

**PROPAGACIÓN DE SACHA CAPULÍ (*Vallea stipularis*)L.f. UTILIZANDO
CUATRO BIOESTIMULANTES EN TRES SUSTRATOS, BAJO
INVERNADERO, EN EL VIVERO DEL CONSORCIO RÍO BLANCO,
PARROQUIA QUÍMIAG, CANTÓN RIOBAMBA.**

MARLENE ELIZABETH UGSIÑA LEMA

TESIS

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

Escuela Superior Politécnica de Chimborazo

FACULTAD DE RECURSOS NATURALES

ESCUELA DE INGENIERÍA FORESTAL

RIOBAMBA-ECUADOR

2012

HOJA DE CERTIFICACIÓN

EL TRIBUNAL DE TESIS CERTIFICA, que el trabajo de investigación titulado:“**PROPAGACIÓN DE SACHA CAPULÍ (*Vallea stipularis*)L.f., UTILIZANDO CUATRO BIOESTIMULANTES EN TRES SUSTRATOS, BAJO INVERNADERO, EN EL VIVERO DEL CONSORCIO RÍO BLANCO, PARROQUIA QUIMIAG, CANTÓN RIOBAMBA**”; de responsabilidad de la señorita egresada Marlene Elizabeth Ugsiña Lema, ha sido prolijamente revisada, quedando autorizada su presentación.

TRIBUNAL DE TESIS

Ing. Sonia Rosero

DIRECTORA

Ing. Norma Erazo

MIEMBRO

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE RECURSOS NATURALES

ESCUELA DE INGENIERÍA FORESTAL

Riobamba, Julio del 2012

DEDICATORIA

El presente trabajo va dedicado con un inmenso cariño a Dios y a mi Madre **Anita Victoria[†]**, que desde el cielo me dieron sus bendiciones para alcanzar esta meta.

Con mucho amor a mi hijo Sebastián Jossue y a mi esposo Luis Francisco por su infinita ayuda y comprensión.

A mi padre Mesías, a mis hermanos Jofre y Verónica, y a toda mi familia por su apoyo incondicional.

Marlene Elizabeth

AGRADECIMIENTO

Mi agradecimiento infinito a DIOS por darme la dicha de compartir con ustedes este triunfo, y por permitirme reconocer a quienes hicieron posible la culminación de mi carrera profesional.

Hago efusivo mi sincero agradecimiento a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, a la Facultad de Recursos Naturales, a la Escuela de Ingeniería Forestal, particularmente a sus autoridades y docentes, quienes me recibieron en sus aulas para forjar en mí un espíritu de servicio a la sociedad, impartiendo sus conocimientos.

De manera especial mi gratitud y reconocimiento a la Ing. Sonia Rosero e Ing. Norma Erazo, en calidad de Directora y Miembro de Tesis respectivamente, por brindarme siempre su apoyo y comprensión durante la realización de esta investigación; gracias también porque a más de ser mis maestras se convirtieron en amigas, quienes me impulsaron a seguir adelante.

A toda mi familia por contribuir generosamente conmigo para mi formación personal y profesional.

A todos mis amig@s, particularmente a Paulina y Mario, por brindarme su amistad sincera por sus sabios consejos en los momentos más oportunos.

Finalmente quiero hacer extensivo mi reconocimiento al **CONSORCIO "RÍO BLANCO"**, en especial a sus Directivos y Personal, por su desinteresada colaboración en la ejecución de mi proyecto de Tesis.

MIL GRACIAS

TABLA DE CONTENIDO

CAPITULO	CONTENIDO	PÁGINA
	LISTA DE CUADROS	ii
	LISTA DE GRÁFICOS	v
	LISTA DE TABLAS	vi
	LISTA DE ANEXOS	vii
I	TÍTULO	1
II	INTRODUCCIÓN	1
III	REVISIÓN DE LITERATURA	5
IV	MATERIALES Y MÉTODOS	43
V	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	65
VI	CONCLUSIONES	136
VII	RECOMENDACIONES	138
VIII	RESUMEN	139
IX	SUMMARY	140
X	BIBLIOGRAFÍA	141
XI	ANEXOS	145

LISTA DE CUADROS

N°	CONTENIDO	PÁGINA
1.	Codificación de los tratamientos en estudio, para la propagación sexual.	46
2.	Codificación de los tratamientos en estudio, para la propagación asexual.	47
3.	Esquema del ADEVA para la propagación sexual	47
4.	Esquema del ADEVA para la propagación asexual	48
5.	Características de la unidad experimental	48
6.	Análisis de Varianza para el número de semillas germinadas en laboratorio.....	65
7.	Prueba de Tukey al 5% para el número de semillas germinadas en laboratorio.....	65
8.	Análisis de varianza para el porcentaje de germinación en laboratorio.....	66
9.	Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de germinación en laboratorio.....	67
10.	Análisis de varianza para el porcentaje de emergencia a los 30 días después de la siembra.....	68
11.	Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 30 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	69
12.	Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 30 días, bajo diferentes Sustratos.....	70
13.	Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 30 días	

para el Contraste.....	71
14. Análisis de varianza para el porcentaje de emergencia a los 45 días después de la siembra.....	72
15. Prueba de Tukey al 5% para porcentaje de emergencia a los 45 días, bajo diferentes Sustratos.....	72
16. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 45 días, para el Contraste.....	73
17. Análisis de varianza para el porcentaje de emergencia a los 60 días después de la siembra.....	74
18. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 60 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	74
19. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 60 días, bajo diferentes Sustratos.....	75
20. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 60 días, para el Contraste.....	76
21. Análisis de varianza para el porcentaje de emergencia a los 75 días después de la siembra.....	77
22. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 75 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	78
23. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 75 días, bajo diferentes Sustratos.....	79
24. Análisis de varianza para el porcentaje de emergencia a los 90 días después de la siembra.....	79
25. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 90 días,	

bajo diferentes Bioestimulantes.....	80
26. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 90 días, bajo diferentes Sustratos.....	81
27. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 90 días, para el Contraste.....	82
28. Análisis de varianza para el porcentaje de emergencia a los 120 días, después de la siembra.....	83
29. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 120 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	83
30. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 120 días, bajo diferentes Sustratos.....	85
31. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 120 días, para el Contraste.....	86
32. Resumen del Análisis de Varianza para el porcentaje de Emergencia a los 30, 45, 60, 75, 90 y 120 días después de la siembra.....	87
33. Análisis de varianza para la altura de la planta a los 45 días después de la emergencia (cm).....	88
34. Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 45 días después de la emergencia, para el Contraste (cm).....	89
35. Análisis de varianza para la altura de la planta a los 60 días, después de la emergencia (cm).....	90
36. Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 60 días después de la emergencia, bajo diferentes Bioestimulante (cm).....	90
37. Análisis de varianza para la altura de la planta a los 75 días, después	

de la emergencia.....	91
38. Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 75 días después de la emergencia, para el Contraste (cm).....	92
39. Análisis de varianza para la altura de la planta a los 90 días, después de la emergencia.....	93
40. Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 90 días después de la emergencia, bajo diferentes Sustratos (cm).....	93
41. Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 90 días después de la emergencia, para el Contraste (cm).....	94
42. Análisis de varianza para la altura de la planta a los 120 días, después de la emergencia.....	95
43. Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 120 días después de la emergencia, bajo diferentes Sustratos (cm).....	96
44. Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 120 días después de la emergencia, para el Contraste (cm).....	96
45. Resumen de Análisis de Varianza para la altura de la plantas a los 45, 60, 90 y 120 días después de la emergencia (cm).....	97
46. Resumen de Análisis de Varianza para la longitud de la raíz (cm) a los 30 y 120 días después de la siembra.....	98
47. Prueba de Tukey al 5% para la longitud de raíz de la planta a los 120 días, después de la emergencia, bajo diferentes Bioestimulantes (cm).....	99
48. Prueba de Tukey al 5% para la longitud de raíz de la planta a los 120 días, después de la emergencia, bajo diferentes Sustratos (cm).....	100
49. Prueba de Tukey al 5% para la longitud de raíz de la planta a los 120 días,	

después de la emergencia, para el Contraste (cm).....	101
50. Análisis de varianza para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 45 días después de la siembra.....	102
51. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 45 días después de la siembra, bajo diferentes Bioestimulantes.....	103
52. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 45 días después de la siembra, bajo diferentes Sustratos.....	104
53. Análisis de varianza para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 60 días, después de la siembra.....	105
54. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 60 días después de la siembra, bajo diferentes Bioestimulantes.....	105
55. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 60 días después de la siembra, bajo diferentes Sustratos.....	106
56. Análisis de varianza para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 75 días después de la siembra.....	107
57. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 75 días después de la siembra, bajo diferentes Bioestimulantes.....	108
58. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 75 días después de la siembra, bajo diferentes Sustratos.....	109
59. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 75 días después de la siembra, para el Contraste.....	110
60. Análisis de varianza para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 90 días después de la siembra.....	111
61. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de los rizomas	

a los 90 días después de la siembra, bajo diferentes Sustratos.....	111
62. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 90 días después de la siembra, para el Contraste.....	113
63. Resumen del Análisis de varianza para la brotación de rizomas a los 30, 45, 60, 75 y 90 días después de la siembra.....	114
64. Análisis de varianza para el número de brotes por rizoma a los 30 días, después de la siembra.....	115
65. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizomas a los 30 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	115
66. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 30 días, para el Contraste.....	116
67. Análisis de varianza para el número de brotes por rizomaa los 45 días, después de la siembra.....	117
68. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 45 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	118
69. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 45 días, bajo diferentes Sustratos.....	119
70. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 45 días, para el Contraste.....	120
71. Análisis de varianza para el número de brotes por rizoma a los 60 días, después de la siembra.....	121
72. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 60 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	121
73. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 60 días,	

para el Contraste.....	122
74. Análisis de varianza para el número de brotes por rizoma a los 75 días después de la siembra.....	123
75. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 75 días, después de la siembra, bajo diferentes Bioestimulantes.....	124
76. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 75 días, para el Contraste.....	125
77. Análisis de varianza para el número de brotes por rizoma a los 90 días, después de la siembra.....	125
78. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 90 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	126
79. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 90 días, para el Contraste.....	127
80. Resumen del Análisis de varianza para el número de brotes por rizoma, a los 30, 45, 60, 75 y 90 días.....	128
81. Cuadro N° 78.- Análisis de varianza para la longitud de raíz, a los 90 días después de la siembra.....	129
82. Prueba de Tukey al 5% para la longitud de raíz, a los 90 días, bajo diferentes Sustratos.....	129
83. Prueba de Tukey al 5% para la longitud de raíz, a los 90 días, para el Contraste (cm).....	131
84. Rendimiento Económico / Tratamiento para la propagación sexual (\$).	132
85. Análisis de Dominancia / Tratamiento para la propagación sexual (\$).	133
86. Rendimiento Económico / Tratamiento para la propagación asexual (\$).	133

87. Análisis de Dominancia para la propagación asexual.....	134
88. Análisis de la Tasa Marginal de Retorno.....	135

LISTA DE GRÁFICOS

Nº	CONTENIDO	PÁGINA
1.	Número de semillas germinadas en laboratorio.....	66
2.	Porcentaje de germinación en laboratorio.....	67
3.	Porcentaje de emergencia a los 30 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	69
4.	Porcentaje de emergencia a los 30 días, bajo diferentes Sustratos...	70
5.	Porcentaje de emergencia a los 30 días, para el Contraste.....	71
6.	Porcentaje de emergencia a los 45 días, bajo diferentes Sustratos...	73
7.	Porcentaje de emergencia a los 45 días, para el Contraste.....	73
8.	Porcentaje de emergencia a los 60 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	75
9.	Porcentaje de emergencia a los 60 días, bajo diferentes Sustratos...	76
10.	Porcentaje de emergencia a los 60 días, para el Contraste.....	77
11.	Porcentaje de emergencia a los 75 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	78
12.	Porcentaje de emergencia a los 75 días, bajo diferentes Sustratos....	79
13.	Porcentaje de emergencia a los 90 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	80
14.	Porcentaje de emergencia a los 90 días, bajo diferentes Sustratos....	81
15.	Porcentaje de emergencia a los 90 días, para el Contraste.....	82
16.	Porcentaje de emergencia a los 120 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	84

17. Porcentaje de emergencia a los 120 días,bajo diferentes Sustratos....	85
18. Porcentaje de emergencia a los 120 días, para el Contraste.....	86
19. Altura de la planta a los 45 días, para el Contraste.....	89
20. Altura de la planta a los 60 días, bajo diferentes Bioestimulante.....	91
21. Altura de la planta a los 75 días, para el Contraste.....	92
22. Altura de la planta a los 90 días, bajo diferentes Sustratos.....	94
23. Altura de la planta a los 90 días, para el Contraste.	95
24. Altura de la planta a los 120 días, bajo diferentes Sustratos.....	96
25. Altura de la planta a los 120 días, para el Contraste.....	97
26. Longitud de la raíz a los 120 días,bajo diferentes Bioestimulantes...	99
27. Longitud de la raíz a los 120 días, bajo diferentes Sustratos.....	100
28. Longitud de la raíz a los 120 días, para el Contraste.....	101
29. Porcentaje de brotación de los rizomas a los 45 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	103
30. Porcentaje de brotación de los rizomasa los 45 días,bajo diferentes Sustratos.....	104
31. Porcentaje de brotación de los rizomasa los 60 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	106
32. Porcentaje de brotación de los rizomasa los 60 días,bajo diferentes Sustratos.....	107
33. Porcentaje de brotación de los rizomasa los 75 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	108
34. Porcentaje de brotación de los rizomasa los 75 días, bajo diferentes Sustratos.....	109

35. Porcentaje de brotación de los rizomasa los 75 días, para el Contraste.....	110
36. Porcentaje de brotación de los rizomasa los 90 días,bajo diferentes Sustratos.....	112
37. Porcentaje de brotación de los rizomasa los 90 días,para el Contraste.....	113
38. Número de brotes por rizoma a los 30 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	116
39. Número de brotes por rizoma a los 30 días, para el Contraste.....	117
40. Número de brotes por rizoma a los 45 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	118
41. Número de brotes por rizoma a los 45 días, bajo diferentes Sustratos...	119
42. Número de brotes por rizoma a los 45 días, para el Contraste.....	120
43. Número de brotes por rizomaa los 60 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	122
44. Número de brotes por rizomaa los 60 días, para el Contraste.	123
45. Número de brotes por rizomaa los 75 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	124
46. Número de brotes por rizomaa los 75 días, para el Contraste.....	125
47. Número de brotes por rizomaa los 90 días, bajo diferentes Bioestimulantes.....	126
48. Número de brotes por rizomaa los 90 días, para el Contraste.....	127
49. Longitud de raíz a los 90 días, bajo diferentes Sustratos.....	130
50. Longitud de raíz a los 90 días, para el Contraste.....	131

