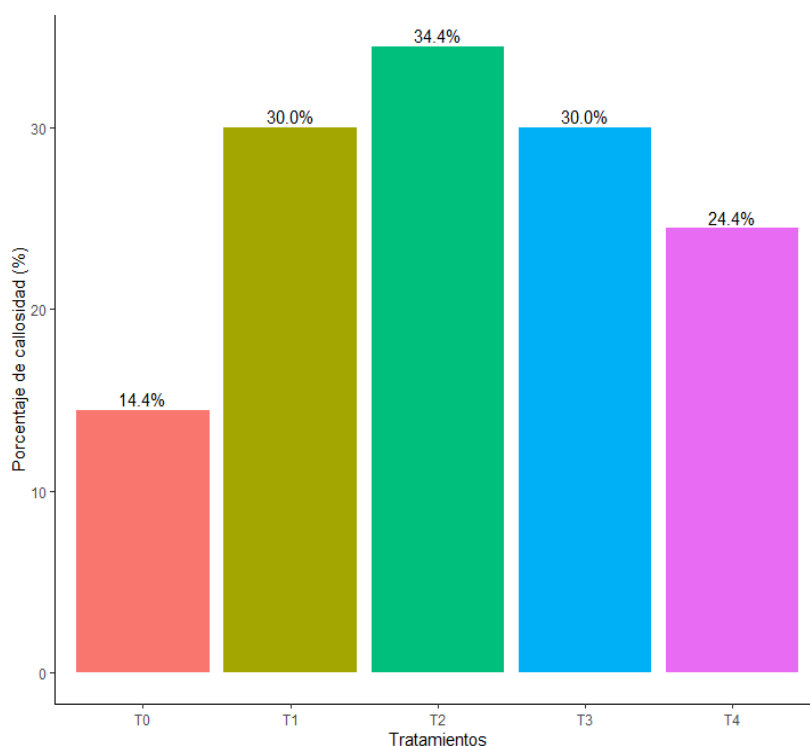


Figura 14: Porcentaje de callosidad por dosis de AIB

Luego de finalizar el periodo de enraizamiento, se observó que las estaquillas provenientes del tratamiento T2 presentaron mayores niveles de presencia de callo con un 34,4 %, seguidas de las de los tratamientos T1 y T3 con un 30 %; mientras que las provenientes del T0 fueron las que presentaron menores valores de porcentaje de callosidad con un 14,4% (Figura 14). En efecto, se apreció que las estaquillas a las que se le aplicó AIB tuvieron una respuesta positiva a la formación de callo.

Cabe resaltar que se consideró estaquillas con presencia de callo a las que solo presentaron esta característica, más no a las que habían formado raíces. Por lo tanto, el tratamiento T4, al presentar mayor porcentaje de estaquillas enraizadas, cuenta con menor cantidad de estaquillas con presencia de callo en comparación a los otros tratamientos a los que se les aplicó AIB, puesto a que la gran mayoría de estas sí lograron desarrollar raíces. Además, en el caso del T2 al contar con menos porcentaje de mortandad que los tratamientos T1 y T3 tiene un poco más de porcentaje de estaquillas que lograron formar callo.

Cañizares (1972), citado por Morales (2016), menciona que el callo es una masa irregular con varios estados de lignificación; la callosidad es un recurso defensivo, por lo tanto, que una estaca logre formarla no es un índice de enraizamiento, ya que las raíces no se forman de esta sino de la continuidad de los radios vasculares de la estaca. Asimismo, Hartman y Kester (1998) añaden que frecuentemente las primeras raíces aparecen a través del callo, suponiendo que la formación de callo es esencial para el enraizamiento; sin embargo, en la mayoría de plantas son procesos independientes y cuando ocurren simultáneamente es debido a su dependencia de condiciones internas similares. Silva De Oliveira *et al.*, (2012) corroboran lo mencionado anteriormente al encontrar en su ensayo de enraizamiento de miniestacas de apicales de los híbridos de *Eucalyptus urophylla* x *E. globulus* y *Eucalyptus grandis* x *E. globulus*, que estas habían desarrollado raíces sin la formación de callo.

En este sentido, se puede decir que para la presente investigación la formación de callo se vio influenciada con la aplicación de la hormona. Debido a que las estaquillas que fueron sometidas a aplicación de AIB presentaron valores similares de porcentaje de callosidad. No obstante, aunque las estaquillas que desarrollaron callo no lograron enraizar; se presume que debajo de la callosidad formada se pueden encontrar primordios de raíces formados; tal y como muestran Hartman y Kester (1998) en su experimento.

Por último es conveniente acotar lo mencionado por Mesen (1998), quien sostiene que a dosis muy bajas de AIB puede ocurrir formación de callo sin raíces. Así se presume que en este caso la dosis de hormona aplicada en algunos tratamientos solo fue suficiente para promover la formación de callo, más no para fomentar la rizogénesis.

4.2 Desarrollo radicular

4.2.1. Número de raíces

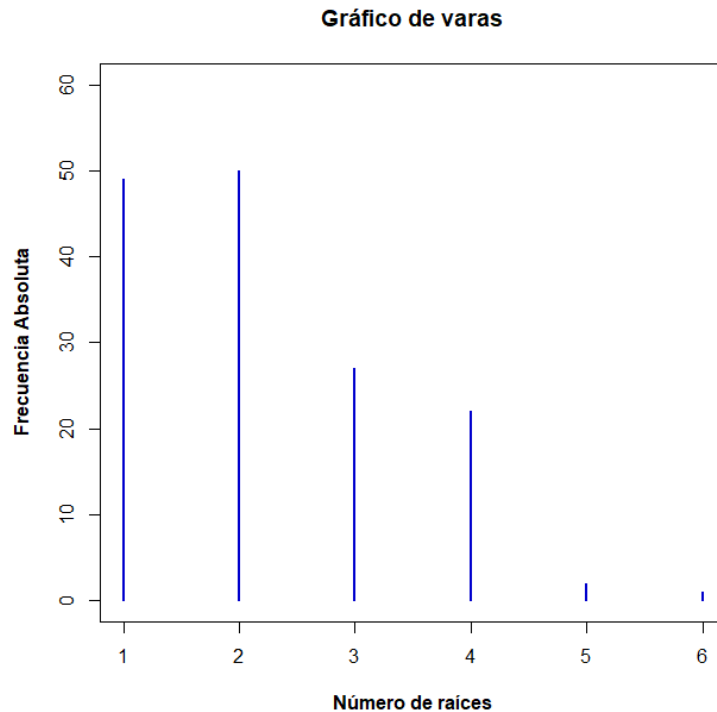


Figura 15: Número de raíces desarrolladas por estaquillas

De forma general se observó que la mayor cantidad de las estaquillas enraizadas presentaron entre una y dos raíces, mientras que el resto presentaron desde tres hasta seis raíces desarrolladas. En la figura 15 se muestra que aproximadamente 100 estaquillas enraizadas presentaron entre una y dos raíces, 50 desarrollaron entre tres y cuatro raíces, y solo tres de estas tuvieron entre cinco y seis raíces. Indicándose que el total de las estaquillas tendieron a desarrollar en promedio entre una y dos raíces.

