

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL



TESIS

**EFFECTO DEL ÁCIDO INDOL BUTÍRICO Y DOS TIPOS DE SUSTRATO
EN LA PROPAGACIÓN POR ESTACAS DE CEDRO DE ALTURA
(*Cedrela angustifolia* Moc. & Sessé ex DC.) EN CAJAMARCA**

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO FORESTAL

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

LUIS MANRIQUE ROJAS RUIZ

ASESOR:

ING. M.SC. WALTER RICARDO RONCAL BRIONES


CAJAMARCA – PERÚ

- 2025-

CONSTANCIA DE INFORME DE ORIGINALIDAD

1. Investigador:
Luis Manrique Rojas Ruiz
DNI: 74144853
Escuela Profesional/Unidad UNC:
INGENIERÍA FORESTAL
2. Asesor:
Ing. M.Sc. Walter Ricardo Roncal Briones
Facultad/Unidad UNC:
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
3. Grado académico o título profesional
☐ Bachiller ☒ Título profesional ☐ Segunda especialidad
☐ Maestro ☐ Doctor
4. Tipo de Investigación:
☒ Tesis ☐ Trabajo de investigación ☐ Trabajo de suficiencia profesional
☐ Trabajo académico
5. Título de Trabajo de Investigación:
EFFECTO DEL ÁCIDO INDOL BUTÍRICO Y DOS TIPOS DE SUSTRATO EN LA PROPAGACIÓN POR ESTACAS DE CEDRO DE ALTURA (*Cedrela angustifolia* Moc. & Sessé ex DC.) EN CAJAMARCA
6. Fecha de evaluación: 11/01/2026
7. Software antiplagio: ☒ TURNITIN ☐ URKUND (ORIGINAL) (*)
8. Porcentaje de Informe de Similitud: 6 %
9. Código Documento: [oid::3117:513043199](#)
10. Resultado de la Evaluación de Similitud:
☒ APROBADO ☐ PARA LEVANTAMIENTO DE OBSERVACIONES O DESAPROBADO

Fecha Emisión: 11/01/2026

<small>Firma y/o Sello Emisor Constancia</small>
 <hr style="width: 30%; margin: auto;"/> Ing. M. Sc. Walter Ricardo Roncal Briones DNI: 26632728

* En caso se realizó la evaluación hasta setiembre de 2023



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
"NORTE DE LA UNIVERSIDAD PERUANA"
Fundada por Ley N° 14015, del 13 de febrero de 1962
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
Secretaría Académica



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

En la ciudad de Cajamarca, a los once días del mes de setiembre del año dos mil veinticinco, se reunieron en el ambiente **2C - 202** de la Facultad de Ciencias Agrarias, los miembros del Jurado, designados según **Resolución de Consejo de Facultad N° 469-2025-FCA-UNC**, de fecha **15 de agosto del 2025**, con la finalidad de evaluar la sustentación de la **TESIS** titulada: **"EFECTO DEL ÁCIDO INDOL BUTÍRICO Y DOS TIPOS DE SUSTRATO EN LA PROPAGACIÓN POR ESTACAS DE CEDRO DE ALTURA (*Cedrela angustifolia* Moc. & Sessé ex DC.) EN CAJAMARCA"**, realizada por el Bachiller **LUIS MANRIQUE ROJAS RUIZ** para optar el Título Profesional de **INGENIERO FORESTAL**.

A las diez horas y cuarenta minutos, de acuerdo a lo establecido en el **Reglamento Interno para la Obtención de Título Profesional de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca**, el Presidente del Jurado dio por iniciado el Acto de Sustentación, luego de concluida la exposición, los miembros del Jurado procedieron a la formulación de preguntas y posterior deliberación. Acto seguido, el Presidente del Jurado anunció la aprobación por unanimidad, con el calificativo de dieciséis (16); por tanto, el Bachiller queda expedito para proceder con los trámites que conlleven a la obtención del Título Profesional de **INGENIERO FORESTAL**.

A las doce horas y doce minutos del mismo día, el Presidente del Jurado dio por concluido el Acto de Sustentación.

Ing. Mg. Sc. Luis Dávila Estela
PRESIDENTE

Ing. Oscar Rogelio Sáenz Narro
SECRETARIO

Ing. Nehemías Honorio Sangay Martos
VOCAL

Ing. M. Sc. Walter Ricardo Roncal Briones
ASESOR

DEDICATORIA

A:

*Mis padres y hermanos por el apoyo
incondicional en mi formación profesional.*

AGRADECIMIENTOS

A:

Dios por darme salud, fortaleza y sabiduría, por las grandes bendiciones de cada día.

M.Sc. Walter Ricardo Roncal Briones y M.Sc. Alex Wilfredo Huatay Saldaña, asesores de tesis, por su ayuda, orientación y sugerencias durante el desarrollo del presente trabajo de investigación.

M.Sc. Luis Dávila Estela, por sus valiosas sugerencias en el desarrollo del presente trabajo de tesis, mi gratitud siempre.

Cada uno de los Docentes de la EAP de Ingeniería Forestal, que fue parte de mi proceso académico, por haber compartido sus conocimientos a lo largo de la preparación de mi carrera profesional.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

DEDICATORIA	iv
AGRADECIMIENTOS.....	v
RESUMEN	x
ABSTRACT	xi
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Problema de investigación	2
1.2. Justificación.....	3
1.3. Objetivos	4
II. REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1. Antecedentes	5
2.2. Bases teóricas.....	7
2.3. Definición de términos básicos.....	18
III. MATERIALES Y MÉTODOS	21
3.1. Ubicación	21
3.2. Materiales.....	22
3.3. Metodología	22
3.4. Procesamiento y análisis de datos	26
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	29
4.1. Efecto del ácido indol butírico y dos tipos de sustrato en la propagación por estacas de <i>C. angustifolia</i>	29
V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	48
5.1. Conclusión	48
5.2. Recomendaciones.....	48
VI. BIBLIOGRAFÍA.....	49
VII. ANEXOS.....	59

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. <i>Factores y tratamientos en estudio</i>	23
Tabla 2. <i>Análisis de varianza en el estudio de la variable número de brotes</i>	29
Tabla 3. <i>Prueba de Tukey al 5% de probabilidad para los tratamientos en el número de brotes</i>	30
Tabla 4. <i>Análisis de varianza para la variable número de hojas</i>	32
Tabla 5. <i>Comparación de medias de Tukey al 5 % de probabilidad para el efecto de los tratamientos en la variable número de hojas</i>	32
Tabla 6. <i>Análisis de varianza y significancia estadística para la variable formación de callos</i>	34
Tabla 7. <i>Prueba de significación de Tukey al 5% de probabilidad para la formación de callos bajo el efecto de los tratamientos en estudio</i>	35
Tabla 8. <i>Análisis de varianza para la variable porcentaje de enraizamiento</i>	37
Tabla 9. <i>Prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para los tratamientos en el enraizamiento</i>	37
Tabla 10. <i>Análisis de varianza para los datos de la variable número de raíces</i>	40
Tabla 11. <i>Prueba de Tukey al 5% de probabilidad para el número de raíces bajo la influencia de los tratamientos</i>	40
Tabla 12. <i>Análisis de varianza para los datos de la variable longitud de raíces</i>	42
Tabla 13. <i>Prueba de significancia de Tukey al 5% de probabilidad para el efecto de los tratamientos en la longitud de raíces</i>	43
Tabla 14. <i>Análisis de varianza para los datos de la variable porcentaje de supervivencia</i>	45
Tabla 15. <i>Prueba Comparación de medias mediante la prueba de Tukey al 5% de probabilidad para los tratamientos en el porcentaje de supervivencia</i>	46

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. <i>Ubicación del trabajo de investigación y de los árboles donantes de C. angustifolia en Cajamarca.....</i>	21
Figura 2. <i>Diseño del campo experimental</i>	24
Figura 3. <i>Efecto de los tratamientos en el número de brotes.....</i>	30
Figura 4. <i>Promedio del número de hojas por tratamiento</i>	33
Figura 5. <i>Porcentaje de formación de callos en función a los tratamientos.....</i>	35
Figura 6. <i>Porcentaje de enraizamiento bajo el efecto de los tratamientos</i>	38
Figura 7. <i>Efecto de los tratamientos en el número de raíces</i>	41
Figura 8. <i>Longitud promedio de raíces bajo la influencia de los tratamientos</i>	43
Figura 9. <i>Efecto de los tratamientos en la supervivencia de estacas.....</i>	46
Figura 10. <i>Llenado de bolsas con sustrato</i>	59
Figura 11. <i>Recolección de estacas.....</i>	59
Figura 12. <i>Tamaño de estacas.....</i>	59
Figura 13. <i>Desinfección de estacas.....</i>	59
Figura 14. <i>Preparación de las soluciones de AIB</i>	59
Figura 15. <i>Distribución de estacas en el campo experimental</i>	59
Figura 16. <i>Influencia de la concentración de AIB y tipos de sustrato en la brotación de estacas</i>	60
Figura 17. <i>Formación de hojas en función de la concentración de AIB y tipos de sustrato</i>	61
Figura 18. <i>Efecto de la concentración de AIB y tipos de sustrato en la formación de callos y raíces adventicias</i>	62

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Panel Fotográfico de las Actividades y Resultados de la Investigación..... 59

Anexo 2. Sistematización de Datos y Análisis Estadístico..... 63

RESUMEN

Esta investigación se desarrolló en un invernadero del Servicio Silvo Agropecuario – SESA de la Universidad Nacional de Cajamarca; ciudad, distrito, provincia y departamento de Cajamarca, con el objetivo de evaluar el efecto del Ácido Indol Butírico (AIB) utilizando dos tipos de sustrato en la propagación por estacas de *C. angustifolia*. Las estacas fueron semi lignificadas, de 10 a 15 cm de longitud, con diámetro aproximado de 1 cm. Se utilizó un diseño completamente al azar, con ocho tratamientos, correspondiente a la combinación de dos tipos de sustrato (arena y sustrato mezclado con arena, tierra y turba-2:1:1) y tres concentraciones de AIB (0, 2 000, 3 000 y 4 000 ppm). Las variables evaluadas fueron: número de brotes, número de hojas, porcentaje de formación de callos, porcentaje de enraizamiento, número de raíces, longitud de raíces y porcentaje de supervivencia. Los mejores resultados se obtuvieron con el T3 (3 000 ppm + arena), el cual mostró un promedio de 4.35 brotes por estaca, 9.70 hojas por estaca, 75.00 % de formación de callos, 68.75 % de enraizamiento, 75.00 % de supervivencia, 5.73 raíces y 6.4 cm de longitud radicular por estaca.

Palabras clave: Ácido Indol Butírico, sustrato, estacas, *Cedrela angustifolia*, propagación vegetativa.

ABSTRACT

This research was conducted in a greenhouse of the Silvo-Agricultural Service (SESA) at the National University of Cajamarca, located in the city, district, province, and department of Cajamarca, with the objective of evaluating the effect of Indole-3-butyric acid (IBA) using two types of substrates in the propagation of *C. angustifolia* cuttings. Semi-lignified cuttings, 10 to 15 cm in length and approximately 1 cm in diameter, were used. A completely randomized design was applied, with eight treatments corresponding to the combination of two types of substrate (sand and a mixed substrate composed of sand, soil, and peat at a 2:1:1 ratio) and three IBA concentrations (0, 2,000, 3,000, and 4,000 ppm). The evaluated variables included: number of shoots, number of leaves, callus formation percentage, rooting percentage, number of roots, root length, and survival percentage. The best results were obtained with T3 (3,000 ppm + sand), which showed an average of 4.35 shoots per cutting, 9.70 leaves per cutting, 75.00% callus formation, 68.75% rooting, 75.00% survival, 5.73 roots, and 6.4 cm root length per cutting.

Keywords: Indole butyric acid, substrate, cuttings, *Cedrela angustifolia*, vegetative propagation.

I. INTRODUCCIÓN

El Perú posee una amplia diversidad de especies forestales que, en la actualidad, se encuentran sometidas a una intensa presión antrópica debido a la tala indiscriminada, la agricultura migratoria y ganadería extensiva, lo que ocasiona impactos negativos en los ecosistemas (García et al., 2019). Entre ellas se encuentra *C. angustifolia*, una especie arbórea valiosa por los servicios ecosistémicos que brinda, principalmente de suministro y regulación (Cardoso y Cuellar, 2016). Su madera es trabajable en la ebanistería y carpintería para la elaboración de muebles, puertas y púlpitos (Laos, 2022).

Ante esta situación, el manejo forestal debe orientarse hacia enfoques de sostenibilidad ecológica, mediante la aplicación de prácticas silviculturales que favorezcan la regeneración y la conservación de la especie. Actualmente, la producción de plantones de *C. angustifolia* se realiza mediante la siembra de semilla botánica, lo que conlleva a una considerable variabilidad entre plantas, generando problemas significativos en cuanto a su vigor y uniformidad (Sánchez et al., 2023). De este modo, la propagación por estacas se presenta como una técnica valiosa para la producción de material genético homogéneo y con características fenotípicas de interés (Santelices y Cabello, 2006).

Es importante destacar que hasta el momento no se han registrado informes específicos sobre la producción de esta especie forestal a partir de estacas en el departamento de Cajamarca. Por lo tanto, uno de los mayores beneficios al emplear esta técnica de propagación es lograr establecer plantaciones con mayor homogeneidad y resiliencia frente a factores bióticos y abióticos, lo que no solo contribuye a incrementar el rendimiento productivo, sino también a conservar las características genéticas de una especie nativa y asegurar sus beneficios ecológicos.

Esta investigación permite evaluar el efecto de tres concentraciones de Ácido Indol Butírico (AIB) y dos tipos de sustrato en la propagación vegetativa de *C. angustifolia* en Cajamarca. El propósito de este estudio es enriquecer el conocimiento existente y ofrecer una

fuentes de información valiosas, que contribuyan a facilitar la propagación de la especie y disminuir la dependencia de semilla botánica, permitiendo conservar la carga genética de individuos seleccionados.

1.1. Problema de investigación

En el Perú, las poblaciones naturales de *C. angustifolia* se distribuyen en una superficie estimada de 123,630.3 km² (SERFOR, 2020); sin embargo, estas poblaciones han disminuido de manera considerable debido a la tala indiscriminada, la ausencia de tecnologías apropiadas para su producción y la escasez de programas de reforestación (Cardoso y Cuellar, 2016). La propagación de esta especie se realiza mediante semilla botánica, lo que genera alta variabilidad en la germinación y en el vigor de las plántulas resultantes (Sánchez et al., 2023).

Ello se debe a la limitada disponibilidad de semilla botánica de calidad, debido a la escasez de árboles plus en los bosques andinos (Villafranco, 2017). En este contexto, Ramírez et al. (2005) señalan que en la producción de plantones de cedro mediante semilla botánica se observan diferencias significativas en el vigor de las plántulas, algunas germinan con buen vigor, mientras que otras muestran debilidad desde etapas tempranas.

Además, se ha documentado que, tras pocos meses después de la colecta, muchas semillas pierden de forma considerable su capacidad de germinación; por ejemplo, Vergara (2018) sostiene que las semillas del cedro de altura recién recolectadas presentan una tasa de germinación superior al 70%; sin embargo, esta viabilidad desciende de manera drástica durante el almacenamiento, reduciéndose notablemente en el transcurso de un año, debido a que son relativamente tolerantes a la deshidratación, pero sensibles al enfriamiento, puesto que son semillas recalcitrantes. A su vez, Villafranco (2017) reafirma que la capacidad germinativa disminuye de manera pronunciada en los primeros 30 días cuando se mantienen en condiciones ambientales.

En ese sentido, la propagación vegetativa se presenta como una buena estrategia para sustituir la propagación por vía sexual, y el uso de estacas es una buena opción para conseguir

plantas con buenas características fenotípicas para establecer plantaciones con buena uniformidad. Además, este método tiene bajo costo, es rápido y sencillo, contrasta con la propagación *in vitro* que requiere mayor inversión en infraestructura, equipo de laboratorio, medios de cultivo y protocolos especiales de trabajo, en particular con especies forestales (Sampayo et al., 2016).

Por esta razón, este estudio se centró en responder la siguiente pregunta de investigación: ¿Cuál es el efecto del Ácido Indol Butírico (AIB) y dos tipos de sustrato en la propagación por estacas del cedro de altura (*C. angustifolia*) en Cajamarca?

1.2. Justificación

La propagación por estacas es una técnica comúnmente utilizada en la producción de especies forestales. Este método permite generar nuevas plantas clones que conservan características fenotípicas deseables, con resistencia a plagas, enfermedades y buena adaptabilidad a diferentes condiciones ambientales (Hernández, 2016). En el caso de *C. angustifolia*, este método aún no ha sido desarrollado ni estandarizado, debido a que su producción continúa dependiendo de semilla botánica y no se han establecido protocolos que aseguren su eficiencia.

No se han encontrado estudios específicos sobre la propagación por estacas de *C. angustifolia* en el departamento de Cajamarca, sin embargo, investigaciones en *Cedrela odorata* L., desarrolladas en Ucayali, han reportado buenos resultados con la aplicación de Ácido Indolbutírico (AIB), principalmente a concentraciones entre 2 000 y 4 000 ppm; por ejemplo, Murrieta (2010) logró hasta un 90 % de enraizamiento en estacas tratadas con 3 000 ppm de AIB. Si bien ambas especies pertenecen al mismo género, aun no se ha determinado si estos tratamientos tienen efectos similares en *C. angustifolia*, lo que justifica la necesidad de probar esta alternativa.

Con esta investigación se busca reducir la dependencia de semilla botánica, caracterizada por su baja capacidad germinativa y alta variabilidad genética, mediante una

alternativa de bajo costo; se espera que esta técnica incremente la disponibilidad de plántones de calidad y beneficie a viveros forestales, programas de reforestación y manejo silvicultural de la especie, incluso a su aprovechamiento, si ese fuera el caso. Del mismo modo, podría beneficiar a empresas madereras y centros de transformación que participan en el procesamiento y comercialización de productos forestales maderables, contribuyendo al fortalecimiento de la economía local y departamental. Además, esta alternativa aportaría a la conservación y recuperación de ecosistemas, especialmente en zonas donde las poblaciones naturales de esta especie han sido sobreexplotadas, como indica (Reyes, 2018).

Se espera que los resultados de este estudio sean positivos, con el fin de proporcionar información actualizada y relevante para mejorar las prácticas de propagación de esta especie.

1.3. Objetivos

1.3.1. General

Evaluar el efecto del Ácido Indol Butírico (AIB) y dos tipos de sustrato en la propagación por estacas de cedro de altura (*Cedrela angustifolia* Moc. & Sessé ex DC.) en Cajamarca.

1.3.2. Específicos

- Determinar el efecto de diferentes concentraciones de AIB en la propagación por estacas de *C. angustifolia*.
- Evaluar el efecto de dos tipos de sustrato en la propagación por estacas de *C. angustifolia*.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes

Murrieta (2010) evaluó el enraizamiento de estacas de cedro (*Cedrela odorata* L.) utilizando cuatro dosis de AIB y tres tipos de sustrato en las instalaciones del vivero forestal del Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana; para dicho propósito, se establecieron dos ensayos. En el primer ensayo se evaluó la supervivencia, porcentaje de enraizamiento, porcentaje de brotes, formación de callos, número y longitud de raíces en estacas de 6 cm de longitud. Las concentraciones de AIB utilizadas fueron 0, 2 000, 3 000 y 4 000 ppm, y los tipos de sustrato empleados fueron arena fina, gravilla y arena gruesa. Los resultados mostraron que la dosis de 3 000 ppm en arena gruesa produjo un efecto significativo en el enraizamiento, alcanzando un 89.0%. Sin embargo, no se observaron diferencias significativas en las demás variables. En el segundo ensayo, se utilizó la arena gruesa y la dosis de 3 000 ppm de AIB que dio los mejores resultados en el primer ensayo, para probar en tres tipos de estacas (basal, media y apical). Los resultados indicaron que las estacas apicales mostraron una respuesta positiva, alcanzando un enraizamiento del 90% en seis semanas.

