

UNEMI

UNIVERSIDAD ESTATAL DE MILAGRO

REPÚBLICA DEL ECUADOR

UNIVERSIDAD ESTATAL DE MILAGRO

VICERRECTORADO DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

FACULTAD DE POSGRADO

INFORME DE INVESTIGACIÓN
PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE:

MAGÍSTER EN BIOTECNOLOGÍA

TEMA:

Influencia de las fitohormonas en la regeneración in vitro de plantas de canelos (*cinnamoum zeylancium blume*) a partir de semillas de árboles maduros

Autores:

Bryan Stalin Barcia Jalca
Matias Nicolas Cuenca Castillo

Director:

PhD. Luis Eduardo Cagua Montaña.

Milagro, 2024

Derechos de autor

Sr. Dr.

Fabricio Guevara Viejó

Rector de la Universidad Estatal de Milagro

Presente.

Yo, **Bryan Stalin Barcia Jalca** y **Matias Nicolas Cuenca Castillo** en calidad de autores y titulares de los derechos morales y patrimoniales de este informe de investigación, mediante el presente documento, libre y voluntariamente cedo los derechos de Autor de este proyecto de desarrollo, que fue realizada como requisito previo para la obtención de mi Grado, de **Magister en Biotecnología** como aporte a la Línea de Investigación **Innovación Tecnológica en Proceso de Producción Agropecuaria** de conformidad con el Art. 114 del Código Orgánico de la Economía Social de los Conocimientos, Creatividad e Innovación, concedo a favor de la Universidad Estatal de Milagro una licencia gratuita, intransferible y no exclusiva para el uso no comercial de la obra, con fines estrictamente académicos. Conservo a mi favor todos los derechos de autor sobre la obra, establecidos en la normativa citada.

Así mismo, autorizo a la Universidad Estatal de Milagro para que realice la digitalización y publicación de este Proyecto de Investigación en el repositorio virtual, de conformidad a lo dispuesto en el Art. 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior.

El autor declara que la obra objeto de la presente autorización es original en su forma de expresión y no infringe el derecho de autor de terceros, asumiendo la responsabilidad por cualquier reclamación que pudiera presentarse por esta causa y liberando a la Universidad de toda responsabilidad.

Milagro, 30 de octubre de 2024



Firmado electrónicamente por:
**BRYAN STALIN
BARCIA JALCA**

Bryan Stalin Barcia Jalca

CI: 0930990817

Matias Nicolas Cuenca Castillo

CI: 1150127502

Aprobación del tutor del Trabajo de Titulación

Yo, **Luis Eduardo Cagua Montaña** en mi calidad de director del trabajo de titulación, elaborado por **Bryan Stalin Barcia Jalca y Matias Nicolas Cuenca Castillo**, cuyo tema es Influencia de las fitohormonas en la regeneración *in vitro* de plantas de Canelos (*Cinnamoum zeylancium blume*) a partir de semillas de árboles maduros, que aporta a la Línea de Investigación Innovación Tecnológica en Proceso de Producción Agropecuaria, previo a la obtención del Grado **Magíster en Biotecnología**. Trabajo de titulación que consiste en una propuesta innovadora que contiene, como mínimo, una investigación exploratoria y diagnóstica, base conceptual, conclusiones y fuentes de consulta, considero que el mismo reúne los requisitos y méritos necesarios para ser sometido a la evaluación por parte del tribunal calificador que se designe, por lo que lo **APRUEBO**, a fin de que el trabajo sea habilitado para continuar con el proceso de titulación de la alternativa de Informe de Investigación de la Universidad Estatal de Milagro.

Milagro, 30 de octubre de 2024



Firmado electrónicamente por:
**LUIS EDUARDO CAGUA
MONTAÑO**

Luis Eduardo Cagua Montaña

CI: 0924773559

APROBACIÓN DEL TRIBUNAL CALIFICADOR



VICERRECTORADO DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO FACULTAD DE POSGRADO CERTIFICACIÓN DE LA DEFENSA

El TRIBUNAL CALIFICADOR previo a la obtención del título de **MAGÍSTER EN BIOTECNOLOGÍA**, presentado por **ING CUENCA CASTILLO MATIAS NICOLAS**, otorga al presente proyecto de investigación denominado "INFLUENCIA DE LAS FITOHORMONAS EN LA REGENERACIÓN IN VITRO DE PLANTAS DE CANELOS (CINNAMOUM ZEYLANCIUM BLUME) A PARTIR DE SEMILLAS DE ÁRBOLES MADUROS", las siguientes calificaciones:

TRABAJO ESCRITO	58.90
SUSTENTACIÓN	39.33
PROMEDIO	98.23
EQUIVALENTE	Excelente



Hecho y rubricado por:
**ALEX EDWIN GUILLEN
BONILLA**

Ing. GUILLEN BONILLA ALEX EDWIN
PRESIDENTE/A DEL TRIBUNAL



Hecho y rubricado por:
**JOSE HUMBERTO VERA
RODRIGUEZ**

Msc. VERA RODRIGUEZ JOSE HUMBERTO
VOCAL



Hecho y rubricado por:
**MARIA FERNANDA
GARCES MONCAYO**

Msc GARCES MONCAYO MARÍA FERNANDA
SECRETARIO/A DEL TRIBUNAL

APROBACIÓN DEL TRIBUNAL CALIFICADOR



VICERRECTORADO DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO FACULTAD DE POSGRADO CERTIFICACIÓN DE LA DEFENSA

El TRIBUNAL CALIFICADOR previo a la obtención del título de **MAGÍSTER EN BIOTECNOLOGÍA**, presentado por **ING. BARCIA JALCA BRYAN STALIN**, otorga al presente proyecto de investigación denominado "INFLUENCIA DE LAS FITOHORMONAS EN LA REGENERACIÓN IN VITRO DE PLANTAS DE CANELOS (CINNAMOUUM ZEYLANCIUM BLUME) A PARTIR DE SEMILLAS DE ÁRBOLES MADUROS", las siguientes calificaciones:

TRABAJO ESCRITO	58.90
SUSTENTACIÓN	39.00
PROMEDIO	97.90
EQUIVALENTE	Excelente



ALEX EDWIN GUILLEN
BONILLA

Ing. GUILLEN BONILLA ALEX EDWIN
PRESIDENTE/A DEL TRIBUNAL



JOSE HUMBERTO VERA
RODRIGUEZ

Msc. VERA RODRIGUEZ JOSE HUMBERTO
VOCAL



MARIA FERNANDA
GARCES MONCAYO

Msc GARCES MONCAYO MARÍA FERNANDA
SECRETARIO/A DEL TRIBUNAL

DEDICATORIA

A Dios, por brindarme la fuerza, la perseverancia y las oportunidades para seguir adelante en cada paso de mi vida.

A mis padres y hermanos, por su sabiduría, esfuerzo y sacrificios. Me enseñaron el valor del trabajo duro y el poder de la educación. Este logro también es suyo. A mi querida novia, cuyo apoyo incondicional y paciencia me han sido fundamentales en este proceso académico.

A mis amigos y colegas, por estar a mi lado, compartiendo experiencias, conocimiento y motivación en los momentos clave de este camino.

Bryan Barcia.

Quiero dedicar este trabajo a mis padres, quienes con mucho esfuerzo me han apoyado en este camino. A mis amigos, profesores y compañeros, por la inigualable oportunidad de haberlos conocido.

Matias Cuenca.

AGRADECIMIENTOS

Al concluir esta etapa tan significativa de mi vida académica y personal, quiero expresar mi más profundo agradecimiento a quienes hicieron posible este logro, tanto de manera directa como indirecta.

En primer lugar, mi más sincero agradecimiento a la PhD. Laura Parismoreno Rivas que, por medio de sus enseñanzas, nos ayudó en todo este proceso con su orientación continua y sobre todo emocionándonos a explorar en el mundo de la Biotecnología agrícola.

A nuestro tutor, por sus dedicación y paciencia en la elaboración de dicha investigación.

Bryan Barcia.

Quiero expresar mi agradecimiento primeramente a Dios, que me ha permitido todos los logros y victorias, a mis padres, profesores y amigos, por su apoyo incondicional, en todo momento. Con aprecio a nuestra madrina Annie, quien ha sido como una madre para nosotros en este proceso.

A nuestro tutor, por su apoyo incondicional y guía en todo momento.

Matías Cuenca.

RESUMEN

Las fitohormonas juegan un papel fundamental en la regeneración *in vitro* de plantas, incluyendo especies leñosas de gran relevancia como *Cinnamomum zeylanicum* Blume (Canela), la cual se constituye como una de las especies leñosas de mayor importancia económica y medicinal en diversas regiones tropicales y subtropicales del mundo, destacándose por sus múltiples usos en la industria alimentaria, cosmética y farmacéutica. Particularmente, en Ecuador existe un interés por aumentar su cultivo. En esta línea, surge la urgente necesidad de desarrollar métodos rápidos y confiables para su propagación masiva. Por lo que el presente estudio, tuvo como principal objetivo desarrollar un protocolo eficiente para la regeneración *in vitro* de plantas de Canelos, a partir de semillas de árboles maduros, utilizando diferentes concentraciones de fitohormonas que promuevan su germinación y crecimiento. Logrando evaluar diferentes variables como la tasa de germinación, el crecimiento en altura, color de la hoja, el número de hojas, y la longitud de las raíces. Estadísticamente, el protocolo empelado demostró una eficiente tasa de germinación del 95,83%, con un bajo porcentaje de contaminación (5,56%). Además, el tratamiento T4 (tZ) fue el más eficaz, alcanzando un promedio de altura de 5,62 cm a los 90 días, un promedio de 4 hojas por explante y una longitud de raíz promedio de 3,80 cm, lo que enfatiza la importancia de la trans-zeatina en el desarrollo *in vitro*. Finalmente, se concluyó que el uso de fitohormonas tiene influencia en la reproducción *in vitro* de plantas de canela, ofreciendo un enfoque prometedor que puede aplicarse a otras especies leñosas.

Palabras clave: Fitohormonas, Regeneración *in vitro*, *Cinnamomum zeylanicum*, Canela

ABSTRACT

Phytohormones play a fundamental role in the *in vitro* regeneration of plants, including woody species of great relevance such as *Cinnamomum zeylanicum* Blume (Cinnamon), which is one of the most economically and medicinally important woody species in various tropical and subtropical regions of the world, standing out for its multiple uses in the food, cosmetic, and pharmaceutical industries. Particularly in Ecuador, there is an increasing interest in expanding its cultivation. In this context, there is an urgent need to develop fast and reliable methods for its mass propagation. Thus, the main objective of this study was to develop an efficient protocol for the *in vitro* regeneration of cinnamon plants from seeds of mature trees, using different concentrations of phytohormones to promote germination and growth. Several variables were evaluated, including germination rate, height growth, leaf color, leaf number, and root length. Statistically, the applied protocol demonstrated an efficient germination rate of 95.83%, with a low contamination percentage (5.56%). Moreover, treatment T4 (tZ) was the most effective, achieving an average height of 5.62 cm at 90 days, an average of 4 leaves per explant, and an average root length of 3.80 cm, highlighting the importance of trans-zeatin in *in vitro* development. Finally, it was concluded that the use of phytohormones influences the *in vitro* reproduction of cinnamon plants, offering a promising approach that can be applied to other woody species.

Key words: Phytohormones, *In vitro* regeneration, *Cinnamomum zeylanicum*, Cinnamon.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 Morfología de <i>Cinnamomum zeylanicum</i>	17
Figura 2 Diferentes Etapas y Productos de la Planta de Canela	19
Figura 3 Porcentaje de germinación de semillas	33
Figura 4 Box plot Kruskal-Wallis	34
Figura 5 Distribución de color de germinación	37
Figura 6 Porcentaje de contaminación de semillas.....	38
Figura 7 Box plot Kruskal-Wallis	39

LISTA DE TABLAS

Tabla 1 Operacionalización de variables.....	7
Tabla 2 Clasificación de las fitohormonas usadas en cultivo in vitro	16
Tabla 3 Diseño experimental DCA	27
Tabla 4 Materiales y equipos	27
Tabla 5 Tratamientos aplicados en el ensayo experimental	29
Tabla 6 Dosis de aplicación de las fitohormonas	31
Tabla 7 Porcentaje de germinación en semillas	32
Tabla 8 Test de Kruskal-Wallis.....	34
Tabla 10 Colores de germinación por tratamiento.....	36
Tabla 11 Porcentaje de contaminación de semillas.....	37
Tabla 12 Test de Kruskal-Wallis.....	39

LISTA DE ABREVIATURAS

- **AIA** - Ácido Indolacético (Auxina)
- **CK** - Citoquininas
- **GA** - Giberelinas
- **ABA** - Ácido Abscísico
- **ANA** - Ácido Naftalenoacético (Auxina)
- **ETH** - Etileno
- **AIB** - Ácido Indolbutírico
- **BAP** - 6-Bencilaminopurina
- **GA3** - Ácido Giberélico
- **tZ** - Trans-Zeatina
- **TDZ** - Tidiazuron

Índice / Sumario

Derechos de Autor.....	i
Derechos de Autor.....	ii
Aprobación del Tutor del Trabajo de Titulación.....	iii
Aprobación del Tutor del Trabajo de Titulación.....	iv
Certificación de Defensa.....	v
Dedicatoria.....	vi
Agradecimientos.....	vii
Resumen	ix
Abstract.....	xi
Introducción.....	1
CAPÍTULO I: El Problema de la Investigación.....	2
1.1. Planteamiento del problema.....	2
1.2. Delimitación del problema.....	2
1.2.1 Espacio	3
1.2.2 Tiempo	3
1.2.3 Universo.....	3
1.3. Formulación del problema.....	3
1.4. Preguntas de investigación	3
1.5. Objetivos	4
1.5.1 Objetivo general.....	4
1.5.2 Objetivos específicos	4

1.6. Hipótesis	4
1.7. Justificación.....	4
1.8. Declaración de las variables (Operacionalización).....	6
CAPÍTULO II: Marco Teórico Referencial.....	8
2.1. Antecedentes Referenciales	8
2.2.1 La canela en Ecuador.....	10
2.2.2 Importancia económica en Ecuador.....	11
2.2.3 Métodos de propagación	12
2.2.4. Regeneración <i>in vitro</i> de plantas y semillas.....	13
2.2.5 Ventajas y desafíos de la regeneración <i>in vitro</i>	14
2.2.6 Estado fisiológico de las semillas y el explantes	14
2.2.7 Condiciones de cultivo	15
2.2.8 El uso de fitohormonas en la regeneración <i>in vitro</i>	16
2.2.4 Canela (<i>Cinnamomum zeylanicum</i>).....	17
2.2.5 Taxonomía	18
2.2.6 Descripción botánica	18
2.2.7 Propiedades y usos.....	19
2.3.4 Clima	20
2.3.5 Suelo	20
2.2.8 Variedades	21
2.2.9 Cultivo.....	22
CAPÍTULO III: Diseño Metodológico	26
3.1. Tipo y diseño de investigación.....	26

3.2. La población y la muestra.....	26
3.3. Los métodos y las técnicas	27
3.3.1 Diseño de la investigación	27
3.3.1.1 Fase única	27
3.3.1.2 Registro y toma de datos	27
3.4 Desarrollo del protocolo de regeneración <i>in vitro</i> de Canela (<i>Cinnamomum zeylanicum blume</i>)	27
3.4.1 Materiales y equipos.....	27
3.4.2 Consideraciones:.....	30
3.5 Procesamiento estadístico de la información.....	31
CAPÍTULO IV: Análisis e Interpretación de Resultados	32
4.1. Análisis e Interpretación de Resultados.....	32
CAPÍTULO V: Conclusiones, Discusión y Recomendaciones	56
5.1. Discusión	56
5.2. Conclusiones	56
5.3. Recomendaciones	58
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	60
ANEXOS	71
Anexo A.....	71

Introducción

El cultivo del canelo (*Cinnamomum zeylanicum blume*) se constituye como una de las especies leñosas de mayor importancia económica y medicinal en diversas regiones tropicales y subtropicales del mundo, destacándose por sus múltiples usos en la industria alimentaria, cosmética y farmacéutica (Spence, 2024). Particularmente, en Ecuador existe un interés por aumentar su cultivo debido a las condiciones climáticas favorables de la región, convirtiéndose en una actividad agrícola imprescindible.

Sin embargo, la regeneración y propagación efectiva de esta especie leñosa enfrenta desafíos importantes, particularmente en términos de conservación y mejora de la producción. En el contexto, la regeneración *in vitro* se presenta como una herramienta adecuada para la propagación masiva de germoplasma de canelo.

Además, las fitohormonas juegan un papel crucial en los procesos de cultivos *in vitro*, influyendo directamente en el desarrollo y la diferenciación celular de las plantas. Estas sustancias, que incluyen auxinas, citoquininas, giberelinas, entre otras, son capaces de inducir respuestas específicas en la fisiología vegetal. El uso adecuado y la combinación de diferentes fitohormonas en los medios de cultivo pueden optimizar la regeneración de plantas, mejorando así la eficiencia de los programas de propagación (Nuzzo et al., 2022).

A pesar de los avances en técnicas de cultivo *in vitro*, la regeneración de plantas leñosas, sigue siendo un desafío debido a la variabilidad en la respuesta de los explantes a las fitohormonas y a las condiciones de cultivo. Por ello, es fundamental investigar y comprender el efecto de diferentes concentraciones y combinaciones de estas sustancias en el proceso de regeneración de estas especies. Estudios previos han demostrado que las fitohormonas no solo afectan la tasa de regeneración, sino también la calidad y viabilidad de las plantas obtenidas (Bull & Michelmore, 2022).

El presente estudio tiene como objetivo analizar la influencia de las fitohormonas en la regeneración *in vitro* de plantas de canelo a partir de semillas de árboles maduros. Se propone evaluar diferentes formulaciones hormonales para determinar las condiciones óptimas que favorezcan la formación de brotes y raíces, así como la calidad de las plantas regeneradas, contribuyendo a la generación de nuevo conocimiento científico, promoviendo prácticas agrícolas más sostenibles y eficientes con el medio ambiente (Bidabadi & Jain, 2020).

Finalmente, se espera que los resultados de este estudio aporten información para el desarrollo de protocolos más efectivos, que puedan ser aplicados en el desarrollo de cultivo y conservación de otras especies vegetales nativas, fortaleciendo la seguridad alimentaria y la estabilidad económica de las regiones productoras.

CAPÍTULO I: El Problema de la Investigación

1.1. Planteamiento del problema

La canela (*Cinnamomum zeylanicum blume*) es una planta de gran importancia económica, culinaria y medicinal. Representa el 0,0041% del comercio mundial y en Ecuador se proyecta una demanda anual de más de 7562 unidades (Visweswara Rao & Gan, 2014). Esta creciente demanda requiere productos de alta calidad, lo que ha generado la necesidad de desarrollar métodos más eficientes para su propagación y conservación. Sin embargo, la propagación convencional actual enfrenta limitaciones como la baja tasa de germinación, crecimiento lento, variabilidad genética, dependencia en gran medida de las condiciones ambientales y la susceptibilidad a enfermedades y plagas.

En este contexto, se subraya la urgente necesidad de desarrollar métodos rápidos y confiables para la propagación masiva de canela, satisfaciendo la demanda de material de siembra de alta calidad y preservando la superioridad genética.

Ante esta situación, la regeneración *in vitro* ofrece una alternativa prometedora y sostenible para la propagación masiva y rápida de diversas especies vegetales, entre las que se destaca *Cinnamomum zeylanicum blume*. En esta línea, la efectividad de este método depende de la composición del medio de cultivo, especialmente del tipo y concentración de fitohormonas utilizadas como auxinas, giberelinas y citoquininas.

Sin embargo, la influencia específica de estas fitohormonas en la regeneración de canela aún no se ha comprendido completamente, lo que contribuye a la falta de información sobre el tema. Esto hace necesario generar nuevos estudios biotecnológicos que optimicen el proceso. Esto proporcionará un protocolo de propagación más eficiente y rentable en comparación con los métodos convencionales, que podrá ser aplicado en diversas especies leñosas de interés científico y comercial.

1.2. Delimitación del problema

El problema planteado en la presente investigación se delimitó de la siguiente manera:

1.2.1 Espacio

El desarrollo de la investigación se llevó a cabo en el laboratorio AGROVITROPARIS, ubicado en la ciudad de Guayaquil, parroquia Pascuales, avenida Narcisa de Jesús (Metrópolis II, etapa H).

1.2.2 Tiempo

El trabajo experimental se llevó a cabo durante el periodo de 01 junio al 30 de septiembre de 2024.

