

PROPAGACIÓN DE LAS ESPECIES FORESTALES LECHOSO (*Scalesia pedunculata* Hook. F.) Y CALANDRINIA (*Calandrinia galapagosa* H. St.) EN EL VIVERO CERRO COLORADO DEL CANTÓN SAN CRISTÓBAL, PROVINCIA DE GALÁPAGOS.

ELIZABETH FLOREANA VALENCIA MIDERO

TESIS

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

ESCUELA SUPERIOR POLITECNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE RECURSOS NATURALES

ESCUELA DE INGENIERIA FORESTAL

RIOBAMBA – ECUADOR

2014

HOJA DE CERTIFICACIÓN

EL TRIBUNAL DE TESIS CERTIFICA QUE:

El trabajo de investigación titulado: **PROPAGACIÓN DE LAS ESPECIES FORESTALES LECHOSO (*Scalesia pedunculata* Hook. F.) Y CALANDRINIA (*Calandrinia galapagosa* H. St.) EN EL VIVERO CERRO COLORADO DEL CANTÓN SAN CRISTÓBAL, PROVINCIA DE GALÁPAGOS.** De responsabilidad del Srta. Egda. **ELIZABEH FLOREANA VALENCIA MIDERO**, ha sido prolijamente revisado, quedando autorizada su presentación.

TRIBUNAL DE TESIS:

Ing. Forestal. ERIKA KABEZAS. _____

DIRECTOR

Ing. Agr. EDUARDO CEVALLOS. _____

MIEMBRO

**ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES
ESCUELA DE INGENIERÍA FORESTAL**

Riobamba, Abril del 2015

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a mi preciosa madre, apoyo importante en mi vida, a quien le debo lo que soy; a mis hermanos que animaron y me brindaron su apoyo, es por ello que doy gracias a Dios por permitirme tenerlos conmigo.

Floreana

AGRADECIMIENTOS

Mi agradecimiento constante al DIVINO NIÑO JESÚS por concederme el agrado de compartir con ustedes esta victoria, y por permitirme reconocer a quienes hicieron posible la culminación de mi carrera profesional.

A la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Facultad de Recursos Naturales, Escuela de Ingeniería Forestal, a mis maestros y amigos por la formación profesional que me han proporcionado.

A los ingenieros Erika Cabezas y Eduardo Cevallos, directora y miembro de la presente tesis, por la orientación para realizar este trabajo.

Al Parque Nacional Galápagos (PNG), por el apoyo para desarrollar esta investigación, contribuyendo a mi formación profesional; a su personal; al técnico del MAGAP en especial a la Ingeniera Isabel Jijón por brindarme su ayuda, experiencia e información.

Agradezco a mi familia, por ser quienes me han apoyado en la conquista de mis objetivos.

TABLA DE CONTENIDO

CAPITULO	CONTENIDO	PÁGINA
	LISTA DE CUADROS	i
	LISTA DE GRÁFICOS	vii
	LISTA DE ANEXOS	viii
I	TITULO.....	1
II	INTRODUCCION.....	1
	A. JUSTIFICACIÓN.....	2
	B. OBJETIVOS.....	2
	C. HIPÓTESIS.....	3
III	REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
	A. GENERALIDADES.....	4
	B. MORFOLOGIA DE LA ESPECIE.....	5
	C. CLASIFICACION BOTANICA.....	5
	D. PROPAGACION VEGETATIVA.....	7
	E. REGULADORES DE CRECIMIENTO.....	22
	F. SUELO.....	30
	G. SUSTRATOS.....	31
IV	MATERIALES Y METODOS.....	35
V	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	50
VI	CONCLUSIONES.....	98
VII	RECOMENDACIONES.....	99
VIII	RESUMEN.....	100
IX	ABSTRACT.....	101
X	BIBLIOGRAFIA.....	102
XI	ANEXOS.....	107

LISTA DE CUADROS

N°	Descripción	Página
01.	Descripción de los tratamientos por semilla.....	38
02.	Descripción de los tratamientos por esquejes.....	39
03.	Esquema para la propagación sexual de la calandrinia y el lechoso.....	39
04.	Esquema para la propagación asexual de la calandrinia y el lechoso.....	40
05.	Características de la unidad experimental.....	40
06.	Bioestimulante aplicado en las semillas.....	45
07.	Productos químicos.....	46
08.	Tabla de vigor modificada	48
09.	Análisis de varianza para el número de semillas germinadas en laboratorio.....	50
10.	Separación de medias según Tukey al 5% para el número de semillas germinadas en laboratorio.....	50
11.	Porcentaje de germinación de semillas.....	51
12.	Número de semillas por kilogramo.....	52
13.	Análisis de varianza para la altura de la planta a los 60 días después de la siembra.....	53
14.	Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de calandrinia a los 60 días...	54
15.	Análisis de varianza para la altura de la planta a los 75 días después de la siembra.....	54
16.	Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de calandrinia a los 75 días...	55
17.	Análisis de varianza para la altura de la planta a los 90 días después de la siembra.....	55
18.	Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de calandrinia a los 90 días...	56
19.	Análisis de varianza para la altura de la planta a los 105 días después de la siembra...	56
20.	Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de calandrinia a 105 días.....	57

21. Análisis de varianza para la altura de la planta a 120 días después de la siembra.....	57
22. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de calandrinia a 120 días.....	58
23. Análisis de varianza para la altura de la planta a 135 días después de la siembra.....	58
24. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la calandrinia a 135 días...	59
25. Análisis de varianza para el vigor de la planta a los 60 días después de la siembra....	59
26. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta calandrinia a los días 60.....	60
27. Análisis de varianza para el vigor de la planta a los 90 días después de la siembra.....	60
28. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta calandrinia a los 90 días.....	61
29. Análisis de varianza para el vigor de la planta a los 135 días después de la siembra...	61
30. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta calandrinia a los 135 días.....	62
31. Porcentaje de sobrevivencia después de la siembra.....	62
32. Porcentaje de emergencia después de la siembra.....	63
33. Análisis de varianza para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 30 días después de la siembra.....	65
34. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta- estacas de calandrinia a los 30 días.....	66
35. Análisis de varianza para la altura de la planta- estacas de calandrinia a los 45 días después de la siembr.....	66
36. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta- estacas de calandrinia a los 45 días.....	67
37. Análisis de varianza para la altura de la planta- estacas de calandrinia a los 60 días después de la siembra.....	67
38. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta- estacas de calandrinia a los 60 días.....	68

39. Análisis de varianza para la altura de la planta- estacas de calandrinia a los 75 días después de la siembra.....	68
40. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta- estacas de calandrinia a los 75 días.....	69
41. Análisis de varianza para la altura de la planta- estacas de calandrinia a los 90 días después de la siembra.....	69
42. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta- estacas de calandrinia a los 90 días.....	70
43. Análisis de varianza para la altura de la planta- estacas de calandrinia a los 105 días después de la siembra.....	70
44. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta- estacas de calandrinia a los 105 días.....	71
45. Análisis de varianza para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 120 días después de la siembra.....	71
46. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta- estacas de calandrinia a los 120 días.....	72
47. Análisis de varianza para el vigor de la planta- estacas de calandrinia a los 30 días después de la siembra.....	72
48. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 30 días.....	73
49. Análisis de varianza para el vigor de la planta- estacas de calandrinia a los 45 días después de la siembra.....	73
50. Separación de medias según Tukey al 5% para la calidad de la planta- estacas de calandrinia a los 45 días.....	74
51. Análisis de varianza para el vigor de la planta- estacas de calandrinia a los 60 días después de la siembra.....	74
52. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta- estacas de calandrinia a los 60 días.....	75
53. Análisis de varianza para el vigor de la planta- estacas de calandrinia a los 75 días después de la siembra.....	75

54. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta- estacas de calandrinia a los 75 días.....	76
55. Análisis de varianza para el vigor de la planta- estacas de calandrinia a los 90 días después de la siembra.....	76
56. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 90 días.....	77
57. Análisis de varianza para el vigor de la planta- estacas de calandrinia a los 105 días después de la siembra.....	77
58. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta- estacas de calandrinia a los 105 días.....	78
59. Análisis de varianza para el vigor de la planta- estacas de calandrinia a los 120 días después de la siembra.....	78
60. Separación de medias según Tukey al 5% el vigor de la planta- estacas de calandrinia a los 120 días.....	79
61. Análisis de varianza para el número de brotes en la planta- estacas de calandrinia a los 60 días después de la siembra.....	79
62. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de brotes nuevos de la planta-estacas de calandrinia a los 60 días.....	80
63. Análisis de varianza para el número de brotes en la planta- estacas de calandrinia a los 75 días después de la siembra.....	80
64. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de brotes nuevos e la planta-estacas de calandrinia a los 75 días.....	81
65. Análisis de varianza para el número de brotes en la planta-estacas de calandrinia a los 90 días después de la siembra.....	82
66. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de brotes nuevos e la planta-estacas de calandrinia a los 90 días.....	82
67. Análisis de varianza para el número de brotes nuevos en la planta- estacas de calandrinia a los 105 días después de la siembra.....	83
68. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de brotes nuevos e la planta-estacas de calandrinia a los 105 días.....	83

69. Análisis de varianza para el número de brotes nuevos en la planta- estacas de calandrinia a los 120 días después de la siembra.....	84
70. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de brotes nuevos e la planta-estacas de calandrinia a los 120 días.....	84
71. Análisis de varianza para el número de raíces en la planta- estacas de calandrinia al inicio del proyecto (30) días después de la siembra.....	85
72. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de raíces en la planta- estacas de calandrinia a los 30 días.....	85
73. Análisis de varianza para el número de raíces en la planta- estacas de calandrinia al final del proyecto (120) días después de la siembra.....	86
74. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de raíces en la planta- estacas de calandrinia a los 120 días.....	87
75. Análisis de varianza para la longitud de la raíz en la planta- estacas de calandrinia al inicio del proyecto (30) días después de la siembra.....	88
76. Separación de medias según Tukey al 5% para la longitud de la raíz en las plantas-estacas de calandrinia a los 30 días.....	88
77. Análisis de varianza para la longitud de la raíz en la planta- estacas de calandrinia al final del proyecto (120) días después de la siembra.....	89
78. Separación de medias según Tukey al 5% para la longitud de la raíz en las plantas-estacas de calandrinia a los 120 días.....	89
79. Porcentaje de sobrevivencia - estacas.....	90
80. Costo de materiales.....	93
81. Costo de insumos.....	94
82. Costos de movilización.....	94
83. Costos de personal.....	94
84. Costos de mano de obra.....	95
85. Depreciación de herramientas.....	95
86. Costos totales.....	96

LISTA DE GRÁFICOS

N°	Descripción	Página
01.	Porcentaje de germinación.....	51
02.	Porcentaje de sobrevivencia plántulas.....	63
03.	Porcentaje de emergencia de plántulas.....	64
04.	Número de brotes.....	81
05.	Número de raíces a los 30 días (inicio).....	86
06.	Número de raíces a los 120 días (final).....	87
07.	Porcentaje de sobrevivencia Esquejes.....	90

LISTA DE ANEXOS

N°	Descripción	Página
01.	Cuadro resumen del análisis de varianza de la propagación sexual.....	106
02.	Cuadro resumen del análisis de varianza de la propagación asexual.....	106
03.	Cuadro separación de medias según Tukey al 5% de la propagación sexual.....	107
04.	Cuadro separación de medias según Tukey al 5% de la propagación asexual.....	107
05.	Ubicación geográfica de las especies calandrinia y lechos.....	109
06.	Polígonos y área de la localización de las especies calandrinia y lechoso.....	111
07.	Preparación del ensayo en campo y laboratorio.....	112

I. PROPAGACIÓN DE LAS ESPECIES FORESTALES LECHOSO (*Scalesia pedunculata* Hook. F.) Y CALANDRINIA (*Calandrinia galapagosa* H. St.) EN EL VIVERO CERRO COLORADO DEL CANTÓN SAN CRISTÓBAL, PROVINCIA DE GALÁPAGOS.

II. INTRODUCCIÓN

Con alrededor de 560 especies nativas de plantas mismas que llegaron a las islas por medios naturales de las cuales aproximadamente unas 180, es decir la tercera parte de la flora de Galápagos son endémicas, lo que significa que no se encuentran en ningún otro lugar del mundo. Muchas plantas endémicas son raras y en peligro de extinción, las plantas de Galápagos tienden a ser especies "pioneras", plantas robustas que lograron cruzar océanos y logran establecerse en el entorno a menudo hostil de islas. Dado que las plantas son relativamente pocos logran hacerlo, la flora ha "empobrecido" hay menos especies aquí que en ambientes similares en el Continente Sudamericano. Las plantas también están adaptadas para tener muy pocos insectos u otros animales para polinizar sus flores o dispersar sus frutos y semillas. Esto significa que hay pocas flores grandes y vistosas para atraer a los polinizadores y algunos frutos carnosos especializados.

De las plantas endémicas evaluadas, se estima que casi el 13% se halla en peligro crítico, 15% en peligro y 32% en estado vulnerable, lo cual significa que 60% de la flora endémica de Galápagos se encuentra amenazada. Datos recientes indican que la cantidad de plantas introducidas ha superado las 917 especies, localizándose la mayor concentración de especies introducidas e invasoras en las zonas urbanas y agrícolas de las islas habitadas, las mismas que se dispersan hacia áreas del Parque Nacional Galápagos (Schofield, 1973; Lawesson y Ortiz, 1994).

Las especies en peligro crítico enfrentan un alto riesgo de extinción y su futuro depende totalmente de las acciones de conservación, especialmente en las islas habitadas como Santa Cruz, San Cristóbal, Isabela y Floreana (Tye, 2007).

La explotación o sobre-explotación de recursos forestales propios de las islas, como *Piscidia carthagenensis* y *Psidium galapageium*, y la fragmentación de los bosques de *Scalesia pedunculata*, *Zanthoxylum fagara* y *Psychotria rufipes* han dado paso a la expansión de las áreas agrícolas, lo cual ha puesto en peligro de extinción a ciertas especies (FUNDAR, 2008). Ante esto, resulta necesario desarrollar estrategias de restauración a través de herramientas de manejo que permitan aumentar y mejorar la cantidad y calidad de la cobertura vegetal, así como restituir la conectividad de los ecosistemas.

A. JUSTIFICACIÓN

En San Cristóbal no existen datos sobre métodos de propagación para las especies de lechoso (*Scalesia pedunculata* Hook) y calandrinia (*Calandrinia galapagosa* H. St.), por lo que el PNG consideró importante realizar esta investigación que permita conocer el mejor método de propagación de dichas especies y se pueda incrementar la producción a nivel de viveros para la forestación y reforestación en el área del cerro colorado.

B. OBJETIVOS

1. Objetivo General

Propagar las especies forestales Lechoso (*Scalesia pedunculata* Hook) y Calandrinia (*Calandrinia galapagosa* H. St.) en el vivero cerro colorado del Cantón San Cristóbal, Provincia de Galápagos.

2. Objetivos Específico

- a. Propagar las especies por los métodos asexual y sexual.
- b. Determinar el mejor método de propagación para las dos especies.
- c. Estimar los costos de producción por los dos métodos de propagación.

C. HIPOTESIS

1. Hipótesis nula

No se puede producir plantas de calandrinia y lechoso de forma asexual y sexual.

2. Hipótesis alternante

Se puede producir plantas de calandrinia y lechoso de forma asexual y sexual.

III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

A. GENERALIDADES

Las plantas son la base de toda la vida dentro de las Islas Galápagos. Con alrededor de 560 especies nativas de plantas, las cuales aproximadamente una tercera parte son endémicas.

Los remanentes de bosques de *Scalesia pedunculata* casi ya no existen en Cristóbal, solo hay parches aislados, por lo tanto es necesario invertir mayor esfuerzo de restauración en esta isla porque básicamente se ha perdido los bosques naturales, ya que ha avanzado la invasión de especies introducidas como la poma rosa, la guayaba, etc., mismas que le ganan la competencia a las especies endémicas. (<http://www.fundargalapagos.org>).

La *Calandrinia galapagosa* es otra de las plantas endémicas de la Isla San Cristóbal que está en el rango de amenazada. La especie está amenazada por las cabras y lagartijas: menos de 1300 individuos permanecen vivos y de nueve poblaciones tres se han cercado para su protección. (<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1744-7429.2010.00685.x/abstract>).

1. CLASIFICACIÓN BOTÁNICA *Scalesia pedunculata*

Según Conley K. (1999), la clasificación botánica de *Scalesia pedunculata* Hook F. es la siguiente:

Reino: -----Plantae

Subdivisión: -----Angiospermae

Familia: ----- Asteraceae

Orden: -----Asterales

Género: ----- *Scalesia*

Especie: ----- *Scalesia pedunculata* Hook F.

Nombre vulgar: -----Lechoso

Tipo: -----Árbol

Zona climática: -----Transición y húmedas

Ubicación: -----Floreana, San Cristóbal, Santa Cruz, Santiago.

a. Morfología de la especie

1. Descripción botánica

a. Hojas

Conley K. (1999), enuncia que son alternas casi opuestas, simples, lanceoladas miden 6 a 20cm de longitud el haz y el envés con pubescencia, fragantes, parecidas a las del tabaco.

b. Flores

Conley K. (1999), expresa que las flores están dispuestas en cabezales discoide, mide de 1-2 cm o más de diámetro, blancas, cuenta con 50 o más por cabeza.

c. Fruto

Conley K. (1999), da a conocer que es un aquenio, aplanado de 4-6 mm de largo, raramente con una corta arista en la parte superior.

d. Tronco y Corteza

Conley K. (1999), expresa que es cilíndrico, leñoso empiezan las ramificaciones a 1,5 m. con un DAP de 10 a 20 cm. La corteza es de color café oscuro, delgada.

e. Semilla

Conley K. (1999), enuncia que la semilla tiene 1 mm de longitud de color café oscuro, aplanada con un 1mm de diámetro.

f. Usos

Usos en jardines, para proveer sombra.

2. CLASIFICACIÓN BOTÁNICA *Calandrinia galapagosa*

Según Conley K. (1999), la clasificación botánica de *Calandria Galapagosa* H. St. es la siguiente:

Reino: -----Plantae

Subdivisión: -----Angiospermae

Familia: -----Montiaceae

Orden: -----Caryophyllales

Género: -----*Calandrinia*

Especie: -----*Calandrinia galapagosa* Harol St..

Nombre vulgar: -----Calandrinia

Tipo: -----Arbusto

Zona climática: -----Árida y Transición

Ubicación: -----San Cristóbal

a. Morfología de la especie

1. Descripción botánica

Arbusto perenne de 60 cm de altura, ligeramente leñosa en la base, tallos carnosos.

a. Hojas

Conley K. (1999), enuncia que las hojas son alternas, simples, lineares, de 3-7 cm de largo, un poco carnosas, márgenes enteros.

b. Flor

Conley K. (1999), expresa que las flores son cimas terminales, tiene 5 sépalos, es de color blanco, presenta de 12-15 estambres estos tienen 1 cm de largo.

c. Fruto

Conley K. (1999), da a conocer que el fruto es una cápsula, de color amarillento, redondeado, que mide 4 mm de diámetro

d. Semillas

Conley K. (1999), las semillas son numerosas, de color marrón o rojizo oscuro

B. PROPAGACION

La propagación es un proceso que permite desarrollar nuevas plántulas a partir de una porción de ellas, diferente a la semilla, puede ser natural o artificial, y es posible porque en muchas de estas los órganos vegetativos tienen la capacidad de regeneración. (Corente, J. 1997).

Para entender los mecanismos de reproducción sexual y asexual en las plantas y su repercusión en la variabilidad genética es necesario señalar los procesos celulares de la mitosis y la meiosis. (Abbott, A. y R. Atkin 1988).

1. Propagación sexual

Según Biederbrick (1980), para la propagación por semillas, para este método se debe tomar en cuenta la época de recolección de los frutos, los cuales deben ser cosechados antes de que se caigan del árbol.

Según Ordoñez L., y Arbeláez M, Prada (2004) citan la propagación a partir de semillas, generadas en siembra directa, o en almácigos.

La propagación sexual de las plantas se da por medio de las semillas, las cuales tienen la función de multiplicar y perpetuar la especie (Bradford y Nonogaky 2007).

El método de propagación por semilla es el más antiguo y común y tiene las ventajas sobre el método de propagación vegetativa en que requiere menor trabajo. Las semillas son recolectadas y sembradas proporcionando siempre cuidados culturales, no se requiere de mucho esfuerzo para obtener un número ilimitado de individuos que son generalmente sanos y vigorosos (Garner 1983).

La descendencia sexual de cualquier especie se produce por alogamia o por autogamia, aunque en la mayoría de las especies la primera es la más frecuente, produciendo individuos heterocigóticos. La variabilidad de las poblaciones de una determinada especie forestal es hasta cierto punto una desventaja, pero en la generalidad de los casos se representa una garantía de adaptación a las condiciones ecológicas (Alvarez 1989).