Los resultados obtenidos coinciden con lo mostrado por Rodrigues (2014), quien presentó en su ensayo de enraizamiento con clones de *Eucalyptus camaldulensis* x *Eucalyptus urophylla* y *Eucalyptus urophylla* en promedio una y dos raíces para cada especie respectivamente. Al mismo tiempo, concuerdan con lo obtenido por S. Rodrigues (2009) quien observó entre una y siete raíces en el enraizamiento de miniestaquillas de diferentes clones de *Eucalyptus urophylla* x *E. globulus* y *Eucalyptus grandis* x *E. globulus*. Con respecto a este tema, Leakey (1987), citado por Mendoza

(2007), menciona que es deseable que las estacas presenten muchas raíces; sin embargo, si estas cuentan con tres raíces bien ramificadas y distribuidas alrededor son suficientes. Teniendo en cuenta lo mencionado por el autor, se puede decir que las estaquillas del presente estudio se encuentran dentro de lo aceptable al presentar gran parte de estas entre dos y tres raíces.

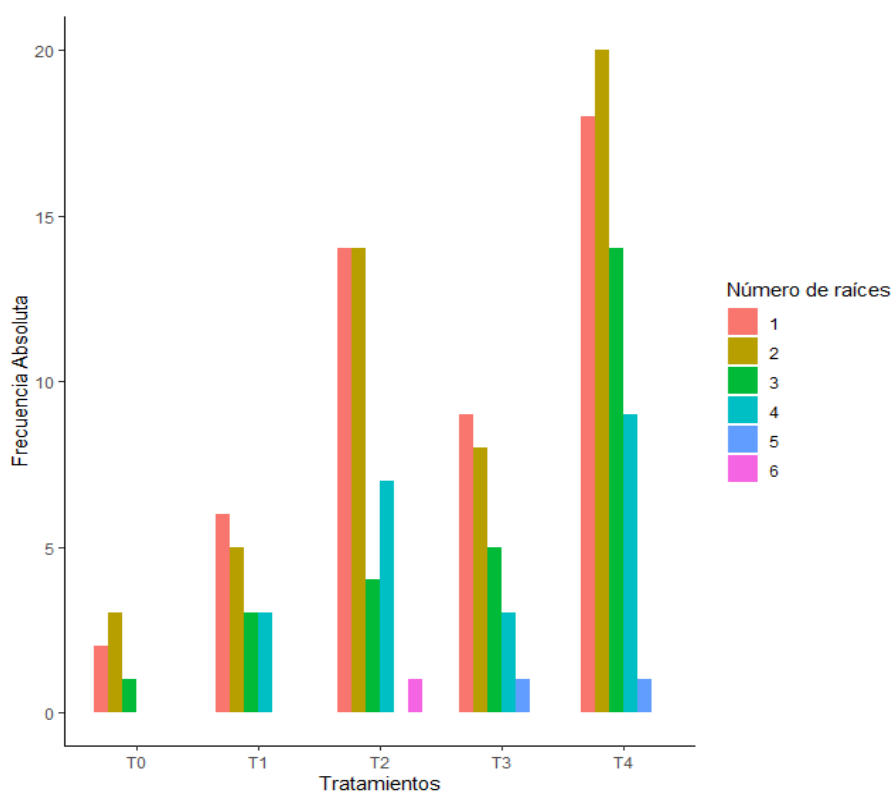


Figura 16: Número de raíces desarrolladas por dosis de AIB

Los resultados observados al final del periodo de evaluación (Figura 16) mostraron de manera preliminar que los tratamientos T4 y T2 presentaron mayor número de estaquillas enraizadas con presencia de tres a más raíces, siendo el T4 el que presenta mejores resultados. Por otro lado, se notó que los tratamientos T1, T3 y T0 no tuvieron resultados tan favorables; siendo el tratamiento testigo, al que no se le aplicó hormona, el que resultó ser menos eficaz para la variable estudiada.

De acuerdo con Hartman y Kester (1998), dentro de los propósitos de tratar a las estacas con auxinas se encuentra aumentar el número de raíces y mejorar la uniformidad del enraizamiento. Sin embargo, en la opinión de Mesen (1998), el incremento de dosis de

AIB puede mostrar un aumento en el número de raíces, pero solo hasta el punto en donde decrece por problemas de fitotoxicidad. En el presente ensayo se observó como las dosis que presentaron mejores características en enraizamiento por influencia del AIB, también muestran mayor número de raíces desarrolladas, concordando con lo mencionado por los autores.

Asimismo, según Mesén (1993) y Mesen *et al.* (1996), citados por Vásquez *et al.*, (2018), en muchas especies al aumentar la dosis de AIB también se muestra una tendencia creciente a aumentar el número promedio de raíces por estacilla. Además, Veierskov *et al.* (1982) y Haissig, (1986), mencionados por Morales (2016), añaden que este aumento puede deberse a la función que cumple el AIB de promover la movilización de carbohidratos de hojas y tallos hacia la base de la estaca; y puesto a que una función de los carbohidratos en algunas especies es promover el incremento de raíces por estaca, se puede explicar estas variaciones. Así, se presume que las diferencias en el número de raíces entre tratamientos son por la influencia del AIB.

Tabla 3: Comparación de rangos de número de raíces entre tratamientos

| Nivel de factor | n | Rango promedio |
|----------------------------|----------|-----------------------|
| 0 ppm | 6 | 64,417 a |
| 1000 ppm | 17 | 74,941 a |
| 1500 ppm | 40 | 73,963 a |
| 2000 ppm | 26 | 74,923 a |
| Preparado comercial | 62 | 79,177 a |

Nota: Los rangos promedios dentro de una fila con letras distintas presentan diferencias significativas comparadas con la prueba Post Hoc de Kruskal-Wallis al 95% de confianza.

No obstante, de acuerdo con el análisis estadístico realizado (Tabla 3) se obtuvo que entre los tratamientos con diferentes dosis de AIB no existen diferencias significativas para la variable número de raíces desarrolladas. Estos resultados coinciden con los valores reportados por Muñoz (2018) en su estudio de evaluación de la eficiencia de AIB en el enraizamiento de mini estacas de *Eucalyptus grandis x urophylla*, quien tampoco presentó diferencias significativas en el análisis de varianza para el número de raíces. De igual forma, están de acuerdo con lo obtenido por S. Rodrigues (2009) quien no observó un efecto significativo del AIB con relación al número de raíces en el

enraizamiento de miniestaquillas de diferentes clones de *Eucalyptus urophylla* x *E. globulus* y *Eucalyptus grandis* x *E. globulus*. Además, concuerdan con los resultados presentados por Morales (2016) en su estudio de propagación vegetativa de estacas de *Copaifera paupera* “Copaiba” con diferentes dosis de AIB, quien tampoco presentó diferencias significativas para esta variable.

Por el contrario, difieren con lo mostrado por Rodrigues (2014) quien reportó una influencia significativa en la aplicación de diferentes dosis AIB para la variable número de raíces en su ensayo con *Eucalyptus camaldulensis*. x *Eucalyptus urophylla* y *Eucalyptus urophylla*. Además; el autor considera que los tratamientos en donde se presentó significativamente menor número de raíces, por la nula o insuficiente aplicación de hormona, pueden implicar un menor desenvolvimiento y establecimiento en vivero. Puesto que, cuando hay mayor número de raíces, mayor será la absorción de macronutrientes, micronutrientes y agua, y mayor será la fijación de la planta al sustrato, contribuyendo para el desenvolvimiento y establecimiento.