1.2.3 Universo

El universo de este estudio está compuesto por las semillas de árboles maduros de plantas de Canelos *Cinnamomum zeylanicum blume*, recolectadas en diferentes áreas de la provincia del Guayas.

1.3. Formulación del problema

Con base en lo mencionado anteriormente se formula el siguiente problema de investigación:

La canela es una planta de gran valor económico, culinario y medicinal. Sin embargo, enfrenta desafíos en su propagación convencional debido a problemas como baja germinación, crecimiento lento, variabilidad genética y susceptibilidad a enfermedades. Para superar estas limitaciones y satisfacer la demanda creciente de esta especie, se propone desarrollar un protocolo de regeneración *in vitro*. Este protocolo incluirá la recolección y desinfección de semillas, el uso de medios de cultivo optimizados con fitohormonas, y la experimentación para determinar las variables que aseguren una propagación eficiente. Además, el estudio implicará la experimentación con diferentes concentraciones de fitohormonas, como auxinas, giberelinas y citoquininas, con el objetivo de determinar las mejores condiciones para la micropropagación de esta variedad y la evaluación de la calidad de las plántulas obtenidas.

1.4. Preguntas de investigación

¿Cuál es la concentración más adecuada de fitohormonas (auxinas, citoquininas y giberelinas) para promover la regeneración *in vitro* efectiva de plantas de Canelo (*Cinnamomum zeylanicum blume*)?

¿Cuál es el protocolo óptimo de cultivo *in vitro* para la regeneración efectiva de *Cinnamomum zeylanicum blume* a partir de semillas de árboles maduros?

1.5. Objetivos

1.5.1 Objetivo general

Evaluar la influencia de diferentes concentraciones y combinaciones de fitohormonas en la regeneración *in vitro* de plantas de Canelos (*Cinnamomum zeylanicum blume*) a partir de semillas de árboles maduros, promoviendo su germinación y crecimiento.

1.5.2 Objetivos específicos

- Evaluar diferentes combinaciones y concentraciones de reguladores de crecimiento (AIB, BAP, tZ, GA3) para la inducción y el desarrollo de cultivos *in vitro* de plantas de Canelos.
- Analizar el crecimiento, la morfología y la calidad de las plantas regeneradas, determinando su viabilidad y potencial para la propagación a gran escala.
- Establecer un protocolo de cultivo *in vitro* a partir de semillas de Canelos (*Cinnamomum zeylanicum blume*).

1.6. Hipótesis

La aplicación de diferentes tratamientos de fitohormonas influirá positivamente en la regeneración *in vitro* de plantas de Canelos (*Cinnamomum zeylanicum Blume*) a partir de semillas de árboles maduros.

1.7. Justificación

La presente investigación sobre la influencia de las diferentes fitohormonas en la regeneración *in vitro* de plantas de Canelo (*Cinnamomum zeylanicum blume*) es crucial debido a la importancia de esta especie. La canela no solo es ampliamente utilizada en la industria culinaria y medicinal, sino que también representa un recurso valioso, especialmente en mercados emergentes como el de Ecuador, tanto en términos de exportación como de consumo interno.

La demanda creciente de canela ha destacado la urgente necesidad del desarrollo de métodos eficientes para su propagación y conservación, presentando la regeneración *in vitro* como una alternativa prometedora para superar las limitaciones inherentes de los métodos convencionales, como la baja tasa de germinación y el crecimiento lento, que afectan la producción a gran escala.

Además, la identificación del protocolo óptimo de cultivo *in vitro*, utilizando diferentes tratamientos de fitohormonas como auxinas, giberelinas y citoquininas, permitirá maximizar el rendimiento y la calidad de las plantas regeneradas, lo que facilita su producción rápida y uniforme con características deseables, necesarias para el mercado de especies leñosas.

Cabe mencionar que las plantas leñosas, como el canelo, presentan una respuesta más lenta y menos predecible a las condiciones de cultivo *in vitro* en comparación con las plantas herbáceas. Añadido a esto, la ausencia de semillas certificadas en el mercado contribuye a la falta de suficientes investigaciones en este cultivo. Por lo tanto, es crucial estudiar y desarrollar protocolos adaptados para la regeneración de estas especies, con el fin de superar dichos desafíos.

Por lo tanto, los resultados obtenidos proporcionarán en primera instancia una sólida base experimental, con aplicación potencial en otras especies nativas de gran relevancia. Además, contribuirán al fortalecimiento del sector agrícola del país, al incrementar la productividad y la mejora de la calidad de los productos. Esto es especialmente necesario en un contexto global donde la sostenibilidad es cada vez más importante, fomentando prácticas agrícolas más eficientes y respetuosas con el medio ambiente.

Finalmente, gracias a la colaboración entre varias instituciones, la investigación propuesta busca tener un impacto más allá del ámbito meramente académico. Las plántulas obtenidas serán trasladadas al vivero forestal del Colegio Balandra Cruz del Sur, donde formarán parte del plan de reforestación de la institución. Además, el municipio de Guayaquil, en su iniciativa de reforestar con árboles nativos, tiene la intención de adquirir plántulas de canelos para sus proyectos ambientales, que se llevarán a cabo en el Cerro Paraíso.

1.8. Declaración de las variables (Operacionalización)

1.8.1 Variable independiente

Concentraciones de fitohormonas (AIB, BAP, tZ, GA3).

1.8.2 Variable dependiente

Regeneración *in vitro* de plantas de Canelos.

Tabla 1 Operacionalización de variables

Operacionalización de variables.

Variable	Operatividad	Medición	Indicador
V. Independiente	Diferentes concentraciones de fitohormonas aplicadas en el medio de cultivo	Medición directa de las concentraciones utilizadas (mg/l)	Valor numérico de la concentración de fitohormonas utilizadas en el estudio
V. DEPENDIENTE			
	Germinación de semillas durante el proceso <i>in vitro</i>	Recuento del número de semillas germinadas	Número de semillas germinadas
	Color de germinación	Uso de la tabla de Munsell	Notación de color según la escala Munsell
	Contaminación de las semillas durante el proceso <i>in vitro</i>	Observación directa	Número de semillas contaminadas
	Altura de las plantas a los 90 días	Medición directa con regla graduada (cm)	Altura promedio de las plantas
	Número de hojas a los 90 días	Conteo directo	Número promedio de hojas por planta
	Longitud de las raíces a los 90 días	Medición directa con regla graduada (cm)	Longitud promedio de las raíces

Nota. En la tabla se logra apreciar la operacionalización de las variables dependientes e independientes.

CAPÍTULO II: Marco Teórico Referencial

2.1. Antecedentes Referenciales

Las fitohormonas juegan un papel fundamental en la regeneración *in vitro* de plantas, incluyendo especies leñosas de gran relevancia como *Cinnamomum zeylanicum blume* (Canela). A continuación, se presentan algunos antecedentes referenciales que aportaron al desarrollo de la presente investigación:

En la investigación realizada por Subasinghe et al. (2016), se optimizó la propagación *in vitro* de canela (*Cinnamomum verum* Presl.). El estudio utilizó embriones en medio MS a mitad de concentración, donde el tratamiento de desinfección más efectivo fue con Clorox® al 15% durante 20 minutos. Destacando que los explantes cultivados con 1.5 mg/L de BAP y 0.2 mg/L de AIA, lograron una iniciación positiva del 90%.

Además, la adición de carbón activado (1 g/L) redujo significativamente el oscurecimiento y mejoró la elongación del tallo y la iniciación de hojas en 14 días. Para la elongación de raíces, se utilizó 0.1 mg/L de ANA, 4.0 mg/L de BAP y 1.0 g/L de carbón activado, obteniendo raíces de 6.7 cm en 6 semanas. Por último, el polvo de coco resultó ser el mejor medio para la aclimatación, con un 90% de supervivencia. Este protocolo demostró ser eficaz para el cultivo *in vitro* de este tipo de especies vegetales.

De manera similar, Guo et al. (2022) desarrollaron un protocolo de micropropagación para *Cinnamomum camphora* (L.) Sieb., utilizando puntas de brotes de 3-5 mm de árboles de 2 años, en donde se comparó el rendimiento de estas puntas con segmentos nodales de 2 cm en medio MS suplementado con (BA) y (TDZ) para la proliferación de brotes, y (ANA) para el enraizamiento.

Los resultados mostraron que BA estimuló tanto la formación de brotes como de callos, mientras que TDZ promovió únicamente la formación de callos. Asimismo, el medio EM₂ suprimió el desarrollo de callos y promovió la multiplicación de brotes. Después de 6 semanas de subcultivo, se obtuvieron 9 brotes nuevos por segmento nodal con 4.4 µM de BA y 18 brotes con 1000 mg/L de EM₂. En conclusión, el enraizamiento fue efectivo con 0.54 µM de ANA, logrando un promedio de 7 raíces por brote en 4 semanas.

Para el desarrollo de cultivos *in vitro* de especies vegetales arbóreas como la canela, es imprescindible revisar diferentes protocolos adaptados a sus características. En el estudio de Núñez et al. (2017), se realizó la propagación *in vitro* del árbol del guarango (*Caesalpinia spinosa*) mediante yemas axilares seleccionadas. Para esto, se evaluaron diferentes tiempos de desinfección con hipoclorito de sodio al 3.0% (5, 10 y 15 minutos) y el efecto del 6-BAP en el desarrollo de las yemas.

Los hallazgos indicaron que la combinación más efectiva para el establecimiento *in vitro* fue 3.0% de hipoclorito de sodio por 10 minutos y un medio con 0.25 mg/L de 6-BAP, logrando un 90% de brotes establecidos con una longitud promedio de 6.71 cm y la mejor tasa de multiplicación de brotes (2.88 por explante) se obtuvo con 1.0 mg/L de 6-BAP y 0.1 mg/L de ANA después de 60 días.

En consecuencia, el 55% de los brotes enraizaron en un medio de cultivo con la mitad de las sales MS, sin reguladores adicionales, destacando la eficacia del 6-BAP para el cultivo exitoso en plantas leñosas.

En el contexto mencionado, el estudio realizado por Singh (2023) se enfocó en la propagación clonal de la teca (*Tectona grandis*), utilizando ápices de brotes epicórmicos de árboles élite. Inicialmente emplearon el medio de cultivo de Schenk y Hildebrandt con microelementos de Bourgin y Nitsch, al cual añadieron BAP en concentraciones de 0, 0.1, 0.5 y 1.0 mg/L, encontrando que la mejor concentración para obtener el mayor coeficiente de multiplicación y calidad de los brotes fue de 0.5 mg/L de BAP.

En la fase de enraizamiento *ex vitro*, se utilizaron microesquejes apicales de 1.5 a 2.0 cm de longitud, tratados con diferentes concentraciones de AIB a 0, 250, 500, 1,000, 2,000, 4,000 y 5,000 mg/l. Los resultados más favorables en términos de porcentaje de enraizamiento y supervivencia de las plántulas se lograron con una concentración de 4,000 mg/L de AIB.

En otra investigación propuesta por Barrera (2021), se evaluaron diez medios de cultivo para establecer y multiplicar *in vitro* tomate de árbol partenocárpico. Estos medios incluían sales de MS y BAP en concentraciones de 0.17 a 5.82 mg/l, y AIA de 0.19 a 2.31 mg/l, junto con una mezcla de antioxidantes (cisteína, ácido ascórbico y

caseína hidrolizada, 100 mg/l cada uno). Los explantes utilizados fueron esquejes nodales de 1.5 a 2.0 cm de longitud.

Dentro de la metodología del estudio, se empleó un diseño central compuesto triplicado con dos repeticiones del punto central para el análisis estadístico. Los resultados mostraron que, para el material del altiplano Norte de Antioquia, Colombia, la combinación óptima para la longitud de brotes fue 0.17 mg/l de BAP y 0.19 mg/l de AIA. Sin embargo, para el material del Oriente de Antioquia, Colombia, no se pudo determinar una combinación óptima. Las sustancias antioxidantes evaluadas no fueron efectivas para prevenir la oxidación fenólica, que fue de intensidad mediana a alta.

Otro aspecto clave fue la tasa de multiplicación, que se consideró baja, con un 0% para los genotipos del Oriente y un 20% para los del Norte de Antioquia. Mientras que el desarrollo de brotes en el material del Norte fue muy lento, extendiéndose hasta cuatro meses.

De manera comparable con la investigación de Hamad (2013) sobre el cultivo *in vitro* de *Gardenia jasminoides*, se centró en el impacto de los medios de cultivo en el desarrollo de tejidos y órganos. Se utilizaron nudos individuales como explantes, cultivados en medios enriquecidos con reguladores vegetales como 5.0 mg/L de ácido naftalenoacético (ANA) y 3.0 mg/L de benciladenina (BA). Estos reguladores fueron fundamentales para estimular la formación de callos y la proliferación de brotes a partir de los nudos, destacando su eficacia en la iniciación y el crecimiento inicial de estructuras vegetales.

Finalmente, la compilación de diversos estudios analizados subraya el papel fundamental de las técnicas de cultivo *in vitro* en el avance de la producción masiva de diferentes especies.

2.2 Marco Conceptual

2.2.1 La canela en Ecuador

La canela ocupa un lugar fundamental en la economía y la agricultura del Ecuador. Su producción se realiza principalmente en zonas con condiciones climáticas favorables, como la región amazónica y algunas áreas de la Costa, logrando un desarrollo ideal en climas tropicales, que pueden llegar hasta una altitud de 2000 msnm. Sin embargo, también se adapta muy bien en la Sierra, donde se cultiva como

planta de interior en terrazas, invernaderos y otras áreas protegidas, siendo ampliamente utilizada por las familias ecuatorianas, gracias a sus propiedades culinarias y medicinales (Guaras y Lanchimba, 2024).

Para Montero et al. (2017) la canela es valorada por su alta calidad, resultado de prácticas agrícolas sostenibles y técnicas de cultivo específicas. Los agricultores en primera instancia plantan árboles de canela en suelos bien drenados y ricos en materia orgánica.

Las condiciones de alta humedad y temperaturas cálidas favorecen el crecimiento óptimo de estos árboles, la cual se cosecha aproximadamente a partir del tercer o cuarto año de vida del árbol, preferiblemente durante la temporada de lluvias. Para esto, se realiza un corte cuidadoso para asegurar que el árbol pueda regenerarse y continuar produciendo en el futuro. Después de la cosecha, la corteza se seca y se cura para resaltar sus propiedades aromáticas y sabor, convirtiéndose en una oportunidad económica interesante para los agricultores locales.

Actualmente, las investigaciones sobre la regeneración y las propiedades fitoquímicas de la canela se centran en profundizar los estudios y mejorar las técnicas de cultivo. No obstante, es fundamental desarrollar y refinar aún más los protocolos de propagación para consolidar los beneficios potenciales de esta importante planta (Amasifuen et al., 2021).

2.2.2 Importancia económica en Ecuador

La canela, derivada del *Cinnamomum zeylanicum*, tiene una gran relevancia económica para Ecuador. La producción y exportación de canela generan importantes divisas, promoviendo la generación de múltiples empleos en el sector agrícola. En 2023, Ecuador exportó aproximadamente 500 toneladas de canela, principalmente a Estados Unidos, Europa y Asia, con un valor de exportación que superó los 10 millones de dólares (Rodríguez et al., 2024). Internamente, el consumo de canela en Ecuador también ha aumentado, impulsado por la creciente demanda en la industria alimentaria y de bebidas.

La industria de la canela promueve el desarrollo de productos derivados como aceites esenciales y extractos, lo que añade valor y fomenta industrias asociadas como la cosmética, farmacéutica y medicinal, impulsando la innovación y la tecnología.

Con un mercado global que se espera alcance los 1,68 mil millones de dólares en 2024 y un crecimiento anual proyectado del 7% hasta 2029, Ecuador se posiciona estratégicamente como un productor de alta calidad (Guallo, 2015).

Además, el manejo adecuado de canela permite la gestión sostenible de los recursos naturales de la región y abre la posibilidad de exportación a mercados internacionales, atractivos, mientras que en última instancia las plantaciones pueden convertirse en atractivos turísticos, promoviendo el turismo local.

2.2.3 Métodos de propagación

La propagación de la canela puede llevarse a cabo mediante varios métodos, siendo los más comunes la reproducción por semillas, esquejes (estacas) y acodos. Cada método tiene sus ventajas y desventajas, dependiendo de las condiciones y los recursos disponibles, como se muestran a continuación:

2.2.3.1 Por semillas

El método descrito por Cordova (2023) para la propagación de plantas comienza con la recolección de semillas de frutos maduros de plantas sanas y vigorosas. Estas semillas son luego preparadas mediante limpieza y secado antes de sembrarlas. La siembra se realiza en bandejas de germinación o directamente en el vivero, a una profundidad de 1-2 cm en un sustrato bien drenado y rico en materia orgánica. Durante el cuidado de las plántulas, es crucial proporcionar riego regular y protección contra plagas y enfermedades.

Una vez que las plántulas alcanzan una altura de 20-30 cm, están listas para ser trasplantadas al campo, completando así el ciclo de establecimiento y desarrollo de nuevas plantas (Besharati et al., 2021).

2.2.3.2 Por esquejes

La propagación por estacas, también conocida como método más utilizado debido a su eficiencia y la uniformidad genética de las plantas resultantes, sigue la metodología detallada por León (2023). Primero, se seleccionan ramas jóvenes y saludables de aproximadamente 20-30 cm de longitud y 1-2 cm de grosor. Estas estacas se preparan eliminando las hojas inferiores y dejando unas pocas en la parte superior, y opcionalmente se pueden tratar con hormonas de enraizamiento para estimular el desarrollo de raíces.

A continuación, las estacas se plantan en un sustrato bien drenado en el vivero, manteniendo una humedad constante para facilitar el enraizamiento, un proceso que puede tardar de 2 a 3 meses. Durante este periodo, es crucial proporcionar riego regular y protección contra plagas y enfermedades.

En última instancia, una vez que las estacas han desarrollado un sistema radicular adecuado, están listas para ser trasplantadas al campo, completando así el proceso de propagación y asegurando el establecimiento exitoso de nuevas plantas.

2.2.3.3 Micropropagación (Cultivo de tejidos)

Este método es considerado el más avanzado para la producción masiva de plantas uniformes en laboratorios especializados. En primer lugar, se establece el cultivo tomando pequeñas secciones de tejido vegetal (explantes) de plantas sanas, los cuales se esterilizan para eliminar microorganismos no deseados (Celaya y Caughey, 2024).

Luego, los explantes se cultivan en un medio de crecimiento esterilizado que contiene nutrientes, hormonas de crecimiento y vitaminas, como el medio Murashige y Skoog (MS) con 30 g/L de sacarosa, 0.5 mg/L de ácido indolacético (AIA), y 1 mg/L de 6-bencilaminopurina (BAP), además de vitaminas como Tiamina-HCl, nicotinamida, y piridoxina-HCl. Las plántulas se desarrollan en condiciones controladas de luz, temperatura y humedad, incubándolas a 25°C con un fotoperiodo de 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad, monitoreando semanalmente el crecimiento y la formación de callos o brotes (Abdalla et al., 2022).

Posteriormente, las plántulas aclimatadas se trasladan gradualmente a condiciones de campo en una mezcla de turba y perlita (1:1), ajustando progresivamente la humedad y aumentando la intensidad de la luz durante 2-3 semanas antes del trasplante final (Wang et al., 2022).

❖ 2.2.4. Regeneración *in vitro* de plantas y semillas

La regeneración *in vitro* de plantas es una técnica de cultivo de tejidos que permite obtener plantas completas a partir de células, tejidos u órganos en un ambiente controlado, basada en la totipotencia, es decir, la capacidad de una célula vegetal para regenerar una planta entera. Este proceso involucra el aislamiento de células y su cultivo en un medio estéril que contiene nutrientes y reguladores de crecimiento específicos, que promueven su adecuado desarrollo (Aguirre y Meléndez, 2022).

Es importante mencionar que las etapas principales de esta técnica como la inducción de callo, la organogénesis y la embriogénesis somática, se someten a condiciones estrictamente controladas de luz, temperatura y humedad, respectivamente (Martínez et al., 2020).

Según Peralta et al. (2021) el proceso detallado para la propagación de especies vegetales mediante cultivo de tejidos inicia con la selección y esterilización de explantes como hojas jóvenes o meristemos, utilizando hipoclorito de sodio al 10% seguido de enjuague con agua destilada esterilizada. Seguidamente, los explantes se cultivan en un medio MS con 30 g/L de sacarosa, 2 mg/L de 2,4-D y 0.5 mg/L de kinetina para inducir la formación de callo a 25°C en oscuridad. Luego, los callos se transfieren a un medio con 1 mg/L de BAP y 0.5 mg/L de AIA, incubándolos a 25°C bajo un fotoperiodo de 16 horas de luz para inducir la formación de brotes.

