



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE RECURSOS NATURALES

ESCUELA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

**“EFECTO DEL SUSTRATO ENRIQUECIDO CON *Trichoderma* spp. MÁS
CITOQUININAS, EN CINCO MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN EN SEMILLAS DE
NOGAL (*Juglans neotrópica* Diels)”**

TRABAJO DE TITULACIÓN

PROYECTO DE INVESTIGACIÓN PARA TTULACIÓN DE GRADO

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER
EL TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO**

ALMEIDA GUEVARA PATRICIO EMMANUEL

RIOBAMBA-ECUADOR

2020

CERTIFICACIÓN
ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES
ESCUELA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

Riobamba, 14 de febrero de 2020.

CERTIFICACIÓN DE CULMINACIÓN DE TRABAJO DE TITULACIÓN

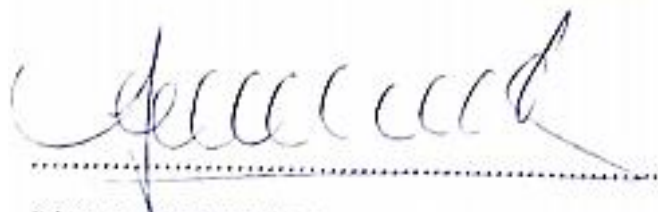
El suscrito TRIBUNAL DE TRABAJO DE TITULACIÓN, certifica: Que el Sr. Particio Emmanuel Almeida Guevara, en virtud que el estudiante ha concluido con su trabajo de titulación denominado "EFECTO DEL SUSTRATO ENRIQUECIDO CON *Trichoderma* spp. MÁS CITOQUININAS, EN CINCO MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN EN SEMILLAS DE NOGAL (*Juglans neotrópica* Diels)", y ha sido responsablemente revisado y aprobado, quedando autorizada su presentación y defensa.



.....

ING. EDWIN LEONARDO PALLO PAREDES.

DIRECTOR DEL TRABAJO DE TITULACIÓN



.....

ING. NORMA ERAZO SANDOVAL.

ASESORA DEL TRIBUNAL.

DECLARACIÓN DE AUNTENCIDAD

Yo, Patricio Emmanuel Almeida Guevara, declaro que el presente trabajo de titulación es de mi autoría y que los resultados del mismo son auténticos y originales. Los textos constantes y el documento que proviene de otra fuente están citados y referenciados.

Como autor, asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este trabajo de titulación.

Riobamba, 09 de marzo del 2020.



Patricio Emmanuel Almeida Guevara
CI: 210070754-2

DEDICATORIA

A mi madre Nelis Mariana Guevara Jiménez, a mi tía Celia Narcisca Guevara Jiménez, a mi prima Vanessa Fidela Villacís Guevara y a su hijo Thiago Javier Llerena Villacís por su incondicional apoyo en todos estos años, por su confianza depositada en mí, por su lealtad y su empuje para la culminación de esta meta propuesta no sólo por mí sino por todos nosotros como familia.

Este trabajo también va dedicado a mi padre César Patricio Almeida Naula y mi hermano Luis Enrique Almeida Guevara quienes en su estadía en este mundo fueron mi ejemplo a seguir y se convirtieron en los pilares para lograr esta meta, ahora desde lo más alto me ven alcanzar este sueño.

Emmanuel Almeida

AGRADECIMIENTO

A Dios por darme la vida.

A mi madre Nelis, a mi tía Celia, a mi prima Vanessa y a mi sobrino Thiago por el apoyo tanto económico como moral.

A mis maestros que supieron impartir sus conocimientos y dejar bases fuertes para mi vida profesional. Al Ingeniero Edwin Pallo y a la Ingeniera Norma Erazo por su apoyo incondicional en esta investigación y en la carrera.

A mis compañeros y ahora colegas con los cuales hemos compartido no sólo aula sino también vivencias y recuerdos que guardaré siempre con una mezcla de nostalgia y alegría.

A mis amigos Jean, Jhon, Lucas y Richard que supieron brindarme su apoyo en momentos difíciles, valoraré siempre su amistad y su lealtad.

A la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo por abrirme las puertas y hacer de mí un profesional con reconocimiento.

Emmanuel Almeida

ÍNDICE DE CONTENIDOS

I. “EFECTO DEL SUSTRATO ENRIQUECIDO CON <i>Trichoderma</i> spp. MÁS CITOQUININAS, EN CINCO MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN EN SEMILLAS DE NOGAL (<i>Juglans neotrópica</i> Diels)”	1
II. INTRODUCCIÓN	1
A. IMPORTANCIA	2
B. PROBLEMA	2
C. JUSTIFICACIÓN	3
III. OBJETIVOS	4
A. OBJETIVO GENERAL	4
B. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	4
IV. HIPÓTESIS	5
A. HIPÓTESIS NULA – H ₀	5
B. HIPÓTESIS ALTERNA	5
C. OPERACIONALIZACIÓN DE VARIABLES	5
1. Variable dependiente	5
2. Variable Independiente	5
V. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	6
A. TRATAMIENTOS PRE GERMINATIVOS	6
1. Tratamientos sobre latencia exógena (Pericarpio o cubierta Seminal)	6
2. Tratamientos sobre latencia endógena (Embrión)	8
B. SUSTRATOS EN LA AGRICULTURA	9
1. Concepto de Sustrato	9
2. Características de un Sustrato	9
3. Funciones de un sustrato	13
C. TRICHODERMA	13
1. Taxonomía	13

Fuente: (NCBI, 2019).....	13
2. Descripción	14
3. Especies Importantes	14
D. CITOQUININAS	15
1. Concepto	15
2. Descubrimiento e identificación.....	15
3. Actividad.....	16
E. GERMINACIÓN	16
1. Fases de la germinación.....	17
F. NOGAL	18
1. Origen y distribución	18
2. Taxonomía	18
3. Descripción botánica	19
4. Cultivo	20
VI. MATERIALES Y MÉTODOS	23
A. CARACTERÍSTICAS DEL LUGAR	23
1. Localización de estudio	23
2. Ubicación geográfica.....	23
3. Clima	23
4. Clasificación ecológica	23
B. MATERIALES	23
1. Materiales de Campo	23
2. Materiales de oficina	23
C. METODOLOGÍA	24
1. Diseño Experimental	24
2. Factores en estudio	24
3. Tratamientos y Unidades Experimentales.....	25

4.	Disposición de los tratamientos en estudio.....	25
5.	Características del campo experimental.....	26
6.	Análisis de varianza.....	26
7.	Análisis Funcional.....	27
8.	VARIABLES EVALUADAS.....	27
9.	Manejo del ensayo.....	27
10.	Toma periódica de datos de germinación y de crecimiento inicial de las plántulas.....	28
11.	Cálculo de la relación beneficio costo.....	29
VII.	RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	30
A.	GERMINACIÓN.....	30
1.	Análisis de Varianza para la germinación.....	31
2.	Prueba de Tuckey al 5% para la germinación.....	31
B.	ALTURA DE LA PLÁNTULA.....	34
1.	30 días.....	34
2.	Datos a los 60 días.....	37
3.	Datos a los 90 días.....	40
4.	Tablas de Resumen para la prueba de Tukey al 5%.....	43
C.	DIÁMETRO DEL TALLO.....	45
1.	30 días.....	45
2.	60 días.....	47
3.	90 días.....	48
4.	Tablas resumen de la prueba de Tukey al 5%.....	50
D.	LONGITUD RADICULAR.....	52
1.	30 días.....	52
2.	60 días.....	54
3.	Tercera toma de datos (Diciembre).....	56
4.	Resumen de las pruebas de Tukey al 5%.....	58

E.	RELACIÓN BENEFICIO/COSTO.....	60
1.	Relación Beneficio/Costo para el Sustrato No Enriquecido + 5 Métodos de Escarificación.	60
2.	Relación Beneficio/Costo para el Sustrato enriquecido + 5 Métodos de Escarificación.	61
VIII.	CONCLUSIONES	62
IX.	RECOMENDACIONES	63
X.	RESUMEN	64
XI.	SUMMARY.....	65
XII.	BIBLIOGRAFÍA.....	66
XIII.	ANEXOS	72

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Taxonomía del género <i>Trichoderma</i> spp.	13
Tabla 2. Taxonomía de <i>Juglans neotropica</i> Diels.	18
Tabla 3. Diseño Experimental	24
Tabla 4. Disposición de los tratamientos en estudio en el campo según S1.....	25
Tabla 5. Disposición de los tratamientos en estudio en el campo según S2.....	25
Tabla 6. Análisis de Varianza (ADEVA).....	26
Tabla 7. Porcentaje de germinación de los diferentes tratamientos o métodos de escarificación en el sustrato enriquecido.	30
Tabla 8. Porcentaje de Germinación de los diferentes tratamientos o métodos de escarificación en el sustrato no enriquecido.	30
Tabla 9. Análisis de varianza para la variable porcentaje de germinación.....	31
Tabla 10. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la germinación de <i>Juglans neotropica</i> Diels según el Sustrato.....	31
Tabla 11. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la germinación de <i>Juglans neotropica</i> Diels según los Tratamientos o métodos de escarificación.	32
Tabla 12. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la germinación de <i>Juglans neotropica</i> Diels según la interacción Sustrato/Tratamiento	33
Tabla 13. Análisis de Varianza para la variable Altura tomada a los 30 días	34
Tabla 14. Separación de medias por medio de Tukey al 5% para la variable altura por el sustrato tomada a los 30 días.....	35
Tabla 15. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la variable altura por los tratamientos o métodos de escarificación tomada a los 30 días	36
Tabla 16. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la variable altura por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 30 días.....	36
Tabla 17. Análisis de Varianza para la variable Altura tomada a los 60 días	37
Tabla 18. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Altura por los Sustratos tomada a los 60 días.....	38
Tabla 19. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Altura or el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 60 días.....	38
Tabla 20. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la variable altura por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 60 días.....	39
Tabla 21. Análisis de varianza para la variable altura de planta tomada a los 90 días.....	40

Tabla 22. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la variable altura de planta por Sustratos tomada a los 90 días.....	41
Tabla 23. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Altura por los Métodos de escarificación tomada a los 90 días.....	41
Tabla 24. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Altura por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 90 días.....	42
Tabla 25. Resumen de las medias para altura de planta obtenidas por sustrato tomadas a los 30, 60 y 90 días.....	43
Tabla 26. Resumen de las medias para altura de planta obtenidas por método de escarificación tomadas a los 30, 60 y 90 días.	44
Tabla 27. Resumen de las medias para altura de planta por la interacción sustrato/tratamiento tomadas a los 30, 60 y 90 días.	44
Tabla 28. Análisis de varianza para la variable Diámetro del Tallo tomada a los 30 días.	45
Tabla 29. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Diámetro del tallo por los Tratamientos o métodos de escarificación tomada a los 30 días.	45
Tabla 30. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Diámetro del Tallo por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 30 días.....	46
Tabla 31. Análisis de varianza para la variable Diámetro del Tallo tomada a los 60 días.	47
Tabla 32. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Diámetro del tallo por los Tratamientos o métodos de escarificación tomada a los 60 días.....	48
Tabla 33. Análisis de varianza para la variable Diámetro del Tallo tomada a los 90 días.....	49
Tabla 34. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Diámetro del tallo por los Métodos de escarificación tomada a los 90 días.....	49
Tabla 35. Resumen de las medias para diámetro del tallo obtenidas por sustrato tomadas a los 30, 60 y 90 días.....	50
Tabla 36. Resumen de las medias para diámetro de tallo obtenidas por método de escarificación tomadas a los 30, 60 y 90 días.	51
Tabla 37. Resumen de las medias para diámetro de tallo obtenidas por la interacción sustrato/tratamiento tomadas a los 30, 60 y 90 días.	51
Tabla 38. Análisis de varianza para la variable Longitud Radicular tomada a los 30 días.....	52
Tabla 39. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Longitud radicular por los Tratamientos o métodos de escarificación tomada a los 30 días.	52
Tabla 40. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Longitud radicular por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 30 días.....	53

Tabla 41. Análisis de varianza para la variable Longitud Radicular tomada a los 60 días	54
Tabla 42. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Longitud Radicular por los Sustratos tomada a los 60 días	55
Tabla 43. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Longitud radicular por los Tratamientos o Métodos de escarificación tomada a los 60 días.....	55
Tabla 44. Análisis de varianza para la variable Longitud Radicular tomada a los 90 días.	56
Tabla 45. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Longitud Radicular por los Sustratos tomada a los 90 días.....	57
Tabla 46. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Longitud radicular según los Tratamientos o métodos de escarificación. (Diciembre).....	57
Tabla 47. Resumen de las medias para longitud radicular obtenidas por sustrato tomadas a los 30, 60 y 90 días.....	58
Tabla 48. Resumen de las medias para longitud radicular obtenidas por tratamiento tomadas a los 30, 60 y 90 días.....	59
Tabla 49. Resumen de las medias para longitud radicular obtenidas por la interacción sustrato*tratamiento tomadas a los 30, 60 y 90 días.....	59
Tabla 50. Costos netos de la investigación para el Sustrato no Enriquecido	60
Tabla 51. Beneficios Netos de la investigación para el Sustrato no Enriquecido.....	60
Tabla 52. Relación Beneficio/Costo para el Sustrato no Enriquecido	60
Tabla 53. Costos netos de la investigación para el Sustrato enriquecido	61
Tabla 54. Beneficios Netos de la investigación para el Sustrato Enriquecido	61
Tabla 55. Relación Beneficio/Costo para el Sustrato Enriquecido	61

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Porcentaje de germinación de acuerdo al Sustrato.....	31
Figura 2. Porcentaje de germinación de acuerdo al Tratamiento o método de escarificación.....	32
Figura 3. Porcentaje de Germinación de acuerdo a la Interacción Sustrato/Tratamiento	33
Figura 4. Altura de la planta por el Sustrato a los 30 días.....	35
Figura 5. Altura de planta por Tratamiento tomada a los 30 días	36
Figura 6. Altura de la planta por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 30 días	37
Figura 7. Altura de la planta por el Sustrato tomada a los 60 días.....	38
Figura 8. Altura de la planta por el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 60 días	39
Figura 9. Altura de la planta por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 60 días	40
Figura 10. Altura de la planta por Sustrato tomada a los 90 días	41
Figura 11. Altura de la planta por el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 90 días	42
Figura 12. Altura de la planta por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 90 días.	43
Figura 13. Diámetro del Tallo por el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 30 días.....	46
Figura 14. Diámetro de Tallo por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 30 días.	47
Figura 15. Diámetro del Tallo por el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 60 días.....	48
Figura 16. Diámetro del Tallo por el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 90 días.....	50
Figura 17. Longitud de la raíz por el Tratamiento o método de escarificación. (Oct)	53
Figura 18. Longitud de la raíz por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 30 días.	54
Figura 19. Longitud de la raíz por el Sustrato tomada a los 60 días.....	55
Figura 20. Longitud de la raíz por el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 60 días.....	56
Figura 21. Longitud de la raíz por el Sustrato tomada a los 90 días	57
Figura 22. Longitud de la raíz por el Tratamiento o métodos de escarificación tomada a los 90 días	58

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato no enriquecido del tratamiento 1.	72
Anexo 2.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato no enriquecido del tratamiento 2.	72
Anexo 3.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato no enriquecido del tratamiento 3.	73
Anexo 4.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato no enriquecido del tratamiento 4.	73
Anexo 5.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato no enriquecido del tratamiento 5.	74
Anexo 6.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato enriquecido del tratamiento 1.	74
Anexo 7.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato enriquecido del tratamiento 2.	75
Anexo 8.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato enriquecido del tratamiento 3.	75
Anexo 9.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato enriquecido del tratamiento 4.	76
Anexo 10.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato enriquecido del tratamiento 5.	76
Anexo 11.- Recolección de semillas de Nogal	77
Anexo 12.- Preparación de las camas.	77
Anexo 13.- Toma de datos del diámetro del tallo de la plántula.	78
Anexo 14.- Toma de datos.	78
Anexo 15.- Dosificación de <i>Trichoderma</i> spp. y escarificación por solarización.	79
Anexo 16.- Métodos de escarificación (Ácidos cítrico e hidratación)	79
Anexo 17. Métodos de escarificación (Lijado de endocarpio y choque térmico).....	80
Anexo 18. Plántulas de Nogal.	80

I. “EFECTO DEL SUSTRATO ENRIQUECIDO CON *Trichoderma* spp. MÁS CITOQUININAS, EN CINCO MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN EN SEMILLAS DE NOGAL (*Juglans neotropica* Diels)”

II. INTRODUCCIÓN

La semilla de *Juglans neotropica* Diels se encuentra cubierta por un endocarpio duro y leñoso, propio de una nuez, el cual impide que el embrión entre en contacto con el agua. Al presentar este tipo de latencia, es recomendable realizar tratamientos para que esta se rompa y la semilla pueda germinar.

Existen diversos métodos para escarificar las semillas y lograr así romper esta latencia, los métodos pueden ser mejores para un tipo de semillas que para otras, es por esto que es fundamental conocer el tipo de semilla y el tipo de latencia al que se encuentra sometida.

Los sustratos o medios son fundamentales para la germinación y crecimiento inicial de las plántulas, puesto que de este dependerá la disponibilidad de nutrientes, agua y aire para las raíces de estas. Enriquecer un sustrato consiste en aportar elementos que este no contenía o que se encontraba en cantidades mínimas. Enriquecer nuestros sustratos con microorganismos ayuda a mejorar la calidad de los mismos.

Las especies del género *Trichoderma* son los antagonistas más utilizados para el control de enfermedades de plantas producidas por hongos debido a su inocuidad, a su facilidad para ser aisladas y cultivadas, así como a su crecimiento rápido en un gran número de sustratos (Ríos, 2014)

Otra de las maneras de enriquecer el suelo es usando hormonas (aplicación foliar y edáfica) por el efecto que estas causan en las plantas. Taiz & Zeiger (2006) expresan que desde el descubrimiento de las citoquininas, se ha demostrado que afectan a muchos otros procesos fisiológicos y de desarrollo aparte de la división celular, entre los cuales tenemos senescencia de la hoja, movilización de nutrientes, la dominancia apical, la formación y actividad de los meristemos del ápice caulinar, el desarrollo floral, la ruptura de la dormición de la yema y la germinación de la semilla.

La principal amenaza que enfrentan las plantas endémicas en el Ecuador es la pérdida del hábitat, ocasionada por actividades humanas. El mayor impacto proviene de la deforestación a pequeña o gran

escala, ya sea para extracción de madera o leña, o para el cambio de uso del suelo para agricultura, ganadería, urbanización o minería (León, Yáñez et al, 2011)

“Los bosques pueden contribuir a reducir la vulnerabilidad de los ecosistemas e incrementar resiliencia, por tanto contribuir con la adaptación al cambio climático” (Baiker, 2019). *Juglans neotropica* Diels, ha sido de gran utilidad en las comunidades Andinas, puesto que se aprovecha de esta planta su madera, sus hojas y frutos en las industrias maderera, alimenticia, textil y medicinal.

En la actualidad, la especie se ve seriamente amenazada por actividades ganaderas y agrícolas que generan amplias zonas deforestadas. La mayor afectación para América del Sur se da en los bosques secos y montanos, donde la especie tiene su hábitat. (Morales & Armenteras, 2013) (Armenteras & Rodríguez, 2014) citado por (Toro & Roldán, 2018).

A. IMPORTANCIA

La importancia en la que radica este trabajo de investigación es en que nuestros bosques andinos se encuentran en constante disminución de superficie ya sea por talas de árboles, incendios forestales urbanización, etc. Siendo este el caso es normal que la biota nativa se vea afectada, es por esto que debido a la pérdida de nuestros cultivos propios de la zona andina se pretende lograr rescatar parte de estos, en este caso de *Juglans neotropica* Diels, haciendo nuestra parte investigativa para que los agricultores logren aplicar los conocimientos que la educación superior les provee.

Además de intentar fomentar el uso de hongos benéficos para la propagación de nuestras plántulas, puesto que esto ayuda a que nuestros suelos mantenga biota benéfica, además de enriquecerlos de manera amigable con el ambiente.

B. PROBLEMA

El problema presentado principalmente es la poca germinación que presenta *Juglans neotropica* Diels, puesto que la semilla de este árbol posee una latencia muy fuerte y para romperla es necesario el uso de tratamientos pre germinativos.

Otro de los problemas es el hecho de que la producción de estas plantas se ve mermada por la poca demanda de las mismas, es por eso que se intenta dar a conocer que existe la manera de llevar un cultivo

de estas plantas para obtener rubros económicos y para llegar a eso debemos conocer cómo empezar nuestro cultivar, siendo el primer paso la fase de vivero para la producción de plántulas de calidad.

C. JUSTIFICACIÓN

Es conocido que el porcentaje de germinación de la semillas de *Juglans neotropica* Diels es bajo debido a su fuerte latencia, más se ha comprobado que con los tratamientos adecuados este porcentaje puede aumentar considerablemente

Con el presente trabajo de investigación se espera obtener información de cómo afectan los tratamientos pre germinativos y el uso de hormonas conjuntamente con *Trichoderma* en el potencial germinativo y/o viabilidad y vigor de las plántulas a obtenerse en el vivero, con la finalidad de que el agricultor tenga a su alcance una fórmula de producción de plántulas sencilla de aplicar y de costos moderados, que permitan la comercialización de las mismas a un buen precio y fomente el cultivo del nogal como una alternativa económicamente viable. Además de evitar la pérdida de las especies nativas de la zona andina.

El bosque Andino, así como sus plantas endémicas han ido perdiendo extensión y protagonismo en la comunidad andina, puesto que la inserción de especies extranjeras con cabida en el mercado nacional, ha logrado que nuestros agricultores fijen sus esfuerzos y sus tierras en la producción de dichas especies.

Para mejorar estas condiciones es recomendable propiciar el cultivo de especies propias de la zona andina, con la aplicación de prácticas que mejoren los rendimientos y que a su vez den la oportunidad a los agricultores de generar beneficios económicos; de esta manera podremos no solo contribuir con el desarrollo rural y la calidad de vida de nuestros agricultores, sino también con la capacidad de resiliencia de los ecosistemas y la conservación de la biota nativa.

III. OBJETIVOS

A. OBJETIVO GENERAL

- Evaluar el efecto del sustrato enriquecido con *Trichoderma* spp. más Citoquininas en cinco métodos de escarificación en semillas de nogal (*Juglans neotrópica* Diels).

B. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar el efecto del enriquecimiento de un sustrato con *Trichoderma* spp. y Citoquininas en la germinación y crecimiento del Nogal.
- Determinar el mejor método de escarificación para las semillas de Nogal.
- Calcular la relación beneficio/costo.