HUMANANTE, M, (Tesis 2005 y 2012) cita a SUMACO (1993), que manifiesta que la semilla es la parte del árbol que sirve para la producción de nuevas plantas, y se forma por la maduración del ovario en cuyo interior están los óvulos que se transforman en semillas después de la fecundación del óvulo por un grano de polen. Esta contiene el embrión a partir del cual se desarrollará la primera raíz y las primeras hojas (llamadas cotiledón). Este embrión está rodeado de una cáscara más o menos dura que lo protege.

2. La semilla

Toda semilla está compuesta de dos partes principales, el tegumento y la almendra, esta última contiene al embrión de la nueva planta y está compuesta de la radícula que dará origen a la nueva raíz, un rudimento de yema que constituye el ápice vegetativo y que luego se convertirá en tallo y la plúmula que producirá las hojas de la nueva planta; además de esto posee un tejido de reserva denominado endosperma y tejidos protectores que forman el tegumento

seminal externo, la parte más externa de este tegumento se denomina episperma (Bodero 1984).

El fenómeno de que las semillas no germinen puede deberse a un factor o a una combinación de factores, entre los cuales principalmente se puede mencionar: presencia de embriones rudimentarios, inmaduros, cubiertas mecánicamente resistentes, impermeables y presencia de sustancias inhibidoras (Boner 1965 citado por Weaver 1982).

3. Características de una buena semilla

Las condiciones principales que debe reunir una semilla según Bodero (1984), son las siguientes:

- Estar completamente madura.
- Tener tamaño y peso máximo, dentro de las dimensiones que correspondan a la especie. No deben desprender olor picante; su color y brillo deben ser los normales en su especie.
- La edad de la semilla, es muy importante ya que está íntimamente relacionada con su poder germinativo y se ha comprobado mediante pruebas de germinación, que a mayor edad la capacidad germinativa disminuye considerablemente hasta llegar a nula.
- No debe proceder de árboles padres cuya edad sea muy pequeña ni demasiado grande, pues tanto los árboles muy jóvenes como los muy viejos producen semillas completamente estériles.

4. Latencia de las semillas

De acuerdo con Valarezo (1984), citado por Chuquilla (1994), la semilla de muchos árboles aunque son viables no germinan cuando son colocadas bajo condiciones adecuadas para la germinación tales semillas se llaman latentes. En algunas semillas deben ocurrir cambios

morfológicos antes de comenzar la germinación. En otras semillas el embrión o a veces el endospermo tienen que someterse a cambios fisiológicos antes de ser posible la germinación.

La latencia del embrión es más importante en climas templados frescos que en el trópico, mientras que la latencia de la testa es importante en muchas especies de la zona tropical seca. Pocas especies tienen doble latencia. Tratamientos separados sucesivos podrían ser necesarios para romper ambas latencias (Willan 1990).

5. Calidad de semillas

La viabilidad es una variable que puede ser afectada por la edad del árbol semillero, condiciones climáticas durante el período de fructificación, condición fisiológica del árbol, condiciones ambientales y tiempo transcurrido post cosecha, daños por insectos y hongos (Escobar 2008).

Árboles en etapa juvenil pueden producir frutos pero sus semillas presentar baja viabilidad igual cosa ocurre en la etapa de senectud. Las especies forestales, se caracterizan por tener fructificaciones marcadamente periódicas, que pueden variar desde años con una semillación casi nula, a años de producciones medianas y años de fuertes. En estos últimos, generalmente, las semillas son de mayor viabilidad que en los años de baja producción, para una gran cantidad de especies. Las semillas de muchas especies pierden su viabilidad al poco tiempo de haber sido cosechadas, en otros casos pueden transcurrir varios años y éstas se mantienen sin alteraciones en su viabilidad. (Ibid).

Según Poulsen (1999), el porcentaje de germinación no es suficiente para expresar la calidad de la semilla debido a que este concepto también implica calidad genética, así como otros aspectos de calidad fisiológica además de la germinación. La pérdida de la habilidad para germinar es precedida por una varios de procesos de la semilla que debilitan su desempeño.

El mismo autor señala que el objetivo de una prueba de calidad no es solamente medir el porcentaje de germinación a través de una prueba de laboratorio estándar, sino también medir el alcance de los procesos deteriorantes antes de la pérdida máxima de habilidad para germinar.

Chang (1982), dice que las semillas maduras tienen una viabilidad mucho más larga, que puede variar según las especies y zonas de recolección de semillas. La temperatura y contenido de humedad son los factores más importantes.

Una semilla viable en estado inactivo necesita absorber agua antes de poder continuar los procesos de digestión, translocación y asimilación para el crecimiento del embrión. También la adición de humedad a los tejidos facilita el intercambio de oxígeno y dióxido de carbono. La tasa de absorción de agua depende de la temperatura (a mayor temperatura, mayor rapidez de absorción) y de la permeabilidad de la testa, además hay una gran variación entre especies (Napier 1985).

6. Obtención y manejo de la semilla

Las semillas a utilizar deben provenir de individuos sanos (libres de plagas y enfermedades), vigorosos, con buena producción de frutos, sin ramificaciones a baja altura. Con esto se pretende asegurar que las plantas obtenidas de esas semillas hereden las características de los parentales. (Aguilera, 2001).

AÑAZCO, M (2000), dice que recolectar semillas de 1 ó 2 árboles es un error, pues de acuerdo al objetivo de la recolección de semillas, se deben escoger árboles que hayan alcanzado su madurez fisiológica, desechando aquellos árboles muy jóvenes o muy viejos. Además expresa que está comprobado que la semilla de árboles jóvenes origina árboles sin deficiencias de calidad.

El mismo autor dice que el modo de recolección consiste en separar las semillas de los frutos; en algunas especies esto se lo hace inmediatamente después de la recolección, otras en cambio necesitan algunas horas de sol o ser simplemente expuestas al aire. De preferencia se debe evitar la exposición directa de las semillas al sol directo, pero si se debe favorecer una activa circulación de aire.

7. Limpieza

La limpieza comprende la eliminación de restos de los frutos, alas, ramitas, piedras, hojas, suelo, etc. El método depende del tamaño de las semillas y de la infraestructura o equipos disponibles. PROFAFOR, (1999).

8. Almacenamiento

Según ÁLVAREZ, S. (1970). La viabilidad de las semillas es el período durante el cual conservan una buena capacidad de germinación, el objetivo del almacenamiento es conservar las semillas el mayor tiempo posible con una buena viabilidad.

Muchas semillas pueden almacenarse por varios meses o años, siempre y cuando reúnan las siguientes condiciones favorables para su conservación, es decir deben ser semillas maduras, libre de plagas y enfermedades, y que no presenten daños mecánicos (cáscara rota, etc.).

AÑAZCO, M (2000), manifiesta que para entender los conceptos de almacenamiento es necesario conocer la naturaleza de las semillas, estas pueden ser recalcitrantes u ortoxas.

C. TRATAMIENTOS PRE GERMINATIVOS

AÑAZCO, M (2000), expresa que la mayoría de las semillas germinan sin mucha dificultad, siempre que los sustratos, el riego y las protecciones sean adecuados. Su germinación es

rápida cuando se utilizan en la época propicia y las semillas presentan las mejores condiciones intrínsecas y extrínsecas.

Los tratamientos pre germinativos tienen por objetivo facilitar la separación de las semillas de los frutos, uniformar, aumentar y mejorar el proceso germinativo.

Según Willan (1990), los tratamientos varían de acuerdo con el tipo de latencia presente, así como con los requerimientos de la especie. Se debe recordar que la latencia puede variar con la fuente semillera, en una especie con un alto rango altitudinal, semillas de las fuentes más altas y frías, podrían exhibir mayor latencia que aquellas de las elevaciones más bajas y calientes.

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 (Donoso, 1993; Arnold, 1996).

1. Tratamientos físicos

UGSIÑ L, (Tesis 2012) cita a AÑAZCO, M (2000) quien da a conocer que el tratamiento físico consiste en tratar las semillas con agua fría o caliente, utilizando materiales adicionales, tales como: papel, aserrín, turba, etc.

Los tratamientos físicos más utilizados consisten en:

- a) Sumergir las semillas en un recipiente con agua natural durante 12, 24, 36, 48 hasta 72 horas, renovándola una vez al día.
- b) Colocar las semillas en agua caliente o hirviendo y dejarla hasta que se enfríen.

c) En un recipiente con agua hirviendo colocar las semillas durante 10, 15, 30, 45 o más segundos dependiendo del tipo de semilla e inmediatamente retirarlas.

Según Boderó (1984), tratamiento físico es el ablandamiento de la testa mediante el remojo en agua caliente durante 5, 10 minutos, o colocando semillas unas 12, 24, 48 y hasta 72 horas en agua corriente renovándola una o dos veces al día.

Según Napier (1985), tres factores inciden en el éxito de este tratamiento:

- La temperatura del agua.
- La relación del volumen del agua y la semilla.
- La duración del tratamiento

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. El tiempo de remojo puede ser de 12, 24, 48 y hasta 72 h, y en algunos casos, cambiándoles el agua con cierta frecuencia (Patiño et al., 1983; Hartmann y Kester, 1988; FAO, 1991).

2. Tratamientos combinados

LOJÁN, L, (1992). Consiste en utilizar los tratamientos físicos conjuntamente con los mecánicos y químicos, ya sea en diferentes épocas del proceso de recolección y siembra o en un mismo momento.

2.1. Desinfección de semillas

Existen semillas muy sensibles al ataque de enfermedades; por lo que las semillas siempre deben seleccionarse en el campo de cultivo, tomándolas de plantas totalmente sanas y, dentro

de éstas, de frutos sanos, perfectamente conformados. Es conveniente realizar un tratamiento de desinfección de la semilla unos días antes de proceder a la siembra del semillero.

2.2. Desinfección con Vitavax

EL VITAVAX 40 WP es un producto constituido por el carboxim, un fungicida sistémico curativo que es absorbido y se deposita en la cutícula de la semilla, y un fungicida protector.

La forma de preparación de la mezcla por vía seca, consiste en mezclar el producto directamente con la semilla en el recipiente destinado a la operación. En cambio en el tratamiento de suelo o semilla por vía húmeda o inmersión; para preparar el caldo de aplicación se recomienda realizar una pre-mezcla del producto en una pequeña cantidad de agua hasta obtener una mezcla semifluida, luego mezclar con el agua y proceder a la aplicación sea en el terreno o semilla. (www.pro-agro.com.mx/prods/bayer/bayer84.htm).

D. GERMINACIÓN

Por definición, la germinación involucra todos aquellos procesos que comienzan con la absorción de agua por la semilla quiescente, y terminan con la elongación del eje embrionario. La señal visible de la finalización de la germinación es, en general, la emergencia de la radícula embrionaria a través de las cubiertas seminales, aunque en el ámbito de la producción es aceptado que la señal de la germinación suele tomarse como la Visualización de la plántula viable emergiendo del suelo.

La germinación es un mecanismo de la reproducción sexual de las plantas.

La germinación es, en realidad, el resultado de toda una serie de complejos acontecimientos metabólicos que va sucediéndose, de forma escalonada, desde que comienza la absorción de agua por los diferentes tejidos de la semilla, hasta que inicia el crecimiento de la radícula. (Baskin, C.C. y Baskin, J. M. 1998).

De acuerdo a Napier (1985), la germinación es un proceso que comprende el desarrollo del embrión hasta su emergencia de la plántula y su desarrollo subsiguiente hasta que sea independiente de las reservas de alimentos almacenados en la semilla.

La germinación normal de una semilla no latente requiere de ciertas condiciones ambientales tales como: humedad adecuada, temperatura favorable, intercambio adecuado de gases y en algunos casos luz (Ibid).

Muchas semillas forestales pueden germinar en un rango amplio de temperaturas. El rango de temperatura varía entre procedencia se individuos de una misma especie. Las temperaturas extremas impiden la germinación de la mayoría de las especies forestales, aunque hay excepciones (Napier 1985).

Grijpma (1982) manifiesta, que la mayor parte de semillas forestales presentan una germinación rápida cuando se siembran en la época propicia y cuando están en las mejores condiciones intrínsecas y extrínsecas, sin embargo cuando han estado en periodos latentes más o menos largos en el almacenaje o que se han utilizado en épocas no propicias presentan un proceso de germinación lento o muy deficiente.

1. Pruebas de germinación

Antes de proceder a la siembra en vivero es necesario averiguar la calidad de la semilla para determinar el tratamiento que produce mejores resultados.

a. Proceso de Germinación

MAG (1997) da a conocer que es un proceso mediante el cual la semilla se transforma en planta; durante la germinación se producen tres fenómenos:

- Inhibición de la semilla debido a la entrada de agua a su interior, la cual estaba a ese entonces en reposo
- Se produce un desprendimiento de calor, y
- El tegumento se rompe a causa de aumento de volumen de la semilla.

2. Propagación asexual

La propagación vegetativa de plantas es una producción a partir de partes vegetativas. Se utilizan tejidos vegetales que mantengan la potencialidad de multiplicación y diferenciación celular para dar inicio a nuevos tallos y raíces a partir de cúmulos celulares presentes en diversos órganos. (Manual Práctico de reforestación, 2008).

Consiste en utilizar partes vegetativas para la producción, de acuerdo a las procedencias:

Las ventajas de la propagación vegetativa frente a la sexual, son:

- Se conservan mejor las características de los progenitores.
- Se obtiene mayor crecimiento en menor tiempo.
- El manejo a nivel de vivero es más sencillo.
- El costo de producción es menor.
- Se evita pérdidas de plántulas por causas como: damping off, pájaros, roedores, etc.
- Se evita el riesgo de tener raíces mal formadas por un deficiente repique.

(Añazco, M. 1996).

Es la formación de nuevos individuos a partir de diversas partes del cuerpo vegetal, de preferencia los esquejes de la parte media de las ramillas es el material vegetativo más aconsejado para la propagación. Esta forma de reproducción o propagación también se la conoce como reproducción asexual. Se trata de un proceso que implica la separación y el enraizamiento de una parte de la planta. De esta manera, las células, tejidos y órganos

desprendidos se desarrollan directamente en nuevos individuos (Ordoñez L. Arbeláez M. Prada 2004).

BORJA, F., RAMOS, P. y TOBAR A. (1992), enuncian que la propagación asexual consiste en la obtención de individuos a partir de proporciones vegetativas de las plantas y puede realizarse por: estacas, esquejes, hijuelos y acodos.

HERBOTECNIA (2006), manifiesta que la propagación asexual o multiplicación es posible porque la división celular (mitosis) ocurre durante el crecimiento y regeneración. La mitosis se caracteriza porque los cromosomas individuales se dividen longitudinalmente en partes idénticas y cada una de esas partes pasa a una de las dos células hijas y da como resultados que en cada una de las células hijas se duplica en forma exacta el sistema cromosómico de las células individuales.

a. Formas de propagación vegetativa.

El éxito de la técnica por esquejes, se mide a través del porcentaje de enraizamiento logrado, actividad que indica la satisfactoria reproducción de la planta, es decir la obtención de un nuevo individuo. El proceso de propagación vegetativa por el método de esquejes, se da por concluido con la aparición de hojas y raíces del esqueje. (CONIF, 2002).

En estos procedimientos los esquejes pueden ser tratados con hormonas con la finalidad de acelerar el proceso de brotes adventicios en las yemas foliares y radicales. Para un mejor proceso de formación radicular es necesario cuidados como: protección contra hongos, factores climáticos adversos, riego de acuerdo a la necesidad de la especie, control de malas hierbas (Van Den Heede, 1989).

La propagación vegetativa comprende división celular mitótica, vale decir que es aquella donde se produce una replicación del material genético (o del sistema cromosómico) y del

citoplasma de la célula madre a las dos células hijas. Esta condición origina, posteriormente, crecimiento y diferenciación de tejidos somáticos (HARTMANN y KESTER, 1990).

Luego las plantas propagadas vegetativamente reproducen, por medio de la replicación del ADN, toda la información genética de la planta madre, por lo que las características de la planta individual se mantienen a través del tiempo en la propagación asexual o vegetativa (CABELLO, 2000).

Implica la reproducción a partir de partes o secciones vegetativas de las plantas, tales como tejidos u órganos del cuerpo vegetativo (hojas, tallos y raíces), y es posible ya que los órganos vegetativos de muchas plantas tienen la capacidad de reproducirse (HARTMANN y KESTER, 1990).

Más específicamente, es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo de similares características al del original, denominado clon (KAINS y MCQUESTEN *et al.*, 1938).

Sin embargo, en algunos casos no se aprecian las características fenotípicas del individuo original, debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación ambiental (ZOBEL y TALBERT, 1988), pero si es claro que el nuevo individuo es genéticamente idéntico al original.

Una de las características más significativas de la clonación se refiere a cómo todos los descendientes del clon tienen el mismo genotipo básico, la población tiende a ser fenotípicamente muy uniforme. Por lo general, toda la progenie de un clon tiene el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, haciendo con ello posible la estandarización de la producción y otros usos del cultivar (HARTMANN y KESTER, 1990).

La propagación vegetativa se ha convertido en una de las herramientas principales del mejorador forestal. Tradicionalmente ha sido utilizado en silvicultura para la multiplicación de

individuos sobresalientes y su inclusión en huertos semilleros clonales, aunque en las últimas décadas se ha extendido su aplicación hacia la conservación de genotipos valiosos en bancos clonales y para el establecimiento de plantaciones operacionales (MESÉN y VÍQUEZ, 2003).

Posiblemente la ventaja más reconocida de la propagación vegetativa es la capacidad de duplicar exactamente el genotipo seleccionado, permitiendo así capturar tanto los componentes aditivos como los no aditivos de la varianza genética total. De esta manera, es posible lograr ganancias genéticas muy grandes en periodos relativamente muy cortos (ZOBEL y TALBERT, 1988).

b. Propagación por estacas

CRUZ U. LILIAN (Tesis 1985 y 2012), manifiesta que una estaca es todo fragmento de rama que enterrado parcialmente es capaz de producir una planta igual de la que proviene; este proceso consiste en dividir las ramas, especialmente de retoños de 1 cm de diámetro en adelante, cortando en bisel de un tamaño de 20 cm, con 3 o más yemas, especialmente cuando estén empezando a brotar ya que allí tienen mayor posibilidad de emitir raíces.

ALVAREZ S. (1970), indica que el estaquillado es el sistema más común, rápido y económico de multiplicar árboles y consiste en provocar el enraizamiento y brotación de un trozo de tallo, raíz u hojas separado de la planta madre.

AÑAZCO, M, (2000), dice que la parte del árbol que se extrae con fines de propagación se denomina estaca, las más utilizadas son las provenientes del tallo y principalmente de ramas. Se considera reproducida una estaca, cuando posterior a su “siembra” se presenta brotación de hojas y emisión de raíces, característica conocida como “enraizamiento”, lo que se interpreta como al formación de una nueva planta a partir de una estaca.

La propagación por estacas, consiste en el corte del material vegetativo, ya sean pedazos de brotes, ramas o raíces, que después se colocan en medios de suelo propicio donde se logra el

enraizamiento y la brotación de la parte aérea (Calderón, 1985), obteniendo con ello una nueva planta que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre (Hartmann y Kester, 1988).

La reproducción por estaca adelanta el desarrollo de la especie leñosa y trasmite sin cambios, los caracteres *genotípicos* y *fenotípicos* de los progenitores al nuevo individuo o clon. La estaca es la parte del árbol o arbusto que, separada de la planta madre, es susceptible de emitir raíces y formar un nuevo individuo (Arriaga *et al.*, 1994).

La técnica de reproducción por estacas consiste en cortar ramas, pencas u otro tipo de segmentos de la planta en desarrollo y plantarlas en el suelo o cualquier sustrato para provocar su enraizamiento. Las estacas se clasifican dependiendo de la parte de la planta de la que fueron obtenidas de la siguiente manera (Hartmann *et al.*, 1990)

c. Características de la estaca

CRUZ, L. (1985), una estaca encierra en sí todos los elementos esenciales de la vida orgánica que sirven para:

- 1.) El movimiento ascendente de la parte aérea y del movimiento descendente de la parte subterránea
- 2.) La absorción de los principios nutritivos y la evaporación de los que ya son inútiles para el organismo vegetal, como consecuencia de la circulación de la savia.

Al recolectar y plantar las estacas, es importante tener presente las siguientes consideraciones:

- El tamaño no es de importancia si tiene raíces preformadas, basta con 10 a 15 cm. de longitud.
- El diámetro de la estaca debe ser aproximadamente entre 0.5 cm. y 2 cm. lo importante es asegurar que esté lignificada y existan raíces preformadas.
- Cada estaca debe tener por lo menos tres yemas.

- Al preparar la estaca se deben hacer cortes diagonales, tanto en la base como en la punta.
- Se deben seleccionar por tamaño, generalmente de 4 tamaños, al momento de establecerlas en la platabanda, las más grandes se ubicarán en el primer bloque, luego la de menor tamaño, y así sucesivamente.
- Al momento de plantarlas se las debe ubicar con la parte más gruesa (más vieja) hacia abajo, en contacto con el suelo, y con una ligera inclinación, procurando enterrar unos 4 cm.
- Aunque se puede propagar en funda, se recomienda hacerlo en platabanda.
- Con estas técnicas se obtendrán plántulas entre 0.80m. y 1.20m. en 6 ó 10 meses, dependiendo de la altitud y el sustrato principalmente, por lo que se recomienda recolectar estacas entre febrero y junio. (Añazco, M. 1996).