LISTA DE TABLAS

N°	CONTENIDO	PÁGINA
1.	Distribución de (<i>Vallea stipularis</i>) L.f.	6
2.	Composición química de Enraizador Hormonas Vegetales	35
3.	Composición química de Agrohormonas 10-10-10	37
4.	Composición química de Gron Gibb 10%	40
5.	Análisis nutricional de los sustratos utilizados en el ensayo	51
6.	Bioestimulantes aplicados en las semillas en el laboratorio	53
7.	Bioestimulantes aplicados en las semillas en el campo	54
8.	Bioestimulantes aplicados en los rizomas en el campo	56
9.	Bioinsecticidas orgánicos utilizados en el ensayo	61
10	Productos químicos utilizados en el ensayo	61

ANEXOS

- ANEXO 1. Especificaciones del campo experimental.
- ANEXO 2. Cuadros de Medias del porcentaje de germinación del sachá capulí, realizado en el Laboratorio de Ciencias Biológicas - ESPOCH.
- ANEXO 3. Cuadro de Medias de la propagación sexual del sachá capulí, en el Vivero del Consorcio Río Blanco.
- ANEXO 4. Cuadro de Medias de la propagación asexual del sachá capulí, en el Vivero del Consorcio Río Blanco.
- ANEXO 5. Ilustraciones del trabajo realizado en laboratorio
- ANEXO 6. Ilustraciones del trabajo realizado en la propagación sexual del sachá capulí en el Vivero del Consorcio Río Blanco.
- ANEXO 7. Ilustraciones del trabajo realizado en la propagación asexual del sachá capulí, en el vivero del Consorcio Río Blanco.
- ANEXO 8. Análisis de los Sustratos en el Laboratorio.
- ANEXO 9. Análisis fitosanitarios de plantas obtenidas por el método sexual y asexual.

I. PROPAGACIÓN DE SACHA CAPULÍ (*Vallea stipularis*) L.f. UTILIZANDO CUATRO BIOESTIMULANTES EN TRES SUSTRATOS, BAJO INVERNADERO, EN EL VIVERO DEL CONSORCIO RÍO BLANCO, PARROQUIA QUÍMIAG, CANTÓN RIOBAMBA.

II. INTRODUCCIÓN

En el Ecuador los páramos ocupan una extensión de 1`260.217 hectáreas, que corresponden aproximadamente al 5.1% del área total del país; de éste porcentaje el 17,7% corresponde a páramos de la provincia de Chimborazo, considerando que la extensión provincial es de 648.124 hectáreas y de ellas 212.169,2 hectáreas corresponden a páramos, es decir alrededor del 33% de la superficie de la provincia, seguidos de bosques con 267.143 hectáreas, 86.615 hectáreas de matorral y en menor proporción herbazal con 1.017 hectáreas y nieve con alrededor de 5.216 hectáreas, y otras 49.571,16 hectáreas de bosque andino y alto andinos es decir 8%; además comprende también la ceja andina, denominada bosque nativo no alterado o bosque siempre verde montano alto. (Plan de Desarrollo y Ordenamiento Territorial de Chimborazo 2011; CAMAREN 2000).

Estos bosques naturales y particularmente los páramos o zona alto-andina en nuestro país han sido considerablemente afectados y amenazados por los asentamientos humanos durante décadas; y nuestra provincia no es la excepción, pues estos asentamientos están ubicados por debajo de los 3.200 msnm., los mismos que vienen realizando constantes actividades agrícolas muy agresivas, junto con la tala indiscriminada de los bosques andinos, la quema de los pajonales, el avance de la frontera agrícola, han contribuido con la fragmentación y destrucción de los ecosistemas alto andinos ocasionando la degradación y desaparición acelerada de sus recursos naturales como: suelo, flora, fauna, recursos hídricos, entre otros aspectos; y como resultado de estos problemas, actualmente este frágil ecosistema sufre irreparables pérdidas en su estructura y cambios preocupantes en el ambiente.

De tal manera y en base a la historia de esta región y el convivir de nuestros antepasados con la naturaleza nos da a conocer que las especies forestales nativas propias de la ceja

andina son las únicas que pueden contribuir al mejoramiento del suelo con la incorporación de materia orgánica y la fijación de nitrógeno, además podrían cubrir una gran diversidad de hábitats, aunque su repoblación sea muy difícil; por eso en la actualidad se requiere de especies forestales nativas para la reforestación en las comunidades altas de nuestras zonas para construir una línea base sobre el estado y uso de la biodiversidad silvestre y cultivada en la zona de ceja andina que permita sustentar la demanda alimenticia de la zona.

Estos datos alarmantes motivó a que el Consorcio Río Blanco en el año 2010 realice un Inventario Botánico de las especies forestales del Bosque Protector de la Microcuena del Río Blanco, el cual determinó la existencia de especies vegetales con altos potenciales tanto económicos como ecológicos, las mismas que están desapareciendo considerablemente. Este es el caso de *Vallea stipularis* L.f. (sacha capulí) que pertenece a la Familia Eleocarpaceae; que crece desde los 2700 hasta los 3500 msnm., en bosques primarios y secundarios, en suelos húmedos y semihúmedos, el cual puede alcanzar una altura de hasta 18 metros; se propaga por el método sexual (semillas) y asexual (estacas, rizomas, rebrotes); es muy útil en la parte alto andina por sus ventajas y bondades, además en estado de floración es vistoso y colorido, por esta razón es apropiado para difundirlo en programas de Agroforestería y Ornamentación. También tiene un alto valor por su madera la cual es dura y resistente que puede ser utilizado para diferentes tipos de construcción (muebles, marcos de ventanas, parantes, etc).

Ante esta realidad el Consorcio Río Blanco planteó realizar la presente investigación en la propagación sexual y asexual del sacha capulí (*Vallea stipularis*) L.f., por tratarse de una especie importante en la zona.

A. JUSTIFICACIÓN.

La Biodiversidad en el Ecuador sufre una acelerada explotación forestal, que se ve reflejado en la desaparición de importantes componentes arbóreos dentro de los cuales está *Vallea stipularis* L.f. (sacha capulí) siendo importante y necesario conocer y determinar la forma y el método más adecuado para su propagación; con la finalidad de

incrementar el porcentaje de germinación y emergencia en las semillas, y el porcentaje de sobrevivencia y prendimiento en los rizomas.

La organización cuenta con el escenario principal para la propagación de esta especie, contribuyendo con esto a la protección, conservación, difusión e inclusión de la misma en los diferentes Programas de Forestación y Reforestación de la Provincia, así como también tener datos registrados.

B. OBJETIVOS.

1. Objetivo general

Propagar plantas de sachá capulí (*Vallea stipularis* L.f), utilizando cuatro bioestimulantes en tres sustratos, bajo invernadero, en el vivero del Consorcio Río Blanco, de la Parroquia Quimiag, Cantón Riobamba.

2. Objetivo específico

- a.** Evaluar y determinar el mejor bioestimulante en la propagación sexual y asexual del sachá capulí.
- b.** Establecer el sustrato más adecuado en la propagación de esta especie.
- c.** Realizar el análisis económico en cada uno de los tratamientos y métodos de propagación establecidos.

C. HIPOTESIS

1. Hipótesis nula

Los cuatro tipos de bioestimulantes y los tres tipos de sustratos, no difieren significativamente en la aceleración de los procesos de germinación y enraizamiento de la especie.

2. **Hipótesis alternante**

Por lo menos un bioestimulante y un tipo de sustrato difieren significativamente en la propagación sexual y asexual de esta especie.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

A. GENERALIDADES

Es indudable que hoy más que nunca se reconoce el valor y la importancia de los bosques nativos, ya sea por sus servicios o bondades del cual se beneficia el hombre.

En el Ecuador los bosques primarios y secundarios albergan a un gran número de especies valiosas ecológicamente; una de estas es (*Vallea stipularis*) L.f., que crece desde los 2700 a 3500 msnm, está presente en todas las provincias andinas; en la provincia de Chimborazo encontramos esta especie en las partes altas húmedas y semi húmedas, de buen drenaje de suelos franco arcillosos con alto contenido de materia orgánica, en pendiente de 20 a 50% y con una temperatura que varía de 8 a 12 °C, correspondiente a la zona de vida de bosque húmedo montano (bhM); en la Parroquia de Quimiag se ha registrado la existencia y crecimiento de esta especie en el sector de Salí a una altura de 3300 msnm, en el bosque protector de la Microcuenca del Río Blanco (CESA- Ecuador 2000).

En Los Andes se encuentra desde el noreste de Venezuela al noreste de Colombia y de Bolivia entre los 3000 hasta los 3500 m.s.n.m.; mientras que en el Perú la altura de crecimiento de la especie va desde los 2200 a 3200 (Reynel y León, 1990), y en Colombia de 2200 a 3400 m.s.n.m. Bartholomaeus et al, 1990¹

Es un importante elemento de las formaciones forestales, desde los bosques de montaña superiores y de ceja andina, hasta la vegetación de quebrada interandina, siendo una de las pocas especies de bosques superiores que pierde sus hojas en otoño (agosto a octubre), es decir es caducifolio, se caracteriza porque cuando florece presenta un color rosado muy llamativo, y además presenta un fuste recto y rugoso, al ser cortado su capacidad de rebrote es alta.

¹ Prado L. y Valdebenito H. (2000): Contribución a la fenología de especies forestales nativas andinas de Bolivia y Ecuador. Intercooperation. Quito- Ecuador.

En el Ecuador esta especie ha sido registrada y estudiada en dos provincias, que son:

Tabla N° 1. Distribución de *Vallea stipularis* L.f.

PROVINCIA	PARROQUIA	COMUNIDAD/SECTOR	ALTURA
Chimborazo	Licto	Cecel San Antonio	3150
Chimborazo	Cebadas	Guarguallá Grupo del Páramo	3500-3600
Chimborazo	Quimiag	Sali	3400
Cañar	Patococha	Shayac Rumi	2800-2900

Fuente: Verdor de los Andes

Elaboración: Marlene Ugsiña L.

B. CLASIFICACIÓN BOTÁNICA DE LA ESPECIE

Según ULLOA C. (1995), la clasificación sistemática de *Vallea stipularis* L.f. es la siguiente:

Reino:	Plantae
División:	Spermatophytae
Subdivisión:	Angiospermae
Clase:	Magnoliopsida
Subclase:	Dilleniidae
Orden:	Oxalidales
Familia:	ELEOCARPACEAE
Género:	<i>Vallea</i>
Especie:	<i>Vallea stiupularis</i> L.f.
Nombre Vulgar:	Sacha capulí, Peralillo, Rosa, Cubillo y Guisho.

C. MORFOLOGÍA DE LA ESPECIE

1. Descripción botánica

a. Hojas

PALACIOS, W. (2011), enuncia que son alternas, helicoidales, ovadas o subcordiformes o base acorazonada de 4 – 10 cm de largo, y 3 – 5 cm de ancho, con ápice ligeramente redondeado presentando dimorfismo foliar, borde entero sinuoso, nervadura reticular, pecíolo desde ovalo-lanceolado ha ampliamente ovado, el haz es brillante de color verde oscuro, el envés de color verde azulado más claro, con venas prominentes.

b. Flores

ULLOA y MOLLER (1995), PALACIOS, W. (2011), expresan que es una inflorescencia paniculada capullo de flores ovoides, flores principalmente pentámeras. Sépalos de 4-5 libres de base, pétalos ovados con 3 lóbulos amplios de 5 mm de largo, su color va de rosado púrpura a rosado pálido de 15-60 mm; de 4 - 5 pétalos, en la lámina del pétalo tiene 3 lóbulos redondeados. Androceo con estambres agrupados en cimas axilares, que varía de 27-35. Presenta de 3-4 o 5 lóculos, con una bifurcación en el estigma; el número de óvulos es de acuerdo al número de lóculos y presenta un ovario supero.

c. Fruto

CRUZ, L. (1985) y PALACIOS, W. (2011) da a conocer que son sub-globosos, 1-1,5 cm; cápsula carnosa verde amarillenta en forma de baya, de 8-12 mm de diámetro de aspecto rugoso de color amarillo o café negruzco en estado maduro, presenta dehiscencias longitudinales que van de dos hasta cuatro.

d. Raíz

CRUZ, L, (Tesis 1985). Esta especie presenta una raíz axónoforma, leñosa y rugosa.

e. Tronco y Corteza

FONTQUER P (1974), expresa que es cilíndrico, leñosa, con un DAP de 25 a 40 cm con muchas ramificaciones de color gris oscuro visible. La corteza es de color gris oscuro, delgada, con ritidoma de color blanquecino.

f. Semilla

BRANDBYGE, J. y NIELSEN, H. (1992). Expresan que esta especie presenta una semilla por lóbulo, de forma ovaladas de 4-6 mm de largo y 0.8 a 1.2 mm de ancho; redondeada, ovoide, con protección fuerte exterior de color rosado blanquecino

g. Madera

CONSTANTE, (1986), enuncia que es de color blanco cremoso a rojo ladrillo, dura y pesada, pero fácilmente rajable, grano recto curvado e irregular, presenta además una textura de media a fina y con el cepillado toma un bonito lustre. La Madera no tiene ni olor ni sabor característico.

2. Etapas fenológicas²

La información de las etapas fenológicas de esta especie fue recopilada de registros realizados por CESA- Ecuador (2000); las mismas que fueron observadas y estudiadas en el Sector de Salí, en el bosque protector de la Microcuenca del Río Blanco, de la parroquia Quimiag, provincia Chimborazo.

a. Foliación

² PRADO L. y VALDEBENITO H. Contribución a la Fenología de Especies Forestales Nativas Andinas de Bolivia y Ecuador. Intercooperation Quito-Ecuador. 1ra. Edición (2000).