IV. HIPÓTESIS

A. **HIPÓTESIS NULA – H₀**

Los métodos de escarificación usando sustrato enriquecido con *Trichoderma* spp. más citoquininas no ejercen efecto en las semillas de nogal.

B. **HIPÓTESIS ALTERNA**

Al menos un método de escarificación usando sustrato enriquecido con *Trichoderma* spp. más citoquininas, ejerce efecto en las semillas de nogal.

C. **OPERACIONALIZACIÓN DE VARIABLES**

1. Variable dependiente

- Porcentaje de germinación.
- Características morfológicas de las plántulas de nogal.

2. Variable Independiente

- Método de escarificación
- Sustrato
- Semilla de nogal
- *Trichoderma* spp.
- Citoquininas

V. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

A. **TRATAMIENTOS PRE GERMINATIVOS**

Varela & Arana (2011), dicen que los tratamientos pre germinativos son todos aquellos procedimientos necesarios para romper la latencia de las semillas, esto es, el estado en que se encuentran algunas tal que, estando vivas, no son capaces de germinar sino hasta que las condiciones del medio sean las adecuadas para ello.

Estos mecanismos son en particular importantes para plantas que crecen en donde ocurren condiciones ambientales extremas, como en las regiones muy cálidas y secas o frías, en donde las condiciones ambientales, después de la diseminación de las semillas, pueden no ser favorables para la germinación inmediata. (Luca, 2010)

Trujillo (1995), afirma que los tratamientos pregerminativos se clasifican en los que van dirigidos a Factores Exógenos y aquellos que se centran en los Factores Internos de la semilla.

1. Tratamientos sobre latencia exógena (Pericarpio o cubierta Seminal)

a. Escarificación mecánica

Según Trujillo (1995), “es la eliminación por diferentes medios de las capas impermeables restrictivas”.

“Su Aplicación consiste en lijar las semillas hasta que pierdan el brillo natural y su aspecto sea completamente poroso, normalmente se combina con remojo en agua a temperatura ambiente durante tiempos variables”. (Rijo, 1995)

b. Tratamientos con Agua

El agua es un factor completamente imprescindible en el proceso de la germinación. La semilla absorbe agua hasta la imbibición, lo que permite la activación de los procesos metabólicos. (Trujillo, 1995)

1) Lixiviación

Las semillas son remojadas en agua corriente con la finalidad de remover los inhibidores químicos presentes en la cubierta. Este tratamiento también es empleado con el objetivo de ablandar la testa. (Varela & Arana, 2011)

2) Hervir semillas

Trujillo (1995), menciona que dependiendo de la temperatura del agua, la imbibición por parte de la semilla puede verse diferenciada desde unos minutos a horas.

3) Hervor y remojo

Se sumergen las semillas en agua hirviendo, al introducir las semillas se baja la temperatura, por lo que hay que dejarlas hasta que reanuden el hervor, se retiran de la fuente de calor, dejándose en la misma agua a temperatura ambiente por tiempos variables. (Rijo, 1995)

La FAO (1983) menciona que una práctica frecuentemente seguida es la de sumergir la semilla en 4–10 veces su volumen de agua hirviendo (100°C), retirar el calentador, y dejar que las semillas se embeban en el agua que va enfriándose progresivamente, durante 12 a 24 hrs.

4) Remojo en agua a temperatura ambiente

Un tratamiento tan simple como es la inmersión de las semillas en agua durante un periodo de 24-48 horas antes de su siembra, da buenos resultados en numerosas especies. (Pérez, 2003)

c. Calor Seco

Según: Rijo (1995), “algunas especies después de ser sometidas a fuego leve son capaces de mejorar su capacidad germinativa”.

Pérez (2003), menciona que “cuando se utiliza calor seco (estufa), se suelen emplear temperaturas entre 50-100°C y diferentes tipos de exposición, según la mayor o menor dureza de las cubiertas seminales”.

d. Estratificación

“Este tratamiento se utiliza para romper la latencia fisiológica, y consiste en colocar las semillas entre estratos que conservan la humedad comúnmente arena o bien turba o vermiculita, en frío o calor”. (Varela & Arana, 2011)

Luca (2010), afirma que el periodo de estratificación varia según la especie. Se utiliza para superar latencias provenientes del embrión.

- Cálida. Si la estratificación se realiza a temperaturas altas (22 a 30°C).
- Fría. Si la estratificación se realiza a temperaturas bajas (0 a 10°C).

e. Tratamientos Químicos

“En estos tratamientos se sumergen las semillas en ácidos fuertes durante periodos cortos; generalmente se suele emplear Ácido Sulfúrico concentrado durante pocos minutos”. (Pérez, 2003)

“La escarificación química, consiste en remojar las semillas por períodos breves (15 minutos) a 2 horas, en compuestos químicos”. (Varela & Arana, 2011)

“Se sumergen las semillas en ácido sulfúrico, ácido giberélico, ácido cítrico, peróxido de hidrógeno, potasa y hormonas entre otros”. (Villalobos, Dtlefsen, Gutierrez , & Rivas, 2007)

“También se utiliza el ácido clorhídrico al 34%. Después de tratamientos con ácidos es necesario lavar las semillas con abundante agua para que la acidez no promueva la formación de hongos”. (Rijo, 1995)

2. Tratamientos sobre latencia endógena (Embrión)

a. Giberelinas

“Antes de su siembra se pueden sumergir las semillas en una solución de ácido giberélico (GA) de diferente concentración por 24 horas”. (Pérez, 2003)

Según: Trujillo (1995), como tratamiento pre germinativo se aplica Giberelinas de forma exógena en concentraciones variables de 25 a 10 000 partes por millón (ppm).

Pérez (2003), menciona que el efecto inhibitor del ABA se ve contrarrestado por el uso de la giberelina.

“La giberelina ha demostrado respuestas positivas en la germinación de casi todas las especies con las que se ha utilizado”. (Trujillo, 1995)

b. Citoquininas

Según: Trujillo (1995) “las citoquininas, hormonas clásicas del crecimiento pueden ser activas para estimular la germinación de algunas semillas. Se disuelven primero en una pequeña cantidad de HCl y luego se diluye en agua”.

c. Etileno

“Se produce en forma natural y estimula el crecimiento. Es importante este conocimiento, ya que se pueden aplicar compuestos o combinaciones de éstos que produzcan o liberen pequeñas cantidades de etileno y así acelerar la germinación”. (Rijo, 1995)

Trujillo (1995), menciona que “experimentalmente la aplicación de etileno ha estimulado la germinación de semillas y es factible su uso práctico”.

d. Nitrato de Potasio

Muchas semillas latentes recién cosechadas germinan mejor después de la aplicación de una solución de nitrato de potasio. Como técnica su uso es muy extendido en laboratorios de semillas. El tratamiento consiste en humedecer los medios de germinación con una solución de nitrato de potasio al 0,2%. (Trujillo, 1995)

e. Tiourea

“Este compuesto se usa en soluciones de 0,3 al 0,5% para estimular la germinación de semillas latentes. Es aconsejable lavar con abundante agua después del tratamiento”. (Rijo, 1995)

B. SUSTRATOS EN LA AGRICULTURA

1. Concepto de Sustrato.

“Es una mezcla de elementos vegetales, turba, hierba y arena que proporciona a la planta las mejores condiciones para su crecimiento, posee un bajo impacto ambiental y la relación beneficio/costo es adecuada para el sistema productivo”. (INATEC, 2016)

El material en el cual se plantan semillas, se insertan brotes o se establecen plantas, se le llama sustrato o medio. El medio da soporte, almacena y suministra nutrientes, agua y aire para el sistema radical. El propósito de un medio, es propiciar un buen crecimiento, dentro del espacio limitado de un recipiente, y preparar las plantas para un trasplante exitoso. (VIFINEX, 2002)

2. Características de un Sustrato.

En la caracterización de los sustratos se suelen distinguir las propiedades físicas, químicas y biológicas. La importancia del conocimiento de estas propiedades radica en que de ellas dependerá el manejo adecuado de la fertilización y del riego y por lo tanto, el éxito del cultivo. (Burés, 2001)

VIFINEX (2002) nos dice que para obtener buenos resultados el sustrato debe tener las siguientes características:

Debe ser lo suficientemente denso o firme para sostener en un sitio las plantas o estacas, durante la germinación o el enraizamiento. Su volumen tiene que ser constante tanto en húmedo como en seco.

- Debe retener suficiente humedad, para que el riego no sea muy frecuente.
- Debe ser lo suficientemente poroso para que el exceso de agua drene del mismo, permitiendo la entrada de oxígeno a las raíces.
- Debe tener un bajo contenido de sales.

a. Propiedades Físicas

Según: INATEC (2016) “un buen sustrato desde el punto de vista físico, debe ser liviano, esponjoso y con buena capacidad de almacenar agua”.

“Conforme las raíces crecen entre las partículas del sustrato, anclan la planta y producen una base firme para el soporte del tallo en posición erguida”. (VIFINEX, 2002)

1) Densidad Real

Según: Burés (2001) la densidad real es la relación entre la masa o peso de las partículas y el volumen real que estas ocupan. Puede considerar o no los poros internos de las partículas según el método que se utiliza para su determinación. Se pueden utilizar picnómetros de aire para determinar la densidad real de los sustratos o bien ésta se puede calcular a partir del conocimiento de la densidad real de la materia orgánica y de la materia vegetal.

2) Densidad Aparente

“Viene definida como la materia seca en gramos contenida en un centímetro cúbico de medio de cultivo. Los sustratos con valores bajos de densidad aparente son fáciles de manipular”. (Baixauli & Aguilar, 2002)

Burés (2001), menciona que “la densidad aparente es la relación entre la masa o peso de las partículas (secas o húmedas) y el volumen aparente que estas ocupan. Los sustratos suelen tener una densidad aparente baja”

3) Granulometría

VIFINEX (2002), recomienda una granulometría que vaya de mediana a gruesa con tamaños de 0,25 a 2,6 mm, y que de esta manera produzcan poros de 30 a 300 micras, Esto ayuda a que el sustrato tenga buena aireación y que al mismo tiempo retenga bien la humedad.

4) Porosidad

Es el volumen total del sustrato de cultivo no ocupado por partículas orgánicas o minerales. El valor óptimo de porosidad es superior al 85%, razón por la cual podemos cultivar con volúmenes reducidos de sustrato, dejando un gran volumen disponible al aire y a la solución nutritiva. El total de poros se mide en microporos, que son los encargados de retener el agua, y los macroporos que permiten la correcta aireación y drenaje del sustrato. (Baixauli & Aguilar, 2002)

5) Retención de agua y aireación

“Es la proporción de volumen de sustrato de cultivo que contiene aire después de que dicho sustrato ha| a sido saturado con agua y dejado drenar (tensión de 10 cm de columna de agua)”. (Baixauli & Aguilar, 2002)

Según VIFINEX (2002), un medio húmedo está compuesto en primer lugar de partículas sólidas del medio, luego está compuesto de agua o la parte líquida que recubre estas partículas y por último de aire que se encuentra en el centro de los poros.

Para asegurar un intervalo adecuado entre riegos y ofrecer suficiente aireación todo el tiempo, el balance de agua y aire, en los poros del medio, debe ser controlado con la selección de las partículas que constituyen el medio. Después del riego 10 a 20% de volumen del sustrato debe estar ocupado por aire, en un pote de 17 cm. El contenido de agua disponible debe ser tan alto como sea posible, previendo que la porosidad y la densidad total del medio sean adecuadas. (VIFINEX, 2002)

b. Propiedades Químicas

En cuanto a las propiedades químicas, es valioso saber cuál es la riqueza del medio de crecimiento para resolver la necesidad de enriquecerlos. Existen materiales muy pobres en fertilidad tales como: arena, perlita, vermiculita y es imprescindible incorporar fertilizantes. Por otra parte, los sustratos compuestos principalmente por materiales orgánicos como el compost, lombri humus, estiércoles de animales, aportan cantidades adecuadas de nutrientes, por lo que no requieren de fertilización. (INATEC, 2016)

1) Relación Carbono/Nitrógeno

El valor de dicha relación nos da una idea del grado de inmadurez de los sustratos orgánicos y de su estabilidad. Un nivel del orden de 30 puede ser indicativo de la falta de descomposición del sustrato, dando lugar a una inmovilización del nitrógeno de la solución y a una reducción del oxígeno debida a la actividad microbiana. (Baixauli & Aguilar, 2002)

2) pH

“Es la medida de la concentración de acidez presente en la solución del sustrato que controla la disponibilidad de todos los nutrientes. pH 7 es neutro, menor de 7 es ácido, y mayor de 7 es alcalino o básico”. (VIFINEX, 2002)

“El pH se define como el logaritmo del inverso de la actividad de los iones H^+ en el sustrato”. (Burés, 2001)

Baixauli & Aguilar (2002), aseguran que el pH influye en la asimilabilidad de los nutrientes por la planta. Con un pH inferior a 5 pueden presentarse deficiencias de nitrógeno (N), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg) y con valores superiores a 6,5 se disminuye la asimilabilidad de hierro (Fe), fósforo (P), manganeso (Mn), boro (B), zinc (Zn), y cobre (Cu).

3) Capacidad de Intercambio Catiónico

Según VIFINEX (2002), es una medida de la capacidad de un sustrato para contener los nutrientes que se encuentran en él. Estos nutrientes no son lavados por el agua, por lo que están disponibles para la planta. Esto significa que con un valor alto de CIC la fertilización de base tendrá mayor eficiencia por no ser tan sensible a la lixiviación.

“La CIC es la capacidad de un sustrato de adsorber e intercambiar cationes. Se expresa generalmente en mili equivalente por 100 gramos de sustrato o, mejor, por litro de sustrato”. (Burés, 2001)

4) Conductividad Eléctrica

La concentración de sales solubles presentes en la solución del sustrato se mide mediante la CE. La CE es la medida de la capacidad de un material para conducir la corriente eléctrica, el valor será más alto cuanto más fácil se mueve la corriente a través del mismo. Esto significa que a mayor CE, mayor es la concentración de sales. Se recomienda que la CE de un sustrato sea baja, en lo posible menor a 1dS m⁻¹

(1+5 v/v). Una CE baja facilita el manejo de la fertilización y se evitan problemas por fitotoxicidad en el cultivo. (Barbaro, Karlanian, & Mata, 2014)

c. Propiedades Biológicas

Según Burés (2001), todos los materiales orgánicos que no son de síntesis son inestables termodinámicamente y son por lo tanto, susceptibles a degradación. La Materia Orgánica fresca es susceptible de descomposición dando como productos finales elementos minerales y ácidos húmicos y fúlvicos.

“Se conocen determinadas sustancias existentes en los sustratos orgánicos que tienen un cierto efecto estimulador sobre el crecimiento de las plantas”. (Baixauli & Aguilar, 2002)

3. Funciones de un sustrato.

Según VIFINEX (2002), hay cuatro funciones con las que debe cumplir un medio para mantener un buen crecimiento de las plantas:

- Proporcionar un anclaje y soporte para las plantas.
- Retener humedad de modo que esté disponible para las plantas.
- Permitir el intercambio de gases entre las raíces y la atmósfera.
- Servir como depósito para los nutrientes de la planta.

C. TRICHODERMA

1. Taxonomía

Tabla 1. Taxonomía del género *Trichoderma* spp.

Súper reino	Eucariota
Reino	Fungi
Filum	Ascomycota
Subfilum	Pezizomycotina
Clase	Sordariomycetes
Subclase	Hypocreomycetidae
Orden	Hypocreales
Familia	Hypocreaceae
Género	<i>Trichoderma</i>

Fuente: (NCBI, 2019)

2. Descripción

El género *Trichoderma* fue descrito por Persoon en 1794. Posteriormente, Rifai hizo el primer agrupamiento en especies agregadas que se utiliza hasta el presente, a pesar de las dificultades que se presentan para la identificación de especies por este método, debido a la cercanía morfológica y la evolución de las mismas. Son hongos saprófitos del suelo y la madera, de crecimiento muy rápido. Las especies de este género se encuentran ampliamente distribuidas por todas las latitudes, y se presentan naturalmente en diferentes ambientes, especialmente en aquellos que contienen materia orgánica o desechos vegetales en descomposición. (Martinez, Infante, & Reyes, 2013)

Infante, Martinez, Gonzales, & Reyes (2009), afirman que las especies pertenecientes al género *Trichoderma* se caracterizan por ser hongos saprófitos, que sobreviven en suelos con diferentes cantidades de materia orgánica, los cuales son capaces de descomponerla y en determinadas condiciones pueden ser anaerobios facultativos, lo que les permite mostrar una mayor plasticidad ecológica.

Intagri (2018), menciona que las diferentes especies de *Trichoderma* ejercen mecanismos de control mediante: competencia directa (por espacio y nutrientes), producción de metabolitos antibióticos, la inactivación de enzimas del agente patógeno, modificación de las condiciones ambientales, producción de sustancias promotoras del crecimiento vegetal y por micoparasitismo.

Se ha demostrado que el *Trichoderma* spp. actúa contra un amplio rango de hongos fitopatógenos transmitidos por suelo y aire. Ha sido usado contra pudriciones en un amplio rango de especies, causadas por *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Pythium*; y patógenos formadores de esclerocios como *Sclerotinia* y *Sclerotium*. (Chiriboga, Gómez, & Garcés, 2015)

3. Especies Importantes

a. *Trichoderma harzianum*

“Es un hongo que se encuentra principalmente en el suelo, granos de interés agrícola, papel y textiles. Importante por su papel como controlador biológico frente a microorganismos fitopatógenos, promotor de crecimiento e inductor de defensa vegetal”. (Vasquez, 2010)

Gato (2010), menciona que “*T. harzianum* posee una gama extraordinaria de enzimas hidrolíticas y quitinolíticas que le confiere una gran capacidad de interactuar de forma parasítica y simbiótica con microorganismos y plantas”.

b. *Trichoderma viride*

“Esta especie se encuentra fácilmente en alimentos, suelos de diferentes hábitats, madera en descomposición y cereales almacenados”. (Vasquez, 2010)

Puede desarrollarse en una amplia gama de sustratos, lo cual facilita su producción masiva para uso en la agricultura. Su gran tolerancia a condiciones ambientales extremas y a hábitats donde los hongos causan enfermedad le permiten ser eficiente agente de control, de igual forma puede sobrevivir en medios con contenidos significativos de pesticidas y otros químicos. Antagonista natural de los fitopatógenos *Rhizoctonia solani*, *Fusarium oxysporum*, *Fusarium rosseum*, *Botrytis cinerea*, *Sclerotium rolfsii*, *Sclerotinia* spp, *Phythium* spp, *Alternaria* spp, *Armillaria mellea*, *Rosellinia* spp. (Biocultivos)

D. CITOQUININAS

1. Concepto

Históricamente, el término citoquinina se acuñó como nombre genérico de una serie de sustancias, naturales o sintéticas, capaces de estimular la división celular en presencia de auxinas. Hoy sabemos que las citoquininas, como las restantes hormonas vegetales, ejercen multitud de efectos sobre el desarrollo de las plantas. No obstante, y dado que las interacciones, sinérgicas o antagónicas, entre auxinas y citoquininas son la base para explicar una serie de procesos fisiológicos, entre ellos la regulación de la división celular, esta denominación continúa siendo válida. (Segura, 2013)

Según: Fertilizar (2010), las citocininas son un grupo de hormonas vegetales que regulan diversos aspectos del crecimiento y desarrollo de las plantas, tales como la división celular, la fotosíntesis, la senescencia, el desarrollo de cloroplastos, y la partición de asimilados en los distintos órganos de la planta. A pesar de la importancia de las citocininas, este grupo de hormonas es el menos conocido con respecto a su modo de acción en las plantas.

2. Descubrimiento e identificación

Segura (2013), redacta que la idea de que la división celular en las plantas está controlada por factores químicos endógenos data de 1892, y se debe al fisiólogo alemán Weisner. Aunque en 1913 Haberlandt obtuvo las primeras comprobaciones experimentales de esta hipótesis, el descubrimiento de las citoquininas tuvo lugar en 1956, cuando el grupo de Skoog aisló la quinetina (6-furfurilaminopurina) a partir del DNA de esperma de arenque sometido al autoclave. El nombre asignado a esa sustancia se basó, obviamente, en su capacidad para promover la división celular (citocinesis) en los tejidos vegetales.

3. Actividad

Desde su descubrimiento, se ha demostrado que las citoquininas afectan a otros muchos procesos fisiológicos y del desarrollo, entre los que se incluyen la senescencia de la hoja, la movilización de los nutrientes, la dominancia apical, la formación y actividad de los meristemos del ápice caulinar, el desarrollo floral, la ruptura de la formación de la yema y la germinación de la semilla. Las citoquininas también parecen mediar en muchos aspectos del desarrollo regulado por la luz, como la diferenciación de los cloroplastos, el desarrollo del metabolismo autotrófico y la expansión del cotiledón y de la hoja. (Taiz & Zeiger, 2006)

Las citocininas no parecen ser tan móviles en la planta como las giberelinas y las auxinas. Además de estimular la división celular median un amplio rango de respuestas. En presencia de la auxina diversas concentraciones de cinetina provocan crecimiento de radículas, talluelos o bien crecimiento completamente desorganizado en el cultivo de tejido de la médula del tabaco. Quizás en relación con su efecto sobre la división celular, las citocininas también impiden la senilidad en tejidos que empiezan a envejecer. Muchos de los bioensayos que se han desarrollado utilizan este aspecto de su actividad; cuando se aplican a hojas desprendidas impiden la pérdida de clorofila, lo que puede detectarse y medirse fácilmente. Otros bioensayos dependen de sus efectos sobre la estimulación del crecimiento en cultivo de tejido o de callo de diversas plantas. (Bidwell, 1990)

E. GERMINACIÓN

Bidwell (1990), menciona que “el proceso de germinación consiste en la absorción de agua, la reactivación del metabolismo y la iniciación del crecimiento, unas cuantas cubiertas seminales son tan impermeables al agua que necesitan condiciones extremas para germinar”.

La germinación es el proceso que se inicia con la toma de agua por la semilla seca (imbibición) y termina cuando una parte de ésta (eje embrionario en dicotiledóneas o radícula en monocotiledóneas y gimnospermas) atraviesa las estructuras envolventes que la rodean (emergencia). En el caso de las semillas endospermicas (como las de las gramíneas), la resistencia que oponen estas estructuras (testa y endospermo) al embrión es tan grande que para que se produzca la emergencia es necesaria la degradación enzimática de varias zonas de dichas estructuras. (Matilla, 2013)

1. Fases de la germinación

a. Imbibición

Suárez & Melgarejo (1994), mencionan que “es el proceso de absorción de agua por la semilla. Se da por las diferencias de potencial hídrico (mátrico) entre la semilla y la solución de imbibición”.