Finalmente, los brotes se elongan en un medio con 0.2 mg/L de BAP y 0.1 mg/L de AIA durante 4 semanas bajo las mismas condiciones de luz y temperatura (Kowalska et al., 2021).

2.2.5 Ventajas y desafíos de la regeneración *in vitro*

La regeneración *in vitro* presenta numerosas ventajas, como la propagación rápida y masiva, la producción de plantas libres de patógenos, la conservación de especies en peligro, el mejoramiento genético, la producción de metabolitos secundarios y la homogeneidad genética (Bascañán y Vogel, 2021). Sin embargo, también enfrenta desafíos importantes que incluyen la contaminación microbiana, la variabilidad somaclonal, los altos costos, requisitos de infraestructura, la necesidad de medios de cultivo específicos, los problemas de aclimatación, la posible longevidad y finalmente la viabilidad reducida de las plantas regeneradas (Gutierrez et al., 2005).

Por lo mencionado anteriormente, se debe tener en cuenta los diversos parámetros de optimización y condiciones de experimentación, a fin de maximizar su uso en la biotecnología.

2.2.6 Estado fisiológico de las semillas y el explantes

El estado fisiológico de las semillas y los explantes es un factor clave que debe ser tomado en cuenta para el éxito de la regeneración *in vitro*. Por lo que, en primer lugar, las semillas deben estar en condiciones óptimas. Es decir, completamente maduras,

viales, vigorosas, libres de dormancia y patógenos, y desinfectadas adecuadamente. Además, cabe recalcar que algunas semillas pueden requerir tratamientos previos para romper la dormancia, como la estratificación (exposición a bajas temperaturas), escarificación (daño mecánico o químico a la cubierta de la semilla), o tratamiento con hormonas (giberelinas), necesarios para su experimentación en el laboratorio (Huarcaya, 2014).

Por otro lado, los explantes también deben ser seleccionados de plantas donantes en un estado de desarrollo adecuado. Es decir, explantes jóvenes y en crecimiento activo, los cuales generalmente poseen mayores tasas de viabilidad. Asimismo, se puede utilizar un tratamiento de desafección para el tejido vegetal, entre los que se destacan el hipoclorito de sodio 0,5% (v/v) durante 10 a 20 minutos, etanol 70% (v/v) durante 30 segundos a 1 minuto y cloruro de mercurio, 0.1% al 0.2% (m/v) durante 5 a 10 minutos (Ranasinghe et al., 2013).

2.2.7 Condiciones de cultivo

Las condiciones de cultivo son parámetros de experimentación, que influyen directamente en el desarrollo del vegetal. A nivel de laboratorio, los investigadores prueban diferentes condiciones y tratamientos, a fin de obtener los resultados más óptimos.

En regeneración *in vitro*, las condiciones de cultivo son críticas para el éxito experimental. Según Hesami y Jones (2020), el medio de cultivo debe ser estéril y equilibrado con sales minerales, azúcares, vitaminas y reguladores de crecimiento específicos para cada especie y tipo de tejido. El pH se ajusta generalmente entre 5.6 y 5.8 para facilitar la absorción de nutrientes. Otro elemento clave es la temperatura, la cual se mantiene entre 20°C y 25°C, adaptada a las necesidades del cultivo. Se utiliza luz blanca fluorescente con un fotoperiodo de 16 horas de luz para regular el crecimiento. Además, la humedad relativa se mantiene alta (60-70%) para prevenir la deshidratación de los tejidos.

Es importante, mantener condiciones asépticas, mediante esterilización del medio a 121°C y uso de cabinas de flujo laminar, es crucial para evitar la contaminación microbiana durante la manipulación de los cultivos (Wijerathna y Hiti, 2023).

2.2.8 El uso de fitohormonas en la regeneración *in vitro*

Las fitohormonas son compuestos químicos naturales o sintéticos que regulan diversos procesos fisiológicos y morfológicos en las plantas (Chandran et al., 2020). Estos compuestos, producidos internamente por las plantas, actúan en bajas concentraciones a nivel celular, alterando los patrones de crecimiento vegetal. Los reguladores vegetales, por otro lado, son compuestos sintéticos o derivados de otros organismos y suelen ser más potentes que las hormonas naturales.

La correcta combinación y concentración de estas hormonas puede inducir la formación de callos, brotes y raíces a partir de explantes vegetales. Por ejemplo, el equilibrio entre auxinas y citoquininas es fundamental para dirigir el desarrollo organogénico en cultivos *in vitro*. Las auxinas, como el ácido indolacético (AIA), favorecen la formación de raíces, mientras que las citoquininas, como la 6-bencilaminopurina (BAP), promueven la formación de brotes (Sharde et al., 2024).

La aplicación de estos reguladores requiere considerar factores como la dosis, la sensibilidad de la variedad y el estado de la planta, ya que cada especie tiene necesidades específicas (Cortes et al., 2019). Dichas sustancias son herramientas clave para controlar el crecimiento y la actividad bioquímica de las plantas, y su uso ha crecido considerablemente en los últimos años (Tabla 2).

Tabla 2 Clasificación de las fitohormonas usadas en cultivo in vitro

Clasificación de las fitohormonas más usadas en cultivo in vitro.

Fitohormona	Función en las plantas	Efectos en el cultivo <i>in vitro</i>
Auxinas	Regulan la elongación celular, enraizamiento	Promueven la formación de callo, enraizamiento y embriogénesis
Citoquininas	Estimulan la división celular, crecimiento	Inducen la formación de brotes, proliferación celular
Giberelinas	Regulan el crecimiento, elongación celular	Rompen la dormancia de semillas, promueven el crecimiento inicial
Ácido Abscísico (ABA)	Regula la respuesta al estrés, dormancia	Induce la dormancia, regula respuesta al estrés
Etileno	Gaseoso, regula maduración, senescencia	Controlado para evitar efectos negativos en los explantes
Ácido Indolbutírico (AIB)	Estimula el enraizamiento de explantes	Facilita la formación de raíces adventicias en cultivos de tejidos
6-Bencilaminopurina (BAP)	Estimula la división celular, desarrollo de brotes	Promueve la organogénesis y la formación de brotes en explantes
Ácido Giberélico (GA3)	Regula el crecimiento, germinación de semillas	Rompe la dormancia de semillas y promueve el crecimiento inicial
Trans-Zeatina (tZ)	Estimula la división celular, desarrollo de brotes	Induce la formación de brotes y regeneración de plantas completas

Nota. En la tabla se muestra la clasificación de las fitohormonas más utilizadas para el crecimiento vegetal. Fuente: (Ashwani et al.,2021).

2.3 Marco Teórico

2.3.1 Canela (*Cinnamomum zeylanicum*)

La canela, como se la conoce popularmente, pertenece a la familia Lauraceae, su nombre proviene del griego *Kinnamon*, que significa “madera dulce”. Esta especie se encuentra principalmente en Sri Lanka, pero también crece en regiones como Malabar, Cochin-China, Sumatra e India (Błaszczyk et al., 2021). Además, la canela también se cultiva en países como Brasil, Mauricio, Jamaica y Ecuador. El género fue descrito por primera vez por Jacob Christian Schäffer y publicado en *Botanica expeditior* 74 en 1760 (Ashwani et al., 2021).

Figura 1 Morfología de *Cinnamomum zeylanicum*

Morfología de Cinnamomum zeylanicum.



Nota. La imagen muestra la estructura vegetal de la Canela (Błaszczyk et al., 2021).

2.3.2 Taxonomía

La palabra "canela" proviene del francés "cannelle" (caña o tubo), que originalmente se refería a la caña de azúcar desde el siglo XVI. El epíteto *verum* indica la especie original de Ceilán, conocida por su alta calidad, mientras que *zeylanicum* se refiere al antiguo nombre de Sri Lanka, donde se cultiva la canela más apreciada desde tiempos antiguos (Yang et al., 2022).

A continuación, se describe su taxonomía:

Árbol de canela	
Reino	Plantae
Subreino	Viridiplantae
Infrarreino	Streptophyta
Superdivisión	Embryophyta
División	Tracheophyta
Subdivisión	Spermatophytina
Clase	Magnoliopsida
Superorden	Magnolianaes
Orden	Laurales
Familia	Lauraceae
Género	<i>Cinnamomum</i>
Especie	<i>Cinnamomum zeylanicum blume</i>

Nota. La presente tabla describe la taxonomía del árbol de la canela.

2.3.3 Descripción botánica

Cinnamomum zeylanicum es un árbol de hoja perenne que alcanza alturas de hasta 10 m. Sus ramas son robustas y su corteza, de color amarillento y lisa. Las hojas son coriáceas, miden entre 11 y 16 cm de largo, con puntas puntiagudas y presentan un color verde oscuro en el haz y verde claro en el envés. Las flores son discretas, de color amarillo y con un olor desagradable, tienen forma tubular con seis lóbulos y se agrupan en panículas que son tan largas como las hojas (Ashwani et al., 2021). Finalmente, el fruto es una baya pequeña y carnosa, de 1 a 1,5 cm de largo, que madura hasta volverse negra, parcialmente rodeada por un perianto en forma de copa desarrollado a partir de las partes exteriores de la flor (Munguia et al., 2024).

Figura 2 Diferentes Etapas y Productos de la Planta de Canela
Diferentes Etapas y Productos de la Planta de Canela.



Nota. La imagen muestra diversas etapas y productos de la planta de canela (*Cinnamomum zeylanicum*) (Błaszczyk et al., 2021).

2.3.4 Propiedades y usos

La canela, conocida por su aroma cálido y dulce debido al principio activo cinamaldehído, que constituye del 60-90% de su aceite esencial, posee propiedades antioxidantes que combaten los radicales libres y antimicrobianas, que ayudan a combatir bacterias, hongos y levaduras. Las especies *Cinnamomum verum* y *Cinnamomum cassia* contienen también eugenol y linalool, que contribuyen a su distintivo aroma y sabor.

Además, la canela incluye polifenoles como el ácido cinámico y proantocianidinas, con propiedades antiinflamatorias, así como resinas, mucílagos, taninos y fibra dietética, que aportan beneficios digestivos y reguladores del azúcar en la sangre. Esta rica composición química explica sus diversos usos culinarios y medicinales (Yanakiev, 2020).

Ampliamente utilizada en la cocina para aromatizar postres, bebidas como el café y tés especiados, la canela también se emplea en la medicina tradicional para mejorar la digestión, aliviar la inflamación y apoyar la salud metabólica. En aromaterapia, su aroma reconfortante es apreciado en aceites esenciales, lociones y velas. Además, en productos cosméticos y de cuidado personal, como jabones y cremas, se valora por su dulzor y propiedades antioxidantes, y finalmente en productos de higiene bucal naturales, como enjuagues y pastas dentales, por sus beneficios para la salud dental (Lucas et al., 2023). En términos de cata organoléptica, la canela se caracteriza por tener un sabor astringente.

En Ecuador, la canela se usa principalmente como infusión para aliviar los síntomas de la gripe, problemas digestivos y bebida convencional. También se emplea en la elaboración de una bebida alcohólica llamada canelazo, especialmente popular en las regiones andinas para combatir el frío. Por último, se la ha utiliza para tratar dolores menstruales, decorar postres y preparar té (Foster, 2023).

2.3.4 Clima

La canela, una especie de característica leñosa, se adapta a una amplia gama de condiciones climáticas. En primer lugar, requiere de un clima cálido y húmedo, con precipitaciones anuales, distribuidas de aproximadamente 2000-2500 mm y temperaturas promedio de 27°C.

Los árboles de canela silvestres prosperan en selvas tropicales siempre verdes y crecen mejor en altitudes bajas. Aunque generalmente se cultivan sin sombra, estos árboles toleran una sombra ligera debido a su naturaleza forestal (Samaraweera et al., 2020).

Si bien el clima óptimo para su cultivo incluye alta humedad y una temperatura constante, las áreas con fluctuaciones extremas de temperatura o períodos prolongados de sequía pueden afectar negativamente la calidad y el rendimiento de esta especie (Mapa et al., 2023). Por esta razón, las regiones tropicales y subtropicales con estaciones lluviosas bien definidas son ideales para el cultivo.

2.3.5 Suelo

Según Suriyagoda et al. (2021), la calidad de la corteza de canela está fuertemente influenciada por factores ecológicos y del suelo. Es crucial que los suelos sean

drenados y ricos en humus. Los suelos franco arenosos enriquecidos con abonos orgánicos proporcionan las condiciones ideales para el desarrollo de la planta.

Por su parte, los suelos de color rojo marrón oscuro, libres de grava o cuarzo, son adecuados para el crecimiento de la canela, siempre y cuando tengan una capacidad de drenaje adecuada para evitar el encharcamiento que podría pudrir las raíces.

Se recomienda una mezcla equilibrada de tierra, arena y perlita para mejorar el drenaje, especialmente en suelos arenosos o silíceos mezclados con humus. Las condiciones óptimas incluyen áreas hasta altitudes de 800 a 1000 metros, con una precipitación anual de 200 a 250 cm, proporcionando un entorno saludable para la producción de corteza de alta calidad.

Por ejemplo, en Sri Lanka y la India, los suelos arenosos finos y lateríticos son preferidos sobre los sustratos rocosos y pedregosos, mientras que en Seychelles y Madagascar se prefieren los suelos más arcillosos. De manera comparable, en Ecuador, los suelos aluvionales con textura arenosa arcillosa o arcilloso-arenosa son los más adecuados para su cultivo (Salatalohy y Ryadin, 2023).

Finalmente, es importante destacar que la planta de canela es susceptible a la salinidad, condiciones de encharcamiento y pantanos, lo que puede producir un producto amargo.

2.3.5 Variedades

La canela es una especie apreciada mundialmente por su valor económico, uso culinario y propiedades medicinales, entre las que se destacan una amplia variedad de tipos, entre los cuales se incluyen: *Cinnamomum cassia* (canela china o canela comercial), ampliamente utilizada en la cocina y fácilmente disponible en el mercado; *Cinnamomum burmannii* (Padang cassia o canela de Indonesia), conocida por su intenso aroma y sabor robusto; *Cinnamomum loureiroi* (Canela de Saigón, casia vietnamita o canela vietnamita), valorada por su dulzura y aroma distintivo; *Cinnamomum verum* (Canela de Sri Lanka o canela de Ceilán), considerada la "canela verdadera" por su delicado sabor y aroma suave; *Cinnamomum citrodorum* (canela malabar), caracterizada por su fragancia cítrica; y *Cinnamomum tamala* (canela india), utilizada tanto como especia como en medicina tradicional (Andrade et al. 2023).

Estas variedades de canela ofrecen perfiles únicos de sabor y aroma, cada una siendo apreciada en diversas aplicaciones.

2.3.6 Cultivo

2.3.6.1 Preparación de terreno y plantación

Antes de la plantación de canela, se debe preparar el terreno cavando hoyos de 50 cm de profundidad, distribuidos a una distancia de 3 x 3 metros. Cada hoyo se llena con abono y tierra vegetal para enriquecer el suelo. Posteriormente, las plántulas, de aproximadamente 12 meses de edad, se trasplantan a una distancia de unos 2 metros entre plantas e hileras.

Es preferible realizar la plantación entre junio y julio para aprovechar las lluvias y facilitar el establecimiento de las plántulas. Cada hoyo puede albergar hasta 5 plántulas. Por lo que, se recomienda proporcionar sombra parcial durante los primeros años para promover un crecimiento rápido y saludable (Zheng et al., 2020).

2.3.6.2 Abono y fertilización

El manejo del abono y la fertilización para el cultivo de canela se realiza de manera estratégica para promover una alta producción. Durante el primer año después de la siembra, cada planta recibe una mezcla equilibrada de nutrientes: 20 g de Nitrógeno (N), 18 g de Fosfato de Diamonio (P_2O_5) y 25 g de Óxido de Potasio (KO).

Tres años después, se incrementa la fertilización a 29 kg de Materia Orgánica (FYM), 4 kg de torta de neem, además de 150 g cada uno de N, P_2O_5 y KO por planta (Mao et al., 2024).

Cabe destacar que las aplicaciones de fertilizante se dividen en dos dosis, realizadas durante la primera semana de septiembre y en marzo. Se recomienda utilizar fertilizantes de liberación prolongada, aplicados junto con el riego para mejorar la absorción de nutrientes y optimizar la producción de canela. Este manejo nutricional cuidadoso asegura que los árboles de canela crezcan vigorosamente a lo largo de la temporada de cultivo (Sun et al., 2023).

❖ 2.3.7.3 Poda

La poda en el cultivo de canela es igual de importante para fomentar un crecimiento robusto y una forma deseada de los árboles. A los 2 o 3 años de edad de las plántulas, se realiza un corte del brote principal a una altura de aproximadamente 30 cm desde

el nivel del suelo, lo cual estimula la formación de brotes laterales, conocido como "rebrote". Este proceso se repite hasta que el árbol adquiera la forma de un arbusto bajo (Wang et al., 2022).

En consecuencia, Alejo et al. (2022) mencionan que durante los primeros años después de la plantación, se debe regar regularmente la plántula para asegurar un buen establecimiento. Además, se recomienda realizar deshierbes 3-4 veces al año durante los primeros 3-4 años. Posteriormente, se requieren uno o dos deshierbes anuales, preferiblemente entre junio-julio y octubre-noviembre, para mantener el área libre de maleza y permitir un crecimiento óptimo de las plántulas.

En condiciones ideales, las plántulas de canela pueden crecer hasta alcanzar una altura de 2 metros en un período de aproximadamente 7 años, siguiendo prácticas adecuadas de manejo y cuidado (Huang et al., 2023).

❖ **2.3.7.4 Riego**

Para Yan et al. (2022), el riego es esencial para el crecimiento del árbol de canela, donde se recomienda mantener el suelo ligeramente empapado durante el riego, asegurándose de que no esté excesivamente mojado. Es importante permitir que las primeras 2 pulgadas superiores de tierra se sequen antes de volver a regar.

La frecuencia del riego puede variar según las condiciones de luz, la ubicación y el tipo de suelo. En áreas con mayor exposición al sol o en épocas de calor intenso, puede ser necesario regar semanalmente o incluso diariamente para mantener niveles óptimos de humedad en el suelo.

Un manejo cuidadoso del riego garantiza el cuidado del árbol de canela, optimizando así su producción y calidad (Xiao et al., 2022).

❖ **2.3.5 Plagas de insectos y su manejo**

El cultivo de canela enfrenta diversos desafíos debido a la presencia de plagas de insectos que pueden afectar negativamente su crecimiento y producción. Entre estas plagas, se encuentran los ácaros, diminutos arácnidos que se alimentan de las hojas, causando decoloración y deformación. El manejo de los ácaros incluye el uso de insecticidas específicos y la implementación de prácticas culturales como la eliminación de malas hierbas y restos de cultivos (Rodulfo et al., 2022).

La broca de la canela, conocida científicamente como *Hypothenemus hampei*, es otra plaga preocupante que puede infestar los frutos y tallos de la canela, causando daños significativos. Para controlar esta plaga, se utilizan prácticas integradas de manejo de plagas, como la poda de ramas infestadas y el uso de trampas para monitorear y controlar la población (Siqueira, 2023).

Otra plaga importante es la mosca blanca (*Bemisia tabaci*), un insecto chupador de savia que puede transmitir virus y debilitar las plantas de canela. El control se realiza mediante el uso de insecticidas sistémicos y el fomento de enemigos naturales, como los parasitoides (Volpi et al., 2023).

Finalmente, las cochinillas son insectos pequeños y ovalados que se encuentran comúnmente en el envés de las hojas y tallos de la canela, donde se alimentan de la savia. El control de las cochinillas involucra métodos como la eliminación manual y el uso de aceites hortícolas, que sofocan las poblaciones de insectos y ayudan a proteger la salud de las plantas (Gil et al., 2023).

❖ 2.3.6 Cosecha

Según Rostiana et al. (2020) la cosecha de la corteza de canela es un proceso que requiere ser llevado a cabo dos veces al año, inmediatamente después de las temporadas de lluvias. Durante este período, la humedad facilita que la corteza se pele con mayor facilidad, lo que mejora el rendimiento y la calidad del producto final.