La formación de yemas foliares se puede observar en octubre alcanzando su pleno desarrollo en noviembre. Desde diciembre hasta junio los árboles alcanzan su plena foliación. A mediados de junio los árboles comienzan a defoliarse, proceso que se extiende de manera paulatina hasta septiembre cuando los árboles se muestran con pocas hojas (menos del 25%); para octubre los árboles se encuentran sin hojas.

b. Floración

El inicio de los botones florales se presenta a mediados de enero y las primeras flores abiertas se observan a finales del mismo mes. La plena floración ocurre desde mediados de abril hasta finales de junio cuando los árboles alcanzan su pleno (75%). El fin de la floración ocurre en agosto. Este árbol durante la floración se pone de color rosado lo que le da un valor ornamental.

c. Fructificación

Los primeros frutos verdes se observan desde inicios de febrero hasta abril. El proceso de maduración dura de tres a cuatro meses, entre mayo hasta los primeros días de agosto, alcanzando los árboles su máximo (100%). El periodo de diseminación de semillas se presenta en agosto y para septiembre ya los árboles no presentan frutos. Pero la fase de fructificación ocurre según los lugares y la altitud, es decir puede fructificar en diferentes meses, así en la parte central del Ecuador es entre abril y julio.

3. Usos

CUAMACÁS y TIPAZ (1991), expresan que en el Ecuador se utiliza principalmente como pilares en viviendas rurales para sostener la cubierta de las casas (paja, teja, zinc), leña y carbón, además es usada para la fabricación de muebles, marcos de puertas e instrumentos de labranza; en estado tierno es muy apetecido por el ganado ovino.

D. SISTEMAS DE PROPAGACION

HUMANANTE, M, (Tesis 2005), cita a CLARASSO M. (1994), quien manifiesta que existen dos formas de propagación: sexual o por semillas y asexual o por partes vegetativas.

1. Propagación sexual o por semillas

BIEDERBRICK (1980), Es decir 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 abran o caigan del árbol, es decir los frutos amarillentos, para luego secarlos bajo sombra en el vivero.

BRANDBYGE y HOLM N. (1987), dicen que puede haber hasta 35000 semillas en un Kilogramo, y puede mantener la viabilidad hasta un año en refrigeración. La germinación en pruebas bajo invernadero se presenta a los 45 días y termina a los 65 días con un 28% de efectividad.

BIEDERBRICK (1991), expresa que para la siembra se deben remojarse previamente en agua fría por dos días. Sin este tratamiento las semillas germinan 10 días más tarde Se puede utilizar un sustrato con un 50% de materia orgánica o una mezcla de turba de arena en proporción 2:1.

HUMANANTE, M, (Tesis 2005) 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.

a. Identificación y Selección de árboles semilleros

BARNER (1973) define un rodal semillero como un grupo de árboles de la misma especie que es mejorado mediante la remoción o tumba de individuos indeseables y manejados para estimular la producción de semilla pronta y abundante. En algunos casos, un rodal proveniente de plantación puede tener el doble propósito de producir madera para el aserrío y para semilla.

ZOBEL y TALBERT (1984) ofrecen otra definición de rodal semillero más aplicable a bosque natural, y dice que es un grupo de árboles de la misma especie o grupo de especies donde predomina individuos de fenotipo o conformación aceptable o deseable en cuanto a forma, vigor y sanidad, que se maneja técnicamente para aumentar y sostener la producción de semilla en cantidad y calidad.

JARA L, y ORDOÑEZ G, manifiestan que los rodales pueden formarse a partir de plantaciones establecidas, de bosque natural o establecer desde el primer año para ese único propósito. Estos deben de considerarse siempre como una medida transitoria para producir semilla de calidad genética a corto plazo, mientras se da tiempo para que se establezca otras formas más avanzadas de producción como son debidamente probadas.

En el caso de *Vallea stipularis* L.f., para la propagación por semillas, y al no contar con rodales semilleros establecidos; se debe considerar otras actividades preliminares como la selección del árbol padre tomando en cuenta ciertos criterios; una vez que se tengan definido los árboles semilleros, la recolección de semillas deben ser antes de que estos empiecen a secarse y caerse; aunque la semilla no reproduce siempre todas las características del árbol padre que la produjo, es muy importante que estos tengan buenas características, es decir una forma adecuada del tronco y de la copa, resistencia a plagas y enfermedades, buen crecimiento, y buena calidad de los frutos.³

³ Proyecto DFC. Plantaciones Agroforestales. Cartilla de Capacitación N° 2 (1998). Quito-Ecuador.

b. Recolección y almacenamiento de las semillas

Generalmente la recolección se lo hace por los meses de abril y julio, y una vez recolectada se seca bajo sombra obteniéndose una cantidad aproximada de 35.000 semillas por kilogramo. Estas semillas presentan formas muy diversas, ya que varían por su tamaño y por su viabilidad.⁴

Una semilla de buena calidad tiene un alto poder de germinación y produce una planta vigorosa, sana, libre de enfermedades y con todas las cualidades requeridas en este proceso.

CRUZ, L, (Tesis 1985), cita a CLARASSO, (1997), quien enuncia que es muy importante realizar una selección de la semilla antes de la siembra, ya que las plantas obtenidas de semillas sanas y bien desarrolladas crecerán más fuertes y aportarán al mejoramiento de la especie.

PACOFOR (1996) enuncia que una vez recogidos los frutos se extraen las semillas para evitar el deterioro, la germinación espontánea y para facilitar el almacenaje.

c. Modo de recolección y limpieza

Se recolectan cuando los frutos están maduros, tratando de que este en plena producción, y no al principio o al final del ciclo, porque los frutos que maduran muy temprano o muy tarde tienen a menudo características negativas, además se debe revisar la semilla en el momento de la recolección para averiguar su calidad, madurez y presencia eventual de insectos con la finalidad de evitar el trabajo de llevar semilla infectada.

Debido a que las semillas pueden contener hasta un 80% de impurezas; la limpieza de estas se hace utilizando varios métodos manuales, entre los más comunes está el zarandeo usando un cedazo, sacudiendo en el viento, y por flotación.

⁴ PROFAFOR, (1999). Manejo de semillas y viveros forestales.

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.

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.

d. Almacenamiento

HUMANANTE, M, (Tesis 2005) cita a 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.

Las recalcitrantes son semillas de viabilidad corta, no toleran la baja temperatura y no se puede reducir en ellas el contenido de humedad normalmente tienen un contenido de humedad más elevado. Es difícil mantener por mucho tiempo su capacidad germinativa.

El tipo de semillas ortodoxas se pueden almacenar por un periodo largo de tiempo, secar sin daño alguno hasta 4-5% de contenido de humedad, éstas resisten el almacenamiento en frío a 4°C.

La “regla pulgar de Harrington”, de aceptación mundial, respecto a la resistencia a temperaturas bajas y al contenido de humedad de semillas dice:

En el rango de 0 a 50°C, por cada 5°C que disminuye la temperatura, se duplica la viabilidad.

En el rango de 4 a 14% de contenido de humedad, por cada 1% de disminución, se duplica la viabilidad de semillas.

Cuando el contenido de humedad de las semillas está entre 6 a 8%, lo ideal es mantenerlo a una temperatura entre 1 y 5°C.

Para obtener buenos resultados en el almacenaje de semillas ortodoxas, es necesario llevar a un mínimo los procesos de respiración, lo cual se logra disminuyendo la temperatura, la humedad, y de ser posible, limitando el oxígeno en empaques herméticos.

Existen dos tipos de almacenaje:

1) Almacenaje húmedo

Las semillas se mantienen húmedas y a temperatura ambiente. Se utiliza este método, especialmente con semillas que no soportan el almacenaje seco recalcitrante. Se puede usar mezclas con tierra floja húmeda, arena, musgo húmedo, o incluso con agua corriente.

2) Almacenaje seco

Este es utilizado con semillas ortodoxas. Se las mantiene en condiciones de baja temperatura 0 a 4°C y contenido de humedad bajo de la semilla, de 4 a 8%, y almacenamiento en recipientes o cajones herméticamente cerrados y aislados de la luz.

La desinfección es imprescindible, tanto de los recipientes, como de las bodegas, y el ambiente de uso de la semilla.

e. Tratamiento pre germinativos

AÑAZCO, M (2000), expresa que la mayoría de las semillas de las especies utilizadas en plantaciones forestales/agroforestales en la Sierra ecuatoriana 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. La mayoría de experiencias se han centrado en romper la latencia de carácter físico, con tratamientos físicos o químicos, que fundamentalmente alteran la permeabilidad de la cubierta.

JARA, L, (1999), debido a que la testa de la semilla es un poco dura hay que sumergirla en agua fría por dos días. Pese a este tratamiento se obtiene un 25% de germinación que se presenta a los 45 días.

CRUZ, L, (Tesis 1985), realizó una investigación sobre la propagación de esta especie, en el vivero forestal de la ESPOCH, en el año de 1985, para lo cual utilizó semillas y estacas. Las semillas fueron sometidas a diferentes tratamientos que consistía en remojarlas en agua fría y tibia por un lapso de tiempo de 6 y 48 horas; para las pruebas de germinación en el laboratorio se realizaron los dos métodos: el primero se utilizó semillas desinfectadas con Vitavax 300, el segundo en cambio se uso semillas sin desinfectar, en ambos casos la

germinación se presentó a los 44 días del 32%; de la misma manera en el campo las semillas presentaron los siguientes resultados: la emergencia inició a los 60 días terminando a los 75 días, siendo mejor el tratamiento las semillas que fueron remojadas en Agua Tibia x 48 horas y sembradas en el sustrato compuesto por el 100% de suelo de bosque.

HUMANANTE, M, (Tesis 2005) cita a PATIÑO (1983), el cual expresa que uno de los modelos para tratamientos pre-germinativos lo constituyen las escarificaciones que consisten en rasgar o romper la testa a fin de facultar el paso del agua y gases al endospermo de la semilla.

MEYER y THOMSON (1979), definen que la escarificación es cualquier tratamiento, mecánico, físico y químico que cause la ruptura o debilitamiento de los tegumentos lo suficiente para permitir la inhibición y reducir el período de germinación.

1) Tratamientos físicos⁵

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.

⁵ AÑAZCO, M (2000). Selección de Especies y Manejo de semillas. CAMAREN, Quito – Ecuador, 2000.

2) Tratamiento químicos

AÑAZCO, M (2000), menciona que a causa de su alto costo y el peligro que representa su manipulación es un tratamiento poco aplicable, sin embargo, a manera de información, se mencionan las opciones con sustancias químicas como: ácido oxálico, ácido sulfúrico, ácido acético, sulfato cúprico, sal de chile, cloro, éter y cloroformo.

HUMANANTE, M, (Tesis 2005) cita a TROENSEGARD (1971), HARTMANN Y KESTER (1972), quienes dan a conocer que el ácido sulfúrico es el químico más usado en la escarificación, ya que tiene el objeto de modificar los tegumentos duros o impermeables de las semillas.

Algunas aplicaciones son las siguientes:

- a) Colocar las semillas durante segundos o minutos en ácido concentrado o diluido.
- b) Sumergir las semillas en un recipiente con solución de cloro de 2 a 3 horas.
- c) Colocar en una atmósfera de éter o cloroformo durante unas horas o por un día.
- d) Poner las semillas durante 12 a 24 horas en solución de sales.

La duración del tratamiento debe estandarizarse con todo cuidado; esto depende de la temperatura y clase de semilla. Al final del tratamiento se escurre el ácido, luego las semillas deberán ser lavadas, pudiendo sembrarse de inmediato; caso contrario se puede secar y almacenar para una siembra posterior, con lo cual se ha conseguido aumentar la germinación de menos de 10 % a un 90 % o más.

3) Tratamientos mecánicos

LOJÁN, L, 81992). Los principales tratamientos mecánicos utilizados son: eliminación de la testa lijadura de la testa o rompimiento, con la finalidad de ayudar al proceso germinativo. En este tipo de tratamientos de debe tener cuidado de no ocasionar daños al embrión y a los tejidos internos.

4) 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.

f. 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.

1) Desinfección con cloro

Se han realizado muchas investigaciones de desinfección con cloro en diferentes concentraciones, con la finalidad de evitar el ataque de enfermedades. Es así que en semillas con la testa semi dura, la desinfección se realiza con cloro al 0.5 y 10% sumergidas durante 15 minutos, con lo que se obtiene mayor porcentaje de germinación y aparentemente la testa de la semilla estuvo bien.⁶

El método más recomendado es la desinfección con hipoclorito sódico o lejía, ya que reduce los niveles de contaminación por hongos y bacterias en la semilla; para lo cual se debe seguir un proceso, como: Pesar la semilla, medir la cantidad de lejía y añadir agua para realizar la mezcla, inmersión de la semilla en la mezcla durante 15 minutos agitando frecuentemente, lavar tres veces sumergiendo la semilla en agua destilada durante 15 minutos y secar la semilla lo antes posible. (MACHENO, 2010).

⁶ www.utm.mx/temas/temas-docs/nota4t19.pdf.Desinfección de semillas.

El Hipoclorito de Calcio al 2% de concentración es el agente más comúnmente usado para desinfectar semilla.⁷

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, el captan que recubre la semilla y ejerce acción de contacto. En el hongo se inhibe la respiración y el crecimiento de micelios.

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 premezcla 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.⁸

g. Siembra

Antes de proceder a la siembra, es necesario verificar que la cama germinadora esté nivelada y preparada.

AÑAZCO, M (2000) Y LOJÁN, L, (1992).Las técnicas de almacigado dependen del tamaño de la semilla, se puede sembrar al voleo, en surcos o en hoyos individuales. Para lograr una mejor distribución, cuando las semillas son muy pequeñas, se utilizan un envase con orificios muy pequeños tipo salero y en otros se mezcla con arena. La densidad de almácigo se determina por el tamaño de la semilla, tamaño de las plantas, tiempo de permanencia de las plantas en el semillero y clase de sustrato.

⁷ www.scribd.com/.../protocolo-de-desinfeccion-de-guazuma-crinita-y. Desinfección de semillas con cloro.

⁸ www.pro-agro.com.mx/prods/bayer/bayer84.htm

Una alta densidad, aumenta el riesgo de ataque de hongos y una baja densidad hace que se subutilicen los espacios; es recomendable que la distancia entre semillas deber ser aproximadamente el doble de su diámetro, y la profundidad ideal es lo más arriba posible, sin que el riego la destape.