La toma de agua por una semilla madura es trifásica: toma rápida inicial, fase de meseta (ψ entre 1 a 1.5 MPa) y nuevo incremento en la absorción de agua, que se corresponde con el período de elongación del embrión o de la radícula. La duración de cada fase dependerá de las características de la semilla (tamaño, contenido de sustratos hidratables, permeabilidad de la cubierta seminal, toma de O₂, etc.) y de las condiciones externas en las que se produce la imbibición (temperatura, composición del sustrato del suelo, contenido de humedad). Por razones no aclaradas todavía, las semillas que están en estado de dormición sólo atraviesan las dos primeras fases. (Matilla, 2013)

b. Germinación

Una vez que la semilla se ha hidratado adecuadamente, se entra en una segunda etapa del proceso de germinación, la denominada fase de germinación "sensu stricto" (en sentido estricto), que se caracteriza, entre otros hechos, porque se produce una disminución en la absorción de agua por las semillas. Durante esta etapa tiene lugar una activación generalizada del metabolismo de la semilla, lo cual es esencial para que se desarrolle la última fase del proceso de germinación, la fase de crecimiento. (Pita & Pérez, 1998)

c. Fase de crecimiento

Pita & Pérez (1998), mencionan que “en esta última fase de la germinación, paralelamente al incremento de la actividad metabólica, se produce el crecimiento y emergencia de la radícula a través de las cubiertas seminales”.

Se conoce como emergencia radicular el proceso por el cual la radícula o el eje embrionario atraviesan los tejidos envolventes y pasan de un metabolismo preferentemente anaerobio a otro típicamente aerobio. La emergencia marca el fin de la germinación y el comienzo del crecimiento de la plántula. Este proceso lo conduce básicamente la elongación celular, y puede estar acompañado de actividad mitótica. (Matilla, 2013)

F. NOGAL

1. Origen y distribución

Especie neotropical, se le conoce como nogal (Venezuela y Bolivia), cedro negro (Colombia) y tocte (Ecuador y Perú). Se ha encontrado entre los 1400 m y 3500 m de altitud, siendo su mejor zona de crecimiento y desarrollo natural desde 1800 m a 2800 m, dentro de los intervalos latitudinales 9o 41' N a 14o 09' S y longitudinales de 79 o49' a 69o 15' O. Crece en todos los valles de la cordillera de los Andes en bosque húmedo montano bajo (bhMB) y bosques secos montano bajo (bs-MB) y en transición con los bosques premontanos, dentro de bosques secundarios tardíos o maduros, bosques de galería e incluso como árboles aislados en potreros o fragmentos de bosque. Se ha encontrado que la regeneración de la especie es escasa y las poblaciones son pequeñas con individuos muy dispersos. (Toro & Roldán, 2018)

2. Taxonomía

Tabla 2. Taxonomía de *Juglans neotropica* Diels.

Dominio	<i>Biota</i>
Reino	<i>Vegetal</i>
Subreino	<i>Viridiaeplantae</i>
Phyllum	<i>Tracheophyta</i>
Subphyllum	<i>Spermatophyta</i>
Infraphyllum	<i>Angiospermae</i>
Clase	<i>Magnoliopsida</i>
Subclase	<i>Hamamelidae</i>
Superorden	<i>Juglandaneae</i>
Orden	<i>Juglandales</i>
Familia	<i>Juglandaceae</i>
Subfamilia	<i>Juglandoideae</i>
Tribu	<i>Juglandaeae</i>
Género	<i>Juglans</i>
Especie	<i>Juglans neotropica</i>

Fuente: <http://sn2000.taxonomy.nl/>

Sinonimia:

Juglans granatensis Linden

Juglans equatorensis Linden

Juglans columbiensis Dode, Bull.

Juglans honorei Dode, Bull

Juglans andina Triana ex Pérez-Arbelaéz. (Ospina, Hernández, Aristizabal, Patiño, & Salazar, 2003).

3. Descripción botánica

“El árbol es de gran tamaño; en Colombia alcanza hasta 35m de altura y 80cm de diámetro. En países como Perú y Ecuador, se han registrado crecimientos de hasta 20m de altura y 50cm de diámetro”. (Ospina et al.,2003)

Según Yamamoto & Barra (2003) “el árbol de Nogal tiene una altura máxima de 48m y un DAP de 1,1m y de ramificación monopódica”.

a. Raíz

“La raíz es pivotante y su sistema radicular grueso, con raíces fusiformes y muy ramificadas en la base del tallo presenta aletones pobremente desarrollados”. (Ospina et al., 2003).

b. Tallo

La corteza externa en estados juveniles es lisa de color grisáceo, con cicatrices en forma de media luna producto de la caída de las ramas, en árboles adultos su tonalidad es oscura casi negra, moderadamente gruesa fisurada con surcos profundos y longitudinales. (Ospina et al., 2003)

Según: Yamamoto & Barra (2003) “el fuste es recto cilíndrico con una corteza aspera que va de agrietada a muy agrietada longitudinalmente”.

c. Hojas

“Las hojas del Nogal son compuestas, alternas e imparipinnadas, cada foliolo tiene un ápice acuminado y el borde aserrado”. (Yamamoto & Barra, 2003)

“Las hojas contienen de 9 a 17 pares de foliolos lanceolados”. (ECUADORFORESTAL, 2010)

Según Ospina et al (2003) “las hojas pueden llegar a medir de entre 60cm de largo por 30 cm de ancho en estados juveniles. El raquis en su base es muy pubescente con pelos rojizos en forma glandular y algunos pelos fasciculados”.

d. Flores

“Es un árbol monoico con flores masculinas que se encuentran dispuestas en amentos péndulos y las flores femeninas se encuentran en los extremos de las ramas nuevas”. (Yamamoto & Barra, 2003)

Según: Ospina et al. (2003) “las flores estaminadas son mas largas que las pistiladas y tienen de 60 a 85 estambres conectivos, en forma de corona. Las pistiladas miden de 4 a 5 cm de largo (hasta 10 cm) y tienen ovario ínfero”.

e. Frutos

“Es una drupa carnosa bicarpelar y contiene una sola semilla”. (Yamamoto & Barra, 2003)

El fruto es indehiscente y subgloboso a ampliamente ovado con pedúnculo corto, de 3,5 a 6,0 cm de longitud y 3,5 a 6,5 cm de diámetro. Tiene cáscara gruesa, coriácea, áspera y esamosa, inicialmente de color verde. Mesocarpo carnoso de apariencia y consistencia fibrosa, rica en aceite tánico y además se considera al fruto dentro de los No Climatéricos. (Ospina et al., 2003)

f. Semillas

“Ovoide, superficie áspera, episperma se divide en dos valvas. Con tamaño de entre 5 a 8 cm de longitud y 3-4 cm de diámetro”. (Yamamoto & Barra, 2003)

“La semilla es de tipo nuez, fiurada y leñosa además de oleaginosa y comestible”. (ECUADORFORESTAL, 2010)

“Las semillas más grandes tienen un peso unitario entre 15 y 20 g mientras que las pequeñas pesan de 8 a 9,5 g cada una. De acuerdo a esto, el número de semillas por kilogramo va de 54 a 118”. (Gómez & Toro, 2007)

4. Cultivo

a. Etapa de vivero

1) Siembra y Germinación

Debido a las características de la semilla especialmente a la dureza de su testa, la cual es permeable al agua y semi o impermeable a algunos químicos o gases indispensables para el desarrollo del embrión, es necesario someterlas a un tratamiento pre germinativo. (Gómez & Toro, 2007)

Toro & Roldán (2018) mencionan dos métodos eficientes para *Juglans neotropica*: uno es hidratar en agua durante ocho días (preferentemente con agua corriente o con cambio de agua diariamente) y el otro es exponiendo las semillas al sol durante 48 horas.

“Una vez terminado el tratamiento pre germinativo se procede a sembrar las semillas de tal forma que queden ligeramente cubiertas ya que cuando se siembran muy profundas la germinación es baja o nula”. (Gómez & Toro, 2007)

“Debido a la consistencia carnosa, poco lignificada y débil de la radícula, el sustrato empleado en los germinadores deberá ser aquel que ofrezca la menor resistencia posible en el momento del trasplante (repique)”. (Ospina et al., 2003)

b. Establecimiento del cultivo

“El material se encuentra listo para trasplante al campo cuando alcance una altura de entre 30 y 40cm y se considere que ha ganado suficiente fuerza para competir en la plantación”. (Gómez & Toro, 2007)

ECUADORFORESTAL (2010), recalca que no se debe realizar plantaciones extensas y recomienda tan solo 5 ha.

c. Preparación del terreno

Las operaciones de preparación del terreno se basan en la eliminación de problemas existentes, como pudiera ser la suela de labor, para lo cual habitualmente se recurre a pases de subsolador que permiten la aireación del suelo sin provocar la inversión de los horizontes del suelo. Dentro de estas operaciones, la aplicación de enmiendas orgánicas (a razón de 20-25 toneladas por hectárea), la corrección del pH, la aplicación de determinados nutrientes (fundamentalmente fósforo, potasio y calcio) que pudieran limitar el desarrollo normal del cultivo en sus primeros años, se deben realizar antes de la plantación. (Alonso & Arcos, 2008)

d. Marco de plantación

“El distanciamiento en plantaciones puras es de 5m x 5m o 7m x 3.5m; y en sistemas agroforestales el distanciamiento es de 10m x 10m”. (ECUADORFORESTAL, 2010)

e. Hoyado

Los hoyos deben ser de 40 cm de diámetro por 40 cm de profundo, que garantice un buen desarrollo radicular de la especie, acompañado de un plateo (dejar libre de hierbas o malezas) de un metro alrededor del centro del hoyo, garantizando con ello evitar la competencia con otras especies por los nutrientes del sitio que impidan su adecuado crecimiento. (Toro & Roldán, 2018)

f. Trasplante

“Ya en el momento de sembrar la plántula se debe agregar abono orgánico que cubra el hoyo hecho y garantizar que la base del tallo quede a nivel del suelo, para evitar su pudrición por contacto con superficies”. (Toro & Roldán, 2018)

g. Podas

Desde el primero hasta el tercer año: hacer poda anual de formación (fuste libre de ramas hasta los 6 m) y fertilizar con nitrógeno (NPK) (60 g/árbol a 30 cm de profundidad y en corona, aumentando cada año a 100 g/árbol y 140 g/árbol) (Toro & Roldán, 2018)

h. Problemas fitosanitarios

“Pudrición radicular causada por hongo *Fusarium sp.*, aparece en lesiones que se produce al deformarse el cuello de la raíz por posición inadecuada de la semilla al momento de la siembra”. (Yamamoto & Barra, 2003)

“El más dañino de los hongos que ataca la semilla en su parte externa y al tallo de la plántula es el *Aspergillus sp.*, el cual ocasiona la pudrición del mismo”. (Gómez & Toro, 2007)

“Bacteriosis del Nogal, ocasionada por bacteria *Xanthomonas juglandis*, provoca manchas negras en hojas, ramas y frutos”. (Yamamoto & Barra, 2003)

Gómez & Toro (2007) mencionan a *Gretchena garai* Miller (Lepidoptera: Tortricidae) pues barren hojas y brotes tiernos en plantaciones puras. Yamamoto & Barra (2003) también mencionan como barrenador de brotes tiernos a *Hypsiphyla grandella* (Pyralidae).

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

A. CARACTERÍSTICAS DEL LUGAR

1. Localización de estudio

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el umbráculo de la Facultad de Recursos Naturales, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, cantón Riobamba, provincia de Chimborazo.

2. Ubicación geográfica

- *Lugar* : Umbráculo de la Facultad de Recursos Naturales
- *Coordenadas* : UTM
- *Datum* : WGS84.
- *Zona* : 17S.
- *X* : 757925
- *Y* : 9817440
- *Altura* : 2828 msnm:

3. Clima

- *Temperatura media anual* : 14.74°C
- *Precipitación media anual* : 517.8mm
- *Humedad relativa* : 68.90 %

4. Clasificación ecológica

Según la clasificación de (Hölldrige, 1982), la ESPOCH se encuentra dentro zona de vida estepa espinosa Montano bajo (eeMb).

B. MATERIALES

1. Materiales de Campo

Semillas de nogal, balde, colador, Trico-Sol (*Trichoderma* comercial), Citoquin (hormonas comerciales), ácido cítrico, agua hervida y al clima, esmeril, calibrador pie de rey, fundas, regadera, sustratos, Cubierta, metro, piola, cámara fotográfica.

2. Materiales de oficina

Computadora, hojas, lápiz, impresora, calculadora.

C. METODOLOGÍA

1. Diseño Experimental

Para este estudio se utilizó un diseño de bloques completos al azar bifactorial.

Tabla 3. Diseño Experimental

Sustrato	Tratamiento pre germinativo	Semillas	Tratamientos
S1	E1	160	T1=S1E1
	E2	160	T2=S1E2
	E3	160	T3=S1E3
	E4	160	T4=S1E4
	E5	160	T5=S1E5
S2	E1	160	T6=S2E1
	E2	160	T7=S2E2
	E3	160	T8=S2E3
	E4	160	T9=S2E4
	E5	160	T10=S2E5

Fuente: (Almeida E., 2020)

2. Factores en estudio

a. Sustratos

S1: Turba 40%, Tierra negra de páramo 20%, Arena 20%, Cascarilla de arroz 20%.

S2: Turba 40%, Tierra negra de páramo 20%, Arena 20%, Cascarilla de arroz 20%, Trichoderma + Citoquininas.

b. Métodos de escarificación o Tratamientos pre germinativos

E1= Choque térmico

E2= Ácido Cítrico

E3= Lijado de endocarpio

E4= Hidratación por 7 días

E5= Solarización por 48h

3. Tratamientos y Unidades Experimentales

Cómo podemos observar en la Tabla 3, al ser 2 sustratos y 5 tratamientos pre germinativos el producto de estos nos muestra la cantidad de tratamientos, siendo 10 para esta investigación. Cada Tratamientos contará con 3 repeticiones, dando un total de 30 Unidades experimentales las cuales llevaran 20 plántulas de nogal.

4. Disposición de los tratamientos en estudio.

a. Sustrato No Enriquecido

Tabla 4. Disposición de los tratamientos en estudio en el campo según S1.

SUSTRATO NO ENRIQUECIDO (S1)		
R1	R2	R3
T5=S1E5	T5=S1E5	T5=S1E5
T1=S1E1	T1=S1E1	T1=S1E1
T2=S1E2	T2=S1E2	T2=S1E2
T3=S1E3	T3=S1E3	T3=S1E3
T4=S1E4	T4=S1E4	T4=S1E4

Fuente: (Almeida E., 2020)

b. Sustrato Enriquecido

Tabla 5. Disposición de los tratamientos en estudio en el campo según S2.

SUSTRATO ENRIQUECIDO (S2)		
R1	R2	R3
T10=S2E5	T10=S2E5	T10=S2E5
T9=S2E4	T9=S2E4	T9=S2E4
T8=S2E3	T8=S2E3	T8=S2E3
T7=S2E2	T7=S2E2	T7=S2E2
T6=S2E1	T6=S2E1	T6=S2E1

Fuente: (Almeida E., 2020)

5. Características del campo experimental

El estudio se realizó en el umbráculo forestal de la Facultad de Recursos Naturales de la Escuela Superior Politécnica del Chimborazo, cantón Riobamba, provincia de Chimborazo. La fase de campo empezó el 12 de Junio del 2019 y Culminó el 19 de Diciembre del mismo año.

Sustratos: 2

Métodos de escarificación: 5

Tratamientos: 10

Repeticiones: 3

Unidades experimentales: 30

Semillas usadas por tratamientos: 160

Semillas usadas: 1600

Plantas repicadas por tratamiento: 60

Plantas por repetición: 20

Plantas usadas en el estudio: 600

6. Análisis de varianza

Tabla 6. Análisis de Varianza (ADEVA)

<u>F.V.</u>	<u>g.l</u>
<u>Modelo</u>	29
<u>Sustrato</u>	1
<u>Tratamiento</u>	4
<u>Repetición</u>	2
<u>Sustrato*Tratamiento</u>	4
<u>Error</u>	290
<u>Total</u>	299

Fuente: (Almeida E., 2020)

7. Análisis Funcional

- Se utilizó la Prueba de TUKEY al 5% cuando existieron diferencias significativas para los tratamientos.

8. Variables evaluadas

- Porcentaje de germinación.
- Días a la emergencia
- Altura de la planta a los 30, 60 y 90 días del repique.
- Diámetro del cuello del tallo a los 30, 60 y 90 días del repique.
- Longitud de la raíz principal a los 30, 60 y 90 días del repique
- Relación Beneficio/Costo

9. Manejo del ensayo

a. Sustrato

Para la preparación del sustrato se utilizó 40% de Turba, 20% Tierra negra de páramo, 20% de Arena y 20% de Cascarilla de arroz. Siendo esa la base del sustrato, a la cama número 32 se le colocó Trichoderma y citoquininas comerciales.

Para la preparación de las camas 32 y 34 se utilizó 0,9 m³ de sustrato.

b. Métodos de escarificación.

Para el T1 o choque térmico se utilizó agua a temperatura ambiente para remojar las semillas y después se las traslado a un recipiente con agua hirviendo causando así el choque térmico, luego de esto las semillas se siembran inmediatamente.

Para el T2 se remojó las semillas en Ácido cítrico por un período de 30 minutos para luego retirar y enjuagar las mismas para llevarlas al sustrato.

Para el T3 se utilizó un esmeril para eliminar parte del endocarpio y que de esta manera el agua pueda ingresar al embrión, causando el rompimiento de la dormancia.

En el T4 se remojaron las semillas en agua a temperatura ambiente por 7 días, cambiando esta agua diariamente.

En el T5 se expusieron las semillas al sol por 48 horas.

c. Desinfección de semillas

Para la desinfección de semillas se utilizó el producto Cubierta a una dosificación de 5 gramos por kg de semilla, siguiendo las indicaciones del producto mismo.

d. Enriquecimiento del sustrato

Para el enriquecimiento del sustrato (S2) se utilizó *Trichoderma* spp. del producto Trico-Sol en presentación de polvo mojable. Este producto contiene un 40% de Ingrediente activo (*T. harzianum*, *T. viride* y *T. Koningii*) y un 60% de ingrediente inerte, además en cada gramo contiene 5×10^{10} esporas. Se utilizó a una razón de 2 gramos por cada 4 litros de agua.

También se utilizó Cytokin para el enriquecimiento del mismo, este producto contiene 0,01% de citoquininas como kinetin. Se lo utilizó a una razón de 25cc por cada 20 Litros de agua.

e. Controles fitosanitarios

Uno de los problemas que se presentaron al momento de la emergencia de la plántula de *Juglans neotropica* Diels fueron los insectos lo cuales empezaron a comerse las hojas jóvenes, pero esto fue controlado con el producto INSECTOR el cual viene en presentación líquida y por lo cual nos ayudamos de una boba de fumigar para dispersar el producto que estaba mezclado con agua a una razón de 0,5ml por Litro de agua. La primera fumigación se realizó en Noviembre en ambas camas.

10. Toma periódica de datos de germinación y de crecimiento inicial de las plántulas

a. Germinación

Las semillas de nogal empezaron a germinar y a emerger a partir de los primeros 60 días y se les dejó emerger hasta los 90 para tomar los datos de germinación y para realizar el repique de las plántulas.

b. Altura

La altura se midió la primera vez a los 30 días desde el repique, para luego hacerlo nuevamente a los 60 y 90 días. Se realizó la medición con ayuda de un metro y se la expresó en unidad de centímetros.

c. Diámetro del cuello del tallo

Para la medición del diámetro del cuello del tallo se utilizó un calibrador pie de rey digital y esta herramienta nos brinda el dato de la medición en milímetros. Los datos se tomaron a los 30, 60 y 90 días.

d. Longitud de la raíz principal

Para la medición de la raíz principal de *Juglans neotropica* Diels, se sacaron las medias de las alturas de cada una de las unidades experimentales. Luego se buscó un ejemplar en cada una de las unidades experimentales que se acerca a la media de la altura y se lo sacrificó para la observación de la raíz, la medición se realizó con ayuda de una cinta métrica y se expresaron los valores en unidades de

centímetros. Las mediciones se realizaron en las mismas fechas que las de Altura de planta y diámetro del cuello del tallo. Al final se sacrificó un total de 90 plántulas de nogal.

11. Cálculo de la relación beneficio costo

Para el cálculo de la relación Beneficio Costo se utilizó la metodología de Costos parciales.

VII. RESULTADOS Y DISCUSIONES

A. GERMINACIÓN

Tabla 7. Porcentaje de germinación de los diferentes tratamientos o métodos de escarificación en el sustrato enriquecido.

SUSTRATO ENRIQUECIDO						
Tratamiento	Germinadas	Repicadas	Tot. Germ.	Sembradas	Porcentaje	
E1	59	60	119	160	74,38	
E2	43	60	103	160	64,38	
E3	61	60	121	160	75,63	
E4	34	60	94	160	58,75	
E5	47	60	107	160	66,88	

Fuente: (Almeida E., 2020)

En la variable sustrato enriquecido podemos observar que a los 2 meses de sembrada la semilla de *Juglans neotropica* Diels se observó que, el mejor tratamiento es el T3 con un porcentaje de 75,63% y el más bajo fue el T4 el cual tiene un porcentaje de germinación del 58,75%, el resto de tratamientos se encuentran inmersos de este rango.

Tabla 8. Porcentaje de Germinación de los diferentes tratamientos o métodos de escarificación en el sustrato no enriquecido.

SUSTRATO NO ENRIQUECIDO						
Tratamiento	Germinadas	Repicadas	Tot. Germ.	Sembradas	Porcentaje	
E1	54	60	114	160	71,25	
E2	28	60	88	160	55,00	
E3	16	60	76	160	47,50	
E4	32	60	92	160	57,50	
E5	40	60	100	160	62,50	

Fuente: (Almeida E., 2020)

En la variable sustrato no enriquecido con *Trichoderma* spp. más citoquininas se observó que el porcentaje de germinación del T1 es de 71,25% siendo el valor más alto, mientras que el del T3 viene a ser el valor más bajo.

1. Análisis de Varianza para la germinación

Tabla 9. Análisis de varianza para la variable porcentaje de germinación.

F.V.	GI	CM	F	Significancia
SUSTRATO	1	640,89	519,06	**
TRATAMIENTO	4	203,07	164,47	**
SUSTRATO*TRATAMIENTO	4	180,74	146,39	**
Error	20	1,23		
Total	29			

Fuente: (Almeida E., 2020)

** : Diferencias altamente significativas; * : Diferencias significativas; ns: Diferencias no significativas.

En la Tabla 9 el análisis de varianza para la variable germinación, se observó diferencias altamente significativas para las respuestas sustrato, tratamientos y la interacción sustratos por tratamientos con un coeficiente de variación de 1.75.