Sánchez (2011) realizó un experimento sobre la propagación vegetativa de cuatro especies forestales utilizando un propagador de sub-irrigación. El estudio se llevó a cabo en el Instituto de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agropecuarias en México. En el experimento se probaron diferentes dosis de AIB (0, 500, 1 000 y 1 500 ppm). Los resultados mostraron que las estacas de cedro (*Cedrela odorata* L.) y guayacán (*Tabebuia chrysantha*) no sobrevivieron en ninguno de los tratamientos. Las estacas de caoba (*Swietenia macrophylla*) tuvieron un porcentaje de enraizamiento de 21.4 % con 1 000 ppm. Por otro lado, las estacas de macuilis (*Tabebuia rosea*) mostraron la mayor formación de callo (86.25 %) con 0 ppm.

Arvildo (2013) realizó una investigación sobre la propagación vegetativa de cedro (*Cedrela odorata* L.) usando estaquillas y hormonas enraizantes en Tingo María. El estudio se desarrolló en una cámara de sub-irrigación, empleando ANA y AIB en concentraciones de 200,

300 y 400 ppm. Se observó que el ANA en una concentración de 400 ppm mostró el mejor resultado de enraizamiento, alcanzando el 62.5 %. Por otro lado, el AIB presentó mayor efecto de enraizamiento con 200 ppm, alcanzando el 12.5 %; las concentraciones mayores (300 y 400 ppm) dieron lugar hasta un 100 % de mortandad.

Sampayo et al. (2016) evaluaron el enraizamiento de miniestacas de cedro (*Cedrela odorata* L.) en el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias en Veracruz, México. Como sustrato utilizaron agrolita (roca volcánica vítrea, compuesta principalmente de sílice y óxidos de aluminio) y una mezcla de turba, agrolita y vermiculita (2:1:1), como enraizante AIB en concentraciones de 0, 1 500, 5 000 y 1 0000 ppm, con el fin de evaluar el enraizamiento en diferentes tipos de estacas (basales, intermedias y apicales). Después de 20 semanas, se observó que las estacas apicales tratadas con 1 500 ppm en agrolita presentaron mayor respuesta al proceso de enraizamiento, alcanzando un 73.3% de éxito; además, experimentaron mayor longitud de raíces adventicias.

Villafuerte (2017) realizó un estudio sobre la propagación sexual y asexual de cedro (*Cedrela odorata* L.) en invernadero en el vivero de corpusucumbios del consejo provincial de Sucumbíos, Ecuador. El trabajo involucró la aplicación de tratamientos pre-germinativos en las semillas y la evaluación del efecto de hormonas enraizantes en estacas. En el método asexual se consideraron los siguientes tratamientos: T1 (Testigo), T2 (Hormonagro 1.5 g/p), T3 (Biozyme tf 5 ml/L) y T4 (Rootmost 5 ml/L). Los resultados mostraron que el mayor porcentaje de enraizamiento se logró con el T4 (Rootmost 5 ml/L), alcanzando un 86.33%, el mayor número de raíces con el T2 (Hormonagro 1.5 g/p), con 11. 50 en promedio, mientras que en la longitud con el T3 (Biozyme tf 5 ml/L) con una medida de 9.06 cm. No se detectaron diferencias significativas en el número de brotes por cada estaca.

Sifuentes (2021) llevó a cabo una investigación centrada en la propagación vegetativa del cedro (*Cedrela odorata* L.) a través del enraizamiento de mini estacas juveniles en cámaras de sub-irrigación en Loreto; para ello, se establecieron dos ensayos. En el primero se evaluó el

enraizamiento y supervivencia de las mini estacas utilizando cuatro dosis de AIB (0, 1 000, 3 000 y 5 000 ppm) y dos tipos de sustrato (arena gruesa y cascarilla de arroz carbonizada). Los resultados mostraron que las dosis de 1 000 ppm de AIB en cascarilla de arroz carbonizada fue la más efectiva, logrando un enraizamiento del 82.9 %, y una supervivencia del 66.8%. El segundo se enfocó en determinar la supervivencia de las mini estacas enraizadas luego de 30 días de su aclimatación. Los resultados nuevamente indicaron que la combinación de cascarilla de arroz y 1 000 ppm de AIB obtuvo los mejores resultados.

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Propagación vegetativa

La propagación vegetativa es un método de reproducción mediante el cual se genera nuevas plantas que heredan exactamente las mismas características genéticas del material parental, puesto que no hay recombinación genética (meiosis) y el material genético es de un solo progenitor; esto es posible debido a que el núcleo de las células vivas contiene toda la información genética requerida para generar otra planta idéntica, un fenómeno conocido como totipotencia; este método es también denominado propagación asexual (Armenta, 2008).

Mediante la propagación vegetativa, se logra obtener ganancias genéticas en un periodo de tiempo reducido y transferir todo el potencial genético de la planta madre a su progenie; esto puede ser aprovechado para mejorar especies frutales y forestales amazónicas en cuanto a productividad, resistencia y uniformidad en las cosechas (Gárate, 2010).

a) Ventajas

Gutiérrez et al. (1996) mencionan que la propagación vegetativa es el método de propagación más idóneo de arbustos y árboles debido a que presenta muchas ventajas, tales como:

- ✓ Facilita la producción masiva de genotipos seleccionados.
- ✓ Conserva la superioridad genética de clones preseleccionados.

- ✓ Permite obtener numerosas plantas de una fuente deseable, aunque existan cantidades reducidas.
- ✓ Es más fácil el manejo en la producción.
- ✓ Población de plantas uniformes.
- ✓ Propagar especies que enfrentan dificultades en su reproducción mediante semillas botánicas.

b) Importancia

La propagación vegetativa es fundamental para la obtención de progenies genéticamente mejoradas mediante el establecimiento de huertos semilleros y bancos de germoplasma. En el ámbito forestal la propagación asexual es utilizada para multiplicar árboles específicamente seleccionados que tengan las características genéticas deseables que se requieran conservar, por ejemplo: velocidad de crecimiento, rectitud del fuste, uniformidad y resistencia a plagas; dicho de otra manera, permite conservar genotipos valiosos (Vidal, 2010).

Además, este método de propagación se destaca por su rapidez y rentabilidad en comparación con la propagación sexual; no es necesario esperar el ciclo de maduración del árbol para la producción de semillas y ni todo el proceso de germinación. Este método también resulta útil para introducir plantas en nuevas áreas, donde los cambios ambientales y del suelo pueden afectar la germinación de semillas y el crecimiento de plantas maduras (Hartmann y Kester, 1981).

c) Requerimientos

El éxito en la producción mediante este método, haciendo uso de estructuras vegetativas, como las de raíz, tallo, hoja o yema, depende mucho de factores endógenos del material colectado, y exógenos, que son las condiciones a la que es sometido el propágulo; Hartmann y Kester (1981) indican los principales factores a considerar:

- **Factores endógenos**

- ✓ **Material vegetal**

Debido a la capacidad de regeneración celular que presenta cada especie, conocida como propiedad de pluripotencia o totipotencia, es fundamental tener en cuenta el tipo de planta que se desea propagar, además de sus reservas endógenas, que se traduce como vigor de la planta. Al respecto, Farrais (2020) manifiesta que el éxito en el enraizamiento de estacas dependerá, en parte, de las características endógenas de la planta madre, por ello deben ser ejemplares genéticamente propicios, que deben cumplir ciertos requisitos, tales como: plantas de edad juvenil, buenas condiciones sanitarias, correcto estado nutricional y han debido estar expuestas a condiciones lumínicas adecuadas.

Asimismo, al momento de extraer las estacas, la planta madre debe encontrarse en su máxima capacidad regeneradora, para ello, esta debe estar en estado activo de crecimiento y no de floración (Farrais, 2020).

- **Edad de la planta donante**

La edad es un aspecto importante a tener en cuenta para enraizar estacas, especialmente en especies de difícil enraizamiento. Galarza (2021) menciona que para obtener estacas, es recomendable extraerlas de árboles jóvenes, incluso se puede utilizar aquellas provenientes de plántulas en etapas de aclimatación, en el vivero.

Las estacas obtenidas de plantas jóvenes tienen mayor capacidad de formar raíces adventicias que las de plantas longevas, esto se debe a la diferencia fisiológica que hay entre ambas, puesto que las plantas jóvenes tienen mayor capacidad para la elongación, división y diferenciación celular; además, en plantas jóvenes hay una mayor concentración de auxinas (Ovalle, 2010).

- **Estado de lignificación**

La lignificación está relacionada con el proceso de madurez de la planta, puesto que la lignina está presente en las paredes secundarias de la célula, que son formadas cuando ha

cesado la elongación en las paredes primarias. Este polímero fenólico tiene un complejo de unión entre sus unidades de alcohol aromático que son degradadas a partir de la fenilalanina por enzimas como la peroxidasa y lacasa; a medida que la lignina se forma en la pared desplaza agua de la matriz y forma una red hidrofóbica que se enlaza fuertemente a la celulosa y evita la expansión de la pared, confiriéndole resistencia mecánica (Taiz y Zeiger, 2006).

Por su parte, Loeza et al. (2013) afirman que se logra mayor porcentaje de enraizamiento con un poco grado de lignificación. Por ello, Sisaro y Hagiwara (2019) manifiestan que antes de proceder con la extracción de estacas de la planta, es importante tener en cuenta el grado de lignificación.

Es fundamental considerar que el proceso de enraizamiento no solo está influenciado por el grado de lignificación, sino también por otros factores como la especie vegetal, tipo de sustrato empleado, humedad y temperatura; por lo que resulta complicado hacer generalizaciones y determinar un estado específico de lignificación, válido para todas las estacas (Rivera et al., 2016).

- **Factores exógenos**

- ✓ **Preparación del material**

Antes de iniciar la propagación vegetativa, es necesario preparar el material y herramientas adecuadamente. Para la extracción de estacas, es importante utilizar herramientas correctamente esterilizadas, al igual que otros materiales como baldes, plásticos, y demás equipos. En cuanto al material vegetal, el árbol donante debe cumplir los requerimientos necesarios, según Farrais (2020) las estacas se deben recolectar temprano por la mañana para asegurar su turgencia y buena hidratación.

- ✓ **Condiciones ambientales**

Los factores ambientales como la temperatura, humedad y luz pueden influir en el éxito de la propagación vegetativa, por ello, es importante proporcionar las condiciones ideales, según los requerimientos de cada especie o variedad vegetal. Al respecto, Botti (1999) menciona que

la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de temperatura ambiental que oscilan entre 25 – 28 °C. y nocturnos alrededor de los 4 °C.; estos rangos minimizan la transpiración y por ende la deshidratación.

Durante el proceso de enraizamiento, es muy importante mantener un alto potencial hídrico en las hojas, con esto se disminuye la transpiración y se preserva la turgencia foliar; para lograrlo, se pueden usar cuatro métodos: a) proporcionar sombra, b) colocar las estacas en invernaderos plásticos como los propagadores de sub-irrigación, c) nebulizar las estacas para enfriar las hojas, y d) aplicar anti-transpirantes (Loach, 1977).

✓ **Sustrato adecuado**

Este aspecto es clave para asegurar el enraizamiento o el éxito en el propágulo. Dependiendo del método de propagación, se puede utilizar sustratos como turba, arena, tierra, perlita, vermiculita, cascarilla de arroz, fibra de coco o una combinación de estos materiales. Según Gergoff et al. (2023) lo ideal es utilizar sustratos con buen drenaje que brinden cierta disponibilidad de oxígeno, dado que este juega un papel importante en el metabolismo y evita la anoxia (muerte celular por ahogamiento); un suelo saturado genera muchas pudriciones.

El sustrato dispuesto para bolsas, platabandas u otros contenedores, debe tener buena fertilidad, capacidad de retención de agua y capacidad de adhesión radicular para facilitar el desarrollo de las raíces de las plántulas; además, no debe ser fuente de plagas como patógenos, y debe estar libre de malezas (Sisaro y Hagiwara, 2019).

✓ **Hormonas de enraizamiento**

En algunos casos, especialmente en plantas de difícil enraizamiento, se requiere el uso de hormonas de enraizamiento. Por su parte, Ovalle (2010) menciona que la aplicación de reguladores de crecimiento influye en la calidad, cantidad, tiempo y uniformidad de raíces. El mismo autor menciona que, para la formación de raíces adventicias, es más recomendable aplicar Ácido Indol Butírico (AIB), ya que se retiene cerca del lugar de aplicación y tiene baja capacidad de desplazamiento, lo que lo hace altamente efectivo.

d) Tipos de propagación vegetativa

Existen diversos tipos de propagación vegetativa; Miranda *et al.* (2017) señalan que los métodos más utilizados son: estacas, esquejes, injerto, acodos aéreos y, enraizamiento de fascículos aciculares. En el primer método, las estacas generalmente contienen al menos dos nudos. Normalmente, el corte basal se efectúa justo debajo de un nudo, mientras que el corte superior se realiza a una distancia de 1.5 a 3 cm por encima de otro nudo; el diámetro de las estacas puede variar entre 1.5 y 2.5 cm, e incluso alcanzar hasta los 5 cm en algunos casos.

- **Propagación por estacas**

Las estacas son porciones de tallo u otro órgano vegetativo que son extraídas de un árbol o arbusto, y considerando su polaridad son colocadas en sustrato adecuado para desarrollar raíces y brotes; este proceso se da gracias a la capacidad regenerativa que poseen ciertas plantas al brindarle las condiciones ideales (Rojas et al., 2004).

Polo y Hernandez (2016) señalan que al cortar una estaca, las células ubicadas en la proximidad de la superficie sufren daños y quedan expuestas, lo que inicia el proceso de respuesta en la cicatrización de la herida formando tejido indiferenciado, lo cual es precedido por la formación de raíces adventicias; el proceso de regeneración radicular se desarrolla en las siguientes tres etapas:

- ✓ A medida que las células externas lesionadas mueren, se forma una lámina necrótica que sella la herida con un material suberoso y el xilema es taponado con gomas. La función de esta lámina es preservar la integridad de la superficie de corte, protegiéndola contra desecaciones y/o posibles ataques de patógenos.
- ✓ Después de algunos días, células vivas detrás de la lámina comienzan a dividirse, dando lugar a la formación de una capa de células parenquimatosas indiferenciadas (callo), que eventualmente forma una peridermis.
- ✓ En las proximidades del cambium vascular y el floema, ciertas células inician el proceso de división, dando inicio a la formación de raíces adventicias.

- **Tratamientos que facilitan la rizogénesis**

Gergoff et al. (2023) indican que las estacas difíciles de enraizar son sometidas a la incubación en camas calientes, con temperaturas de 23 a 27 °C en la base de las estacas y 21 °C en la parte aérea, además de las incisiones basales. Las incisiones basales facilitan la salida para los primordios radicales y estimulan la síntesis de AIA (Ácido Indol Acético), lo que promueve la producción de callos, rizogénesis, regeneración de tejidos de conducción y cicatrización.

2.2.2. Características de la *Cedrela angustifolia* Moc. & Sessé ex DC.

2.2.2.1. Clasificación taxonómica. Según Reyes (2018) la clasificación taxonómica de *Cedrela angustifolia* es como rige:

- **División:** Angiospermae
- **Clase:** Eurosidas II
- **Orden:** Sapindales
- **Familia:** Meliaceae
- **Género:** *Cedrela*
- **Sinónimos botánicos:** *Cedrela boliviana* Rusby,
Cedrela lilloi C. DC.,
Cedrela steinbachii Harms,
Cedrela herrerae Harms,
Cedrela angustifolia Sensus Adr. Jussieu
- **Nombres comunes:** “cedro de tucumán”, “cedro”, “cedro de altura” y “cedro salteño”.
- **Nombre científico:** *Cedrela angustifolia* Moc. & Sessé ex DC.

2.2.2.2. Morfología. Árbol caducifolio de fuste cilíndrico - recto que alcanza un diámetro de 0.6 a 1.2 m y una altura de 15 a 20 m. Presenta ramificación monopodial, con copa globosa o también aparasolada; posee una corteza externa de color gris oscuro, apariencia fisurada y con ritidoma leñoso; su corteza interna de color crema, homogénea y con presencia de un fuerte

aroma similar al de los ajos; sus ramas terminales son cilíndricas, glabras, lenticeladas; presenta hojas alternas, compuestas paripinnadas, dispuestas en espiral, de forma lanceolada, ápice acuminado, margen entero, base asimétrica (Reyes, 2018).

2.2.2.3. Distribución geográfica. Su distribución abarca varios países sudamericanos, como: Ecuador, Perú, Bolivia, Brasil y Argentina. En el contexto específico del Perú, muestra mayor concentración en las zonas centrales y meridionales, particularmente en áreas de elevación montañosa y transición entre sierra y selva, conocidas como ceja de selva (Reynel y Marcelo, 2009).

Se pueden encontrar ejemplares de esta especie en distintas regiones del Perú, que abarcan localidades como: Amazonas, Ancash, Apurímac, Cajamarca, Cusco, Junín, Pasco y Piura, casi siempre entre 1 800 y 3 800 msnm (Ingrith, 2018).

2.2.2.4. Ecología.

- **Suelo**

El mismo autor menciona que *C. angustifolia* prospera de manera óptima en suelos con un pH ligeramente ácido a neutro (6-7) y con concentraciones elevadas de nutrientes tales como nitrógeno, fósforo y potasio; se adapta a diversos tipos de suelos, desde arenosos hasta arcillosos, con preferencia por aquellos fértiles y bien drenados.

- **Estadio de sucesión**

Pennington y Muellner (2010) afirman que *C. angustifolia* requiere zonas con buena disponibilidad de luz, aunque muestra cierta tolerancia a la sombra en estadios juveniles, por ello, puede encontrarse en ambientes agrícolas, como también, en bosques montanos secundarios, especialmente en ecosistemas premontanos y montanos húmedos o subhúmedos; en bosques maduros, su regeneración se favorece en áreas perturbadas con mayor disponibilidad de luz.

2.2.2.5. Usos. Esta especie se caracteriza por poseer madera de calidad superior, su grano uniforme, textura intermedia y densidad moderada (0.48 g/cm³) le confieren un valor comercial elevado; además, es fácil de procesar y es resistente a la degradación, por lo que

muestra gran relevancia en los sectores industriales, pues hace posible la fabricación de mobiliario con estética refinada, resistencia y una excepcional longevidad (Rodríguez et al., 2003; Reynel y Marcelo, 2009).

En la época colonial y del virreinato la madera de cedro adquirió gran importancia y se utilizó en obras de arte como altares, marcos de pintura, retablos, entre otros (Laos, 2022).

Las hojas de cedro contienen tintes que son utilizados para teñir fibras naturales como lana y algodón (Reynel y Marcelo, 2009).

2.2.3. Reguladores de crecimiento en la propagación de plantas

En la actualidad se define como sustancias orgánicas transmisoras de signos (químicos, luz, etc.) que son percibidos por receptores químicos con función reguladora (homeostasis) modulando una respuesta determinada (Alcantara et al., 2019).

Gárate (2010) menciona que es importante distinguir los términos hormonas vegetales y sustancias reguladoras de crecimiento; las hormonas vegetales son compuestos orgánicos diferentes de los nutrientes, que actúan en cantidades mínimas, alterando procesos fisiológicos en las plantas; estos compuestos tienen movimiento polar y generalmente unidireccional; las sustancias reguladoras del crecimiento son compuestos sintéticos que modifican procesos fisiológicos de las plantas, actúan de manera similar a las hormonas naturales y, pueden influir en la síntesis, degradación, transporte o posiblemente modificar los sitios de acción de las hormonas vegetales.

Rojas et al. (2004) indican cinco grupos principales de hormonas y reguladores del crecimiento, entre los cuales se encuentran las auxinas, giberelinas, citoquininas, ácido abscísico y etileno.

- **Métodos de aplicación**

Weaver (1996) describe tres métodos ampliamente utilizados y prácticos para aplicar reguladores de crecimiento a las estacas, los cuales son:

- ✓ **Inmersión Rápida:** la base de la estaca es sumergida en soluciones de alta concentración, generalmente entre 4 000 y 10 000 ppm, durante un periodo breve de 5 a 10 s.