Los árboles de canela se cosechan por primera vez cuando tienen aproximadamente tres años de edad, alrededor de un año después de la poda inicial. Se seleccionan cuidadosamente los tallos laterales que tienen unos tres años y se procede a retirarles la corteza. Es importante destacar que la corteza de canela se obtiene exclusivamente de tallos con un diámetro de entre 1,2 y 5 cm (Hanumantha y Vasudeva, 2022).

Este proceso de cosecha se realiza con meticulosidad para asegurar que la corteza se recolecte en el momento correcto, preservando así el característico aroma de la canela.

❖ 2.9.7 Procesamiento

La canela se obtiene procesando la corteza del árbol, donde se retira la capa exterior y se raspa la interna, la cual se seca y muele para obtener el característico polvo de canela. Los árboles cultivados también se pueden podar para promover el crecimiento

de nuevos brotes, facilitando así la cosecha. Adicionalmente, el aceite esencial de canela se obtiene a través de destilación por arrastre de vapor, a partir de las hojas y ramas del árbol (Sánchez et al., 2021).

El procesamiento representa alrededor del 60% del costo de producción de canela, ya que la extracción de la corteza del tallo requiere mucha mano de obra y generalmente se realiza manualmente y por trabajadores calificados (Escalante Torres, 2021). El desarrollo de esta especie depende de qué tan bien se retire la corteza de los tallos. Los trozos de corteza más grandes, conocidos como púas, se venden a un precio más alto que los trozos rotos más pequeños.

Finalmente, el secado también es una de las etapas importantes del procesamiento de la canela, ya que aumenta la calidad del producto final.

CAPÍTULO III: Diseño Metodológico

3.1. Tipo y diseño de investigación

La investigación es de tipo experimental y se centró en la manipulación controlada de variables específicas, como las concentraciones y combinaciones de fitohormonas, para evaluar su incidencia en la regeneración in vitro de plantas de canelo (*Cinnamomum zeylanicum blume*). El estudio abarcó niveles de conocimiento exploratorio, descriptivo y explicativo, lo que permitió una comprensión profunda del objeto de estudio.

Para este estudio, se empleó trans-zeatina (tZ), una fitohormona poco investigada en plantas leñosas debido a su alto costo y a las dificultades para obtenerla en el país. A pesar de estas limitaciones, su incorporación ofreció una perspectiva innovadora sobre los mecanismos de desarrollo y crecimiento en este tipo de especies vegetales.

3.2. La población y la muestra

La población objetivo de este estudio se compone de semillas recolectadas a partir de árboles maduros de *Cinnamomum zeylanicum blume* (variedad). Estos árboles se seleccionaron con base en las siguientes condiciones específicas:

- **Número de árboles:** La población comprende un total de 10 árboles maduros.
- **Condiciones de los árboles:** Se eligieron árboles que presentan las mejores condiciones en términos de grosor de corteza, altura, resistencia a plagas y enfermedades, con las mejores características vegetativas.
- **Edad de los árboles:** Los árboles seleccionados tuvieron entre 4 y 6 años de su ciclo.
- **Estado de las semillas:** Las semillas seleccionadas tuvieron las mejores características, referente a su madurez y condiciones ambientales.

La selección se realizó de tal manera que se asegurara una representación proporcional de la población, obteniendo así 25 semillas de cada árbol, resultando en un total de 250 semillas. De estas semillas evaluadas, se seleccionaron las 72 mejores que cumplen con los criterios de calidad y viabilidad óptima (nivel de madurez). Cabe destacar, que se colocó dos semillas por cada frasco de cultivo.

3.3. Los métodos y las técnicas

3.3.1 Diseño de la investigación

El diseño experimental utilizado es un Diseño Completamente al Azar (DCA), con 6 repeticiones y 5 tratamientos de diferentes dosis (mg/l) de fitohormonas, además de un testigo.

Tabla 3 Diseño experimental DCA

Diseño experimental DCA.

Tratamientos	Medio de cultivo	Repeticiones					
		R1	R2	R3	R4	R5	R6
T0	Testigo	A1	A2	A3	A4	A5	A6
T1	AIB + GA3 + BAP	B1	B2	B3	B4	B5	B6
T2	BAP	C1	C2	C3	C4	C5	C6
T3	AIB + BAP + tZ	D1	D2	D3	D4	D5	D6
T4	tZ	E1	E2	E3	E4	E5	E6
T5	GA3 + tZ	F1	F2	F3	F4	F5	F6

Nota. La tabla muestra el diseño experimental utilizado en el estudio.

3.3.1.1 Fase única

El método utilizado en esta investigación fue experimental, diseñado para determinar la concentración óptima de fitohormonas en medio MS para la regeneración *in vitro* de plantas de canelo. Se compararon diversas concentraciones de fitohormonas (tratamientos) con un grupo control que no recibió ningún tratamiento experimental (Testigo).

3.3.1.2 Registro y toma de datos

Los registros de los datos de cada variable se llevaron a cabo cada 7 días, durante 8 semanas, mismos que fueron registrados en una libreta de datos. Cada registro se llevó a cabo siguiendo métodos estandarizados para asegurar la precisión y coherencia de los datos recopilados durante la investigación.

3.4 Desarrollo del protocolo de regeneración *in vitro* de Canela (*Cinnamomum zeylanicum blume*)

3.4.1 Materiales y equipos

Tabla 4 Materiales y equipos

Materiales y equipos.

Materiales	Equipos
a) Semillas maduras de Canela.	a) Cámara de flujo laminar.
b) Medio de cultivo Murashige y Skoog (MS). <ul style="list-style-type: none">• Basal MS con Vitaminas.• Suplementos: Sacarosa (30 g/L), Agar (8 g/L).	b) Autoclave.
c) Fitohormonas: <ul style="list-style-type: none">• Ácido indol butírico (AIB).• Bencilamino purino (BAP).• Ácido giberélico (GA3).• Trans-zeatina (tZ).	c) Incubadora de crecimiento, con control de luz y temperatura.
d) Reactivos para esterilización: <ul style="list-style-type: none">• Clorox®.• Hipoclorito de sodio (NaClO) 10%.• Agua destilada estéril.• Etanol 70 %.	d) Pesa analítica.
	e) pHmetro.
	f) Pipetas y Puntas estériles.
	g) Frascos de Cultivos.

Nota. En la tabla se describen los materiales y equipos usados en el proceso de regeneración *in vitro* de Canela.

3.4.2 Procedimiento

3.4.2.1 Preparación del medio de cultivo

- a) Preparar el medio MS basal con vitaminas.
- b) Pesar 4.4 g de sales minerales MS con vitaminas (para 1 litro de medio).
- c) Disolver las sales MS: Colocar las sales minerales en un vaso de precipitados.
- d) Añadir aproximadamente 800 ml de agua destilada.
- e) Utilizar un agitador magnético para disolver completamente las sales.
- f) Añadir sacarosa: Añadir 30 g de sacarosa al vaso de precipitados.
- g) Continuar agitando hasta que la sacarosa esté completamente disuelta.
- h) Ajustar el pH: - Medir el pH de la solución utilizando un pHmetro.
- i) Ajustar el pH a 5.8 utilizando NaOH o HCl según sea necesario.
- j) Añadir 8 g de agar a la solución.
- k) Completar con agua destilada hasta un volumen final de 1 litro.
- l) Continuar agitando hasta que el agar esté bien mezclado.
- m) Preparar soluciones madre de AIB, BAP, GA3 y tZ en concentraciones adecuadas (por ejemplo, 1 mg/ml).

- n) Bajo condiciones estériles, añadir las soluciones de fitohormonas al medio enfriado según los tratamientos.
- o) Realizar la esterilización del medio.
- p) Distribuir la solución en frascos de cultivo (aproximadamente 50-100 ml por frasco).
- q) Enfriar el medio a aproximadamente 50°C y distribuir en frascos de cultivo estériles.
- r) Asegurarse de que las fitohormonas estén bien mezcladas en el medio antes de verterlo en los frascos de cultivo.
- s) Esterilizar los frascos con medio en un autoclave a 121°C y 15 psi, durante 20 minutos.
- t) Dejar enfriar los frascos después de la autoclave.

3.4.2.2 Esterilización de semillas

- a) Lavar las semillas con agua corriente durante 10 minutos.
- b) Sumergir las semillas en etanol al 70% durante 1 minuto.
- c) Transferir las semillas a una solución de NaClO al 10% durante 10 minutos.
- d) Lavar las semillas tres veces con agua destilada estéril.

3.4.2.3 Siembra de las semillas

- a) Bajo condiciones estériles en una cámara de flujo laminar, colocar una semilla por frasco de cultivo con el medio MS.

3.4.2.4 Aplicación de los tratamientos

Preparar soluciones de fitohormonas según los tratamientos y añadirlas al medio de cultivo.

Tabla 5 Tratamientos aplicados en el ensayo experimental

Tratamientos aplicados en el ensayo experimental.

Tratamientos	AIB (mg/l)	BAP (mg/l)	GA3 (mg/l)	tZ (mg/l)
T0 (Testigo)	0	0	0	0
T1	0.5	0.5	0.5	0
T2	0	2.0	0	0
T3	1.0	1.5	0	0.5
T4	0	0	0	2.0
T5	0	0	2.0	2.0

Nota. La presente tabla muestra los tratamientos aplicados en el proceso experimental.

3.4.2.5 Incubación

- a) Incubar los frascos de cultivo en una incubadora de crecimiento.
- b) Mantener las condiciones de luz en un fotoperiodo de 16 horas luz y 8 horas oscuridad.
- c) Mantener la temperatura a $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$.

3.4.2.6 Evaluación del crecimiento

- a) Realizar observaciones y registrar datos de crecimiento, durante un período de 8 semanas.
- b) Evaluar parámetros como germinación de la semilla, contaminación de las semillas, número de brotes, longitud de los brotes y la formación de raíces.

3.4.2.7 Consideraciones:

- Asegurarse de que todas las herramientas y equipos estén esterilizados adecuadamente para evitar contaminaciones.
- Preparar el medio fresco y utilizarlo lo antes posible para garantizar su efectividad.
- Realizar al menos seis repeticiones por tratamiento para asegurar la validez estadística de los resultados.
- Registrar detalladamente todas las cantidades y pasos realizados para asegurar la reproducibilidad del experimento.

Este protocolo proporcionó una guía detallada para la reproducción *in vitro* de canela utilizando diversas combinaciones de fitohormonas (auxinas, citoquininas y giberelinas).

3.5 Procesamiento estadístico de la información

A continuación, se muestran los tratamientos aplicados en el ensayo experimental:

Tabla 6 Dosis de aplicación de las fitohormonas

Dosis de aplicación de las fitohormonas.

Tratamientos	Medio de cultivo	DOSIS mg/l			
		AIB	GA3	BAP	tZ
T0	Testigo	0	0	0	0
T1	AIB + GA3 + BAP	0,5	0,5	0,5	0
T2	BAP	0	0	2	0
T3	AIB + BAP + tZ	1	0	1,5	0,5
T4	TZ	0	0	0	2
T5	GA3 + tZ	0	2	0	2

Nota. La tabla expone las dosis (mg/l), usadas en los ensayos experimentales.

Los datos fueron analizados utilizando pruebas no paramétricas de Kruskal-Wallis y prueba de Dunn con ajuste Bonferroni, para comparar comparaciones por pares de grupos, ambos con un nivel de significancia del 5% para el error tipo I. Estos análisis se llevaron a cabo utilizando el software R-Studio 2024.04.2.

CAPÍTULO IV: Análisis e Interpretación de Resultados

4.1. Análisis e Interpretación de Resultados

4.1.1 Germinación de semillas durante el proceso *in vitro*

La germinación de semillas *in vitro* es un proceso crítico para el establecimiento exitoso de plantas en condiciones controladas. En este contexto, se evaluó el efecto de diferentes combinaciones de reguladores de crecimiento en la germinación de semillas de canelo. El porcentaje de germinación se calculó dividiendo el número de explantes germinados entre el total sembrado y multiplicando el resultado por el 100%.

En la tabla 7, se muestran que los tratamientos T1 (AIB + GA3 + BAP), T2 (BAP), T3 (AIB + BAP + tZ) y T4 (tZ) alcanzaron una germinación del 100%, demostrando la alta eficacia de los reguladores de crecimiento utilizados. En contraste, el tratamiento con T5 (GA3 + tZ) presentó una germinación ligeramente inferior (91,67%).

El control, con una tasa de germinación del 83,33%, sirvió como punto de referencia para evaluar la efectividad de los tratamientos. Todos los tratamientos superaron la tasa de germinación del control, lo que resalta la eficiencia del proceso de germinación de las semillas de canelo.

Tabla 7 Porcentaje de germinación en semillas

Porcentaje de germinación en semillas.

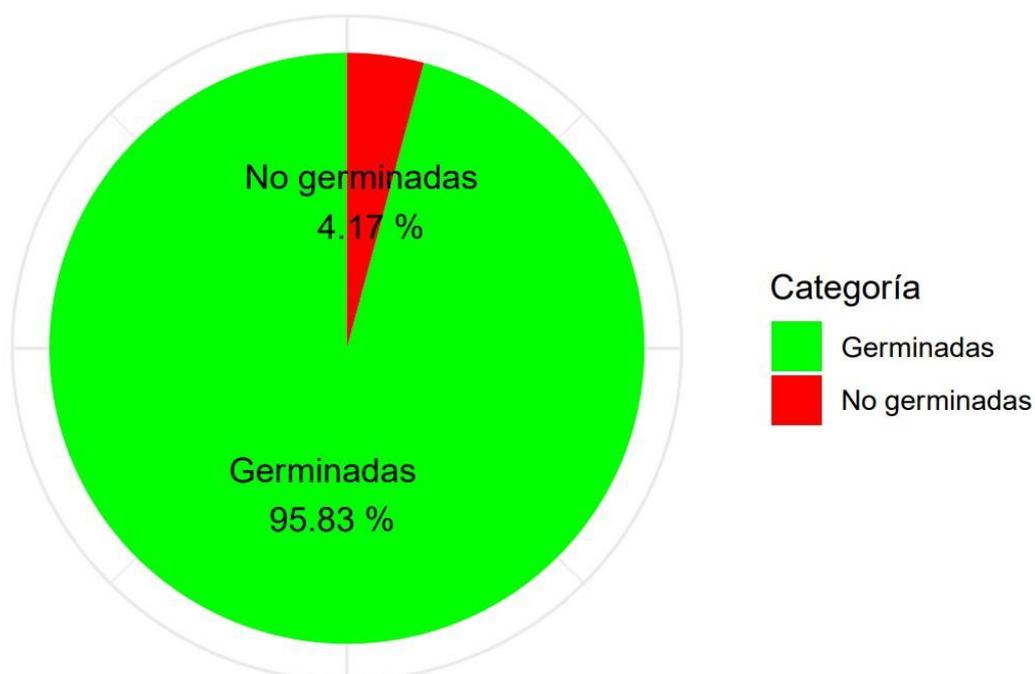
Tratamientos	Medio De Cultivo	R1	R2	R3	R4	R5	R6	% Germinación
T0	TESTIGO	1	2	2	2	2	1	83,33
T1	AIB + GA3 + BAP	2	2	2	2	2	2	100,00
T2	BAP	2	2	2	2	2	2	100,00
T3	AIB + BAP + tZ	2	2	2	2	2	2	100,00
T4	tZ	2	2	2	2	2	2	100,00
T5	GA3 + tZ	1	2	2	2	2	2	91,67
Total								95.85%

Nota. Los tratamientos T1 a T4 lograron un 100% de germinación, destacando la efectividad de las combinaciones hormonales utilizadas. El testigo (T0) y T5 tuvieron porcentajes menores, con un promedio general de 95.85% de germinación.

Como se evidencia en la Figura 3, se obtuvo una alta tasa general de germinación. Los resultados indican que el 95.83% de las semillas lograron germinar (representadas en verde), mientras que solo el 4.17% no germinaron (representadas en rojo). Esto sugiere que las condiciones para la germinación fueron predominantemente favorables, lo que resalta la efectividad del protocolo utilizado en este estudio.

Figura 3 Porcentaje de germinación de semillas

Porcentaje de germinación de semillas.



Nota. De las 72 semillas sembradas, 69 lograron germinar, reflejando un alto porcentaje de éxito (95.83%) en las condiciones experimentales.

Estadísticamente, a través de la prueba no paramétrica de Kruskal Wallis, debido a que los datos no cumplen la distribución normal $\sim N(\mu, \sigma^2)$, se comparó los grupos independientes y la existencia de diferencias en las medianas de los tratamientos analizados.

Estableciendo las siguientes hipótesis:

- **Hipótesis Nula (H0): No hay diferencias significativas en el porcentaje de germinación entre los diferentes tratamientos.**

- **Hipótesis Alternativa (H1): Hay diferencias significativas en el porcentaje de germinación entre los diferentes tratamientos.**

Tabla 8 Test de Kruskal-Wallis

Test de Kruskal-Wallis.

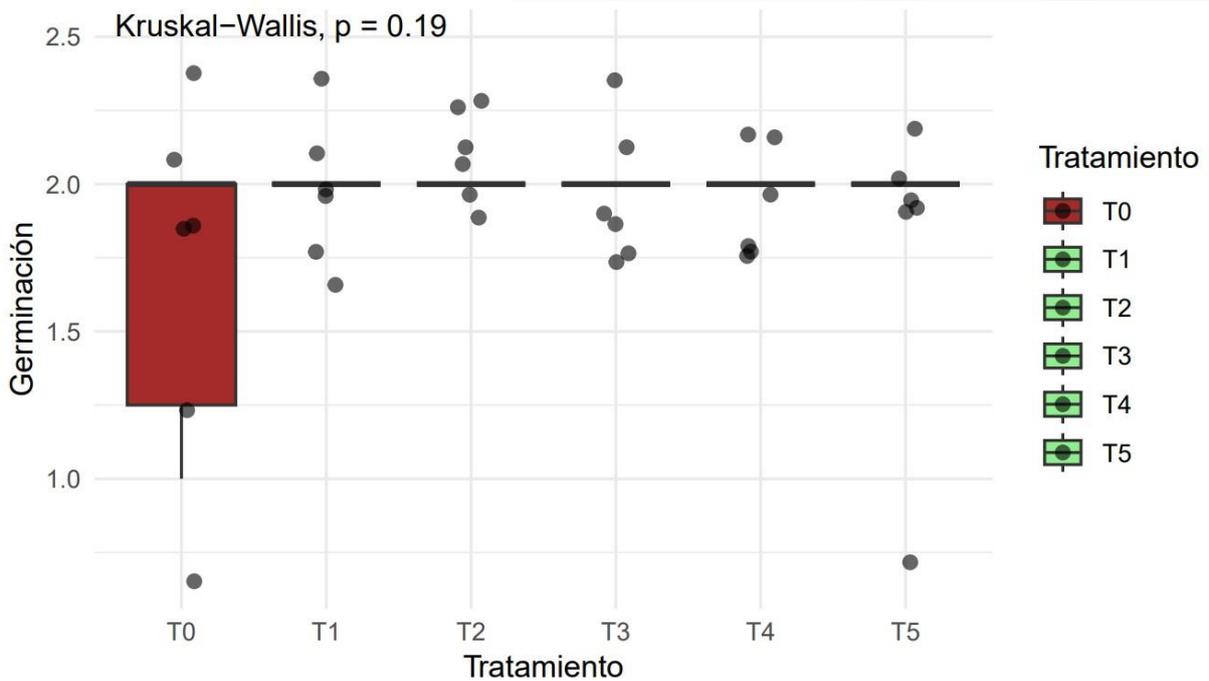
Kruskal-Wallis test			
Datos		Chi-squared	p-value
Germinación	por	7.4242	0.191
tratamiento			
Nivel de Significancia			0.05

Nota. La prueba se realizó mediante el software estadístico R-Studio. La tabla indica que no hay diferencias significativas en las medianas de los tratamientos analizados.

Dado que el valor p obtenido (0.191) es mayor que el nivel de significancia establecido (0.05), se acepta la hipótesis nula (H0). Esto significa que no se encontraron diferencias significativas en el porcentaje de germinación entre los tratamientos evaluados, como se logra apreciar en las medianas de los grupos comparados en el diagrama box plot (Figura 4).

Figura 4 Box plot Kruskal-Wallis

Box plot Kruskal-Wallis.



Nota. El diagrama de cajas representa las medianas de los porcentajes de germinación obtenidos. Encontrando que no existen diferencias significativas en las medianas de los tratamientos analizados ($p = 0.19$).