2. Prueba de Tuckey al 5% para la germinación

Tabla 10. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la germinación de *Juglans neotropica* Diels según el Sustrato

SUSTRATO	MEDIAS	GRUPO
2	68,00	A
1	58,75	B

Fuente: (Almeida E., 2020)

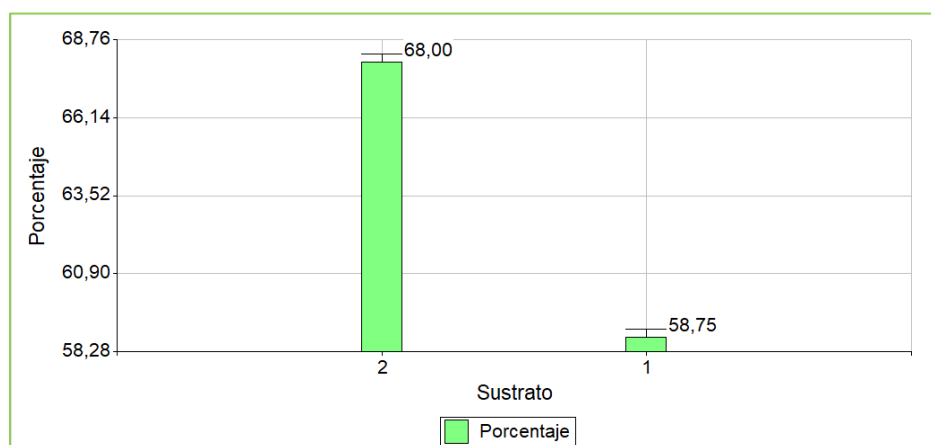


Figura 1. Porcentaje de germinación de acuerdo al Sustrato.

En la prueba de Tukey al 5% para la variable germinación en base al sustrato tenemos que en el sustrato 2 presenta una media de 68% mientras el Sustrato 1 presenta una media de 58.75% dejándonos en claro que el Sustrato enriquecido ha ejercido un efecto positivo al proceso de germinación y emergencia de las semillas.

Tabla 11. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la germinación de *Juglans neotropica* Diels según los Tratamientos o métodos de escarificación.

TRATAMIENTOS	MEDIAS	GRUPO
1	72,82	A
5	64,69	B
3	61,56	C
2	59,69	C D
4	58,13	D

Fuente: (Almeida E., 2020)

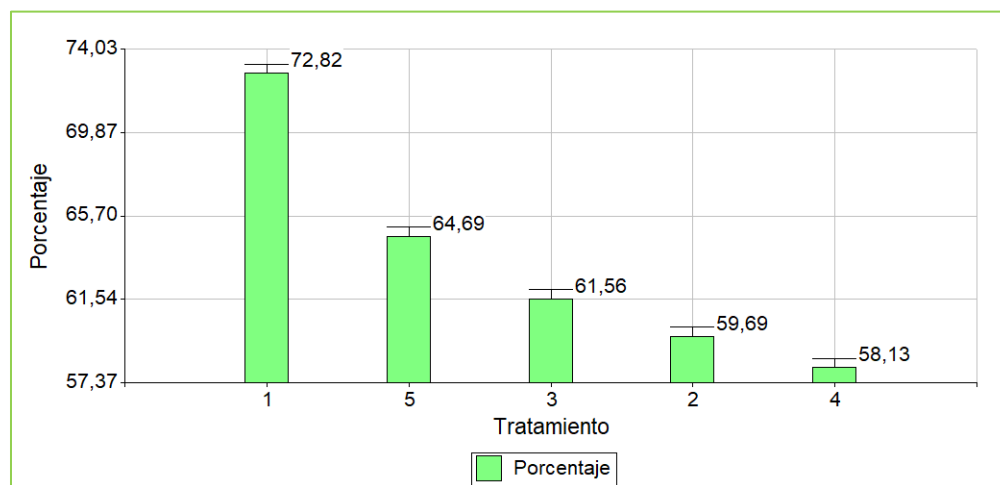


Figura 2. Porcentaje de germinación de acuerdo al Tratamiento o método de escarificación.

En la separación de las medias por la prueba de Tukey al 5% podemos observar tanto en la Figura 2 como en la Tabla 11 que el Tratamiento 1 presenta una media de 72,82% correspondiente al método de choque térmico, mientras El T4 fue el tratamiento con el valor más bajo alcanzando 58,13%

Según Gómez & Toro la hidratación de las semillas por 30 días alcanza un porcentaje de germinación de hasta 90%, cambiando diariamente el agua, pero también aseguran que semillas hidratadas tan solo por 8

días alcanzan buena germinación aunque de manera más lenta. Tomando esto en consideración podemos decir que se discrepa esta aseveración puesto que el Tratamiento 4 que consiste en remojar las semillas por 7 días con cambio diario de agua, tan sólo alcanzo el 58,13% de germinación. Toro & Roldán, aportan diciendo que hidratar las semillas por mas de una semana reduce a menos del 50% la germinación de estas.

Tabla 12. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la germinación de *Juglans neotropica* Diels según la interacción Sustrato/Tratamiento

Sustrato (S)	Tratamientos (E)	Medias	GRUPO
2	3	75,62	A
2	1	74,39	A B
1	1	71,26	B
2	5	66,87	C
2	2	64,37	C D
1	5	62,51	D
2	4	58,75	E
1	4	57,71	E F
1	2	55,00	F
1	3	47,50	G

Fuente: (Almeida E., 2020)

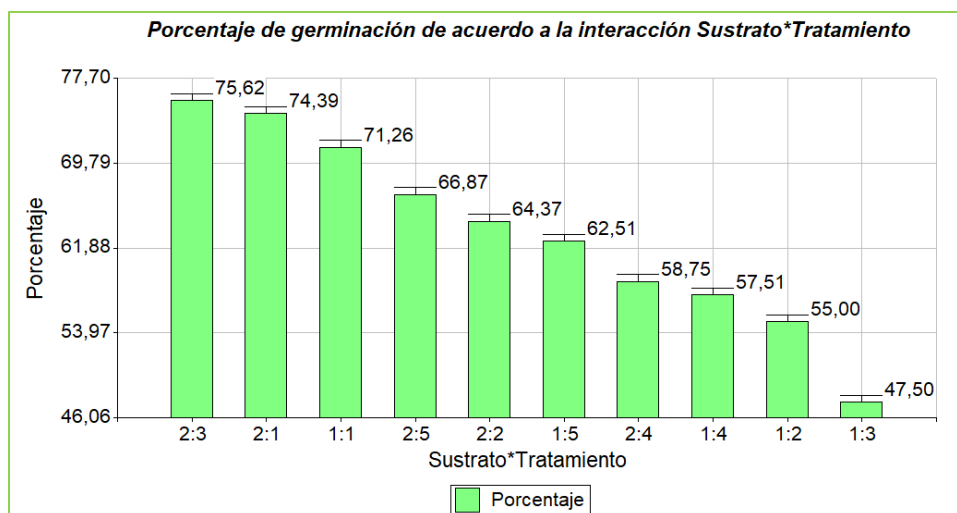


Figura 3. Porcentaje de Germinación de acuerdo a la Interacción Sustrato/Tratamiento

En la Figura 3 podemos observar las medias del porcentaje de germinación, comparadas por cada Sustrato y Tratamiento. Hay que recordar que el número de semillas sembradas por Tratamiento fue de 160.

La prueba de Tukey al 5% detallada en la Tabla 12 nos muestra que el T8 (2:3) correspondiente al método de lijado del endocarpio más el Sustrato enriquecido tiene un porcentaje de germinación del 75,62%, siendo este el mejor tratamiento en cuanto a germinación, mientras que su homólogo el T3 (1:3) del sustrato no enriquecido tiene el menor porcentaje de germinación siendo un 47,5%.

Esto se puede explicar puesto que el lijado del endocarpio deja descubierta a la misma logrando así la entrada del agua al embrión, lo cual es favorable siempre y cuando no existan agentes patógenos en el sustrato puesto que ciertos hongos pueden causar la pudrición del mismo, así como también la sobre exposición a la humedad tiene efectos negativos en este.

“*Trichoderma* spp., tiene diversas ventajas como agente de control biológico, pues posee un rápido crecimiento y desarrollo. Aparte de esto produce una gran cantidad de enzimas, inducibles con la presencia de hongos fitopatógenos.” (Chiriboga, Gómez, & Garcés, 2015). Sabiendo esto podemos aseverar el efecto biocontrolador del *Trichoderma* puesto que en el Sustrato 1, no existía la presencia de este hongo.

B. ALTURA DE LA PLÁNTULA

1. 30 días

a. Análisis de Varianza

Tabla 13. Análisis de Varianza para la variable Altura tomada a los 30 días

F.V.	GI	CM	F	Significancia
SUSTRATO	1	1346,62	85,94	**
TRATAMIENTO	4	641,83	40,96	**
SUSTRATO*TRATAMIENTO	4	242,39	15,47	**
Error	290	15,67		
Total	299			

Fuente: (Almeida E., 2020)

** : Diferencias altamente significativas; * : Diferencias significativas; ns : Diferencias no significativas.

En el análisis de varianza para la variable altura de planta se observa diferencias altamente significativas para las respuestas sustratos, tratamientos y la interacción sustratos por tratamientos, con un coeficiente de variación de 24,56.

b. Prueba de Tukey al 5%

Tabla 14. Separación de medias por medio de Tukey al 5% para la variable altura por el sustrato tomada a los 30 días.

SUSTRATO	MEDIAS	GRUPO
2	18,24	A
1	14,00	B

Fuente: (Almeida E., 2020)

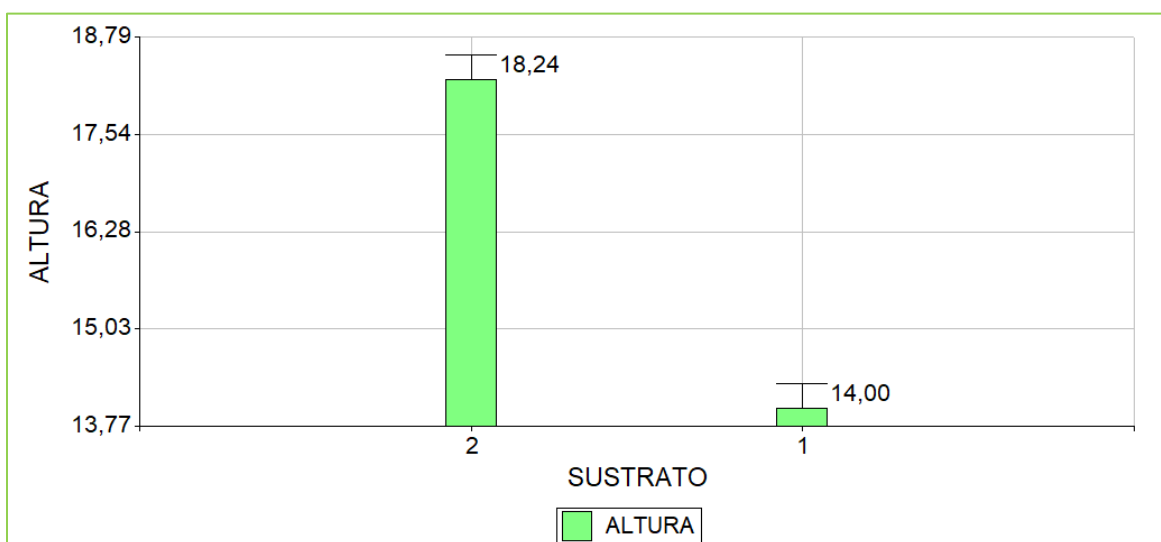


Figura 4. Altura de la planta por el Sustrato a los 30 días

Según la prueba de Tukey al 5%, para la variable altura de planta, en el sustrato enriquecido se obtuvo una media de 18,24 cm, mientras que para el Sustrato no enriquecido la media fue de 14cm.

Según estos resultados podemos presumir que el efecto positivo del sustrato en el desarrollo y vigor de los plantines se debe a la influencia ejercida tanto por *Trichoderma* y citoquininas.

Tabla 15. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la variable altura por los tratamientos o métodos de escarificación tomada a los 30 días

TRATAMIENTOS	MEDIAS	GRUPO
E5= Solarización	20,13	A
E4=Hidratación	18,84	A
E1=Choque Térmico	14,95	B
E2=Ácido cítrico	14,48	B
E3=Lijado	12,21	C

Fuente: (Almeida E., 2020)

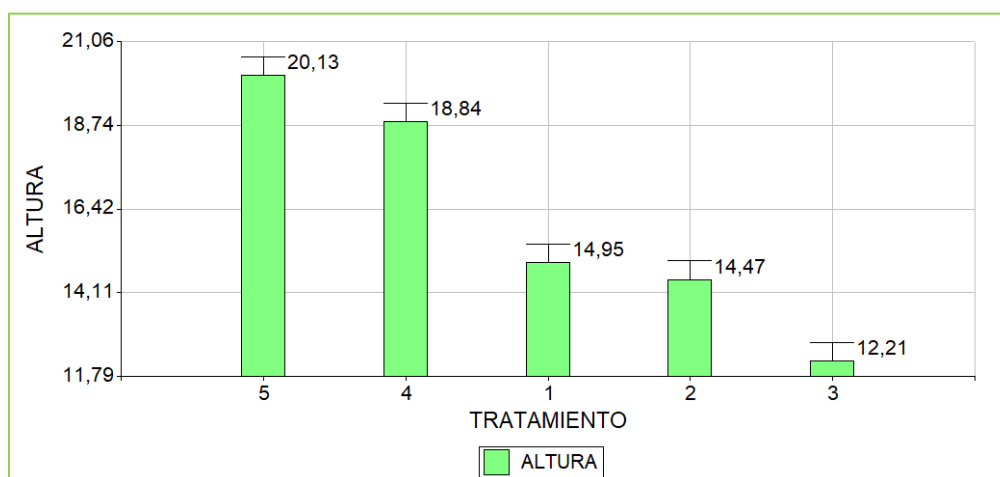


Figura 5. Altura de planta por Tratamiento tomada a los 30 días

En la prueba de Tukey al 5% el método de solarización (E5) obtuvo una media de altura de 20,13cm, siendo el valor más alto. Por otro lado el Lijado de endocarpio (E3) obtuvo 12,21cm siendo el más bajo.

Tabla 16. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la variable altura por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 30 días

Sustrato (S)	Tratamientos (E)	Medias	GRUPO
2	5	24,62	A
2	4	22,82	A
2	1	16,46	B
1	5	15,63	B
2	2	15,05	B C
1	4	14,87	B C
1	2	13,90	B C
1	1	13,43	B C

2	3	12,25	C
1	3	12,18	C

Fuente: (Almeida E., 2020)

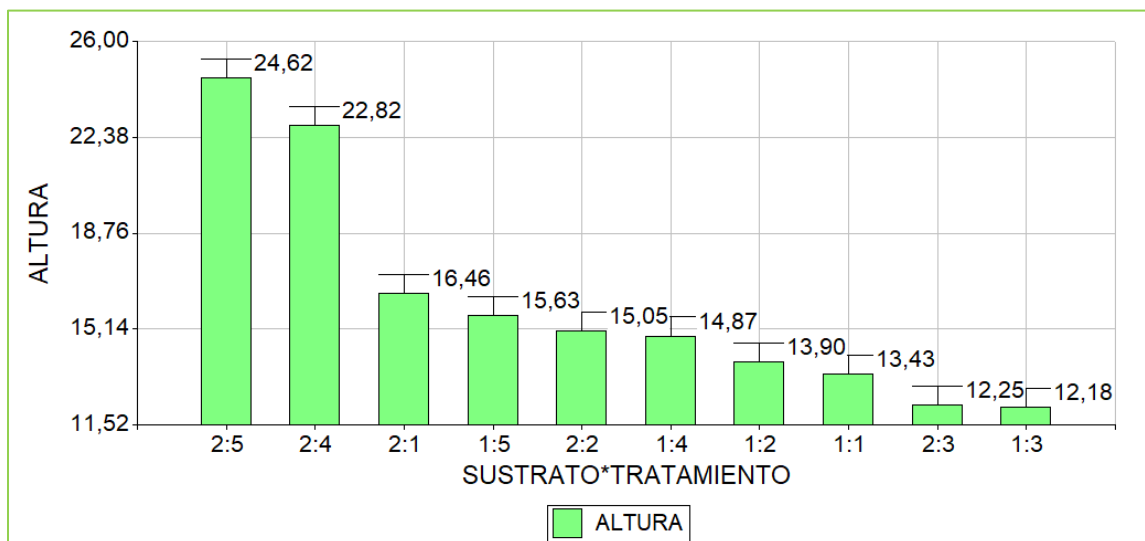


Figura 6. Altura de la planta por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 30 días

En base a la prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta según la interacción de los Sustratos con los Tratamientos se observa como en el primer mes después del repique, el tratamiento T10 (2:5) mantiene una altura media de 24,62cm siendo el más alto mientras que el tratamiento T3 (1:3) presenta una altura media de 12,18cm siendo el más bajo.

2. Datos a los 60 días

a. Análisis de Varianza

Tabla 17. Análisis de Varianza para la variable Altura tomada a los 60 días

F.V	gl	CM	F	Significancia
SUSTRATO	1	2042,59	115,41	**
TRATAMIENTO	4	889,15	50,24	**
SUSTRATO*TRATAMIENTO	4	345,76	19,54	**
Error	290	17,70		
Total	299			

Fuente: (Almeida E., 2020)

** : Diferencias altamente significativas; * : Diferencias significativas; ns: Diferencias no significativas.

En el análisis de varianza para la variable altura a los 60 días se observa, que existen diferencias altamente significativas en todas las variables tomadas en cuenta. Con un coeficiente de variación de 21,52.

b. Prueba de Tukey al 5%

Tabla 18. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Altura por los Sustratos tomada a los 60 días.

SUSTRATO	MEDIAS	GRUPO
2	22,16	A
1	16,94	B

Fuente: (Almeida E., 2020)

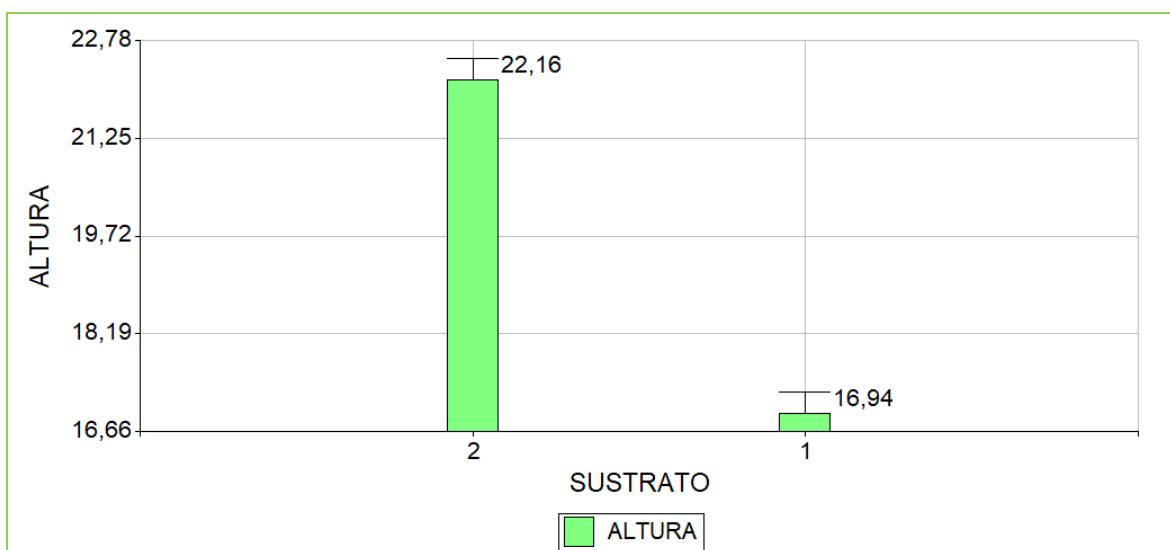


Figura 7. Altura de la planta por el Sustrato tomada a los 60 días

Podemos observar que según la prueba de Tukey al 5% las medias de altura fueron 22,16cm para el Sustrato enriquecido y 16,94 para el Sustrato no enriquecido.

Tabla 19. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Altura or el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 60 días

TRATAMIENTOS	MEDIAS	GRUPO
E5=Solarización	23,87	A
E4=Hidratación	23,32	A

E1=Choque Térmico	17,98	B
E2=Ácido Cítrico	17,43	B
E3=Lijado	15,14	C

Fuente: (Almeida E., 2020)

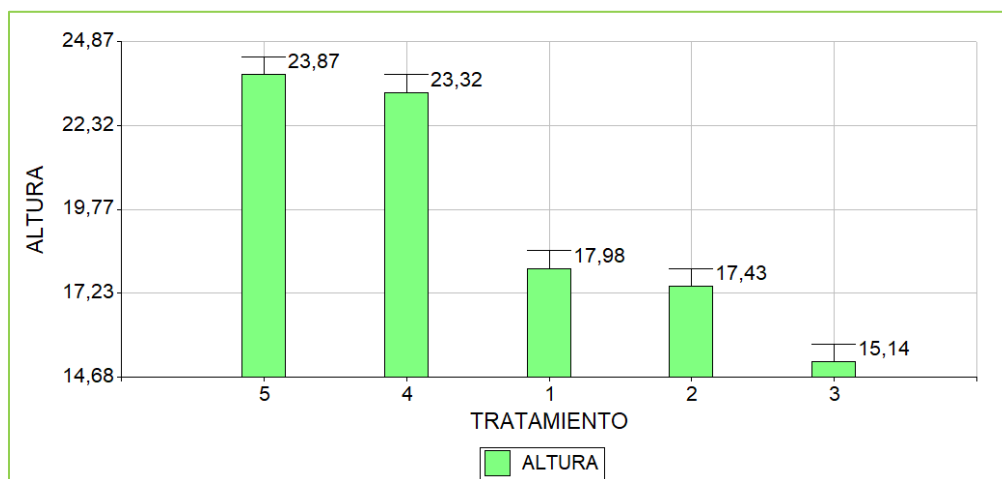


Figura 8. Altura de la planta por el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 60 días

En las ilustraciones (Tabla 19 y Figura 8) podemos ver las medias de Altura por método de escarificación, y se puede notar como existe gran diferencia entre los mismos. El método de escarificación (E5) se mantiene con el valor más alto (23,87cm) mientras que el E3 (Lijado de endocarpio) es el más bajo con 15,14cm.