JARA, L, (1999), dice que por su bajo poder germinativo es mejor sembrarla en semillero para no realizar doble trabajo. La siembra se puede hacer al voleo o en surcos; el sustrato para el semillero es mejor que tenga una capa de materia orgánica para que eleve su temperatura y ayude a la germinación.

h. Germinación

Hay dos razones para una mala germinación de las semillas:

- Una razón biológica es cuando las semillas tienen un período de latencia durante el cual su germinación es baja; después de algunos meses de almacenamiento la germinación es mucho mayor. Algunas semillas necesitan frío para aumentar la “dormancia”
- Una razón mecánica es cuando la envoltura de la semilla es muy dura tanto que no permite la penetración del agua a la semilla, por lo que la germinación será muy irregular y durará semanas o meses.

a) 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.

Para conocer la calidad de la semilla, se toma una muestra y se parte las semillas con un instrumento cortante para examinar el color y el aspecto del embrión.

Generalmente, una semilla sana tiene un embrión blanco que rellena todo el espacio interno; una semilla muerta tiene un color más oscuro y el embrión presenta un menor tamaño.

b) 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:

CRUZ, L, (Tesis 1985), cita a ÁLVAREZ S. (1970), enuncia que se produce tres etapas en el proceso de germinación:

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

2. Propagación asexual

AÑAZCO, M (2000) enuncia que la propagación asexual se la realiza en la Sierra ecuatoriana con algunas especies de uso agroforestal. Esta reproducción vegetativa o asexual consiste en separar partes de un vegetal e inducir su enraizamiento para constituir una nueva planta.

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.

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.

a. Propagación por estacas

CRUZ U. LILIAN (Tesis 1985), 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.

PROFAFOR (1999). En pruebas en viveros, la propagación por estacas ha presentado buenos resultados utilizando material de retoño de 2 años, con 4 a 6 yemas que estén iniciando la brotación, a 18°C, con el cual se puede obtener un 70% de sobrevivencia, el crecimiento inicial observado en las estacas fue de 30 cm en 11 meses.

1) Características de las estacas

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

- a.) El movimiento ascendente de la parte aérea y del movimiento descendente de la parte subterránea
- b.) 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.

2) Ventajas de la multiplicación por estacas

- a) La estaca produce exactamente los caracteres de la planta madre.
- b) La estaca es el único procedimiento de multiplicación que fija las mutaciones
- c) Las plantas procedentes de las estacas son generalmente fuertes y más sólidas que las provenientes de la semilla.
- d) La estaca es el único medio para reducir el tamaño de una especie de crecimiento excesivo.

3) Preparación y tratamiento de las estacas

PRADO, L. y VALDEBENITO, H. (2000), manifiestan que las estacas se pueden estratificar con arena más o menos húmeda. Si no son muy sensibles al frío se mantienen el aire libre hasta el momento de la plantación. Esta permanencia tiene influencia óptima para la formación de las raíces, su extremo inferior se hincha y cuando llega el momento de plantarlas debe haber formado ya un callo que protege completamente los jugos y del que emergen las raíces.

CRUZ U. LILIAN (Tesis 1985), utilizó estacas aproximadamente de 1 y 2 años con 4 a 8 yemas, las mismas fueron tratadas con Roothone, en las cuales se obtuvo los siguientes resultados: iniciaron su enraizamiento a los 26 días, casi el 65%, sin incidir la edad de las estacas, ni el número de yemas.

Para un buen desarrollo de las yemas aéreas en las estacas, se requiere de:

- a) **Luz.-** Para la actividad fotosintética, la misma que compensará en parte la pérdida de reservas consumida en la emisión de raíces.
- b) **Humedad.-** Sirve para equilibrar la absorción con la evapotranspiración.
- c) **Temperatura.-** Estimula las fuerzas vegetativas, transformando los tejidos celulares de la parte amputada, de modo que sea posible la producción de raíces.

4) Siembra

JARA, L, (1999), una vez que se tiene listo el material se procede a la siembra enterrando la tercera parte en forma semi inclinada, en un sustrato con 50% de materia orgánica; el riego debe ser suficiente para evitar que se seque o se pudra la estaca, estas deben ser colocadas bajo sombra para evitar la incidencia directa de los rayos solares. Siguiendo este procedimiento se obtiene un 60% de germinación o prendimiento; en unos 35 días brota y a los 11 meses se obtiene planta lista para salir a la plantación definitiva.

5) Propagación por brotes

AÑAZCO, M, (2000), los brotes son ramas tiernas en pleno crecimiento, se pueden utilizar brotes aéreos y brotes enraizados.

a) Brotes aéreos

CAMAREN (2000) Se presentan en algunas especies, en donde estos brotes se presentan desde la parte basal del fuste. También proliferan después de una poda basal o terminal.

Se extraen con mucho cuidado de abajo hacia arriba de un tamaño de 3 a 10 cm; una vez extraídos los brotes se seleccionan, luego se deshojan dejando tres a cuatro hojas, e inmediatamente se colocan en los medios de cultivo, regándolos y colocando protecciones.

b) Brotes enraizados o rizomas

PROFAFOR (1999). Es una técnica nueva y muy novedosa ya que con la misma se obtiene el 90% de prendimiento. El procedimiento consiste en:

- Seleccionar el árbol de donde se va a extraer el material vegetativo, en este caso las raicillas.
- Comprobar que las raicillas sean jóvenes, basándose en su coloración amarillenta rojiza.

- Para obtener este material, descubrir cuidadosamente bajo el árbol a una profundidad a la cual empiezan las raicillas y cortarlas cuidadosamente sin causar daños a la planta.
- Notar que las raicillas por lo general tienen de 30 a 50 cm de largo
- Recoger las raicillas en un saco de yute, tratando de que los rayos del sol no le den en forma directa.

c) Siembra

JARA, L, Y ORDOÑEZ, G, (1999), manifiestan que la siembra se realiza en camas o almácigos, en surcos cada 5 cm. El sustrato debe tener una buena composición (2 partes de tierra negra, 2 de materia orgánica descompuesta y 1 de arena), para ayudar a obtener una mayor germinación. A los 30 días empieza el prendimiento; al igual que toda siembra hay que darle cuidados tales como el riego, especialmente en los primeros días, y también sombra.

d) Trasplante

A los 60 días se saca la raíz y se cortan los brotes ya enraizados con una altura más o menos de 15 cm, obteniendo de 3 a 5 plantas por raíz, dependiendo del largo de la raicilla. Luego se los trasplanta ya sea en funda o en containeres.

E. COMPONENTES ÓPTIMOS PARA LA PROPAGACIÓN DE *Vallea stipularis*

L.f.

1. Clima

Según ÁLVAREZ S. (1970), esta especie crece en la Ceja Andina de la Sierra en áreas lluviosas.

REYNEL y LEÓN (1990), manifiestan que crece en las partes altas semihúmedas y húmedas, es decir en bosques primarios y secundarios.

2. Riego

AÑAZCO, M (2000), Para germinar la semilla se necesita de temperatura y humedad. La temperatura es proporcionada por el hábitat del vivero; se lo puede regular con protección; la humedad en cambio, se consigue con el riego

VADMECUN AGRÍCOLA (1998). El riego es la dotación de agua al suelo en forma uniforme para reponer el agua consumida por las plantas. Cuando se trabaja en producción de plantas bajo invernadero sea por semilla o estacas, se debe dotar de riego preferiblemente por el método nebulizado y automático para evitar dañar a la planta, es decir el riego debe ser el más adecuado o lo suficiente hasta que el sustrato quede completamente húmedo a capacidad de campo, más aún si se trabaja en jabs o fundas, y con sustrato que contenga arena.

Lo importante no es la cantidad sino el drenaje, si el drenaje es malo se puede llegar a echar litros de agua sin que la planta expulse la sobrante, pero si el drenaje es bueno la cantidad de agua que la tierra no absorba enseguida será expulsada.⁹

Así el riego se dará unas tres veces al día, con una duración de un minuto cada vez, esto siempre y cuando se haga por nebulización o micro aspersión; en días muy soleados, calurosos o ventosos el riego deberá aumentar su frecuencia (máximo 5 veces al día), mientras que en días lluviosos y con alta humedad relativa el riego debe disminuir su frecuencia a una vez al día o quizá cada dos días, con la finalidad de eliminar el exceso de humedad del sustrato que estaría afectando directamente a la planta; y en caso de no disponer de este sistema en el invernadero, el riego se lo aplica en forma manual con ayuda de una bomba de mochila o regadera.¹⁰

a. Necesidades Hídricas de las plantas

⁹ Riego: <http://foroarchivo.infojardin.com/cultivo-general-plantas/t-163379.html> . 25-10-2010

¹⁰ Métodos de riego en viveros.- <http://www.redagricola.com/content/view/84/44/>. 25-10-2010.

Se lo define como la cantidad total de agua que requiere una planta para crecer y cumplir su ciclo vegetativo. Las plantas consumen cierta cantidad de agua para formar su materia verde y para la transpiración, por lo que este recurso debe estar siempre disponible para la planta.

b. Manejo del riego

El riego en las plantas, como en todos los cultivos, juega un papel fundamental en la determinación de los rendimientos y calidad de la misma. Un adecuado suministro hídrico implica que las cantidades proporcionadas, deben estar de acuerdo a las necesidades reales de la planta, de manera que pueda obtener un apropiado desarrollo vegetativo y reproductivo, permitiendo a la planta soportar mejor las inclemencias del medio ambiente debido al vigor y buen desarrollo de la planta. Se dice que un buen riego no es el que moja uniformemente la superficie del suelo; sino aquel que moja adecuadamente el perfil del suelo en profundidad donde se encuentra la gran masa de raíces de las plantas.¹¹

AÑAZCO, M (2000). El riego debe ser de gota fina. La cantidad de agua y la frecuencia de su aplicación dependen de las condiciones climáticas de la zona; en zonas con una humedad atmosférica alta se recomienda regar 1 a 2 veces por semana, además debemos tener muy claro que en días nublados habrá menos pérdida de humedad que en días soleados.

En semillas pequeñas se utiliza un pulverizador de mochila o ducha fina en regadera, para evitar la caída fuerte del agua que puede provocar el movimiento y descubrimiento de las semillas, preferiblemente en horas de la mañana y en la tarde.

c. Efectos fisiológicos de un déficit hídrico.

El estrés hídrico puede afectar un amplio rango de procesos en la planta, pues el agua interviene entre otras funciones como es la expansión y crecimiento celular, la apertura automática y la fotosíntesis. La expansión celular es el proceso que se afecta frente a un déficit hídrico, esto debido a la sensibilidad y pérdida de turgencia que causa el cambio del

¹¹ Manual de Riego (2003) Proyecto Desarrollo Agrícola-Chambo.

potencial de presión en la célula, manifestándose como una reducción del crecimiento del follaje.¹²

Los efectos de un déficit hídrico pueden llegar a ser muy negativos en una planta, en especial si éste se encuentra en una etapa de crecimiento y desarrollo.

3. Suelo

ÁLVAREZ S. (1970), indica que el estudio de los suelos es muy importante ya que de este depende el desarrollo de la vegetación; generalmente las especies nativas de la ceja andina se desarrolla mejor en suelos húmíferos o suelos de páramo, los mismos que son muy ricos en materia orgánica y cuya capa es muy gruesa

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.

4. Sustratos

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.¹³

¹² Grupo Forestal Los Nacientes 2007 (Email: mpereira@maderascultivadas.com).

¹³ (http://www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos2.htm/2005/julio 2009)

BIBLIOTECA AGROPECUARIA (2003), anota que el productor de plantas debe buscar como reducir las desventajas propias de los suelos inadecuados, por ejemplo aquellos suelos que son pobres en nutrientes, mal drenados, que retienen poca humedad, con textura poco favorable para el desarrollo y funcionamiento de las raíces, o que alberguen plagas y enfermedades. Las mezclas que remplazan al suelo natural para el establecimiento de almácigos pueden estar compuestas de elementos naturales o modificados por reacciones físicas y químicas, estos pueden ser totalmente inertes o tener actividad química.

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

a. Tipos de sustratos

AÑAZCO, M (2000). La obtención de una buena planta depende en gran medida de los tipos adecuados de sustrato que se utilice, el mismo que garantiza obtener plantas con sistema radicular suficientemente desarrollados, para asegurar su crecimiento y desarrollo en el lugar definitivo de la plantación, así como para obtener tallos lignificados en tamaños adecuados.

Para determinar las proporciones de los componentes de un sustrato, se parte de un análisis de las condiciones físico-químicas de la materia básica.

1) Arena de río¹⁴

Los granos de arena de río utilizados en almácigos son mucho más gruesas y de grano más angular e irregular que van de 0.05 a 2 mm., por naturaleza la arena es químicamente inerte pero debe ser lavada antes de usarse debido a las sales que puedan contener. Esto se debe a que en muchos casos el arrastre del río y la fricción no han sido lo suficiente para desgastar

¹⁴ http://www.proyectosalohogar.com/Recursos_naturales/Arena_de_río/marzo_2012.

el grano al máximo, además, la composición depende del ambiente geológico recorrido por el río.

Las camas de arena son muy útiles debido a la movilidad de sus sedimentos. Con el paso del tiempo la granulometría, la distribución y los nutrientes presentes irán variando.

2) Turba¹⁵

También conocido como peat moss, es un material vegetal orgánico compacto, de color pardo claro hasta oscuro y rico en carbono descompuesto en ausencia de oxígeno. Se forma de residuos vegetales y animales en los yacimientos llamados turberas típicas de algunas zonas, se encuentra en muy pocos lugares como en las cercanías de lagos y ríos en las que el clima y el estancamiento del terreno favorecen la descomposición parcial en un ambiente húmedo y sin oxígeno.

Su función es: aportar materia orgánica, corregir los terrenos demasiados ligeros así como los demasiado compactos y modificar la estructura del suelo.

Se pueden clasificar en dos grupos: turbas rubias y negras. Las turbas rubias tienen un mayor contenido en materia orgánica y están menos descompuestas. Las turbas negras están más mineralizadas teniendo un menor contenido en materia. La turba rubia que es naturalmente ácida (pH 3,5 - 4,0), forma la base principal para la producción de substratos profesionales; estas provienen de regiones lejanas de áreas industriales, en nuestra provincia de los altos páramos libres de contaminación; por lo tanto no cuenta con contaminaciones algunas.