- ✓ **Remojo Prolongado:** la base de la estaca se sumerge en soluciones de baja concentración, típicamente entre 10 y 200 ppm, por tiempo prolongado de 24 a 48 h.
- ✓ **Espolvoreado:** se aplica polvo en el área basal humedecida de las estacas, luego se colocan en el medio de enraizamiento. Sin embargo, este método puede tener la desventaja de que el polvo se desprenda al insertar la estaca en el sustrato o de que el exceso de polvo pueda causar toxicidad.

- **Fórmulas para la dosificación**

La dosificación es el proceso de calcular y medir una cantidad exacta de un producto o sustancia que se debe utilizar en un procedimiento específico; realizar una correcta dosificación del regulador de crecimiento es igual de importante que elegir el momento adecuado y los medios precisos; pues siempre se debe leer la etiqueta del producto y utilizar la dosis eficaz que nos indica está (la etiqueta) o la del profesional técnico capacitado (Henao et al., 2010).

- ✓ **Partes por millón:** según Químicas (2015) las partes por millón (ppm) es una unidad de medida de concentración que mide la cantidad de unidades de sustancia que hay por cada millón de unidades del conjunto.

La metodología de cálculo es diferente para sólidos, líquidos y gases:

- Ppm para sólidos y líquidos:

$$\text{Partes por millon (ppm)} = \frac{\text{Peso de la sustancia analizada}}{\text{Peso total}} \times 1000000$$

- Ppm para gases:

$$\text{Partes por millon (ppm)} = \frac{\text{Volumen de la sustancia analizada}}{\text{Volumen total}} \times 1000000$$

2.2.3.1. Auxinas. Las auxinas son hormonas esenciales para el crecimiento de las plantas dado que se encargan de regular procesos como la elongación, diferenciación y división celular; tienen movimiento polar (basípeto) y se dividen en dos grupos (endógenas y exógenas). Las auxinas endógenas se producen naturalmente en las plantas, siendo el Ácido Indolacético (AIA) el más común, mientras que las exógenas, como el Ácido Indol Butírico (AIB) y el Ácido

Naftalen Acético (ANA), se aplican externamente. Hartmann y Kester (1981) señalan que estas influyen en diversas actividades de la planta, como el crecimiento del tallo, acelera el proceso de enraizamiento, ayuda a formar raíces con mayor calidad y uniformidad, inhibe las yemas laterales, activa las células del cambium, también ayuda con la abscisión de hojas y frutos.

La aplicación de reguladores de crecimiento, específicamente auxinas, es una práctica fundamental y efectiva para estimular la formación de raíces; en el ámbito comercial, las auxinas sintéticas más ampliamente utilizadas son el AIB y el ANA (Langé, 2013).

- **Ácido indol butírico (AIB)**

Hartmann y Kester (1981) indican que el AIB es la auxina más propicia para aplicaciones a gran escala, este regulador no es tóxico para las plantas al aplicarlo en diversas concentraciones, y ha demostrado ser eficaz para inducir el enraizamiento en variedad de especies vegetales; en su forma sintética, es considerado como uno de los mejores productos para aumentar el enraizamiento en gran cantidad de especies, puesto que su actividad auxínica es débil, y las enzimas encargadas de su degradación lo procesan relativamente lento.

Según Langé (2013) la diferencia principal entre el AIB y el ANA es que el primero posee poca movilidad, lo que hace que sea una buena opción para la utilización en una amplia variedad de concentraciones, sin riesgo de causar fitotoxicidad; el movimiento de esta sustancia reguladora en el tejido es mínimo, y las enzimas responsables de su degradación actúan lentamente, lo que le confiere una alta persistencia una vez aplicado a las estacas.

Las propiedades químicas, de acuerdo con Vidal (2010), son las siguientes:

- Nombre común: Ácido Indol Butírico
- Nombre químico: Indole-3-butyric acid (AIB)
- Formula empírica: $C_{12}H_{13}NO_2$
- Peso molecular: Ácido Indolbutírico (Auxinas): 203.2 g/mol

- **Ácido naftalen acético (ANA)**

El ANA es una sustancia sintética con diversas aplicaciones en las ciencias agrícolas, comúnmente es utilizada como hormona vegetal para promover el enraizamiento de estacas en condiciones de asepsia, también regulador químico para el raleo de frutos (Ramos, 2016).

Esta hormona sintética comparte similitudes con la auxina natural presente en las plantas (Ácido Indolacético) y desempeña un papel fundamental en el desarrollo de las raíces; sin embargo, este producto es más tóxico que el AIB, por lo que se deben evitar concentraciones excesivas debido al riesgo de causar daños en las células (Hernández et al., 2005).

Las propiedades químicas de esta hormona son las siguientes:

- Nombre común: Ácido Naftalen Acético
- Nombre químico: 1-Naphtalen Acetic Acid (ANA)
- Formula empírica: $C_{12}H_{10}O_2$
- Peso molecular: Ácido Naftalen Acético (Auxinas): 186.2 g/mol

Chagné et al. (2006) señala que la aplicación de ANA aumentó significativamente el porcentaje de enraizamiento en dos especies vegetales; las concentraciones con mejores resultados varían según la especie, siendo 500 ppm para el manzano, y 300 ppm para la vid. Esto resalta la importancia de ajustar las concentraciones adecuadas de auxinas, según las necesidades específicas de cada especie.

2.3. Definición de términos básicos

- **Árbol donante**

Individuo con buenas características fenotípicas, tales como buena sanidad, vigor fisiológico y ausencia de daños causados por agentes mecánicos o bióticos, que es seleccionado como fuente para extraer material vegetal (estacas, esquejes, etc.) para la propagación asexual, a fin de perpetuar el genotipo en su descendencia (progenie).

- **Estaca**

Fragmento de tallo, raíz u hoja que es extraída de un árbol o arbusto, y al darle las condiciones necesarias se induce a la organogénesis de raíces y hojas, dando origen a una planta nueva; se les puede clasificar en: estacas de raíz, estacas de hoja y estacas de tallo (Hartmann y Kester, 1981).

- **Fenotipo**

El fenotipo corresponde a la expresión externa del genotipo, es decir, al conjunto de rasgos visibles en un individuo. Surge de la interacción entre la información genética y el ambiente, entendido este último como la influencia de otros genes, del citoplasma celular y de las condiciones externas en las que se desarrolla el organismo (Cabrera, 2016).

- **Germoplasma**

En árboles forestales, germoplasma son las distintas estructuras vegetales que contienen material genético capaz de transferir los caracteres hereditarios de una generación a otra, e incluye células y tejidos con información genética (Gutiérrez, 2015).

- **Polaridad**

En plantas, es una característica que les permite crecer y desarrollar sus órganos, como raíces y hojas, en direcciones específicas; este efecto se debe a la dirección que migran las auxinas, hacia la base de las plantas (movimiento basípetal), lo que provoca que las raíces tengan un crecimiento con gravitropismo positivo, mientras que las yemas y hojas gravitropismo negativo (Gergoff et al., 2023).

- **Progenie**

Descendiente no modificado del material, sea por división celular, clonación, replicación o reproducción del mismo (Pierce, 2009). Es decir, son las nuevas plantas que se desarrollan a partir de semillas, esquejes u otros métodos de propagación.

- **Raíces adventicias**

Órganos de la planta, esenciales para su supervivencia en la naturaleza. Se desarrollan como respuesta a situaciones de estrés, principalmente de origen abiótico como inundaciones o sequías, y especialmente en casos de estrés mecánico o daño físico; su función principal es restaurar las capacidades de absorción de nutrientes y/o proporcionar soporte estructural a la planta (Ibáñez, 2022).

- **Rizogénesis**

Es un proceso fundamental y complejo de varios fenómenos en una planta, involucra la división celular mitótica y la diferenciación de células somáticas especializadas en la raíz, que conducen a la emisión y desarrollo radicular en una planta; las auxinas son las principales hormonas vegetales responsables de este proceso (Escobar et al., 2002).

- **Sustrato**

Es un material de origen sólido, líquido o gaseoso, utilizado como medio de cultivo para las plantas; es la base sobre la cual se desarrollan las raíces, cumple un papel fundamental al proveer el soporte físico, los nutrientes y la retención de agua necesarios para el desarrollo vegetal. Los sustratos más utilizados en la propagación de plantas son sustratos orgánicos como turba, fibra de coco, cascarilla de arroz y sustratos inorgánicos como arena, vermiculita o perlita (García et al., 2010).

- **Totipotencia**

Se define como la capacidad que tiene una célula individual para expresar todo su genoma, heredado de las células originales de las que se formó mediante la división celular (Portillo y Santacruz, 2004).

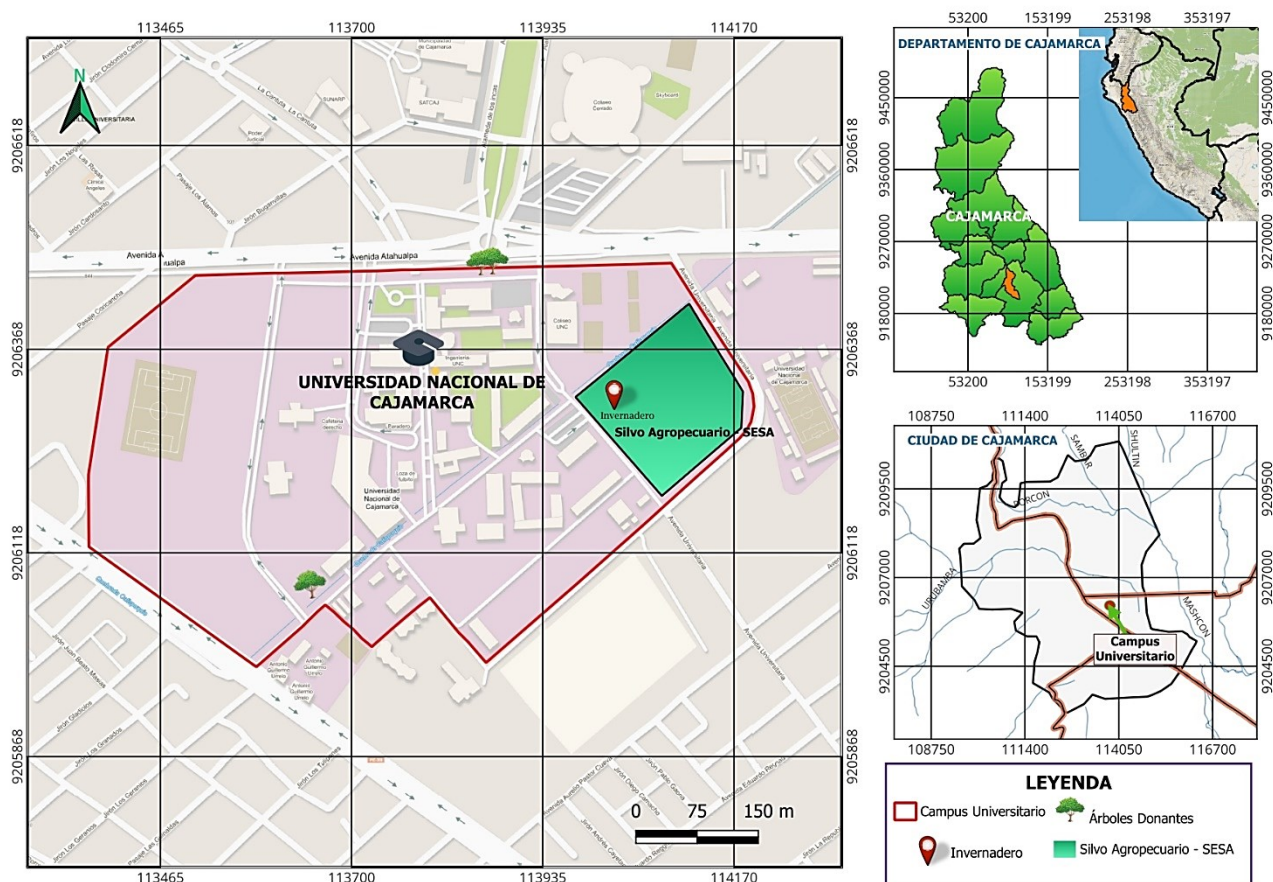
III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación

La investigación se llevó a cabo en un invernadero del servicio Silvo Agropecuario – SESA de la Universidad Nacional de Cajamarca; ciudad, distrito, provincia y departamento de Cajamarca, ubicado a una altitud de 2536 msnm (Estación meteorológica Augusto Weberbauer). Los árboles donantes de estacas se encuentran en el campus universitario de la misma Universidad.

Figura 1

Ubicación del trabajo de investigación y de los árboles donantes de C. angustifolia en Cajamarca



3.2. Materiales

- **Material experimental**

- Estacas de *C. angustifolia*
- Bolsas de polietileno
- Acido Indol butírico ($C_{12}H_{13}NO_2$)
- Sustratos (arena tierra y turba)

- **Equipos, insumos y materiales**

- | | |
|-------------------------------|-----------------------------|
| - Balanza analítica | - Placa calefactora |
| - Cámara fotográfica | - Regadera |
| - Carretilla | - Regla graduada |
| - Formato de registro | - Tamizador |
| - GPS | - Tijera de podar |
| - Guantes quirúrgicos | - Etanol |
| - Manguera de PVC (1/2 pulg.) | - Formol |
| - Matraz Erlenmeyer | - Hidróxido de sodio (NaOH) |
| - Palana recta | - Vitavax (fungicida) |

- **Materiales de escritorio**

- Computadora
- Papel bond
- Impresora
- Bolígrafo

3.3. Metodología

El trabajo de investigación, en su etapa experimental, se realizó entre los meses febrero y junio del año 2025.

3.3.1. Variables

- **Variables independientes**

- Concentraciones de AIB
- Tipos de sustrato

- **Variables dependientes**

- Número de brotes
- Número de hojas
- Porcentaje de formación de callos
- Porcentaje de enraizamiento
- Número y tamaño de raíces
- Porcentaje de supervivencia

3.3.2. *Diseño experimental*

Para probar el efecto de las concentraciones de Ácido Indol Butírico y dos tipos de sustrato, se utilizó el diseño completamente al azar (DCA), con ocho tratamientos y cuatro repeticiones, conformando 32 unidades experimentales, compuestas por cuatro estacas de *C. angustifolia* cada una (Figura 2).

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

Donde:

Y_{ij} = observación (i,j)-ésimo tratamiento.

μ = media poblacional.

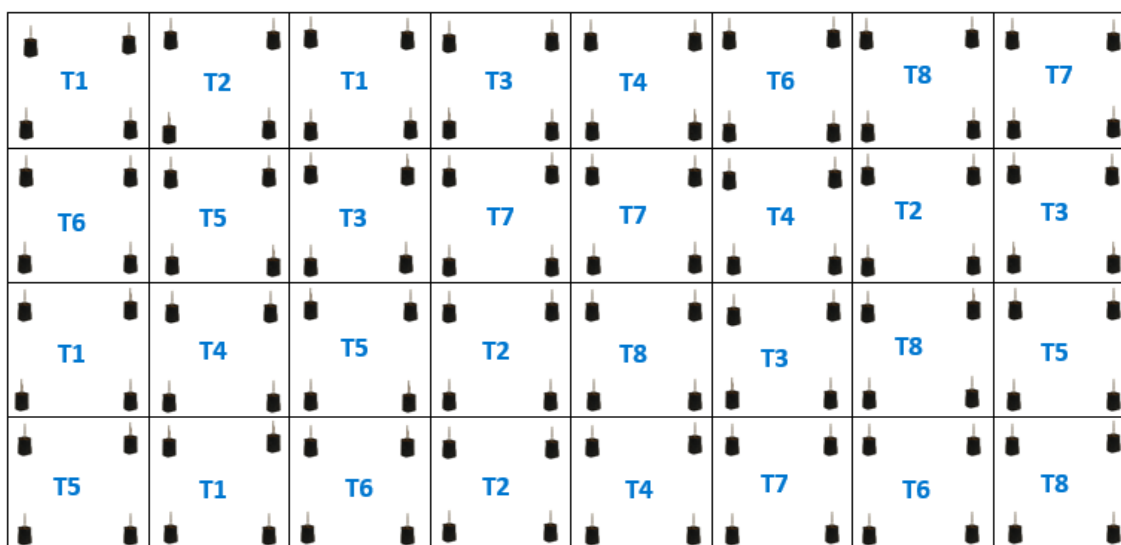
T_i = efecto de i-ésimo tratamiento.

E_{ij} = error experimental.

Tabla 1

Tratamientos en estudio

Tratamientos	Descripción
T1	Arena (testigo)
T2	Arena + 2 000 ppm de AIB
T3	Arena + 3 000 ppm de AIB
T4	Arena + 4 000 ppm de AIB
T5	Sustrato mezclado (testigo)
T6	Sustrato mezclado – 2:1:1 + 2 000 ppm de AIB
T7	Sustrato mezclado – 2:1:1 + 3 000 ppm de AIB
T8	Sustrato mezclado – 2:1:1 + 4 000 ppm de AIB

Figura 2*Diseño del campo experimental***3.3.3. Procedimiento**

- **Preparación de sustrato y llenado de bolsas**

- ✓ **Sustrato arena:** la arena de río fue cernida en una zaranda con orificios de 2×1 mm para lograr uniformidad en su tamaño. Posteriormente, se desinfectó de manera uniforme con formol al 40 %, diluido en una solución al 2.5 %, y se cubrió con plástico durante tres días, exponiéndola al sol para completar el proceso de desinfección y eliminar insectos, patógenos u otros agentes perjudiciales para el enraizamiento de las estacas. Finalmente, el sustrato tratado se depositó en bolsas de polietileno con dimensiones de 5×7 pulg. y se colocaron de manera ordenada, siguiendo el esquema de la Figura 2.
- ✓ **Sustrato mezclado:** el proceso consistió en integrar uniformemente la arena, tierra y turba en proporciones de 2:1:1, con el fin de obtener una combinación suelta que facilite una buena absorción del agua y proporcione los nutrientes necesarios para el enraizamiento. La desinfección del sustrato, llenado y distribución de bolsas se realizó siguiendo el mismo procedimiento anterior.

- **Selección de plantas madre y extracción de estacas**

Para este propósito, conforme a las recomendaciones de Gárate (2010) se seleccionaron tres árboles de la Universidad Nacional de Cajamarca, los cuales, estaban libres de plagas o enfermedades, con fuste sano, sin torceduras y con ramas vigorosas.

Las estacas fueron obtenidas de la parte apical de las ramas y fueron semi lignificadas, con longitudes de 10 a 15 cm. El diámetro fue aproximadamente de 1 cm, con cuatro nudos como mínimo y seis nudos como máximo. Los cortes se realizaron utilizando tijeras de podar, el basal se efectuó justo debajo de un nudo, mientras que el superior se realizó aproximadamente a 1 cm por encima de otro nudo, ambos fueron rectos transversalmente.

Considerando las recomendaciones de Farrais (2020) la colecta se realizó en las primeras horas de la mañana, a fin de asegurar su turgencia y buena hidratación; asimismo, las ramas seleccionadas no presentaron flores ni frutos.

Con el propósito de evitar la deshidratación, las estacas fueron colocadas en recipientes con agua antes de aplicar los tratamientos.

- **Desinfección de estacas**

Las estacas fueron desinfectadas previamente mediante inmersión en una solución fungicida a base de carboxin y captan (Vitavax) al 0.3% durante 10 min, luego se dejaron ventilar por cinco min.

- **Aplicación de ácido indol butírico (AIB)**

Antes de colocar las estacas en el sustrato, se realizaron dos incisiones a 0.5 cm de la base (excepto en las testigo), y luego fueron sumergidas durante veinte minutos en la solución de AIB correspondiente a su tratamiento. La preparación se realizó utilizando una alícuota de NaOH al 0.1 N como disolvente y, posteriormente, se mezcló con agua destilada para obtener la concentración requerida.

- **Siembra de estacas en bolsas con sustrato**

Se colocaron en posición inclinada de 45° en sus respectivas bolsas con sustrato (arena o sustrato mezclado); considerando su polaridad se introdujeron hasta 1/3 de su tamaño. En cada

tratamiento se colocaron 16 estacas, sumando un total de 128, distribuidas entre los ocho tratamientos.