Tabla 20. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la variable altura por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 60 días.

Sustrato (S)	Tratamientos (E)	Medias	GRUPO
2	5	29,24	A
2	4	28,34	A
2	1	19,37	B
1	5	18,49	B C
2	2	18,45	B C
1	4	18,31	B C D
1	1	16,59	B C D
1	2	16,40	B C D
2	3	15,38	C D

1	3	14,90	D
---	---	-------	---

Fuente: (Almeida E., 2020)

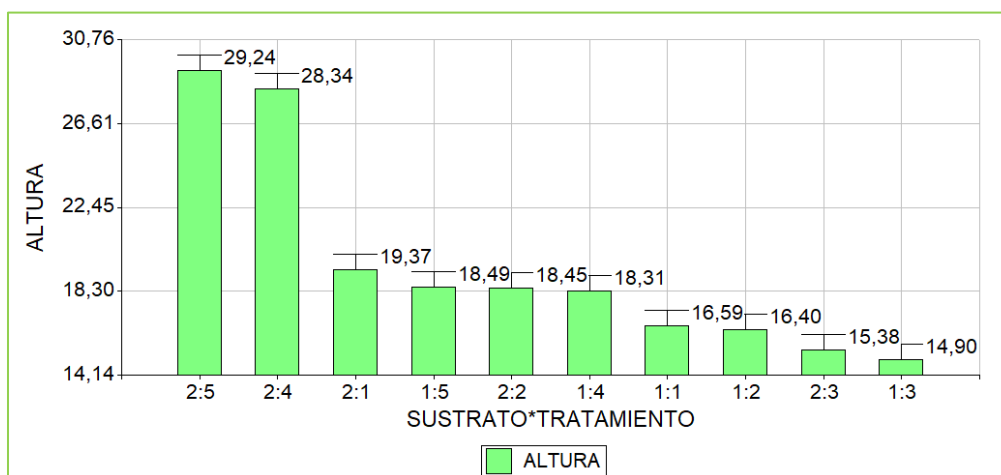


Figura 9. Altura de la planta por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 60 días

En la prueba de Tukey al 5% podemos observar que el tratamiento T10 (2:5) tiene una media de 29,24cm para la variable altura, siendo el valor más alto. El tratamiento T3 (1:3) con una media de 14,90cm es el tratamiento con el valor más bajo, el resto de tratamientos oscilan dentro de estos valores.

3. Datos a los 90 días

a. Análisis de varianza

Tabla 21. Análisis de varianza para la variable altura de planta tomada a los 90 días

F.V	gl	CM	F	Significancia
SUSTRATO	1	2573,13	132,97	**
TRATAMIENTO	4	780,61	40,34	**
SUSTRATO*TRATAMIENTO	4	308,45	15,94	**
Error	290	19,35		
Total	299			

Fuente: (Almeida E., 2020)

**: Diferencias altamente significativas; *: Diferencias significativas; ns: Diferencias no significativas.

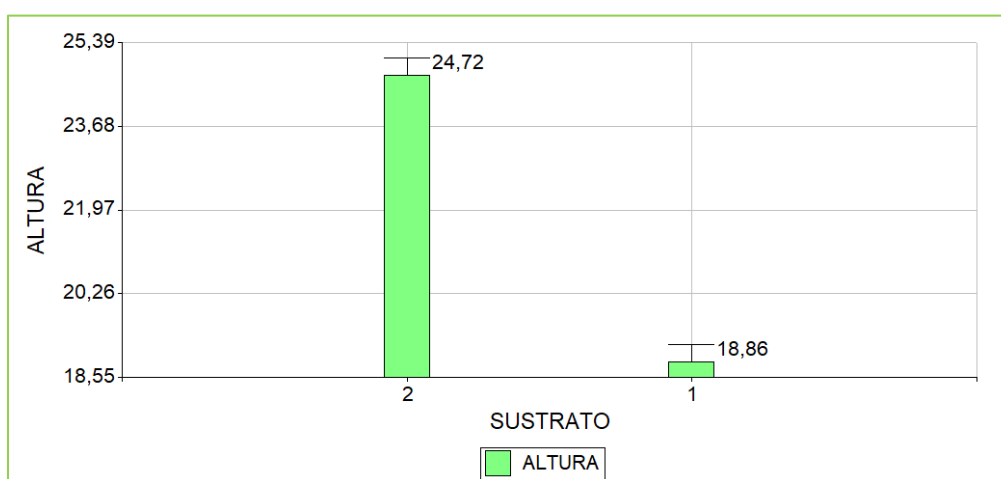
Con un coeficiente de variación de 20,19 el análisis de varianza en cuanto a Altura, ha dado a notar diferencias altamente significativas entre los tratamientos o métodos de escarificación, sustratos y la interacción de ambos.

b. Prueba de Tukey al 5%

Tabla 22. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la variable altura de planta por Sustratos tomada a los 90 días

SUSTRATO	MEDIAS	GRUPO
2	24,72	A
1	18,86	B

Fuente: (Almeida E., 2020)

**Figura 10.** Altura de la planta por Sustrato tomada a los 90 días

La prueba de Tukey al 5% muestra la diferencia de altura de la planta entre los sustratos. El Sustrato 2 o enriquecido presenta una altura media de 24,72cm y el Sustrato 1 o no enriquecido muestra un media de altura de 18,86cm.

Tabla 23. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Altura por los Métodos de escarificación tomada a los 90 días.

TRATAMIENTO	MEDIAS	GRUPO
E5=Solarización	25,58	A
E4=Hidratación	25,26	A
E1=Choque térmico	20,87	B
E2=Ácido Cítrico	20,18	B
E3=Lijado	17,08	C

Fuente: (Almeida E., 2020)

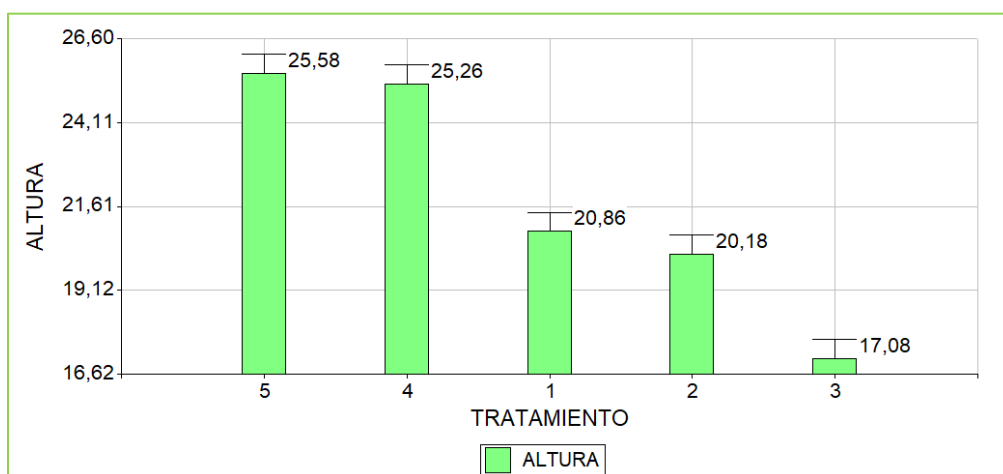


Figura 11. Altura de la planta por el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 90 días

Para los métodos de escarificación la prueba Tukey al 5% nos indica que el método E5 (Solarización) con una media de 25,58 para la variable altura, es el valor más alto, mientras que el método E3 (lijado de endocarpio) tiene una media de 17,0cm, siendo este el valor más bajo.

Tabla 24. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Altura por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 90 días.

Sustrato (S)	Tratamientos (E)	Medias	GRUPO
2	5	31,00	A
2	4	30,57	A
2	1	22,36	B
2	2	21,97	B C
1	5	20,15	B C D
1	4	19,95	B C D E
1	1	19,37	B C D E
1	2	18,40	C D E
2	3	17,71	D E
1	3	16,45	E

Fuente: (Almeida E., 2020)

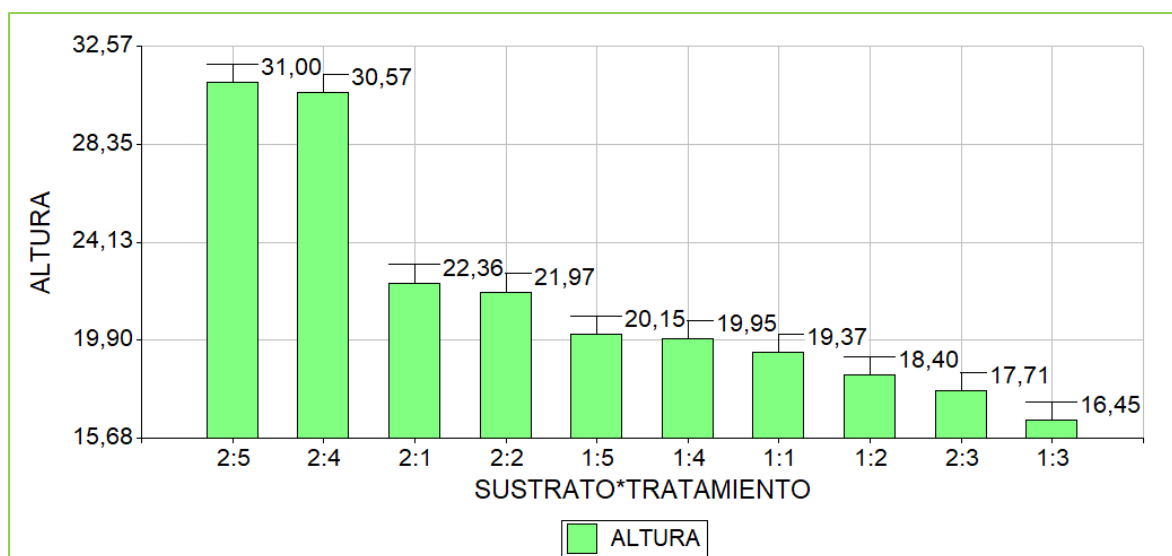


Figura 12. Altura de la planta por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 90 días.

Los datos arrojados por la prueba de Tukey al 5% se observó como el T10 (2:5) tiene una altura media de 31cm seguido del T9 (2:4) que tiene 20,57cm de altura media. Mientras el valor más bajo es del T3 (1:3) 16,45cm.

4. Tablas de Resumen para la prueba de Tukey al 5%

Tabla 25. Resumen de las medias para altura de planta obtenidas por sustrato tomadas a los 30, 60 y 90 días.

DÍAS	SUSTRATO 1	SUSTRATO 2
30	14,00	18,24
60	16,94	22,16
90	18,86	24,72

Fuente: (Almeida E., 2020)

Al final el Sustrato enriquecido mostro plantas con alturas medias de 24,72cm mientras que el Sustrato no enriquecido de 18,86cm.

Según Martínez, Infante, & Reyes, (2013) recientemente se ha descubierto un nuevo mecanismo antagonista por parte de *Thricoderma*, como colonizador de raíces, este hongo ayuda a que estas obtengan tolerancia al estrés acelerando el desarrollo de las raíces, solubilizan los nutrientes inorgánicos, estimulan el crecimiento vegetal y generan resistencia, su objetivo es activar la defensa bioquímica y fisiológica de la planta y de esta manera actúan indirectamente sobre los agentes patógenos.

Esto explicaría el hecho de que las plantas en el sustrato enriquecido mantienen una diferencia muy notable en cuanto a altura se refiere como lo detallan la prueba de Tukey al 5%

Tabla 26. Resumen de las medias para altura de planta obtenidas por método de escarificación tomadas a los 30, 60 y 90 días.

DÍAS	E1	E2	E3	E4	E5
30	14,95	14,48	12,21	18,84	20,13
60	17,98	17,43	15,14	23,32	23,87
90	20,87	20,18	17,08	25,26	25,58

Fuente: (Almeida E., 2020)

En la Tabla resumida de la prueba de Tukey al 5% para la Altura en base al tratamiento pre germinativo utilizado podemos observar como la solarización (E5) llega a alcanzar 25,58cm con un crecimiento mensual de 2,73 y el lijado del endocarpio en cuanto a altura con tan solo 17,08cm y un crecimiento mensual de 2,44cm.

Tabla 27. Resumen de las medias para altura de planta por la interacción sustrato/tratamiento tomadas a los 30, 60 y 90 días.

Días	T1(1:1)	T2(1:2)	T3(1:3)	T4(1:4)	T5(1:5)	T6(2:1)	T7(2:2)	T8(2:3)	T9(2:4)	T10(2:5)
30	13,43	13,90	12,18	12,18	15,63	16,46	15,05	12,25	22,82	24,62
60	16,59	16,40	14,90	18,31	14,89	19,37	18,45	15,38	28,34	29,24
90	19,37	18,40	16,45	19,95	20,15	22,33	21,97	17,71	30,57	31,00

Fuente: (Almeida E., 2020)

El T10 tiene un crecimiento en altura de 3,19cm/mes y el T9 crece a razón de 3,88cm/mes como ya se mencionó anteriormente son los Tratamientos con mayor valor en cuanto a altura y el T3 tiene un crecimiento mensual de 2,97cm siendo el tratamiento más deficiente.

C. DIÁMETRO DEL TALLO

1. 30 días

a. Análisis de varianza

Tabla 28. Análisis de varianza para la variable Diámetro del Tallo tomada a los 30 días.

F.V	gl	CM	F	Significancia
SUSTRATO	1	2,16	5,15	Ns
TRATAMIENTO	4	3,92	9,35	**
SUSTRATO*TRATAMIENTO	4	3,29	7,85	**
Error	290	0,42		
Total	299			

Fuente: (Almeida E., 2020)

** : Diferencias altamente significativas; * : Diferencias significativas; ns: Diferencias no significativas.

Según el análisis de varianza, en el Sustrato no existió diferencia significativa. Para los tratamientos o métodos de escarificación y para la interacción de estos con el Sustrato se obtuvo diferencias altamente significativas. El ADEVA tuvo un coeficiente de variación de 14,57.

b. Prueba de Tukey al 5%

Tabla 29. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Diámetro del tallo por los Tratamientos o métodos de escarificación tomada a los 30 días.

TRATAMIENTOS	MEDIAS	GRUPO
E4=Hidratación	4,85	A
E5=Solarización	4,56	A B
E3=Lijado de Endocarpio	4,32	B C
E1=Choque térmico	4,28	B C
E2=Ácido Cítrico	4,23	C

Fuente: (Almeida E., 2020)

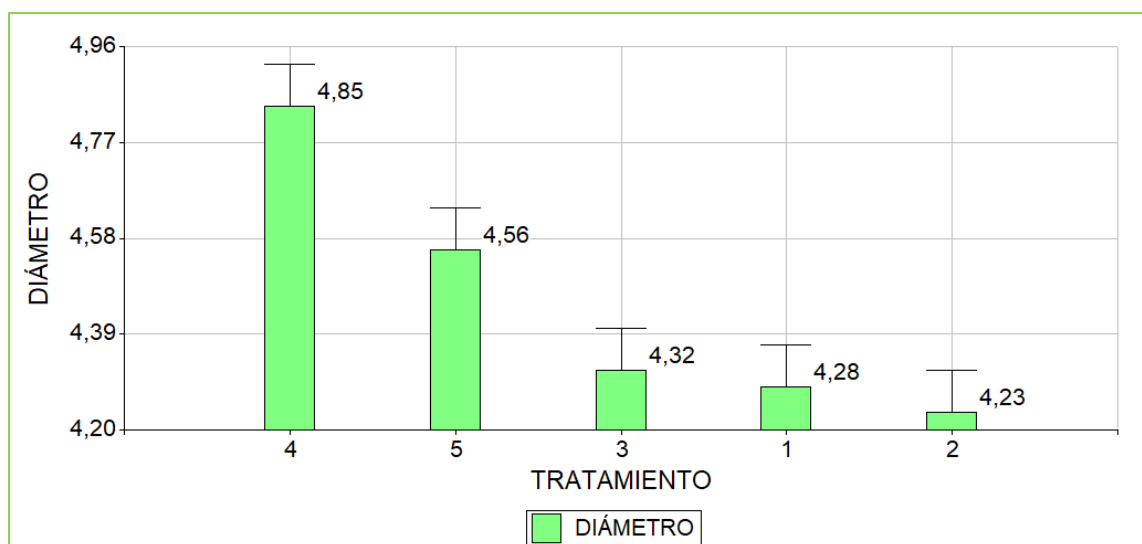


Figura 13. Diámetro del Tallo por el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 30 días.

La prueba de Tukey al 5% en base a la variable Diámetro del tallo con respecto al Tratamiento pre germinativo nos muestra que el E4 mantiene una media de 4,85mm siendo el valor más alto mientras que el E2 mantiene una media de 4,23mm siendo el menor valor. El resto de métodos de escarificación se encuentran inmersos en estos valores.

Tabla 30. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Diámetro del Tallo por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 30 días.

Sustrato (S)	Tratamientos (E)	Medias	GRUPO
2	4	5,18	A
2	5	4,75	A
2	3	4,54	B
1	4	4,51	B C
1	1	4,47	B C
1	2	4,37	B C
1	5	4,37	B C
2	1	4,09	C
2	2	4,09	C
1	3	4,09	C

Fuente: (Almeida E., 2020)

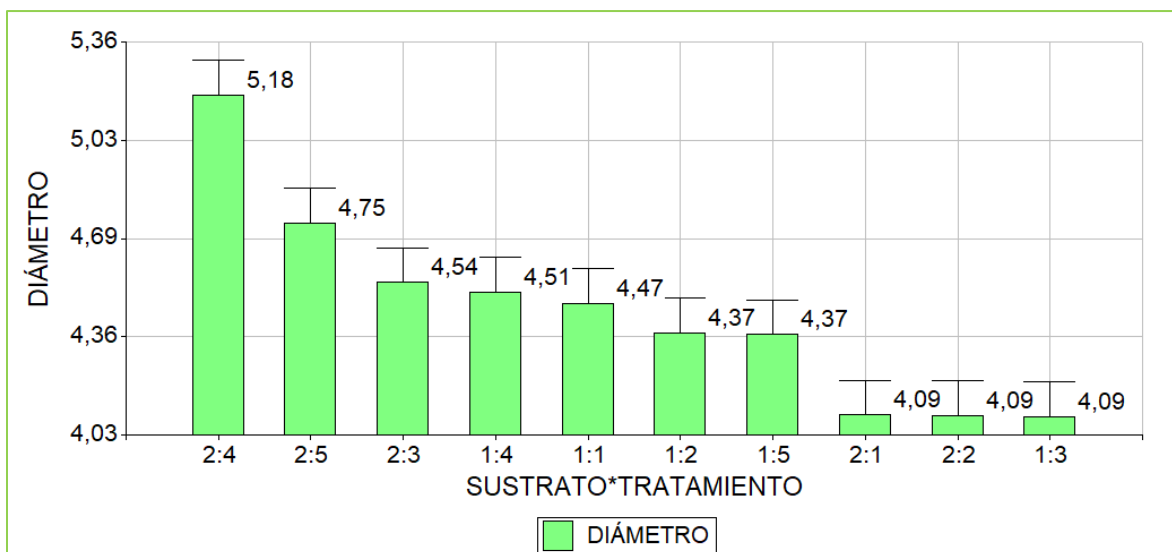


Figura 14. Diámetro de Tallo por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 30 días.

Para el diámetro del tallo en base a la interacción Sustrato*Tratamiento la prueba de Tukey al 5% nos refleja que el T9 (2:4) es el Tratamiento con la media de diámetro más alta (5,18mm) mientras que el T3 (1:3), T7 (2:2) y el T6 (2:1) son los Tratamientos con menor valor (4,09mm).

2. 60 días.

a. Análisis de varianza

Tabla 31. Análisis de varianza para la variable Diámetro del Tallo tomada a los 60 días.

F.V	gl	CM	F	Significancia
SUSTRATO	1	3,74	8,41	Ns
TRATAMIENTO	4	4,21	9,46	**
SUSTRATO*TRATAMIENTO	4	1,51	3,39	Ns
Error	290	0,45		
Total	299			

Fuente: (Almeida E., 2020)

** : Diferencias altamente significativas; * : Diferencias significativas; ns : Diferencias no significativas.

El análisis de varianza con un coeficiente de variación de 13,84 nos muestra que en las respuestas Sustrato y la interacción sustrato por tratamiento no existen diferencias significativas. Para el Tratamiento si existen diferencias altamente significativas.

b. Prueba de Tukey al 5%

Tabla 32. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Diámetro del tallo por los Tratamientos o métodos de escarificación tomada a los 60 días

TRATAMIENTOS	MEDIAS	GRUPO
E4=Hidratación	5,23	A
E5=Solarización	4,92	A B
E3=Lijado	4,77	B
E1=Choque térmico	4,61	B
E2=Ácido Cítrico	4,59	B

Fuente: (Almeida E., 2020)

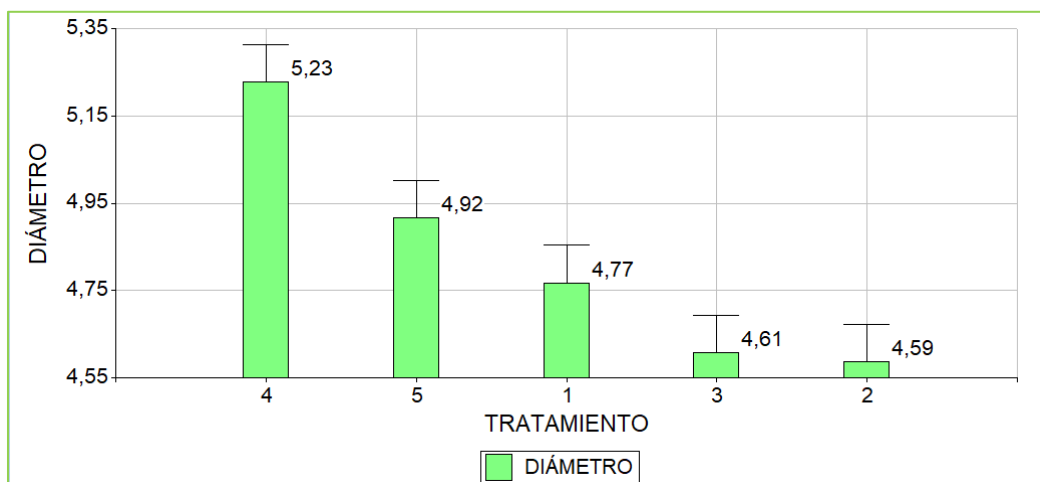


Figura 15. Diámetro del Tallo por el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 60 días

En la prueba de Tukey al 5% se refleja que la media del diámetro del tallo del E4 (Hidratación) es 5,23mm siendo este el valor más alto mientras que el más bajo obtenido por el E2 (Ácido Cítrico) con 4,59mm.