La presencia de yemas en el desarrollo era un requerimiento para el enraizamiento y que la intensidad de la producción en la raíz estaba directamente correlacionada con la proporción del desarrollo de la yema. Estacas con yemas inactivas fracasaron en el enraizamiento, aún bajo las mejores condiciones, pero cuando las yemas renovaban su actividad, el enraizamiento ocurría. Indica también que la extracción de un anillo en la corteza de una pequeña sección del tronco debajo de las yemas también a formar raíces. (Rodríguez, S. 1968).

E. REGULADORES DE CRECIMIENTO

Son todos aquellos compuestos naturales o sintéticos que, en bajas concentraciones, promueven, inhiben o regulan, el crecimiento, ya sea con modificaciones cualitativas o sin ellas (SIVORI *et al*, 1980).

PIERIK (1990) denomina como reguladores de crecimiento al conjunto de productos que incluye tanto a las fitohormonas como a los productos sintéticos, que son los responsables de la distribución de los compuestos que la planta biosintetiza y además determinan el crecimiento relativo de todos los órganos de la planta.

Las sustancias reguladoras del crecimiento son compuestos sintéticos u hormonas vegetales que modifican los procesos fisiológicos de las plantas, regulan el crecimiento imitando a las hormonas, influyendo en la síntesis, destrucción, traslocación o modificando los sitios de acción de las hormonas (Hartmann y Kester, 1988).

El uso de reguladores del crecimiento tiende a expandirse con rapidez. Se ha encontrado a través de investigaciones hechas tanto en México como en otros países que este tipo de sustancias participa directamente sobre el metabolismo celular de las plantas activando o reprimiendo algún proceso del desarrollo (Quintanar, 1991).

Los reguladores de las plantas se definen como compuestos orgánicos diferentes de los nutrimentos, que en pequeñas cantidades fomentan, inhiben o modifican de alguna u otra forma cualquier proceso fisiológico vegetal. Las hormonas vegetales (o fitohormonas) son sustancias producidas por las mismas plantas que en bajas concentraciones, regulan los procesos fisiológicos de éstas. Por lo común, las hormonas se desplazan en el interior de las plantas a través de un proceso denominado translocación, de un lugar de producción a un sitio de acción (Weaver, 1990)

El término "hormona" empleado correctamente, se aplica en exclusiva a los productos naturales de las plantas; sin embargo, el término "regulador de crecimiento" no se limita a los compuestos sintéticos, sino que puede incluir también hormonas (Weaver, *op. cit.*).

Hoy se sabe que, tanto el crecimiento como la diferenciación de las células en diversos órganos que constituyen la planta, son procesos fisiológicos regulados por la acción de diversas sustancias químicas que interactúan entre sí, activando o inhibiendo dichos procesos. Es así como puede hablarse de un sistema hormonal vegetal, aunque algunos no estén de acuerdo con esta definición (ROJAS, 1972).

Son ácidos orgánicos, diterpenos cíclicos con un esqueleto de gibano y son sintetizados a partir del acetyl CoA a través de la vía del ácido mevalónico (SEILER, 2002).

Según Weaver, R. (1989), las hormonas de las plantas son reguladores producidos por las mismas plantas que, en bajas concentraciones, regulan los procesos fisiológicos de aquellas.

Las hormonas vegetales son producidas sobre todo en los tejidos en crecimiento, especialmente el meristema de los casquetes en desarrollo en el extremo de tallos y raíces. El autor indica además que las hormonas estimuladoras de crecimiento son las auxinas, giberelinas y citoquininas. (Guerrero, J. 1993).

Varias hormonas de crecimiento juegan un rol fundamental en regular varias fases de crecimiento cambial, incluyendo división celular, incremento en tamaño de derivados cambiales, engrosamiento de paredes celulares, transición de madera temprana tardía, formación de madera de reacción, y cesación estacional del crecimiento cambial. (Malavolta, E. 1998).

Collejo, H. (2000), plantea que el tratamiento con las hormonas vegetales reconocidas afecta la elongación inducida por la brasinólida; las giberelinas tienen un efecto aditivo y la zeatina un efecto inhibitorio.

1. Giberelinas

Se aislaron por primera vez en Japón en 1939, siendo conocidas principalmente por sus efectos de estimulación de la elongación del tallo (Hartmann y Kester, 1988).

Las giberelinas tienen una función de regulación de la síntesis del ácido nucleico y de las proteínas, y es posible que supriman la iniciación de las raíces, interfiriendo en estos procesos (Key, 1969; mencionado por Hartmann y Kester, 1988).

Las giberelinas son fitohormonas que parecen moverse libremente por toda la planta, el movimiento de las giberelinas no es polar, tanto por el floema como por el xilema, cuya acción principal es promover el alargamiento celular. Otras acciones que realizan las giberelinas son

formar parte en la floración, en ciertas fases de la germinación de la semilla, en el rompimiento del letargo y en varios efectos formativos, (Lender, 1985).

La giberelina puede definirse como un compuesto que tiene un esqueleto de gibane y estimula la división o la prolongación celular, o ambas cosas. Las giberelinas pueden provocar un momento sorprendente de la prolongación de los brotes en muchas especies, que resultan particularmente notables cuando se aplican a ciertos mutantes enanos. (Weaver, R. (1989).

Las giberelinas incrementan tanto la división como la elongación celular, debido a que tras la aplicación de giberelinas se incrementa el número de células y la longitud de las mismas. En el caso de las auxinas, el debilitamiento de la pared celular, necesaria para el alargamiento celular, está mediado en parte por la acidificación de la misma. Sin embargo, éste no parece ser el mecanismo de acción de las giberelinas. Las giberelinas pueden inducir el crecimiento a través de una alteración de la distribución de calcio en los tejidos. Los iones calcio inhiben el crecimiento de los hipocótilos de lechuga, y esta inhibición puede ser revertida por la aplicación de giberelina (GA3). (ECUAQUIMICA 2001).

Se han identificado al menos 80 giberelinas en las plantas, pero sólo unas pocas parecen ser fisiológicamente activas. Dentro de los compuestos sintéticos se tiene al GA3 (ácido giberélico), GA4 y GA7, siendo el GA3 el más utilizado (SEILER, 2002).

Los sitios de síntesis de las giberelinas son las semillas en desarrollo, ápices de tallos, primordios foliares, raíces, frutos y túberos. Estos reguladores son transportados entro de la planta vía xilema y vía floema (SEILER, 2002).

Por otro lado, hay una teoría que señala que las giberelinas estimularían la biosíntesis de ácidos polihidroxicinámicos, los cuales inhibirían a la enzima AIA oxidasa, promoviendo por lo tanto los procesos mediados por las auxinas al reducir la cantidad de auxinas destruidas por esta enzima (WEAVER, 1976).

a. **Lugares de síntesis de giberelinas** Las giberelinas se pueden producir en diferentes zonas de las plantas de preferencia en zonas de desarrollo, como embriones de germinación o tejidos meristemáticos como ápices de tallos y raíces, en hojas jóvenes, partes florales semillas inmaduras, (La Torre, 1992).

b. **Transporte de giberelinas** Las giberelinas en aplicación foliar se desplazan junto con los productos de la fotosíntesis en el floema, aunque puede haber desplazamiento por el xilema probablemente por desplazamiento radical desde el floema al xilema. Las giberelinas endógenas se encuentran tanto en el floema como en el xilema, (Barceló, 1984).

c. **Influencia de los factores ambientales** La influencia de factores ambientales más clara es la luz, un ejemplo muy claro son las plantas enanas ya que ellas producen normalmente la giberelina, pero la luz la neutraliza produciendo el enanismo (La Torre, 1992).

Otro aspecto importante de luz que influye sobre el contenido de giberelinas es el fotoperíodo y así se ha visto que las giberelinas pueden sustituir el fotoperíodo en las plantas de día largo, lo que llevó a pensar que un efecto del día largo, sería incrementar la síntesis de giberelinas y efectivamente así se ha demostrado en algunas especies, (Barceló, 1984).

Otro factor ambiental que también ejerce una importante influencia sobre el contenido de giberelinas es la temperatura, cuya influencia se ha estudiado en relación con la ruptura del período de dormancia en semilla (estratificación) y en la inducción de la floración (vernalización). En ambos casos, la aplicación de giberelinas puede sustituir el tratamiento por frío, ya que aumenta el contenido de giberelinas, (Gullino y Garibaldi, 1995).

d. Las giberelinas inductoras del crecimiento

Las giberelinas actúan como reguladores del crecimiento y desarrollo de las plantas, controlando procesos tales como la geminación de la semilla, la elongación del tallo, la expansión de las hojas, el crecimiento de la raíz y el tubo polínico, la formación de tricomas,

el desarrollo de flores y frutos y la inducción de la floración en condiciones no inductivas de día corto (Sponsel y Hedden, 2004).

Con respecto a las funciones de las giberelinas, SEILER, (2002), señala que las giberelinas trabajan en conjunto con las auxinas para promover una rápida elongación de los tejidos de los tallos. También estimulan la división celular. Rompen la dormancia de semillas en plantas que requieren estratificación o luz para inducir su germinación.

e. Efectos de la giberelina

WILLIAN A. JENSEN y FRANK B. SALISBURY (1998), manifiesta que la giberelinas estimula la elongación de las células del tallo, provoca la iniciación de la floración, actúa en el rompimiento de la latencia en brotes y semillas.

Según WEISZ y FULLER (1979), "El proceso fisiológico está controlado por hormonas específicamente giberelinas; sin embargo cada una de estas hormonas ejercen funciones particulares en las plantas".

FRANCISCO BALLESTER (2005), menciona que si aplicamos una giberelina específica a una planta, aquella coincidirá a lo sumo con una de las naturales que contiene el vegetal. Por tanto si un proceso no responde a la adición de giberelina exógena, no puede decirse que no es regulado por giberelinas, pues puede suceder que no le apliquemos la giberelina específica que regula el proceso.

f. Efectos biológicos

Entre las hormonas vegetales reconocidas, las giberelinas son las únicas que tienen la capacidad de estimular el crecimiento generalizado de plantas intactas de muchas especies.

Con algunas excepciones, generalmente estimulan la elongación de tallos intactos mucho más que el de secciones escindidas de tallo (Salisbury y Ross, *op. cit.*).

Los tallos de las plantas asperjadas se vuelven generalmente mucho más largos de lo normal (Stowe y Yamaki, 1959).

Se estimula el crecimiento en los entrenudos más jóvenes y frecuentemente se incrementa la longitud de los entrenudos individuales. La mayoría de las dicotiledóneas y algunas monocotiledóneas, responden creciendo más rápido cuando se tratan con giberelinas (Pharis y Kuo, 1977).

Las giberelinas pueden provocar la floración en muchas especies que requieren temperaturas frías, como son la zanahoria, la col y el nabo. La aplicación de giberelinas a los tallos produce un incremento pronunciado de la división celular en el meristema subapical (Sachs *et al.*, 1960).

Las giberelinas estimulan la movilización de reservas alimenticias en semillas de cereales como la cebada, el trigo y la avena silvestre, a través de la síntesis de α -amilasa y otras enzimas hidrolíticas (Salisbury y Ross, *op. cit.*; Akazawa *et al.*, 1988).

Las giberelinas provocan el desarrollo de frutos partenocárpicos en especies, lo que sugiere su participación normal crecimiento del fruto (Muriel y Crane, 1962).

Otro efecto importante de estas fitohormonas, es la detención del envejecimiento o senescencia en hojas, frutos y sus efectos sobre la forma de las hojas (Gray, 1957; Mauseth, 1977).

Las giberelinas pueden terminar con la latencia de las semillas y yemas de muchas especies. En muchas plantas, la dominancia apical se realza mediante el tratamiento con giberelinas. (Martin, *op. cit.*; Carlson y Crovetti, 1990).

Algunas plantas pueden detener su crecimiento como resultado de enfermedades virales; en algunos de estos casos puede superarse el efecto de los virus mediante la aplicación de giberelinas (Weaver, *op. cit.*).

JAVIER MENDOZA y JUAN CARLOS, (Tesis 2010) citan a Barbera, C. (1996), en lo que mencionan los efectos fisiológicos de las giberelinas más generalizados son:

1. Inducción del alargamiento de entrenudos en tallos al estimular la división y la elongación celular.
2. Sustitución de las necesidades de frío o de día largo requeridas por muchas especies para la floración.
3. Inducción de la partenocarpia en algunas especies frutales.
4. Eliminación de la dormición que presentan las yemas y semillas de numerosas especies.
5. Estimulan la producción de amilasa durante la germinación de los granos de cereales.
6. Retraso en la maduración de los frutos.
7. Pueden retrasar la senescencia en hojas y frutos de cítricos.

8. Mecanismos de acción

En la actualidad se comprenden muchos procesos bioquímicos y fisiológicos controlados por hormonas, aunque los efectos hormonales que inician estos procesos aún no se han esclarecido.

Los efectos de las giberelinas sugieren que tienen más de un sitio de acción primario. Un efecto individual, tal como la elongación facilitada del tallo en plantas completas, es resultado de al menos tres acontecimientos coadyuvantes:

En primer lugar, la división celular es estimulada en el ápice del tallo, en las células meristemáticas basales, a partir de las cuales se desarrollan las largas filas de células corticales y de la médula (Sachs, 1965).

Un trabajo efectuado por Liu y Loy (1976), demostró que las giberelinas promueven la división celular porque estimulan células que se encuentran en la fase G1 (período de crecimiento celular) a entrar en la fase S (en la cual 'el ADN se replica), y debido a que también acortan la duración de la fase S, acelerando así el ciclo celular. El incremento en el número de células y su crecimiento, da lugar a una elongación más rápida del tallo.

En segundo lugar, las giberelinas en ocasiones promueven el crecimiento celular debido a que incrementan la hidrólisis de almidón, fructanos y sacarosa, con lo que se originan moléculas de fructosa y glucosa. Estas hexosas proporcionan energía vía respiración, contribuyen a la formación de la pared celular y reducen momentáneamente el potencial hídrico de la célula. Como resultado de la disminución del potencial hídrico, el agua penetra entonces con mayor rapidez, provocando expansión celular y diluyendo los azúcares. En tercer lugar, con frecuencia las giberelinas incrementan la plasticidad de la pared celular. La elongación provocada por la GA3 en entrenudos de avena es 15 veces mayor que en secciones no tratadas siempre que estén presentes sacarosa y sales minerales para proporcionar energía y para impedir una dilución excesiva del contenido celular. (Salisbury y Ross, *op. cit.*).

F. SUELO

UGSIÑ L, (Tesis 2012) cita a ÁLVAREZ S. (1970), indica que el suelo es el medio donde la planta encuentra el agua, las sustancias minerales y el oxígeno necesarios para su crecimiento y desarrollo, siendo el ideal aquel que tenga una porosidad y disposición de sus partículas tales que permitan la penetración de las raíces y que retengan el agua y el aire en cantidades suficientes.

G. SUSTRATOS

En la elección del sustrato se deben tomar en cuenta las necesidades de las plántulas y el espacio para realizar procedimientos, manejos. (Manual Práctico de reforestación, 2008).

Según AÑAZCO, M (2000), se denomina sustrato a la mezcla de varios ingredientes tales como tierra agrícola, tierra de bosque, arena, estiércol descompuesto, turba que tiene como función servir de sostén a las plantas, proporcionar nutrientes y facilitar el desarrollo de la raíz y la absorción del agua.

Un sustrato es todo material sólido distinto del suelo natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico; que colocado en un contenedor en forma pura o en mezcla permite el anclaje del sistema radicular de la planta. El sustrato puede intervenir o no en el complejo proceso de la nutrición mineral de una especie vegetativa.

UGSIÑ L, (Tesis 2012) cita a la FAO (1994), un buen sustrato debe poseer características físicas como: capacidad de absorber agua de 20 a 50% por volumen, retener un elevado porcentaje de aire de 15 a 30 % por volumen. Ciertos sustratos inorgánicos también se emplean como aislantes térmicos o para filtrar agua.

Constituye la mezcla de materiales que son necesarios para el desarrollo y crecimiento tanto para los esquejes como para las semillas. Lo esencial de un sustrato es que tiene que ser suelto y de buen drenaje, debe de estar limpio, húmedo y bien aireado (Ocaña, 2004).

Los sustratos son una mezcla o compuestos de materiales activos y/o inertes, los mismos que son usados como medios de propagación de algunas especies vegetales. Los sustratos están formados por fragmentos de diferentes materiales, resultando en un complejo de partículas de materiales rocosos y minerales característicos, pero, también los sustratos pueden estar constituidos por ciertos organismos vivientes o muertos. De la selección del sustrato apropiado dependerá de la rapidez de la germinación de la semilla de dicha especie. (Ansorena, J. 1994).

Las principales funciones que tiene el sustrato para la planta son: el agua, está debe ser retenida por el sustrato hasta el momento de ser usada por la plántula; el aire, la energía que la raíz requiere para realizar sus actividades fisiológicas es generada por respiración aeróbica, lo que requiere un constante abasto de oxígeno; la nutrición mineral, con la excepción de carbono, hidrógeno y oxígeno las plantas tienen que obtener otros trece nutrientes minerales esenciales del sustrato; y el soporte físico, la función final del sustrato es soportar a la planta en posición vertical, este soporte está en función de la densidad y rigidez del mismo (Iglesias y Alarcón, 1994).

1. Propiedades de los Sustratos

a. Propiedades físicas.

ALVAREZ S. (1970), La densidad aparente de un sustrato debe ser baja, de esta manera las raíces tienen facilidad para penetrar a través del mismo; los sustratos a base de materia orgánica tiene excelentes propiedades como baja densidad, elevada porosidad, gran capacidad de intercambio iónico, alta capacidad de retención de agua, etc. Por otra parte un sustrato artificial está formado por sustancias minerales naturales o artificiales (tierra volcánica, arena, perlita, etc.). Estos productos minerales tienen una elevada densidad real y una densidad aparente muy baja y son muy porosos.

b. Propiedades químicas.

Estas propiedades son importantes, ya que de ellas dependerán en gran parte la disponibilidad de nutrientes.

Según sea el pH del sustrato, los iones de los minerales estarán disponibles en mayor o menor medida, así por ejemplo, con un pH bajo están poco disponibles los iones de Calcio, Azufre y Potasio, mientras que a pH alto son poco asimilables los iones Fósforo, Hierro, Manganeso,

Zinc, etc. Por este motivo el pH de un sustrato debe estar alrededor de 6.5, ya que es al parecer el punto de máxima disponibilidad de nutrientes.

El sustrato ideal debe tener nutrientes en forma asimilable para la planta (Nitrógeno, Fósforo, Potasio, Azufre, Calcio, Magnesio y Hierro entre los macro elementos y Cobre, Cinc, Sodio, Manganeso, Boro, Cloro y Molibdeno entre los micro elementos). Estos nutrientes sobre todo el N, P y K, deben ser aportados mediante actividades de abonado.

c. Características de los sustratos

Los sustratos deben presentar características que favorezcan a la planta; principalmente deben presentar un alto contenido de nutrientes con una estructura suelta que ayude a la germinación, deben ser permeables, ligeros o con baja densidad aparente, también deben tener macro poros que permita la aireación de las raíces, con una buena capacidad de retención de humedad, presentar un pH comprendido entre 5 y 8, no contener semillas de malas hierbas, insectos dañinos, u hongos perjudiciales; pero la característica principal es que debe permitir una buena micorrización para que la planta aproveche estos nutrientes.

AÑAZCO, M (2000), expresa que las características más sobresalientes de un sustrato son la soltura y el buen drenaje.

d. Funciones de los Sustratos.

Proporcionan humedad a las semillas.

Dotan de aireación a las semillas durante el proceso de germinación.

La textura del sustrato influye directamente en el porcentaje de semillas germinadas así como la calidad del sistema radicular que se ha formado de las semillas, la que funciona como depósito de sustancias nutritivas. (Mainardi, J. 1980).

Esterilización del suelo para utilizar en un vivero forestal

La desinfección del sustrato se hace para prevenir el ataque de Damping-off (Padilla, 1983). Además se hace la desinfección para eliminar semillas de malas hierbas, larvas de insectos y huevecillos (Davey, 1984).

Un método últimamente desarrollado es la solarización, que consiste en hacer una cama no más gruesa que 30 cm con el sustrato, después cubrirla con una lona de polietileno negro de calibre 400 y dejarla durante varios días a los rayos directos del sol, para que la temperatura se eleve hasta 40 o 50 °C, lo cual mata a muchas plagas y enfermedades. (Padilla, 1983).

Llenado de envases para la producción de planta en vivero tradicional

El llenado de los envases se puede hacer en forma manual o mecánica, pero antes de proceder al llenado es conveniente que el sustrato sea cribado con una malla de alambre, que puede ser aquella que tenga de 3 a 4 perforaciones por pulgada cuadrada (Tejeda, 1983).