De igual modo, contrastan con Solano (2019), que presentó diferencias significativas en el enraizamiento de esquejes de *Coffea arabica* “Café” empleando AIB y Root-Hoor, quien obtuvo mejores resultados en cuanto a número de raíces para los esquejes tratados con AIB. Asimismo, se diferencian de los resultados obtenidos por Callo (2019) quien también presentó diferencias altamente significativas para esta variable al aplicar diferentes dosis de AIB en el enraizamiento de diferentes especies; en opinión de este autor, la dosis empleada es un factor determinante para el número de raíces desarrolladas por las estacas.

Teniendo en cuenta lo mencionado anteriormente, se puede suponer que en algunas especies se evidencia más notoriamente la influencia del AIB en la movilización de carbohidratos y, por lo tanto, en la formación de raíces tal y como afirman Veierskov *et al.* (1982) y Haissig, (1986), mencionados por Morales (2016). Como no fue el caso de esta investigación en el cual se confirma que no existen diferencias significativas para la influencia del AIB en el número de raíces formadas por estaquillas de *Eucalyptus grandis* x *urophylla*.

4.2.2. Longitud de raíces

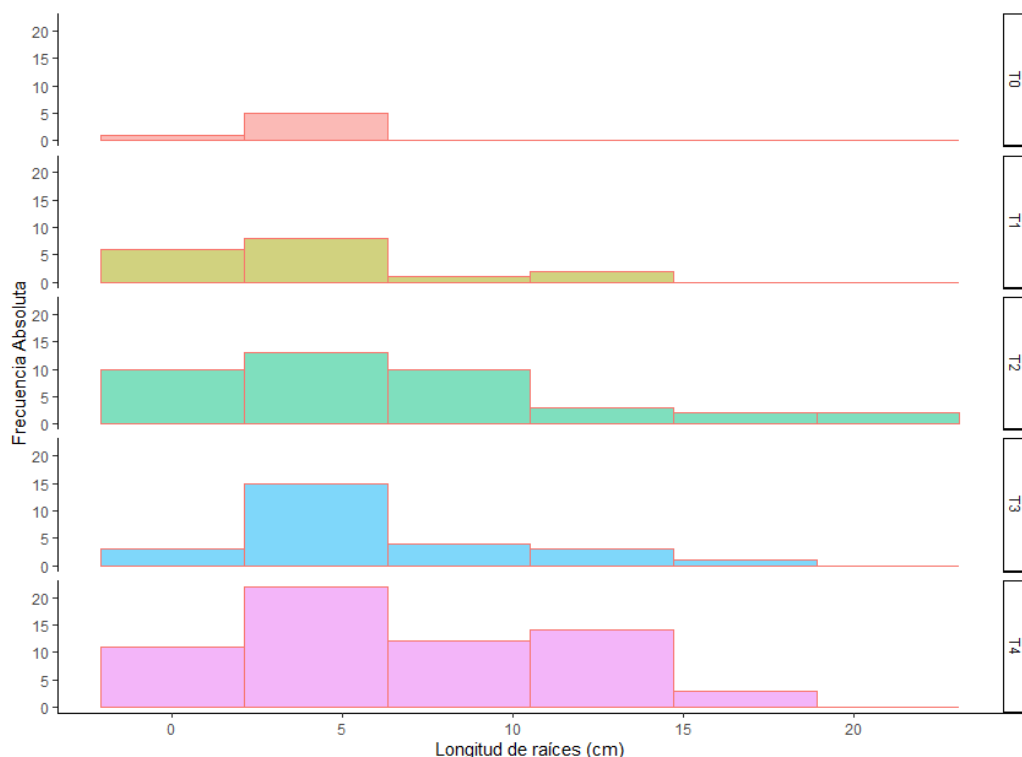


Figura 17: Histogramas de frecuencia de longitud de raíces desarrolladas por dosis de AIB

Los resultados representados en los histogramas de frecuencia (Figura 17) muestran cómo se distribuye la longitud de las raíces desarrolladas por las estaquillas en las diferentes clases longitudinales, observándose que para todos los tratamientos la mayor cantidad de estaquillas enraizadas presentó raíces con longitud en las menores clases. Sin embargo, se observó que para el tratamiento T4 y T2 se presentó mayor cantidad de estaquillas en las clases más altas con respecto a los otros tratamientos, llegando en el caso del tratamiento T2 a tener incluso estaquillas con raíces en la clase más alta. Por otro lado, se observó que las estaquillas del tratamiento testigo T0 presentaron la longitud de raíces más baja con ninguna estaquilla en las clases altas.

Este análisis muestra que en el presente estudio existió una tendencia de encontrar mayormente estaquillas con raíces de longitudes entre 1 y 10 cm, lo cual coincide con lo presentado por Muñoz (2018) quien obtuvo en promedio miniestaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla* con longitudes de raíz de 8 cm. Asimismo, se asemeja a lo obtenido por Rodrigues (2014) quien consiguió miniestaquillas de *Eucalyptus*

camaldulensis. x *Eucalyptus urophylla* y *Eucalyptus urophylla* con longitudes de 5,99 cm y 7,28 cm, respectivamente.

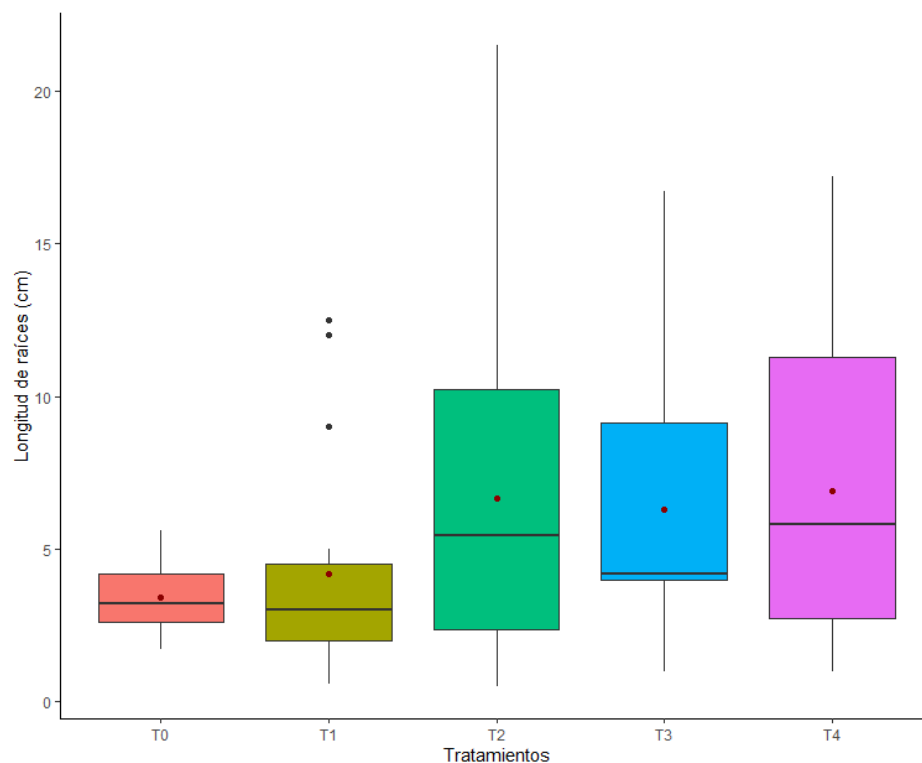


Figura 18: Diagrama de cajas de longitud de raíces desarrollada por dosis de AIB

Finalizado el ensayo se observó de forma preliminar que la dosis de AIB aplicada en los tratamientos T2, T3 y T4 presentaron las medias más altas para la variable longitud de raíces desarrolladas, siendo el tratamiento T2 el que presentó la estacilla con la mayor longitud de raíz desarrollada con 21,5 cm. A diferencia de los tratamientos T0 y T1 fueron los que presentaron las medias más bajas para esta variable; no obstante, el tratamiento T1 presentó algunos casos de estaquillas con longitud de raíz hasta de 12,5 cm (Figura 18). Por consiguiente, se puede ver la posible influencia de las diferentes dosis de AIB en la longitud radicular.