- **Labores culturales durante el periodo de enraizamiento**

- ✓ **Riego:** los riegos se realizaron en las mañanas; durante los primeros 15 días se regó diariamente, después de este periodo, cada tres días. Para este propósito, se empleó un aspersor manual para garantizar una distribución uniforme del agua.
- ✓ **Deshierbo:** se realizó manualmente de forma periódica, dependiendo de la presencia de malezas en las bolsas con sustrato.

- **Evaluación de resultados**

Las estacas fueron evaluadas cada quince días durante los primeros cuatro meses posteriores a la instalación del experimento, con el fin de verificar su supervivencia, aparición de brotes y número de hojas.

La formación de callos y raíces se evaluó al finalizar el experimento (cuarto mes); para ello, las estacas fueron retiradas del sustrato.

Las variables expresadas en número y porcentaje (como el número de brotes, hojas y raíces; porcentaje de callosidad, enraizamiento y supervivencia) se evaluaron mediante cuantificación, mientras que la expresada en longitud (longitud de raíces, cm) fue mediante medición, donde se utilizó una regla graduada.

La evaluación de brotes se realizó considerando lo descrito por Troiani et al. (2017) quienes los definen como pequeñas yemas desarrolladas en las estacas que posteriormente pueden transformarse en ramas u hojas; asimismo, siguiendo lo señalado por Bautista et al. (2022) se consideraron estacas muertas aquellas que más del 50 % del tallo estaba necrosado.

Los datos fueron registrados en formatos para su posterior procesamiento.

3.4. Procesamiento y análisis de datos

3.4.1. Procesamiento

Los datos registrados en los formatos fueron organizados en tablas de Excel, considerando los tratamientos, repeticiones y datos de las variables evaluadas, para su posterior

análisis en el programa estadístico; previamente se realizaron los cálculos correspondientes según la naturaleza de cada variable, tal como se describe a continuación.

✓ **Porcentaje de supervivencia**

El cálculo se efectuó considerando el número de estacas vivas por tratamiento en relación con el número total de estacas sembradas por tratamiento, aplicando el modelo planteado por Murillo et al. (2023):

$$\text{Porcentaje de supervivencia} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de estacas vivas por tratamiento}}{\text{N}^\circ \text{ de estacas sembradas por tratamiento}} \times 100$$

✓ **Número de brotes**

Con los datos registrados, se calculó el promedio de cada tratamiento.

✓ **Número de hojas**

Se determinó el promedio de los datos correspondientes a cada tratamiento.

✓ **Porcentaje de formación de callos**

Con los datos registrados, se realizó el cálculo correspondiente mediante la fórmula propuesta por Murrieta (2010) siendo:

$$\text{Porcentaje de formación de callos} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de estacas con callos por tratamiento}}{\text{N}^\circ \text{ de estacas sembradas por tratamiento}} \times 100$$

✓ **Porcentaje de enraizamiento**

El cálculo se efectuó considerando el número de estacas enraizadas por tratamiento en relación con el número total de estacas sembradas por tratamiento, aplicando la fórmula planteada por Murillo et al. (2023) siendo:

$$\text{Porcentaje de enraizamiento} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de estacas enraizadas por tratamiento}}{\text{N}^\circ \text{ de estacas sembradas por tratamiento}} \times 100$$

✓ **Número y tamaño de raíces**

Para obtener el número de raíces, se calculó el promedio de cada tratamiento. El tamaño de raíces se determinó mediante el cálculo del promedio de su longitud por estaca en cm.

3.4.2. Análisis

Los datos recopilados durante el proceso de evaluación fueron analizados mediante el programa estadístico SAS V9.2. Debido a la presencia de ceros y de datos binomiales expresados en porcentaje, se realizó la transformación de datos aplicando la función $Y_{ij} = \sqrt{Y_{ij} + 0.5}$, siguiendo lo indicado por Vásquez (2014).

En concordancia con el mismo autor, y considerando que la validez del ANVA está supeditada al cumplimiento de sus supuestos de este modelo (normalidad, homogeneidad de varianzas e independencia de los errores para la variable respuesta), se efectuaron las comprobaciones respectivas. La normalidad se verificó mediante la prueba de Shapiro-Wilk (W_c), la homogeneidad de varianzas con la prueba de Bartlett (χ^2) y la independencia de errores con la prueba de Durbin-Watson (d). Según la significación del ANVA, se realizó la comparación de medias mediante la prueba de Tukey al 5 % de probabilidad.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Efecto del ácido indol butírico y dos tipos de sustrato en la propagación por estacas de *C. angustifolia*

La verificación de los supuestos del análisis de varianza (normalidad de errores, homocedasticidad e independencia) confirmó su cumplimiento en todas las variables de respuesta (Anexo 2), lo cual permitió aplicar el análisis de varianza para evaluar las diferencias entre tratamientos.

4.1.1. Número de brotes

Tabla 2

Análisis de varianza en el estudio de la variable número de brotes

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F calculada	F tabular		p-valor
					0.05	0.01	
Tratamiento	7	0.62	0.09	12.45**	2.42	3.50	<0.0001
Error	24	0.17	0.01				
Total	31	0.79					

Nota. **diferencia significativa; coeficiente de variación (CV: 4.19 %); coeficiente de determinación (R²: 0.78).

En los resultados de la Tabla 2 se encontró significancia estadística al 1% de probabilidad para los tratamientos $F > F_{0.01}^{7,24} = 3.50$ (Valor-p < 0.0001), indicando que hay diferencias reales entre sus promedios.

El coeficiente de variación de 4.19 % indica una baja dispersión en los datos respecto a la media. Según Braz et al. (2017) este valor se considera aceptable y muestra buena precisión en el experimento, dado que está por debajo del 10 %, lo que indica que el experimento presenta adecuada repetibilidad.

El coeficiente de determinación del 0.77 indica que el 77 % de la variabilidad en la variable de respuesta es explicada por los tratamientos evaluados, mientras que el 23 % restante se debe a otras fuentes de variación no incluidas en el análisis.

Tabla 3

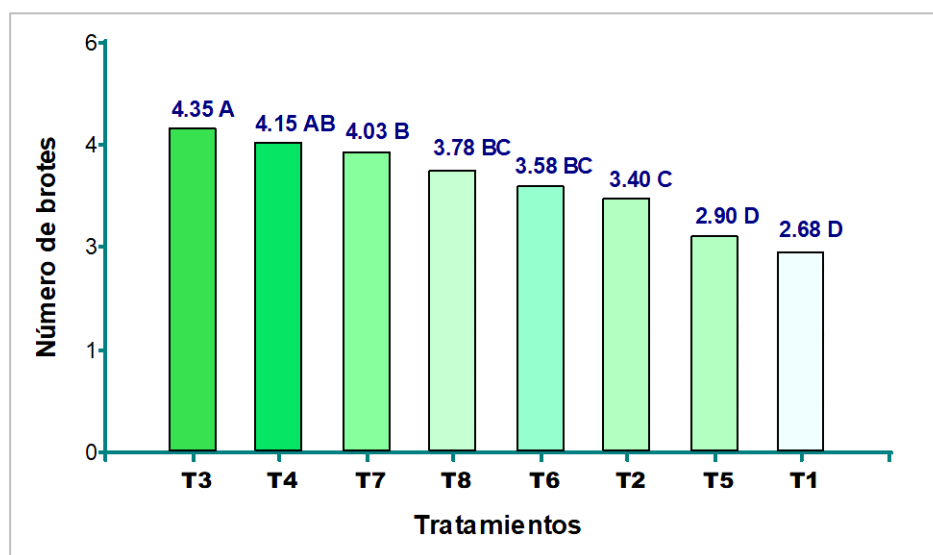
Prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para los tratamientos en el número de brotes

Tratamientos	Número de brotes	Significación
T3 (arena + 3 000 ppm)	4.35	A
T4 (arena + 4 000 ppm)	4.15	A B
T7 (sustrato mezclado + 3 000 ppm)	4.03	B
T8 (sustrato mezclado + 4 000 ppm)	3.78	B C
T6 (sustrato mezclado + 2 000 ppm)	3.58	B C
T2 (arena + 2 000 ppm)	3.40	C
T1 (testigo arena)	2.90	D
T5 (testigo sustrato mezclado)	2.68	D

Nota. Medias con la misma letra en cada columna y/o que comparten dos o más letras no difieren significativamente (Tukey, $p = 0.05$); ppm: partes por millón.

Figura 3

Efecto de los tratamientos en el número de brotes



La Tabla 3 muestra la comparación de medias para los tratamientos evaluados. Se observa que el T3 (3 000 ppm + arena) ocupó el primer lugar, alcanzando un promedio de 4.35 brotes por estaca, seguido por T4 (4 000 ppm + arena) con 4.15, sin diferencias significativas entre ambos. En dicha Tabla se observa que T3 y T4 superaron estadísticamente a los testigos (T1 y T5), cuyos valores son de 2.68 y 2.90 respectivamente. La Figura 3 presenta los resultados promedios de los niveles en estudio, lo cual corrobora lo manifestado en la Tabla 3.

La heterogeneidad entre los tratamientos está determinada principalmente por el tipo de sustrato, dado que la combinación de arena con 3 000 ppm de AIB mostró mayor efectividad, mientras que la misma concentración en sustrato mezclado su efecto disminuyó, ocupando el tercer lugar. Ello es consistente con lo reportado por Murrieta (2010) quien señala que esta combinación de AIB favorece la brotación en estacas de *Cedrela odorata*.

La mayor eficiencia de la arena puede deberse a sus propiedades físicas, como su textura gruesa y alta porosidad, que favorecen la difusión de oxígeno hacia la zona basal de la estaca, permitiendo la respiración celular, al respecto Gergoff et al. (2023) manifiestan que su buena aireación y drenaje adecuado evita la muerte celular por anoxia (falta de oxígeno), lo que preserva el metabolismo, favorece la síntesis de reguladores de crecimiento y permite la movilización de carbohidratos, que son fundamentales para el crecimiento de nuevos órganos.

Respecto al AIB, de acuerdo con Shimizu et al. (2009) la influencia que muestra este regulador puede deberse a que su transporte basipetal favorece la síntesis y el movimiento acropetal de citoquininas (CK) hacia los meristemas apicales del brote (del inglés, shoot apical meristem - SAM), lo que estimula la activación de yemas. Esto sugiere que 3 000 ppm ha promovido una mayor acción conjunta con CK, intensificando la respuesta fisiológica. Al respecto, Maldonado et al. (1992) señalan que la concentración de 0.3 % de AIB (equivalente a 3 000 ppm) es la más idónea para promover la brotación en *Cedrela odorata*, alcanzando un promedio de 6.3 brotes por estaca, lo que respalda la eficacia de esta concentración para promover la brotación.

Por otro lado, los resultados evidencian que un incremento en la concentración de AIB por encima de 3 000 ppm genera efecto antagónico, dado que se evidencia una disminución en el número de brotes. Ello confirma lo manifestado por Kim et al. (1992) quien manifiesta que concentraciones elevadas de AIB inducen la sobreproducción de etileno al incrementar la actividad de la enzima 1-aminociclopropano-1-carboxilato sintasa (ACC sintasa), que actúa principalmente alterando el transporte de auxinas, lo que hace que se inhiba la desdiferenciación y elongación celular en el tejido meristemático.

4.1.2. Número de hojas

Tabla 4

Análisis de varianza para la variable número de hojas

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F calculada	F tabular		p-valor
					0.05	0.01	
Tratamiento	7	30.78	4.40	265.01**	2.42	3.50	<0.0001
Error	24	0.40	0.02				
Total	31	31.18					

Nota. **diferencia significativa; coeficiente de variación (CV: 7.71 %); coeficiente de determinación (R^2 : 0.97).

En la Tabla 4 se muestra el análisis de varianza para la variable número de hojas. Se observa significancia al 1% de probabilidad para los tratamientos (F. calculada 265.01 > F. tabular 3.50), esto indica que hay diferencias significativas entre los parámetros de sus promedios.

El coeficiente de variación del 7.71 % indica que los valores registrados presentan baja dispersión respecto a la media. Según Reyes (1990) este valor sugiere que el experimento se realizó de manera adecuada y los resultados son consistentes.

El coeficiente de determinación (R^2) fue de 0.97, un valor que indica que el 97 % de la variabilidad en la variable respuesta es atribuible a los tratamientos evaluados, mientras que el 3 % restante corresponde a otras fuentes de variación no consideradas en el análisis.

Tabla 5

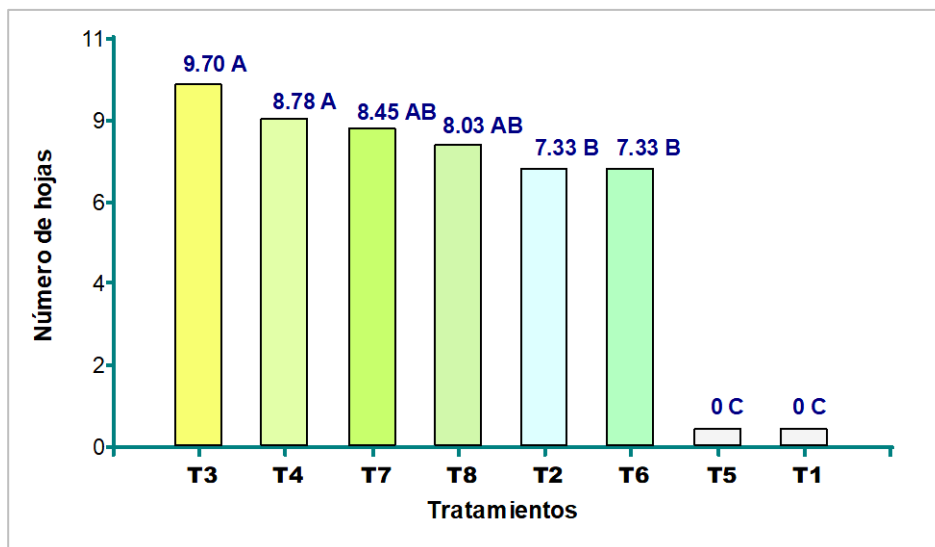
Comparación de medias de Tukey al 5 % de probabilidad para el efecto de los tratamientos en la variable número de hojas

Tratamientos	Número de hojas	Significación
T3 (arena + 3 000 ppm)	9.70	A
T4 (arena + 4 000 ppm)	8.78	A
T7 (sustrato mezclado + 3 000 ppm)	8.45	A B
T8 (sustrato mezclado + 4 000 ppm)	8.03	A B
T2 (arena + 2 000 ppm)	7.33	B
T6 (sustrato mezclado + 2 000 ppm)	7.33	B
T1 (testigo arena)	0.00	C
T5 (testigo sustrato mezclado)	0.00	C

Nota. Medias con la misma letra en cada columna y/o que comparten dos o más letras no difieren significativamente (Tukey, $p = 0.05$); ppm: partes por millón.

Figura 4

Promedio del número de hojas por tratamiento



En la Tabla 5 y Figura 4 se muestra la prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para la variable número de hojas. Se observa que el T3 (3 000 ppm + arena) ocupó el primer lugar, seguido del T4 (4 000 ppm + arena), cuyos promedios fueron de 9.70 y 8.78 respectivamente, sin diferencias significativas entre ambos. El T7 (3 000 ppm + sustrato mezclado) ocupó el tercer lugar con un promedio de 8.45 hojas por estaca, siendo estadísticamente superior a los testigos (T1 y T5).

El incremento en el número de hojas, especialmente con T3 respecto a los testigos, demuestra que el AIB favorece la organogénesis foliar, lo cual es consistente con lo reportado por Maldonado et al. (1992) quienes observaron que la concentración de 0.3 % de este regulador fue la más efectiva, alcanzando un promedio de 9.33 hojas por estaca en *Cedrela odorata*. Este comportamiento se debe a que la auxina exógena interviene en procesos fisiológicos como la división y elongación celular, asimismo, participa en la redistribución y movilización de carbohidratos hacia los órganos en crecimiento (flujo de fuente - sumidero), lo que proporciona la energía necesaria para la expansión foliar (Shimizu et al., 2009). En dicho contexto, 3 000 ppm mostró ser la concentración más propicia para potenciar dichos procesos fisiológicos.

La respuesta más favorable que muestra el sustrato arena puede estar relacionada con su capacidad para generar un microambiente térmico más óptimo en la base de la estaca. De acuerdo con Sandoval et al. (2015) la arena posee mayor capacidad de absorción y retención de calor en comparación con otros sustratos. Esto se asemeja al uso de camas calientes, aunque con una menor capacidad para conservar el calor. Al respecto, Farrais (2020) señala que el aumento de temperatura en la base de la estaca favorece el metabolismo de auxinas.

La ausencia de hojas en las estacas sin la aplicación de AIB (T1 y T5) posiblemente se deba a la no ocurrencia oportuna de formación radicular para la absorción de nutrientes, proceso mediado por la auxina, y al agotamiento de reservas endógenas de las estacas para mantener activo la biosíntesis, transporte y metabolismo de carboidatos y auxinas, necesarias para la organogénesis foliar (Gergoff et al., 2023).

4.1.3. Porcentaje de formación de callos

Esta variable es relevante, junto con el enraizamiento, puesto que influye indirectamente en las variables formación de hojas y supervivencia.

Tabla 6

Análisis de varianza y significancia estadística para la variable formación de callos

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F calculada	F tabular		p-valor
					0.05	0.01	
Tratamiento	7	286.94	40.99	43.27**	2.42	3.50	<0.0001
Error	24	22.74	0.95				
Total	31						

Nota. **diferencia significativa; coeficiente de variación (CV: 17.35 %); coeficiente de determinación (R^2 : 0.93).

En la Tabla 6 se presenta el análisis de varianza para la variable formación de callos, en el cual se encontró significancia estadística al 1 % de probabilidad $F > F_{0.01}^{7,24}=3.50$ (Valor-p < 0.0001), lo que indica diferencias significativas entre tratamientos.

El coeficiente de variación del 17.35 % evidencia una dispersión moderada de los datos respecto a la media. El coeficiente de determinación del 0.93 indica que los tratamientos

evaluados explican el 93 % de la variabilidad en la variable de respuesta, mientras que el 7 % restante se debe a factores no considerados en el modelo estadístico.

Tabla 7

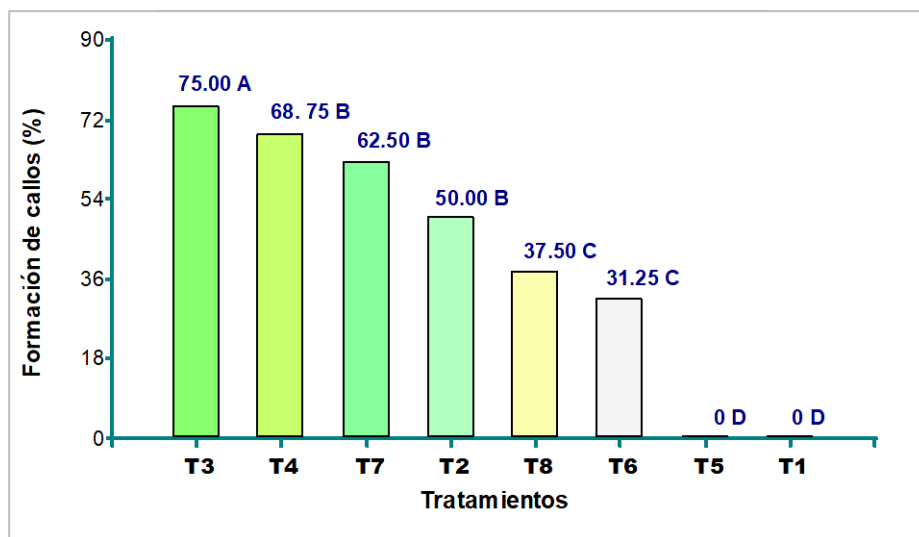
Prueba de significación de Tukey al 5 % de probabilidad para la formación de callos bajo el efecto de los tratamientos en estudio

Tratamientos	Formación de callos (%)	Significación
T3 (arena + 3 000 ppm)	75.00	A
T4 (arena + 4 000 ppm)	68.75	B
T7 (sustrato mezclado + 3 000 ppm)	62.50	B
T2 (arena + 2 000 ppm)	50.00	B
T8 (sustrato mezclado + 4 000 ppm)	37.50	C
T6 (sustrato mezclado + 2 000 ppm)	31.25	C
T1 (testigo arena)	0.00	D
T5 (testigo sustrato mezclado)	0.00	D

Nota. Medias con la misma letra en cada columna son estadísticamente iguales (Tukey, $p = 0.05$); ppm: partes por millón.