Al llenar los envases se debe procurar que queden más o menos apretados, para que después en el asentamiento de la tierra, las plantas no se descalcen. Los envases deben llenarse con el medio de siembra hasta un centímetro del borde (Pimentel, 1971; Davey, 1984)

IV. MATERIALES Y METODOS

A. CARACTERISTICAS DEL LUGAR

1. Localización

La presente investigación se llevó a cabo en el sector “Cerro Colorado” perteneciente al Parque Nacional Galápagos en el cantón San Cristóbal, provincia de Galápagos.



<http://www.galapagos-cruises.ca/island/sancristobal.htm>

Los límites del área donde se implementará la investigación:

Norte: Cerro Colorado

Sur: María Pombosa

Este: PNG

Oeste: Galapaguera

* PNG, 2014

* http://www.galapagospark.org/sitio.php?page=galapaguera_cerro_colorado.

2. Ubicación geográfica

Coordenadas proyectadas UTM zona 15 S

Datum: WGS 84

- **X:** 228882
- **Y:** 9699045

3. Características climáticas

Temperatura promedio anual: 24.6° C

Precipitación promedio anual: 51.74 mm

Evapotranspiración: 184.8 mm

Velocidad del viento: 7.0 Km/h

Tipo de suelo: Franco arcillo - limoso

4. Clasificación ecológica

Según Johnson y Raven (1973), el área donde realizó el ensayo está ubicada en la zona árida (en realidad conocida como semiárida).

5. Topografía

En la mayor parte de la isla la topografía natural es ondulada, aunque el área donde se efectuó el ensayo es plana.

* PNG, 2014

* Disponible en: Anuario Meteorológico 2011.Nro 51 INAMHI

* Disponible en: Investigación PRDU Puerto Baquerizo Moreno 2009. MUNICIPIO SAN CRISTOBAL

B. MATERIALES

1. Insumos

Semillas de calandria y lechoso, estacas de calandria y lechoso, vitavax, terraclor 75, cyperpac, radical, progibb.

2. Materiales de campo

Libreta de campo, lápiz, cinta métrica, escalímetro, flexómetro, letrero, GPS, fundas biodegradables, manguera, carretilla, cámara fotográfica, rótulos de identificación (6cm x 21cm), desinfectante, tierra agrícola, tijera de podar, regaderas, guantes, equipo de jardinería, fundas para recolección de semillas, balde.

3. Materiales de laboratorio

Balanza digital, guantes desechables, pequeños recipientes plásticos, estufa, cubetas, desinfectante de semillas, agua, papel filtro.

4. Materiales de oficina

Calculadora, computadora, impresora, hojas de papel bond, cuaderno, lápiz, esferos.

C. METODOLOGÍA

Con la finalidad de cumplir con los objetivos planteados en la presente investigación, se trabajó de la siguiente forma:

1. Especificaciones del campo experimental

a. Tipo de diseño

Para las semillas se utilizó un Diseño Completo al Azar (DCA), con 3 repeticiones, y para los esquejes se empleó el mismo diseño, con 3 repeticiones.

2. Tratamientos en estudio

Cuadro 1. Descripción de los tratamientos por semilla

N _o Tratamientos	Código	Descripción
T1	A1B1	Remojo de semillas de sacalesia remojo x 12 horas + riego con giberelina.
T2	A1B0	Semillas de scalesia sin tratamiento.
T1	A2B1	Remojo de semillas de calandrinia remojo x 12 horas + riego con giberelina.
T2	A2B0	Semillas de calandrinia sin tratamiento.

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

Cuadro 2. Descripción de los tratamientos por estacas

N_o Tratamientos	Código	Descripción
T1	E2B1	Estacas de calandrinia remojo por 5 minutos con radical + riego con giberelina.
T2	E2B0	Estacas de calandrinia sin tratamiento.
T1	E1B1	Estacas de scalesia remojo por 5 minutos con radical + riego con giberelina.
T2	E1B0	Estacas de scalesia sin tratamientos.

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

3. Esquema del análisis de varianza

El Esquema de Análisis de Varianza que se utilizó para los dos métodos de propagación en estas dos especies, se describe a continuación:

Cuadro 3. Esquema para la propagación sexual de la calandrinia y el lechoso.

ESQUEMA DE ANALISIS DE VARIANZA			
Factor de Varianza		Grados de libertad	
Tratamientos	2	$t - 1$	1
Bloques	3	$r - 1$	2
Error experimental		$(t - 1)(r - 1)$	2
Total	6	$rt - 1$	5

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

Cuadro 4. Esquema para la propagación asexual de la calandrinia y el lechoso.

ESQUEMA DE ANALISIS DE VARIANZA			
Factor de Varianza		Grados de libertad	
Tratamientos	2	$t - 1$	1
Bloques	3	$r - 1$	2
Error experimental		$(t - 1)(r - 1)$	2
Total	6	$rt - 1$	5

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

4. Especificaciones del campo experimental

La reproducción de plantas de *Scalesia pedunculata* Hook. F. y *Calandrinia galapagosa* H. St. se realizó en las instalaciones del Vivero Forestal Cerro Colorado; por el método sexual en las almacigueras existentes en el área, y por el método asexual en las camas metálicas disponibles del lugar; las especificaciones a continuación:

Cuadro N° 5.- Características de la unidad experimental

1	Número de tratamientos	2
2	Número de repeticiones	3
3	Área total del ensayo	2m x 16m
4	Número de plantas / tratamiento	300
5	Número de plantas / repetición	100
6	Número de plantas evaluadas	1200
7	Forma de ordenamiento de la plantas	Rectangular
8	Distancia entre tratamiento y tratamiento.	15 cm

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

a. Análisis funcional

- 1) Se determinó el coeficiente de variación.
- 2) Se realizó la separación de medias utilizando la Prueba de Tukey al 5 %.
- 3) Análisis de costo

5. Distribución del ensayo

La distribución en el campo experimental, se realizó sorteando al azar los tratamientos.

D. MANEJO DEL ENSAYO**1. Recolección del material de propagación**

La recolección del material de propagación, se realizó en Cerro Colorado, situado al sur este de San Cristóbal, a 22,4 Km. de Puerto Baquerizo Moreno, finca la Tranquila ubicada en el sector La Soledad, de la parroquia El Progreso, y en el área del aeropuerto San Cristóbal.

a. Semillas de calandrinia

Las semillas se recolectaron en pequeñas fundas las cuales tenían una cubierta interna algodónada, estas fueron colocadas en los árboles se lo realizó con ayuda de los voluntarios (estudiantes) de la Universidad de Guayaquil y la Técnica del Norte, cubriendo los frutos verdes durante 20 días; una vez abierto los frutos las semillas quedaban adheridas a la funda, posteriormente se procedió a seleccionar la semilla con buenas características en sanidad, color, forma y tamaño; y eliminando las semillas verdes.

b. Semillas de *Scalesia*

Estas fueron recolectadas en una funda plástica, se lo realizó con ayuda de los voluntarios de la finca Tranquila posteriormente se procedió a seleccionar la semilla con buenas características en sanidad, color, forma; eliminando las semillas verdes.

c. Trabajo de laboratorio

Esta actividad se desarrolló en el laboratorio del departamento de biología de la Universidad San Francisco de Quito (Galapagos Science Center (GSC)), donde se realizó lo siguiente:

1. Porcentaje de germinación de la *Calandrinia* y la *Scalesia*.

Previo a colocar las semillas en la estufa estas fueron sometidas a un tratamiento pre germinativo (físico), el cual consistía en ponerlas en remojo con agua al ambiente durante doce horas, seguido se realizó la desinfección es decir estas fueron bañadas con el vitavax. Una vez tratadas las semillas se colocaron 15 por tratamiento en papel filtro posteriormente fueron colocadas en la estufa a una de temperatura de 26⁰ C durante 8 y 15 días, luego se procedió a registrar los datos contando las semillas germinadas para establecer el porcentaje de germinación

Cabe mencionar que dichas semillas fueron difíciles de obtener debido al reducido número de árboles existentes en la zona y por la presencia de lagartijas que se comían el fruto y por ende las semillas.

d. Trabajo de campo

El trabajo de campo para la propagación sexual y asexual de las especies forestales *Calandrinia galapagosa* y *Scalesia pedunculata*, se lo realizó en el vivero Cerro Colorado, en el cantón San Cristóbal.

1. Propagación sexual de calandrinia y el lechoso

Para la propagación de esta especie se seleccionaron los mejores árboles para la obtención de las semillas, previas a ser sembradas en las almacigueras se procedió a limpiar las mismas, estas eran camas metálicas con una dimensión de 59 cm de ancho x 2 m de largo, con una altura de 50 cm, donde colocamos el sustrato el cual estaba anticipadamente desinfectado con Terraclor 75, mientras tanto se le realizó un tratamiento pre germinativo, el cual consistió remojar 300 semillas con agua al ambiente durante doce horas y otras 300 que no recibieron ningún tratamiento las cuales fueron utilizadas como testigo, seguido se colocaron las semillas en surcos de 1.5 cm de profundidad a 5 cm de distancia entre surco y 2 cm de distancia entre semillas colocando 100 semillas por surco estas a su vez fueron cubiertas con una capa muy fina del mismo sustrato, una vez iniciada la emergencia se procedió a tomar los datos inmediatamente, registrándose las siguientes variables:

- Altura de las plantas a los 60, 75, 90, 105, 120 y 135 días
- Vigor de la planta a los 60, 90 y 135 días
- % Supervivencia a los 135 días
- % Emergencia a los 15 días

2. Propagación asexual de la calandrinia y el lechoso.

Para la propagación vegetativa se seleccionaron los mejores árboles, la obtención de las estacas fue de las ramas media del árbol, el largo de las mismas estaba entre 12 a 22 cm de longitud para la calandrinia y de 15 a 20 cm para el lechoso con un diámetro de 1 a 1.5 cm, las estacas fueron cortadas en bisel con el fin de evitar pudrición de las mismas. Posteriormente se plantaron en las fundas las cuales estaban en las camas metálicas; en este método se registró las siguientes variables:

- Altura de la planta a los 30, 45, 60, 75, 90, 105 y 120 días.
- Vigor de la planta a los 30 y 120 días.

- Número de brotes a los 60, 75, 90, 105 y 120 días
- Número de raíces a los 30 y 120 días
- Longitud de la raíz a los 30 y 120 días

3. Aplicación de los tratamientos en los estacas de calandrinia y lechoso.

a. T 1: Remojo con Enraizador.

Las estacas de mejor calidad fueron colocados en la solución del enraizador (Radical) a base de aminoácidos NPK 3-4-7 con micronutrientes, en una dosis de 20 ml /500 ml agua; una vez que el producto estuvo listo se sumergió 1/3 de la longitud de la estaca en una tarrina con la solución por un lapso de tiempo de 5 minutos; luego se retiraron de la solución e inmediatamente se procedió a la siembra, en los posteriores días se le aplico el riego con giberelina.

b. T2: Testigo.- En las estacas utilizadas como testigo no se aplicó ningún tratamiento, por lo que fueron sembradas directamente en un sustrato de tierra agrícola.

4. Siembra

Previo a la siembra se realizó un riego en las fundas llenas de sustratos hasta que estuvieran húmedas; luego se procedió a realizar un hoyo en el centro del pan de tierra que contenía cada funda en el que se colocó la estaca presionando uniformemente el sustrato con las yemas de los dedos para evitar que queden bolsas de aire y provoquen la muerte de la misma.

5. Rotulación de parcelas

Para la rotulación de parcelas, se utilizó cartulina, papel contac (6x21 cm) y estacas de madera de 30 cm de longitud, las cuales fueron marcadas con las nominaciones de cada tratamiento.

6. Labores culturales

a. Riego en los semilleros

El riego se efectuó con agua de tubería esta fue mezclada con el regulador de crecimiento ProGibb se lo realizó una vez al día, tres veces a la semana por las mañanas; durante los primeros días, posteriormente se redujo el regadío a dos veces debido al exceso de humedad que existía en el área y así evitar pudrición de las semillas; se utilizó una regadera para no causar daño al semillero, y en ocasiones con ayuda de una manguera.

Cuadro N° 6. Bioestimulante aplicado en las semillas y estacas

N. Bioestimulante	Codificación	Dosis
Progibb (AG3)	B1	0,2 g/10 litros agua
Radical	B1	20 ml/500 ml agua

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

b. Riego en las estacas

Para dotar el riego en las platabandas donde estaban colocadas las fundas con las estacas se utilizó una regadera manual de 8 litros; esto se lo realizó una vez al día, tres veces a la semana; posteriormente se disminuyó a dos días por semana para evitar la pudrición de los estacas por exceso de humedad. Esto se llevó a cabo durante el tiempo que duró el proyecto.

c. Deshierbe

Esta labor se la desarrolló en forma manual, tanto en las camas de germinación como en las de las estacas, tratando de no causar daños en las plantas, y evitando así la competencia por nutrientes y espacio de las malezas con las plantas. En el caso de las camas de germinación que contaba con el sustrato desinfectado hubo poco crecimiento de malezas este se manifestó

a 60 días después de la siembra, inmediatamente se hizo el deshierbe. En las camas donde el sustrato no estaba desinfectado la mala hierba o maleza apareció a los 8 días.

En las estacas se observó el crecimiento de malezas a los 45 días después de la siembra, pero con mayor incidencia en el sustrato que no fue desinfectado, esta actividad se realizó después de los 8 días de la siembra.

d. Análisis y control fitosanitario de plántulas y estacas

Afortunadamente no existió el ataque de enfermedades en las semillas ni en las estacas, tan solo hubo un ligero ataque de áfidos para lo cual se realizó el primer control a los 60 días después de la siembra, se lo efectuó con un producto químico para evitar de esta manera la propagación del áfido en las plántulas y estacas; se usó una proporción de 2 ml de Cyperpac en 1000 ml de agua corriente o de tubería, además fue necesario también hacer las podas sanitarias que consistió en cortar con una tijera de podar las partes afectadas por el insecto.

Tabla N° 7. Productos químicos

PLAGA	PRODUCTO	DOSIS	FRECUENCIA DE APLICACIÓN
Afidae	Cyperpac	2 ml / L	c/60 días

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2015)

E. REGISTRO DE VARIABLES EN LA PROPAGACIÓN SEXUAL DE LA CALANDRINIA Y EL LECHOSO

El registro de datos en la propagación sexual se lo realizó de la siguiente manera:

1. Las variables del laboratorio

El porcentaje de germinación en laboratorio se registró a partir de los 8 a 15 días, para la obtención de los datos finales se aplicó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Germinación} = \frac{\text{Semillas germinadas}}{\text{Total de semillas en prueba}} \times 100$$

2. Las variables del campo

a. Evaluación de variables en la propagación sexual y asexual

1. Altura de la planta

La altura de la planta fue tomada en centímetros cuando las plántulas ya tenían sus hojas verdaderas y los esquejes iniciando a los 60, 75, 90, 105, 120 y 135 días después de la siembra.

2. Vigor de la planta

Para la evaluación del vigor se utilizó como referencia la tabla de la Central Ecuatoriana de servicios agrícolas CESA, la misma que podría ser modificada de acuerdo a las necesidades del estudio, según tesis Paulina León (2008).

Cuadro N° 8. Tabla de vigor Modificada

CODIGO	CATEGORIA	CARACTERISTICAS
0	Mala	Plantas muertas, secas
1	Regular	Plantas con un porcentaje inferior al 50% de hojas verdes.
2	Buena	Plantas con por lo menos el 70% de hojas verdes y presencia de brotes.
3	Excelente	Plantas con el 100% de hojas verdes y presencia de dos o más brotes.

Fuente: Tesis Leon paulina. (2008)

3. Sobrevivencia.

El porcentaje de sobrevivencia en las semillas se determinó a los 135 tomando en cuenta la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de sobrevivencia} = \frac{\text{Número de semillas germinadas} - \text{número de plántulas muertas}}{\text{Número de semillas sembradas}} \times 100$$

Para el % de sobrevivencia de estacas se lo determinó a los 120 días tomando en cuenta la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Sobrevivencia} = \frac{\text{Esquejes vivos}}{\text{Esquejes plantados}} \times 100$$

4. Emergencia

Para la obtención del porcentaje de emergencia a los 8 días se tomó en cuenta la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de emergencia} = \frac{\text{N}^{\circ} \text{ semillas emergidas}}{\text{N}^{\circ} \text{ de semillas x tratamiento}} \times 100\%$$

5. Número de brotes

Para la evaluación del número de brotes por estaca, se realizó a cada tratamiento en los 60, 90 y 120 días, tomando en cuenta los esquejes que presentaron brotes, para luego hacer un promedio.

6. Número de raíces

Esta variable se determinó al inicio y final del ensayo, es decir a los 30 y 120 días, para lo cual se tomó 10 plantas al azar por tratamiento, luego se sacó a la planta de la funda tratando de no causar mucho daño y se procedió a contar el número de raíces.

7. Longitud de la raíz

Esta variable se determinó al inicio y final del ensayo, es decir a los 30 y 120 días, para lo cual se tomó 10 plantas al azar por tratamiento, luego se sacó a la planta de la funda tratando de no causar mucho daño y se procedió a medir la longitud de la raíz más cercana a la base del rizoma utilizando una regla.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A. PROPAGACIÓN DE LAS ESPECIES CALANDRINIA Y LECHOSO SEXUAL

Cuadro N° 9. Análisis de Varianza para el número de semillas germinadas de calandrinia en laboratorio.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	35,33				
Trat	1	16,67	16,67	4,00	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	10,33	5,17	1,24	19,00	99,00 *
Error	2	8,33	4,17	1,18		
CV %			26,62			
Media			7,67			

*no significativo

De acuerdo al análisis de varianza para el número de semillas germinadas de *Calandrinia galapagosa* en laboratorio (Cuadro N° 9), se estableció diferencias no significativas en todos los tratamientos. El coeficiente de variación fue de 26,62%, con una media de 7.67 semillas germinadas.

Cuadro N° 10. Separación de Medias según Tukey al 5% para el número de semillas germinadas en laboratorio.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
A2B1	9,33	a
A2B0	6,00	a

*no significativo

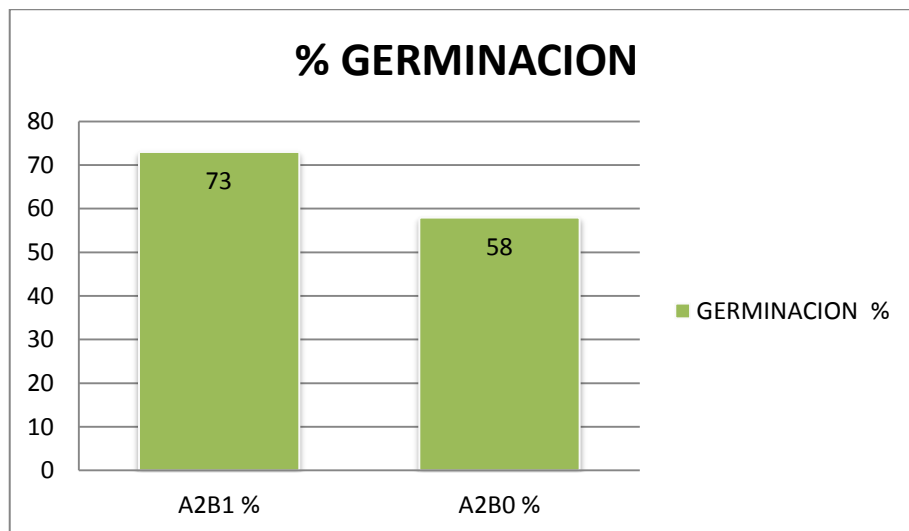
Según la prueba de Tukey al 5%, para el porcentaje de germinación en laboratorio, se registró un rango (a), lo ocupó el tratamiento A2B1 que corresponde (Semillas + Agua x 12 horas) con una media de 9.33 semillas germinadas; mientras que el testigo A2B0 (Semillas sin ningún tratamiento) ocupó el mismo rango que correspondió a un valor bajo con una media de 6,00.

a. Porcentaje de germinación

Cuadro N° 11. Porcentaje de germinación semillas de calandrinia

% GERMINACION	
Trat.	
A2B1 %	73
A2B0 %	58

De acuerdo a la fórmula aplicada para la obtención del porcentaje de semillas germinadas en laboratorio (calandrinia) fue del 73% para A2B1 y de un 58% para el A2B0, lo cual indica que aquellas semillas que recibieron tratamiento son óptimas y con mayores posibilidades de germinar en gran porcentaje que aquellas que no recibieron tratamiento.



Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

Gráfico N° 1. Porcentaje de germinación.

Las plántulas de calandrinia presentan diferencia significativa podemos observar en el grafico 1 donde el tratamiento B1 (remojo por 12 horas más el riego con giberelina) tiene un porcentaje de 73% y en el B0 (ningún tratamiento) fue del 58% lo cual indica que aquellas semillas que recibieron un tratamiento previo han germinado en mayor proporción a diferencia de aquellas que no recibieron.

b. Porcentaje de germinación semillas de scalesia

No hubo resultados en semillas germinadas de esta especie en laboratorio, a pesar de haberle aplicado el mismo tratamiento que a la calandrinia.

2. Número de semillas germinadas en laboratorio scalesia.

No existieron resultados con los tratamientos aplicados por lo tanto no se contabilizó el número de semillas germinadas.