3) Humus de lombriz

El humus es la sustancia compuesta por productos orgánicos, que proviene de la descomposición de los restos orgánicos (Hongos y bacterias), provocado por la lombriz

¹⁵ www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_substratos.asp/turba/julio_2009.

roja de california (*Eisenia foetida*), en un periodo aproximado de 120 días, durante este proceso se debe mantener la humedad adecuada de la lombricera la misma que debe estar bajo sombra. Se caracteriza por su color negruzco debido a la gran cantidad de carbono que contiene.¹⁶

GONZÁLES, E, (2011). El Humus cumple varias funciones tales como: regenerador del suelo pues mejora su estructura y textura; evita el shock del trasplante, excelente sustrato de germinación, ejerce un control benéfico sobre los patógenos responsables de enfermedades radicales como bacterias, hongos y nematodos. En general, la dosis que se aplica es de 1 kg de humus por cada 5 m². y se estima que su acción tiene una duración de 4 a 5 años. Se aplica cuando el terreno tiene suficiente humedad, jamás cuando el terreno está seco porque se destruiría la micro flora del humus. El valor fertilizante de 1 kg de humus equivale a 25 kg de estiércol.

HUMANANTE, M, (Tesis 2005) cita a CHACÓN (1999), da a conocer las principales características del humus de lombriz destacando su alto porcentaje de ácidos húmicos, su elevado contenido de micro elementos (hierro, zinc, cobre, magnesio, manganeso, etc.) y la enorme carga bacteriana que posee; por esta riqueza bacteriana se afirma que el humus es el cemento o generador del suelo, porque si no hay una acción de micro organismos en la tierra, no hay vida. Aunque este fertilizante orgánico no contiene los elementos mayores (N-P-K) en alto porcentaje, están en cambio perfectamente balanceados los demás nutrientes menores que son inmediatamente aprovechables para las plantas.

4) Tierra negra¹⁷

Conocido también como tierra vegetal, por ser un suelo muy rico en materia orgánica y minerales, pues no ha sido laborado, por lo tanto aun tiene todas sus características y ventajas propias, se obtiene de la primer "capa" del suelo, denominado en edafología "Horizonte A". Este horizonte varía según las zonas y tiene una profundidad que va de los 10 a los 50 cm. El horizonte A, es un horizonte de mineral oscurecido, formado por la incorporación de materia orgánica bien descompuesta y distribuida como partículas finas, constituyendo lo que se llama humus, o sea, una alta carga de materia orgánica.

¹⁶ Guía de Manejo Agroecológico del Páramo. FUNDACIÓN MARCO. 2011.

¹⁷ <http://guia.mercadolibre.com.ar/acerca-tierra-negra-54095-VGP/TIERRA NEGRA/2012>.

Para saber la calidad de la tierra negra, debemos fijarnos en su color; se dice que cuando la tierra está bien seca puede tener un color variable entre un negro grisáceo a marrón claro; una prueba consiste en mojarla y enseguida tomará su color característico "negro".

b. Propiedades de los Sustratos

1) 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 tienen 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.

2) 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.¹⁸

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.¹⁹

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

F. HORMÓNAS PARA LA PROPAGACIÓN DE ESPECIES ARBÓREAS.

Se entiende por hormonas vegetales aquellas sustancias que son sintetizadas en un determinado lugar de la planta y se transportan a otro, donde actúan a muy bajas concentraciones, regulando el crecimiento, desarrollo o metabolismo del vegetal.

Las hormonas vegetales que ocurren de forma natural los cuales exhibe fuertes propiedades de regulación del crecimiento en las plantas se clasifican en cinco grupos.²⁰

1. Auxinas
2. Citokininas
3. Giberelinas
4. Etileno
5. Acido abscísico

¹⁸ (http://www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos.htm/2005/julio 2009)

¹⁹ www.portaldeljardin.com/Conozca-todo-sobre-sustratos.html/2005/julio.2009

²⁰ <http://es.wikipedia.org/wiki/Giberelina>

AGRODEL – AGRO-orgánicos (2010). La utilización y aplicación de polvos o líquidos enraizantes (Fito reguladores) es muy común en muchos cultivos, pues es una de las técnicas que ha demostrado gran utilidad y efectividad en la propagación vegetativa de muchas especies forestales. Es así que, en la actualidad los viveristas o personas que están directamente involucrada con la producción de plantas, está probando y experimentando estos productos. Además el uso de hormonas y multihormonas de diferente composición, en la propagación de plantas es vital para ayudar al enraizamiento y desarrollo, obteniendo plantas sanas de óptima calidad.

1. Enraizador Hormonas Vegetales

El enraizador H-V es un potente Bio-enraizador hormonal que activa el crecimiento de las raíces de las plantas acelerando su crecimiento y estimulando la formación rápida y abundante de nuevas raíces, contiene hormonas vegetales cuyas sustancias orgánicas se procesan en el interior de las plantas y que a bajas concentraciones, activa, inhibe o modifica su crecimiento. Su función principal es acelerar o retardar las fases del desarrollo de las plantas en cultivos.

a. Composición

Tabla N° 2.- Composición química y concentración de algunos elementos

PRODUCTO	CONCENTRACIÓN	PRODUCTO	CONCENTRACIÓN
Acido indobutírico (IBA)	0.05%	Otras Auxinas	0.005%
Acido naftilacético (ANA)	0.09%	Fósforo asimilable	1%

Acido giberélico	0.01%	Nitrógeno orgánico	0.5%
Citoquininas	0.01%	Hidratos de Carbono	2.5%

Fuente: AGRO- orgánicos

Elaborado: Marlene Ugsiña L.

b. Mecanismo de Acción

Actúa sobre el sistema hormonal de las raíces, aumenta la producción de fitoalexinas, Incrementa la síntesis de clorofila. Estimula la división, multiplicación celular y la elongación de los tejidos, promueve la iniciación de nuevos brotes y retoños de las plantas.

c. Modo de Acción

Nutriente biológico completo y equilibrado, potente regulador hormonal de las plantas, es absorbido en forma sistemática por las raíces, mejorando su calidad y cantidad.

- **Formulación:** Líquido-café
- **Solubilidad:** Completamente soluble en agua

d. Ventajas de uso

Se usa para enraizar: esquejes, estacas y fomentar el desarrollo de las raíces en los trasplantes, desarrolla raíces en semillas germinadas y mejora su brotación; fomenta el incremento de las raíces en los cultivos.

e. Modo de empleo

- 1) **Estacas:** Colocar las bases de las estacas en un recipiente con enraizador H-V, a una profundidad de 2 a 3 cm durante un día y proceder a sembrar.
- 2) **Plántulas:** sumergir las raíces en la mezcla de enraizador H-V

- 3) **Semillas:** para tratar semillas colocar estas en un recipiente, mojarlas con el producto, removiendo previamente hasta que estén bien humedecidas y proceder a sembrarlas.

f. Dosis de aplicación

- 4) **Cultivos:** 240cc en 200 l de agua, ó 500 cc a 1000 cc/ha, aplicada al cuello de las plantas, se puede repetir a los 8 o 15 días.
- 5) **Plántulas:** colocar producto enraizador H-V en un recipiente añadir 3cc / l agua mojar las raíces por 10 a 15 minutos y sembrar.
- 6) **Estacas y esquejes:** colocar producto enraizador H-V 5 cc / l agua en un recipiente, de tal manera que la base de las estacas se sumerjan de 2 a 3 cm durante 8 horas.
- 7) **Semillas:** cuando se quiera tratar semillas, colocar estas en un recipiente, mojarlas con el producto enraizador H-V 3 cc/ l agua, removiendo previamente hasta que estén bien humedecidas de 15-20 minutos y proceder a sembrarlas.

g. Compatibilidad

Se puede mezclar con la mayoría de los plaguicidas existentes en el mercado: Si hay dudas hacer pruebas de compatibilidad.

- **Toxicidad:** Moderadamente tóxico
- **Presentaciones:** 240cc, 500cc, 1000cc, 3785cc.

2. **Agrohormonas – concentrado 10 - 10 - 10**

Es un bioestimulante natural potencializador que contiene: hormonas vegetales, enzimas, proteínas, vitaminas, ácidos húmicos, ácidos orgánicos, aminoácidos y altas concentraciones de macro y micro elementos, regulador de p.H 5-6. Es un potencializador de los vegetales que ayuda al desarrollo de las plantas, cuaje de flores y engrose de los frutos, aumenta la producción en todos los cultivos.

a. Composición

Tabla N° 3.- Composición química y concentración de algunos elementos

PRODUCTO	CONCENTRACIÓN	PRODUCTO	CONCENTRACIÓN
Nitrógeno	10%	Aminoácidos	Concentrados
Fósforo	10%	Ácidos Húmicos	Concentrados
Potasio	10%	Ácidos Orgánicos	2.5%
Magnesio	4%	Giberelinas, Citoquininas, Auxinas	0.08%
Azufre	4%	Proteínas, Enzimas	Abundantes
Boro	4%	Vitaminas B1, B6, B12	Concentrados
Mn, Fe, Zn, Cu, Mo, Ni, Co	2%	Regulador de p-H	5-6

Fuente: AGRO- orgánicos

Elaborado: Marlene Ugsiña L.

b. Mecanismo de acción

Actúa sobre el sistema hormonal, estimula la producción de fitoalexinas, que potencializan las defensas naturales de las plantas, disminuyendo el ataque de los hongos. Incrementa la síntesis de clorofila estimula la división y multiplicación celular, la elongación de los tejidos de la planta, promueve la iniciación de nuevos brotes y retoños, ayuda a la salida de abundantes flores evitando su caída, estimula en forma rápida el engrose y tamaño de los frutos. Tiene una excelente propiedad giroscópica; cuando hay falta de agua en la planta, ayuda a esta a absorberla del ambiente).

c. Modo de acción

Nutriente biológico completo y equilibrado, potente regulador hormonal de las plantas mejorando su calidad y producción; es absorbido fácilmente en forma sistemática por las

raíces, hojas y corteza de los tallos y conducido por el xilema (ascendente) y por floema (descendente).

- **Formulación:** Líquido café oscuro – viscoso.
- **Solubilidad:** Completamente soluble en agua.

d. Dosis de aplicación

La dosis estará siempre en base al tipo de aplicación se vaya a realizar, a continuación tenemos algunas dosificaciones:

- **Cultivos intensos:** 100 – 500 cc en 200 l/agua, aplicar cada 8 a 15 días,
- **Cultivos pequeños:** 2 a 4 L/ha y de 1 a 2 cc/m², en drench, la aplicación se lo hará cuando el cultivo lo requiere.
- **Semillas, tubérculos o raíces de plántulas:** 10 cc / 1 agua, remojarlas por 5 minutos en semillas y 8 horas en raíces y sembrarlas.
- **Plantas Hortalizas:** 500 cc /2000 a 3000 plantas, aplicado con el riego con una frecuencia de 8 días.

e. Ventajas de uso

- Es de rápida e inmediata absorción, circulación y asimilación, evitando su transpiración sin pérdida del producto.
- Se debe aplicar al momento de la siembra, mojando las semillas, tubérculos o raíces de plántulas para acelerar la germinación y la rápida brotación.
- Mejora y modifica la estructura del suelo, ayuda a la propagación radicular multiplicando la absorción de los nutrientes,
- Trabaja en suelos con problemas de bloqueo de algunos o determinados elementos, los quelatiza y los aproxima a las raíces de las plantas para una rápida absorción.

f. Modo de empleo

- **Al follaje.-** Con bomba de fumigar
- **Al suelo.-** En drench y fertirrigación
- **Semillas y plántulas.-** Sumergiéndolas en la mezcla

g. Compatibilidad

Compatible con todos los plaguicidas existentes en el mercado, sin embargo cuando no se conoce el plaguicida hacer pruebas de compatibilidad.

- **Toxicidad:** Moderadamente tóxico.
- **Presentaciones:** 240 cc, 500cc, 1000cc, 3785 cc.

3. Estimulador Biológico - ESPOCH

Este producto es de origen biológico, resultado de una descomposición microbiana en un tiempo de fermentación de aproximadamente 3 meses; se lo realiza en el Laboratorio de Ciencia Biológicas de la Facultad de Recursos Forestales de la ESPOCH.²¹

4. Gron Gibb. 10%

Las Giberelinas son fitohormonas, que se producen en la zona apical, frutos y semillas, también se dice que es un grupo de hormonas reguladoras del crecimiento que provocan la elongación de los tallos. Existen varios tipos de giberelinas, siendo los más comunes: GA1, GA3, GA4, GA7 y GA9. Es opuesta a otra hormona vegetal denominada ácido abscísico.²²

Para la presente investigación se utilizó la Giberelina GA3, que se conoce por su nombre comercial de Gron Gibb 10%.

a. Funciones:

²¹ Ing. Erazo Norma (2009). Entrevista personal (Laboratorio Biológico- ESPOCH).

²² <http://www.definicion.org/giberelinas/GIBERELINAS/marzo 2012>

1. Incrementan el crecimiento y alargamiento de los tallos
2. Interrumpen el período de latencia de los órganos vegetativos.
3. Inducen la brotación de yemas
3. Promueven el desarrollo de las flores y frutos
4. Estimulan la síntesis de mRNA (Ácido ribonucleico mensajero)
5. Rompe la latencia de semillas.

b. Composición Química

Tabla N° 4 Composición química y porcentaje de concentración

INGREDIENTE ACTIVO	PORCENTAJE
Giberelinas A3	10%
Ingredientes inertes	90%
TOTAL	100%

Fuente: www.definición.org/giberelina/.

Elaborado: Marlene Ugsiña L. (2012)

c. Modo de acción

Las Giberelinas son activas y producen respuesta a concentraciones extremadamente bajas. Tiene que haber un mecanismo eficaz para la percepción y transducción de la señal para que se produzca la respuesta, inducen el crecimiento a través de una alteración de la distribución de calcio en los tejidos; activan genes que sintetizan ARN el cual favorece la síntesis de enzimas hidrolíticos como la α -amilasa que desdobla el almidón en azúcares, dando así alimento al organismo vegetal, y por tanto, haciendo que incremente su longitud.