Figura 5

Porcentaje de formación de callos en función a los tratamientos



La prueba de comparación múltiple de Tukey muestra que el T3 (3 000 ppm + arena) alcanzó resultados más favorables, con un valor de 75 %, superando estadísticamente a los

restantes (T1, T2 y T4 - T8), cuyos valores oscilan entre 0 % y 68.75 %, respectivamente. En los testigos (T1 y T5) no se evidenció formación de raíces (Tabla 7).

La Figura 5 confirma lo antes mencionado, donde el T3 superó estadísticamente a los demás niveles, con 75.00 % de formación de callos. Estos resultados concuerdan con lo descrito por Sánchez (2012) quien indicó que la combinación de 3 000 ppm de AIB + arena también fue la más efectiva, alcanzando un 86 % en estacas de *Swietenia macrophylla* (Meliaceae).

El alto porcentaje de formación de callos alcanzando por 3 000 ppm se debe a que la formación de callos responde a una concentración específica de AIB; de acuerdo con Zhang et al., (2020) dicha concentración de AIB fue la más propicia para activar la transcripción de genes de los factores de transcripción de la familia LBD (del inglés, Lateral Organ Boundaries Domain), como AtLBD16, AtLBD17 y AtLBD29, que se encargan de la formación del tejido indiferenciado (callos), dentro del cual se establece el nicho de células madre del nuevo órgano (primordios radicales).

La mayor influencia de la arena se debe a su baja retención de agua y adecuada aireación en los espacios capilares, condiciones que favorecen la actividad de enzimas como la polifenoloxidasas (PPO) y la peroxidasa (POD), que están involucradas en la cicatrización de heridas y la diferenciación celular en la formación de callos. Al respecto, Ahmad et al. (2013) señalan que estas enzimas feniloxidativas, naturalmente oxidan compuestos fenólicos (uno de los grupos fitoquímicos más abundantes en las plantas), formando quinonas, las cuales son altamente reactivas y tóxicas, debido a que cumplen una función defensiva, al proteger las heridas frente a agentes externos como insectos o microorganismos. Sin embargo, según Duan et al. (2023) en presencia de auxinas exógenas, estas enzimas también pueden estar asociadas a procesos de desdiferenciación y proliferación celular, mediante la formación de complejos IAA-ácido fenólico que inhiben la acción de la IAA-oxidasa, protegiendo a la auxina de su degradación y prolongando su acción fisiológica en los tejidos.

4.1.4. Porcentaje de enraizamiento

Tabla 8

Análisis de varianza para la variable porcentaje de enraizamiento

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F calculada	F tabular		p-valor
					0.05	0.01	
Tratamiento	7	344.40	49.20	170.41**	2.42	3.50	<0.0001
Error	24	3.93	0.29				
Total	31	351.33					

Nota. **diferencia significativa; coeficiente de variación (CV: 13.73 %); coeficiente de determinación (R^2 : 0.98).

El análisis de varianza (Tabla 8) muestra diferencias significativas al 1 % entre tratamientos $F > F_{0.01}^{7,24}=3.50$ (Valor-p < 0.0001). Esto indica que algunos tratamientos muestran mayor influencia en el enraizamiento.

El coeficiente de variación del 13.73 % evidencia una variabilidad moderada en los datos obtenidos. Según Patel y Patel (2009) este nivel de dispersión indica una homogeneidad aceptable entre las repeticiones, lo que respalda la consistencia del experimento.

El coeficiente de determinación del 0.98 indica que los tratamientos evaluados explican el 98 % de la variabilidad en la variable de respuesta, mientras que el 2 % restante se debe a otras fuentes de variación no incluidas en el modelo estadístico.

Tabla 9

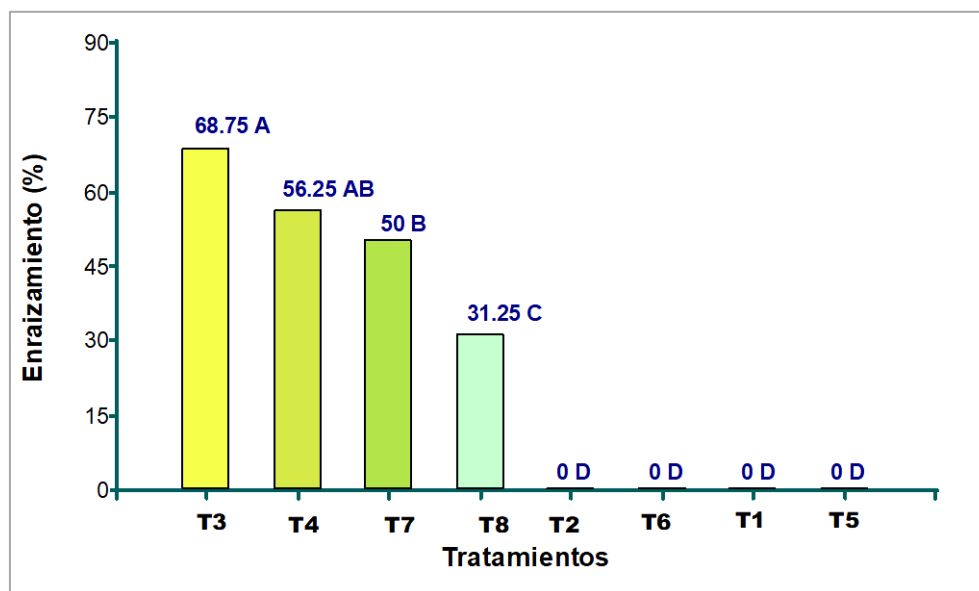
Prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para los tratamientos en el enraizamiento

Tratamientos	Enraizamiento (%)	Significación
T3 (arena + 3 000 ppm)	68.75	A
T4 (arena + 4 000 ppm)	56.25	A B
T7 (sustrato mezclado + 3 000 ppm)	50.00	B
T8 (sustrato mezclado + 4 000 ppm)	31.25	C
T2 (arena + 2 000 ppm)	0.00	D
T6 (sustrato mezclado + 2 000 ppm)	0.00	D
T1 (testigo arena)	0.00	D
T5 (testigo sustrato mezclado)	0.00	D

Nota. Medias con la misma letra en cada columna y/o que comparten dos o más letras no difieren significativamente (Tukey, $p = 0.05$); Ppm: partes por millón.

Figura 6

Porcentaje de enraizamiento bajo el efecto de los tratamientos



La Tabla 9 y Figura 6 muestran la prueba de Tukey para los tratamientos en estudio. Se observa que T3 (3 000 ppm + arena) ocupó el primer lugar, alcanzado un 68.75 % de enraizamiento, seguido del T4 (4 000 ppm + arena) con 56.25 % respectivamente, sin diferencias significativas entre ambos. En dicha tabla se observa que en los tratamientos donde se aplicó el ácido a una concentración de 2 000 ppm y con 0 ppm que fue el testigo, no se evidenció presencia de raíces (T1, T2, T5 y T6).

Estos resultados demuestran que el sustrato arena compensa parcialmente el efecto de ciertas concentraciones de AIB, dado que T3 (3 000 ppm + arena) mostró mayor efectividad, mientras que en T7 (3 000 ppm + sustrato mezclado) dicha efectividad disminuyó, ocupando el tercer lugar. Estudios previos respaldan la interacción positiva de la arena como sustrato y 3 000 ppm de AIB, por ejemplo, Soudre et al. (2010) reportaron que esta combinación es efectiva, alcanzando un 93 % de enraizamiento en estacas de *Cedrela odorata*. Del mismo modo, Murrieta (2010) reportó un 89 % de enraizamiento en estacas de la misma especie.

Esto se debe a que las estacas en el proceso de enraizamiento necesitan de un sustrato que le proporcione condiciones adecuadas de humedad, aireación y temperatura, necesarias

para mantener la turgencia celular y facilitar procesos como su metabolismo, entre ellos la síntesis de auxinas (Sisaro y Hagiwara, 2019). En el cual, la arena es el sustrato más adecuado, ya que sus propiedades físicas, como su textura gruesa y alta porosidad, favorecen la difusión de oxígeno hacia la zona basal de la estaca, permitiendo la respiración celular, un proceso que según Ng et al. (2015) es fundamental para mantener la energía y gradientes iónicos que hacen posible el transporte polar de la auxina a través de proteínas como PIN y AUX/LAX, que regulan su flujo intracelular.

Los resultados más favorables obtenidos con 3 000 ppm de AIB son consistentes con lo señalado por Soudre et al. (2010) quienes reportaron que esta concentración de AIB es la más propicia para el enraizamiento en estacas de *Cedrela odorata*. Como sostiene Perotti (2021) este comportamiento se debe a que dicha concentración de AIB es suficiente para desencadenar una cascada de señalización auxínica, lo que facilita la interacción eficaz con los receptores TIR1/AFB, que promueven la degradación de los represores AUX/IAA (del inglés, Auxin/INDOLE-3-ACETIC ACID) y permite la liberación de los ARF (Auxin Response Factor), encargados de activar la transcripción de genes relacionados con la formación de raíces adventicias, como los de la familia *Plethora* (PLT), como PLT1 y PLT2, cuya expresión da lugar a la síntesis de proteínas con dominio AP2, que mantienen la identidad y funcionamiento de las células madre.

La respuesta menos favorable obtenida con 2 000 ppm de AIB en combinación con ambos sustratos (T2 y T6), indica que esta concentración no fue suficiente para generar una señal hormonal lo bastante efectiva como para activar los mecanismos fisiológicos y moleculares implicados en la formación de raíces adventicias, un proceso de organogénesis de *novo*, que involucra la expresión de genes reguladores como los miembros de la familia PLT. Hu y Xu (2004) manifiestan que los factores de transcripción de la familia *Wuschel* (WUS) también estarían implicados en la formación de raíces adventicias, que actúan de manera ectópica, solo con presencia de auxina exógena al medio de crecimiento; entre ellos WOX11, cuyo homeodominio permite reprogramar la identidad celular, y WOX5, que mantiene en reposo a las células del centro quiescente del meristemo radical.

4.1.5. Número de raíces

Tabla 10

Análisis de varianza para los datos de la variable número de raíces

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F calculada	F tabular		p-valor
					0.05	0.01	
Tratamiento	7	14.01	2.00	115.59**	2.42	3.50	<0.0001
Error	24	0.42	0.02				
Total	31	14.43					

Nota. **diferencia significativa; coeficiente de variación (CV: 10.04 %); coeficiente de determinación (R^2 : 0.97).

En la Tabla 10 se observa la existencia de diferencias estadísticamente significativas al 1 % para los tratamientos (F. calculada 115.59 > F. tabular 3.50). Esto indica que tanto las dosis de Ácido Indol Butírico y tipos de sustrato tienen influencia significativa en los resultados obtenidos.

El coeficiente de variación del 10.04 % indica una mayor uniformidad en los datos tomados. El coeficiente de determinación (R^2) de 0.97 indica que el 97 % de la variabilidad en la variable de respuesta es explicada por los tratamientos evaluados, mientras que el 3 % restante corresponde a fuentes de variación no consideradas en el análisis.

Tabla 11

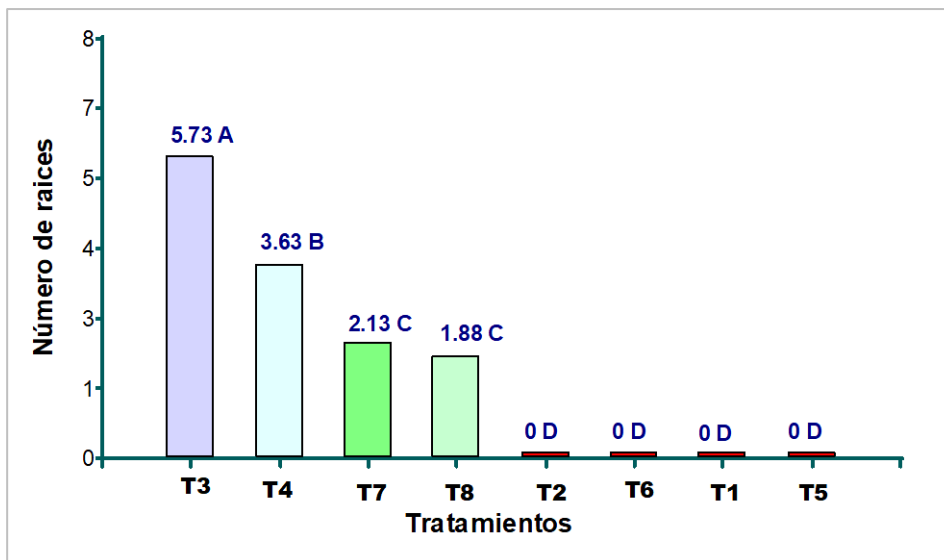
Prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para el número de raíces bajo la influencia de los tratamientos

Tratamientos	Número de raíces	Significación
T3 (arena + 3 000 ppm)	5.73	A
T4 (arena + 4 000 ppm)	3.63	B
T7 (sustrato mezclado + 3 000 ppm)	2.13	C
T8 (sustrato mezclado + 4 000 ppm)	1.88	C
T2 (arena + 2 000 ppm)	0.00	D
T6 (sustrato mezclado + 2 000 ppm)	0.00	D
T1 (testigo arena)	0.00	D
T5 (testigo sustrato mezclado)	0.00	D

Nota. Medias con la misma letra en cada columna son estadísticamente iguales (Tukey, $p = 0.05$); ppm: partes por millón.

Figura 7

Efecto de los tratamientos en el número de raíces



En la Tabla 11 y Figura 7 se presenta la prueba de rango múltiple de Tukey para los tratamientos evaluados, en la cual muestra que el T3 (3 000 ppm + arena) ocupó el primer lugar, con un promedio de 5.73 raíces por estaca, superando estadísticamente al T4 (4 000 ppm + arena) que ocupó el segundo lugar, cuyo promedio fue de 3.63 raíces. Los tratamientos restantes son inferiores estadísticamente mostrando hasta 0 raíces, tal es el caso de T1, T2, T5 y T6. Esto evidencia que la combinación de arena y 3 000 ppm de AIB (T3) son las más ideales para obtener mayor cantidad de raíces en este experimento.

Ello es consistente con lo reportado por Murrieta (2010) quien demostró que la combinación de 3 000 ppm de AIB + arena incrementa el número de raíces, alcanzando un promedio de 5.4 por estaca en *Cedrela odorata*.

Posiblemente, esto se deba a que la naturaleza inerte de la arena y baja carga microbiana reducen el riesgo de infecciones o la incidencia de patógenos durante las primeras etapas del enraizamiento (Camacho et al., 2021). Estas condiciones favorecen un entorno más controlado para la acción del AIB, además, de acuerdo con Langé (2013) esta auxina se caracteriza por su baja toxicidad y escasa movilidad, propiedades que la hacen efectiva en concentraciones

adecuadas. En tal sentido, 3 000 ppm mostró ser más efectiva para inducir la formación de raíces adventicias.

La variabilidad de los datos podría atribuirse a diferencias en el grado de lignificación de las estacas, dado que los ARF (como ARF7 y ARF19) activos en el núcleo de células jóvenes, se relocalizan al citoplasma a medida que la célula madura, formando condensados citoplasmáticos (micron-esféricos) que dificultan su regreso al núcleo y, en consecuencia, limitan la transcripción de los genes blanco, regulados por auxina (Emenecker et al., 2021). Del mismo modo, según lo señalado por Taiz y Zeiger (2006) la lignificación también reduce la capacidad de respuesta en la célula, dado que, al integrarse a la pared celular secundaria, genera una matriz hidrofóbica, la engruesa y le confiere mayor rigidez; esta modificación reduce su plasticidad y disminuye la permeabilidad, limitando la movilización de auxinas (influjo y eflujo), por lo que las células lignificadas son menos propensas a reprogramarse, dividirse y entongarse.

4.1.6. Longitud de raíces

Tabla 12

Análisis de varianza para los datos de la variable longitud de raíces

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F calculada	F tabular		p-valor
					0.05	0.01	
Tratamiento	7	15.88	2.37	129.89**	2.42	3.50	<0.0001
Error	24	0.42	0.02				
Total	31	16.39					

Nota. **diferencia significativa; coeficiente de variación (CV: 10.35 %); coeficiente de determinación (R²: 0.97).

El análisis de varianza (Tabla 12) muestra diferencias significativas al 1% de probabilidades para los tratamientos $F > F_{0.01}^{7,24} = 3.50$ (Valor-p < 0.0001), lo que indica que hay diferencias significativas entre sus promedios.

El coeficiente de variación del 10.35 % denota la dispersión de los datos con respecto a la media. De acuerdo con Moscote y Quintana (2008) los datos muestran baja dispersión, lo que

sugiere cierta homogeneidad entre los elementos y permite que la media aritmética sea representativa.

El coeficiente de determinación del 0.97, indica que el 97 % de la variabilidad en la variable evaluada (tamaño de raíces) es explicada por los tratamientos, mientras que el 3 % restante se debe a factores aleatorios no considerados.

Tabla 13

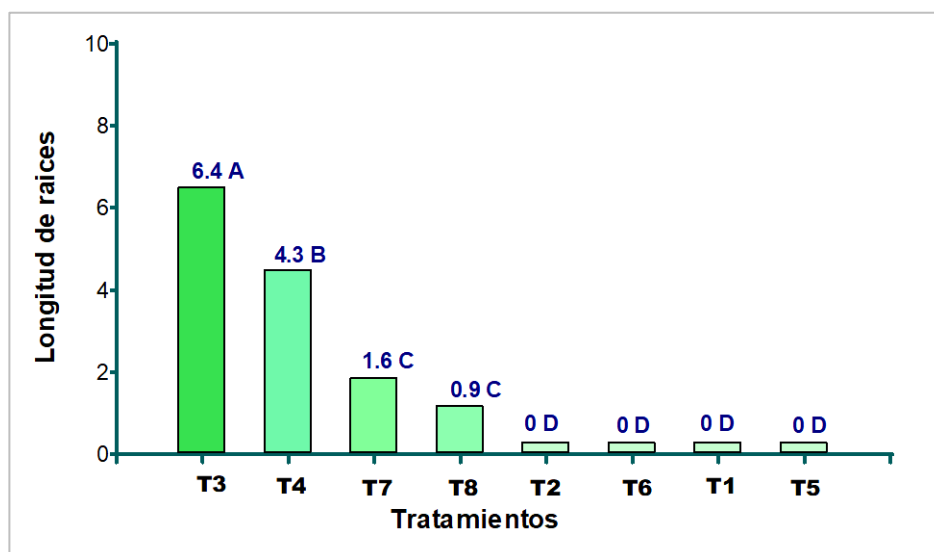
Prueba de significancia de Tukey al 5 % de probabilidad para el efecto de los tratamientos en la longitud de raíces

Tratamientos	Longitud de raíces (cm)	Significación
T3 (arena + 3 000 ppm)	6.40	A
T4 (arena + 4 000 ppm)	4.30	B
T7 (sustrato mezclado + 3 000 ppm)	1.60	C
T8 (sustrato mezclado + 4 000 ppm)	0.90	C
T2 (arena + 2 000 ppm)	0.00	D
T6 (sustrato mezclado + 2 000 ppm)	0.00	D
T1 (testigo arena)	0.00	D
T5 (testigo sustrato mezclado)	0.00	D

Nota. Medias con la misma letra en cada columna son estadísticamente iguales (Tukey, $p = 0.05$); ppm: partes por millón.