3. Tamaño y número de semillas por kilogramo

Cuadro 12. Número de semillas por kilogramo

Semilla	Tamaño		Número de semillas por kilogramo
	Largo(mm)	Ancho(mm)	
Calandrinia	1	1	511.956
Scalesia	1	1	312.765

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

En el cuadro número 12 podemos observar el tamaño y cantidad de semillas por kg para lo cual se procedió a pesar y medir 300 semillas de las dos especies para determinar el tamaño y número de semillas por kg.

B. INVESTIGACIÓN A NIVEL DE CAMPO EN LA PROPAGACIÓN SEXUAL Y ASEJUAL DE LA CALANDRINIA Y LA SCALESLIA

Esta investigación agrupa al análisis estadístico de los resultados obtenidos en la propagación de las especies endémicas calandrinia y scalesia, cada una con sus respectivas variables.

1. Propagación sexual de la *Calandrinia Galapagosa* en el vivero del Cerro Colorado

a. Altura de la planta en vivero.

Cuadro N° 13. Análisis de varianza para la altura de la planta a los 60 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	42,10				
Trat	1	29,30	29,30	12,35	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	8,05	4,03	1,70	19,00	99,00 *
Error	2	4,75	2,37	0,89		
CV %			20,42			
Media			7,55			

* no significativo

En el análisis de varianza para la altura de la planta a los 60 días (Cuadro 13) se observa que no diferencias significativas, el coeficiente de variación fue de 20,42%, con una media registrada de 7,55.

Cuadro N° 14. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la calandrinia a los 60 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
A2B1	9,76	a
A2B0	5,34	a

Según Tukey al 5%, en el rango obtenido, **a** se ubicó A2B1 (Semillas + 12 h + ProGibb (AG3) giberelina + riego) determinó una media de 9,76; de igual forma A2B0 (ningún tratamiento) registró una media de 5,34 siendo bajo; estos valores demuestran que la giberelina, no influyó significativamente en el desarrollo de planta.

Cuadro N° 15. Análisis de Varianza para la altura de la planta a los 75 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	30,43				
Trat	1	20,15	20,15	8,59	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	5,59	2,79	1,19	19,00	99,00 *
Error	2	4,69	2,35	0,88		
CV %			17,26			
Media			8,87			

* no significativo

De acuerdo al análisis de varianza a los 75 días después de la siembra (Cuadro N° 15), con los resultados experimentales sometidos a este proceso, la altura de la calandrinia tiene un coeficiente de variación de 17,26 % y una media de 8,87 en el que no se encontró diferencia

significativa, lo que quiere decir que a los 75 días el regulador de crecimiento utilizado no influyó en el crecimiento de la especie.

Cuadro N° 16. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la calandrinia a los 75 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
A2B1	10,70	a
A2B0	7,04	a

Según Tukey al 5%, solo se obtuvo un rango (**a**); en este ubicamos a A2B1 (Semillas x 12 horas de remojo + riego con ProGibb (AG3) giberelina) con una media de 10,70 y A2B0 que no tiene ningún tratamiento determinó una media de 7,04; estos valores demuestran que el regulador de crecimiento, no influyó significativamente en el crecimiento de la calandrinia.

Cuadro N° 17. Análisis de varianza para la altura de la planta a los 90 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	23,96				
Trat	1	14,26	14,26	6,78	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	5,49	2,75	1,31	19,00	99,00 *
Error	2	4,21	2,10	0,84		
CV %			14,95			
Media			9,70			

* no significativo

Mediante el análisis de varianza para la altura de la planta a los 90 días (Cuadro 17) se observó que no presenta diferencias significativas para las plántulas cuyas semillas recibieron

tratamiento y que fueron regadas con regulador de crecimiento y para el testigo; teniendo un coeficiente de variación de 14,95 % y una media de 9,70.

Cuadro N° 18. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la calandrinia a los 90 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
A2B1	11,24	a
A2B0	8,16	a

Mediante la prueba de Tukey al 5% la separación de medias registró un rango (**a**); es así que las plántulas que recibieron tratamiento están una media de 11,24; mientras que las que no recibieron tratamiento tienen una media de 8.16, lo cual no representa una significancia relativa.

Cuadro N° 19. Análisis de varianza para la altura de la planta a los 105 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	24,20				
Trat	1	13,77	13,77	8,50	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	7,19	3,60	2,22	19,00	99,00 *
Error	2	3,24	1,62	0,73		
CV %			11,96			
Media			10,64			

*no significativo

De acuerdo al análisis de varianza a los 105 días después de la siembra (Cuadro 19) se estableció que no hay diferencias significativas para las plantas que fueron regadas con el

regulador de crecimiento (ProGibb AG3); y para el testigo el cual no recibió ningún tratamiento. Se registró un coeficiente de variación de 11.96%, y una media de 10,64.

Cuadro N° 20. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la calandrinia a los 105 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
A2B1	12,15	a
A2B0	9,12	a

La separación de medias según Tukey al 5% a los 105 días, registró un rango (a); dentro del mismo hay un valor que correspondió al A2B1 una media de 12,15; mientras que el A2B0 registró una media de 9,12.

Cuadro N° 21. Análisis de varianza para la altura de la planta a los 120 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	21,92				
Trat	1	12,55	12,55	8,43	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	6,39	3,20	2,15	19,00	99,00 *
Error	2	2,98	1,49	0,70		
CV %			10,40			
Media			11,73			

*no significativo

Mediante el análisis de varianza para el porcentaje de la altura de la planta a los 120 días, (Cuadro 21) se observó que no presenta diferencias significativas para las plántulas cuyas semillas recibieron tratamiento y que fueron regadas con regulador de crecimiento y para el testigo; teniendo un coeficiente de variación de 10,40 % y una media de 11,73.

Cuadro N° 22. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la calandrinia a los 120 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
A2B1	13,18	a
A2B0	10,28	a

Según Tukey al 5%, solo se obtuvo un rango **a**; en este ubicamos a A2B1 (Semillas x 12 horas de remojo + riego con ProGibb (AG3) giberelina) con una media de 13,18 y A2B0 que no tiene ningún tratamiento determinó una media de 10,28; estos valores demuestran que el regulador de crecimiento, no influyó significativamente en el crecimiento de la calandrinia.

Cuadro N° 23. Análisis de varianza para la altura de la planta a los 135 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	10,38				
Trat	1	5,32	5,32	3,69	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	2,17	1,09	0,75	19,00	99,00 *
Error	2	2,89	1,44	0,69		
CV %			9,07			
Media			13,25			

*no significativo

De acuerdo al análisis de varianza a los 135 días después de la siembra (Cuadro 23) se estableció que no hay diferencias significativas para las plántulas cuyas semillas recibieron tratamiento y fueron regadas con regulador de crecimiento el regulador de crecimiento (ProGibb AG3 giberelina); y para el Testigo el cual no recibió ningún tratamiento. Se registró un coeficiente de variación de 9,07%, y una media de 13,25.

Cuadro N° 24. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la calandrinia a los 135 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
A2B1	14,19	a
A2B0	12,30	a

Según Tukey al 5%, solo se obtuvo un rango (a); en este ubicamos a A2B1 (Semillas x 12 horas de remojo + riego con ProGibb (AG3) giberelina) con una media de 14,19 y A2B0 que no tiene ningún tratamiento determinó una media de 12,30; estos valores demuestran que el riego con giberelina, no influyó significativamente en el desarrollo de la calandrinia.

b. Vigor de la planta en vivero

Cuadro N° 25. Análisis de varianza para el vigor de la planta a los 60 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,68				
Trat	1	0,34	0,34	3,98	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	0,17	0,09	1,00	19,00	99,00 *
Error	2	0,17	0,09	0,17		
CV %			13,08			
Media			2,24			

*no significativo

De acuerdo al análisis de varianza a los 60 días después de la siembra (Cuadro 25) se estableció que no hay diferencias significativas para el vigor de las plántulas cuyas semillas recibieron tratamiento y fueron regadas con regulador de crecimiento el regulador de

crecimiento (ProGibb (AG3) giberelina); y para el Testigo el cual no recibió ningún tratamiento. Se registró un coeficiente de variación de 13,08%, y una media de 2,24.

Cuadro N° 26. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta calandrinia a los 60 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
A2B1	2,48	a
A2B0	2,00	a

Mediante la prueba de Tukey al 5% la separación de medias registró un rango (a); es así que este ocupó el A2B1 (semillas x 12 horas de remojo + riego ProGibb (AG3) giberelina) con una media de 2,48 %; mientras que el A2B0 (Semillas sin ningún tratamiento) obtuvo una media de 2,00.

Cuadro N° 27. Análisis de varianza para el vigor de la planta a los 90 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,02				
Trat	1	0,00	0,00	13,03	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	0,02	0,01	32,62	19,00	99,00 *
Error	2	0,00	0,00	0,01		
CV %			0,58			
Media			2,89			

* no significativo

De acuerdo al análisis de varianza a los 90 días después de la siembra para el vigor de las plantas (Cuadro 27) se estableció que no hay diferencias significativas para las plántulas cuyas semillas recibieron tratamiento y fueron regadas con regulador de crecimiento (ProGibb

(AG3) giberelina); y para el testigo el cual no recibió ningún tratamiento. Se registró un coeficiente de variación de 0,58%, y una media de 2,89.

Cuadro N° 28. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta calandrinia a los 90 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
A2B1	2,86	a
A2B0	2,91	a

Según la prueba de Tukey al 5% la separación de medias para el vigor de las plantas registró 1 rango (a); es así que este ocupó el A2B1 (semillas x 12 horas de remojo + riego ProGibb (AG3) giberelina) con una media de 2,86 %; mientras que el A2B0 (Semillas sin ningún tratamiento + riego) presentó una media de 2,91.

Cuadro N° 29. Análisis de varianza para el vigor de la planta a los 135 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,02				
Trat	1	0,01	0,01	5,40	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	0,00	0,00	1,02	19,00	99,00 *
Error	2	0,00	0,00	0,02		
CV %			1,42			
Media			2,96			

*no significativo

Según los resultados experimentales sometidos a este proceso el análisis de varianza a los 135 días después de la siembra (Cuadro N° 29), en los que el vigor de la planta de calandrinia tiene un coeficiente de variación de 1,42 % y una media de 2,96 en el que se encontró diferencia

significativa, lo que evidenció que no hubo ninguna variación a los 135 días es decir el regulador de crecimiento utilizado no influyó en la apariencia saludable de las plantas.

Cuadro N° 30. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta calandrinia a los 135 días.

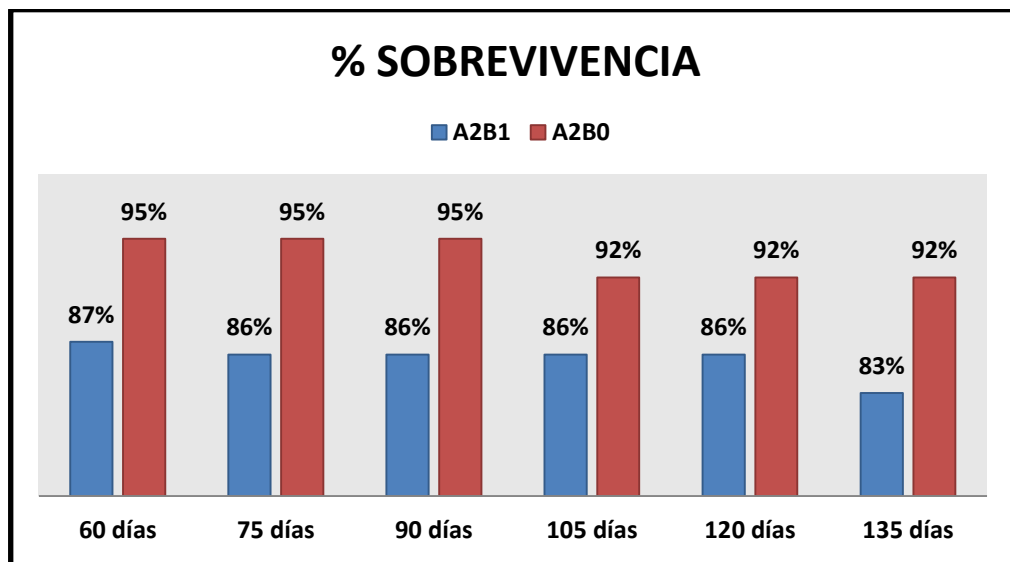
Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
A2B1	2,92	a
A2B0	3,00	a

Mediante la prueba de Tukey al 5%, solo se obtuvo un rango (**a**); en este ubicamos a A2B1 (Semillas x 12 horas de remojo + riego con ProGibb (AG3) giberelina) con una media de 2,92 y A2B0 que no tiene ningún tratamiento determinándose una media de 3,00; estos valores demuestran que el vigor de las plantas no vario significativamente en el crecimiento de la calandrinia.

c. Porcentaje de sobrevivencia

Cuadro N° 31. Porcentaje de sobrevivencia después de la siembra.

Trata.	%SOBREVIVENCIA					
	60 días	75 días	90 días	105 días	120 días	135 días
A2B1	87%	86%	86%	86%	86%	83%
A2B0	95%	95%	95%	92%	92%	92%



Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

Gráfico N° 2. Porcentaje de sobrevivencia Plántulas.

Las plántulas de calandrinia presentan un comportamiento estable es decir no hay diferencia significativa en el grafico 2 se puede observar que en el tratamiento A2B1 tiene un porcentaje de 83% a 87% y en el A2B0 92 % a 96% durante todo el proceso del ensayo.

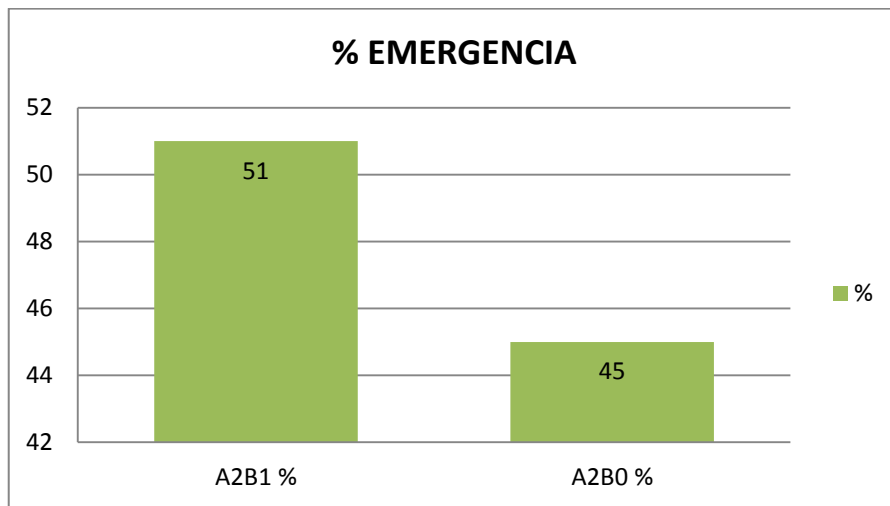
Al parecer el no utilizar ningún tratamiento o químico provocaron un alto porcentaje de sobrevivencia de las plantas en el tratamiento A2B0, talvez esto se deba a que las plantas de Galápagos al ser de un ecosistema más natural se desarrollan mejor al no recibir hormonas de crecimiento.

d. Porcentaje de emergencia

Cuadro N° 32. Porcentaje de emergencia después de la siembra.

% EMERGENCIA	
Trata.	%
A2B1 %	51
A2B0 %	45

De acuerdo a la fórmula aplicada para la obtención del porcentaje de emergencia en las semillas de calandrinia a los 15 días fue del 51% para el A2B1 (remojo por 12 horas + riego del regulador del crecimiento ProGibb (AG3) giberelina) y de un 45% para el A2B0 (ningún tratamiento), lo cual indica que aquellas semillas que pasaron por el proceso han emergido en mayor porcentaje que aquellas que no recibieron tratamiento.



Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

Gráfico N° 3. Porcentaje de emergencia plántulas.

En la emergencia de la calandrinia presentan diferencia significativa, podemos observar en el gráfico 1 donde el tratamiento A2B1 (remojo 12 horas + riego regulador de crecimiento ProGibb (AG3) giberelina) tiene un porcentaje de 51% y en el A2B0 (ningún tratamiento) fue del 45% lo cual nos indica que aquellas semillas que pasaron por el proceso previo han emergido en mayor proporción a diferencia de aquellas que no recibieron el tratamiento.

2. Propagación sexual de la *Scalesia pedunculata* en el vivero del Cerro Colorado

En la especie *Scalesia* no se registró ningún dato debido a que no se reprodujeron en forma sexual y por lo tanto fue imposible obtener las plantas para la investigación. A pesar de haberle aplicado varios tratamientos a las semillas no se obtuvo resultado alguno, se debe

probablemente a que las semillas tienen una dormancia prolongada o simplemente no resisten ningún tipo de tratamiento. Se pudo observar que existe en la base de los arboles una gran cantidad de brotes.

3. Propagación asexual de la calandrinia en el vivero del Cerro Colorado

a. Altura de la planta – estacas

Cuadro N° 33. Análisis de varianza para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 30 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	5,76				
Trat	1	0,95	0,95	0,96	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	2,83	1,41	1,43	19,00	99,00 *
Error	2	1,98	0,99	0,58		
CV %			7,68			
Media			12,97			

* no significativo

Al realizar el respectivo análisis estadístico a los 30 días después de la siembra, con respecto a la altura de la planta en las estacas se puede determinar que la media es de 12,97 y el coeficiente de variación es de 7,68 % no encontrándose diferencias significativas para la especie y el regulador de crecimiento utilizado en el riego.

Cuadro N° 34. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 30 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	12,57	a
E2B0	13,37	a

Al realizar la separación de medias según Tukey al 5% en el cuadro 34 se puede observar que tiene un rango (a), no hay diferencia significativa tanto en el E2B1 con una media de 12,57 y E2B0 de 13,37.

Cuadro N° 35. Análisis de varianza para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 45 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	5,33				
Trat	1	1,10	1,10	1,15	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	2,31	1,16	1,21	19,00	99,00 *
Error	2	1,91	0,95	0,56		
CV %			6,87			
Media			14,23			

*no significativo

La altura de la planta a los 45 días (cuadro 35), según el análisis de varianza no se registró diferencias significativas con un coeficiente de variación registrado de 6,87%, con una media de 14,23, lo cual indica que el regulador de crecimiento utilizado no influyó de forma representativa.

Cuadro N° 36. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 45 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	13,80	a
E2B0	14,66	a

Al aplicar la prueba de Tukey a los 45 días de sembrados los estacas se puede observar que no hay diferencia significativa presenta un rango (**a**) y una media de 13,80 para el tratamiento E2B1 y de 14,66 para el E2B0.

Cuadro N° 37. Análisis de varianza para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 60 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	4,63				
Trat	1	1,26	1,26	1,90	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	2,04	1,02	1,53	19,00	99,00 *
Error	2	1,33	0,66	0,47		
CV %			5,27			
Media			15,46			

*no significativo

Según el análisis de varianza (cuadro 37) a los 60 días después de la siembra la altura de la planta en los estacas se puede determinar que el coeficiente de variación de 5,27% y la media de 15,46 no encontrándose diferencias significativas para la especie.

Cuadro N° 38. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 60 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	15,00	a
E2B0	15,92	a

Según el método de Tukey al 5% utilizado para la separación de medias; la altura de la planta a los 60 días, registró un rango (a), con el valor de 15,00 en el tratamiento E2B1 y de 15,92 en el tratamiento E2B0 no hallando diferencia significativa.

Cuadro N° 39. Análisis de varianza para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 75 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	3,99				
Trat	1	0,77	0,77	0,93	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	1,55	0,77	0,93	19,00	99,00 *
Error	2	1,67	0,84	0,53		
CV %			5,41			
Media			16,88			

*no significativo

La altura de la planta a los 75 días (cuadro 39), según el análisis de varianza no se registró diferencias significativas con un coeficiente de variación registrado de 5,41% y con una media de 16,88, lo cual indica que el regulador de crecimiento utilizado no influyó de forma representativa en el crecimiento de la planta.

Cuadro N° 40. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 75 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	16,52	a
E2B0	17,24	a

Utilizando la prueba de Tukey al 5%, se determinó un rango (a) y que los tratamientos E2B1 y E2B0 no presenta diferencias significativas con una media de 16,52 y 17,24 respectivamente.

Cuadro N° 41. Análisis de varianza para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 90 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	5,12				
Trat	1	1,20	1,20	1,24	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	1,97	0,98	1,01	19,00	99,00 *
Error	2	1,95	0,97	0,57		
CV %			5,36			
Media			18,40			

* no significativo

Según el análisis de varianza (cuadro 41) a los 90 días después de la siembra la altura de la planta en los estacas se puede determinar que el coeficiente de variación de 5,36% y la media de 18,40 no encontrándose diferencias significativas para la especie.

Cuadro N° 42. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 90 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	17,95	a
E2B0	18,84	a

A los 90 días después de la siembra (Cuadro 42), la separación de medias según Tukey al 5%, estableció un rango (**a**), lo ocupó el E2B1 (remojo x cinco minutos con radical + riego con ProGibb (AG3) giberelina) con una media de 17,95; mientras que el E2B0 (ningún tratamiento) registra una media de 18,84 no habiendo diferencia significativa.