4.1.2 Color de germinación

Para evaluar el color de germinación de los explantes de canelo *in vitro*, se utilizó la tabla de Munsell. Este método facilitó la comparación de colores al seleccionar el código Munsell que mejor se asemejara al color observado en los explantes, proporcionando un código específico para cada tonalidad. La evaluación se realizó tomando una muestra del explante bajo luz natural.

En la Tabla 10, se muestran los colores de germinación observados en los diferentes tratamientos. Los explantes del grupo control (T0) presentaron un color marrón oscuro. En contraste, todos los tratamientos T1 (AIB + GA3 + BAP), T2 (BAP), T3 (AIB + BAP + tZ) y T4 (tZ), muestran un color verde pálido, que sugiere un desarrollo positivo y una mayor actividad fotosintética. El tratamiento con GA3 + tZ (T5) muestra un verde medio, lo que podría indicar una respuesta diferente en términos de desarrollo de color y fotosíntesis.

Tabla 9 Colores de germinación por tratamiento

Colores de germinación por tratamiento.

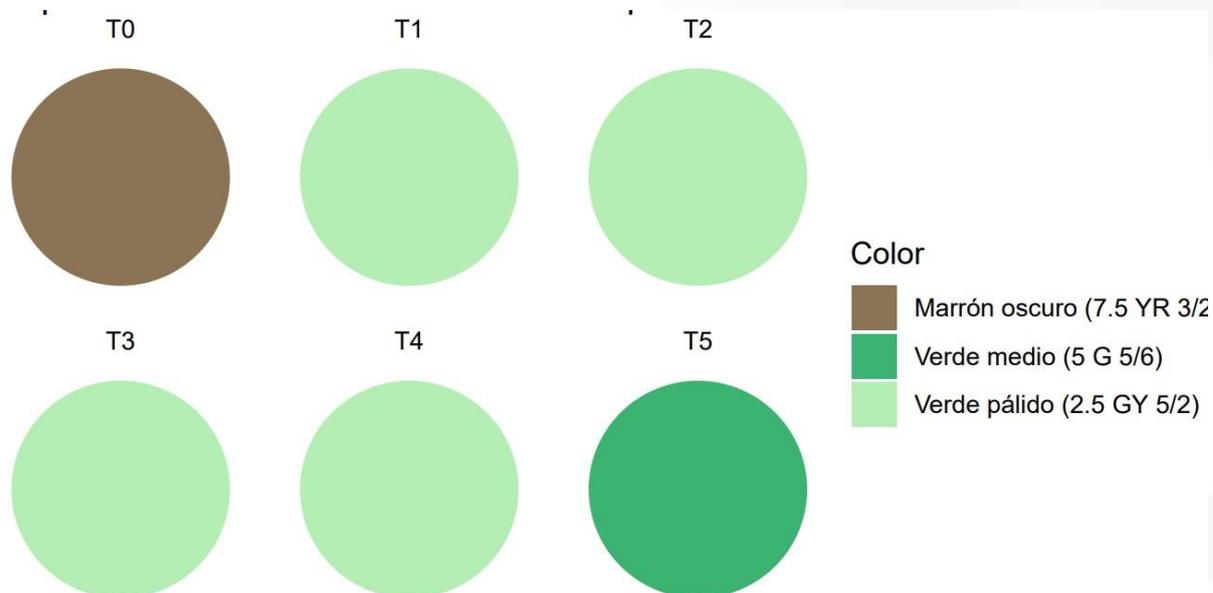
Tratamientos	Medio De Cultivo	R1	R2	R3	R4	R5	R6
T0	Testigo	Marrón	Marrón	Marrón	Marrón	Marrón	Marrón
		n	n	n	n	n	n
T1	Aib + Ga3 + Bap	Oscuro (7.5 Yr 3/2)					
		Verde Pálido (2.5 Gy 5/2)					
T2	Bap	Verde Pálido (2.5 Gy 5/2)					
		Verde Pálido (2.5 Gy 5/2)					
T3	Aib + Bap + tZ	Verde Pálido (2.5 Gy 5/2)					
		Verde Pálido (2.5 Gy 5/2)					
T4	tZ	Verde Pálido (2.5 Gy 5/2)					
		Verde Pálido (2.5 Gy 5/2)					
T5	Ga3 + tZ	Verde Medio (5 G 5/6)					
		Verde Medio (5 G 5/6)					

Nota. La tabla muestra los colores de germinación de los explantes de canelo *in vitro* para diferentes tratamientos de reguladores de crecimiento, clasificados según la tabla de Munsell.

Como se muestra en la Figura 5, cada burbuja representa un tratamiento y el color de cada una corresponde al color predominante de las semillas germinadas, que comprendieron desde marrón oscuro (7.5 YR 3/2) hasta diferentes tonalidades de verde (verde pálido 2.5 GY 5/2 y verde medio 5 G 5/6).

Figura 5 Distribución de color de germinación

Distribución de color de germinación.



Nota. La variación en los colores indica las respuestas de las semillas de cada tratamiento específico.

4.1.3 Contaminación de las semillas durante el proceso *in vitro*

El porcentaje de contaminación de las semillas varió según los tratamientos aplicados. Para calcular este porcentaje, se dividió el número de explantes contaminados entre el total sembrado y se multiplicó el resultado por 100.

En la tabla 11, se muestra que el grupo control T0 y el tratamiento con T1 (AIB + GA3 + BAP) tuvieron un porcentaje de contaminación del 16,67%. Los tratamientos con T2 (BAP), T3 (AIB + BAP + tZ), T4(tZ), y T5 (GA3 + tZ) no mostraron contaminación, con un 0% en todos ellos.

Estos resultados indican que las combinaciones de reguladores de crecimiento (BAP, tZ y GA3), son efectivas para prevenir la contaminación en la reproducción *in vitro* de canelo.

Tabla 10 Porcentaje de contaminación de semillas

Porcentaje de contaminación de semillas.

Tratamientos	Medio De Cultivo	R1	R2	R3	R4	R5	R6	% Contaminación
T0	TESTIGO	0	1	0	0	0	0	16,67

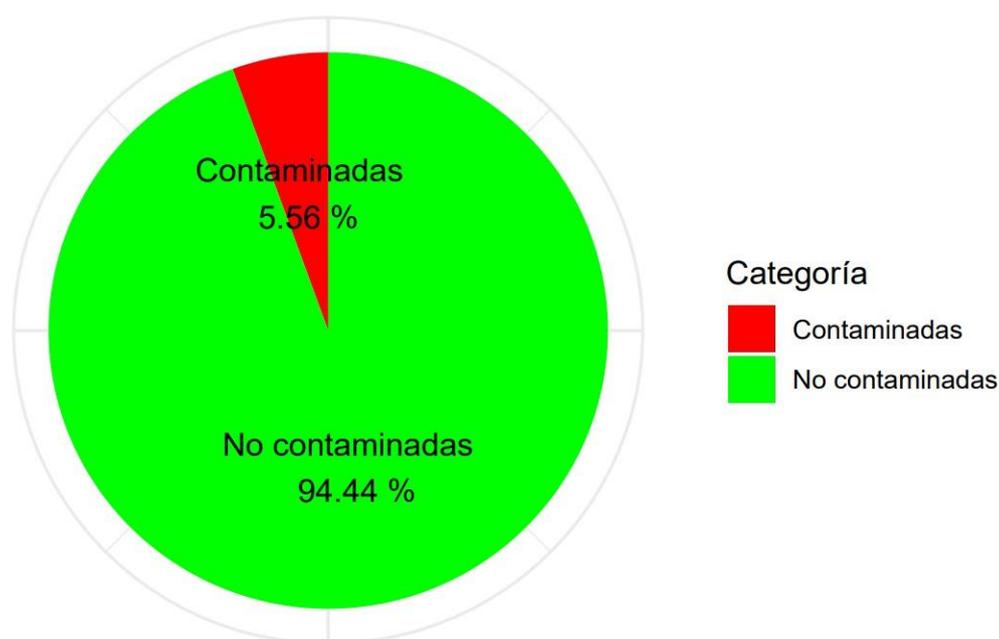
T1	AIB + GA3 + BAP	0	0	0	0	1	0	16,67
T2	BAP	0	0	0	0	0	0	0
T3	AIB + BAP + tZ	0	0	0	0	0	0	0
T4	tZ	0	0	0	0	0	0	0
T5	GA3 + tZ	0	0	0	0	0	0	0
Promedio								5,56%

Nota. Los tratamientos T2, T3, T4 y T5 lograron un 0% de contaminación, mientras que los tratamientos T0 y T1 presentaron un 16,67%.

La Figura 6 muestra que la gran mayoría de las semillas (94,44%) no presentaron contaminación. Es decir, de los 36 frascos que contenían las semillas, solo 3 se contaminaron, lo que evidencia la eficiencia del proceso de regeneración *in vitro*.

Figura 6 Porcentaje de contaminación de semillas

Porcentaje de contaminación de semillas.



Nota. Una baja proporción de semillas (5.56%) está contaminada, mostrando la efectividad de los tratamientos en mantener las semillas sanas.

Estadísticamente, a través de la prueba no paramétrica de Kruskal Wallis, debido a que los datos no cumplen la distribución normal $\sim N(\mu, \sigma^2)$, se comparó los grupos independientes y la existencia de diferencias en las medianas de los tratamientos analizados.

Estableciendo las siguientes hipótesis:

- **Hipótesis Nula (H0): No hay diferencias significativas en el porcentaje de contaminación entre los diferentes tratamientos.**
- **Hipótesis Alternativa (H1): Hay diferencias significativas en el porcentaje de contaminación entre los diferentes tratamientos.**

Tabla 11 Test de Kruskal-Wallis

Test de Kruskal-Wallis.

Kruskal-Wallis test		
Datos	Chi-squared	p-value
Contaminación por tratamiento	4.1176	0.5326
Nivel de Significancia		0.05

Nota. La prueba se realizó mediante el software estadístico R-Studio. La tabla indica que no hay diferencias significativas en las medianas de los tratamientos analizados.

Dado que el valor p obtenido (0.5326) es mayor que el nivel de significancia establecido (0.05), se acepta la hipótesis nula (H0). Esto significa que no se encontraron diferencias significativas en el porcentaje de contaminación entre los tratamientos evaluados, como se logra apreciar en las medianas de los grupos comparados en el diagrama box plot (Figura 7).

Figura 7 Box plot Kruskal-Wallis

Box plot Kruskal-Wallis.

Tabla 12 Altura de los explantes a los 90 días

Altura de los explantes a los 90 días.

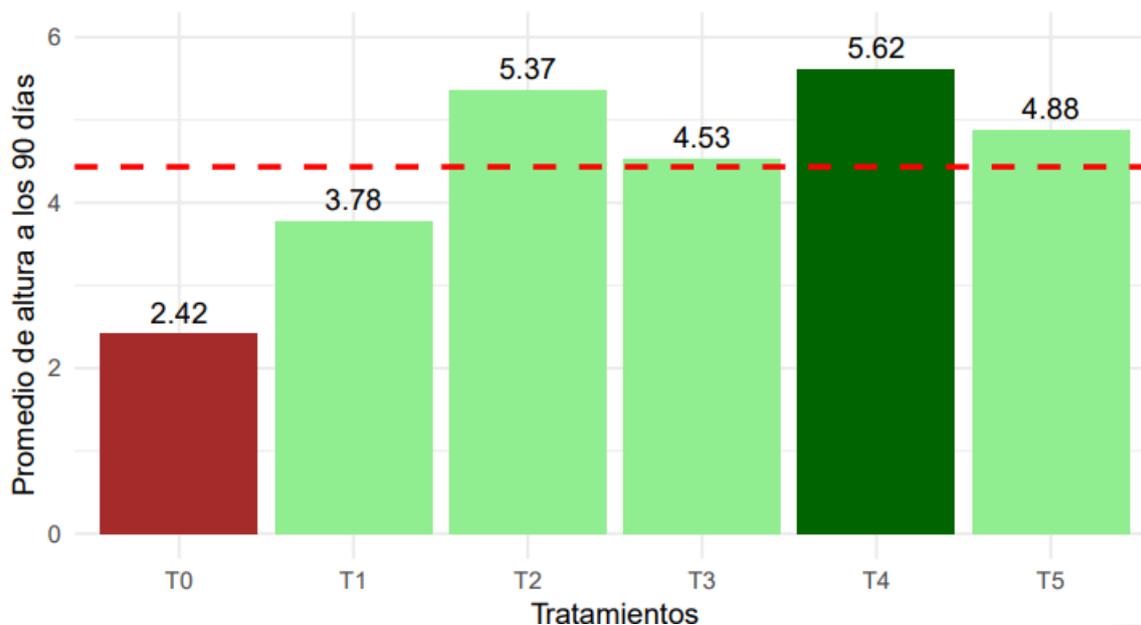
Tratamientos	Medio De Cultivo	R1	R2	R3	R4	R5	R6	Promedio (Cm)
T0	TESTIGO	3	2	3	2	2	2,5	2,42
T1	AIB + GA3 + BAP	4	3,5	4,2	4,2	3	3,8	3,78
T2	BAP	5,3	5,5	5,2	5,4	5,3	5,5	5,37
T3	AIB + BAP + tZ	4,3	4,5	4,6	4,6	4,6	4,6	4,53
T4	tZ	5,4	5,6	5,5	5,5	5,7	6	5,62
T5	GA3 + tZ	4,6	5,1	5	4,6	4,9	5,1	4,88
Promedio General								4,43

Nota. El T4 (tZ) muestra un rendimiento alto (5,62), lo que indica la eficacia del tratamiento.

En la figura 8, se muestran los promedios de la altura de las plantas (cm) en el transcurso de los 90 días de ensayo experimental; logrando apreciar el alto promedio obtenido en el T4.

Figura 8 Histograma de promedios de altura por tratamiento

Histograma de promedios de altura por tratamiento.



Nota. De color verde oscuro se denota el promedio más alto, entre los tratamientos analizados.

Estadísticamente, se usó la prueba no paramétrica de Kruskal Wallis, debido a que los datos no cumplen la distribución normal $\sim N(\mu, \sigma^2)$, con el fin de comparar los grupos independientes y evaluar la existencia de diferencias en las medianas de los tratamientos analizados.

Estableciendo las siguientes hipótesis:

- **Hipótesis Nula (H0): No existen diferencias significativas en la altura de los explantes a los 90 días.**
- **Hipótesis Alternativa (H1): Existen diferencias significativas en la altura de los explantes a los 90 días.**

Tabla 13 Test de kruskal-Wallis

Test de kruskal-Wallis.

Kruskal-Wallis test		
Datos	Chi-squared	p-value
Altura de los explantes a los 90 días por tratamiento	33.384	3.157e-06
Nivel de Significancia	0.05	

Nota. La prueba se realizó mediante el software estadístico R-Studio. La tabla indica que existen diferencias significativas en las medianas de los tratamientos analizados.

En función del valor de p, menor al nivel de significancia planteado. Por lo que se acepta la hipótesis alternativa (H1), denotando que existen diferencias significativas en la altura de los explantes a los 90 días.

De acuerdo con los resultados del test de Dunn con ajuste de Bonferroni, se pueden observar varias comparaciones entre los tratamientos. Estas comparaciones sugieren que varios tratamientos (especialmente BAP y tZ) tienen efectos positivos significativos en comparación con el tratamiento testigo y los otros tratamientos.

Tabla 14 Test de Dunn con ajuste Bonferroni

Test de Dunn con ajuste Bonferroni.

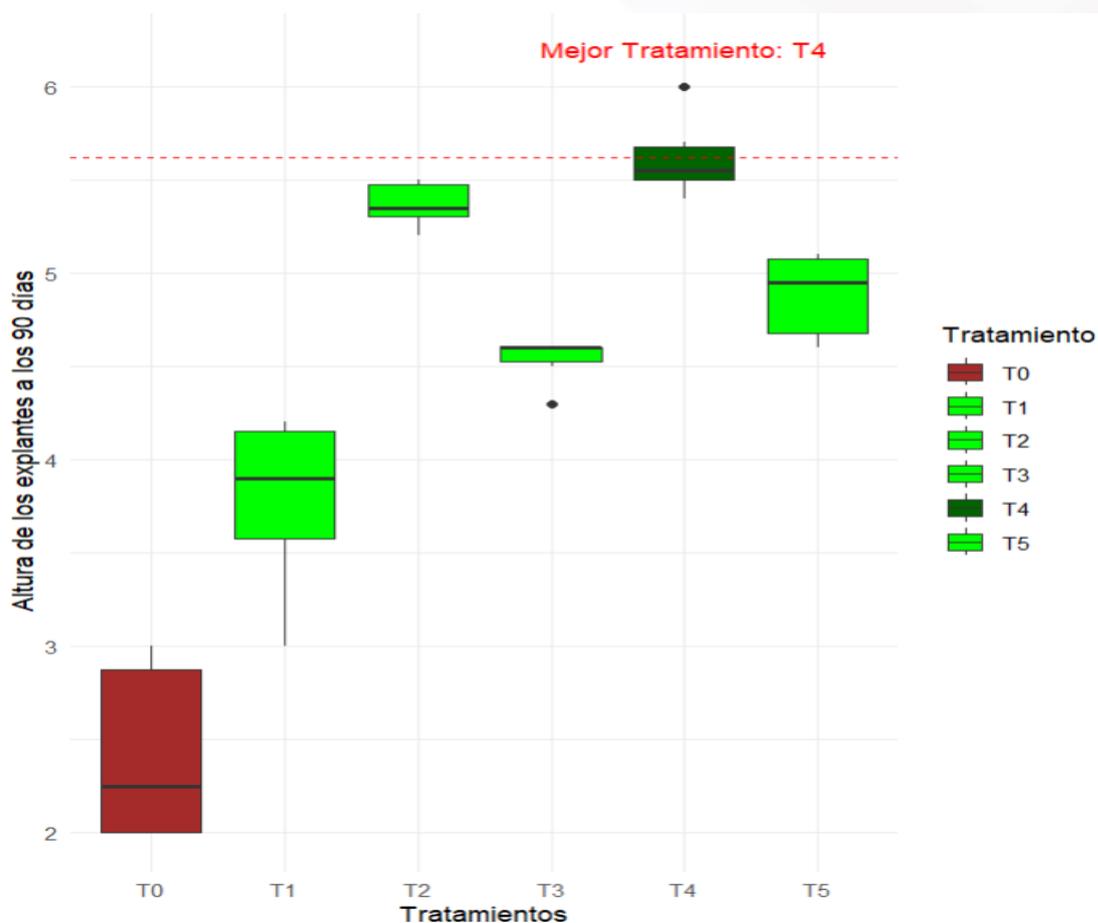
Comparación	Diferencia de Medias (Z)	p ajustado	Significativo
T0 - T2	-4.0564	0.0004	Sí
T1 - T2	-3.1214	0.0135	Sí
T0 - T4	-4.7989	0.0000	Sí
T1 - T4	-3.8639	0.0008	Sí
T3 - T4	-2.7363	0.0466	Sí
T0 - T5	-2.8326	0.0346	Sí

Nota. Esta tabla incluyó únicamente las comparaciones que son estadísticamente significativas.

En este caso, T4 es el tratamiento que destaca, ya que tiene un promedio más alto y es significativamente diferente de T0, T1, y T3. Esto sugiere que el uso de tZ, es el mejor tratamiento para esta variable de altura, como se muestra en la figura 8.

Figura 9 Box plot variable altura

Box plot variable altura.



Nota. La caja color rojo corresponde al T0 (Testigo), mientras que la verde oscuro al T4 (Mejor tratamiento).

4.1.5 Número de hojas a los 90 días

Se evaluó el número de hojas de los explantes de canelo cultivados *in vitro* al final del período de 90 días. Para ello, se contabilizaron las hojas de cada explante, sumando el total de hojas de todos los explantes evaluados. Posteriormente, esta suma se dividió por el número total de explantes, lo que permitió calcular el número promedio de hojas por explante.

En la tabla 15, se logra apreciar los resultados de diferentes tratamientos aplicados a un medio de cultivo, respecto al número de hojas, en seis repeticiones (R1 a R6). Los tratamientos incluyen combinaciones de AIB, GA3, BAP y TZ, con un tratamiento testigo (T0) como referencia. Los promedios calculados para cada tratamiento reflejan

la respuesta promedio en cuanto al número de hojas, con el tratamiento T4 (tZ) mostrando el mayor valor promedio (4,67) y el tratamiento T0 (testigo) el menor (1,50).

Tabla 15 Número de hojas a los 90 días.