Figura 8

Longitud promedio de raíces bajo la influencia de los tratamientos



La Tabla 13 muestra la prueba de Tukey para los tratamientos en estudio, en la cual se aprecia que T3 (3 000 ppm + arena) fue el más efectivo, alcanzando un promedio de 6.4 cm de longitud radicular por estaca, superando estadísticamente al T4 (4 000 ppm + arena) cuyo promedio fue de 4.3 cm. En dicha tabla se observa que el T3 y T4 superan estadísticamente a los demás tratamientos.

En la Figura 8 se observa con mayor claridad que los valores promedios de los tratamientos evaluados varían entre 0 y 6.4, este último, alcanzado por el T3, con mejores resultados. Por su parte, Murrieta (2010) reportó valores análogos en su experimento respecto a la longitud radicular, quien también obtuvo mejores resultados con la combinación de 3 000 ppm de AIB + arena, obteniendo un promedio de 7.17 cm por estaca en *Cedrela odorata*.

Esto puede deberse a la capacidad del AIB para estimular la elongación celular, dado que esta concentración fue suficiente para inducir la acidificación de la pared celular. Al respecto, Morsomme y Boutry (2000) indican que se requiere cierto nivel de concentración de auxina para activar la bomba de protones (H^+ -ATPasa) y acidificar el apoplasto, lo que permite el aflojamiento de las microfibrillas de celulosa, embebidas en una matriz de hemicelulosa y pectina, haciendo posible el proceso de elongación celular (deformación plástica) mediante el crecimiento difuso anisotrópico. En tal sentido, este proceso se manifiesta en una mayor longitud radicular, que en gran medida habría sido favorecida por las propiedades físicas de la arena, al ofrecer menor resistencia mecánica a la penetración y mayor accesibilidad para la expansión de las raíces y sus apéndices laterales.

Asimismo, la mayor efectividad de 3 000 ppm demostró que esta concentración es más eficaz para inducir procesos fisiológicos asociados a la división celular, los cuales favorecen el crecimiento y la diferenciación cito-histológica de la raíz. Según Nordström et al. (1991) este efecto está relacionado con la alta estabilidad metabólica del AIB, dado que presenta menor susceptibilidad a la degradación por vías enzimáticas oxidativas, lo que le confiere una

persistencia prolongada en los tejidos durante las fases tempranas y determinantes del enraizamiento.

Por otro lado, la reducción significativa de la respuesta al incrementar la concentración de 3 000 a 4 000 ppm de AIB (T4 y T8) evidencia la activación de un efecto tóxico o un mecanismo de retroalimentación negativa (homeostasis), mediado por la señalización hormonal en el material vegetal, en el que la acción de la auxina es auto eliminada (Jenik y Barton, 2005).

El pH del sustrato también puede influir en la acción de la auxina o en la capacidad de enraizamiento de las estacas, debido a que el de la arena es neutro y el de sustrato mezclado con turba presenta acidez.

4.1.7. Porcentaje de supervivencia de estacas

Tabla 14

Análisis de varianza para los datos de la variable porcentaje de supervivencia

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F calculada	F tabulada		p-valor
					0.05	0.01	
Tratamiento	7	290.28	41.47	43.77**	2.42	3.50	<0.0001
Error	24	22.74	0.95				
Total	31	313.01					

Nota. **diferencia significativa; coeficiente de variación (CV: 16.96 %); coeficiente de determinación (R^2 : 0.93).

Los resultados del análisis de varianza (Tabla 14) indican diferencias estadísticamente significativas al 1% para los tratamientos (F . calculada 43.77 > F . tabular 3.50), lo que revela que hay diferencias reales entre sus parámetros.

El coeficiente de variación del 16.96 % indica una dispersión moderada de los datos tomados. El coeficiente de determinación del 0.93 indica que el 93 % de la variabilidad en la variable respuesta es explicada por los tratamientos en estudio, mientras que el 7 % restante corresponde a la variabilidad no explicada por el modelo, que podría incluir el error experimental y otros factores no considerados.

Tabla 15

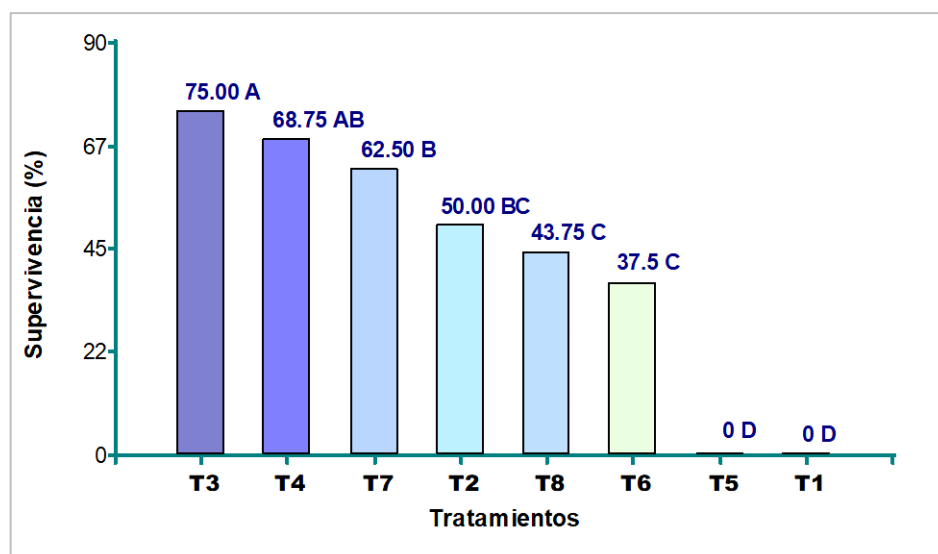
Prueba Comparación de medias mediante la prueba de Tukey al 5 % de probabilidad para los tratamientos en el porcentaje de supervivencia

Tratamientos	Supervivencia (%)	Significación
T3 (arena + 3 000 ppm)	75.00	A
T4 (arena + 4 000 ppm)	68.75	A B
T7 (sustrato mezclado + 3 000 ppm)	62.50	B
T2 (arena + 2 000 ppm)	50.00	B C
T8 (sustrato mezclado + 4 000 ppm)	43.75	C
T6 (sustrato mezclado + 2 000 ppm)	37.50	C
T1 (testigo arena)	0.00	D
T5 (testigo sustrato mezclado)	0.00	D

Nota. Medias con la misma letra en cada columna y/o que comparten dos o más letras no difieren significativamente (Tukey, $p = 0.05$); ppm: partes por millón.

Figura 9

Efecto de los tratamientos en la supervivencia de estacas



Debido a que el ANVA no muestra el nivel de factor con mejores resultados para esta variable, se realizó la prueba de comparación de medias. Se observa que el T3 (3 000 ppm + arena) ocupó el primer lugar, alcanzando un 75 % de supervivencia, seguido del T4 (4 000 ppm + arena), con 68.75 % respectivamente, sin diferencias significativas entre ambos. El T7 (3 000

+ sustrato mezclado) ocupó el tercer lugar con 62.5 %, siendo estadísticamente superior a los testigos (T1 y T5), donde no se registró formación de raíces (Tabla 15 y Figura 9).

Los datos obtenidos son consistentes con los reportados por Murrieta (2010) quien indicó que la combinación de 3 000 ppm de AIB + arena es la más eficaz para la supervivencia en estacas de *Cedrela odorata*.

La mayor efectividad del AIB a 3 000 ppm se atribuye a su capacidad para reprimir la expresión del gen SAG12 (del inglés, Senescence-Associated Gene 12), el cual se activa por la acumulación de ácido 1-aminociclopropano-1-carboxílico (ACC) como respuesta al estrés sufrido por las estacas al ser extraídas del árbol donante. Según Grbić (2003) el AIB en concentraciones adecuadas inhibe la activación de este gen, cuya expresión promueve la senescencia celular tanto en hojas como de manera ectópica en tejidos del tallo, aunque con una cinética más retardada. De esta forma, la auxina contribuye a mantener la viabilidad celular; cuyo efecto, se ve potenciado por las propiedades físicas de la arena, las cuales, de acuerdo con Gergoff et al. (2023), reducen la incidencia de patógenos asociados a condiciones anaerobias, que generan pudrición en la base de la estaca.

En dicho contexto, mantener la viabilidad de células con potencial meristemático en la base de la estaca, durante el proceso de enraizamiento, es fundamental para el éxito en la formación de raíces adventicias, dado que se conserva la actividad metabólica necesaria para que las células reprogramadas puedan dividirse mitóticamente y organizarse en estructuras iniciales, como los primordios radicales, y el posterior desarrollo de raíces mediante proliferación celular activa en el meristemo apical de la raíz (Root Apical Meristem, RAM), el cual, según Taiz y Zeiger (2006) se caracteriza por divisiones estereotipadas, principalmente anticlinales y periclinales.

La alta mortalidad de las estacas que se evidenció en los testigos (T1 y T5), sugiere que la auxina es necesaria para su supervivencia. De acuerdo con Hartmann y Kester (1981) esto se debe a que las estacas que no fueron tratadas con el ácido no lograron formar callos ni enraizar a tiempo para absorber nutrientes, por lo que ocurrió el agotamiento de sus reservas endógenas, causando su deshidratación y posterior muerte, dado que el AIB es un estimulante para el enraizamiento quien acelera este proceso.

V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusión

- ✓ Los mejores resultados se obtuvieron con la combinación de 3 000 ppm + arena (T3), la cual mostró un promedio de 4.35 brotes por estaca, 9.70 hojas por estaca, 75.00 % de formación de callos, 68.75 % de enraizamiento, 75.00 % de supervivencia, 5.73 raíces y 6.4 cm de longitud radicular por estaca.

5.2. Recomendaciones

- ✓ Realizar experimentos con la aplicación de AIB a concentraciones entre 3 000 y 4 000 ppm en estacas de *C. angustifolia*, utilizando arena como sustrato, con el fin de evaluar la efectividad de este regulador y sustrato.
- ✓ Evaluar el pH de la solución auxínica, así como los medios de disolución (NaOH o etanol) y sus concentraciones, dado que estos factores pueden influir en el efecto de la auxina.
- ✓ Realizar experimentos con estacas de plantas jóvenes manejadas con esta finalidad en vivero, probando mayor tiempo de inmersión en soluciones de Ácido Indol Butílico a 3 000 ppm.

VI. BIBLIOGRAFÍA

- Alcantara-Cortes, J. S., Acero, J., Alcántara, J. D., y Sánchez, R. M. (2019). Principales reguladores hormonales y sus interacciones en el crecimiento vegetal. *Nova*, 17(32), 109-129. Archivo digital <https://acortar.link/XrPzl2>
- Ahmad, I., Hussain, T., Ashraf, I., Nafees, M., Maryam, R., Rafay M., & Iqbal, M. (2013). Lethal effects of secondary metabolites on plant tissue culture. *Am Eurasian J Agric Environ Sci*, 13(4), 539-547. Archivo digital [https://www.idosi.org/aejaes/jaes13\(4\)13/14.pdf](https://www.idosi.org/aejaes/jaes13(4)13/14.pdf)
- Armenta, M. (2008). Conceptos básicos de genética. *Enseñanza de las ciencias: Revista de investigación y experiencias didácticas*, 26(2), 227-244. Archivo digital <https://raco.cat/index.php/Ensenanza/article/view/118096>
- Arvildo, M. (2013). *Propagación vegetativa de Cedro (Cedrela odorata L.) usando estaquillas y fitoreguladores enraizantes*. (Tesis de pregrado, Universidad Nacional Agraria De La Selva. Tingo María, Perú). Archivo digital <https://repositorio.unas.edu.pe/handle/20.500.14292/578>
- Bautista, G., Vargas-Hernández, J., Jiménez-Casas, M. y López-Peralta, M. (2022). Manejo de planta y aplicación de AIB en el enraizado de estacas de *Pinus patula*. *Madera y bosques*, 28(1), 2-11. Archivo digital <https://doi.org/10.21829/myb.2022.2812060>
- Baver, L., Gardner, W., y Gardner, W. (1991). *Física de suelos*. Limusa. Archivo digital <https://www.sidalc.net/search/Record/KOHA-OAI-AGRO:1843/Description>
- Botti, C. (1999). *Principios de la propagación y técnicas de propagación por estacas*. Departamento de Producción Agrícola. Universidad de Chile. Archivo digital <https://hdl.handle.net/20.500.14001/36294>
- Braz, V., Pacheco, P., Seidel, J., & Ansuj, A. (2017). Classification of the coefficient of variation to variables in beef cattle experiments. *Ciência Rural*, 47(11), e20160946. Archivo digital <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20160946>
- Cabrera, F. (2016). *Mejoramiento genético de plantas*. Universidad Nacional de Colombia.

- Camacho, O., Toro, M., y Díaz, J. (2021). Caracterización de materiales con uso potencial como sustratos en sistemas de cultivo sin suelo. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 22(1), 1–23. https://doi.org/10.21930/rcta.vol22_num1_art:1977
- Cardoso, S., y Cuellar, J. (2016). Recuperación, ecología y silvicultura del cedro de altura (*Cedrela Angustifolia*) en la región de Cusco. *Manejo de los bosques naturales y plantaciones forestales*, 1(1), 1-9. Archivo digital <http://repositorio.inia.gob.pe/handle/20.500.12955/377>
- Chagné, D, Prina, A. & Mazzoni, A. (2006). A new method for quick and reliable micropropagation of apple rootstocks. *Plant Cell Reports*, 1(2), 1-25.
- Duan, X., Chen, L., Liu, Y., Chen, H., Wang, F., & Hu, Y. (2023). Integrated physicochemical, hormonal, and transcriptomic analysis reveals the underlying mechanism of callus formation in *Pinellia ternata* hydroponic cuttings. *Frontiers in Plant Science*, 14, 1189499. Archivo digital <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1189499>
- Escobar, A., Zuluaga, P. y Osorio, M. (2002). Técnicas de propagación de especies vegetales leñosas promisorias para el Piedemonte de Caquetá. *Programa Regional de Agroforesteria*. Corpoica. Archivo digital <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/13450>
- Emenecker, R., Holehouse, A, & Strader, L. (2021). Sequence determinants of in cell condensate morphology, dynamics, and oligomerization as measured by number and brightness analysis. *Cell Communication and Signaling*, 19(1), 65. Archivo digital <https://doi.org/10.1186/s12964-021-00744-9>
- Farrais, E. (2020). *Propagación vegetativa de Allagopappus canariensis utilizando dos sustratos, dos tipos de estaca y reguladores de crecimiento*. (Tesis pregrado, Escuela Superior Politécnica Superior De Ingeniería Sección De Ingeniería Agraria, España). Archivo digital <http://riull.ull.es/xmlui/handle/915/20656>

- Galarza, F. (2021). *Evaluación de enraizamiento de estacas de Cedro (Cedrela odorata L.) con tres dosis de ácido Naftalenacético en vivero, parroquia Nueva Loja, provincia de Sucumbíos*. (Tesis pregrado, Escuela Superior Politécnica De Chimborazo, Ecuador). Archivo digital <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/15903>
- Gárate, M. (2010). *Técnicas de propagación por estacas*. (Tesis pregrado, Universidad Nacional de Ucayali, Perú). Archivo digital http://www.iiap.org.pe/Archivos/publicaciones/Publicacion_1679.pdf
- García, Q., Ortega, M., & Medrano, S. (2019). Propagación por estacas de *Retrophyllum rospigliosii* Pilger y *Tabebuia chrysantha* (Jacq.) g. Nicholson con diferentes niveles de regulador de crecimiento, Jaén, Cajamarca, 2019. *Revista Científica UNTRM: Ciencias Naturales e Ingeniería*, 2(2), 33-38. Archivo digital <https://dx.doi.org/10.25127/ucni.v2i2.515>
- García, S., Aranda, V., Días, B. y Sánchez-Blanco M.J. (2010). El impacto del tipo de sustrato en el crecimiento y estado fisiológico de planta *Cedrela angustifolia* Sessé & Moc. ex DC. *Revista Española de Ciencia del Suelo*, 60(1), 75-84.
- Gergoff, G. E., Ruscitti, M. F. y Gimenez, D. O. (2023). *Introducción a la propagación vegetal*. Libros de Cátedra. Archivo digital <https://core.ac.uk/download/597602003.pdf>
- Grbić, V. (2003). SAG2 and SAG12 protein expression in senescing Arabidopsis plants. *Physiologia Plantarum*, 119(2), 263–269. Archivo digital <https://doi.org/10.1034/j.1399-3054.2003.00168.x>
- Gutiérrez, B. (2015). Consideraciones para el muestreo y colecta de germoplasma en la conservación ex situ de recursos genéticos forestales. *Principios y prácticas en el Instituto forestal de Santiago de Chile*, 1(1), 1-15. Archivo digital <https://acortar.link/jMmHC8>
- Gutiérrez, L., Ruíz, J. y Bustamante, M. (1996). La propagación vegetativa de plantas forestales. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 21(79), 15-41. Archivo digital <https://cienciasforestales.inifap.gob.mx/index.php/forestales/article/view/998/2303>

- Hartmann, H. T. y Kester, D. E. (1981). *Propagación de plantas, principios y prácticas*. CECSA, México. Archivo digital <https://bibliotecadigital.infor.cl/handle/20.500.12220/1509>
- Henao, E., Vásquez, W. y Maldonado, H. (2010). Diseño de un sistema microcontrolado para la dosificación e inyección de fertilizantes en campo. *Revista Politécnica*, 6(10), 101-108. Archivo digital <https://revistas.elpoli.edu.co/index.php/pol/article/view/161/135>
- Hernández, J., Tatis, H. y Ayala, C. (2005). Influencia del Ácido Indolbutírico y Ácido Naftalenoacético sobre el enraizamiento de esquejes de caña flecha (*Gynerium sagittatumaubl.*). *Temas agrarios*, 10(1), 5-13. Archivo digital <https://acortar.link/gX8ALi>
- Hernández, R. (2016). Establecimiento y crecimiento inicial de *Cedrela odorata* L. (Cedro rojo) y *Swietenia macrophylla* King (caoba). *Ecobona – Intercoopration*, 159p.
- Hu, X., & Xu, L. (2016). Transcription factors WOX11/12 directly activate WOX5/7 to promote root primordia initiation and organogenesis. *Plant Physiology*, 172(4), 2363-2373. Archivo digital <https://doi.org/10.1104/pp.16.01067>
- Ibáñez, S. (2022). *Nuevas funciones génicas en la formación de raíces adventicias en Arabidopsis*. (Tesis de doctorado, Universidad Miguel Hernández de Elche Instituto de Bioingeniería, España). Archivo digital <https://hdl.handle.net/11000/29201>
- Ingrith, A. (2018). *Identificación de la Variable Climática que Controla el Crecimiento de Cedrela sp. Cedrela Nebulosa TD y Cedrela Angustifolia C. DC. En los Bosques Montañosos del Perú*. (Tesis de pregrado, Universidad Alas Peruanas, Perú). Archivo digital <https://repositorio.uap.edu.pe/handle/20.500.12990/6224>
- Jenik, P., & Barton, M. (2005). Surge and destroy: The role of auxin in plant embryogenesis. *Development*, 132(16), 3577–3585. Archivo digital <https://doi.org/10.1242/dev.01952>
- Kim, W., Silverstone, A., Yip, W., Dong, J. G., & Yang, S. F. (1992). Induction of 1-aminocyclopropane-1-carboxylate synthase mRNA by auxin in mung bean hypocotyls and cultured apple shoots. *Plant physiology*, 98(2), 465-471. Archivo digital <https://doi.org/10.1104/pp.98.2.465>

- Langé, P. P. (2013). *Efecto de auxinas en el enraizamiento de estaquillas de Buxus sempervirens L. en distintas épocas del año*. (Tesis de doctorado, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional del Litoral, Argentina). Archivo digital <http://hdl.handle.net/20.500.12123/6785>
- Laos A. (2022). *Análisis de la diversidad genética de las poblaciones silvestres del “cedro de altura” cedrela angustifolia utilizando marcadores moleculares*. (Tesis de licenciatura, Universidad Ricardo Palma, Perú). Archivo digital <https://hdl.handle.net/20.500.14138/5252>
- Loach, K. (1977). Leaf water potential and the rooting of cuttings under mistand polythelene. *Physiologia. Plantarum – Dinamarca*, 20(1),191 -197.
- Loeza, J., Díaz-López, E., Campos-Pastelín, J. y Orlando-Guerrero, J. (2013). Efecto de lignificación de estacas sobre enraizamiento de *Bursera morelensis* Ram. y *Bursera galeottiana* Engl. en la Universidad de la Cañada en Teotitlán de Flores Magón, Oaxaca, México. *Revista Científica Multidisciplinaria de Prospectiva*, 20(3), 222-226. Archivo digital <https://www.redalyc.org/pdf/104/10428759006.pdf>
- Maldonado, E, Salazar, R., y Mesén, F. (1992). *Enraizamiento de estacas juveniles de Cedrela odorata L.* [Informe técnico] (Silvoenergía N°51). CATIE. Archivo digital https://agris.fao.org/search/en/providers/123819/records/647358562c1d629bc97ac07c?utm_source.com
- Miranda, F., Lafuente, I., Portugal, J. y Quispe, X. (2017). *Propagación de Plantas Tipos y Técnicas de Injertos* (Archivo pdf). Archivo digital <https://acortar.link/uhAEZV>
- Morsomme, P., & Boutry, M. (2000). The plant plasma membrane H⁺-ATPase: structure, function and regulation. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Biomembranes*, 1465(1-2), 1-16. Archivo digital [https://doi.org/10.1016/S0005-2736\(00\)00128-0](https://doi.org/10.1016/S0005-2736(00)00128-0)
- Moscote, F., y Quintana, R. (2008). *Estadística I*. Escuela Superior de Administración Pública.