G. VIVEROS

Es un espacio de superficies diferentes, destinadas a la producción de plantas de diversas especies, pero a su vez este no debe tener gran variedad de especies, porque se hace difícil el control de las operaciones y los costos serán más altos. Cada especie requiere

tratamientos distintos, por lo que se recomienda producir máximo cinco especies. Generalmente es imposible reunir todas las condiciones favorables, sin embargo al menos se debe tener en cuenta las siguientes características:²³

- Disponibilidad suficiente de agua de calidad
- Tamaño según las necesidades y formas a adecuarse
- Suelo de textura liviana, con buen drenaje, con capacidad de retener la humedad
- Topografía más o menos plana. Caso contrario construir terrazas anchas
- Ubicación tomando en cuenta los factores económicos de transporte
- Ubicación en sitios protegidos contra heladas, granizadas, vientos, etc.

1. **Semillero o almácigo**²⁴

En la sierra ecuatoriana la reproducción mediante semillas ha tenido mayor desarrollo en los viveros permanente, entonces un semillero es considerado como el lugar donde germina una planta.

Entonces la construcción de los semilleros debe considerar el tipo de material a utilizar, sin embargo, es importante conocer que toda clase de semillero debe disponer de un buen drenaje para evitar el encharcamiento del agua.

PADILLA, (1989). Recomienda construir semilleros elevados sobre el nivel del suelo, porque permiten un mejor control de las siembras, facilitan su manejo y protegen de pájaros, roedores, etc.

2. **Platabandas**

Una platabanda es el espacio físico en donde irá sembrado directamente la planta y/o estaca cuando se produce plantas con pan de tierra, si la producción es en envases como las

²³ Manual Técnico de Plantaciones Forestales.

²⁴ AÑAZCO, M, (2000), Producción de Plantas, CAMAREN, Quito – Ecuador 2000.

fundas de polietileno, fundas de papel periódico, el cono bala u otros envases, la platabanda se define como el espacio físico en donde serán acomodados estos envase.

VENATOR y LIEGEL (1985), manifiestan que la funda de polietileno no es muy deseable, por el excesivo peso y espacio que ocupan, junto con la dificultad para utilizar una buena mezcla con buen drenaje y por sus paredes rígidas. Sin embargo, es el recipiente más utilizado en el país, probablemente por la facilidad de transporte y porque las plantas sobrevive bien en el vivero, hasta el momento de la plantación.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

A. CARACTERÍSTICAS DEL CAMPO EXPERIMENTAL

1. Localización

La presente investigación se realizó en el Vivero Forestal del Consorcio Río Blanco, que funciona en la Granja Agrícola del Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca (MAGAP), de la Parroquia Quimiag, ubicada al Nor - Este del Cantón Riobamba, Provincia de Chimborazo, a 16 km de la cabecera cantonal.

2. Límites de la parroquia

De acuerdo al Plan de Desarrollo Local de Quimiag (1999), y al Plan de Desarrollo y Ordenamiento Territorial de Quimiag (2011); los límites son:

Norte: Cauce del Río Blanco
Sur: Quebrada Llucud - Chambo
Este: Provincia Morona Santiago
Oeste: Río Chambo

1. Ubicación geográfica

De acuerdo al Plan de Manejo y Conservación de la Microcuenca Hídrica del Río Blanco (2005), la ubicación geográfica de la parroquia Quimiag es:

Altitud: 2752 msnm. (GPS 2012)
Latitud: 1°42'32" Sur
Longitud: 78°35'32" Oeste

2. Características climáticas

El Plan de Desarrollo y Ordenamiento Territorial de Quimiag “PDOT”, realizado por el Gobierno Autónomo Descentralizado de la Parroquia de Quimiag “GADPQ”, en el año 2011, y a LUGO, J (Tesis 2012), se establecen las siguientes características climáticas en la parroquia:

Temperatura media anual: 11 – 15 °C

Precipitación media anual: 500 mm

Humedad Relativa: 68 - 75%

Temperatura media del invernadero: 35.8°C (registrada durante el tiempo del ensayo)

3. Clasificación ecológica

Según Holdridge. L (1982) y Cañadas L. (1983), esta zona de vida corresponde a Bosque seco montano bajo (b.s.M.B.), que va desde los 2000- 2200 hasta los 3000 msnm.

B. MATERIALES Y EQUIPOS

1. Material de laboratorio

Cajas petri desechables, papel filtro, balanza, vasos de precipitación.

2. Material de campo

Azadón, rastrillo, pala, podadora de altura, balde, carretilla, zaranda, piolas para marcar el almácigo y platabanda, surcadora, regadera, alfileres. regla milimétrica, libreta de apuntes, letreros (20x20 cm), tiras para letreros (30x2x2 cm), tablas (2,50x20,2 cm).

3. Equipos

Bomba de mochila, termómetro, flexómetro, computadora, calculadora, equipo de oficina, cámara fotográfica.

4. Insumos

Semillas y rizomas (de 15 a 20 cm de longitud), sustratos (turba, arena de río, tierra negra y humus en mezcla respectivamente), hormonas (Enraizador Hormonas Vegetales, Agrohormonas, Bioestimulante ESPOCH y Gron Gibb), regulador de pH (Indicate Plus).

C. MÉTODOS

Para poder cumplir los objetivos planteados en la presente investigación, se trabajó de la siguiente manera:

1. Diseño Experimental

a. Tipo de diseño

- Para las semillas se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA) en arreglo combinatorio, con 3 repeticiones.
- Para los rizomas se utilizó un Diseño en Bloques completo al Azar, en arreglo combinatorio con 3 repeticiones.

b. Factores en estudio

Factor A: Tratamientos – Bioestimulantes

B₁ Enraizador Hormonas Vegetales.

B₂ Agrohormonas-concentrado 10-10-10

B₃ Estimulador Biológico ESPOCH

B₄ Gron Gibb

Factor B: Sustratos

S₁ Tierra negra +Turba+ Arena (50%+25%+25%)

S₂ Tierra negra + Turba +Humus (50%+25%+25%)

S₃ Turba+ Humus (50%+50%)

Cuadro N° 1.- Codificación de los tratamientos en estudio, para la propagación sexual.

N° Trat.	CÓDIGO	DESCRIPCIÓN
T1	B1S1	Enraizador H-V 3 cc/L agua x 15 min. +50% tierra negra+ 25% turba+25% arena
T2	B1S2	Enraizador H-V 3cc / L agua x 15 min. +50% tierra negra+ 25% turba+25% humus
T3	B1S3	Enraizador H-V 3 cc/L agua x 15 min. +50% turba+50% humus
T4	B2S1	Agrohormonas 10 cc/L agua x 5 min. +50% tierra negra+ 25% turba+25% arena
T5	B2S2	Agrohormonas 10 cc /L agua x 5 min.+50% tierra negra+ 25% turba+25% humus
T6	B2S3	Agrohormonas 10 cc /L agua x 5 min. +50% turba+50% humus
T7	B3S1	Bioest. ESPOCH solución directa x 30 min.+50% tierra negra+ 25% turba+25% arena
T8	B3S2	Bioest. ESPOCH solución directa x 30 min.+50% tierra negra+ 25% turba+25% arena
T9	B3S3	Bioest. ESPOCH solución directa x 30 min.+50% tierra negra+ 25% turba+25% arena
T10	B4S1	Gron Gibb 5 g/L agua x 5 min. +50% tierra negra+ 25% turba+25% arena
T11	B4S2	Gron Gibb 5 g/L agua x 5 min. +50% tierra negra+ 25% turba+25% humus
T12	B4S3	Gron Gibb 5 g/L agua x 5 min. +50% turba+50% humus
T13	Testigo	S/T + Tierra agrícola

Fuente: Codificación de acuerdo al ADEVA

Elaboración: Marlene Ugsiña L. (2010)

Cuadro N° 2.- Codificación de los tratamientos en estudio, para la propagación asexual.

N° Trat.	CÓDIGO	DESCRIPCIÓN
T1	B1S1	Enraizador H-V 5 cc/L agua x 8 horas +50% tierra negra+ 25% turba+25% arena
T2	B1S2	Enraizador H-V 5cc / L agua x 8 horas +50% tierra negra+ 25% turba+25% humus
T3	B1S3	Enraizador H-V 5 cc/L agua x 8 horas +50% turba+50% humus
T4	B2S1	Agrohormonas 10 cc/L agua x 8 horas +50% tierra negra+ 25% turba+25% arena
T5	B2S2	Agrohormonas 10 cc /L agua x 8 horas +50% tierra negra+ 25% turba+25% humus
T6	B2S3	Agrohormonas 10 cc /L agua x 8 horas +50% turba+50% humus
T7	B3S1	Bioest. ESPOCH solución directa x 30 min.+50% tierra negra+ 25% turba+25% arena
T8	B3S2	Bioest. ESPOCH solución directa x 30 min.+50% tierra negra+ 25% turba+25% arena
T9	B3S3	Bioest. ESPOCH solución directa x 30 min.+50% tierra negra+ 25% turba+25% arena
T10	B4S1	Gron Gibb 5 g/L agua x 8 horas +50% tierra negra+ 25% turba+25% arena
T11	B4S2	Gron Gibb 5 g/L agua x 8 horas +50% tierra negra+ 25% turba+25% humus
T12	B4S3	Gron Gibb 5 g/L agua x 8 horas +50% turba+50% humus
T13	Testigo	S/T + Tierra agrícola

Fuente: Codificación de acuerdo al ADEVA

Elaboración: Marlene Ugsiña L. (2010)

2. Esquema del análisis de varianza, ADEVA.

El Esquema de Análisis de Varianza que se utilizó para los dos métodos de propagación de esta especie, se describe a continuación:

Cuadro N° 3. Esquema del ADEVA para la propagación sexual del sachá capulí.

<i>FUENTE DE VARIACIÓN</i>	<i>G. de L.</i>
<i>Total</i> $(a1bc + ts)r-1$	38
<i>Factor A</i> $(b-1)$	3
<i>Factor B</i> $(s-1)$	2
<i>Int. Ax B</i> $(a-1)(b-1)$	6
<i>Ts vs Resto</i> $2-1$	1
<i>Error</i> $t.(r-1)$	26

Elaboración: Marlene Ugsiña L. (2010)

Cuadro N° 4. Esquema del ADEVA para la propagación asexual del sachá capulí.

FUENTE DE VARIACIÓN		G. de L.
Total	$(abc + ts)r-1$	38
Repeticiones	$(3-1)$	2
Factor A	$(b-1)$	3
Factor B	$(s-1)$	2
Int. Ax B	$(a-1)(b-1)$	6
Ts vs Resto	$2-1$	1
Error	$(t-1)(r-1)$	24

Elaboración: Marlene Ugsiña L. (2010)

3. Especificaciones del Campo Experimental

a. Características de la unidad experimental

La producción de plantas de *Vallea stipularis* L.f., se realizó en las instalaciones del Vivero Forestal del Consorcio Río Blanco; por el método sexual en el almácigo construidas bajo invernadero, y por el método asexual en platabandas construidas bajo el umbráculo; las especificaciones a continuación:

Cuadro N° 5.- Características de la unidad experimental (Anexo 1.1 y 1.2)

1	Número de tratamientos	4
2	Número de repeticiones	3
3	Área total del ensayo	9 m ²
4	Área neta del ensayo	0.25 m ²
5	Número de surco/parcela	3
6	Número de semillas/surco	50
7	Número de rizomas/parcela	48
8	Número de plantas evaluadas	10
9	Forma de la parcela	Rectangular

Elaboración: Marlene Ugsiña L. (2010)

b. Análisis funcional

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

c. Distribución del ensayo

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

4. Variables a registrar durante la investigación**a. Trabajo de laboratorio**

Esta actividad se desarrolló en el Laboratorio del Departamento de Ciencias Biológicas de la Facultad de Recursos Naturales de la ESPOCH, y se registró el porcentaje de germinación en laboratorio hasta los 60 días.

b. Trabajo de campo

El trabajo de campo para la propagación sexual y asexual del sachá capulí, se realizó en el Vivero del Consorcio Río Blanco, en la Parroquia Quimiag.

1) Propagación sexual.

Las semillas se sembraron en el almácigo bajo invernadero, y una vez que inicio la emergencia, se registró las siguientes variables:

- Porcentaje de emergencia a los 30, 45, 60, 75, 90 y 120 días,
- Altura de las plantas a los 45, 60, 75, 90 y 120 días; y
- Longitud de la raíz a los 30 y 120 días.

2) Propagación asexual.

Los rizomas se sembraron en la platabanda bajo el umbráculo; en este método se registró las siguientes variables:

- Porcentaje de brotación a los 30, 45, 60, 75 y 90 días.
- Número de brotes por rizomas a los 30, 45, 60, 75, y 90 días.
- Longitud de la raíz a los 90 días.

D. MANEJO DEL ENSAYO.

1. Sustratos

Previo a la preparación de cada sustrato se realizó algunas actividades, que se detallan a continuación (Anexo 6):

a. Cernido de los sustratos

Previo a la mezcla de los sustratos, se efectuó la remoción y el cernido o tamizado de cada material (tierra negra, turba, arena, humus y tierra agrícola), con el propósito de eliminar toda clase de impurezas (piedras, terrones, malezas, basuras, etc.).

b. Preparación de sustratos.

Para los dos métodos, se preparó con algunos días de anticipación a la siembra, con los siguientes porcentajes:

S₁ Tierra negra + turba + arena (50%+25%+25%)

S₂ Tierra negra + turba + húmus (50%+25%+25%)

S₃ Turba+ húmus (50%+50%).

c. Desinfección de sustratos

Para la semilla la desinfección de los almácigos, se hizo con agua hervida por dos días. Mientras que los sustratos utilizados en los rizomas, se desinfectaron con Terraclor en una dosis de 100g/ m³, aspergeando uniformemente sobre el montículo de sustrato y removiendo hasta que desaparezca el producto.

d. Análisis de los sustratos

Este análisis, se realizó en el laboratorio de Suelos de la Facultad de Recursos Naturales previo a la siembra tanto de las semillas como de los rizomas, en el cual se conoció el nivel nutricional de cada uno, que se detalla en la siguiente tabla. (Anexo 8).