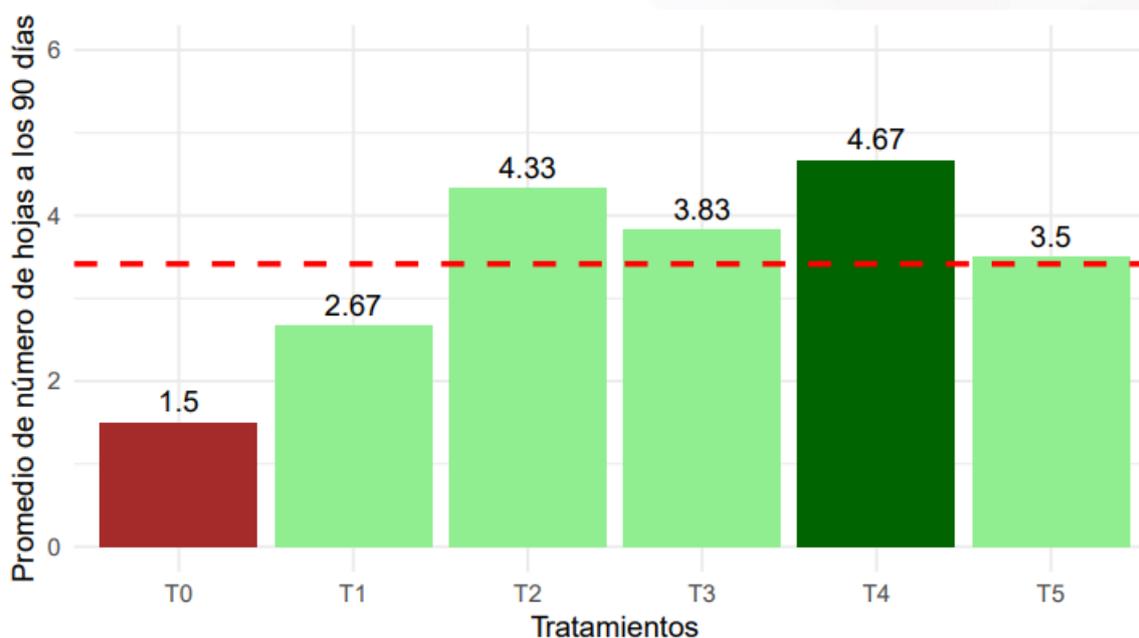
Número de hojas a los 90 días.

Tratamientos	Medio De cultivo	R1	R2	R3	R4	R5	R6	Promedio (hojas)
T0	TESTIGO	1	2	1	1	2	2	1,50
T1	AIB + GA3 + BAP	2	3	3	2	3	3	2,67
T2	BAP	4	4	4	4	5	5	4,33
T3	AIB + BAP + tZ	4	4	3	4	4	4	3,83
T4	tZ	4	4	5	5	5	5	4,67
T5	GA3 + tZ	3	4	4	3	4	3	3,50
Promedio general								3,42

Nota. Los tratamientos aplicados incluyen combinaciones de reguladores de crecimiento vegetal como AIB (ácido indolbutírico), GA3 (ácido giberélico), BAP (6-bencilaminopurina) y tZ (trans zeatina), los cuales influyen en la formación de hojas. El tratamiento testigo (T0) no recibió ninguna de estas sustancias.

Figura 10 Histograma del número de hojas

Histograma del número de hoja.



Nota. La línea roja representa el promedio general, mientras que el cuadro rojo corresponde al tratamiento testigo (T0). El color verde oscuro indica el tratamiento con el promedio más alto de número de hojas.

Estadísticamente, se utilizó la prueba no paramétrica de Kruskal Wallis, debido a que los datos no cumplen la distribución normal $\sim N(\mu, \sigma^2)$, con el fin de comparar los grupos independientes y evaluar la existencia de diferencias en las medianas de los tratamientos analizados.

Estableciendo las siguientes hipótesis:

- **Hipótesis Nula (H0): No existen diferencias significativas en el número de hojas a los 90 días.**
- **Hipótesis Alternativa (H1): Existen diferencias significativas en el número de hojas a los 90 días.**

Tabla 16 Test de kruskal-Wallis

Test de kruskal-Wallis.

Kruskal-Wallis test		
Datos	Chi-squared	p-value
Número de hojas a los 90 días por tratamiento	29.85	1.578e-05
Nivel de Significancia		0.05

Nota. La prueba se realizó mediante el software estadístico R-Studio. La tabla indica que existen diferencias significativas en las medianas de los tratamientos analizados.

Con un valor de p, menor al valor de significancia planteado de 0,05, se acepta H0. Por lo tanto, existen diferencias significativas entre los tratamientos aplicados.

De acuerdo con los resultados del test de Dunn con ajuste de Bonferroni, se pueden observar varias comparaciones entre los tratamientos. Estos resultados indican que los tratamientos con BAP (T2), tZ (T4) y GA3 + tZ (T5) son los que presentan mejores resultados en la formación de hojas en comparación con el control (T0) y otros tratamientos, con tZ destacando como el mejor tratamiento.

Tabla 17 Test de Dunn con ajuste Bonferroni

Test de Dunn con ajuste Bonferroni.

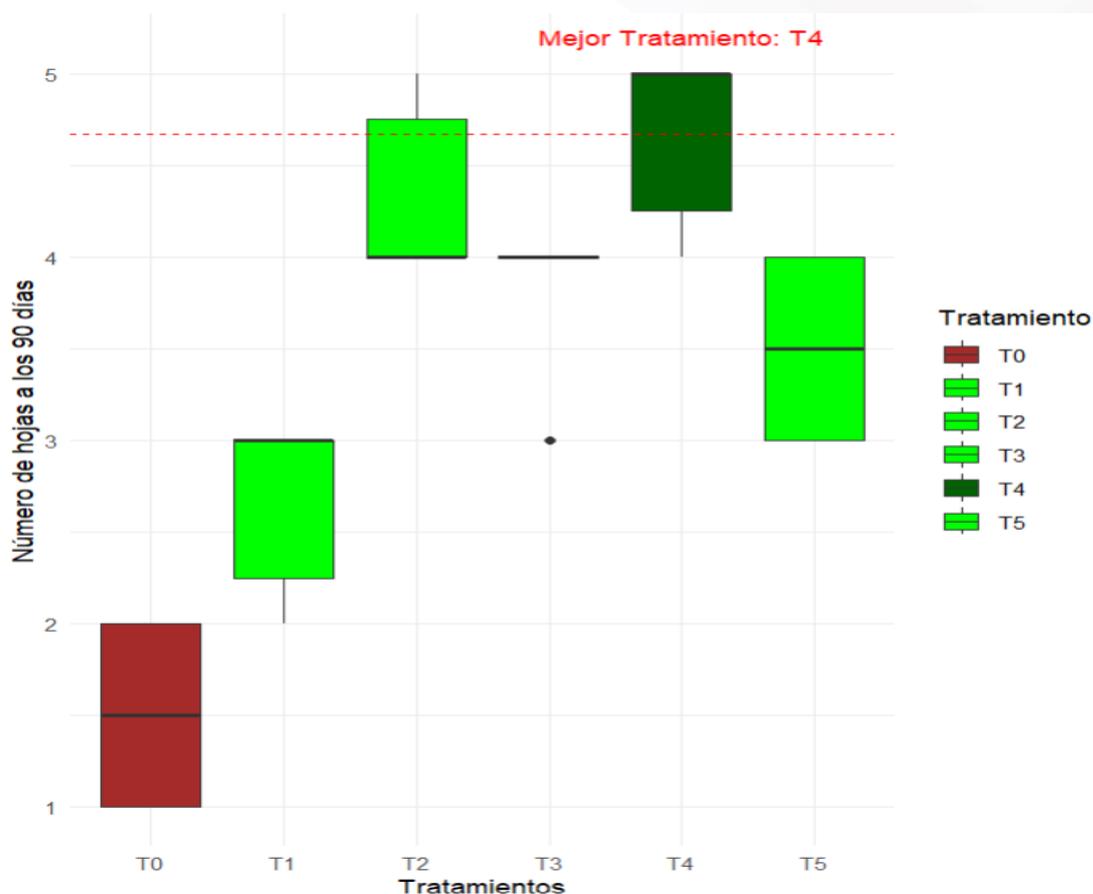
Comparación	Diferencia de Medias (Z)	p ajustado	Significativo
T0 - T2	-3.907138	0.0007	Sí
T1 - T2	-2.823406	0.0356	Sí
T0 - T3	-3.023041	0.0188	Sí
T0 - T4	-4.477523	0.0001	Sí
T1 - T4	-3.393791	0.0052	Sí

Nota. Esta tabla incluyó únicamente las comparaciones que son estadísticamente significativas.

Finalmente, el tratamiento T4 destaca por su alto promedio, consistencia y efectividad comparativa, lo que lo convierte en la mejor opción entre los tratamientos evaluado respecto a la variable en el número de hojas (figura 10).

Figura 11 Box plot variable número de hojas

Box plot variable número de hojas.



Nota. La caja color rojo corresponde al T0 (Testigo), mientras que la verde oscuro al T4 (Mejor tratamiento).

4.1.6 Longitud de las raíces a los 90 días

Para evaluar la longitud promedio de raíces en los explantes de canelo a los 90 días, se midió las raíces más largas de cada explante desde la base hasta la punta. Luego, se sumaron todas las longitudes registradas. Finalmente, se dividió el total por el número de explantes evaluados, lo que proporcionó la longitud promedio de raíces en centímetros de cada tratamiento experimental.

En la tabla 18, se presentan los resultados de la longitud promedio de raíces en explantes de canelo, donde se observa que el tratamiento T4, que utiliza tZ, obtuvo el promedio más alto (3.80 cm), lo que sugiere su eficacia en el desarrollo radicular. En comparación, el tratamiento testigo (T0) muestra el menor promedio (1.18 cm).

La medición de la longitud promedio de raíces fue importante a los 90 días, porque este período permitió evaluar el desarrollo y la salud de los explantes de canelo en la etapa de crecimiento. En ese lapso, las raíces son fundamentales para la absorción de nutrientes y agua, lo que influye directamente en el vigor y la supervivencia de las plantas.

Tabla 18 Longitud de las raíces a los 90 días

Longitud de las raíces a los 90 días.

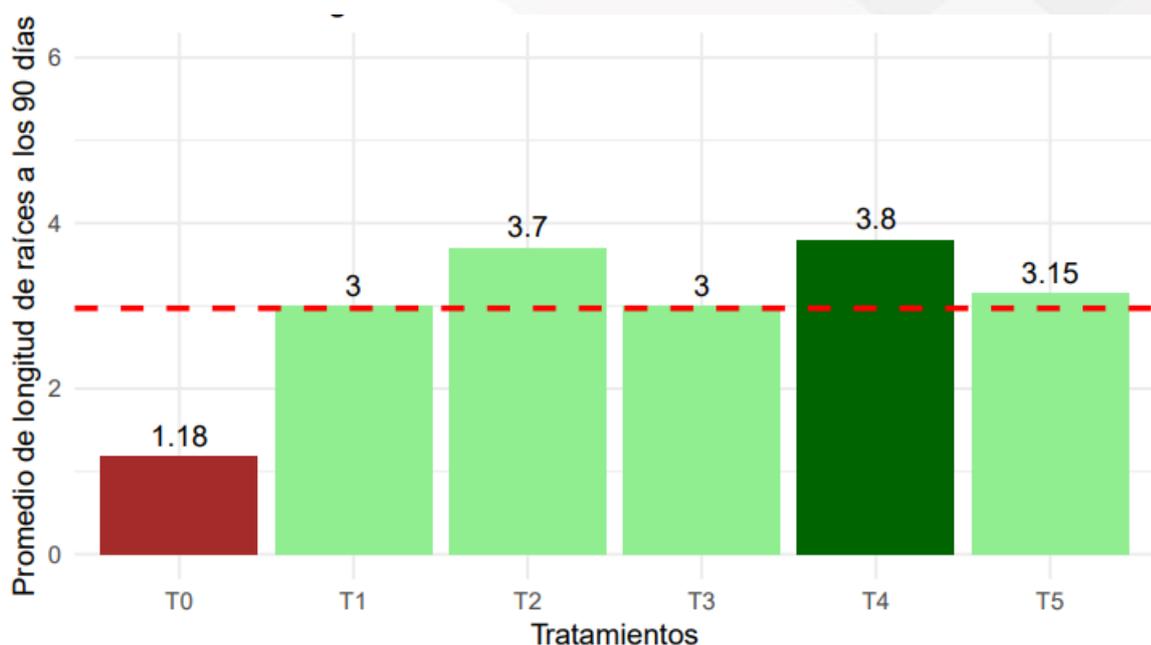
Tratamientos	Medio De Cultivo	R1	R2	R3	R4	R5	R6	Promedio (cm)
T0	TESTIGO	1,2	1,2	1,2	1,2	1	1,3	1,18
T1	AIB + GA3 + BAP	3	3	3	3	3	3	3,00
T2	BAP	3,7	3,7	3,7	3,7	3,8	3,6	3,70
T3	AIB + BAP + tZ	3	3	3	3	3	3	3,00
T4	tz	3,8	3,8	3,8	3,8	3,8	3,8	3,80
T5	GA3 + tZ	2,9	3	3	3	3	4	3,15
Promedio general								2,97

Nota. La tabla muestra la longitud promedio de raíces en explantes de canelo a los 90 días, destacando que el tratamiento T4 con tZ logró el promedio más alto, en relación con los demás tratamientos.

En la figura 12 se observan los promedios de la longitud de las raíces a los 90 días, destacándose el tratamiento T4 como el que presentó el valor más alto.

Figura 12 Histograma de promedios de longitud de las raíces

Histograma de promedios de longitud de las raíces.



Nota. La línea roja representa el promedio general, mientras que el cuadro rojo corresponde al tratamiento testigo (T0). El color verde oscuro indica el tratamiento con el promedio más alto de longitud de raíz, medida en cm.

Estadísticamente, se utilizó la prueba no paramétrica de Kruskal Wallis, debido a que los datos no cumplen la distribución normal $\sim N(\mu, \sigma^2)$, con el fin de comparar los grupos independientes y evaluar la existencia de diferencias en las medianas de los tratamientos analizados.

Estableciendo las siguientes hipótesis:

- **Hipótesis Nula (H0): No existen diferencias significativas en la longitud de las raíces a los 90 días.**
- **Hipótesis Alternativa (H1): Existen diferencias significativas en el número de hojas a los 90 días.**

Tabla 19 Test de kruskal-Wallis

Test de kruskal-Wallis.

Kruskal-Wallis test		
Datos	Chi-squared	p-value
Número de hojas a los 90 días por tratamiento	28.858	2.473e-05

Nivel de Significancia	0.05
------------------------	------

Nota. La prueba se realizó mediante el software estadístico R-Studio. La tabla indica que existen diferencias significativas en las medianas de los tratamientos analizados.

Con un valor de p, menor al valor de significancia planteado de 0,05, se acepta H0. Por lo tanto, existen diferencias significativas entre los tratamientos aplicados.

De acuerdo con los resultados del test de Dunn con ajuste de Bonferroni, se pueden observar varias comparaciones entre los tratamientos. Estos resultados indican que los tratamientos con BAP (T2), tZ (T4) y GA3 + tZ (T5) son los que presentan mejores resultados en la formación de hojas en comparación con el control (T0) y otros tratamientos, con tZ destacando como el mejor tratamiento.

De acuerdo al test de Dunn con ajuste Bonferroni, se obtuvo que los tratamientos T0, T1, T2 y T5 no muestran diferencias significativas en comparación con los demás, mientras que T4 destaca por tener una longitud promedio de raíces significativamente mayor en comparación con otros tratamientos, lo que sugiere que es el más efectivo para el desarrollo de raíces en los explantes de canelo.

Tabla 20 Test de Dunn con ajuste Bonferroni

Test de Dunn con ajuste Bonferroni.

Comparación	Diferencia de Medias (Z)	p ajustado	Significativo
T0 - T2	-4.066255	0.0004	Sí
T0 - T4	-4.931415	0.0000	Sí
T1 - T4	-2.855030	0.0323	Sí
T3 - T4	-2.855030	0.0323	Sí

Nota. Esta tabla incluyó únicamente las comparaciones que son estadísticamente significativas.

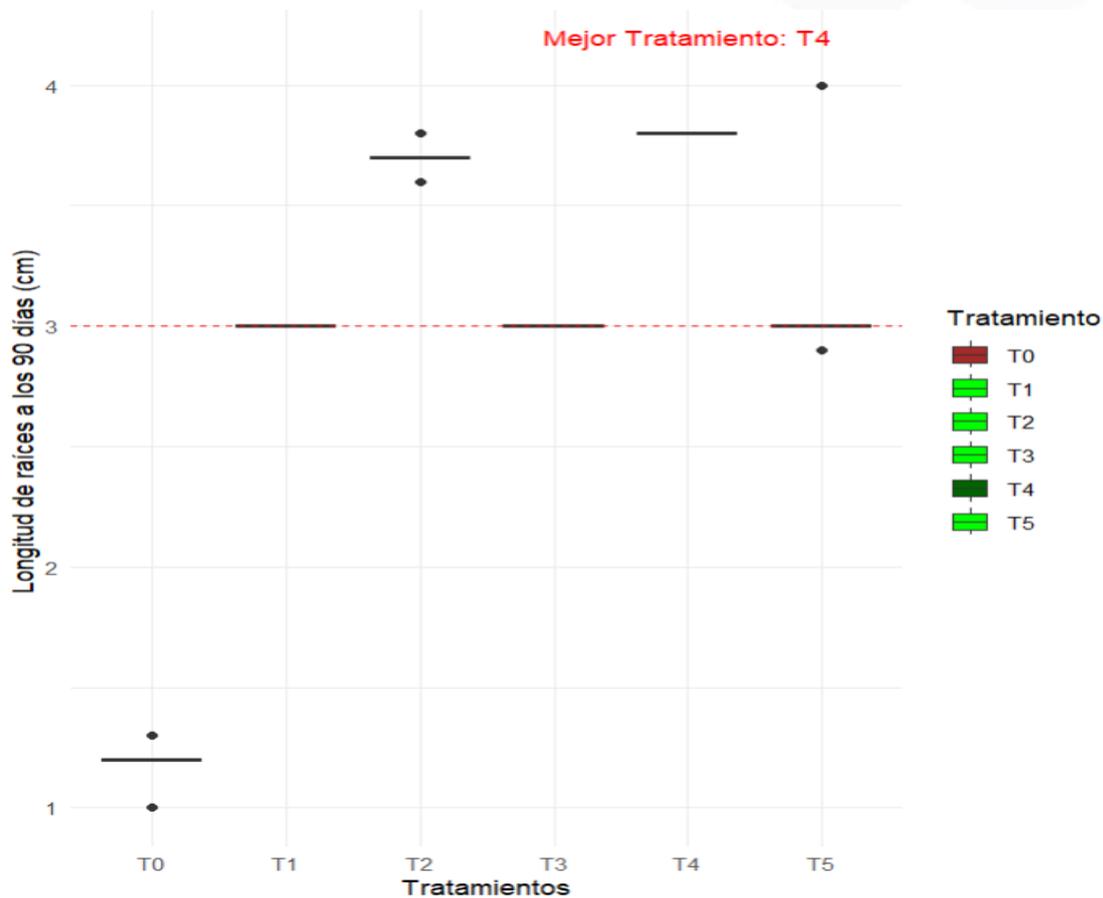
Por último, los tratamientos T2 (BAP) y T4 (tZ) demuestran una buena longitud promedio de raíces en los explantes de canelo. Sin embargo, T4 muestra la longitud promedio de raíces más alta entre todos los tratamientos analizados, destacándose como el más efectivo. Por lo que, se puede inferir que tZ tiene un potente efecto en el crecimiento de raíces.

En la figura 13, se logra apreciar que el tratamiento T4 no mostró variación en la longitud de raíces, ya que todos los valores registrados fueron 3.8 cm. Esto sugiere

que el tratamiento T4 puede haber estabilizado el crecimiento de las raíces a este valor específico.

Figura 13 Box plot de la variable longitud de raíz

Box plot de la variable longitud de raíz.



Nota. La caja color rojo corresponde al T0 (Testigo), mientras que la verde oscuro al T4 (Mejor tratamiento).

Finalmente, en la figura, se muestra la comparación de promedios entre las variables involucradas de altura, longitud y raíces de los explantes *in vitro* de canelo a los 90 días del ensayo experimental, destacando la eficiencia del T4 (tZ).

4.1.7 Efecto de los tratamientos en altura, número de hojas y longitud

Mediante la prueba no paramétrica de PERMANOVA (Permutational Multivariate Analysis of Variance) se evaluó la influencia conjunta de los tratamientos en las tres variables.