- Murillo, A., Torres, J. y Renjifo, L. (2023). Evaluación del enraizamiento de estacas de *Carapa guianensis* Aublet. en respuesta al tipo de siembra y la fase de desarrollo. *Revista Cubana de Ciencias Forestales*, 11(3), 798-98. Archivo digital <https://cfores.upr.edu.cu/index.php/cfores/article/view/798>
- Murrieta, C. (2010). *Influencia del morfotipo, fitohormona y sustrato en la propagación de estacas juveniles de Cedrela Odorata L. (Cedro colorado) en Pucallpa-Perú*. (Tesis de pregrado, Universidad Nacional De Ucayali, Perú). Archivo digital <http://repositorio.unu.edu.pe/handle/UNU/1792>
- Ng, J., Perrine-Walker, F., Wasson, A., & Mathesius, U. (2015). The control of auxin transport in parasitic and symbiotic root–microbe interactions. *Plants*, 4(3), 606-643. Archivo digital <https://doi.org/10.3390/plants4030606>
- Nordström, A., Jacobs, F., & Eliasson, L. (1991). Effect of exogenous indole-3-acetic acid and indole-3-butyric acid on internal levels of the respective auxins and their conjugation with aspartic acid during adventitious root formation in pea cuttings. *Plant Physiology*, 96(3), 856–861. Archivo digital <https://doi.org/10.1104/pp.96.3.856>
- 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 doctorado, Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala). Archivo digital <https://core.ac.uk/download/pdf/84773490.pdf>
- Patel, J., & Patel, N. (2009). Coefficient of variation in field experiments and yardstick thereof: An empirical study. *Current Science*, 81(9), 1163–1164. Archivo digital <https://api.semanticscholar.org/CorpusID:113030282>
- Perotti, M. (2021). *Participación de los factores de transcripción de la familia HD-Zip I en la determinación de la arquitectura radicular de Arabidopsis thaliana*. (Tesis Doctoral, Universidad nacional del litoral) Archivo digital <https://hdl.handle.net/11185/6324>

- Pennington, T. y Muellner, A. (2010). *Una monografía de Cedrela (Meliaceae)*. libros dh, Puerto de Milborne. Archivo digital <https://www.amazon.com/-/es/T-D-Pennington/dp/0953813479>
- Pierce, B. (2009). *Genética: Un enfoque conceptual*. Ed. Médica Panamericana. Archivo digital https://www.academia.edu/18406382/Genetica_Un_Enfoque_Conceptual_Pierce
- Polo, L., y Hernandez, J. (2016). *Propagacion vegetal*. Univercidad De Sucre. Archivo digital <https://acortar.link/m5Kvh0>
- Portillo, L., y Santacruz-Ruvalcaba, F. (2004). Totipotencia celular: Una revisión y aplicación del concepto. *Scientia-CUCBA*, 6(1-2), 13-18. Archivo digital <https://acortar.link/Dkl54Q>
- Químicas. (2015). *Ejemplos de ppm – Partes por Millón*. Archivo digital: www.quimicas.net/2015/05/ejemplos-de-ppm-partes-por-millon.html
- Ramírez, J., Valdés, U. X. y de la Torre, J. (2005). Estudio de germinación y crecimiento inicial de plántulas de *Cedrela odorata* L. *Foresta Veracruzana*, 7(2), 45-53. Archivo digital <https://www.redalyc.org/pdf/497/49770208.pdf>
- Ramos, R. (2016). *Propagación de Guanábana (Annona muricata) utilizando ANA (Ácido Naftalenacético) y AIB (Ácido Indolbutírico) en el Cantón Quevedo año 2015*. (Tesis de pregrado, Universidad Técnica Estatal De Quevedo, Ecuador). Archivo digital <https://repositorio.uteq.edu.ec/handle/43000/4314>
- Reyes, C. (1990). *Diseños de experimentos aplicados* (3ª ed.). Trillas, México. 348 p.
- Reyes, C. (2018). *Caracterización y clave de identificación de las especies leñosas acompañantes de Cedrela angustifolia en Apurímac-Perú*. (Tesis pregrado, Universidad Nacional Agraria La Molina, Perú). Archivo digital <https://hdl.handle.net/20.500.12996/3837>
- Reynel, C. y Marcelo, J. (2009). *Árboles de los ecosistemas forestales andinos*. Manual de identificación de especies en ecosistemas forestales, 118-122.

- Rivera, M., Vargas-Hernández, J., López-Upton, J., Villegas-Monter, Á. y Jiménez-Casas, M. (2016). Enraizamiento de estacas de *Pinus patula*. *Revista fitotecnia mexicana*, 39(4), 385-392. Archivo digital <https://acortar.link/GWCT6w>
- Rodríguez, R., Daquinta, M., Capota, I., Pina, D., Lezcano, Y. y González-Olmedo, J.L. (2003). Nuevos aportes a la micropropagación de *Swietenia macrophylla*, *Swietenia mahogani* (Caoba híbrida) y *Cedrela odorata* (Cedro). *Cultivos Tropicales*, 24(3), 23-27p. Archivo digital <https://ediciones.inca.edu.cu/index.php/ediciones/article/view/572/pdf>
- Rojas, S., García, J., Alarcón, M., Escobar, C. J., Cipagauta, M., Solarte, H. y Cadena, F. (2004). *Propagación asexual de plantas: conceptos básicos y experiencias con especies amazónicas*. Corporación colombiana de investigación agropecuaria-AGROSAVIA. Archivo digital <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/17056>
- Sampayo-Maldonado, S., Jiménez-Casas, M., López-Upton, J., Sánchez-Monsalvo, V., Jasso-Mata, J., Equihua-Martínez, A. y Castillo-Martínez, C. R. (2016). Enraizado de miniestacas de *Cedrela odorata* L. *Agrociencia*, 50(7), 919-929. Archivo digital <https://www.redalyc.org/pdf/302/30248292011.pdf>
- Sánchez L. (2012). *Propagación vegetativa por enraizamiento de mini estaquillas de "caoba" (Swietenia macrophylla King) en cámaras de sub-irrigación en Jenaro Herrera, Requena-Loreto* (Tesis pregrado, Universidad Nacional de la Amazonía Peruana, Perú). Archivo digital <http://repositorio.unapikitos.edu.pe/handle/20.500.12737/2289>
- Sánchez, G. (2011). *Propagación vegetativa de cuatro especies forestales utilizando un propagador de sub-irrigación*. (Tesis de maestría, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, México). Archivo digital <https://acortar.link/To5rO6>
- Sánchez-Gutiérrez, F., Monroy, R., Sol A., Guevara, F., Medina, J., Bautista A., Ávalos A. Y Gerónimo J. (2023). Características de frutos, semillas y crecimiento de Cedro en plantaciones de cacao, en la Chontalpa, Tabasco. *Aplicaciones del conocimiento científico agropecuario y forestal*, 1(11), 12-18.

- Sandoval, V., Mazzachiodi, M., Suárez, F., Victorero, F., Bonilla, C., Gironás, J., Vera, S. E., Bustamante, W., Rojas, V., y Pastén, P. (2015). Estudio de propiedades térmicas de sustratos utilizados en cubiertas vegetales. *Journal*, 13(5), 48-54. Archivo digital <https://acortar.link/5vCFLw>
- Santelices, R., y Cabello, A. (2006). Efecto del ácido indolacético, el tipo de cama de arraigamiento, sustrato y árbol madre en la capacidad de arraigamiento de estacas de especies forestales. *Revista Chilena de Historia Natural*, 79(1), 55–64.
- SERFOR (2020). *Estado situacional del género Cedrela en Perú: Proyecto Regional para la gestión, monitoreo y control de especies de fauna y flora silvestres amenazadas por el comercio* (Archivo pdf). Archivo digital <https://repositorio.serfor.gob.pe/handle/SERFOR/899>
- Sifuentes, D. (2021). *Propagación vegetativa del Cedro (Cedrela odorata L.) mediante el enraizamiento de mini estacas juveniles en cámaras de sub irrigación, en Jenaro Herrera (Loreto) Amazonía peruana*. (Tesis pregrado, Universidad Agraria la Molina, Perú). Archivo digital <https://hdl.handle.net/20.500.12996/5131>
- Sisaro, D. y Hagiwara, J. (2019). *Propagación vegetativa por medio de estacas de tallo*. Libros y Manuales de Agronomía. Archivo digital <https://acortar.link/IgYWPQ>
- Shimizu-Sato, S., Tanaka, M., & Mori, H. (2009). Auxin–cytokinin interactions in the control of shoot branching. *Plant Molecular Biology*, 69(4), 429–435. Archivo digital <https://doi.org/10.1007/s11103-008-9416-3>
- Soudre, M., Guerra, H., Mueras, L., Vasquez, A., Flores, M., Murrieta, C., Vidal, F., Rios, R., Paredes, O., Guerra, W., Del Castillo, D., y Yepes, F. (2010). *Protocolo para el óptimo enraizamiento de estaquillas de cinco especies maderables*. Proyecto PROVEFOR. IIAP, FINCYT. Ucayali, Pucallpa, Perú.

- Troiani, H., Prina, A., Muiño, W., Tamame, M. y Beinticinco, L. (2017). *Botánica, morfología, taxonomía y fitogeografía*. Universidad Nacional de La Pampa. Archivo digital <https://repo.unlpam.edu.ar/handle/unlpam/110>
- Taiz, L. y Zeiger E. (2006). *Fisiología vegetal* (Tercera edición). Universidad Jaume I. Archivo digital <https://acortar.link/4vyXJB>
- Vásquez, V. (2014). *Diseños experimentales con SAS*. Concytec-Fondecyt. Lima, Perú.
- Vergara, R. (2018). *Micropropagación de Cedrela lilloi C. DC.(Cedro de altura) a partir de yemas apicales provenientes de embriones cigóticos germinados in vitro*. (Tesis pregrado, Universidad nacional Agraria La Molina, Perú). Archivo digital <https://hdl.handle.net/20.500.12996/3528>
- Vidal, F. (2010). *Evaluación de cinco dosis de ácido indolbutírico, sustratos y características morfológicas en el enraizamiento de estacas juveniles de Simarouba amara AUBL.(Marupa), Pucallpa-Perú*. (Tesis pregrado, Universidad nacional de Ucayali, Perú). Archivo digital <http://repositorio.unu.edu.pe/handle/UNU/2061>
- Villafuerte, S. (2017). *Propagación sexual y asexual de Cedrela odorata L. (Cedro) bajo invernadero en el Vivero de Corposucumbios del Consejo Provincial de Sucumbíos*. (Tesis pregrado, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Ecuador). Archivo digital <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/7669>
- Weaver, R. (1996). *Reguladores del crecimiento en las plantas en la agricultura*. Universidad Gerardo Barrios (2da Ed). Archivo digital <https://biblioteca.ugb.edu.sv/cgi-bin/koha/opac-imageviewer.pl?biblionumber=2078>
- Zhang, Y., Ma, B., Hou, Q., & Wan, X. (2020). Phylogeny and Functions of LOB Domain Proteins in Plants. *International Journal of Molecular Sciences*, 21(7), 2278. Archivo digital <https://doi.org/10.3390/ijms21072278>

VII. ANEXOS

Anexo 1. Panel fotográfico de las actividades y resultados de la investigación

Figura 10

Llenado de bolsas con sustrato



Figura 12

Tamaño de estacas

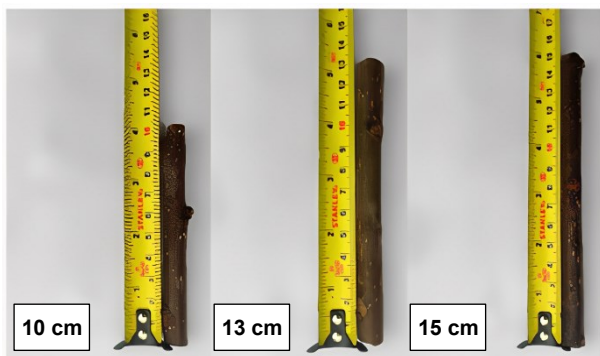


Figura 14

Preparación de las soluciones de AIB



Figura 11

Recolección de estacas



Figura 13

Desinfección de estacas



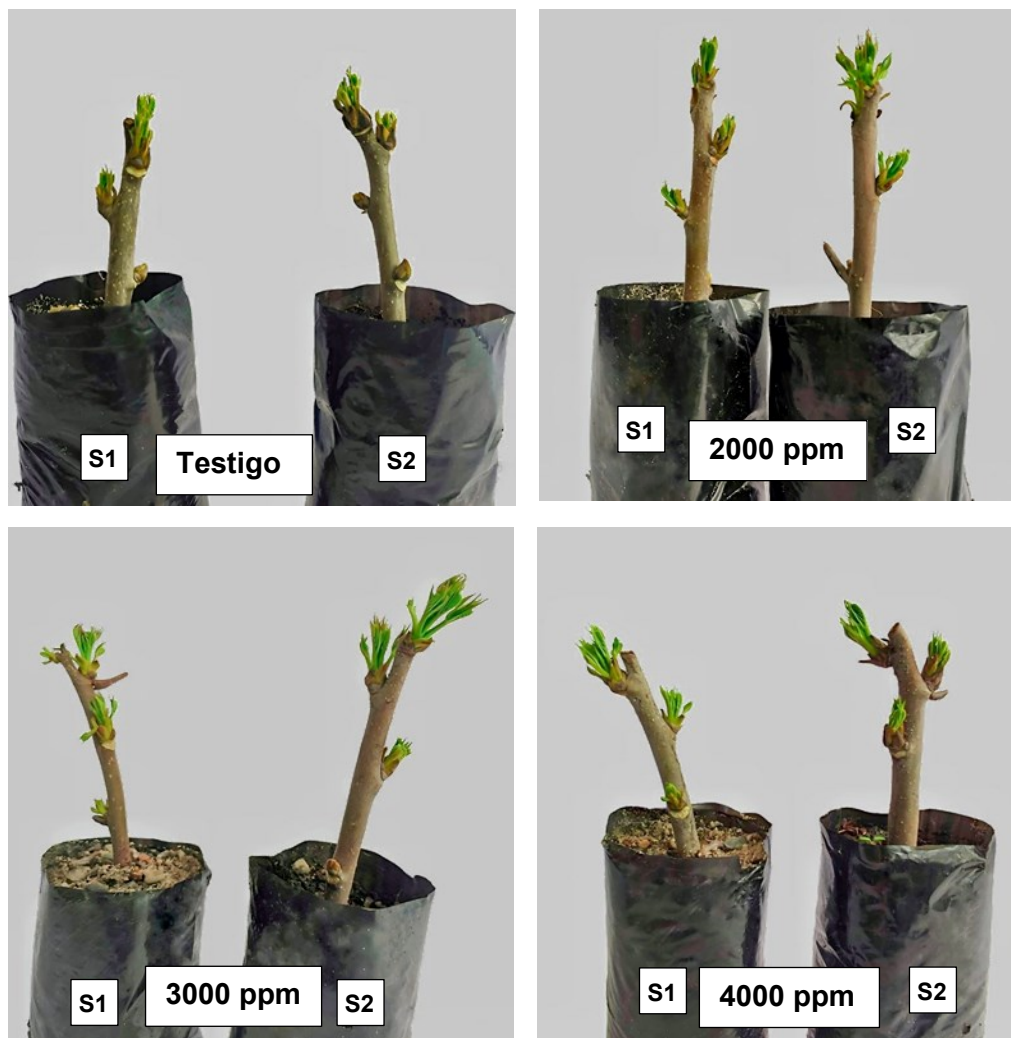
Figura 15

Distribución de estacas en el campo experimental



Figura 16

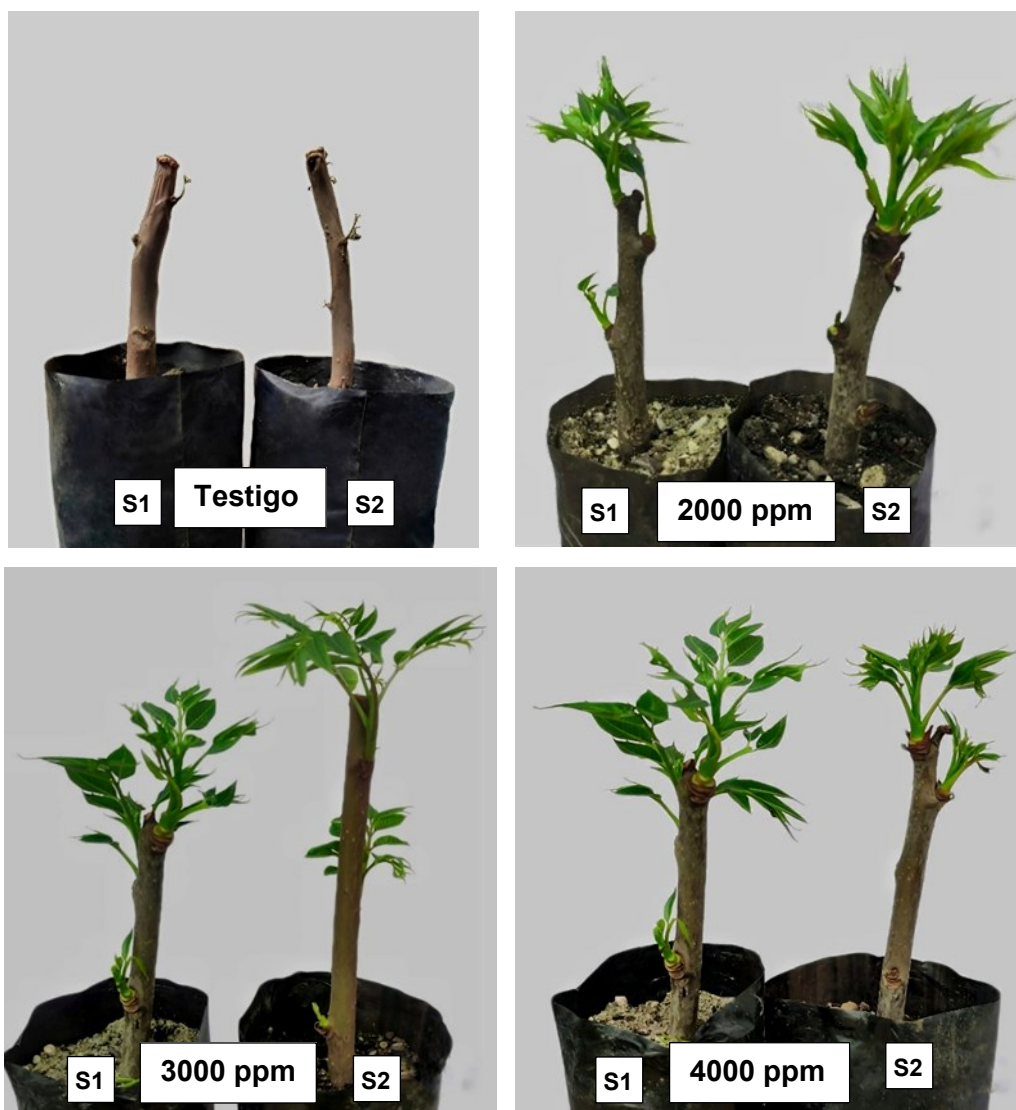
Influencia de la concentración de AIB y tipos de sustrato en la brotación de estacas



Nota: estacas establecidas en dos tipos de sustrato: arena (S1) y una mezcla de arena, tierra y turba en proporción 2:1:1 (S2), tratadas con diferentes concentraciones de AIB: testigo (0 ppm), 2000 ppm, 3000 ppm y 4000 ppm.