Cuadro N° 43. Análisis de varianza para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 105 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	5,32				
Trat	1	1,93	1,93	2,56	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	1,88	0,94	1,24	19,00	99,00 *
Error	2	1,51	0,75	0,50		
CV %			4,33			
Media			20,07			

* no significativo

El análisis de varianza para la altura de la planta a los 105 días después de la siembra (Cuadro 43), indicó que no existen diferencias significativas para las repeticiones con regulador de crecimiento y testigo, este análisis presentó un coeficiente de variación de 4,33%, con una media de 20,07.

Cuadro N° 44. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 105 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	19,51	a
E2B0	20,64	a

Según Tukey al 5%, la altura de los estacas a los 105 días después de la siembra (Cuadro 44), se encontró un rango (a), en el están ubicados E2B1 (estacas remojadas x 5 minutos con enraizador + riego ProGibb (AG3) giberelina) con una media de 19,51 y E2B0 (ningún tratamiento) con una media de 20,64 eso indica que no hay diferencia significativa.

Cuadro N° 45. Análisis de varianza para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 120 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	5,81				
Trat	1	1,93	1,93	2,07	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	2,03	1,01	1,09	19,00	99,00 *
Error	2	1,86	0,93	0,56		
CV %			4,42			
Media			21,81			

* no significativo

De acuerdo al análisis de varianza, la altura a los 120 días después de la siembra (Cuadro 45), se determinó que no hay diferencias significativas para los tratamientos registrándose un coeficiente de variación de 4,42% y una media promedio de 21,81.

Cuadro N° 46. Separación de medias según Tukey al 5% para la altura de la planta-estacas de calandrinia a los 120 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	21,25	a
E2B0	22,38	a

Mediante la prueba de Tukey al 5%, para la altura de la planta (Cuadro 46), a los 120 días después de la siembra presentó un rango (a) en el que se encuentra el tratamiento E2B1 (Remojo con enraizador x cinco minutos + riego ProGibb (AG3) giberelina) con una media 21,25 y E2B0 (ningún tratamiento) con una media de 22,38 no encontrándose diferencia significativa.

b. Vigor de la planta- estacas

Cuadro N° 47. Análisis de varianza para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 30 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	1,00				
Trat	1	0,62	0,62	11,59	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	0,28	0,14	2,59	19,00	99,00 *
Error	2	0,11	0,05	0,13		
CV %			8,95			
Media			2,57			

* no significativo

El análisis de varianza para el vigor de la planta a los 30 días después de la siembra (Cuadro 47), indicó que no existen diferencias significativas para los tratamientos, este presentó un coeficiente de variación de 8,95%, con una media de 2.57.

Cuadro N° 48. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 30 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	2,25	a
E2B0	2,89	a

Al realizar la separación de medias según Tukey (cuadro 48) encuentra que la especie cuyo análisis respectivo con relación a la tabla del cuadro número 8, una media de 2,25 para el E2B1 y 2,89 E2B0 encontrándose en la categoría de buena; no habiendo diferencia significativa tomando en cuenta que las plantas presentan por lo menos el 70% de las hojas verdes y hay la presencia de nuevos brotes.

Cuadro N° 49. Análisis de varianza para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 45 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	1,02				
Trat	1	0,47	0,47	2,88	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	0,22	0,11	0,67	19,00	99,00 *
Error	2	0,33	0,16	0,23		
CV %			15,61			
Media			2,60			

*no significativo

Al hacer el análisis estadístico con respecto al vigor de la planta a los 45 días (cuadro 48) se puede determinar que la media es de 2,60 y el coeficiente de variación es de 15,61% no encontrándose diferencia significativa para la especie.

Cuadro N° 50. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 45 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	2,31	a
E2B0	2,88	a

Según Tukey (cuadro 50) encuentra que la especie cuyo análisis respectivo con relación a la tabla del cuadro número 8, una media de 2,31 para el E2B1 y 2,88 para E2B0 encontrándose en la categoría de buena vitalidad; no habiendo diferencia significativa tomando en cuenta que las plantas presentan por lo menos el 70% de las hojas verdes y hay la presencia de nuevos brotes.

Cuadro N° 51. Análisis de varianza para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 60 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,51				
Trat	1	0,14	0,14	1,98	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	0,22	0,11	1,51	19,00	99,00 *
Error	2	0,14	0,07	0,16		
CV %			9,88			
Media			2,72			

*no significativo

Al realizar el análisis de varianza para el vigor de la planta a los 60 días después de la siembra (Cuadro 51), indicó que no existen diferencias significativas para los tratamientos, presentó un coeficiente de variación de 9,88%, con una media promedio de 2.72.

Cuadro N° 52. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 60 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	2,57	a
E2B0	2,88	a

Mediante la prueba de Tukey al 5%, para el vigor de la planta (Cuadro 52), a los 60 días después de la siembra presentó un rango (a) esta E2B1 (remojo con enraizador x cinco minutos riego ProGibb (AG3) giberelina) con una media 2,57 y E2B0 (ningún tratamiento) con una media de 2,88 no encontrándose diferencia significativa y estando dentro de la categoría de buena vitalidad, tomando en cuenta que las plantas presentan por lo menos el 70% de las hojas verdes y hay la presencia de nuevos brotes.

Cuadro N° 53. Análisis de varianza para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 75 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,20				
Trat	1	0,03	0,03	0,42	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	0,03	0,01	0,19	19,00	99,00 *
Error	2	0,14	0,07	0,15		
CV %			9,37			
Media			2,84			

* no significativo

De acuerdo al análisis de varianza, el vigor a los 75 días después de la siembra (Cuadro 53), determinó que no hay diferencias significativas para los tratamientos registrándose un coeficiente de variación de 9,37% y una media de 2,84.

Cuadro N° 54. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 75 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	2,77	a
E2B0	2,91	a

Según el método de Tukey al 5% utilizado para la separación de medias; el vigor de las plantas a los 75 días, registró un rango (a); con el valor de 2,77 en el tratamiento E2B1 y de 2,91 en el tratamiento E2B0 no hallando diferencia significativa y encontrándose dentro de la categoría de buena; no habiendo diferencia significativa tomando en cuenta que las plantas presentan por lo menos el 70% de las hojas verdes y hay la presencia de nuevos brotes.

Cuadro N° 55. Análisis de varianza para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 90 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,13				
Trat	1	0,02	0,02	0,43	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	0,00	0,00	0,01	19,00	99,00 *
Error	2	0,11	0,05	0,13		
CV %			8,16			
Media			2,85			

* no significativo

El análisis de varianza para el vigor de la planta a los 90 días después de la siembra (Cuadro 55), indicó que no existen diferencias significativas para las repeticiones que fueron regadas con regulador de crecimiento y testigo, este estudio presentó un coeficiente de variación de 8,16%, con una media de 2,85.

Cuadro N° 56. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 90 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	2,79	a
E2B0	2,91	a

A los 90 días después de la siembra (Cuadro 56), la separación de medias según Tukey al 5%, para el vigor de la planta estableció un rango **a**, lo ocupó el E2B1 (remojo con enraizador por cinco minutos + riego con ProGibb (AG3) giberelina) con una media de 2,79; mientras que el E2B0 (ningún tratamiento) registra una media de 2,91 no habiendo diferencia significativa y encontrándose dentro de la categoría de buena; tomando en cuenta que las plantas presentan por lo menos el 70% de las hojas verdes y hay la presencia de nuevos brotes.

Cuadro N° 57. Análisis de Varianza para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 105 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,14				
Trat	1	0,03	0,03	0,45	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	0,00	0,00	0,02	19,00	99,00 *
Error	2	0,11	0,06	0,14		
CV %			8,29			
Media			2,85			

*no significativo

El vigor de la planta a los 105 días (cuadro 57), según el análisis de varianza no se registró diferencias significativas con un coeficiente de variación registrado de 8,29%, con una media de 2,85, lo cual indica que el regulador de crecimiento utilizado no ha influido de forma representativa.

Cuadro N° 58. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 105 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	2,79	a
E2B0	2,91	a

Utilizando la prueba de Tukey al 5%, se determinó un rango (**a**) y que los tratamientos E2B1 y E2B0 no presenta diferencias significativas con una media de 2,79 y 2,91 respectivamente, encontrándose dentro de la categoría de buena; tomando en cuenta que las plantas presentan por lo menos el 70% de las hojas verdes y hay la presencia de nuevos brotes.

Cuadro N° 59. Análisis de varianza para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 120 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,03				
Trat	1	0,01	0,01	2,94	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	0,02	0,01	6,03	19,00	99,00 *
Error	2	0,00	0,00	0,02		
CV %			1,47			
Media			2,94			

* no significativo

Según el análisis de varianza (cuadro 59) a los 120 días después de la siembra el vigor de la planta en los esquejes se puede determinar que el coeficiente de variación de 1,47% y la media de 2,94 no encontrándose diferencias significativas para la especie.

Cuadro N° 60. Separación de medias según Tukey al 5% para el vigor de la planta-estacas de calandrinia a los 120 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	2,91	a
E2B0	2,97	a

Al realizar la separación de medias según Tukey al 5% en el cuadro 60 se puede observar que tiene un rango (a), no hay diferencia significativa tanto en el E2B1 con una media de 2,91 y E2B0 de 2,97 hallándose dentro de la categoría de buena; tomando en cuenta que las plantas presentan por lo menos el 70% de las hojas verdes y hay la presencia de nuevos brotes.

c. Número de brotes nuevos

Cuadro N° 61. Análisis de varianza para el número de brotes en la planta-estacas de calandrinia a los 60 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,13				
Trat	1	0,00	0,00	0,01	18,51	98,50 *
Repeticiones	1	0,02	0,02	0,09	18,51	98,50 *
Error	3	0,10	0,03	0,13		
CV %			11,49			
Media			1,62			

*no significativo

De acuerdo al análisis de varianza para el número de brotes a los 60 días (Cuadro 61) se estableció que no hay diferencias significativas entre el E2B1 (remojo por cinco minutos + riego regulador de crecimiento ProGibb (AG3) giberelina); y el E2B0 (ningún tratamiento). El coeficiente de variación fue de 11,49%, y con una media promedio de 1,62cm.

Cuadro N° 62. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de brotes nuevos e la planta-estacas de calandrinia a los 60 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	1,20	a
E2B0	1,33	a

La prueba de Tukey al 5%, en el número de brotes nuevos a los 60 días de (Cuadro 62), establece un rango (a); el cual es ocupado por B1 (remojo x cinco minutos con radical + riego de agua+ ProGibb (AG3) giberelina) con una media de 1,20 y el B0 (ningún tratamiento) con una media de 1,33, los mismos que no representan diferencias significativas.

Cuadro N° 63. Análisis de varianza para el número de brotes nuevos en la planta-estacas de calandrinia a los 75 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,24				
Trat	1	0,22	0,22	54,69	18,51	98,50 **
Repeticiones	2	0,01	0,00	1,00	19,00	99,00 *
Error	2	0,01	0,00	0,04		
CV %			5,32			
Media			1,19			

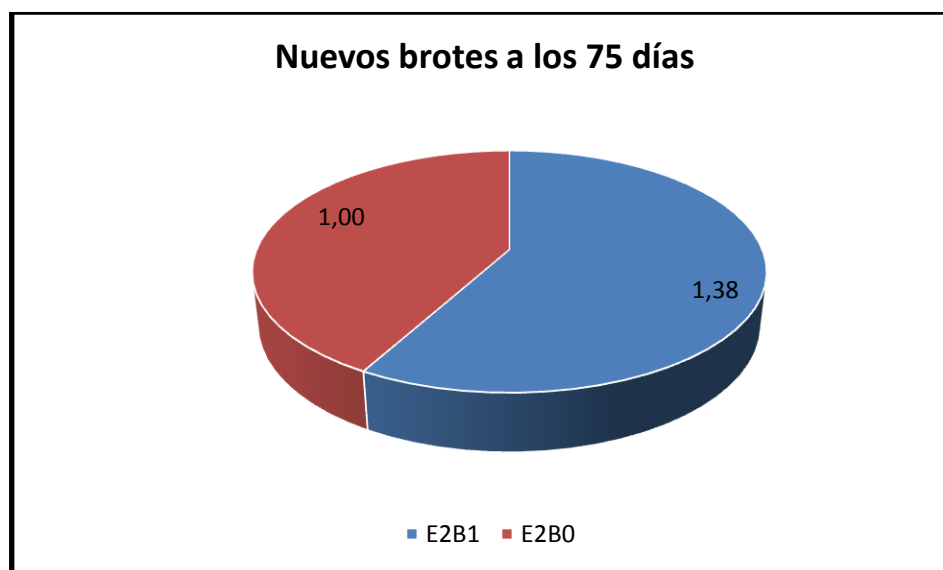
*no significativo

**significativo

De acuerdo al análisis de varianza para el número de brotes nuevos de la calandrinia en esquejes (Cuadro N° 63), se estableció que hay diferencias altamente significativas en uno de los tratamientos. El coeficiente de variación fue de 5,32%, con una media de 1,19.

Cuadro N° 64. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de brotes nuevos e la planta-estacas de calandrinia a los 75 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	1,38	a
E2B0	1,00	b



Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

Gráfico N° 4. Número de brotes.

Según la prueba de Tukey al 5%, para el porcentaje de brotes, se registró 2 rangos (a, b); en este caso, el rango (**a**) lo ocupó el E2B1 (remojo x cinco minutos con radical + riego ProGibb (AG3) giberelina) con una media de 1,38 nuevos brotes; mientras que el testigo que no recibió ningún tratamiento ocupó el rango (**b**) que correspondió al valor más bajo con 1.

Cuadro N° 65. Análisis de varianza para el número de brotes nuevos en la planta-estacas de calandrinia a los 90 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,15				
Trat.	1	0,01	0,01	0,03	18,51	98,50 *
Repecciones	1	0,04	0,04	0,16	18,51	98,50 *
Error	3	0,10	0,03	0,13		
CV %			11,19			
Media			1,60			

*no significativo

De acuerdo al análisis de varianza para el número de brotes (Cuadro 65), registramos que no existen diferencias significativas en los dos tratamientos, el coeficiente de variación registrado fue de 11,19% y una media de 1,60 de nuevos brotes.

Cuadro N° 66. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de brotes nuevos e la planta-estacas de calandrinia a los 90 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	1,14	a
E2B0	1,33	a

De acuerdo a la prueba de Tukey realizada al 5% por el número de brotes determinó un rango (a). En el que está ubicado el E2B1 (remojo x cinco minutos con radical + riego regulador de crecimiento ProGibb (AG3) giberelina) con 1,14 de nuevos brotes; mientras que el testigo que no recibió ningún tratamiento con 1,33 destacando ninguna diferencia significativa.

Cuadro N° 67. Análisis de varianza para el número de brotes nuevos en la planta-estacas de calandrinia a los 105 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,83				
Trat	1	0,17	0,17	1,00	18,51	98,50 *
Repeticiones	1	0,33	0,33	2,00	18,51	98,50 *
Error	3	0,33	0,11	0,24		
CV %			25,00			
Media			1,33			

* no significativo

Según el análisis de varianza a los 105 días después de la siembra (Cuadro N° 67), con los resultados experimentales sometidos a este proceso, tuvo un coeficiente de variación de 25,00%, en el que no se encontró diferencia significativa para los tratamientos E2B1 (remojo x cinco minutos con radical + riego regulador de crecimiento ProGibb (AG3) giberelina) y para el E2B0 que no recibió ningún tratamiento tiene una media de 1,33.

Cuadro N° 68. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de brotes nuevos e la planta-estacas de calandrinia a los 105 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	1,00	a
E2B0	0,67	a

Mediante la prueba de Tukey al 5% (Cuadro 68) se obtuvo un rango (a); el que es ocupado por el E2B1 (remojo x cinco minutos con radical + riego regulador de crecimiento ProGibb (AG3) giberelina) que presentó una media de 1,00; mientras que el E2B0 (ningún tratamiento) registró una media 0,67.

Cuadro N° 69. Análisis de varianza para el número de brotes nuevos en la planta-estacas de calandrinia a los 120 días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,80				
Trat	1	0,00	0,00	0,05	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	0,60	0,30	3,17	19,00	99,00 *
Error	2	0,19	0,09	0,18		
CV %			23,60			
Media			1,31			

*no significativo

De acuerdo al análisis de varianza para el número de brotes a los 120 días (Cuadro 69) determinó que no hay diferencias significativas para los tratamientos. El coeficiente de variación que se registró fue del 23,60%, con una media de 1,31%.

Cuadro N° 70. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de brotes nuevos e la planta-estacas de calandrinia a los 120 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	1,28	a
E2B0	1,33	a

Mediante la prueba de Tukey al 5% (Cuadro 70) para en número de brotes se obtuvo un rango (a); el cual está ocupado por los dos tratamientos E2B1 Y E2B0 presentan una media de 1,28 y 1,33 respectivamente.

d. Número de raíces

Cuadro N° 71. Análisis de varianza para el número de raíces en la planta-estacas de calandrinia al inicio del proyecto (30) días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	0,96				
Trat	1	0,67	0,67	100,00	18,51	98,50 **
Repeticiones	2	0,28	0,14	21,00	19,00	99,00 *
Error	2	0,01	0,01	0,05		
CV %			3,14			
Media			2,60			

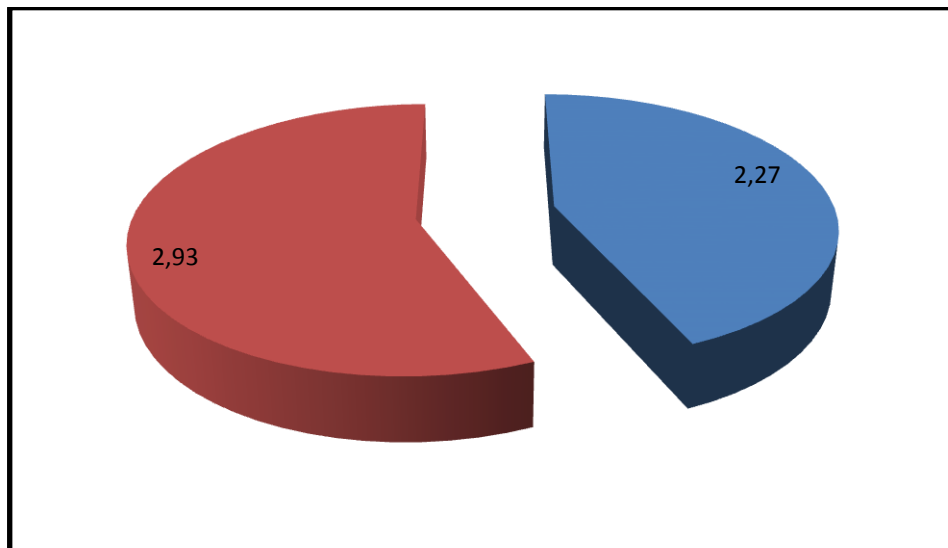
*no significativo

**significativo

El número de raíces a los 30 días (cuadro 71) después de la siembra según el análisis de varianza se observó diferencias significativas con un coeficiente de variación registrado de 3,14%, con una media de 2,60, lo cual indica que el regulador de crecimiento utilizado no ha influido de forma representativa a diferencia del testigo que solo se usó agua.

Cuadro N° 72. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de raíces en la planta-estacas de calandrinia a los 30 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	2,27	b
E2B0	2,93	a



Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

Gráfico N° 5. Número de raíces a los 30 días (inicio).

Según la prueba de Tukey al 5% (Cuadro 72) para el número de raíces a los 30 días después de la siembra, se determinó que entre los dos tratamientos hay diferencias significativas, especialmente en el E2B0 presentando una media de 2,93 a diferencia de E2B1 con una media de 2,27.

Cuadro N° 73. Análisis de varianza para el número de raíces en la planta-estacas de calandrinia al final del proyecto (120) días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	6,51				
Trat	1	4,17	4,17	48,08	18,51	98,50 **
Repeticiones	2	2,17	1,09	12,54	19,00	99,00 *
Error	2	0,17	0,09	0,17		
CV %			4,00			
Media			7,37			

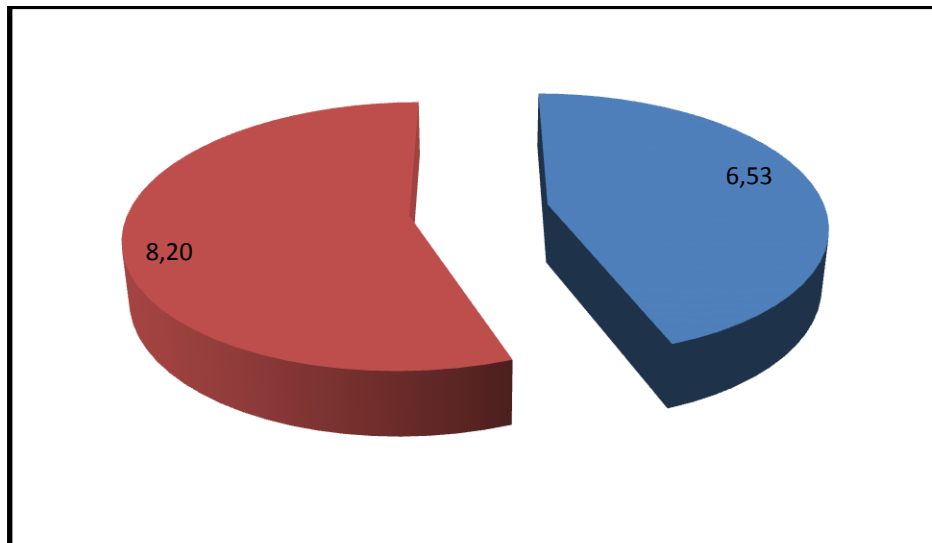
* no significativo

**significativo

El número de raíces a los 120 días (cuadro 73) después de la siembra en la culminación del proyecto, según el análisis de varianza se observó diferencias altamente significativas con un coeficiente de variación registrado de 4%, y una media de 7,37, lo cual indica que el regulador de crecimiento utilizado no ha influido de forma representativa a diferencia del testigo que solo se usó agua.