3. 90 días

a. Análisis de varianza

Tabla 33. Análisis de varianza para la variable Diámetro del Tallo tomada a los 90 días

F.V	gl	CM	F	Significancia
SUSTRATO	1	2,80	5,52	Ns
TRATAMIENTO	4	4,37	8,63	**
SUSTRATO*TRATAMIENTO	4	0,87	1,72	Ns
Error	290	0,51		
Total	299			

Fuente: (Almeida E., 2020)

** : Diferencias altamente significativas; * : Diferencias significativas; ns: Diferencias no significativas.

Para el tercer y último mes desde el repique de las plantas de *Juglans neotropica* Diels, el análisis de varianza, con un coeficiente de variación de 13,69; muestra que los Sustratos y la interacción Sustrato por Tratamiento no presentan diferencias significativas. La respuesta Tratamiento muestra una diferencia altamente significativa.

b. Prueba de Tukey al 5%

Tabla 34. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Diámetro del tallo por los Métodos de escarificación tomada a los 90 días.

TRATAMIENTO	MEDIAS	GRUPO
E4=Hidratación	5,60	A
E5=Solarización	5,33	A B
E1=Choque Térmico	5,13	B C
E2=Ácido Cítrico	5,00	B C
E3=Lijado	4,93	C

Fuente: (Almeida E., 2020)

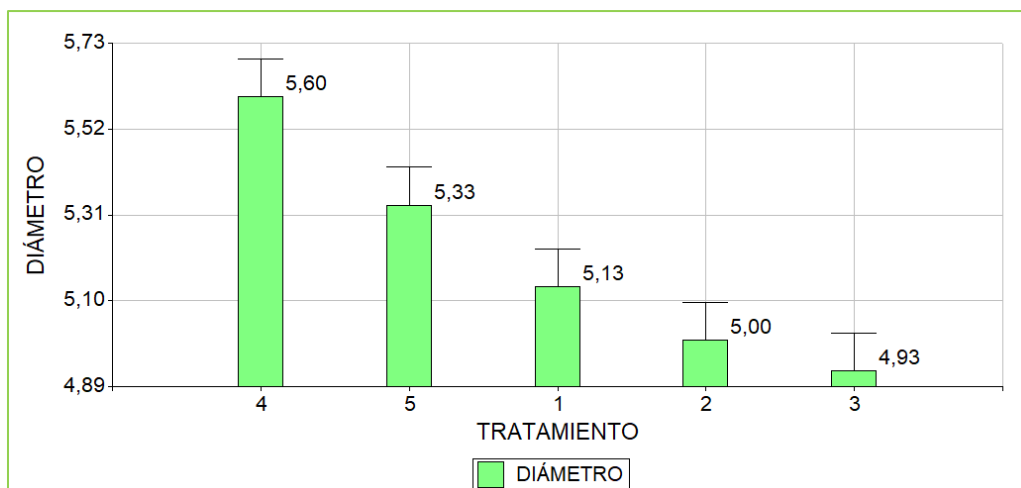


Figura 16. Diámetro del Tallo por el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 90 días

En cuanto a la prueba de Tuckey al 5% para el diámetro del Tallo de acuerdo al tratamiento pre germinativo, el método de hidratación de semillas (E4) tiene una media de 5,60mm siendo el mejor y el tratamiento de lijado de endocarpio (E3) obtuvo una media de 4,93mm siendo el más bajo.

4. Tablas resumen de la prueba de Tukey al 5%

Tabla 35. Resumen de las medias para diámetro del tallo obtenidas por sustrato tomadas a los 30, 60 y 90 días.

DÍAS	SUSTRATO 1	SUSTRATO 2
30	4,36	4,53
60	4,71	4,93
90	5,10	5,30

Fuente: (Almeida E., 2020)

Infante, Martinez, Gonzales & Reyes (2009) mencionan que muchas de las cepas de *Trichoderma* tienen la capacidad de generar ciertos denominados “antibióticos”, los cuales no son más que metabolitos secundarios generados por el hongo y que pueden ser volátiles o no volátiles y estos inhiben el desarrollo de otros microorganismos.

Esto asegura el correcto desarrollo de la plántula en el estado inicial, puesto que la presencia de enfermedades como el damping off se ve mermada por causa del efecto antagonista del *Trichoderma*.

Además del efecto de la citoquinina como agente fomentador de la división celular causa que los tratamientos situados en el sustrato enriquecido tengan mejores valores en cuanto a diámetro del tallo que aquellos que se vieron situados en el sustrato no enriquecido.

Tabla 36. Resumen de las medias para diámetro de tallo obtenidas por método de escarificación tomadas a los 30, 60 y 90 días.

DÍAS	T1	T2	T3	T4	T5
30	4,28	4,23	4,32	4,85	4,56
60	4,61	4,59	4,77	5,23	4,92
90	5,13	5,00	4,93	5,60	5,33

Fuente: (Almeida E., 2020)

En cuanto al diámetro de tallo según el Tratamiento usado podemos ver como el Tratamiento con Ácido Cítrico (T2) se encuentra con medias muy bajas, esto puede deberse a que aunque se hayan enjuagado las semillas después del uso del químico, puede que hayan existido residuos aún y esto provoque la acidificación del suelo, lo cual fomenta el crecimiento de cierto hongos que pueden ser patógenos de la planta.

Según: Rijo (1995) es necesario que luego de trabajar con ácidos se deben enjuagar las semillas con abundante agua para evitar la formación de hongos, aseverando de esta manera la posibilidad de que esto sea un factor limitante para el desarrollo correcto de estas plantas.

Tabla 37. Resumen de las medias para diámetro de tallo obtenidas por la interacción sustrato/tratamiento tomadas a los 30, 60 y 90 días.

DÍAS	T1(1:1)	T2(1:2)	T3(1:3)	T4(1:4)	T5(1:5)	T6(2:1)	T7(2:2)	T8(2:3)	T9(2:4)	T10(2:5)
30	4,47	4,37	4,09	4,51	4,37	4,09	4,09	4,54	5,18	4,75
60	4,75	4,71	4,40	4,97	4,73	4,79	4,46	4,82	5,49	5,10
90	5,07	5,10	4,79	5,40	5,16	5,20	4,91	5,07	5,80	5,51

Fuente: (Almeida E., 2020)

Como es de esperarse por cuanto en sustratos el enriquecido y en tratamientos la hidratación y la solarización han sido los que han arrojado los valores más altos en cuánto a diámetro del cuello del tallo, en la interacción de estos también mantienen el vigor y viabilidad de las plantas y se han mantenido en los mejores rangos de diferencia comparado con el resto de tratamientos.

D. LONGITUD RADICULAR

1. 30 días

a. Análisis de varianza

Tabla 38. Análisis de varianza para la variable Longitud Radicular tomada a los 30 días

F.V	Gl	CM	F	Significancia
SUSTRATO	1	84,50	8,17	ns
TRATAMIENTO	4	98,50	9,53	**
SUSTRATO*TRATAMIENTO	4	69,11	6,68	**
Error	20	10,34		
Total	29			

Fuente: (Almeida E., 2020)

** : Diferencias altamente significativas; * : Diferencias significativas; ns: Diferencias no significativas.

En el ADEVA con CV 23,46 detallado en la Tabla 43 podemos observar que los sustratos no tienen diferencias significativas en cuanto a la longitud de la raíz principal de los plantines de *Juglans neotropica* Diels, sin embargo los Métodos de escarificación o Tratamientos y en la interacción Sustrato*Tratamiento existen diferencias altamente significativa.

b. Prueba de Tukey al 5%

Tabla 39. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Longitud radicular por los Tratamientos o métodos de escarificación tomada a los 30 días.

TRATAMIENTOS	MEDIAS	GRUPO
E4=Hidratación	18,13	A
E5=Solarización	17,82	A B
E1=Choque Térmico	12,13	B
E2=Ácido Cítrico	11,32	B
E3=Lijado	9,13	B

Fuente: (Almeida E., 2020)

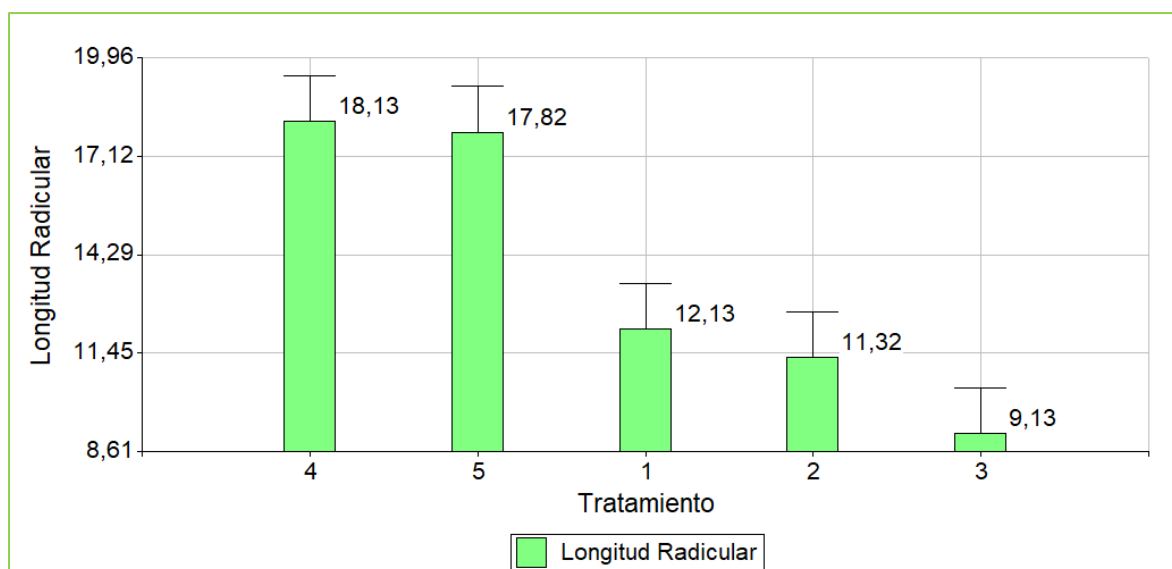


Figura 17. Longitud de la raíz por el Tratamiento o método de escarificación. (Oct)

Según la prueba de Tukey al 5% existen dos rangos en cuanto a la longitud radicular para este primer mes, siendo el Tratamiento de hidratación (E4) el de mayor valor con 18,13cm mientras que el E3 (Lijado de endocarpio) es el más bajo con un valor de 9,13cm. El resto de los métodos de escarificación se encuentran dentro de estos valores.

Tabla 40. Separación de medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Longitud radicular por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 30 días

SUSTRATO	TRATAMIENTOS	MEDIAS	GRUPO
2	4	25,67	A
2	5	18,77	A B
1	5	16,87	A B C
2	1	13,00	B C
1	2	12,60	B C
1	1	11,27	B C
1	4	10,60	B C
2	2	10,03	B C
2	3	9,45	C
1	3	8,80	C

Fuente: (Almeida E., 2020)

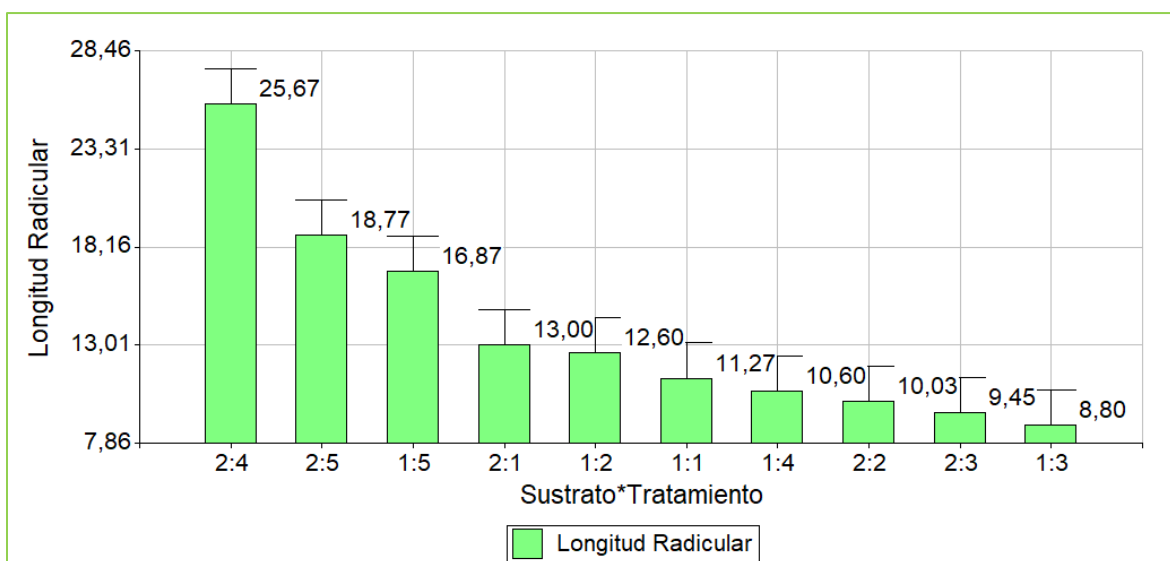


Figura 18. Longitud de la raíz por la interacción Sustrato/Tratamiento tomada a los 30 días.

Para la interacción Sustrato*Tratamiento, la prueba de Tukey al 5% nos refleja que el T9 (2:4) mantiene el valor más alto siendo este de 25,67cm mientras que el T3 (1:3) es el más bajo con 8,80cm.

2. 60 días

a. Análisis de varianza

Tabla 41. Análisis de varianza para la variable Longitud Radicular tomada a los 60 días

F.V	gl	CM	F	Significancia
SUSTRATO	1	143,01	13,68	**
TRATAMIENTO	4	201,36	19,26	**
SUSTRATO*TRATAMIENTO	4	24,54	2,35	Ns
Error	20	10,46		
Total	29			

Fuente: (Almeida E., 2020)

** : Diferencias altamente significativas; * : Diferencias significativas; ns : Diferencias no significativas.

El análisis de varianza (CV 18,52) nos dice que entre los Sustratos y los Métodos de escarificación o tratamientos si existen diferencias altamente significativas para la variable longitud de la raíz, sin embargo en la interacción entre el Sustrato y el Tratamiento usado no existen diferencias significativas.

b. Prueba de Tukey al 5%

Tabla 42. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Longitud Radicular por los Sustratos tomada a los 60 días

SUSTRATO	MEDIAS	GRUPO
2	19,65	A
1	15,28	B

Fuente: (Almeida E., 2020)

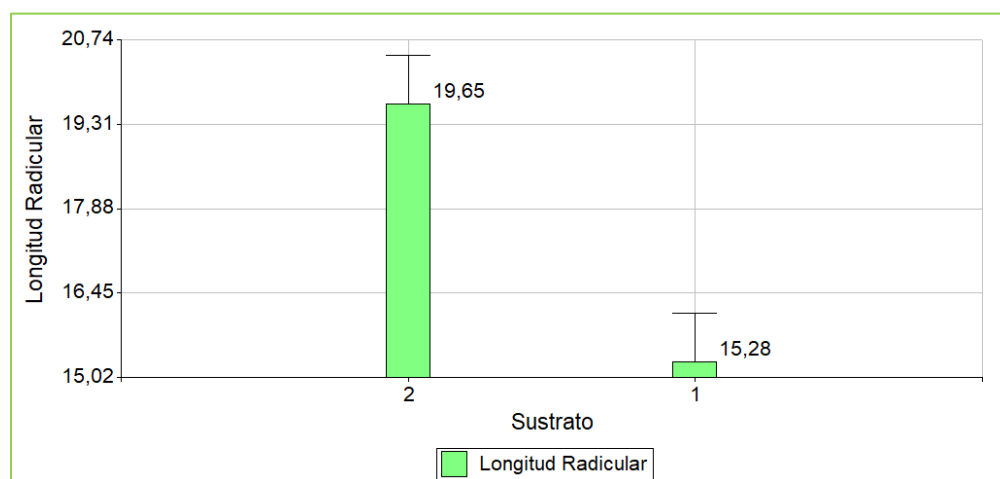


Figura 19. Longitud de la raíz por el Sustrato tomada a los 60 días.

En la Figura 25 como en la prueba de Tukey a 5% detallada en la Tabla 45 se puede observar que el Sustrato enriquecido tiene una media de 19,65cm mientras que el Sustrato no enriquecido tiene un valor de 15,28cm.

Tabla 43. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Longitud radicular por los Tratamientos o Métodos de escarificación tomada a los 60 días.

TRATAMIENTOS	MEDIAS	GRUPO
E4=Hidratación	24,17	A
E5=Solarización	22,88	A B
E1=Choque Térmico	16,10	B
E2=Ácido Cítrico	12,38	B
E3=Lijado	11,78	B

Fuente: (Almeida E., 2020)

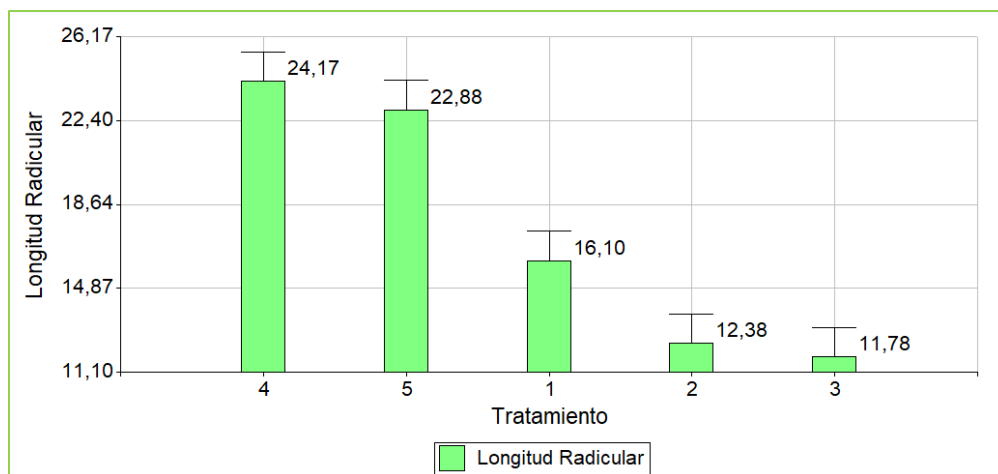


Figura 20. Longitud de la raíz por el Tratamiento o método de escarificación tomada a los 60 días

La prueba de Tukey al 5% para la longitud radicular según el tratamiento, en el E4 (Hidratación) obtenemos una media de longitud radicular de 24,17cm siendo este el valor más elevado a diferencia del E3 que tiene una media de 11,78cm que es el valor más bajo, el resto de métodos de escarificación se mantienen dentro de estos valores.

3. Tercera toma de datos (Diciembre)

a. Análisis de varianza

Tabla 44. Análisis de varianza para la variable Longitud Radicular tomada a los 90 días.

F.V	Gl	CM	F	Significancia
SUSTRATO	1	185,51	11,48	**
TRATAMIENTO	4	85,98	5,32	*
SUSTRATO*TRATAMIENTO	4	10,24	0,63	Ns
Error	20	16,16		
Total	29			

Fuente: (Almeida E., 2020)

** : Diferencias altamente significativas; * : Diferencias significativas; ns : Diferencias no significativas.

A los 90 días del repique, en la última toma de datos, el análisis de varianza (CV 19,15) muestra que el Sustrato y su interacción con los Tratamientos no presentan diferencias significativas, más sí los tratamientos o métodos de escarificación y los Sustratos tienen diferencias significativas y altamente significativas respectivamente.

b. Prueba de Tukey al 5%

Tabla 45. Separación de las medias por medio de Tukey al 5%, para la variable Longitud Radicular por los Sustratos tomada a los 90 días.

SUSTRATO	MEDIAS	GRUPO
2	23,48	A
1	18,51	B

Fuente: (Almeida E., 2020)

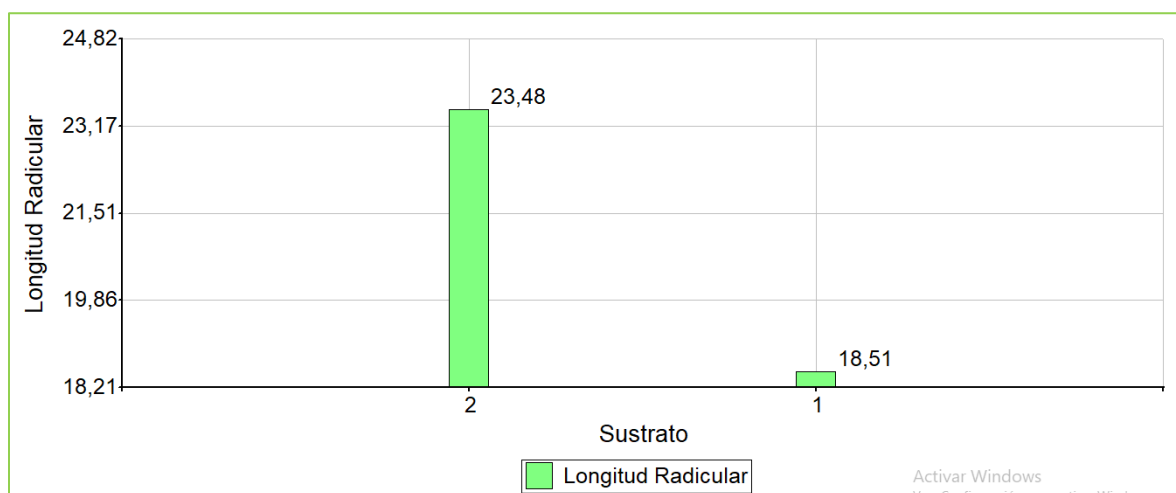


Figura 21. Longitud de la raíz por el Sustrato tomada a los 90 días

En el último dato tomado para longitud radicular, la prueba de Tukey al 5% en base al sustrato nos muestra que la media del Sustrato Enriquecido (E2) es de 23,48cm y el Sustrato no Enriquecido (S1) presenta un valor de 18,51cm.