En relación con este resultado, Soudre *et al.*, (2008) y Sisaro y Hagiwara (2016) destacan que el tratamiento de estacas con auxinas como el AIB en la mayoría de casos ayuda a aumentar la calidad del sistema radicular. Además, cabe considerar que la longitud de raíces un indicador del desarrollo radicular, tal y como manifiestan

Castellanos y Sanders (2010). Por otro lado, Miranda (2016) propone el uso de AIB para la propagación de “Eucalipto” por las elevadas longitudes de raíces obtenidas.

En ese sentido, lo planteado por los autores concuerda con los resultados obtenidos, ya que se evidencia una respuesta positiva de las estaquillas a la aplicación de las diferentes dosis de AIB, notándose una respuesta positiva en cuanto a la variable longitud de raíces desarrolladas por estas.

Tabla 4: Comparación de rangos de longitud de raíces entre tratamientos

| Nivel de factor | n | Rango promedio |
|----------------------------|----------|-----------------------|
| 0 ppm | 6 | 52,250 b |
| 1000 ppm | 17 | 54,559 b |
| 1500 ppm | 40 | 77,588 ab |
| 2000 ppm | 26 | 78,481 ab |
| Preparado comercial | 62 | 82,113 a |

Nota: Los rangos promedios dentro de una fila con letras distintas presentan diferencias significativas comparadas con la prueba Post Hoc de Kruskal-Wallis al 95% de confianza.

Así pues, el análisis estadístico realizado (Tabla 4) confirma que existen diferencias significativas entre los tratamientos con diferentes dosis de AIB para la variable longitud de raíces desarrolladas. En consecuencia, se verifica que las dosis de 0 ppm y 1000 ppm tuvieron valores estadísticamente similares, diferenciándose ligeramente con las dosis de 1500 ppm y 2000 ppm. Sin embargo, si se diferencian significativamente con la dosis del preparado comercial.

Por otra parte, los resultados obtenidos discrepan con lo obtenido por Muñoz (2018) y Ovalle (2010) quienes no reportan diferencias significativas para esta variable en el enraizamiento con diferentes dosis de AIB en miniestaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla*. Esta diferencia, en contraste con estos autores, puede deberse a la fuente de donde proviene el material vegetativo (mini jardín clonal con manejo de fertilización). Ya que, como mencionan Hartman y Kester (1998) la nutrición de la planta madre puede ejercer una fuerte influencia en el desarrollo de raíces.

A su vez, estos resultados difieren con lo presentado por Morales (2016) quien tampoco presentó diferencias significativas al enraizar estacas de *Copaifera paupera* con tres dosis distintas de AIB. Con respecto a esto, Henríquez (2004) manifiesta que factores hormonales como las auxinas pueden controlar el crecimiento de las raíces, pudiendo en casos inducir la formación de raíces adventicias y en otros inhibir el crecimiento de estas cuando estimulan la producción de etileno al ser aplicadas en dosis muy elevadas. Así pues, se presume que en el estudio de Morales (2016) la aplicación de auxina no fue beneficiosa, mientras que para el presente estudio se presume que existe un efecto positivo, puesto que en dosis donde se obtuvo mejores resultados en cuanto al enraizamiento, se observó también el aumento en la longitud del sistema radicular de las estaquillas.

Por otro lado, las diferencias reportadas coinciden con lo presentado por Rodrigues (2014) quien obtuvo diferencias significativas al aplicar diferentes dosis de auxina, reportando mayor longitud de raíces en los tratamientos a los cuales se les aplicó dosis de 2000 ppm y 3000 ppm de AIB en el enraizamiento de miniestaquillas *Eucalyptus camaldulensis*. x *Eucalyptus urophylla*, y 3000 ppm para miniestaquillas de *Eucalyptus urophylla*; con respecto a otros tratamientos con diferentes dosis.

De igual manera, los resultados concuerdan con Callo (2019), quien enfatiza que la dosis de AIB empleada es un factor determinante para la longitud de raíces, al encontrar diferencias altamente significativas en su ensayo de enraizamiento de cuatro especies nativas. Asimismo, coinciden con Mendoza (2007) quien si presentó diferencias significativas en la aplicación de AIB en el enraizamiento de *Theobroma cacao*; y con Miranda (2016) quien también presentó diferencias en la aplicación de distintas dosis de auxina en el enraizamiento de *Eucalyptus viminalis*. De acuerdo con lo mencionado anteriormente, se puede decir que para estos casos y el del presente estudio el uso de AIB si ayudó a mejorar la longitud del sistema radicular y su aplicación en diferentes dosis es necesaria para la inducción de raíces y su crecimiento.

V. CONCLUSIONES

- El AIB influyó positivamente en el enraizamiento de las estaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla*, presentado incrementos provechosos en las variables de enraizamiento y desarrollo radicular.
- Se determinó que con la aplicación de la dosis de 1500 ppm y el preparado comercial (PC) se obtuvo valores superiores de porcentaje enraizamiento y porcentaje de callosidad, y menores valores de porcentaje de mortandad en el proceso rizogénico de estaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla*; siendo el PC el más eficiente para estas características.
- No se evidenciaron diferencias significativas en la aplicación de AIB para el número de raíces desarrolladas por las estaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla*, sin embargo, se apreció que las dosis de 1500 ppm y PC presentaron características superiores.
- Se determinó que la dosis del preparado comercial (PC) fue la que alcanzó los mayores valores de longitud de raíces desarrolladas por las estaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla*, mientras que las dosis de 0 ppm y 1000 ppm fueron las que presentaron los menores valores, no presentando diferencias significativas entre estas últimas.
- La determinación de la dosis óptima a aplicar para propagar vegetativamente estaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla* es de vital importancia para obtener plantones con las mejores características que les permitan desarrollarse plenamente en la etapa de vivero y posteriormente puedan ser llevados a campo definitivo.

VI. RECOMENDACIONES

- De cara a futuros estudios, sería conveniente analizar el efecto de la concentración del AIB en el tiempo de enraizamiento de estaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla*.
- Se recomienda realizar estudios comparativos en el proceso de enraizamiento entre el uso de estaquillas y miniestaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla*.
- Realizar estudios usando miniestaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla*, probando diferentes dosis de preparados comerciales y sustratos alternativos.
- Se recomienda complementar con estudios que vayan hasta la etapa de rusificación y puesta en campo definitivo.
- Se recomienda realizar la investigación en condiciones ambientales que favorezcan óptimamente el enraizamiento de estaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla*.
- Se recomienda utilizar el preparado comercial Root-Hor para la propagación vegetativa de las estaquillas de *Eucalyptus grandis x urophylla* provenientes del jardín clonal de la empresa TECFOREST ubicado en Pangoa, Satipo, Junín.