Tabla 5. Análisis nutricional de los sustratos en estudio

SUSTRATOS	M.O %	pH	% Elementos				
			N	P	K	Ca	Mg
TESTIGO	4,2 M	7,7 L. Alc	0,34	0,34	0,13	0,46	0,03
S1= 50% Tierra negra + 25% Turba + 25% Arena	8,8 A	5.9 L. Alc.	0,39	0,34	0,10	0,40	0,02
S2= 50% Tierra negra + 25% Turba + 25% Humus	10,0 A	5,9 L. Ac	0,78	0,34	0,10	0,32	0,09
S3= 50% Turba + 50% Humus	14,0 A	5.8 L. Ac.	1,04	0,34	0,09	0,34	0,03

Fuente: Facultad de Recursos Naturales, Laboratorio de Suelos.

Elaboración: Marlene Ugsiña L. (2010)

CÓDIGO:

P.N.: Prácticamente neutro

L.Ac.: Ligeramente ácido

L.Acl.: Ligeramente alcalino

A: Alto

M: Medio

B: Bajo

2. Recolección del material de propagación

La recolección del material de propagación, se realizó en la Comunidad “El Toldo”, sector La Calera, de la Parroquia Químiag, ubicada a una altura de 3.174 msnm, con una precipitación media anual de 500 mm. (Lugo José y GPS 2012) (Anexo 6 y 7).

a. Semillas

Las semillas se recolectaron con ayuda de los trabajadores del Consorcio Río Blanco, estas semillas fueron tendidas en sacos bajo sombra para su secado; una vez abierto los frutos se procedió a seleccionar la semilla con buenas características en sanidad, color, forma y tamaño; y eliminando las semillas enfermas y secas (Ilustración 5).

b. Rizomas

Los rizomas se recolectaron el mismo día de la siembra, de árboles sanos, con una longitud entre 15 a 20 cm, de aproximadamente 2 años de edad, preferentemente aquellas de color amarillo rojizo; el corte de los rizomas fue en bisel, con la finalidad de evitar el encharcamiento de agua, es decir para que haya un buen escurrimiento que proteja a la yema del ápice (Ilustración 18).

3. Trabajo de laboratorio

Para determinar el porcentaje de germinación de las semillas de sachapulí, se trabajó en el laboratorio a una ($\bar{T}X$ 25°C, y H.R 55-60%), cabe recalcar que el ensayo no se realizó en la estufa debido a que existió altas incidencias de hongos en las semillas; por lo que fue necesario realizar la desinfección de las semillas (Anexo 5).

a. Desinfección de semillas

La desinfección de las semillas se realizó 2 días previos al inicio del ensayo, lavando las semillas durante 5 minutos en una solución de agua con cloro al 5% de concentración, es decir 50 ml/1 litro de agua (MANCHENO, L. 2010), por dos veces, luego se enjuagó con agua destilada, finalmente se dejó la semilla en una solución de Vitavax (1g/100 ml de agua destilada) por 24 horas (Ilustración 1).

b. Aplicación de tratamientos

Para laboratorio se utilizó 20 semillas/tratamiento/caja; con un total de 60 semillas en las 3 repeticiones; las cuales fueron remojadas en los tratamientos, dosis y tiempos establecidos en esta investigación y que se detalla a continuación (Ilustración 1 y 2):

Tabla N° 6. Bioestimulantes aplicados en las semillas, en laboratorio.

NOMBRE DEL BIOESTIMULANTE	CODIFICACIÓN	DOSIS	TIEMPO (min)
Enraizador Hormonas Vegetales	B1	3 cc / L agua	15
Agrohormonas 10-10-10	B2	10 cc / l agua	5
Bioestimulante ESPOCH	B3	30
Gron Gibb	B4	5 g / L agua	5

Elaboración: Marlene Ugsiña L. (2010)

4. Trabajo de campo

a. Propagación sexual (semillas) Anexo 6

1) Construcción del almácigo

Se construyó el almácigo bajo invernadero, con una dimensión de 1 m de ancho x 9 m de largo, sobre nivel con el propósito de facilitar el drenaje, en el cual se estableció las parcelas de 0.25 m x 10 cm de profundidad, en donde colocamos los tres tipos de sustratos que se probó en el ensayo, estos son: S1 (Tierra negra 50%+turba 25%+Arena 25%), S2 (Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%), S3 (Turba 50%+Humus 50%), y para el testigo Tierra Agrícola (100%) (Ilustración 8).

2) Aplicación de tratamientos en las semillas

Las semillas fueron sometidas a cuatro tratamientos, que consistió en cuatro bioestimulantes elaborados a base de hormonas vegetales; esto porque según estudios realizados en la especie el porcentaje de emergencia que registra es muy bajo, de tal manera que el objetivo principal de esta investigación es conocer y determinar el tratamiento que registre el mayor porcentaje de germinación y emergencia de plantas de sachá capulí.

Tabla N° 7. Bioestimulantes aplicados en las semillas, en el campo.

NOMBRE DEL BIOESTIMULANTE	CODIFICACIÓN	DOSIS	TIEMPO (min)
Enraizador hormonas vegetales	B1	3 cc / L agua	15
Agrohormonas 10-10-10	B2	10 cc / l agua	5
Bioestimulante ESPOCH	B3	30
Gron Gibb	B4	5 g / L agua	5

Elaboración: Marlene Ugsiña L. (2010)

a) T₁: Remojo con Enraizador Hormonas Vegetales.

Primero se preparó la solución de Enraizador Hormonas Vegetales en una dosis de 3 cc/ 1 L de agua establecido por (AGRODEL 2010); una vez que la solución estuvo lista se sumergió las semillas en un recipiente con el producto, tratando de cubrir completamente a la semilla, por un lapso de tiempo de 15 minutos, luego se dejó al ambiente por un determinado tiempo hasta que se seque la semilla, y finalmente se procedió a la siembra.

b) T₂: Remojo en Agrohormonas – concentrado 10-10-10.

De igual manera que el anterior, se preparó primero la solución de agrohormonas en una dosis de 10 cc/1 L de agua establecido por (AGRODEL 2010); una vez que la solución estuvo lista, se sumergió las semillas en el producto, por un lapso de tiempo de 5 minutos, luego con una coladera se estiló el agua de la semilla y se dejó al ambiente para que se seque la humedad, finalmente se hizo la siembra.

c) T₃. Remojo con Bioestimulante ESPOCH.

Como el producto viene listo para ser utilizado, no necesita ninguna preparación posterior, por lo que inmediatamente se procedió a sumergir las semillas en el producto, tratando de que la semillas queden cubierta por el bioestimulante, esto se hizo por un lapso de tiempo de 30 minutos, sugerido por (Ing. Norma Erazo 2010 fabricante del bioestimulante); de igual manera que los tratamientos anteriores se dejó al ambiente hasta que se seque la semilla y luego se procedió a la siembra en su respectiva unidad experimental.

d) T₄. Remojo en Gron Gibb 10%.

Primeramente se preparó una solución de Gron Gibb en una dosis comercial de 5 g / 1 l de agua establecido por (LYSAGRIM 2010); luego de que la solución estuvo lista, se sumergió las semillas en el producto por un lapso de tiempo de 5 minutos, luego se escurrió el agua hasta que se seque la semilla, finalmente se desarrolló la siembra.

e) Testigo.- No se aplicó ningún tratamiento, es decir la semilla se sembró directamente sin remojarlas.

3) Siembra

La siembra se hizo en surcos de 2 cm de profundidad, 8 cm de distancia entre surco y 2 cm de distancia entre semilla, colocando 50 semillas por surco y 150 semillas por parcela neta, estas semillas fueron tapadas con una capa muy fina del mismo sustrato (Ilustración 9).

b. Propagación asexual (rizomas) Anexo 7

1) Construcción de platabandas

La platabanda se construyó bajo el umbráculo, a temperatura ambiente, con una dimensión de 1m de ancho x 9m de largo a nivel superficial para evitar el exceso de humedad y

consecuentemente la pudrición del rizoma, y además ayudar al drenaje después del riego (Ilustración 15).

2) Enfundado

Se utilizaron fundas de polietileno de 4x6” de color negro, con 4 perforaciones en su base, con la finalidad de ayudar al drenaje y aireación del sustrato; estas fundas fueron llenadas con los sustratos establecidos para los tratamientos en el presente ensayo; estos son: S1 (Tierra negra 50%+turba 25%+Arena 25%), S2 (Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%), S3 (Turba 50%+Humus 50%), y para el testigo Tierra Agrícola (10%), dejando un espacio libre en la funda para favorecer el riego, obteniendo un total de fundas por tratamiento: T1: 432, T2: 432, T3: 432, T4: 432, y el Testigo: 144 (Ilustración 16).

3) Aplicación de los tratamientos en los rizomas

De la misma manera que en la propagación sexual, en este método se utilizó cuatro tratamientos, en el que se probó cuatro bioestimulantes y tres sustratos, esto con el objetivo de establecer el mejor tratamiento que pueda ser utilizado en la propagación asexual de esta especie en futuras investigaciones, como también establecer el método más adecuado para producir plantas de sachapulí a través de rizomas (Ilustración 19).

Tabla N° 8. Bioestimulantes aplicados en los rizomas, en el campo.

NOMBRE DEL BIOESTIMULANTE	CODIFICACIÓN	DOSIS	TIEMPO (horas)
Enraizador hormonas vegetales	B1	5 cc / L agua	8
Agrohormonas 10-10-10	B2	10 cc / l agua	8
Bioestimulante ESPOCH	B3	0.5
Gron Gibb	B4	5 g / L agua	8

Elaboración: Marlene Ugsiña L.

a) T₁: Remojo con Enraizador hormonas vegetales.

Al igual que en las semillas primero se preparó la solución de Enraizador a base de hormonas vegetales, en una dosis de 5 cc /1 L agua determinado por (AGRODEL 2010); una vez que el productos estuvo listo se colocó $\frac{1}{3}$ del rizoma en un balde con la solución por un lapso de tiempo de 8 horas; estas a diferencia de las semillas en cambio se retiraron de la solución e inmediatamente se procedió a la siembra.

b) T₂:Remojo en Agrohormonas - concentrado

En un balde se preparó la solución de Agrohormonas con una dosis de 10 cc / 1 L agua establecido por (AGRODEL 2010), una vez terminado la preparación de la solución se procedió a colocar $\frac{1}{3}$ del rizoma, por un tiempo de 8 horas; transcurrido este tiempo se retiró las estacas de la solución e inmediatamente se sembraron.

c) T₃:Remojo con Bioestimulante ESPOCH

Debido a que el producto viene ya preparado, no necesita ninguna mezcla posterior; por lo que inmediatamente se colocó 1000 cc de estimulador biológico en un balde en el que también se colocaron los rizomas, este proceso fue por un lapso de tiempo de 30 minutos, sugeridos por (Ing. Norma Erazo 2010), finalmente se retiró las estacas del recipiente y se sembraron.

d) T₄:Remojo Gron Gibb 10%

Se preparó inicialmente una solución de Gron Gibb en una dosis de 5 g/ 1 L agua, esta dosificación fue establecida por (LYSAGRIM 2010), terminado la preparación de la solución se colocó $\frac{1}{3}$ del rizoma, en un balde junto con el producto, por un lapso de tiempo de 8 horas; por último se retiró las estacas de rizomas del producto y enseguida fueron sembradas.

e) **Testigo.-** En los rizomas utilizados como testigo no se aplicó ningún tratamiento, por lo que fueron sembradas directamente en un sustrato de tierra agrícola.

3) Siembra

Previo a la siembra se realizó un riego en los sustratos colocados en las fundas hasta que estuvieran húmedos; luego se procedió a desinfectar la base del rizoma envolviéndolos en cal con la finalidad de evitar la pudrición del rizomas y el ataque de hongos y/o bacterias, finalmente se hizo un hoyo en el centro del sustrato que contenía cada funda en el que se colocó la estaca de rizoma presionando uniformemente el sustrato con las yemas de los dedos para evitar que queden bolsas de aire y provoquen la muerte de la misma (Ilustración 20).

4) Rotulación de parcelas

Para la rotulación de parcelas tanto en el invernadero como en el umbráculo, se utilizaron tabla triplex (20x20 cm) y tiras (30x2x2 cm) las cuales fueron marcadas con las nominaciones de cada tratamiento (Ilustración 10 y 20).

5) Labores culturales Anexo 6 y 7

d. Riego en los semilleros

El riego se desarrolló a capacidad de campo dos veces al día, es decir en la mañana y tarde; durante los primeros días se utilizó una bomba de mochila para no causar daño al semillero, luego a través del sistema de micro aspersión instalado dentro del invernadero, y en ocasiones con ayuda de una regadera; cuando inicio la emergencia el riego se dio únicamente cuando las plantas lo requerían, y según las condiciones climáticas de la zona (Ilustración 10).

e. Riego en las platabandas

Para dotar el riego en las platabandas se utilizó una regadera manual; este riego fue a capacidad de campo una vez al día durante una semana con la finalidad de abastecer la suficiente cantidad de agua; posteriormente se hizo 2 días por semana dependiendo las condiciones climáticas presentes en la zona, es decir únicamente cuando fue necesario. En los meses de febrero y marzo se suspendió el riego debido al fuerte invierno en los días de lluvias; se retomó esta labor cuando la planta lo requería es decir una vez por semana (Ilustración 21).

f. Deshierbe

La deshierba se efectuó en forma manual, tanto en el almácigo como en la platabanda, tratando de no causar daños en las plantas, y evitando así la competencia de nutrientes y espacio de las malezas con las plantas. En el caso de la semilla en los tratamientos con el 50% Tierra negra+25% Turba+ 25% Humus, hubo el crecimiento de malezas a los 8 días después de la siembra, a los 15 días el crecimiento de malezas fue general, de inmediato se hizo el deshierbe (Ilustración 10).

En el caso de los rizomas se observó el crecimiento de malezas a los 15 días después de la siembra, pero con mayor incidencia en el sustrato que contenía 50% Tierra negra+25% Turba+25% Humus, esta actividad se realizó después de 8 días de la emergencia de las malezas, es decir cuando se las podía sacar o arrancar del sustrato que contenían las fundas (Ilustración 21).

g. Análisis fitosanitario de plántulas y rizomas

Debido al ataque reincidente de enfermedades en las semillas y en los rizomas se tomó muestras de algunas plántulas enfermas de los dos métodos de propagación junto con un poco de sustrato y se envió al laboratorio de Fitopatología de la ESPOCH para su análisis respectivo; en el cual se determinó que tanto en las plantas como en el sustrato, hubo la presencia de *fusarium sp*, y *damping off*.; provocado en gran parte a la humedad del suelo y a las altas temperaturas existentes dentro del invernadero, se determinó también que esta enfermedad habita en el suelo, siendo necesario realizar una desinfección química del

sustrato ya que la desinfección natural no dio resultado en los dos métodos de propagación.(Anexo 9)

h. Control fitosanitario.