Tabla 46. Separación de medias por medio de Tukey a 5%, para la variable Longitud radicular según los Tratamientos o métodos de escarificación. (Diciembre)

TRATAMIENTOS	MEDIAS	GRUPO
E4=Hidratación	25,43	A
E5=Solarización	24,43	A
E1=Choque Térmico	19,73	A B
E2=Ácido Cítrico	18,75	A B
E3=Lijado	16,62	B

Fuente: (Almeida E., 2020)

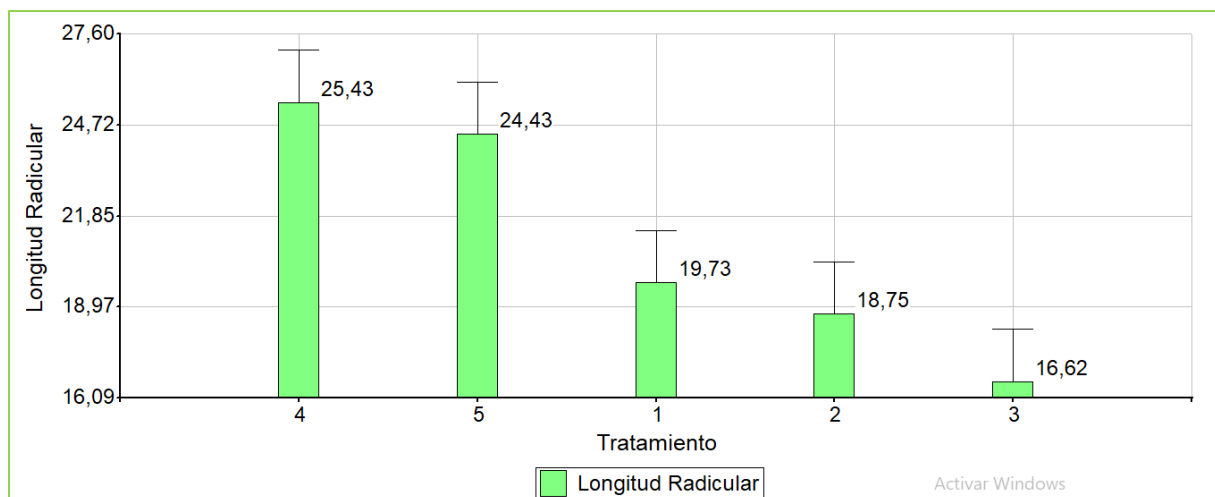


Figura 22. Longitud de la raíz por el Tratamiento o métodos de escarificación tomada a los 90 días

En cuanto a los tratamientos, la prueba de Tukey al 5% nos refleja que las medias de longitud radicular se encuentran en dos rangos diferentes. Siendo el mejor tratamiento la hidratación por 7 días con un valor de 25,43cm y el más bajo el lijado de endocarpio con 16,62cm.

4. Resumen de las pruebas de Tukey al 5%

Tabla 47. Resumen de las medias para longitud radicular obtenidas por sustrato tomadas a los 30, 60 y 90 días.

DÍAS	SUSTRATO 1	SUSTRATO 2
30	12,03	15,38
60	15,28	19,65
90	18,51	23,48

Fuente: (Almeida E., 2020)

Se ha encontrado que en el sustrato enriquecido las raíces tienen un promedio de crecimiento de 4,5cm al mes, mientras que en el Sustrato no enriquecido el promedio de crecimiento es de 3,24. Esto se puede deber a la acción de las citoquininas en las raíces, pues según: Lluna, (2020) “estos compuestos se han encontrado en toda la planta, particularmente en los tejidos que se dividen de forma activa como meristemos, semillas en germinación, frutos en maduración y raíces en desarrollo.”

Además de que, como hemos mencionado antes, el mecanismo de acción antagónica del *Trichoderma* puede llegar a estimular el desarrollo del sistema radicular.

Tabla 48. Resumen de las medias para longitud radicular obtenidas por tratamiento tomadas a los 30, 60 y 90 días.

DÍAS	T1	T2	T3	T4	T5
30	12,13	11,32	9,13	18,13	17,82
60	16,10	12,38	11,78	24,17	22,88
90	19,73	18,75	16,62	25,43	24,43

Fuente: (Almeida E., 2020)

En cuanto a los tratamientos usados tenemos que el mejor tratamiento es el T4 (Hidratación por 7 días), esto puede explicarse con la respuesta fisiológica de las semillas luego de ser hidratadas ya que estos métodos de hidratación, según: Sánchez, Orta, & Muñoz (2001), permiten que una gran proporción de las semillas alcancen el estado metabólico deseado, esto puesto que dentro de la semilla misma se produce la activación de una serie de procesos bioquímicos y fisiológicos tales como la tolerancia al estrés y la reparación enzimática de las membranas celulares.

Sin embargo este tratamiento está muy a la par con el de solarización, el cual consiste en secar las semillas exponiéndolas a la luz solar por 48 horas, por efecto de esta exposición, gran parte de las semillas abrieron el endocarpio. Se presume que esto ayudó a que germinen un poco más rápido y de esta manera las plantas lograron buen vigor y viabilidad.

Tabla 49. Resumen de las medias para longitud radicular obtenidas por la interacción sustrato*tratamiento tomadas a los 30, 60 y 90 días.

DÍAS	T1(1:1)	T2(1:2)	T3(1:3)	T4(1:4)	T5(1:5)	T6(2:1)	T7(2:2)	T8(2:3)	T9(2:4)	T10(2:5)
30	11,27	12,60	8,80	10,60	16,87	13,00	10,03	9,45	25,67	18,77
60	15,83	11,93	9,40	18,90	20,33	16,37	12,83	14,17	29,43	25,43
90	17,50	18,33	13,67	22,53	20,50	21,37	19,17	19,57	28,33	28,37

Fuente: (Almeida E., 2020)

En cuanto a los sustratos y a su interacción con los tratamientos, como era de esperarse la T9 (Sustrato enriquecido + hidratación por 7 días) mantiene una diferencia marcada en cuanto a los valores medios de la longitud radicular en comparación con los demás tratamientos.

E. RELACIÓN BENEFICIO/COSTO

Para calcular la relación beneficio costo se separó Costo y Beneficio Neto por haber de esta investigación tanto como para el Sustrato Enriquecido como para el Sustrato no Enriquecido.

1. Relación Beneficio/Costo para el Sustrato No Enriquecido + 5 Métodos de Escarificación.

Tabla 50. Costos netos de la investigación para el Sustrato no Enriquecido

COSTOS NETOS						
Insumo	Cantidad	Unidad	Tipo de adquisición	Necesario	Valor Unitario	Valor Total
Fundas	600	Fundas	Compra	-	0,05	30
Repicado	353	-	Trabajo	Obrero	0,1	35,3
Sustrato	18	sacos	Compra	-	7,5	135
Camas/Vivero	1	Mantenimiento	-	Identificadores Piola Metro Calibrador, etc.	15	15
Transporte	1	Vehículo	Alquiler	-	40	40
Controles	1	-	Trabajo	Obrero	20	20
Esmeril	1	herramienta	Alquiler	-	15	15
Ácido cítrico	6	libras	Compra	-	0,4	2,4
TOTAL						292,7

Fuente: (Almeida E., 2020)

Tabla 51. Beneficios Netos de la investigación para el Sustrato no Enriquecido

BENEFICIOS					
Concepto	Cantidad	% Germinación	Total Pantas	Valor Unitario	Valor Total
Semillas	600	58,75	353	1	353

Fuente: (Almeida E., 2020)

Tabla 52. Relación Beneficio/Costo para el Sustrato no Enriquecido

Costo Total	Beneficio Total	Relación B/C
292,7	353	1,21

Fuente: (Almeida E., 2020)

La relación Beneficio/Costo para el Sustrato no Enriquecido es mayor a 1 por lo tanto es rentable.

Al ser el valor de la relación B/C 1,21 significa que por cada dólar invertido esté se recupera y se ganará 21ctvs de dólar

2. Relación Beneficio/Costo para el Sustrato enriquecido + 5 Métodos de Escarificación.

Tabla 53. Costos netos de la investigación para el Sustrato enriquecido

COSTOS NETOS						
Insumo	Cantidad	Unidad	Tipo de adquisición	Necesario	Valor Unitario	Valor Total
Cytokin	1	100ml	Compra	-	4,2	4,2
Tricosol	1	100g	Compra	-	7,11	7,11
Fundas	600	Fundas	Compra	-	0,05	30
Repicado	408	-	Trabajo	Obrero	0,1	40,8
Sustrato	18	Sacos	Compra	-	7,5	135
Camas/Vivero	1	Mantenimiento	-	Identificadores Piola Metro Calibrador, etc.	15	15
Transporte	1	Vehículo	Alquiler	-	40	40
Controles	1	-	Trabajo	Obrero	20	20
Esmeril	1	Herramienta	Alquiler	-	15	15
Ácido cítrico	6	Libras	Compra	-	0,4	2,4
TOTAL						309,51

Fuente: (Almeida E., 2020)

Tabla 54. Beneficios Netos de la investigación para el Sustrato Enriquecido

BENEFICIOS NETOS						
Concepto	Cantidad	% Germinación	Total Pantas	Valor Unitario	Valor Total	
Semillas	600	68	408	1	408	

Fuente: (Almeida E., 2020)

Tabla 55. Relación Beneficio/Costo para el Sustrato Enriquecido

Costo Total	Beneficio Total	Relación B/C
309,51	408	1,32

Fuente: (Almeida E., 2020)

La relación Beneficio Costo para el Sustrato Enriquecido es mayor a 1, por lo tanto es rentable la realización de esta investigación.

Esta relación 1,32 nos indica que por cada dólar invertido, lo recuperaremos y ganamos 32ctvs. de dólar.

VIII. CONCLUSIONES

- A. En la germinación se observó una diferencia de casi el 10% entre los sustratos, siendo el mejor porcentaje el del Sustrato Enriquecido y para la raíz se obtuvo una razón de crecimiento mensual de 4,05cm a diferencia del sustrato no enriquecer, que tiene una razón de crecimiento mensual de 3,24cm.
- B. El mejor método de escarificación en la variable germinación fue el E1 (Choque térmico) con un porcentaje de germinación de 72,82%, mientras que el más deficiente fue E4 (Hidratación) con un porcentaje de germinación de 58,13%
- C. En la interacción Sustrato*Tratamiento para la germinación el T8 (Sustrato enriquecido + Lijado de endocarpio) obtuvo un porcentaje de germinación del 75,62% siendo el valor más alto y su homólogo del sustrato no enriquecido (T3) fue el más deficiente en cuanto a germinación con 47,50%. Para la Altura y para la raíz T9(Sustrato enriquecido más hidratación) y T10(Sustrato enriquecido más solarización) fueron los que obtuvieron valores más altos.
- D. Para la relación beneficio costo, el sustrato enriquecido obtuvo os valores de mayor rentabilidad con una diferencia de 0,11 frente al sustrato no enriquecido.

IX. RECOMENDACIONES

Se recomienda utilizar el Sustrato Enriquecido con *Trichoderma* spp. más Citoquininas para la fase de vivero de *Juglans neotropica* Diels conjuntamente con los tratamientos pre germinativos de hidratación por 7 días o Solarización por 48 horas puesto que la interacción de estos genera la mejor calidad de plántulas.

Es necesario investigar también variables como la incidencia de plagas y enfermedades de las plántulas expuestas a los tratamientos evaluados en esta investigación puesto que es probable que exista una relación en cuanto al uso de *Trichoderma* y citoquininas y la resistencia a fitopatógenos.

El uso de hormonas y hongos benéficos puede ser utilizado en diferentes frutales endémicos y en diferente etapa fenológica y de esta manera fomentar el cultivo de los mismos, es por esto que se recomienda usar a estos para más investigaciones y así lograr que nuestro agricultor obtenga fórmulas sencillas pero efectivas para el manejo de estos cultivos.

X. RESUMEN

La presente investigación propone: evaluar el efecto del sustrato enriquecido con *Trichoderma* spp. más Citoquininas en cinco métodos de escarificación en semillas de nogal (*Juglans neotrópica* Diels); se utilizaron dos productos comerciales con el fin de abonar tanto el microorganismo como la hormona. Se utilizó un diseño de bloques completos al azar bifactorial y la toma de datos se realizó al momento de la germinación y a los 30, 60 y 90 días después del repique. Se cuantificaron las variables porcentaje de germinación, altura, diámetro de tallo y longitud radicular. Como resultado la germinación fue mayor en el sustrato enriquecido (68%) que en el no enriquecido (58,75%), además se observó la interacción entre el sustrato y el método de escarificación, puesto que el "T8" (Sustrato Enriquecido + Lijado de endocarpio) obtuvo un 75,62% de germinación mientras que el "T3" (Sustrato No Enriquecido + Lijado de endocarpio) obtuvo un 47,50%, comprobándose el efecto positivo de la hormona y el microorganismo en la germinación. El "E1" (Choque térmico) obtuvo un 72,82% de germinación, siendo el método de escarificación más eficiente. Para la valoración del crecimiento inicial el "T9" (Sustrato Enriquecido + Hidratación) y el "T10" (Sustrato Enriquecido + Solarización) les otorgaron las mejores características morfológicas a las plántulas de *Juglans neotropica* Diels. La relación Beneficio/Costo fue menor para el sustrato no enriquecido (1,21) y mayor para el enriquecido (1,32), demostrando que es más rentable el enriquecimiento del sustrato con estos insumos. Se concluye que la ejecución de métodos de escarificación en la semilla y la aplicación de *Trichoderma* spp. y citoquininas en el sustrato no solo vuelve más rentable la producción de plántulas de nogal sino que también les otorga a estas mejores características morfológicas.

Palabras clave: SUSTRATO ENRIQUECIDO - MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN - SEMILLAS DE NOGAL - PRODUCCIÓN DE PLÁNTULAS

Por: Emmanuel Almeida



REVISADO
05 DE ABRIL 2020
[Handwritten signature]

XI. SUMMARY

The present research proposes to evaluate the effect of the substrate enriched with *Trichoderma* spp. plus Cytokinins in five scarification methods in walnut tree seeds (*Juglans neotropica* Diels); two commercial products as the microorganisms and the hormone were used as compost. A randomized bifactorial complete block design was used and data collection was performed at the time of germination and at 30, 60 and 90 days after seedling transplantation. The variables germination percentage, height, stem diameter and root length were quantified. As a result, germination was higher in the enriched substrate (68%) than in the non-enriched substrate (58.75%), in addition, the interaction between the substrate and the method of scarification was observed, since the T-8(Enriched Substrate + Endocarp Sanding) obtained 75,62% germination while the T-3(Non Enriched Substrate + Endocarp Sanding) obtained 47,50% demonstrating the positive effect of the hormone and the microorganism on germination. The "E1" (Thermal shock) obtained 72,82% of germination, being the scarification method more efficient. For the evaluation of the initial growth, the "T9" (Enriched Substrate + Hydration) and the "T10" (Enriched Substrate + Solarization) attributed the best morphological characteristics to the *Juglans neotropica* Diels seedlings. The Benefit/Cost ratio was lower for the non-enriched substrate (1, 21) and higher for the enriched substrate (1, 32), showing that it is more profitable to enrich the substrate with these inputs. It is concluded that the execution of methods of scarification in the seed and the application of *Trichoderma* spp. and cytokinins in the substrate not only make the production of walnut seedlings more profitable but also gives these better morphological characteristics.

Key words: ENRICHED SUBSTRATE- SCARIFICATION METHODS – WALNUT TREE SEEDS – SEEDLING PRODUCTION



XII. BIBLIOGRAFÍA

- Alonso, A., & Arcos, J. (2008). *Buenas prácticas en producción ecológica del cultivo de frutales*. Granada: Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural Marino.
- Azas, R. (2016). *Evaluación del tratamiento de los efectos pregerminativos en semillas de Nogal en el recinto Pumin*. (Tesis de grado. Ingeniero Agropecuario). Universidad de las Fuerzas Armadas. Santo Domingo. Recuperado el 10 de noviembre de 2018, de <https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/10697/1/T-ESPE-002791.pdf>
- Baiker, J. R. (2019). *Bosques andinos y cambio climático*. Recuperado el 23 de Abril de 2019, de <http://www.bosquesandinos.org/los-bosques-andinos/>
- Baixauli, C., & Aguilar, J. (2002). *Cultivo sin suelo de hortalizas*. Valencia : GENERALITAT VALENCIANA.
- Barbaro, L., Karlanian, M., & Mata, D. (2014). *Importancia del pH y la Conductividad Eléctrica (CE) en los sustratos para las plantas*. Argentina: INTA.
- Bidwell, R. (1990). *Fisiología Vvgetal*. México: A.G.T.
- Biocultivos. (s.f.). tema. *Ficha técnica del Trichoerma viride*. Recuperado el 26 de 12 de 2019, de FICHA TÉCNICA. Cepa Trichoderma viride: <http://www.biocultivos.com.co/dctos/Ficha+Tecnica+Cientifica+del+Trifosol.pdf>
- Botánica Online. (2010). *Escarificación química*. Recuperado el 14 de abril de 2018, de Escarificación química: <http://www.botanica-online.com/escarificacion.htm>
- Burés, S. (2001). Manejo de sustratos. En JDA, *Curso de Gestión de Viveros Forestales*. Barcelona: Consejería del Medio Ambiente. pp. 41-55.
- Calderón, A. (2006). *Sustratos agrícolas*. Recuperado el 14 de abril de 2018, de <http://www.biosustratos.cl/pdf/Sustratos%20agricolas1.pdf>
- Central Ecuatoriana de Servicios Agrícolas (1992). *Usos tradicionales de las especies forestales nativas en el Ecuador*. Central Ecuatoriana de Servicios Agrícolas. Recuperado el 10 de mayo de 2018, de <http://repositorio.usfq.edu.ec/bitstream/23000/6555/1/131163.pdf>
- Chicaiza, S. P. (2012). *Escarificación mecánica y química como tratamiento pregerminativos en semillas de olivo*. (Tesis de grado. Ingeniero Agrónomo). Universidad Técnica de Ambato. Cevallos, Ecuador. Recuperado el 25 de julio de 2018, de <http://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/2224/1/Tesis-26agr.pdf>
- Chiriboga, H., Gómez, G., & Garcés, K. (2015). *Trichoderma spp. Para el control biológico de enfermedades*. Paraguay: IICA.
- Chisaguano, L. A. (05 de 2012). *Evaluación de la aplicación de tres productos inductores de brotación en capulí(Prunus capuli)*. (Tesis de grado. Ingeniero Agrónomo). Universidad Técnica de Cotopaxi. Salcedo, Cotopaxi, Ecuador. Recuperado el 12 de septiembre de 2018, de Evaluación de la aplicación de tres productos inductores de brotación en capulí(Prunus capuli). Tesis. Ing. Agrónomo: <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/750/1/T-UTC-0579.pdf>

- Comisión Nacional para El Conocimiento y uso de la biodiversidad. (2012). *Prunus Serotina*. Recuperado el 14 de abril de 2018, de Comisión Nacional para el conocimiento y el uso de la biodiversidad: http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info_especies/arboles/doctos/60-rosac6m.pdf
- Departamento Técnico Adama Andina. (2015). *Fungicida para uso agrícola Vitavax*. Recuperado el 9 de noviembre de 2018, de Fungicida para uso agrícola Vitavax: https://www.adama.com/documents/392363/398678/FT+VITAVAX+400+WP_tcm104-56830.pdf
- Diario el Comercio. (25 de febrero de 2012). El capuli es un fruto andino que se desarrolla y degusta en la serranía. *El Comercio*. Recuperado el 10 de septiembre de 2018, de <https://www.elcomercio.com/actualidad/negocios/capuli-fruto-andino-que-se.html>
- EcuadorForestal. (2010). Ficha Técnica No. 2 Nogal. Recuperado el 23 de 07 de 2019, de <http://ecuadorforestal.org/wp-content/uploads/2010/08/NOGAL.pdf>
- Organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura. (1983). *Tratamientos para estimular la germinación de la semilla*. Recuperado el 16 de 12 de 2019, de <http://www.fao.org/3/Q2190S/Q2190S08.htm>
- Criado M., Caputo C., Roberts I. (2010). Nutrición no mineral. Nutrición no tradicional. Las Citocininas. Nueva herramienta para la removilización de carbono y nitrógeno en trigo y la eficiencia de la fertilización. *FERTILIZAR. Asociación Civil.*, 1 (15), 25-26.
- Flores. (1994). *Manual del Extensionista Forestal Andino. Tomo I. Proyecto regional*. Quito: FAO-Holanda. Desarrollo Forestal Participativo de los Andes. Recuperado el 20 de mayo de 2018, de <http://documentacion.ideam.gov.co/openbiblio/bvirtual/004583/info/pdf/manual1.pdf>
- Flores. (2008). *Estudio del capulí e introducción en la cocina de la sierra ecuatoriana*. Quito. Recuperado el 10 de marzo de 2018, de http://repositorio.ute.edu.ec/bitstream/123456789/11302/1/34432_1.pdf
- Fundación Universitaria Iberoamericana. (s.f.). *Composición nutricional del capulí*. Recuperado el 14 de abril de 2018, de Fundación Universitaria Iberoamericana: <https://www.composicionnutricional.com/alimentos/CAPULI5>
- Gadolfi, A. (2013). *Ajuste metodológico para la producción de plantines hortícolas y florales en el Departamento Federación, provincia de Entre Ríos*. Universidad Nacional del Litoral. Recuperado el 08 de Noviembre de 2018, de <http://bibliotecavirtual.unl.edu.ar/tesis/handle/11185/486>
- Gaibor, K. B. (2017). *Identificación y descripción de las características anatómicas de la madera de Prunus serotina (capuli)*. (Tesis de grado, Ingeniero Forestal). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Riobamba, Chimborazo, Ecuador. Recuperado el 15 de septiembre de 2018, de <http://dspace.epoch.edu.ec/bitstream/123456789/6683/1/33T0167.pdf>
- García, M. (2006). *Sustrato para la producción de plantines hortícolas*. Recuperado el 14 de abril de 2018, de <http://tesis.de/Sustratos%20organicos%20horticultura.pdf>
- Gato, Y. (2010). *Metodos de conservación y formulación de Trichoderma harzianum* RIFAI. *FITOSANIDAD*, 14(3), 189-195.