Tabla 21 PERMANOVA de las rabiaves altura, número de hojas y longitud
 PERMANOVA de las rabiaves altura, número de hojas y longitud.

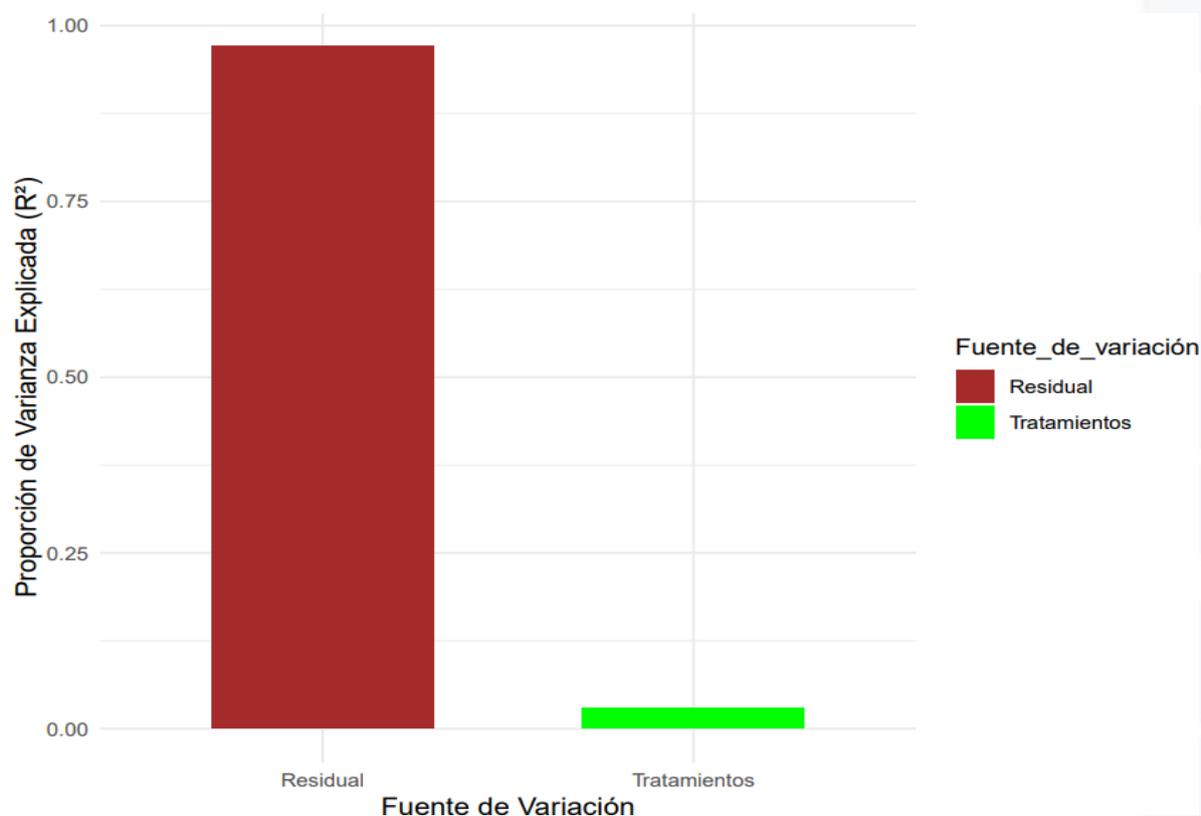
Fuente de variación	Df	Sum of Squares (SS)	R ²	F	p-valor
Tratamientos	5	3.582	0.02957	0.1828	0.985
Residual	30	117.580	0.97043	-	-
Total	35	121.162	1.00000	-	-

Nota. Los datos sugieren que las diferencias entre los tratamientos son mínimas para estas variables cuando se consideran de manera simultánea.

La figura , demuestra caramente que los tratamientos tienen un impacto muy bajo en las variables analizadas (altura, número de hojas y longitud de raíces) en conjunto.

Figura 14 Histograma de la proporción de varianza

Histograma de la proporción de varianza.



Nota. Los tratamientos explican aproximadamente el 2.96% de la variabilidad total, mientras que el residual (otros factores no explicados) representa el 97.04% de la variabilidad.

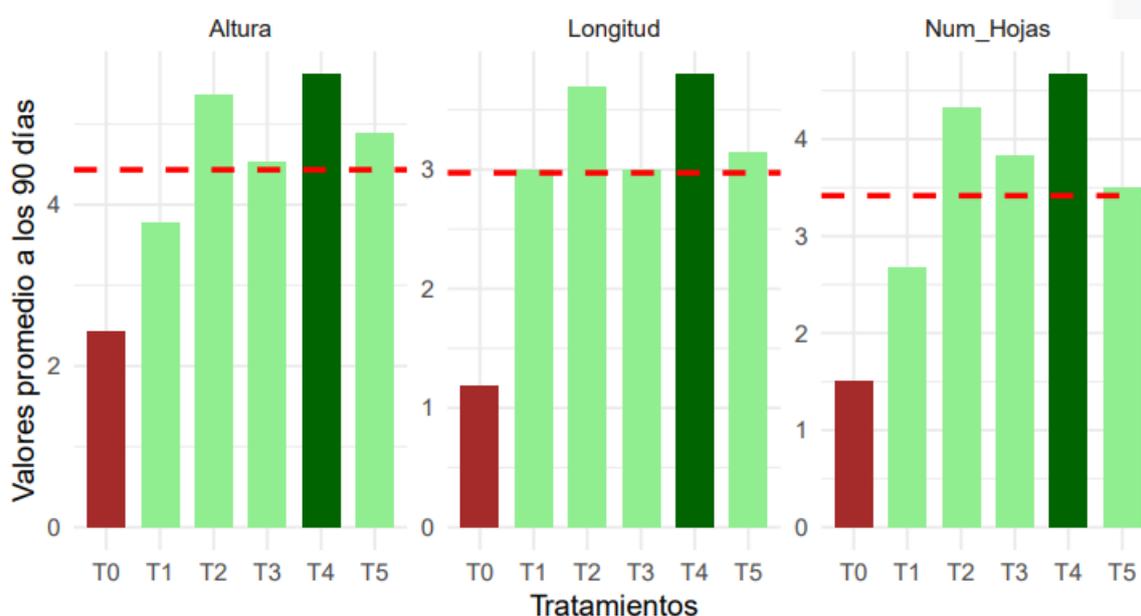
No se encontraron diferencias significativas en las tres variables evaluadas conjuntamente (altura, número de hojas y longitud de raíces) entre los tratamientos. Esto significa que, según los resultados del PERMANOVA, los tratamientos no parecen tener un impacto notable en estas variables cuando se analizan de manera conjunta.

En resumen, los tratamientos no influyeron significativamente en el conjunto de variables (altura, hojas y raíces), por lo que los resultados sugieren que no hay diferencias marcadas en el crecimiento general de las plantas.

Sin embargo, todos los tratamientos (T1, T2, T3, T4, T5) mostraron un efecto positivo significativo en las alturas, número de hojas y longitud de raíces en comparación con el control (T0).

Figura 15 Comparación de valores entre variables

Comparación de valores entre variables.



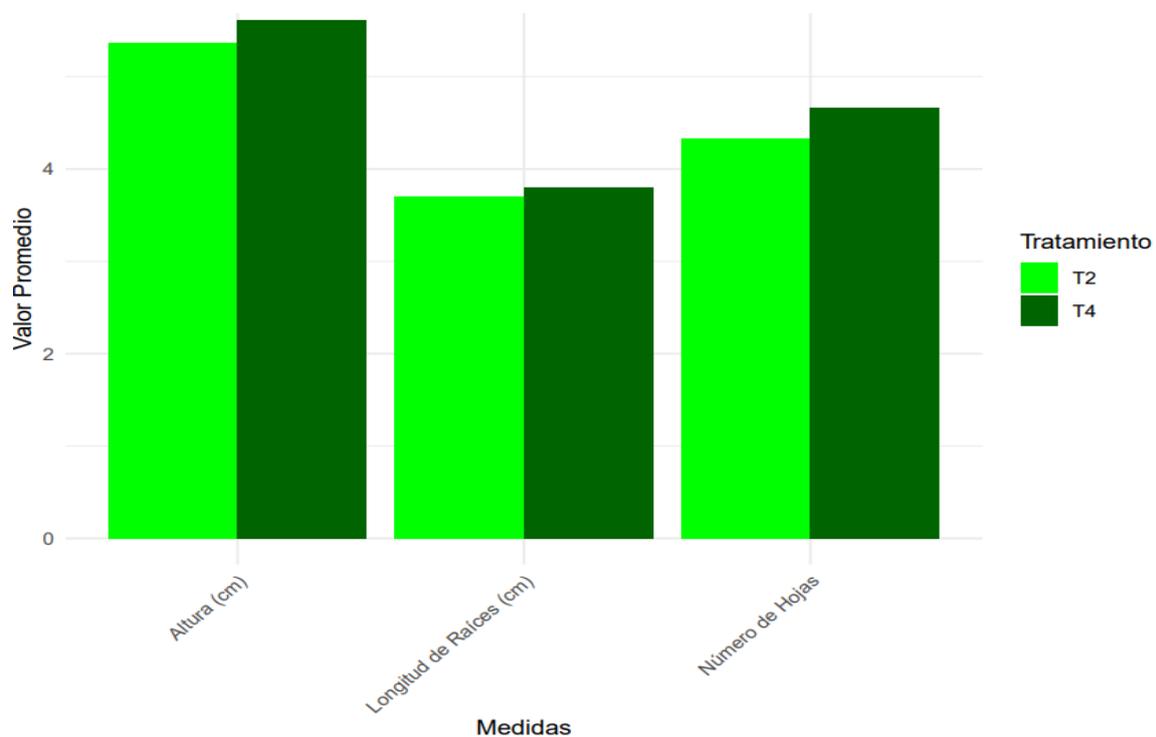
Nota. La variable de altura y longitud se expresa en centímetros, mientras que el número de hojas se presenta en unidades. En color rojo se representa el testigo; la línea roja entrecortada corresponde al promedio general de cada variable, y la caja verde indica el promedio más alto.

Comparando los tratamientos T2 y T4, que obtuvieron valores cercanos se revelaron diferencias significativas en altura y longitud de raíces, pero no en el número de hojas. La altura promedio de las plantas tratadas con T4 fue de 5.62 cm, significativamente

mayor que la de T2, que fue de 5.37 cm ($p = 0.03766$). Asimismo, la longitud de raíces promedio para T4 fue de 3.80 cm, comparado con 3.70 cm para T2 ($p = 0.01172$), indicando que T4 es más efectivo en promover el crecimiento radicular. En cambio, no se observó diferencia significativa en el número de hojas, con un promedio de 4.33 para T2 y 4.67 para T4 ($p = 0.2897$), sugiriendo que ambos tratamientos tienen efectos similares en este aspecto.

Figura 16 Histograma comparativo del T2 y T4.

Histograma comparativo del T2 y T4.



Nota. El gráfico muestra una comparación entre dos tratamientos, T2 y T4, en tres variables: altura, longitud de raíces y número de hojas. En general el histograma refleja que el tratamiento T4 tiene un promedio ligeramente mayor al T2, debido a que sus valores promedio de las variables evaluadas se encuentran por encima de los umbrales establecidos.

❖ **CAPÍTULO V: Conclusiones, Discusión y Recomendaciones**

5.1. Discusión

La tasa de germinación del 95,83% obtenida en este estudio demuestra una alta eficiencia en el proceso de inducción de germinación in vitro de semillas de *Cinnamomum zeylanicum* blume. Este resultado es superior al promedio reportado en la literatura para especies leñosas bajo condiciones similares, donde las tasas de germinación generalmente varían entre el 60% y el 90%, dependiendo de las condiciones y tratamientos aplicados (Verma et al., 2019).

En particular, los tratamientos T1 (AIB + GA3 + BAP), T2 (BAP), T3 (AIB + BAP + tZ), y T4 (tZ), que lograron una germinación del 100%, destacan la efectividad de los reguladores de crecimiento seleccionados. Estos resultados son consistentes con investigaciones previas que muestran que la combinación de auxinas y citoquininas puede mejorar significativamente la tasa de germinación in vitro, al fomentar tanto la división celular como la elongación de los embriones en desarrollo (Chen et al., 2020).

El tratamiento T5 (GA3 + tZ) mostró una tasa de germinación ligeramente menor (91,67%), pero sigue siendo superior al control (83,33%). Esto sugiere que, aunque el ácido giberélico (GA3) combinado con la trans-zeatina (tZ) es eficaz, no es tan efectivo como las combinaciones que incluyen BAP, posiblemente debido a diferencias en las vías de señalización que estas fitohormonas activan durante la germinación (Gupta y Chakrabarty, 2013).

El color de los explantes es un indicador clave del estado fisiológico y la viabilidad de las plantas durante el cultivo in vitro. En este estudio, los explantes del grupo control (T0) mostraron un color marrón oscuro, comúnmente asociado con la oxidación fenólica y la senescencia celular, lo que sugiere un desarrollo deficiente en ausencia de reguladores de crecimiento. Este hallazgo es consistente con estudios que indican que la falta de fitohormonas puede causar estrés oxidativo en los tejidos vegetales, limitando su capacidad para desarrollarse adecuadamente (Alvarez, 2017).

En contraste, los explantes tratados con T1 (AIB + GA3 + BAP), T2 (BAP), T3 (AIB + BAP + tZ), y T4 (tZ) presentaron un color verde pálido, indicativo de un desarrollo saludable y mayor actividad fotosintética. Este color sugiere la formación de clorofila

y la activación de mecanismos fotosintéticos, lo que favorece un ambiente adecuado para el crecimiento y la diferenciación celular (Hasan et al., 2019). La combinación de auxinas y citoquininas (como en T1, T2 y T3) es conocida por promover un equilibrio hormonal que facilita la morfogénesis y el desarrollo de tejidos fotosintéticamente activos (George et al., 2008).

La baja tasa de contaminación observada en este estudio, con un 94,44% de semillas libres de contaminación, refleja un manejo efectivo del proceso de regeneración *in vitro* de *Cinnamomum zeylanicum* Blume. Este resultado supera considerablemente el promedio reportado en estudios similares, donde la contaminación en cultivos *in vitro* de especies leñosas varía entre el 10% y el 30%, dependiendo de las condiciones de esterilización y el manejo del cultivo (Kane, 2018).

El éxito de los tratamientos T2 (BAP), T3 (AIB + BAP + tZ), T4 (tZ) y T5 (GA3 + tZ) en mantener un entorno libre de contaminación podría estar relacionado con las propiedades antimicrobianas de algunas fitohormonas y su capacidad para alterar el ambiente físico-químico del medio de cultivo. Por ejemplo, el BAP ha sido reportado por reducir la proliferación de microorganismos al crear un entorno menos favorable para el crecimiento bacteriano y fúngico (Gaspar et al., 2019), y la trans-zeatina (tZ) es conocida por fomentar un ambiente más saludable para el desarrollo de tejidos vegetales al limitar el crecimiento de patógenos (Flickinger y Cronauer, 2016).

5.2. Conclusiones

En las últimas décadas, el campo de la ciencia vegetal ha sido testigo de varios descubrimientos revolucionarios, en particular mediante la aplicación de la tecnología *in vitro*. Siendo la canela, una de las especies vegetales más usadas a nivel mundial y de manera particular en Ecuador, es imprescindible encontrar técnicas útiles para abordar varios desafíos que enfrentan los métodos de propagación tradicionales, destacando este estudio como un protocolo de regeneración eficiente.

La evaluación de la tasa de germinación con un nivel del 95,83%, permite inferir que todos los tratamientos aplicados fueron eficientes. Estadísticamente, no se encontraron diferencias significativas en los tratamientos.

Por otro lado, el color de germinación demostró obtener semillas saludables, de color verde pálido y verde medio, lo que sugiere una respuesta positiva y mayor actividad fotosintética de los cultivos.

De manera similar, la contaminación de semillas representó tan solo el 5.56%. Es decir, de las 72 semillas sembradas solo se llegaron a contaminar 6, demostrando la eficiencia del protocolo implementado en el sayo experimental. Para esta variable, estadísticamente no se encontraron diferencias significativas en los tratamientos aplicados.

Los análisis estadísticos revelan que el tratamiento T4 (tZ) fue el más eficaz para el cultivo *in vitro* de explantes de Canelo, alcanzando una altura promedio de 5,62 cm a los 90 días. En términos generales, la altura promedio de los explantes fue de 4,43 cm, lo que indica que los tratamientos aplicados, especialmente el tZ, mejoraron significativamente el crecimiento en comparación con el tratamiento testigo.

En cuanto al número de hojas, el tratamiento T4 (tZ) también mostró los mejores resultados, alcanzando un promedio de 4 hojas a los 90 días, con un rango general de 3,42 hojas por explante.

De manera similar, el tratamiento T4 resultó ser el más eficaz respecto a la longitud de las raíces, con un valor promedio de 3,80 cm. En general, la longitud promedio de las raíces fue de 2,97 cm, lo que nuevamente resalta la efectividad de tZ en el desarrollo de las plantas.

Por otro lado, los tratamientos T2 y T4 son los que más destacan en la mejora de estas variables, lo que sugiere que podrían ser opciones efectivas para el manejo y optimización de los cultivos de canela.

Finalmente, este estudio se constituye como un referente metodológico en la regeneración *in vitro* de plantas de canelo. No obstante, la eficiencia de la técnica está influenciada por varios factores clave, incluida la selección de un medio nutritivo óptimo, el equilibrio preciso y el tipo de reguladores del crecimiento de las plantas, que en el caso particular, demostraron su eficiencia en especies de plantas leñosa.

5.3. Recomendaciones

Con base en la investigación desarrollada se recomienda:

- Probar y comparar diferentes medios de cultivo (como MS, B5, WPM, etc.), enriquecidos con varios sustratos específicos, incluyendo macro y micronutrientes, vitaminas, y fuentes de carbono.
- Considerar la adición de extractos naturales como el extracto de coco o agua de coco, que han demostrado efectos positivos en la regeneración de tejidos vegetales.
- Evaluar el uso de técnicas como la embriogénesis somática y la organogénesis para mejorar la eficiencia de la reproducción *in vitro*.
- El uso de biorreactores para la reproducción masiva de plantas de canela, que permita la optimización de los parámetros que intervienen en la eficiencia y calidad del cultivo.
- Desarrollar un protocolo para la sincronización del ciclo de cultivo en las fases de germinación, crecimiento, y maduración para garantizar una regeneración uniforme y eficiente.