VII. BIBLIOGRAFÍA

- Alvarado, P., & Urrutia, G. (2003). Invernaderos. *El Agroeconómico*, 10. Recuperado de: <https://biblioteca.org.ar/libros/8863.pdf>
- Arango, B., & Tamayo, L. (2008). Densidad de la madera en clones de *Eucalyptus* por densitometría de rayos X. *SciELO*, 45, 87–99. Recuperado de: <http://www.scielo.org.co/pdf/rfiua/n45/n45a08.pdf>
- Arborizaciones. (2014). Semillas forestales híbridas de alta calidad genética: *Eucalyptus grandis* x *E. Urophylla*. “Eucalyptus Urograndis.” Recuperado de: <http://arborizaciones.com/semillas-forestales/>
- ASOHECA. (2009). Ficha técnica para el establecimiento y manejo de jardines clonales de Caucho natural. Recuperado de: [http://www.asoheca.org/imagenes/Fichastecnicas/FICHA TECNICA PARA EL ESTABLECIMIENTO Y MANEJO DE JARDINES CLONALES DE CAUCHO NATURAL.pdf](http://www.asoheca.org/imagenes/Fichastecnicas/FICHA%20TECNICA%20PARA%20EL%20ESTABLECIMIENTO%20Y%20MANEJO%20DE%20JARDINES%20CLONALES%20DE%20CAUCHO%20NATURAL.pdf)
- Ayala, P., Surenciski, M., Harrand, L., & Luna, C. (2020). Capacidad de enraizamiento de clones híbridos de *Eucalyptus* del Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Argentina. *Temas Agrarios*, 25(1), 66–76. <https://doi.org/10.21897/rta.v25i1.2214>
- Badilla, Y., & Murillo, O. (2005a). Establecimiento de jardines clonales. *Revista Forestal Mesoamericana Kurú*, 2(6), 69–72. Recuperado de: <https://revistas.tec.ac.cr/index.php/kuru/article/view/540/466>
- Badilla, Y., & Murillo, O. (2005b). Manejo de jardines clonales. *Revista Forestal Mesoamericana Kurú*, 2(6), 1–4. Recuperado de: <https://revistas.tec.ac.cr/index.php/kuru/article/view/539/465>

- Baez, A. (2016). Evaluación del efecto de cinco cepas de *Trichoderma spp.* sobre el crecimiento foliar y radicular de portainjertos de rosas var. Natal Brier (Tesis de pregrado, Universidad San Francisco De Quito - USFQ). Recuperado de: <http://repositorio.usfq.edu.ec/bitstream/23000/6049/1/129535.pdf>
- Barbat, T. (2006). La multiplicación de las plantas. *Extra*, 32–43. Recuperado de: http://www.horticom.com/Revistasonline/revistas/viveros06/a_barbat.pdf
- Brondani, G. B., Baccarin, F. J. B., Bergonci, T., Gonçalves, A. N. &, & de Almeida, M. (2014). Miniestaquia de *Eucalyptus benthamii*: Efeito do genótipo, aib, zinco, boro e coletas de brotações. *Cerne*, 20(2005), 147–156. Recuperado de: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=74430342018>
- Brondani, G. E., Grossi, F., Wendling, I., Dutra, L. F., & Araujo, M. A. (2010). Aplicação de IBA para o enraizamento de miniestacas de *Eucalyptus benthamii* Maiden & Cambage x *Eucalyptus dunnii* Maiden. *Acta Scientiarum - Agronomy*, 32(4), 667–674. <https://doi.org/10.4025/actasciagron.v32i4.4879>
- Bueno, P., Xavier, A., & Zeferino, N. (2008). Efeito dos reguladores de crescimento AIB e ANA no enraizamento de miniestacas de clones de *Eucalyptus grandis* x *Eucalyptus urophylla*. *Revista Árvore*, 32, 1051–1058. Recuperado de: <https://www.scielo.br/pdf/rarv/v32n6/a10v32n6.pdf>
- Callo, Y. (2019). Dos reguladores comerciales de crecimiento (rapid root, roothor ®) y tres dosis para el enraizamiento de estacas (*Tecoma fulva sub sp arequipensis*, *Balbisia verticillata cav*, *Mutisia acuminata Ruiz & Pavon*) y esquejes (*Calceolaria pisacomensis Meyen*) de propagación de flora nativa ornamental de la región Arequipa, bajo condiciones controladas (Tesis de pregrado, Universidad Nacional De San Agustín De Arequipa). Recuperado de: <http://repositorio.unsa.edu.pe/bitstream/handle/UNSA/11261/IAcahuyp.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Castellanos, C., & Sanders, B. (2010). Establecimiento y crecimiento inicial de estacas de tres especies de *Bursera Jacq. ex L.* *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 1(2), 93–103. Recuperado de: <http://www.scielo.org.mx/pdf/remcf/v1n2/v1n2a8.pdf>

- Castro R., D., & González O., J. (2002). Micropropagación de eucalipto (*Eucalyptus grandis Hill ex Maiden*) en el sistema de inmersión temporal. *Agricultura Técnica*, 62(1), 68–78. <https://doi.org/10.4067/s0365-28072002000100007>
- Cunha, A., Paiva, H., Xavier, A., & Otoni, W. (2009). Papel da Nutrição Mineral na Formação de Raízes Adventícias em Plantas Lenhosas. *Pesquisa Florestal Brasileira*, 0(58), 35–48. <https://doi.org/10.4336/2009.pfb.58.35>
- Dos Santos, V. (2017). Efecto de la calefacción en el enraizamiento de estacas de *Eucalyptus grandis* (Tesis de pregrado, Universidad de la Republica). Recuperado de: <https://www.colibri.udelar.edu.uy/jspui/handle/20.500.12008/18671>
- Enríquez, H. (2015). Propagación vegetativa de quishuar (*Buddleja incana*) y aliso (*Alnus acuminata*) empleando tres enraizadores en la granja experimental Yuyucocha, de la Universidad Técnica del Norte (Tesis de pregrado, Universidad Técnica Del Norte). Recuperado de: <http://repositorio.utn.edu.ec/bitstream/123456789/4321/1/03 FOR 220 TESIS.pdf>
- Estrada, J. (2012). Guía para la construcción de invernaderos o fitotoldos. FAO. Recuperado de: <http://www.fao.org/3/as968s/as968s.pdf>
- Gárate, M. H. (2010). Técnicas de propagación por estacas (Tesis de pregrado, Universidad Nacional de Ucayali). Recuperado de: http://iiap.org.pe/Archivos/publicaciones/Publicacion_1679.pdf
- Gouma, R., Bouvet, J., Vigneron, P., & Kimboum, N. (2000). Conservación ex situ de recursos genéticos en el Congo: casos de dos especies introducidas: *Eucalyptus grandis* y *E. urophylla*. In *Recursos Genéticos Forestales*, FAO (Issue 28, pp. 15–19). Recuperado de: <https://www.fao.org/publications/card/es/c/11bb3ac2-355f-5e5c-8ed2-ebd298c32693/>
- Guariguata, M., Arce, J., Ammour, T., & Capella, J. (2017). Las plantaciones forestales en Perú, reflexiones, estatus actual y perspectivas a futuro. Centro para la Investigación Forestal Internacional (CIFOR). <https://doi.org/10.17528/cifor/006461>
- Hartman, H., & Kester, D. (1998). Propagación de Plantas. Principios y prácticas. In *Propagación de Plantas* (6th ed.). Recuperado de: https://jardinbotanico.montevideo.gub.uy/sites/jardinbotanico.montevideo.gub.uy/files/articulos/descargas/propagacion_de_plantas_1_hartman_kester_1.pdf