Cuadro N° 74. Separación de medias según Tukey al 5% para el número de raíces en la planta-estacas de calandrinia a los 120 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	6,53	b
E2B0	8,20	a



Elaboración: Floreana Valencia Mídero. (2014)

Gráfico N° 6. Número de raíces a los 120 días (final).

Según la prueba de Tukey al 5% (Cuadro 74) para el número de raíces a los 120 días después de la siembra, se registró dos rangos (a, b) los mismos que determinaron que en los

tratamientos utilizados hay diferencias significativas, especialmente en el E2B0 presentando una media de 8,20 a diferencia de E2B1 con una media de 6,53.

e. Longitud de la raíz

Cuadro N° 75. Análisis de varianza para la longitud de la raíz en la planta-estacas de calandrinia al inicio del proyecto (30) días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	1,04				
Trat	1	0,61	0,61	5,68	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	0,21	0,10	0,96	19,00	99,00 *
Error	2	0,22	0,11	0,19		
CV %			15,32			
Media			2,15			

*no significativo

La longitud de la raíz a los 30 días (cuadro 75) después de la siembra, según el análisis de varianza no se observó diferencias altamente significativas con un coeficiente de variación registrado de 15,32%, y una media de 2,15, lo cual indica que el regulador de crecimiento utilizado no ha influido de forma representativa al igual que el testigo.

Cuadro N° 76. Separación de Medias según Tukey al 5% para la longitud de la raíz en las plantas-estacas de calandrinia a los 30 días.

Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
E2B1	1,83	a
E2B0	2,47	a

De acuerdo a la prueba de Tukey realizada al 5% para la longitud de la raíz se registró 1 rango (a). En el que está ubicado el E2B1 (remojo x cinco minutos con radical + riego regulador de crecimiento ProGibb (AG3) giberelina) con una media de 1,83; mientras que el testigo (ningún tratamiento) con 2,47 encontrándose ninguna diferencia significativa.

Cuadro N° 77. Análisis de varianza para la longitud de la raíz en la planta-estacas de calandrinia al final del proyecto (120) días después de la siembra.

F. Var	gl	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				cal	0,05	0,01
Total	5	79,67				
Trat	1	44,39	44,39	10,32	18,51	98,50 *
Repeticiones	2	26,67	13,34	3,10	19,00	99,00 *
Error	2	8,60	4,30	1,20		
CV %			19,67			
Media			10,55			

* no significativo

Al realizar el análisis de varianza para la longitud de la raíz a los 120 días (Cuadro 77) no se observó diferencias significativas para los tratamientos E2B1 y E2B0 con un coeficiente de variación fue de 19,67% y una media registrada de 10,55 es decir el crecimiento de la raíz fue normal.

Cuadro N° 78. Separación de medias según Tukey al 5% para la longitud de la raíz en las plantas-estacas de calandrinia a los 120 días.

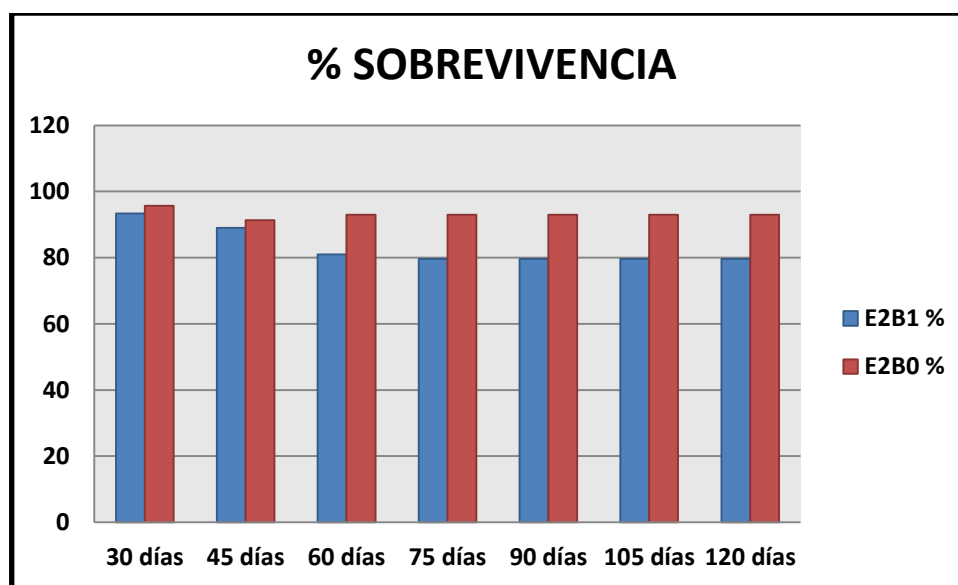
Separación de medias según Tukey (P < 0,05)		
Trat	Media	Rango
A2B1	7,83	a
A2B0	13,27	a

Según la prueba de Tukey realizada al 5% para la longitud de la raíz se registró un rango (a). En el que está ubicado el E2B1 (remojo x cinco minutos con radical + riego regulador de crecimiento ProGibb (AG3) giberelina) con una media de 7,83; mientras que el testigo (ningún tratamiento) con 13,27 encontrándose ninguna diferencia significativa.

f. Porcentaje de sobrevivencia – estacas

Cuadro N° 79. Porcentaje de sobrevivencia.

% SOBREVIVENCIA							
Trat.	30 días	45 días	60 días	75 días	90 días	105 días	120 días
E2B1 %	93,33	89	81	79,67	79,67	79,67	79,67
E2B0 %	95,67	91,3	93	93	93	93	93



Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

Gráfico N° 7. Porcentaje de sobrevivencia estacas.

La fórmula utilizada para establecer sobrevivencia de los esquejes estableció que no hay diferencias significativas en la figura 6 se observa que los tratamientos E2B1 tiene un porcentaje de sobrevivencia de 96% a 80 y E2B0 93% a 96%.

Al parecer el uso del regulador de crecimiento no incremento porcentaje de sobrevivencia de las plantas lo que indica que las plantas de Galápagos tienen un mejor desarrollo cuando son tratadas naturalmente, es decir sin la utilización de químicos.

En la especie scalesia no se registró ningún dato debido a que la estaca no tuvo éxito con la reproducción asexual y fue imposible obtener las plantas para la investigación. A pesar de haberle aplicado los tratamientos no se obtuvo resultado alguno.

De acuerdo a los resultados obtenidos según Añazco (2000), las semillas germinan sin mucha dificultad, siempre y cuando el sustrato, el riego y las protecciones sean adecuadas; para la especie calandrinia la germinación inició a los 15 días aplicándole tratamientos pregerminativos. En la presente investigación se probó los siguientes tratamientos pregerminativos; remojo durante 12 horas en agua al ambiente, utilizando un total de 600 semillas. Para la scalesia se aplicó tratamientos similares con igual número de semillas y ninguno dio un resultado positivo, tal vez esto se deba a que las semillas son letardas es decir requieren más de tres meses para germinar o tal vez esta especie no necesite de ayuda antropogénica, ya que por lo que se pudo observar la especie se desarrolla sin dificultad de forma natural pues alrededor de la planta madre existían una gran cantidad de hijuelos indicando que la especie se regenera en un medio totalmente diferente al de un vivero.

De acuerdo a Van Den Heede, (1989), los esquejes pueden ser tratados con hormonas con la finalidad de acelerar el proceso de brotes en las yemas foliares y radicales, para la especie calandrinia la producción de esquejes con riego de agua con regulador de crecimiento fue relativamente bueno hubo un porcentaje de pérdida inferior al 20 % en el en el presente estudio también se recolectaron esquejes de scalesia en árboles con las características adecuadas pero no pegaron. Probablemente esta especie de ningún modo se desarrolla de forma asexual.

Francisco Ballester (2005), menciona que si aplicamos la giberelina específica a una planta, aquella coincidirá a lo sumo con una de las naturales que contiene el vegetal. Por tanto si un proceso no responde a la adición de giberelina exógena, no puede decirse que no es regulado por giberelinas, pues puede suceder que no le apliquemos la giberelina específica que regula el proceso lo cual justifica porque no hubo diferencias significativas en los dos tratamientos tanto para la propagación sexual como asexual.

Por los datos obtenidos en la presente investigación se rechaza la hipótesis nula para la especie calandrinia y aceptando la hipótesis alternante, ya que hubo una producción buena de 79% a 93% en estacas y de 83% a 92 % en semillas.

Para la especie scalesia se acepta la hipótesis nula ya que no se pudo reproducir de forma sexual y asexual.

C. ANÁLISIS ECONÓMICO

Con el fin de conocer los costos de producción por tratamiento, se consideró el costo de operación y manejo.

1. Costo de materiales, transporte, etc.

Cuadro 80. Costo de Materiales

Materiales	Unidad	V. unitario	Precios (\$)
Plástico	6 m	2,25	13,50
Fundas (recolección de semillas)	50	0,8	40
Fundas de polietileno	12/paquetes	2,5	30
Regadera 8 lt	1	10	10
Regadera 2 lt	1	6	6
Equipo de jardinería	1	17	17
Papel filtro	1	2	2
Tijera (podar)	1	12	12
Guantes	2	2,5	5
Fléxometro	1	1,5	1,5
Papel contac	3 m	1,6	4,8
Goma	1	1,5	1,5
Cartulina	2/pliegos	1	2
Pinchos	1 paquete	2	2
Letrero	24	0,25	12
Machete	1	20	20
Total			164,3

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

Cuadro 81. Costo de Insumos

Insumos	Unidad	V. unitario	Precios (\$)
Progibb (AG3)	3	2,31	6,93
Vitavax	1	3,75	3,75
Terraclor 75	1	8,37	8,37
Cyperpac	1	15	15
Radical fit	1	13,9	13,9
Semillas Calandrinia	0,920 g	14	14
Semillas Scalesia	0,940 g	8	8
Esquejes Calandrinia	600	3,5	3,5
Esquejes Scalesia	600	3,5	3,5
Total			76,95

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

Cuadro 82. Costos de movilización

Concepto	Unidades	Número de U.	Valor unitario	Costo (\$)
Transporte	Pasajes	65	1,5	97,5
		65	2	130
Total				227,5

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

Cuadro 83. Costos de personal

Puesto	Número	Pago diario	Pago mensual	Meses de trabajo	Costo (\$)
Investigador	1	27,5	550	3 h / 5 meses	1168,75
Obrero	1	19	380	1 h / 5 meses	475

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

Cuadro 84. Costos de mano de obra

Actividad	Número de unidades	Número de jornales	Costo (\$)
Preparación del sustrato	16 m2	2	38
Llenado de bolsas	900 fundas	3	57
Acarreo y colocación de bolsas	900 fundas	1	19
Siembra y tapado	900 fundas	1	19
Desmalezado	16 m2	2	38
Aplicación de Fungicida	900 fundas	2	38
Riego	56 horas	60	142
Toma de datos	3960	10	275
Tabulación de datos			110
Total			736

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

2. Depreciación de materiales**Cuadro 85. Depreciación de Herramientas**

Herramienta	Cantidad	V. Factura	V. U	Dp	D Día	Dep (6 meses)
Carretilla	1	85	3	28,33	0,0776	14,17
Pala recta	1	18,5	3	6,17	0,0169	3,08
Bomba espalda	1	30	2	15	0,0411	7,5
Tanque agua-1000 lts	1	800	5	160	0,4384	80
Total						104,75

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

Cuadro 86. Costos totales

COSTOS TOTALES	USD
Materiales	241,25
Personal	1643,75
Movilización	267,5
Sub. Total	2112,5
Imprevistos 10 %	211,25
Total	2367,75 para 1200 plantas

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

1. Análisis de costos de la propagación sexual y asexual.**Cuadro N° 87. Rendimiento económico / tratamiento (\$).**

Detalle	Trat. A2B1	Trat. A2B0	Trat. E2B1	Trat. E2B0
Plástico	1,69	1,69	1,69	1,69
Fundas (recolección de semillas)	20	20	0	0
Fundas de polietileno	7,5	7,5	7,5	7,5
Regadera 8 lt	2,5	2,5	0	0
Regadera 2 lt	0	0	1,5	1,5
Equipo de jardinería	2,83	2,83	2,83	2,83
Papel filtro	0,5	0,5	0	0
Tijera (podar)	0	0	3	3
Guantes	0,83	0,83	0,83	0,83
Fléxometro	0,19	0,19	0,19	0,19
Papel contac	2,4	2,4	0,6	0,6
Goma	0,19	0,19	0,19	0,19
Cartulina	0,5	0,5	0,5	0,5
Pinchos	0,75	0,75	0,75	0,75
Letrero	1,48	1,48	1,48	1,48
Machete	0	0	5	5
Investigador	146	146	146	146
Obrero	118,75	118,75	118,75	118,75
INSUMOS Y PLANTAS	0	0	0	0
Progibb (AG3)	1,74	0	1,74	0
Vitavax	1,88	0	0	0

Terraclor 75	2,09	0	2,09	0
Cyperpac	3,75	3,75	3,75	3,75
Radical fit	0	0	6,95	0
Semillas Calandrinia	7	7	0	0
Semillas Scalesia	0	0	0	0
Esquejes Calandrinia	0	0	1,75	1,75
Esquejes Scalesia	0	0	0	0
MANO DE OBRA	145,67	145,67	145,67	145,67
Transporte	66,875	66,875	66,875	66,875
Dep.	26,1875	26,1875	26,1875	26,1875
Total	561,3025	555,5925	545,8225	535,0425
No Plantas	300	300	300	300
Costo/ planta	1,87	1,85	1,82	1,78

Elaboración: Floreana Valencia Midero. (2014)

De acuerdo al análisis económico para la producción de las especies tenemos:

Las semillas de calandrinia con tratamiento A2B1 (Semillas+ Remojo x 12 horas + riego con regulador de crecimiento ProGibb (AG3) giberelina) presentó un costo por planta de \$1,72 mientras que para el A2B0 testigo el costo fue de 1,70.

Para la propagación de calandrinia con tratamiento E2B1 (remojo en enraizador 5min + riego de giberelina) el costo fue de 1,66, mientras que para el E2B0 testigo fue de \$1,63 respectivamente.

Al analizar los costos de producción, se determinó que el costo de inversión para el tratamiento A1B1 (Semillas+ Remojo x 12 horas + riego con regulador de crecimiento ProGibb (AG3) giberelina) fue de \$200,87. y para el A1B0 (testigo) 195,16.

Para la propagación de scalesia con tratamiento E1B1 (remojo en enraizador 5 min + riego de giberelina) el costo fue de \$224,51, mientras que para el E1B0 (testigo) \$213,73 respectivamente.

VI. CONCLUSIONES

1. De los tratamientos aplicados para la germinación de semillas de *Calandrinia galapagosa* el mejor fue el remojo de la semillas por 12 horas más el riego con giberelina (A2B1) con 73% en comparación con el testigo que fue de 58%.
2. El prendimiento (93%) de las estacas de calandrinia nos indica que esta especie no requiere de tratamiento alguno para su reproducción.
3. A pesar de tener una buena propagación natural bajo los árboles de *Scalesia pedunculata*, no fue posible tener resultados de germinación de la semilla tanto en el laboratorio como el campo.
4. De las dos especies forestales investigadas en ese trabajo, la especie calandrinia se puede producir en forma sexual y asexual, no así la especie scalesia no respondió a la propagación sexual y asexual a pesar de tener una buena reproducción natural.
5. De acuerdo al análisis económico realizado, para la producción de la calandrinia se determinó que el costo promedio por planta es de \$ 1,71 y \$1,64 para la propagación.
6. En cuanto al costo de inversión en la producción sexual se determinó que las plantas de calandrinia tienen un beneficio costo promedio de \$2,69 y para la propagación asexual de 2,78.

VII. RECOMENDACIONES

1. Realizar tratamientos pre- germinativos para las semillas y a la vez trabajar con un regulador de crecimiento a base de hormonas vegetales ProGibb (AG3) giberelina en una dosis de 0,2g/10 litros de agua para así obtener una mayor producción, pues este estimula el crecimiento y desarrollo de la planta

2. Probar nuevas dosis utilizando regulador de crecimiento para la propagación asexual de la calandrinia.

3. Estudiar la propagación de (*Scalesia pedunculata*) H. F, utilizando las plántulas que crecen de forma natural en la base de los árboles.

4. Probar nuevos tratamientos para la propagación sexual y asexual del lechoso.

5. Realizar estudios de propagación con especies importantes como matazarno (*Piscidia carthagenensis*) y el guayabillo (*Psidium galapageium*) por ser mayormente utilizadas en el trabajo de construcción.

VIII. RESUMEN

La presente investigación propone: Determinar el mejor método de propagación para las especies forestales calandrinia (*Calandrinia galapagosa*) y scalesia (*Scalesia pedunculata*) utilizando un regulador de crecimiento con giberelina, en el vivero del cerro Colorado, de la Provincia de Galápagos, Cantón San Cristóbal; el diseño experimental que se utilizó para las semillas y para las estacas fue un diseño completamente al azar, posteriormente se sembraron las semillas previamente tratadas y las estacas a la par se realizó la aplicación del regulador de crecimiento el cual comenzó a los tres días de instalado el ensayo y culminó a los cuatro meses, dando como resultados en las semillas un 73% de germinación en el tratamiento A2B1 (Semillas de calandrinia remojadas x 12 horas + riego de giberelina) y para el tratamiento A2B0 (ningún tratamiento) de 58%, confirmándose así, que este tratamiento contribuye a incrementar el porcentaje de germinación y emergencia, siendo un producto elaborado a base de hormonas vegetales que estimula el crecimiento y desarrollo de las plantas, la dosis utilizado fue 0,2 gramos por litro de agua. Por otra parte el E2B0 (Estacas de calandrinia sin ningún tratamiento) fue el mejor con 93% de prendimiento a diferencia de aquellas que recibieron tratamiento tuvo un porcentaje de 80%. Mientras que el análisis económico demostró que para la propagación sexual y asexual tiene un beneficio costo promedio de \$2,69 y 2,78 respectivamente. Concluyendo que el mejor tratamiento aplicado para la propagación sexual fue el remojo de las semillas más el riego con giberelina y para las estacas fue la no aplicación del regulador de crecimiento para su desarrollo.

IX. ABSTRACT

This research aims to determine the best propagation method for forest species calandrinia (*Calandrinia galapagosa*) and scalesia (*Scalesia pedunculata*) using a growth regulator with gibberellin in nursery of hill Colorado in Galápagos province, San Cristóbal canton. A completely randomized design was used for seeds and stakes as an experimental design, subsequently, the seeds treated and the stakes were sowed. The application of the growth regulator started three days after placing the trial and ended four months later getting the following results in the seeds: 73% of germination in the treatment A2B1 (Seeds of calandrinia soaked during 12 hours + gibberellin irrigation) and 58% for treatment A2B0 (no treatment). Therefore, it was confirmed that this treatment contributes to increase the germination and emergency percentage because it is a product made of vegetable hormones stimulating the growth and development of the plants. The dosage was 0.2 gr per litre of water. On the other hand, the E2B0 (stakes of calandrinia without no treatment) was the best treatment with 93% germination in contrast to those which had treatment with a percentage of 80%. The economical analysis showed that for the sexual and asexual propagation has a cost-benefit of \$2.69 and \$2.78 average respectively. It is concluded that the best treatment applied to the sexual propagation was the soaking of seeds more irrigation with gibberellin and for the stakes was non-application of the growth regulator for development.