Figura 17

Formación de hojas en función de la concentración de AIB y tipos de sustrato



Nota: estacas en dos tipos de sustrato: arena (S1) y una mezcla de arena, tierra y turba en proporción 2:1:1 (S2), tratadas con diferentes concentraciones de AIB: testigo (0 ppm), 2000 ppm, 3000 ppm y 4000 ppm.

Figura 18

Efecto de la concentración de AIB y tipos de sustrato en la formación de callos y raíces adventicias



Nota: respuesta diferencial en la formación de callos y raíces adventicias de estacas bajo la influencia de distintas concentraciones de AIB (0, 2000, 3000 y 4000 ppm) en dos tipos de sustrato: arena (S1) y una mezcla de arena, tierra y turba - 2:1:1 (S2).

Anexo 2. Sistematización de datos y análisis estadístico

10.1 Para el número de brotes

Tabla 16

Promedio de los datos tomados

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8
Sustrato	Arena				Sustrato mezclado (arena, tierra y turba - 2:1:1)			
AIB (ppm)	0	2000	3000	4000	0	2000	3000	4000
Promedio	2.68	3.40	4.35	4.15	2.90	3.58	4.03	3.78

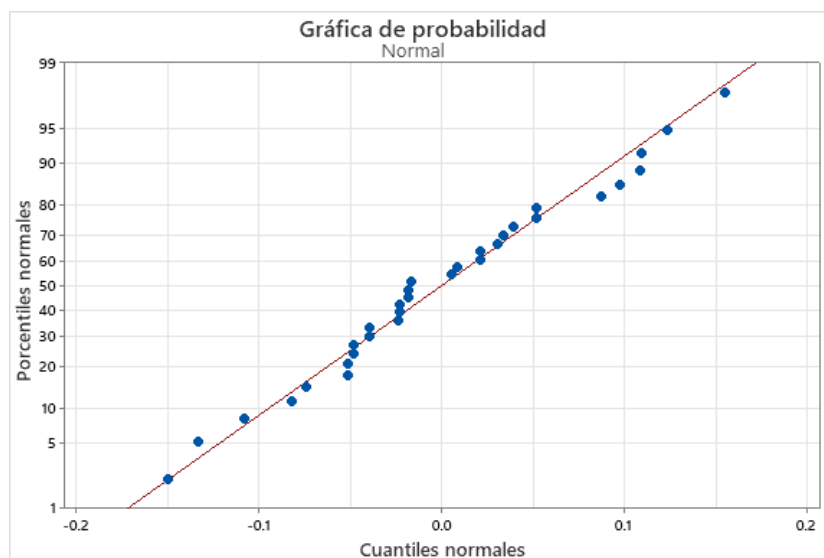
Tabla 17

Test de normalidad

Test para normalidad			
Test	Estadístico	P valor	
Shapiro-Wilk	W 0.970036	Pr<W	0.5004

Figura 20

Normalidad de errores



- Prueba de homogeneidad de varianzas

$$\sigma_1^2=0.0043 \quad \sigma_2^2=0.0159 \quad \sigma_3^2=0.0059 \quad \sigma_4^2=0.0122 \quad \sigma_5^2=0.0084 \quad \sigma_6^2=0.0053 \quad \sigma_7^2=0.0016 \quad \sigma_8^2=0.0016$$

$$x_{(\text{calculado})}^2 = \frac{1}{1.125} \times (6.603) = 5.869 < x_{(0.05,7)}^2 = 14.2 \text{ se acepta la } H_0.$$

- Prueba de independencia

Estadístico D-W= 2.143

Tabla 18

Prueba de independencia

D de Durbin-Watson	2.143
Número de observaciones	32

10.2 Para el número de hojas

Tabla 19

Promedio de los datos tomados

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8
Sustrato	Arena				Sustrato mezclado (arena, tierra y turba - 2:1:1)			
AIB (ppm)	0	2000	3000	4000	0	2000	3000	4000
Promedio	0.00	7.33	9.70	8.78	0.00	7.33	8.45	8.03

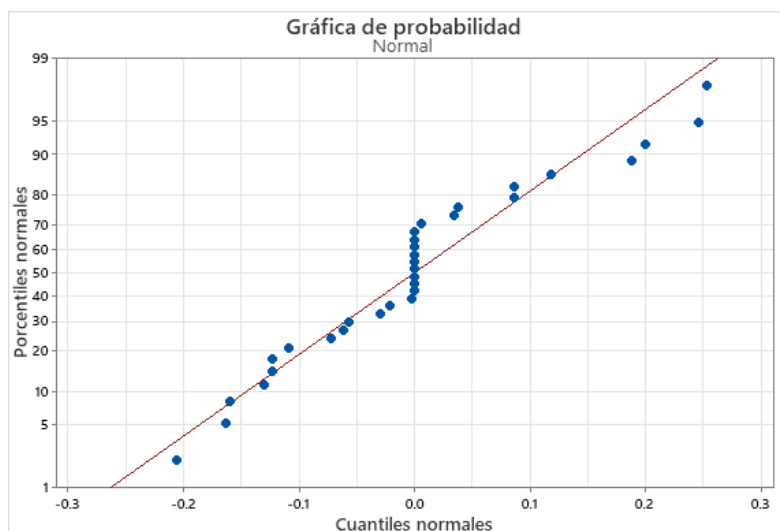
Tabla 20

Test de normalidad

Test para normalidad			
Test	Estadístico	P valor	
Shapiro-Wilk	W 0.935012	Pr<W	0.0541

Figura 21

Normalidad de errores



- Prueba de homogeneidad de varianzas

$$\sigma_1^2=0.00 \quad \sigma_2^2=0.0195 \quad \sigma_3^2=0.0316 \quad \sigma_4^2=0.0140 \quad \sigma_5^2=0.00 \quad \sigma_6^2=0.0185 \quad \sigma_7^2=0.0188 \quad \sigma_8^2=0.0303$$

$$x_{(\text{calculado})}^2 = \frac{1}{1.130} \times (0.758) = 0.670 < x_{(0.05,7)}^2 = 14.2 \text{ se acepta la } H_0.$$

- Prueba de independencia

Estadístico D-W= 2.169

Tabla 21

Prueba de independencia

D de Durbin-Watson	2.169
Número de observaciones	32

10.3 Para el porcentaje de formación de callos

Tabla 22

Datos tomados

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8
Sustrato	Arena				Sustrato mezclado (arena, tierra y turba - 2:1:1)			
AIB (ppm)	0	2000	3000	4000	0	2000	3000	4000
%	0.00	50.00	75.00	68.75	0.00	31.25	62.50	37.50

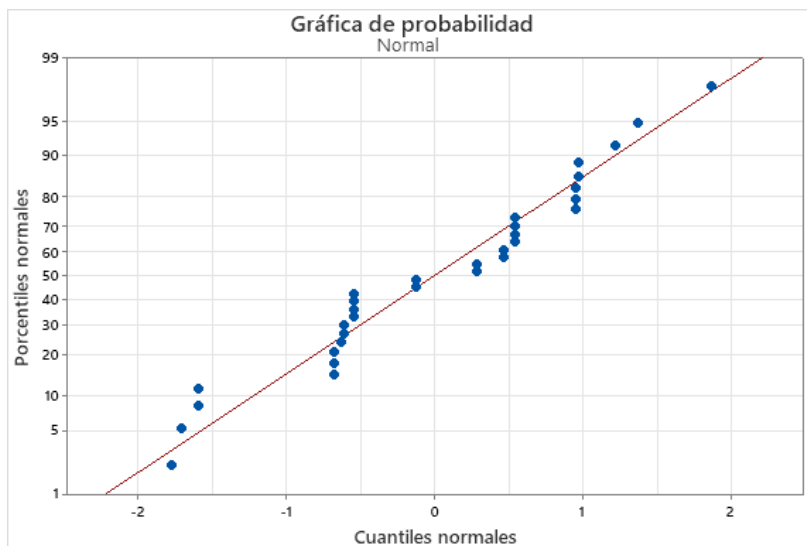
Tabla 23

Test de normalidad

Test para normalidad		
Test	Estadístico	P valor
Shapiro-Wilk	W 0.967802	Pr<W 0.4411

Figura 22

Normalidad de errores



- Prueba de homogeneidad de varianzas

$$\sigma_1^2=0.00 \quad \sigma_2^2=2.2262 \quad \sigma_3^2=1.4248 \quad \sigma_4^2=0.6263 \quad \sigma_5^2=0.00 \quad \sigma_6^2=1.0574 \quad \sigma_7^2=0.8350 \quad \sigma_8^2=1.4098$$

$$x_{(\text{calculado})}^2 = \frac{1}{1.130} \times (1.49) = 1.319 < x_{(0.05,7)}^2 = 14.2 \text{ se acepta la } H_0.$$

- Prueba de independencia

Estadístico D-W= 2.183

Tabla 24

Prueba de independencia

D de Durbin-Watson	2.183
Número de observaciones	32

10.4 Para el porcentaje de enraizamiento

Tabla 25

Datos tomados

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8
Sustrato	Arena				Sustrato mezclado (arena, tierra y turba - 2:1:1)			
AIB (ppm)	0	2000	3000	4000	0	2000	3000	4000
%	0.00	0.00	68.75	56.25	0.00	0.00	50.00	31.25

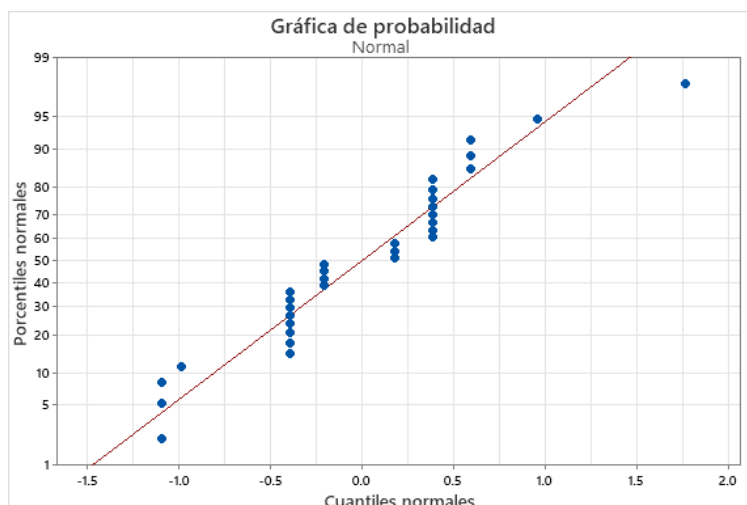
Tabla 26

Test de normalidad

Test para normalidad			
Test	Estadístico	P valor	
Shapiro-Wilk	W 0.773264	Pr<W	0.0001

Figura 23

Normalidad de errores



- Prueba de homogeneidad de varianzas

$$\sigma_1^2=0.00 \quad \sigma_2^2=0.00 \quad \sigma_3^2=0.6263 \quad \sigma_4^2=0.6263 \quad \sigma_5^2=0.00 \quad \sigma_6^2=0.00 \quad \sigma_7^2=0.00 \quad \sigma_8^2=1.0574$$

$$x_{(\text{calculado})}^2 = \frac{1}{1.148} \times (0.286) = 0.249 < x_{(0.05,7)}^2 = 14.2 \text{ se acepta la } H_0.$$

- Prueba de independencia

Estadístico D-W= 1.874

Tabla 27

Prueba de independencia

D de Durbin-Watson	1.874
Número de observaciones	32

10.5 Para el número de raíces

Tabla 28

Promedio de los datos tomados

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8
Sustrato	Arena				Sustrato mezclado (arena, tierra y turba - 2:1:1)			
AIB (ppm)	0	2000	3000	4000	0	2000	3000	4000
Promedio	0.00	0.00	5.73	3.63	0.00	0.00	2.13	1.88

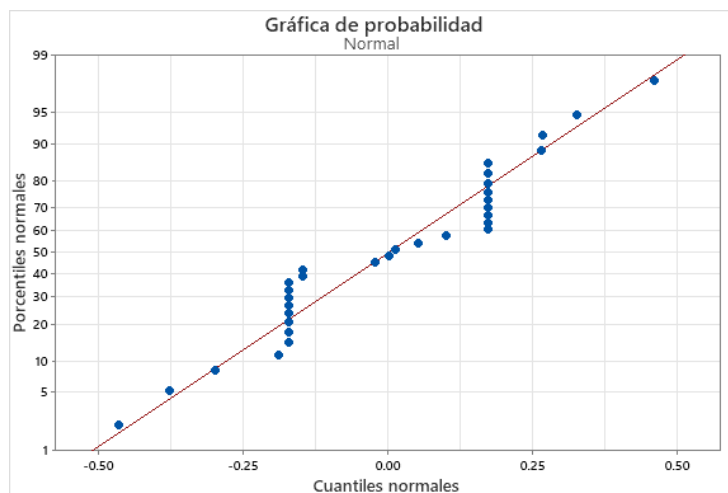
Tabla 29

Test de normalidad

Test para normalidad				
Test	Estadístico		P valor	
Shapiro-Wilk	W	0.9363	Pr<W	0.0536

Figura 24

Normalidad de errores



- Prueba de homogeneidad de varianzas

$$\sigma_1^2=0.00 \quad \sigma_2^2=0.00 \quad \sigma_3^2=0.0351 \quad \sigma_4^2=0.0054 \quad \sigma_5^2=0.00 \quad \sigma_6^2=0.00 \quad \sigma_7^2=0.023 \quad \sigma_8^2=0.0751$$

$$x_{(\text{calculado})}^2 = \frac{1}{1.139} \times (4.460) = 3.916 < x_{(0.05,7)}^2 = 14.2 \text{ se acepta la } H_0.$$

- Prueba de independencia

Estadístico D-W= 1.947

Tabla 30

Prueba de independencia

D de Durbin-Watson	1.947
Número de observaciones	32

10.6 Para la longitud de raíces

Tabla 31

Promedio de los datos tomados

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8
Sustrato	Arena				Sustrato mezclado (arena, tierra y turba - 2:1:1)			
AIB (ppm)	0	2000	3000	4000	0	2000	3000	4000
Promedio	0.00	0.00	6.40	4.30	0.00	0.00	1.60	0.90

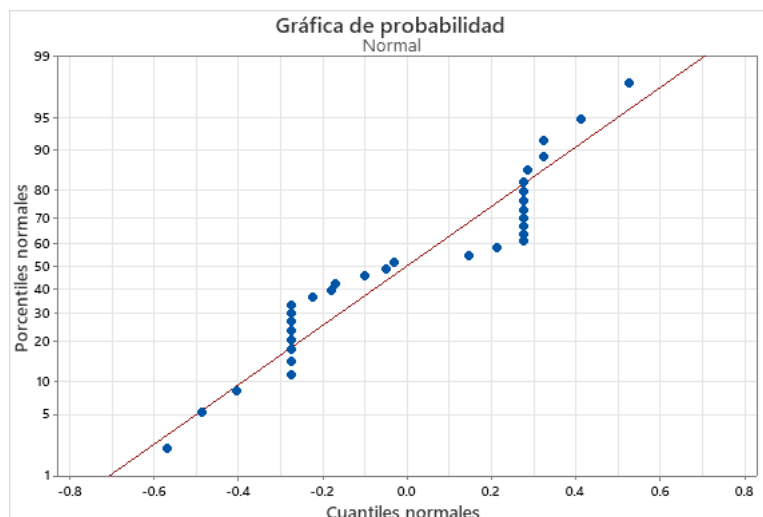
Tabla 32

Test de normalidad

Test para normalidad				
Test	Estadístico		P valor	
Shapiro-Wilk	W	0.9321	Pr<W	0.0531

Figura 25

Normalidad de errores



- Prueba de homogeneidad de varianzas

$$\sigma_1^2=0.00 \quad \sigma_2^2=0.00 \quad \sigma_3^2=0.0245 \quad \sigma_4^2=0.0369 \quad \sigma_5^2=0.00 \quad \sigma_6^2=0.00 \quad \sigma_7^2=0.0618 \quad \sigma_8^2=0.0166$$

$$x_{(\text{calculado})}^2 = \frac{1}{1.139} \times (1.429) = 1.255 < x_{(0.05,7)}^2 = 14.2 \text{ se acepta la } H_0.$$

- Prueba de independencia

Estadístico D-W= 2.033

Tabla 33

Prueba de independencia

D de Durbin-Watson	2.033
Número de observaciones	32

10.7 Para el porcentaje de supervivencia

Tabla 34

Porcentaje de supervivencia

	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8
Sustrato	Arena				Sustrato mezclado (arena, tierra y turba - 2:1:1)			
AIB (ppm)	0	2000	3000	4000	0	2000	3000	4000
%	0.00	50.00	75.00	68.75	0.00	37.50	62.50	43.75

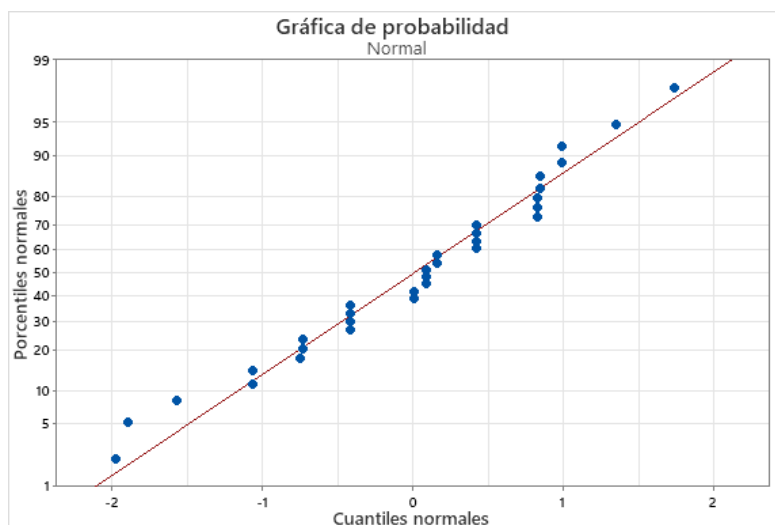
Tabla 35

Test de normalidad

Test para normalidad				
Test	Estadístico		P valor	
Shapiro-Wilk	W	0.946162	Pr<W	0.1121

Figura 26

Normalidad de errores



- **Prueba de homogeneidad de varianzas**

$$\sigma_1^2=0.00 \quad \sigma_2^2=2.2262 \quad \sigma_3^2=1.4248 \quad \sigma_4^2=0.6263 \quad \sigma_5^2=0.00 \quad \sigma_6^2=1.4098 \quad \sigma_7^2=0.8350 \quad \sigma_8^2=1.0574$$

$$X^2_{(\text{calculado})} = \frac{1}{1.130} \times (1.490) = 1.319 < X^2_{(0.05,7)} = 14.2 \text{ se acepta la } H_0.$$

- **Prueba de independencia**

Estadístico D-W= 2.017

Tabla 36

Prueba de independencia

D de Durbin-Watson	2.017
Número de observaciones	32

10000401