- Henríquez, E. (2004). Evaluación de tres factores de enraizamiento en estacas de Morera (*Morus alba*) (Tesis de pregrado, Universidad de Chile). Recuperado de: http://repositorio.uchile.cl/bitstream/handle/2250/101738/henriquez_e.pdf?sequence=4
- Hereña, R. (2020). Plantaciones Forestales Rumbo al Bicentenario.
- Huanca, W. (2011). Métodos de reproducción asexual y su aplicación. Universidad Nacional del Altiplano Puno-Perú. Recuperado de: <https://es.slideshare.net/ocelotlunam/propagacion-asexualplantasysuaplicacion>
- Lelis de Oliveira, M., Xavier, A., Dos Santos, A. P., & Andrade, H. B. (2006). Efeito da estaquia, miniestaquia, microestaquia e micropropagação no desempenho silvicultural de clones híbridos de *Eucalyptus spp.* Revista Arvore, 30(4), 503–512. <https://doi.org/10.1590/s0100-67622006000400002>
- Lenscak, M., & Iglesias, N. (2019). Invernaderos (INTA). Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Recuperado de: https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_-_invernaderos.pdf
- León, D. (2009). Propagación de dos especies de Yagual (*Polylepis incana* y *Polylepis racemosa*) utilizando dos enraizadores orgánicos y dos enraizadores químicos en el vivero forestal del CREA en el Cantón y Provincia del Cañar (Tesis de pregrado, Escuela Superior Politécnica De Chimborazo). Recuperado de: <http://dspace.espace.edu.ec/bitstream/123456789/754/1/13T651.pdf>
- López, J. C. (s.f.). Principales tipos de invernaderos (1ª parte). Recuperado de: <https://drcomag.yolasite.com/resources/MATERIALESytiposdeINVERNADEROS.pdf>
- Mansilla, A. (2004). Propagación vegetativa mediante estaquillado en especies nativas de los géneros *Mutisia*, *Escallonia* y *Gaultheria*, como potenciales cultivos ornamentales (Tesis de pregrado, Universidad Austral de Chile). Recuperado de: <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2004/fam288p/html/index-frames.html>
- Martínez, R., Azpíroz, H., Rodríguez, J., Cetina, V., & Gutiérrez, M. (2006). Importancia de las plantaciones forestales de *Eucalyptus*. Ra Ximhai, 2(3), 815–846. Recuperado de: <http://www.redalyc.org/pdf/461/46120313.pdf>

- Mendoza, W. (2007). Efecto de dos tipos de sustrato y tres concentraciones de ácido indolbutírico en la propagación por estacas del cultivo de cacao (*Theobroma cacao l.*) (Tesis de pregrado, Universidad Nacional Agraria De La Selva). Recuperado de: <http://repositorio.unas.edu.pe/bitstream/handle/UNAS/66/AGR-510.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Mesen, F. (1998). Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigacion. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza - CATIE. Recuperado de: http://repositorio.bibliotecaorton.catie.ac.cr/bitstream/handle/11554/1638/Enraizamiento_de_estacas.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Miranda, L. (2016). Propagación asexual del eucalipto (*Eucalyptus viminalis*) con enraizador natural (agua de coco), en la cámara de sub-irrigación en el centro experimental de Cota Cota (Tesis de pregrado, Universidad Mayor De San Andrés). Recuperado de: <https://repositorio.umsa.bo/xmlui/bitstream/handle/123456789/10537/T-2354.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Miserendino, E., & Astorquizaga, R. (2014). Invernaderos: aspectos básicos sobre estructura, construcción y condiciones ambientales. *Agricultura*, 23, 97–100. Recuperado de: https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_agricultura23_invernadero.pdf
- Morales, E. (2016). Propagación vegetativa de copaiba (*Copaifera paupera (Herzog) Dwyer*) mediante enraizamiento de estaquillas juveniles en cámaras de subirrigación, en Jenaro Herrera, Loreto, Perú (Tesis de pregrado, Universidad Nacional Agraria La Molina). Recuperado de: <http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/2642/K10-M673-T.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Muñoz, L. (2018). Evaluación de la eficiencia del ácido indolbutírico (AIB) en el enraizamiento de mini estacas de *Eucalyptus urophylla x grandis* (Eucalipto urograndis), Cantón Buena Fe, provincia Los Ríos (Tesis de pregrado, Escuela Superior Politécnica De Chimborazo). Recuperado de: <http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/10362/1/33T0197.pdf>

- Noboa, V. (2010). Efecto de seis tipos de sustratos y tres dosis de ácido a naftalenacético en la propagación vegetativa de mortiño (*Vaccinium floribundum Kunth*) (Tesis de pregrado, Escuela Superior Politécnica De Chimborazo). Recuperado de: <http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/713/1/33T0067.pdf>
- Norberto, P. (1999). Efeitos da época de poda, cianamida hidrogenada, irrigação e ácido indolbutírico na colheita antecipada e enraizamento de estacas de figueira (*Ficus carica L.*) (Tesis de maestria, Universidade Federal De Lavras). Recuperado de: http://repositorio.ufla.br/bitstream/1/34171/3/DISSERTAÇÃO_Efeitos da época de poda%2C cianamida hidrogenada%2C irrigação e ácido indolbutírico na colheita antecipada e enraizamento de estacas de figueira %28Ficu.pdf
- Ovalle, J. (2010). Evaluación de concentraciones de auxinas para la propagación vegetativa comercial de 4 especies forestales: Melina (*Gmelina arborea*), Eucalipto (*Eucalyptus urograndis*), Pino (*Pinus patula*) y Pinabete (*Abies guatemalensis*) (Tesis de pregrado, Universidad De San Carlos De Guatemala). Recuperado de: <http://www.repositorio.usac.edu.gt/7042/1/T-02864.pdf>
- Paillacho, C. (2010). Evaluación del crecimiento inicial de *Eucalyptus urograndis*, *Gmelina arborea Roxb* Y *Ochroma pyramidale Cav* bajo la aplicación de cuatro dosis de potasio en la hacienda Zoila Luz del cantón Santo Domingo (Tesis de pregrado, Escuela Politécnica Del Ejercito). Recuperado de: <https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/2966/1/T-ESPE-IASA-II-002329.pdf>
- Pereira, M. (2003). Propagação via estacas apicais, caracterização morfológica e molecular de Jabuticabeiras (*Myrciaria spp*) (Tesis doctoral, Universidade de São Paulo). Recuperado de: <http://www.bibliotecaflorestal.ufv.br/handle/123456789/4819>
- Quispe, A. (2017). Estudio de las cadenas productivas y estrategias para la promoción de plantaciones forestales con fines comerciales y sostenibles en el Perú.
- Rodrigues, L. (2014). Resposta da rizogênese em miniestacas de clones de *Eucalyptus spp* . à utilização de fitohormônio (Tesis de pregrado, Universidade de Brasília). Recuperado de: https://bdm.unb.br/bitstream/10483/10137/1/2014_LeonardoMaruoRodriguesdeQueiroz.pdf