- Gómez, M., & Toro, J. (2007). *Manejo de semillas y la propagación de diez especies forestales del Bosque Andino*. (M. Gómez, Ed.) Medellín, Colombia: Corantioquia .
- González, Y. (2008). *Efecto del agua caliente en la germinación de la semillas de Leucaena leucocephala*. Recuperado el 22 de octubre de 2018, de Efecto del agua caliente en la germinación de la semillas de Leucaena leucocephala: http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0864-03942008000100004
- Guachizaga, G. P. (2010). *Evaluación de tres Tratamientos Pregerminativos con cuatro tipos de sustratos para la propagación de Pumamaqui*. (Tesis de grado. Ingeniero Forestal). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Riobamba, Chimborazo, Ecuador. Recuperado el 20 de septiembre de 2018, de <http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/716/1/33T0072.pdf>
- Hidalgo, P., Sindoni, M., & Mendez, J. (2009). *Importancia de la selección y manejo adecuado de sustratos en la producción de plantas frutales*. Monagas, Venezuela: Instituto Nacional de investigaciones Agrícolas. Recuperado el 02 de noviembre de 2018, de <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=3308197>
- Hlatky, A. (1990). *El Capulí: Informe preliminar de dos variedades y cuatro sistemas de formación*. Quito: INIAP.
- Brands S., (2005). *Systema Naturae*. Recuperado el 16 de Diciembre de 2019, de <http://sn2000.taxonomy.nl/>.
- Instituto Nacional Tecnológico. (2016). *Manual de Protagonista. Viveros y Semilleros*. Costa Rica: INATEC.
- Infante, D., Martínez, B., Gonzales, N., & Reyes, Y. (2009). *Mecanismos de acción de Trichoderma frente a hongos fitopatógenos* . *Protección Vegetal*, 24(1). 14-21.
- infoagro. (2010). *Cultivo de Tomate*. Recuperado el 14 de abril de 2018, de Información Agrícola: <http://www.infoagro.com/hortalizas/pimiento>.
- Laclette H. (2013). *Escarificación de semillas, garantía de calidad*. Recuperado el 10 de Noviembre de 2018, de Escarificación de semillas, garantía de calidad: <https://www.inforural.com.mx/escarificacion-de-semillas-garantia-de-calidad/>
- Intagri. (13 de 02 de 2018). *Trichoderma. Control de hongos patógenos* . Recuperado el 12 de diciembre de 2019, de INTAGRI: https://www.intagri.com/public_files/Trichoderma.pdf
- Ríos, V. (2014). Caracteres principales, ventajas y beneficios agrícolas que aporta el uso de Trichoderma como control biológico. En *Agroecosistemas* (págs. 254-264).
- Lema, M. (2012). *Propagación de sacha capulí Vallea stipularis utilizando cuatro bioestimulantes en tres sustratos, bajo invernadero*. (Tesis de grado. Ingeniero Forestal). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Riobamba: Recuperado el 10 de octubre de 2018, de <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/2212>
- León-Yáñez, S., Valencia, R., Navarrete, H., Pitman, N., Endara, L., & Ulloa, C. U. (2011). *Libro Rojo de las plantas endémicas del Ecuador*. (2ª. ed.). Quito, Ecuador: Publicaciones del Herbario QCA.

- Lluna, R. (11 de 02 de 2020). Hormonas vegetales: Crecimiento y desarrollo de las plantas. Recuperado el 12 de diciembre de 2019, de <http://exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/Reguladores%20general.pdf>
- Luca, N. (31 de 04 de 2010). *Características de las semillas, tratamientos pregerminativos, técnicas de recolección y almacenamiento*. Recuperado el 16 de 12 de 2019, de Curso reforestación: <https://cursoreforestacion.files.wordpress.com/2010/05/tecnicas-y-tratamientos-pregerminativos.pdf>
- Ministerio del Ambiente. (2001). *Manual Técnico para el establecimiento y manejo integral de las áreas verdes urbanas del distrito federal. Plantación y Propagación de plantas*. Ministerio del Ambiente. Recuperado el 15 de julio de 2018, de http://centro.paot.org.mx/documentos/sma/manual_manejo_areas_verdes_folleto_practico.pdf
- Ministerio del Ambiente. (2012). *Sistema de clasificación de los ecosistemas del Ecuador Continental*. Ministerio del Ambiente. Recuperado el 20 de octubre de 2018, de http://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2012/09/LEYENDA-ECOSISTEMAS_ECUADOR_2.pdf
- Martinez, B., Infante, D., & Reyes, Y. (2013). Trichoderma spp. y su función en el control de plagas de los cultivos. *Protección vegetal*, 28(1), 1-11.
- Matilla, A. (2013). Desarrollo y Germinación de Semillas. En A. Bieto, *Fundamentos de Fisiología Vegetal* (págs. 537-558). Barcelona: McGraw-Hill.
- Mcvaugh, R. (1951). *Prunus serotina subsp. capuli*. Recuperado el 15 de septiembre de 2018, de *Prunus serotina subsp. capuli*: http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info_especies/arboles/doctos/60-rosac6m.pdf
- Centro Nacional Para La Información biotecnológica. (2019). *Taxonomy browser*. Recuperado el 12 de diciembre de 2019, de *Taxonomy Browser*: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi?id=5543>
- Nuez, F. (2001). *El cultivo de Tomate*. México: Mundi-Prensa.
- Ortega, L., Josset, S., Díaz, R., & Ocampo, J. (2010). *Efecto de diferentes sustratos en el crecimiento de plántulas de tomate*. Mexico: Sistema de Información Científica. Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal. Recuperado el 02 de noviembre de 2018, de <http://www.redalyc.org/pdf/461/46116015005.pdf>
- Ospina, C., Hernández, R., Aristizabal, F., Patiño, J., & Salazar, J. (2003). *El cedro negro: una especie promisorio de la zona cafetera*. 25(1) (H. Ospina, Ed.) Chinchiná, Caldas, Colombia: Cenicafé.
- Pacheco, G. J. (2009). *Estudio Farmacológico, toxicidad y perfil fenológico del fruto "capulin" (Prunus serotina)*. Recuperado el 20 de agosto de 2018, de *Estudio Farmacológico, toxicidad y perfil fenológico del fruto "capuli" (Prunus serotina)*: <https://www.uaq.mx/investigacion/difusion/veranos/memorias-2010/12%20Verano%20Ciencia%20Region%20Centro/UAQ%20Pacheco%20Uribe%20%20Jimenez%20Barcenas.pdf>
- Palacios, W. (2011). *Árboles del Ecuador*. Quito, Ecuador: Grupo Comunicacional Efigie. Recuperado el 10 de julio de 2018, de <http://dspace.espace.edu.ec/bitstream/123456789/6683/1/33T0167.pdf>

- Pérez, F. (2003). Germinación y dormición de las semillas. En R. Navarro Cerillo, S. Iglesias, I. Montalves, Á. Lora, C. Gálvez, & F. Pérez, *Material Vegetal de Reproducción, Manejo, Conservación y Tratamiento*. Andalucía: Consejería de medio Ambiente. Junta de Andalucía. pp 177-200.
- Pita, J., & Pérez, F. (1998). *Germinación de semillas*. Recuperado el 12 de diciembre de 2019, de MAPA: https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1998_2090.pdf
- Quiroga, J. (2016). *Evaluación de tiempo y porcentaje de germinación con diferentes técnicas pregerminativas en semillas de especies heliófitas nativas del parque nacional natural Serranía de los Yariguíes del Municipio del Carmen*. (Tesis de grado. Tecnólogo Agroforestal). Universidad Nacional Abierta y a Distancia. Escuela de Ciencias Agrícolas, Pecuarias y Medio Ambiente. Santander. Recuperado el 03 de noviembre de 2018, de <https://stadium.unad.edu.co/preview/UNAD.php?url=/bitstream/10596/6018/1/1095794657.pdf>
- Quisphe, J. (2009). *Evaluación de seis tratamientos pregerminativos y cuatro tipos de sustratos para la propagación de Arupo*. (Tesis de grado. Ingeniero Forestal). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Riobamba, Chimborazo, Ecuador. Recuperado el 02 de noviembre de 2018, de <http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/708/1/33T0062.pdf>
- Rijo, C. (1995). Tratamientos pregerminativos en semillas forestales. En profeor, *Curso Nacional de Recolección y Procesamiento de Semillas Forestales* (pp. 42-49). República Dominicana: Dirección General Forestal.
- Roca, A. (2017). *Elementos del suelo esenciales para las plantas*. Recuperado el 08 de noviembre de 2018, de Infoagro Systems: http://www.infoagro.com/abonos/elementos_suelo_esenciales_plantas.htm
- Rodríguez, F. R., & Córdoba, G. T. (2008). *Árboles del Valle Central de Costa Rica: reproducción*. *Kurú Revista forestal*. 15(37).
- Rojas-Rodríguez, F., & Torres-Córdoba, G. (2008). *Árboles del Valle Central de Costa Rica: reproducción*. *Kurú: Revista Forestal* 15(37), 72-74.
- Sánchez, J., Orta, R., & Muñoz, B. (2001). *Tratamientos pregerminativos de hidratación-deshidratación de las semillas y sus efectos en plantas de interés agrícola*. *Agronomía Costarricense*, 25(001), 67-92.
- Sanchez, P., & Viteri, J. (1981). *Estudio de frutales de hoja caduca en el cantón Ambato*. (Tesis de Grado. Ingeniero Agrónomo). Universidad Técnica de Ambato. Ambato.
- Segura, J. (2013). Citoquininas. En J. Azcon-Bieto, & M. Talón, *fundamentos de fisiología vegetal* Barcelona: McGraw-Hill. pp. 421-444.
- Sierra, C. (2017). *El manganeso, el suelo y las plantas*. (El Mercurio, Ed) Recuperado el 08 de noviembre de 2018, de <http://www.elmercurio.com/Campo/Noticias/Analisis/2016/03/09/El-manganeso-el-suelo-y-las-plantas.aspx>
- Socay. (2009). *agricultura ecológica*. Recuperado el 14 de agosto de 2018, de (Tesis de Grado. Ingeniería Agronómica). ESPOCH. Riobamba, Chimborazo Ecuador. Recuperado el 12 de diciembre de 2019, de <http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/6650/1/13T0842.pdf>

- Suárez, D., & Melgarejo, L. M. (1994). Biología y Germinación de Semillas. Colombia. En C. Reiss, *Experiments in plant Physiology*. pp. 13-24.
- Suarez, F. (1985). *Evaluación de calidad y comportamiento de la semilla de Juglans neotropica*. Diels. *Recolectadas en la provincia de Chimborazo, Tungurahua y Azuay*. Riobamba: ESPOCH-FRN.
- Taiz, L., & Zeiger, E. (2006). *Fisiología Vegetal Volumen 2*. Castelló de la Plana: Publicaciones de la Universidad Jaume I.
- Tejero, S. (2012). *Funciones de los elementos nutritivos en las plantas*. Recuperado el 08 de noviembre de 2018, de Cibergarden blogpost: <http://cibergarden.blogspot.com/2012/11/funciones-de-los-elementos-nutritivos.html>
- Toro, E., & Roldán, I. C. (08 de 03 de 2018). *Estado del arte, propagación y conservación de Juglans neotropica Diels., en zonas andinas*. Recuperado el 23 de 04 de 2019, de Maderas y Bosque: <https://dx.doi.org/10.21829/myb.2018.2411560>
- Trujillo, E. (1995). *Fisiología de la Germinación y Tratamientos Pregerminativos*. En PROSEFOR, Curso Nacional de Recolección y Procesamiento de Semillas Forestales. pp. 30-41. Costa Rica: Dirección General Forestal. pp.30-41.
- Urcuango, P. (2014). *Evaluación de medios de cultivo para la micropropagación "in vitro" de capulí*. Tesis, Ing. Agrónomo. Quito: Universidad Central del Ecuador. Recuperado el 12 de septiembre de 2018, de <http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/3374/1/T-UCE-0004-102.pdf>
- Varela, S., & Arana, V. (2011). *Latencia y germinación de semillas. Tratamientos pre-germinativos*. San Carlos de Bariloche: Serie Técnica: "Sistemas Forestales Integrados".
- Vasquez, J. (2010). *Caracterización microbiológica y producción de Trichoderma harzianum Y Trichoderma viride en cultivo artesanal*. Bogotá: Pontificia Universidad Javeriana.
- VIFINEX. (2002). *Producción de Sustratos para viveros*. Costa Rica : OIRSA.
- Villalobos, R., Dtlefsen, G., Gutierrez , I., & Rivas, G. (2007). *Manejo Forestal. Cuaderno de Capacitación*. Chiapas: Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza.
- Yamamoto, J., & Barra, M. (2003). *Especies forestales nativas con potencial en la provincia de oxapampa y fichas técnicas de las especies de mayor prioridad*. Oxapampa: Pronaturaleza.

XIII. ANEXOS

Anexo 1.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato no enriquecido del tratamiento 1.

R1			R2			R3		
Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)
1	18,40	4,83	1	10,10	4,20	1	17,00	5,04
2	12,10	4,24	2	20,30	5,22	2	13,90	4,55
3	18,30	4,26	3	19,60	4,99	3	25,10	5,92
4	14,10	5,34	4	20,40	5,24	4	23,90	5,67
5	17,40	5,13	5	28,60	4,97	5	28,40	5,78
6	15,10	5,37	6	20,90	6,16	6	24,10	5,29
7	13,10	4,35	7	25,60	3,93	7	12,40	4,01
8	17,10	6,60	8	26,50	5,38	8	16,60	4,96
9	15,10	4,58	9	26,60	4,19	9	20,70	5,52
10	21,00	5,60	10	21,40	5,09	10	17,40	5,64
SUMA	161,70	50,30	SUMA	220,00	49,37	SUMA	199,50	52,38
PRO	16,17	5,03	PRO	22,00	4,94	PRO	19,95	5,24

Anexo 2.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato no enriquecido del tratamiento 2.

R1			R2			R3		
Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)
1	23,90	5,78	1	22,30	5,41	1	13,70	4,61
2	22,90	5,89	2	21,10	4,96	2	11,80	4,54
3	18,90	4,26	3	22,30	5,32	3	12,60	4,36
4	22,80	5,52	4	26,00	5,97	4	19,60	5,47
5	20,10	5,14	5	21,30	5,09	5	15,40	5,64
6	19,70	5,95	6	23,80	4,66	6	14,00	4,58
7	21,80	5,06	7	16,10	4,79	7	9,80	4,01
8	14,50	5,91	8	19,60	5,23	8	14,20	5,31
9	17,20	5,93	9	19,00	4,73	9	9,30	3,93
10	23,20	4,86	10	22,50	5,43	10	12,60	4,75
SUMA	205,00	54,30	SUMA	214,00	51,59	SUMA	133,00	47,20
PRO	20,50	5,43	PRO	21,40	5,16	PRO	13,30	4,72

Anexo 3.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato no enriquecido del tratamiento 3.

R1			R2			R3		
Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)
1	23,50	4,85	1	21,60	4,45	1	13,00	5,00
2	12,80	4,41	2	13,40	4,35	2	13,80	4,48
3	10,00	4,86	3	20,10	5,06	3	12,00	5,13
4	25,50	6,09	4	12,40	4,12	4	13,00	4,43
5	21,00	3,99	5	19,90	5,50	5	18,80	5,07
6	18,60	4,95	6	16,30	4,11	6	22,50	5,73
7	15,50	5,30	7	11,60	4,64	7	11,10	4,50
8	16,90	4,31	8	16,30	4,09	8	13,70	4,91
9	18,30	5,12	9	17,10	4,92	9	19,20	4,52
10	19,20	4,77	10	14,50	4,71	10	11,80	5,35
SUMA	181,30	48,65	SUMA	163,20	45,95	SUMA	148,90	49,12
PRO	18,13	4,87	PRO	16,32	4,60	PRO	14,89	4,91

Anexo 4.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato no enriquecido del tratamiento 4.

R1			R2			R3		
Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)
1	19,10	6,33	1	16,10	4,67	1	24,40	5,66
2	17,60	5,84	2	17,60	5,12	2	18,00	5,75
3	20,90	5,76	3	17,00	5,57	3	22,30	5,89
4	23,60	5,88	4	20,00	4,99	4	24,60	4,99
5	22,90	5,78	5	19,60	4,88	5	16,60	5,23
6	17,40	4,69	6	20,00	5,29	6	23,20	4,77
7	25,60	5,62	7	21,90	6,88	7	27,80	5,12
8	16,00	5,27	8	18,80	4,41	8	17,40	5,08
9	18,40	5,38	9	19,80	5,59	9	15,90	4,47
10	21,50	6,69	10	17,40	5,51	10	17,10	4,76
SUMA	203,00	57,24	SUMA	188,20	52,91	SUMA	207,30	51,72
PRO	20,30	5,72	PRO	18,82	5,29	PRO	20,73	5,17

Anexo 5.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato no enriquecido del tratamiento 5.

R1			R2			R3		
Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo
1	23,40	5,51	1	22,10	5,23	1	15,80	4,47
2	25,80	5,92	2	20,00	5,70	2	18,40	5,50
3	19,40	5,37	3	18,00	5,74	3	20,10	5,20
4	16,80	4,20	4	24,20	6,17	4	17,90	4,35
5	16,40	4,97	5	15,20	4,14	5	22,20	5,37
6	22,30	4,75	6	22,10	5,08	6	23,30	4,83
7	20,90	5,20	7	15,50	5,29	7	20,90	4,94
8	21,30	5,24	8	20,70	4,08	8	15,80	4,26
9	19,90	4,34	9	24,40	6,54	9	16,30	4,48
10	21,10	5,82	10	25,80	6,83	10	18,60	5,17
<i>SUMA</i>	207,30	51,32	<i>SUMA</i>	208,00	54,80	<i>SUMA</i>	189,30	48,57
<i>PRO</i>	20,73	5,13	<i>PRO</i>	20,80	5,48	<i>PRO</i>	18,93	4,86

Anexo 6.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato enriquecido del tratamiento 1.

R1			R2			R3		
Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)
1	14,30	4,70	1	21,20	4,90	1	18,20	4,81
2	20,60	4,72	2	21,40	5,65	2	24,20	5,86
3	20,20	4,63	3	20,00	5,34	3	25,20	5,01
4	20,00	5,04	4	21,90	3,49	4	27,00	6,85
5	24,30	4,32	5	24,10	6,31	5	24,50	5,43
6	20,90	5,07	6	25,50	5,67	6	22,20	5,74
7	25,00	5,43	7	27,90	5,62	7	22,40	5,24
8	25,90	5,49	8	28,00	5,92	8	20,10	4,92
9	14,00	5,46	9	26,60	5,49	9	21,60	5,14
10	19,90	4,55	10	14,10	3,92	10	29,50	5,26
<i>SUMA</i>	205,10	49,41	<i>SUMA</i>	230,70	52,31	<i>SUMA</i>	234,90	54,26
<i>PRO</i>	20,51	4,94	<i>PRO</i>	23,07	5,23	<i>PRO</i>	23,49	5,43

Anexo 7.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato enriquecido del tratamiento 2.

R1			R2			R3		
Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)
1	20,40	5,40	1	12,60	2,60	1	20,00	4,95
2	21,30	5,48	2	24,60	4,70	2	20,00	5,05
3	26,90	4,46	3	23,50	5,53	3	18,30	5,64
4	25,80	5,54	4	23,00	4,34	4	22,60	4,68
5	21,10	4,94	5	29,20	5,82	5	21,50	4,87
6	22,60	5,89	6	23,10	4,72	6	18,60	5,25
7	26,60	4,75	7	24,80	5,56	7	18,40	4,23
8	16,00	4,06	8	13,20	4,12	8	23,10	4,79
9	23,70	4,60	9	26,20	4,80	9	19,90	4,85
10	26,90	4,92	10	23,60	4,76	10	21,50	5,89
SUMA	231,30	50,04	SUMA	223,80	46,95	SUMA	203,90	50,20
PRO	23,13	5,00	PRO	22,38	4,70	PRO	20,39	5,02

Anexo 8.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato enriquecido del tratamiento 3.

R1			R2			R3		
Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)
1	19,2	5,5	1	15,0	3,8	1	20,2	5,8
2	8,0	4,6	2	19,0	5,0	2	14,5	3,9
3	21,4	5,8	3	19,6	4,3	3	13,8	4,6
4	18,5	5,6	4	23,7	5,1	4	14,5	4,8
5	15,6	4,9	5	23,5	5,4	5	15,3	5,2
6	13,0	4,1	6	15,9	5,4	6	22,2	5,2
7	17,1	5,2	7	22,0	6,0	7	20,1	5,7
8	19,4	5,0	8	17,3	5,5	8	18,0	4,6
9	17,9	5,2	9	15,9	6,1	9	19,8	4,9
10	13,5	5,0	10	22,3	5,6	10	15,1	4,2
SUMA	163,60	50,85	SUMA	194,20	52,18	SUMA	173,50	49,00
PRO	16,36	5,09	PRO	19,42	5,22	PRO	17,35	4,90

Anexo 9.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato enriquecido del tratamiento 4.

R1			R2			R3		
Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)
1	20,60	5,26	1	31,40	5,76	1	24,00	5,34
2	31,20	7,12	2	35,10	6,69	2	29,10	5,02
3	28,60	6,15	3	32,20	6,81	3	34,00	6,32
4	27,60	4,56	4	26,90	4,52	4	34,50	6,83
5	22,10	5,79	5	37,50	6,68	5	28,10	5,23
6	29,50	4,89	6	34,70	7,29	6	30,30	4,85
7	33,50	5,87	7	35,90	6,63	7	34,00	6,71
8	23,50	4,09	8	35,10	6,08	8	28,30	4,80
9	35,10	6,37	9	33,30	5,75	9	29,20	4,92
10	35,10	6,59	10	33,50	5,34	10	23,30	5,69
SUMA	286,80	56,69	SUMA	335,60	61,55	SUMA	294,80	55,71
PRO	28,68	5,67	PRO	33,56	6,16	PRO	29,48	5,57

Anexo 10.- Cuadro de la toma de datos del mes de Diciembre del sustrato enriquecido del tratamiento 5.

R1			R2			R3		
Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)	Nro. Planta	Altura (cm)	Diámetro Del Tallo (mm)
1	30,50	6,75	1	27,40	5,95	1	23,10	5,42
2	36,40	6,81	2	31,90	5,93	2	29,10	5,66
3	13,40	4,29	3	26,10	4,07	3	34,60	4,21
4	38,40	5,68	4	39,00	4,94	4	27,10	5,84
5	29,70	6,99	5	34,00	6,63	5	33,10	5,96
6	42,10	7,88	6	38,20	5,42	6	36,00	5,38
7	28,90	3,48	7	29,80	4,08	7	25,00	4,17
8	41,00	5,82	8	36,00	5,87	8	38,10	6,38
9	28,00	6,23	9	31,20	5,32	9	16,10	3,70
10	33,60	6,03	10	28,00	6,01	10	24,30	4,38
SUMA	322,00	59,96	SUMA	321,60	54,22	SUMA	286,50	51,10
PRO	32,20	6,00	PRO	32,16	5,42	PRO	28,65	5,11

Anexo 11.- Recolección de semillas de Nogal



Anexo 12.- Preparación de las camas.



Anexo 13.- Toma de datos del diámetro del tallo de la plántula.



Anexo 14.- Toma de datos.



Anexo 15.- Dosificación de *Trichoderma* spp. y escarificación por solarización.



Anexo 16.- Métodos de escarificación (Ácidos cítrico e hidratación)



Anexo 17. Métodos de escarificación (Lijado de endocarpio y choque térmico)



Anexo 18. Plántulas de Nogal.