❖ REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abdalla, N., El-Ramady, H., Seliem, M. K., El-Mahrouk, M. E., Taha, N., Bayoumi, Y., Shalaby, T. A., & Dobránszki, J. (2022). An Academic and Technical Overview on Plant Micropropagation Challenges. *Horticulturae*, 8(8), Article 8. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8080677>
- Aguirre Alfaro, J. A., & Meléndez Hernández, J. A. (2022). *Evaluación de la regeneración in vitro de frijol común (Phaseolus vulgaris L.) variedades CENTA Costeño II y CENTA Chaparrastique mediante la técnica de organogénesis directa e indirecta* [Bachelor, Universidad de El Salvador]. <https://oldri.ues.edu.sv/id/eprint/28739/>
- Alejo-Armijo, A., Ortega-Vidal, J., Salido, S., & Altarejos, J. (2022). Recovery and Seasonal Variation of Cinnamtannin B-1 from Laurel (*Laurus nobilis* L.) Pruning Wood Wastes. *Chemistry & Biodiversity*, 19(2), e202100807. <https://doi.org/10.1002/cbdv.202100807>
- Amasifuen, A. D. H., Lázaro, A. J. P., Chávez, J. A. R., & Pillasca, H. B. D. (2021). Regeneración in vitro de arnaucho (*Capsicum chinense* Jacq.) a partir de yemas apicales. *Manglar*, 18(1), Article 1. <https://doi.org/10.17268/manglar.2021.009>
- Andrade-Hoyos, P., Romero-Arenas, O., Silva-Rojas, H. V., Luna-Cruz, A., Espinoza-Pérez, J., Mendieta-Moctezuma, A., & Urrieta-Velázquez, J. A. (2023). Cinnamom verum Plantations in the Lowland Tropical Forest of Mexico Are Affected by *Phytophthora cinnamomi*, Phylogenetically Classified into *Phytophthora* Subclade 7c. *Horticulturae*, 9(2), Article 2. <https://doi.org/10.3390/horticulturae9020187>

- Ashwani, Y., Yadav, P., Sahu, S., Maurya, S., & Yadav, T. (2021). *A Review on Cinnamon species*. 9(1).
- Barrera Núñez, M. V. (2021). *Optimización de medios de cultivo para la obtención de plántulas in vitro de tomate de árbol (Solanum betaceum) a partir de semillas y explantes* [bachelorThesis].
<https://repositorio.uta.edu.ec:8443/jspui/handle/123456789/32465>
- Bascuñán Muñoz, D. A., & Vogel, H. (Profesora guía). (2021). *Propagación in vitro de maqui (Aristotelia chilensis) mediante condiciones autotróficas* [Thesis, Universidad de Talca (Chile). Facultad de Ciencias Agrarias].
<http://dspace.otalca.cl/handle/1950/12468>
- Besharati, M., Palangi, V., Moaddab, M., Nemati, Z., Pliego, A. B., & Salem, A. Z. M. (2021). Influence of Cinnamon Essential Oil and Monensin on Ruminant Biogas Kinetics of Waste Pomegranate Seeds as a Biofriendly Agriculture Environment. *Waste and Biomass Valorization*, 12(5), 2333-2342.
<https://doi.org/10.1007/s12649-020-01167-2>
- Bidabadi, S. S., & Jain, S. M. (2020). Cellular, Molecular, and Physiological Aspects of In Vitro Plant Regeneration. *Plants*, 9(6), 702.
<https://doi.org/10.3390/plants9060702>
- Błaszczak, N., Rosiak, A., & Kałużna-Czaplińska, J. (2021). The Potential Role of Cinnamon in Human Health. *Forests*, 12(5), Article 5.
<https://doi.org/10.3390/f12050648>
- Bull, T., & Michelmore, R. (2022). Molecular Determinants of in vitro Plant Regeneration: Prospects for Enhanced Manipulation of Lettuce (*Lactuca sativa* L.). *Frontiers in Plant Science*, 13. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.888425>

- Celaya-Rosas, M., & Caughey-Espinoza, D. M. M. (2024). Técnicas de micropropagación in vitro. *Abanico Boletín Técnico*, 3, e2024-4.
- Chandran, H., Meena, M., Barupal, T., & Sharma, K. (2020). Plant tissue culture as a perpetual source for production of industrially important bioactive compounds. *Biotechnology Reports*, 26, e00450. <https://doi.org/10.1016/j.btre.2020.e00450>
- Cordova Morales, L. A. (2023). *Métodos de propagación del cultivo de Teca (Tectona grandis L.)* [bachelorThesis, BABAHOYO: UTB, 2023]. <http://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/13870>
- Cortes, J. S. A., Godoy, J. A., Cortés, J. D. A., & Mora, R. M. S. (2019). Principales reguladores hormonales y sus interacciones en el crecimiento vegetal. *NOVA*, 17(32), Article 32. <https://doi.org/10.25058/24629448.3639>
- Escalante Torres, O. E. (2021). Modelo de balance de línea para mejorar la productividad en una empresa de procesamiento de vidrio templado. *Industrial Data*, 24(1), 219-242. <https://doi.org/10.15381/idata.v24i1.19814>
- Foster, R. (2023). FDA Looking at Cinnamon as Source of Lead in Fruit Puree Products. *Consumer Health News (English)*, NA-NA.
- Gil, Z. N., Constantino, L. M., Benavides Machado, P., Gil, Z. N., Constantino, L. M., & Benavides Machado, P. (2023). Enemigos naturales de cochinillas harinosas (Hemiptera: Coccoomorpha: Pseudococcidae y Putoidae) asociados a las raíces del café en Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 49(1). <https://doi.org/10.25100/socolen.v49i1.10999>
- Guallo Torres, R. D. (2015). *Estudio de comercio internacional de las exportaciones e importaciones de la Canela en el Ecuador* [bachelorThesis, Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE. Carrera de Ingeniería en Mercadotecnia.]. <http://repositorio.espe.edu.ec/jspui/handle/21000/10674>

- Guaras Churaco, S. V., & Lanchimba Acero, C. L. (2024). *Uso de la canela (Cinnamomum verum) y molle (Schinus molle L.) Para el manejo de Tetranychus urticae en una variedad de Rosa spp de exportación en el Ecuador* [bachelorThesis]. <http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/27004>
- Guo, H., Li, J., Ma, Y., Zhu, Z., & Du, L. (2022). *Somatic embryogenesis processes and changes in endogenous hormone content of Cinnamomum camphora L.* <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-2293102/v1>
- Gutierrez Caro, B., Becerra Velásquez, V., Castellanos, H., Molina, M., Ortiuz, O., Paredes, M., Ríos, D., Sabja, A. M., Sánchez, M., Schlatter, J., Steuer, H., & Triviño, C. (2005). *Clonación de Raulí: Estado actual y Perspectivas.*
- Hamad, S. F. (2013). The influence of Cinnamomum zeylanicum in plant tissue culture experiments of Gardenia jasmenoides Ellis. *Baghdad Science Journal*, 10(4), Article 4. <https://doi.org/10.21123/bsj.2013.10.4.1102-1107>
- Hanumantha, M., & Vasudeva, R. (2022). Influence of patch geometry, post-bark-extraction-treatment on bark recovery and standardizing number of sprouts for bark harvest from coppices in Cinnamomum zeylanicum blume: Implications for sustainable harvesting. *Environmental Monitoring and Assessment*, 194(3), 214. <https://doi.org/10.1007/s10661-022-09882-0>
- Hesami, M., & Jones, A. M. P. (2020). Application of artificial intelligence models and optimization algorithms in plant cell and tissue culture. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 104(22), 9449-9485. <https://doi.org/10.1007/s00253-020-10888-2>
- Huang, K., Xu, C., Qian, Z., Zhang, K., & Tang, L. (2023). Effects of Pruning on Vegetation Growth and Soil Properties in Poplar Plantations. *Forests*, 14(3), Article 3. <https://doi.org/10.3390/f14030501>

- Huarcaya Huamán, P. (2014). *Efecto de diferentes tipos de sustrato en la producción de semilla prebásica de papa (solanum tuberosum l.) en condiciones de Acobamba—Huancavelica*. <http://repositorio.unh.edu.pe/handle/UNH/161>
- Kowalska, J., Tyburski, J., Matysiak, K., Jakubowska, M., Łukaszyk, J., & Krzysińska, J. (2021). Cinnamon as a Useful Preventive Substance for the Care of Human and Plant Health. *Molecules*, 26(17), Article 17. <https://doi.org/10.3390/molecules26175299>
- León, T. R. S. (2023). Experimentación de métodos de propagación de la pitahaya de un enfoque cósmico en las condiciones edafoclimáticos de la Cantuta. *Qantu Yachay*, 3(2), Article 2. <https://doi.org/10.54942/qantuyachay.v3i2.65>
- Lucas-González, R., Yilmaz, B., Mousavi Khaneghah, A., Hano, C., Shariati, M. A., Bangar, S. P., Goksen, G., Dhama, K., & Lorenzo, J. M. (2023). Cinnamon: An antimicrobial ingredient for active packaging. *Food Packaging and Shelf Life*, 35, 101026. <https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2023.101026>
- Mao, X., Zhang, G., Liu, Z., Huang, F., & Yu, F. (2024). Combined Application of Nitrogen and Phosphorus Promotes the Growth and Nutrient Accumulations of Cinnamomum camphora Container Seedlings. *Agriculture*, 14(2), Article 2. <https://doi.org/10.3390/agriculture14020280>
- Mapa, R., Subasinghe, H. M., Idamekorala, P., Kumara, P. G. A. L., Hettiarachchi, S. S., Weerawardena, T. E., & Dissanayake, A. (2023). *Proceedings of the annual symposium of Export Agricultural Crops 2023*.
- Martínez, J. M., Peralta, M. C. G. L., Meneses, E. H., & Huerta, N. C. (2020). Regeneración In Vitro De Plantas De Tillandsia Viridiflora (Beer) Baker Por Organogénesis Directa. *Agrociencia*, 54(6), 763-778. <https://doi.org/10.47163/agrociencia.v54i6.2180>

- Montero-Recalde, M., Revelo I, J., Avilés-Esquivel, D., Valle V, E., & Guevara-Freire, D. (2017). Efecto Antimicrobiano del Aceite Esencial de Canela (*Cinnamomum zeylanicum*) sobre Cepas de Salmonella. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 28(4), 987-993. <https://doi.org/10.15381/rivep.v28i4.13890>
- Munguia-Nolan, J. E., García-Puga, J. A., Robles-Zepeda, R. E., Quintana-Zavala, M. O., Díaz-Zavala, R. G., & Rendón-Domínguez, I. P. (2024). Efectos de *Cinnamomum zeylanicum* en niveles glucémicos en pacientes con diabetes tipo 2: Ensayo clínico aleatorizado. *Enfermería Global*, 23(2), Article 2. <https://doi.org/10.6018/eglobal.587971>
- Núñez, J. E. N., Quiala, E., Feria, M. de, Mestanza, S., & Teanga, S. (2017). Propagación in vitro de *Caesalpinia spinosa* (Mol.) O. KuntZ a partir de yemas axilares de árboles plus seleccionados. *Bioteología Vegetal*, 17(2), Article 2. <https://revista.ibp.co.cu/index.php/BV/article/view/543>
- Nuzzo, F., Gambino, G., & Perrone, I. (2022). Unlocking grapevine *in vitro* regeneration: Issues and perspectives for genetic improvement and functional genomic studies. *Plant Physiology and Biochemistry*, 193, 99-109. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2022.10.027>
- Peralta, P. A., Arteaga, M., & Bach, H. G. (2021). *Protocolo de fácil aplicación en la regeneración in vitro de «peperina» (Minthostachys verticillata) (Griseb) Epling*. <https://doi.org/10.34073/275>
- Ranasinghe, P., Pigera, S., Premakumara, G. S., Galappaththy, P., Constantine, G. R., & Katulanda, P. (2013). Medicinal properties of 'true' cinnamon (*Cinnamomum zeylanicum*): A systematic review. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 13(1), 275. <https://doi.org/10.1186/1472-6882-13-275>

- Rodríguez Sánchez, M. F., Vásquez Erazo, E. J., & Solis Muñoz, J. B. (2024). Prefactibilidad comercial, de derivados de vainilla y canela amazónica: Macas-Ecuador. *RUNAS. Journal of Education & Culture*, 5(9), 1.
- Rodulfo Acuña, P. M. A., Nienstaedt Arreaza, B. M., Mejias Herrera, R. E. R., Terrero Yopez, P. I., & Peñaherrera Villafuerte, S. L. (2022). Biología del ácaro *Tetranychus urticae* y su control utilizando canela, en plantas de *Rosa* spp. *Revista ESPAMCIENCIA*, 13(2), 34-39.
- Rostiana, O., Suryani, E., Purwiyanti, S., Heriyanto, R., & Arlianti, T. (2020). Yield and essential oil quality of Indonesian ceylon cinnamon at different age of harvest. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 418(1), 012025. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/418/1/012025>
- Salatalohy, A., & Ryadin, A. R. (2023). Assessment of cultivation techniques and agroforestry systems on cinnamon (case study in Jaya Village, Tidore Island). *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 1180(1), 012034. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/1180/1/012034>
- Samaraweera, D. N., Weerasuriya, S. N., Karunaratne, A. S., Subasinghe, S., & Senaratne, R. (2020). Ecology, Agronomy and Management of Cinnamon (*Cinnamomum zeylanicum* Blume). En R. Senaratne & R. Pathirana (Eds.), *Cinnamon: Botany, Agronomy, Chemistry and Industrial Applications* (pp. 171-200). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-030-54426-3_7
- Sánchez, M. J., Fernández, M., Diaz, J. C., Sánchez, M. J., Fernández, M., & Diaz, J. C. (2021). Técnicas e instrumentos de recolección de información: Análisis y procesamiento realizado por el investigador cualitativo. *Revista Científica UISRAEL*, 8(1), 107-121. <https://doi.org/10.35290/rcui.v8n1.2021.400>

- Sharde, R., Tripathi, M. K., Bhatt, D., Tiwari, S., Sharma, M., Tomar, Y. S., & Tripathi, N. (2024). Influence of Plant Growth Regulators on In Vitro Morphogenesis in Sprout Culture of Potato (*Solanum tuberosum* L.). *Potato Research*, 67(2), 399-420. <https://doi.org/10.1007/s11540-023-09640-w>
- Singh, S. (2023). *Clonal Multiplication of Teak (Tectona grandis L. f.)* (pp. 101-120).
- Siqueira, J. C. (2023). *RESISTÊNCIA EM GENÓTIPOS DE ARROZ A BROCA DO COLO Elasmopalpus lignosellus (ZEILER 1848) (LEPIDOPTERA: PYRALIDAE)*. <https://repositorio.ifgoiano.edu.br/handle/prefix/3793>
- Subasinghe, S., Hettiarachchi, C., & Iddagoda, N. (2016). In-Vitro Propagation of Cinnamon (*Cinnamomum verum* Presl.) Using Embryos and in Vitro Axillary Buds. *Journal of Advanced Agricultural Technologies*, 3, 164-169. <https://doi.org/10.18178/joaat.3.3.164-169>
- Sun, L., Zhang, J., Zhao, J., Lu, X., Xiao, C., Xiao, Z., Zhang, T., Gu, Y., Sun, H., Liu, H., & Li, Y. (2023). Effects of *Cinnamomum camphora* coppice planting on soil fertility, microbial community structure and enzyme activity in subtropical China. *Frontiers in Microbiology*, 14. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1104077>
- Suriyagoda, L., Mohotti, A. J., Vidanarachchi, J. K., Kodithuwakku, S. P., Chathurika, M., Bandaranayake, P. C. G., Hetherington, A. M., & Beneragama, C. K. (2021). "Ceylon cinnamon": Much more than just a spice. *PLANTS, PEOPLE, PLANET*, 3(4), 319-336. <https://doi.org/10.1002/ppp3.10192>
- Visweswara Rao, P., & Gan, S. (2014). Cinnamon: A Multifaceted Medicinal Plant. *Evidence-based complementary and alternative medicine : eCAM*, 2014, 642942. <https://doi.org/10.1155/2014/642942>
- Volpi A., J., Olivet M., J., Sánchez S., M., Volpi A., J., Olivet M., J., & Sánchez S., M. (2023). Efecto de los equipos de aplicación para biopesticidas en el control de

- mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum*) en invernaderos. *Manglar*, 20(3), 201-209. <https://doi.org/10.57188/manglar.2023.023>
- Wang, H., Lin, W., Zhang, D., Yang, R., Zhou, W., & Qi, Z. (2022). Phytotoxicity of Chemical Compounds from *Cinnamomum camphora* Pruning Waste in Germination and Plant Cultivation. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 19(18), Article 18. <https://doi.org/10.3390/ijerph191811617>
- Wang, J., Zhang, J., Ma, J., Liu, L., Li, J., Shen, T., & Tian, Y. (2022). The major component of cinnamon oil as a natural substitute against *Fusarium solani* on *Astragalus membranaceus*. *Journal of Applied Microbiology*, 132(4), 3125-3141. <https://doi.org/10.1111/jam.15458>
- Wijerathna-Yapa, A., & Hiti-Bandaralage, J. (2023). Tissue Culture—A Sustainable Approach to Explore Plant Stresses. *Life*, 13(3), Article 3. <https://doi.org/10.3390/life13030780>
- Xiao, X., Chen, J., Liao, X., Yan, Q., Liang, G., Liu, J., Wang, D., & Guan, R. (2022). Different Arbuscular Mycorrhizal Fungi Established by Two Inoculation Methods Improve Growth and Drought Resistance of *Cinnamomum migao* Seedlings Differently. *Biology*, 11(2), Article 2. <https://doi.org/10.3390/biology11020220>
- Yan, Q., Li, X., Xiao, X., Chen, J., Liu, J., Lin, C., Guan, R., & Wang, D. (2022). Arbuscular mycorrhizal fungi improve the growth and drought tolerance of *Cinnamomum migao* by enhancing physio-biochemical responses. *Ecology and Evolution*, 12(7), e9091. <https://doi.org/10.1002/ece3.9091>
- Yanakiev, S. (2020). Effects of Cinnamon (*Cinnamomum* spp.) in Dentistry: A Review. *Molecules*, 25(18), Article 18. <https://doi.org/10.3390/molecules25184184>

- Yang, Z., Liu, B., Yang, Y., & Ferguson, D. K. (2022). Phylogeny and taxonomy of *Cinnamomum* (Lauraceae). *Ecology and Evolution*, 12(10), e9378. <https://doi.org/10.1002/ece3.9378>
- Zheng, X., Liu, Q., Zheng, L., Wang, S., Huang, L., Jiang, J., Wang, B., Liu, X., Li, X., Hu, X., Guo, X., & Zhang, L. (2020). Litter removal enhances soil N₂O emissions: Implications for management of leaf-harvesting *Cinnamomum camphora* plantations. *Forest Ecology and Management*, 466, 118121. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2020.118121>
- Verma, S., et al. (2019). "In vitro seed germination and plantlet regeneration in woody species." *Journal of Plant Science*, 67(3), 215-225. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6378036/>
- Chen, L., et al. (2020). "Synergistic effects of auxins and cytokinins on seed germination in plant tissue culture." *Plant Biotechnology Reports*, 14(4), 385-397. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5494535/>
- Gupta, R., & Chakrabarty, S. K. (2013). "Gibberellic acid in plant tissue culture: Induction of somatic embryogenesis." *Plant Growth Regulation*, 69(1), 57-64. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/36555594/>
- Alvarez, M. E. (2017). "Oxidative stress and plant tissue culture: Challenges and opportunities." *Plant Cell Reports*, 36(9), 1573-1586. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/15834951/>
- Hasan, M. M., et al. (2019). "Role of plant growth regulators in in vitro plant morphogenesis." *Journal of Plant Biochemistry & Biotechnology*, 28(2), 165-172. https://www.researchgate.net/publication/322469100_In_vitro_propagation_of_Althaea_officinalis_The_role_of_plant_growth_regulators_in_morphogenesis

- George, E. F., Hall, M. A., & De Klerk, G.-J. (2008). *Plant Propagation by Tissue Culture: Volume 1. The Background*. Springer Science & Business Media.
<https://link.springer.com/book/10.1007/978-1-4020-5005-3>
- Kane, M. E. (2018). "Control of contamination in plant tissue culture: Best practices and common pitfalls." *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 133(1), 35-50.
<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/22610620/>
- Gaspar, T., et al. (2019). "Role of cytokinins in plant tissue culture and their effect on reducing microbial contamination." *Journal of Plant Growth Regulation*, 67(2), 123-134.
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC7042306/>
- Flickinger, J., & Cronauer, S. S. (2016). "The role of trans-zeatin in maintaining aseptic conditions during in vitro culture." *Plant Science Today*, 6(3), 189-196.
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5147713/>

ANEXOS

Anexo A: Fotografías



Árbol de Canelo



Semillas del árbol de Canelo



Fisiología de la semilla del Canelo



Selección de Semillas



Semillas maduras de Canelos



Esterilización de envases para medios de cultivos.



Desinfección de las semillas.



Fitohormonas Auxinas, Citoquininas y Giberelinas



Soluciones Madres, Macronutrientes, Micronutrientes, Vitaminas, Disolución de Fitohormonas.



Tratamiento 4 con sus 5 repeticiones más el testigo (Transzeatina)



Tratamiento 5 (GA3+TransZeatina)



Tratamientos y sus repeticiones

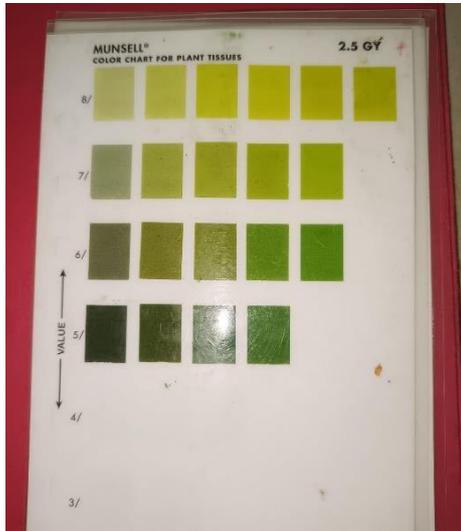


Tabla de Munsell para tejidos vegetales



Explantes *in vitro* de canela.

UNEMI

UNIVERSIDAD ESTATAL DE MILAGRO

¡Evolución académica!

@UNEMIEcuador