- Rodrigues, S. (2009). Micropropagacao e enraizamento de miniestacas de clones hibridos de *Eucalyptus globulus* (Tesis de maestria, Universidade Federal de Viçosa). Recuperado de: https://www.locus.ufv.br/bitstream/123456789/2998/1/texto_completo.pdf
- Rojas, S., García, J., & Alarcón, M. (2004). Propagación asexual de plantas: Conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas. Recuperado de: <http://bibliotecadigital.agronet.gov.co/handle/11348/4167>
- Silva De Oliveira, L., Xavier, A., Dias, P. C., Cooreia, A. C. G., Borges, S. R., Takahashi, E. K., & Paiva, H. N. de. (2012). Enraizamento de miniestacas e microestacas de clones de *Eucalyptus urophylla* x *E. globulus* e de *Eucalyptus grandis* x *E. globulus*. *Scientia Florestalis*, 40(96), 507–516. Recuperado de: <https://www.ipef.br/publicacoes/scientia/nr96/cap09.pdf>
- Sisaro, D., & Hagiwara, J. (2016). Propagación vegetativa por medio de estacas de tallo. INTA. Recuperado de: https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_propagacion_vegetativa_por_medio_de_estacas_de_tallo.pdf
- Solano, J. (2019). Propagación vegetativa de café (*Coffea arabica* L.) por esquejes usando hormonas enraizantes y sustratos en vivero, Huambo-Rodríguez de Mendoza- Amazonas (Tesis de pregrado, Universidad Nacional Toribio Rodríguez De Mendoza - UNRTM). Recuperado de: <http://repositorio.untrm.edu.pe/bitstream/handle/UNTRM/2027/Solano%20Vargas%20Jhordy%20Janno.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Soudre, M., Mesen, F., Del Castillo, D., & Guerra, H. (2008). Bases técnicas para la propagación vegetativa de árboles tropicales mediante enraizamiento de estaquillas. Recuperado de: <https://pdfslide.net/documents/bases-tecnicas-para-la-propagacion-vegetativa-de-arboles-tropicales-mediante-enraizamiento-de-estaquillas-memoria-curso-internacional-iiap-pucallpa-2008.html>
- Titon, M., Xavier, A., Otoni, W. C., & Reis, G. G. dos. (2003). Efeito do AIB no enraizamento de miniestacas e microestacas de clones de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden. *Revista Árvore*, 27(1), 1–7. <https://doi.org/10.1590/s0100-67622003000100001>

- Tobar, F. (2017). Efecto de reguladores de crecimiento en la propagación vegetativa del clon de cacao CCN-51 (*Theobroma cacao l.*) por medio de ramillas en Mocache (Tesis de pregrado, Universidad Técnica Estatal De Quevedo). Recuperado de: <https://repositorio.uteq.edu.ec/bitstream/43000/2724/1/T-UTEQ-0090.pdf>
- Torres, A. (2003). Relação entre sazonalidade, desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia (Tesis de maestría, Universidade de São Paulo). Recuperado de: <https://pdfs.semanticscholar.org/65f5/158d65f9620278414d13f3a489f0b4b7d4cd.pdf>
- Tucupa, W. (2012). Efecto de la aplicación de tres tipos de hormonas enraizantes en tres sustratos, para la propagación de estacas gxn como pie de injerto para el Duraznero, en el municipio de Luribay, provincia Loayza – La Paz (Tesis de pregrado, Universidad Mayor De San Andrés). Recuperado de: <https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/7935/T-1673.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Uribe, M. E., Durán, R., Bravo, G., Mora, F., Cartes, P., & Delaveau, C. (2011). Propagación vegetativa de *Berberidopsis corallina Hook.f.*, una especie en peligro de extinción, endémica de Chile. *Gayana - Botanica*, 68(2), 135–140. <https://doi.org/10.4067/S0717-66432011000200003>
- Vallejos, G., Toledo, L. E., & Arévalo, L. A. (2014). Enraizamiento de brotes de capirona *Calycophyllum spruceanum (Benth.) Hook. f. ex Schum.*, en la amazonía peruana. *Revista Forestal Mesoamericana Kurú*, 11(17), 55–59.
- Vasquez, A. (2001). Silvicultura De Plantaciones Forestales En Colombia. In Universidad Del Tolima Facultad De Ingenieria Forestal. Recuperado de: <https://vdocuments.mx/silvicultura-de-plantaciones-forestales-en-colombia.html>
- Vásquez, Lady, Montejó, D. A., Torres, G. V., & Ochoa, C. B. (2018). Edad del material vegetativo y su efecto en el enraizamiento de brotes de café (*Coffea arabica*) variedad caturra. *Revista de Investigación Valdizana*, 12, 215–222. Recuperado de: <http://revistas.unheval.edu.pe/index.php/riv/article/view/157>

Vaz de Arruda, R., Namita, E., Sgarbi, F., & Almedia, M. (2001). Seja o doutor do seu eucalipo. *Arquivo Do Agrônomo Potafos*, 12(93), 32. Recuperado de: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0006-87051993000100007&lng=pt&tlng=pt

Xavier, A., Andrade, H. B., Lelis de Oliveira, M., & Wendling, I. (2001). Desempenho do enraizamento de microestacas e miniestacas de clones híbridos de *Eucalyptus grandis*. *R. Árvore*, 25(4), 403–411. Recuperado de: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/38381/1/Desempenho-do-enraizamento-de-microestacas.pdf>

Yance, P. (2020). *Plantaciones Forestales Comerciales - PFC*.

VIII. ANEXOS

ANEXO 1. ESTADÍSTICAS DESCRIPTIVAS

Tabla 5: Resultados de las estadísticas descriptivas de las variables de desarrollo radicular

| Variable | Nivel de factor | Q1 | Mediana | Q3 | Media | CV(%) | n |
|------------------------------------|---------------------|-------|---------|--------|-------|-------|----|
| Número de raíces (unidades) | 0 ppm | 1,25 | 2 | 2 | 1,833 | 41,05 | 6 |
| | 1000 ppm | 1,00 | 2 | 3 | 2,176 | 51,97 | 17 |
| | 1500 ppm | 1,00 | 2 | 3 | 2,200 | 56,57 | 40 |
| | 2000 ppm | 1,00 | 2 | 3 | 2,192 | 53,22 | 26 |
| | Preparado comercial | 1,00 | 2 | 3 | 2,274 | 47,88 | 62 |
| Longitud de raíces (cm) | 0 ppm | 2,600 | 3,20 | 4,175 | 3,433 | 40,76 | 6 |
| | 1000 ppm | 2,000 | 3,00 | 4,500 | 4,176 | 85,47 | 17 |
| | 1500 ppm | 2,375 | 5,45 | 10,225 | 6,650 | 78,48 | 40 |
| | 2000 ppm | 4,000 | 4,20 | 9,150 | 2,292 | 70,97 | 26 |
| | Preparado comercial | 2,725 | 5,80 | 11,275 | 6,921 | 66,42 | 62 |

ANEXO 2. CUMPLIMIENTO DE SUPUESTOS

Tabla 6: Resultados del Cumplimiento de supuestos y comparación de medias de las variables de desarrollo radicular

| Variabales | Número de raíces | Longitud de raíces |
|--|--|--|
| Prueba de Normalidad | Shapiro - Wilk | |
| Cumplimiento/ p-valor | No/ 1,793e-09 | No/ 6,886e-07 |
| Prueba de Homogeneidad de varianzas | Levene | |
| Cumplimiento /p-valor | Sí/ 0,8286 | Sí/ 0,05611 |
| Prueba de Distribución | Anderson - Darling | |
| Cumplimiento/ p-valor | Sí/ 0,9998 | Sí/ 0,1223 |
| Igualdad de medias | Prueba no paramétrica: Kruskal - Wallis | Prueba no paramétrica: Kruskal - Wallis |