X. BIBLIOGRAFIA

1. Anuario Meteorológico 2011 Nro. 51 INAMHI
2. Ansorena, J. 1994. Sustratos Propiedades y Caracterización. Editorial Mundi-Prensa Madrid-España.
3. AGUILERA, 2001. Archivo Personal de Pinus patula Schl. et Cham. 5 Pág.
4. AÑAZCO, M. (2000) Selección de especies y manejo de semillas. (CAMAREN). 1ra. Edición, Pág. 79. Quito-Ecuador.
5. ALVAREZ P. (1988). Silvicultura, pueblo y educación. La Habana, Cuba. p. 17
6. ARRIAGA V., V. CERVANTES y A. VARGAS-MENA 1994. Manual de reforestación con especies nativas. Sedesol. UNAM. Facultad de ciencias México. 219 p.
7. BARCELO COLL, J. 1984. Fisiología vegetal 3 ed. Madrid, ES. Pirámide, p. 202, 206, 463, 465, 480, 481.
8. BIERDERBICK, S. (1986) Arboles y Leñosas para reforestar las tierras altas de la Región Interandina del ecuador. 2da. Edición.
9. BODERO V. (1984). Viveros forestales, establecimiento y manejo. Centro de capacitación de investigación forestal. MAG. Conocoto, Ecuador. p. 34
10. CABELLO, A. 2000. Propagación Asexual. Apuntes de clase N° 2. Departamento de Silvicultura. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. 10p.
11. CONIF, (2002). Manual de Viveros Forestales.Serie de Documentación N45. Bogotá – Colombia. 80 p.
12. CONLEY K. McMULLEN, 1999 “Flowering plants of the Galápagos” Primera edición Editorial Cornell Paperbacks, 55 - 152,pg.
13. CHANG B. (1982). Principios metodológicos para el almacenaje de semillas forestales. Turrialba, Costa Rica, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). p. 4
14. CHUQUILLA Y. (1994). Tratamientos pre germinativos en dos especies forestales en peligro de extinción *Humiriastrum procerum* (Little) Cuart. (Chanul) y *Cassia grandis* L. F. (Caña Fístula). Tesis de Ingeniero Forestal, Universidad Estatal

de Quevedo. Los Ríos – Ecuador. p 16, 22, 23, 50 y 51.

15. Davey, C. B. 1984. Establecimiento y manejo de viveros para pinos en la América tropical. Cooperativa de recursos de coníferas de Centro América y México (CAMCORE) Universidad del Estado de Carolina del Norte. Bol. No. 1. 43 p.
16. ECUAQUIMICA, (2013). Productos Agropecuarios. <http://www.ecuaquimica.com.ec>.
17. ESCOBAR R. (2008). Manejo de semillas forestales. QUILLÓN – CHILE. p. 11-12
18. GARNER R. (1983). Manual del ingertador. 4 ed. Madrid – España. p. 74, 11.
GRIJPM P. (1982). Producción forestal. Primera edición. Manuales para educación agropecuaria, FAO. México D.F. p. 64
19. Gray, A. R. 1957. Alteration of leaf size and shape and other changes caused by gibberellins in plants. Amer. Jour. Bot. 44: 674-682.
20. GULLINO, M.; GARIBALDI, A. 1995. Rosa: che fare contro le malattie fungine. Floricultura, n° 11:49,51-52.
21. García, F. (2004). Fitorreguladores. Universidad Politécnica de Valencia. Pág. 58.
22. Guerrero, J. (1993). Abonos Orgánicos. Tecnología para el manejo ecológico del suelo. Lima, Perú. Pág. 90.
23. HARTMANN, T.; KESTER, E.1990. Propagación de plantas: Principios y prácticas. Editorial continental S.A. 4ta edición. México, D.F. SECSA. 760p.
24. Iglesias Gutiérrez, L. y Alarcón Bustamante, M. 1994. Preparación de sustratos artificiales para la producción de plántula en vivero. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias. 31 p.
25. JARÁ, L y ORDOÑEZ, G. (1999) Manejo de semillas y viveros forestales. Ed. 2000, Quito-Ecuador. Pág.36-39.
26. KAINS, M.; McQUESTEN, L. 1938. Propagation of plants. New York. USA. Orange Judo Publishing Company, INC. 639 p.
27. LA TORRE, F. 1992. Fisiología Vegetal. Quito, EC. Editorial Universitaria, p. 172
28. Lawesson JE & L Ortiz. 1994. Plantas introducidas en las Islas Galapagos. En: Lawesson JE, O Hamann, G Rogers, G Reck & H Ochoa (eds.). Botanical Research and Management in Galapagos Island. Monographs in Sistematic Botany from the Missouri Botanical Garden. 32:201-210.

29. Leon Araujo Paulina, 2008 Propagación de dos especies de yagual (*Polylepis incana* y *Polylepis racemosa*) utilizando dos enraizadores orgánicos y dos enraizadores químicos en el vivero forestal del CREA en el cantón y Provincia del Cañar.
29. LOJÁN, L. (1992). El Verdor de Los Andes. “Árboles y Arbustos del Ecuador”. Proyecto de desarrollo Forestal Participativo en Los Andes. Pág. 52. Quito – Ecuador.
30. LENDER, D. 1985. Diccionario de Biología. México DF., MX. Grijalbo. p. 32, 52, 101.
31. Manual práctico de Reforestación (2008). Editorial Grupo Latino pp 489-515
32. Malavolta, E. (1998). Nutrición y Fertilización. Centro de Energía Nuclear en agricultura. Universidad de Sao Paulo. Brasil. Pág. 53-64.
33. Martin, G. e. 1983. Commercial uses of gibberellins. In: A. Crozier (ed.). The Biochemistry and Physiology of Gibberellins. Praeger, New York. pp. 395-444.
34. MESÉN, F.; VÍQUEZ, E. 2003. *Bombacopsis quinata*: Un árbol maderable para reforestar. Oxford Forestry Institute Tropical Forestry Paper N° 39. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 5p.
35. OCAÑA VIDAL DAVID 2004. Desarrollo Forestal Campesino en la Región Andina del Perú.
36. ORDOÑES L. ARBELÁEZ M. PRADO L. 2004. Manejo de semillas Forestales nativas de la Sierra del Ecuador y Norte del Perú.
37. Padilla, M. S. 1983. Manual del viverista. Perú, Línea de capacitación y extensión forestal del CICAFOR. pp. 83- 150.
38. Patiño, F.; de la Garza, P.; Villagomez, Y.; Talavera, I. y Camacho, F. 1983. Guía para la recolección y manejo de semillas de especies forestales. México D.F Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. Subsecretaría Forestal. Boletín Divulgativo N° 63. 181 pp.
39. PIERIK, R. 1990. Cultivo *in vitro* de las plantas superiores. Madrid, España. Mundi Prensa. 326 p.
40. POULSEN K. (1999). Análisis de semillas. Asociación internacional de análisis de semillas (ISTA). p. 14 – 20
41. Pharis, R. P. and C. C. Kuo. 1977. Physiology of gibberellins in conifers. Canadian

Journal of Forest Research 7: 299-325.

42. QUINTANAR OLGUÍN, S. 1991. Evaluación del Efecto del Fitorregulador Byozine T. F. en el desarrollo vegetativo de *Pinus montezumae*. Tesis Ing. Agrónomo Especialista en Bosques. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Méx. 66 p.
43. ROJAS, M. 1972. Fisiología vegetal aplicada. México D.F., México. Universal. 252p. SEILER, J. 2002. Forest Biology and Dendrology. Growth Regulators. (On line) Department of Forestry. Virginia Polytechnic Institute and State University. <<http://www.fw.vt.edu>> (20 enero.2004)
44. Sachs, R. M. 1965. Stem elongation. Annu. Rev. of Plant Physiol. 16: 73-96.
45. Sachs, R. M., A. Lang; C. F. Bretz; J. Roach. 1960. Shoot histogenesis: subapical meristemat-ic activity in a caulescent plant and the action of gibberellic acid and AM0- 1618. Amer. Jour. Bot. 47: 260-266.
46. Salisbury, F. B. and C. W. Ross. 1994. Fisiología Vegetal. Cuarta Edición. Ed. Iberoamericana. México.
47. SEILER, J. 2002. Forest Biology and Dendrology. Growth Regulators. (On line) Department of Forestry. Virginia Polytechnic Institute and State University. <<http://www.fw.vt.edu>> (18 sep. enero.2013).
48. SIVORI, E., MONTALDI, E., CASO, O. 1980. Fisiología vegetal. Buenos Aires, Argentina. Hemisferio Sur. 681 p.
49. Schofield EK. 1973. Galapagos flora: The threat of introduced plants. Biological Conservation.
50. Spoonsel, V. M and Hedden, P. (2004) Giberellin biosynthesis and inactivation. In Plant Hormones: biosynthesis, signal transduction, action Cap. 2 Davis, PJ. Ed. Kluwer Acad Pub pp: 63-94.
51. Stowe, B. B. and T. Yamaki. 1959. Gibberellins; stimulants of plant growth. Science 129: 807-816.
52. Tejada Pérez, I. 1983. Apuntes del curso de viveros forestales. Centro de formación forestal No. 1. Ciudad Guzmán. Jalisco. 86 p.
53. Tye A. 2007. La flora endemica de Galapagos: Aumentan las especies amenazadas.

En: Informe Galapagos 2006-2007. FCD, PNG & INGALA. Puerto Ayora, Galapagos, Ecuador, Pp 101-107.

54. VAN DEN HEEDE 1989. El estaquillado. Una guía práctica para la multiplicación de plantas. Mundi Prensa. Madrid-España. Pp28-38.
55. WEAVER J. (1982). Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. 2da. Reimpresión. Ed. Trillas S.A. México. p. 62.
56. WEAVER, R. J. 1976. Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. Trad. al español por Agustín Contin. México, D. F., TRILLAS. 622 p.
57. Weaver, J. R. 1990. Reguladores del Crecimiento de las Plantas en la Agricultura. Ed. Trillas. México.
58. WILLAN R. (2000). Pre tratamiento de semillas. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba, Costa Rica. p. 5 – 6.
59. WILLIAN A. JENSEN, FRANK B. SALISBURY (1998). Botánica Segunda Edición Editada en Mexico. Pp 325, 326, 327.
60. http://www.galapagospark.org/sitio.php?page=galapaguera_cerro_colorado y PNG.Consultado el 20 de Sep. 2013.
61. ZOBEL, B.; TALBERT, J. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México. Ed. Limusa. 554 p. [En línea]: (<http://www.inta.gov.ar/bellavista/Congreso/>, Doc. 29 May. 2009).

XI. ANEXOS

Anexo 1. Cuadro resumen del análisis de varianza de la propagación sexual

VARIABLES	TRATAMIENTOS	MEDIA	CV%
Altura de la planta 60 días	B1 - B0	7,55	20,42
Vigor de la planta 60 días	B1 - B0	2,24	13,08
Altura de la planta 75 días	B1 - B0	8,87	17,26
Altura de la planta 90 días	B1 - B0	9,7	14,95
Vigor de la planta 90 días	B1 - B0	2,89	0,58
Altura de la planta 105 días	B1 - B0	10,94	11,96
Altura de la planta 120 días	B1 - B0	11,73	10,4
Altura de la planta 135 días	B1 - B0	13,25	9,07
Vigor de la planta 135 días	B1 - B0	2,96	1,42

Anexo 2. Cuadro resumen del análisis de varianza de la propagación asexual

VARIABLES	TRATAMIENTOS	MEDIA	CV%
Altura de la planta a los 30 días	B1 - B0	12,97	7,68
Vigor de la planta a los 30 días	B1 - B0	2,57	8,95
Número de raíces a los 30 días	B1 - B0	2,6	3,14
Longitud de raíces a los 30 días	B1 - B0	2,15	15,32
Altura de la planta a los 45 días	B1 - B0	14,23	6,87
Altura de la planta a los 60 días	B1 - B0	15,46	5,27
Números de brotes a los 60 días	B1 - B0	1,62	11,49
Altura de la planta a los 75 días	B1 - B0	16,88	5,41
Números de brotes a los 75 días	B1 - B0	1,19	5,32
Altura de la planta a los 90 días	B1 - B0	18,4	5,36
Números de brotes a los 90 días	B1 - B0	1,6	11,19
Altura de la planta a los 105 días	B1 - B0	20,07	4,33
Números de brotes a los 105 días	B1 - B0	1,33	25
Altura de la planta a los 120 días	B1 - B0	21,81	4,42
Vigor de la planta a los 120 días	B1 - B0	2,91	1,47
Números de brotes a los 120 días	B1 - B0	1,31	23,6
Número de raíces a los 120 días	B1 - B0	7,37	4
Longitud de raíces a los 120 días	B1 - B0	10,55	19,67

Anexo 3. Cuadro separación de medias según Tukey al 5% de la propagación sexual.

Altura de la planta			
Días	Tratamiento	Media	Rango
60	B1	9,76	a
	B0	5,34	a
75	B1	10,7	a
	B0	7,04	a
90	B1	11,24	a
	B0	8,16	a
105	B1	12,15	a
	B0	9,12	a
120	B1	13,18	a
	B0	10,28	a
135	B1	14,19	a
	B0	12,3	a

Vigor de la planta			
Días	Tratamiento	Media	Rango
60	B1	2,48	a
	B0	2	a
90	B1	2,86	a
	B0	2,91	a
135	B1	2,92	a
	B0	3	a

Anexo 4. Cuadro separación de medias según Tukey al 5% de la propagación asexual

Altura de la planta			
Días	Tratamiento	Media	Rango
30	B1	12,57	a
	B0	13,37	a
45	B1	13,8	a
	B0	14,66	a
60	B1	15	a
	B0	15,92	a
75	B1	16,52	a
	B0	17,24	a
90	B1	17,95	a

	B0	18,84	a
105	B1	19,51	a
	B0	20,54	a
120	B1	21,25	a
	B0	22,38	a

Vigor de la planta			
Días	Tratamiento	Media	Rango
30	B1	2,25	a
	B0	2,89	a
120	B1	2,91	a
	B0	2,97	a

Número de brotes			
Días	Tratamiento	Media	Rango
60	B1	1,2	a
	B0	1,33	a
75	B1	1,38	a
	B0	1	b
90	B1	1,14	a
	B0	1,33	a
105	B1	1	a
	B0	0,67	a
120	B1	1,28	a
	B0	1,33	a

Número de raíces			
Días	Tratamiento	Media	Rango
30	B1	2,27	b
	B0	2,93	a
120	B1	6,53	b
	B0	8,2	a
Longitud de raíces			
30	B1	1,83	a
	B0	2,47	a
120	B1	7,83	a
	B0	13,27	a

Anexo 5. Ubicación geográfica de las especies calandrinia y lechoso

Ilustración 1. Área de recolección de semillas scalesia (aeropuerto).

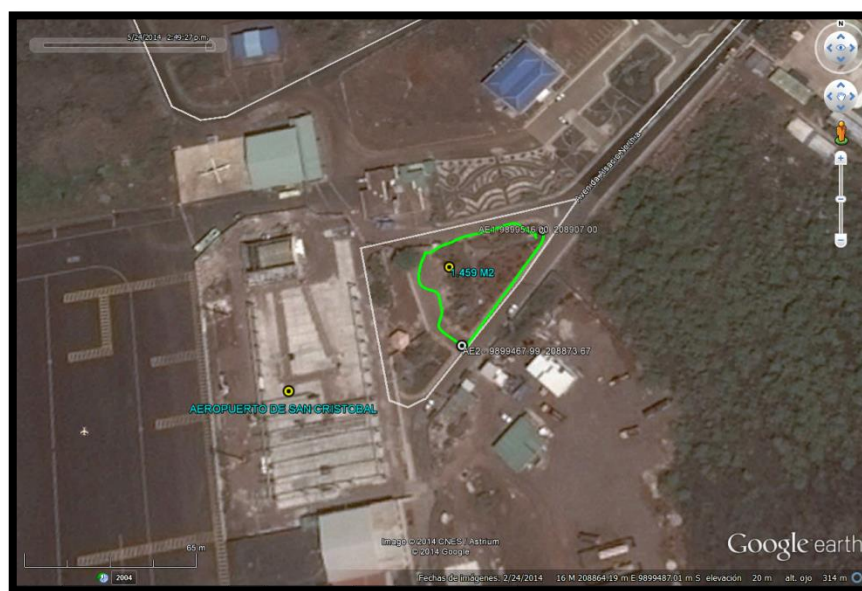


Ilustración 2. Área de recolección de semillas scalesia (Recinto la soledad – finca Tranquila)

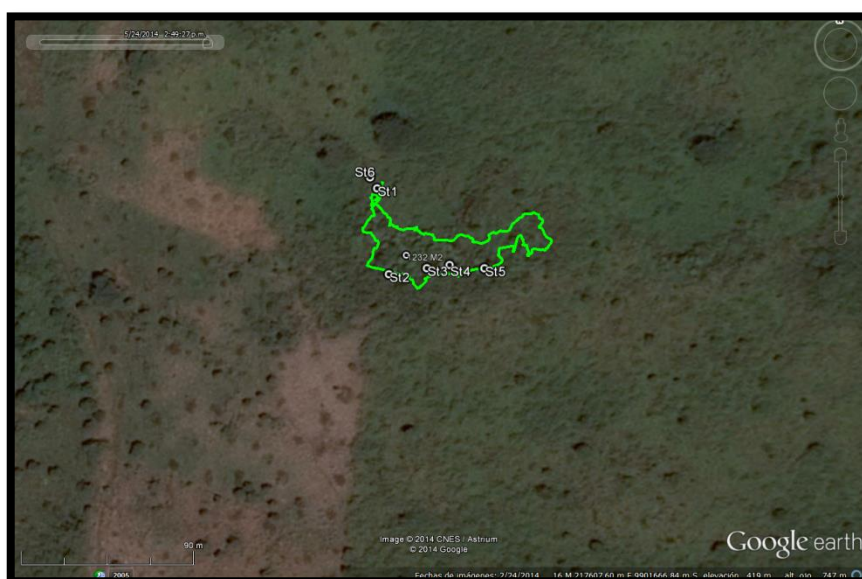
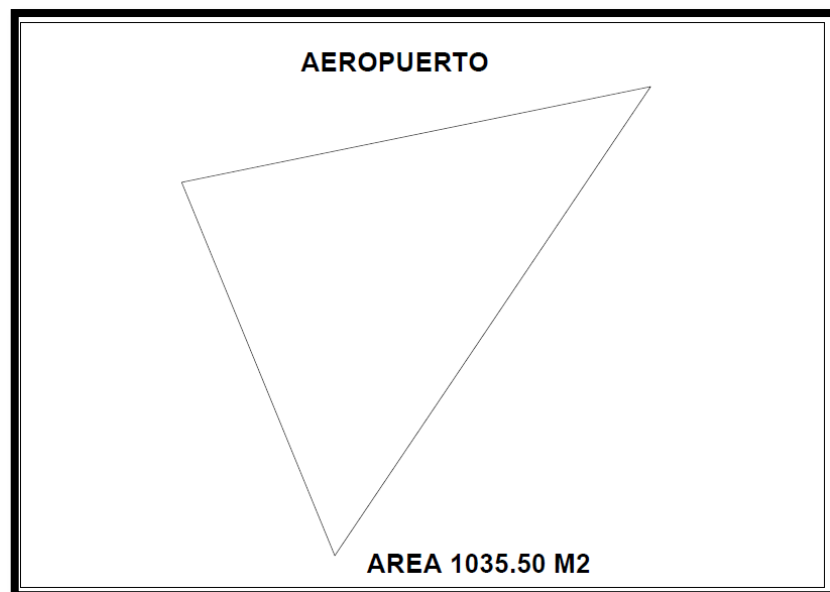


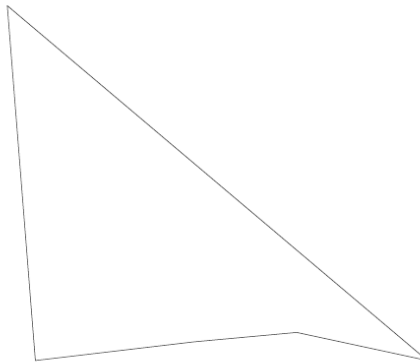
Ilustración 3. Área de recolección de semillas calandrinia (Cerro Colorado).



Anexo 6. Área de las especies calandrinia y lechoso

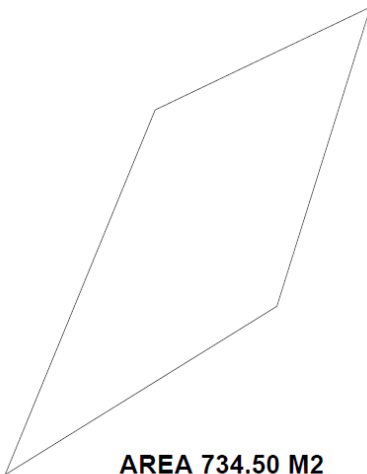


FINCA TRANQUILA



AREA 732.50 M2

CERRO COLORADO



AREA 734.50 M2

Anexo 7. Preparación del ensayo en campo y laboratorio.

Ilustración 4. Colocación de fundas para la recolección de semillas.



Ilustración 5. Porcentaje de germinación de la calandrinia y scalesia , en laboratorio.



Ilustración 6. Desinfección del sustrato





Ilustración 7. Preparación de las camas



Ilustración 8. Colocación de las semillas



Ilustración 9. Llenado de fundas



Ilustración 10. Aplicación de tratamientos y emergencia de las plántulas



Ilustración 11. Recolección del material vegetativo.



Ilustración 12. Colocación del material vegetativo en fundas y empleo de tratamientos.



Ilustración 13. Toma de datos.



Ilustración 14. Control fitosanitario.



Ilustración 15. Culminación del ensayo para la propagación sexual y asexual de la calandrinia y el lechoso.