ANEXO 3. COMPARACIÓN DE IGUALDAD DE MEDIAS

Tabla 7: Prueba de Kruskal – Wallis para las variables de desarrollo radicular

| Variable | Prueba | Estadístico | Grados de libertad | Significación |
|--------------------|------------------|-------------|--------------------|---------------|
| Número de raíces | Kruskal - Wallis | 0,9347973 | 4 | 0,9195164 |
| Longitud de raíces | Kruskal - Wallis | 7,207191 | 4 | 0,1253359 |

ANEXO 4. COMPARACIÓN DE DESARROLLO RADICULAR

Tabla 8: Número y longitud de raíces por el efecto de la dosis de AIB

| Nivel de factor | Número de raíces | Longitud de raíces |
|---------------------|------------------|--------------------|
| | (unidades) | (cm) |
| 0 ppm | 64,417 a | 52,250 b |
| 1000 ppm | 74,941 a | 54,559 b |
| 1500 ppm | 73,963 a | 77,588 ab |
| 2000 ppm | 74,923 a | 78,481 ab |
| Preparado comercial | 79,177 a | 82,113 a |

ANEXO 5. SELECCIÓN DE MATERIAL GENÉTICO



Figura 19: CLON TF-001

ANEXO 6. PODA DE REJUVENECIMIENTO DE RAMAS



Figura 20: Poda del CLON TF-001

ANEXO 7. INSUMOS



Figura 21: Sustrato MECPLANT



Figura 22: Fungicida CUPRAVIT

ANEXO 8. INTRODUCCIÓN DE BANDEJAS AL INVERNADERO



Figura 23: Tratamientos instalados listos para ingresar al invernadero

ANEXO 9. MANEJO DENTRO DEL INVERNADERO

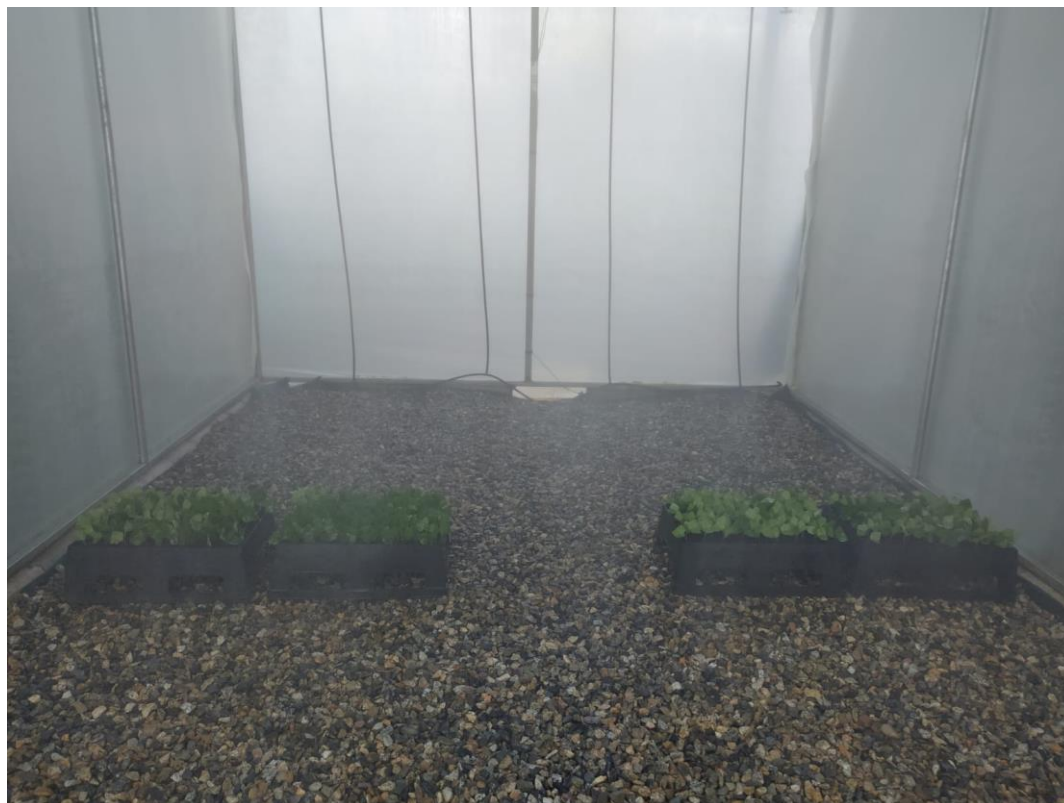


Figura 24: Riego de estaquillas

ANEXO 10. MEDICIÓN DE VARIABLES DE ESTUDIO

PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO



Figura 25: Estaquilla enraizada.

NÚMERO DE RAÍCES



Figura 26: Conteo de número de raíces de las estaquillas

LONGITUD DE RAÍCES

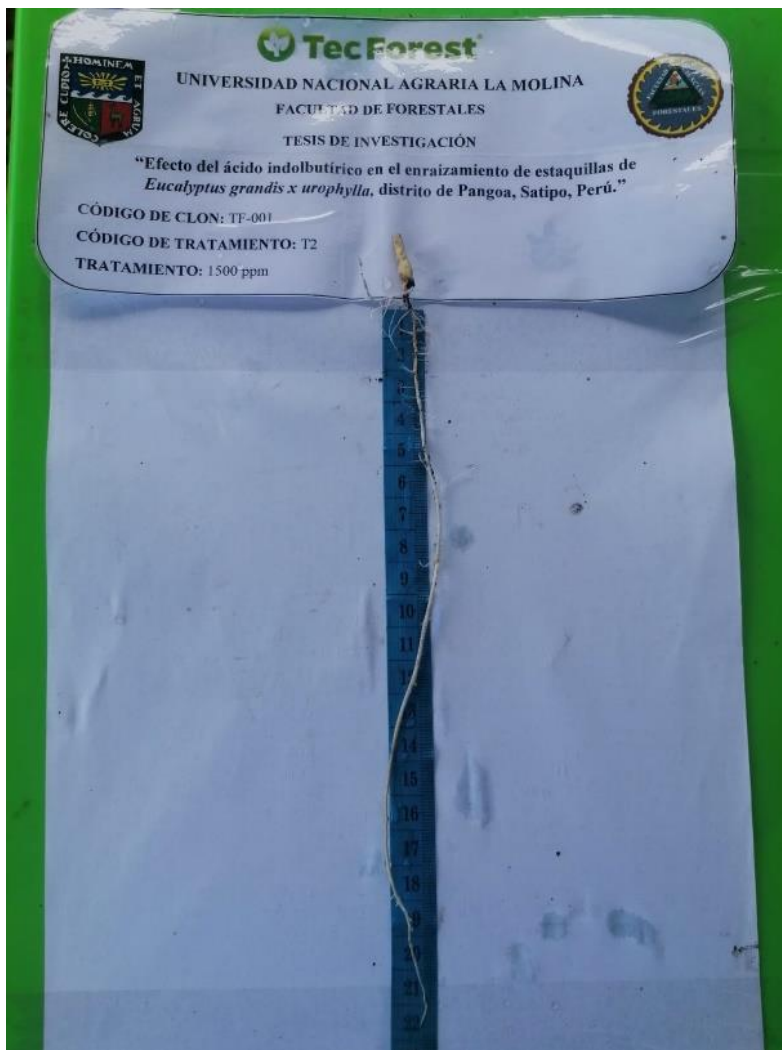


Figura 27: Medición de longitud de raíces de las estaquillas