Esta actividad se efectuó después que se realizó el análisis fitosanitario, aplicando un control químico contra hongos (*damping off*, y *fusarium sp.*, e insectos defoliadores de hojas de la familia Cucurliionidae); y debido a que el ataque de hongos fue reincidente el control también se efectuó con la regulación del riego y temperatura.

En los semilleros hubo el ataque de *damping off* e insectos defoliadores, con mayor afectación en las plántulas que iniciaban a emerger a la superficie, para lo cual se suministró Ridomil 28 g/ 5 L agua y Curacron 5 cc / 5 L agua a los 45 días después de la siembra en horas de la tarde con la finalidad que el control sea más efectivo (Ilustración 10).

En los rizomas para controlar el ataque de *fusarium sp* y mal del talluelo el primer control se realizó a los 15 días después de la siembra con productos orgánicos; en el cual se aplicó un Biofungicida a base de ceniza y cal que es una preparación casera de la mezcla de 28 g de ceniza + 28 g de cal y 500 g de jabón / 10 L agua; mientras que para los insectos defoliadores se empleó un Bioinsecticida casero a base de ajo en una dosis de 0.5 L de solución del macerado de ajo/ 5 L agua (Tanla N° 9); pero debido a que no hubo ningún resultado, se efectuó el control con productos químicos (Tabla N° 10) para evitar que la enfermedad siga avanzando, además en los rizomas fue necesario también hacer las podas sanitarias que consistió en cortar con una podadora manual las partes afectadas (Ilustración 21).

Además en los rizomas hubo el ataque de *Phytophthora spp* (lancha) para lo cual se aplicó Curalancha 28g/5 litros de agua.

Tabla N° 9. Bioinsecticidas orgánicos

PLAGAS Y ENFERMEDADES	PRODUCTO	DOSIS	FRECUENCIA DE APLICACIÓN
Insectos	Bioinsecticida de ajo	1 lt /10 L agua	5 días
Mal del talluelo	Biofungicida a base de ceniza y cal.	28 g, 28 g de cal, 500 g jabón / 10 L agua	5 días

Fuente: Guía de Manejo Agroecológico del Páramo

Elaborado: Marlene Ugsiña L.

Tabla N° 10. Productos químicos

PLAGAS Y ENFERMEDADES	PRODUCTO	DOSIS	FRECUENCIA DE APLICACIÓN
<i>Fusarium sp</i>	Rovral	28 g /5 l agua	5 días
<i>Damping off</i>	Ridomil	28 g /5 l agua	8 días
	Previcur	5 cc / 5 l agua	8 días
	Novak	28 g /5 l agua	8 días
Insectos, babosas	Curacron	5 cc / 5 l agua	5 días
	Deltaclor	5 cc / 5 l agua	5 días
Desarrollo	Kristalon	28 g / 5 l agua	15 días
	Stimuful	28 g /5 l agua	15 días
Lancha	Cura lancha	28 g /5 l agua	15 días
Regulador Ph	Indicate	Ph neutro 5.5-6	En cada aplicación
Fijador/Penetrante	Breaktru	5 cc /5 l agua	En cada aplicación
Desinfectante	Terraclor	1 kg/ 10 carret. Sust.	una sola aplicación

Elaborado: Marlene Ugsiña L.

E. REGISTRO DE VARIABLES EN LA PROPAGACIÓN SEXUAL Y ASEJUAL DEL SACHA CAPULÍ

Inicialmente el registro de datos en la propagación sexual y asexual se planteó realizar a los 30, 45 y 60 días después de la siembra en todas las variables respectivamente; pero debido a que el proceso de germinación, emergencia, prendimiento, crecimiento, y desarrollo de cada planta se prolongó, el método de evaluación y toma de datos fueron modificados de acuerdo a la variable registrada y al método de propagación, de la siguiente manera (Anexo 5, 6 y 7):

1. Trabajo de laboratorio

a. Evaluación del porcentaje de germinación de las semillas de sachá capulí, en laboratorio de Ciencia Biológicas - ESPOCH.

El porcentaje de germinación en laboratorio se registró a partir de la primera semilla germinada, posteriormente los datos fueron registrados cada 5 días hasta los 60 días (Ilustración 3).

2. Trabajo de campo

a. Evaluación de variables en la propagación sexual, en el invernadero

1) Porcentaje de emergencia

El porcentaje de emergencia se determinó a partir de la primera plántula emergida es decir a los 30 días, luego a los 45, 60, 75, 90 y 120 días (Ilustración 11).

$$\% \text{ Emergencia} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de semillas emergidas} \times 100\%}{\text{N}^\circ \text{ total de semillas} \times \text{Tratamiento}}$$

2) Altura de la planta

La altura de la planta se determinó en centímetros cuando las plántulas ya tenían sus hojas verdaderas, iniciando a los 45, 60, 75, 90 y 120 días después de la siembra (Ilustración 12).

3) Longitud de la raíz

La longitud de la raíz se midió con una regla en centímetros al inicio y al final del ensayo, es decir a los 30 y 120 días de todos los tratamientos (Ilustración 12).

b. Evaluación de variables en la propagación asexual, bajo el umbráculo

1) Porcentaje de brotación

El porcentaje de brotación se determinó considerando a los rizomas que presentaron yemas vivas o el crecimiento de nuevos brotes, esto se registró a los 30, 45, 60, 75 y 90 días después de la siembra, haciendo una relación entre los rizomas con yemas vivas o nuevos brotes y el total de rizomas por tratamiento (Ilustración 22).

$$\% \text{ Brotación} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de rizomas con brotes} \times 100\%}{\text{N}^\circ \text{ total de rizomas} \times \text{Tratamiento}}$$

2) Número de brotes

Para la evaluación del número de brotes por rizoma, se consideró 10 plantas al azar por cada tratamiento, a los 30, 45, 60, 75 y 90 días, tomando en cuenta los rizomas que presentaron brotes, para luego hacer un promedio (Ilustración 23).

$$\text{N}^\circ \text{ de Brotes} = \frac{\sum (\text{cm}) \text{ N}^\circ \text{ de brotes} / \text{rizoma}}{\text{N}^\circ \text{ total de rizomas con brotes} \times \text{Tratamiento}}$$

3) Longitud de la raíz

Esta variable se determinó al final del ensayo, es decir a los 90 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; este dato se registró únicamente al final con el propósito de no lastimar y provocar la muerte de la planta durante el periodo de brotación (Ilustración 23).

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A. INVESTIGACIÓN A NIVEL DE LABORATORIO

1. Porcentaje de germinación de sachá capulí en el laboratorio

a. Número de semillas germinadas en laboratorio.

Cuadro N° 6. Análisis de Varianza para el número de semillas germinadas en laboratorio.

Fuente de Variación	G.L	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	14	33,73				
Tratamientos (Bioest. + Testigo)	4	28,40	7,10	13,31	3,48	5,99 **
Error	10	5,33	0,53			
Media			10,47			
CV %			6,98			

**= altamente significativo

De acuerdo al Análisis de Varianza para el número de semillas germinadas del sachá capulí en laboratorio (Cuadro N° 6), se estableció diferencias altamente significativas en todos los tratamientos, incluido el testigo. El coeficiente de variación fue de 6.98%, con una media de 10.47 semillas germinadas.

Cuadro N° 7. Separación de Medias según Tukey al 5% para el número de semillas germinadas en laboratorio (Anexo 2.1).

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	11,33	ab
Agrohormonas	12,33	a
Bioest. ESPOCH	9,67	bc
Gron Gibb	10,67	ab
Control	8,33	c



Gráfico N° 1. Número de semillas germinadas en laboratorio.

Según la prueba de Tukey al 5%, para el porcentaje de germinación en laboratorio, se registró 4 rangos (a, ab, bc y c); en este caso, el rango **a** lo ocupó el T2 (Semillas+Agrohormonas x 5 minutos) con una media de 12.33 semillas germinadas; mientras que el Testigo (Semillas sin ningún tratamiento) ocupó el rango **c** que correspondió al valor más bajo con 8.33.

b. Porcentaje de germinación acumulada en laboratorio.

Cuadro N° 8. Análisis de Varianza para el porcentaje de germinación en laboratorio.

Fuente de Variación	G.L	S. Cuad	C. Medio	Fisher			
				Cal	0,05	0,01	
Total	14	843,33					
Tratamientos (Bioest.+Testigo)	4	710,00	177,50	13,31	3,48	5,99	**
Error	10	133,33	13,33				
Media			52,33				
CV %			6,98				

**= altamente significativo

De acuerdo al Análisis de Varianza para el porcentaje de germinación del sachá capulí (Cuadro 8), registramos diferencias altamente significativas en los 4 tratamientos (Enraizador de Hormonas Vegetales, Agrohormonas, Bioestimulante ESPOCH y Gron

Gibb) y el control. El coeficiente de variación registrado fue de 6.98% y una media promedio de 52.33% de germinación.

Cuadro N° 9. Separación de Medias según Tukey al 5% para el porcentaje de germinación en laboratorio (Anexo 2.2)

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media (%)	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	56,67	ab
Agrohormonas	61,67	a
Bioest. ESPOCH	48,33	bc
Gron Gibb	53,33	ab
Control	41,67	c



Gráfico N° 2. Porcentaje de germinación en laboratorio.

Según la prueba de Tukey al 5% el porcentaje de germinación acumulada determinó 4 rangos (a, ab, bc, y c). En el rango **a** está ubicado el B2 (Semillas+Agrohormonas x 5 minutos) con 61.67% de germinación promedio; mientras que el rango **c** ocupó el testigo con 41.67% de germinación.

Este resultado se atribuye probablemente a la acción fisiológica que ejerce el producto hormonal sobre las semillas; lo cual señala que la composición química del B2 (Agrohormonas), el cual contiene el 10% de N, K, y P respectivamente; ayudó favorablemente a la germinación del sachapulí ya que son los elementos principales que necesita una planta para su crecimiento; esta información es respaldada por AGRODEL

(2010). Además este resultado es menor al registrado por Cruz, L (1985), quien realizó una investigación de la propagación de esta especie como tema de tesis, en el que obtuvo el 80% de germinación en laboratorio a los 60 días, correspondiente al tratamiento de remojo de las semillas en agua tibia por 6 horas.

B. INVESTIGACIÓN A NIVEL DE CAMPO EN LA PROPAGACIÓN SEXUAL Y SEXUAL DE SACHA CAPULÍ (*Vallea stipularis*) L.f.

Esta investigación agrupa al análisis y discusión de los resultados obtenidos en la propagación del sachá capulí, cada uno con sus variables respectivas.

1. Propagación sexual de sachá capulí en el vivero del Consorcio Río Blanco

a. Porcentaje de emergencia de plantas de sachá capulí bajo invernadero.

Cuadro N° 10. Análisis de Varianza para el porcentaje de emergencia a los 30 días después de la siembra (Anexo 3.1).

Fuente de Variación	G. de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	76,92				
Bioestimulantes	3	4,88	1,63	5,09	2,98	4,64 **
Sustratos	2	48,22	24,11	75,56	3,37	5,53 **
Int. AxB	6	3,83	0,64	2,00	2,47	3,59 ns
Ts vs Resto	1	11,70	11,70	36,67	4,23	7,72 **
Error	26	8,30	0,32			
CV %			29,77			
Media			1,90			

ns= no significativo

** = altamente significativo

Según el Análisis de Varianza a los 30 días después de la siembra (Cuadro N° 10), con los resultados experimentales sometidos a este proceso, la emergencia promedio del sachá capulí que se registró fue de 1.90% con un coeficiente de variación de 29.77 %, en el que

se encontraron diferencias altamente significativas para los Bioestimulantes (Enraizador de Hormonas Vegetales, Agrohormonas, Estimulador Biológico y Gron Gibb), Sustratos (S1= Tierra negra 50%+ Turba 25%+Arena25%, S2= Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%, y S3= Turba 50%+Humus 50%), y Testigo vs Resto (Bioestimulantes y Sustratos); mientras que la Interacción de AxB no es significativa, lo que quiere decir que a los 30 días los Bioestimulantes y Sustratos si influyeron en la emergencia de la especie.

Cuadro N° 11. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 30 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media (%)	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	2,00	ab
Agro Hormonas.	2,30	ab
Bioestimulante ESPOCH	1,48	b
Gron Gibb	2,44	a

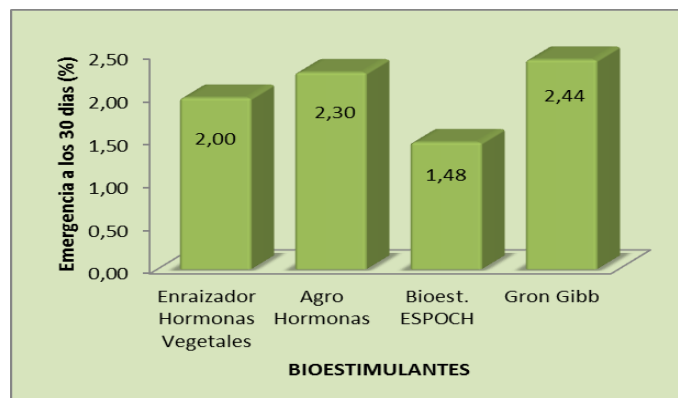


Gráfico N° 3. Porcentaje de emergencia a los 30 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

Mediante la prueba de Tukey al 5% (Cuadro 11) se obtuvieron 3 rangos (a, b y ab); el rango **a** ocupó el B4 (Semillas +Gron Gibb x 5 minutos) que presentó una media de 2.44%; mientras que el rango **b** ocupó B3 (Semillas + Bioestimulante ESPOCH x 30 min.) que registró 1.48%.

Cuadro N° 12. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 30 días, bajo diferentes Sustratos.

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media (%)	Rango
TN 50% +T 25%+A 25%	0,67	b
TN 50%+T 25%+H 25%	2,00	ab
T 50%+H 50%	3,50	a

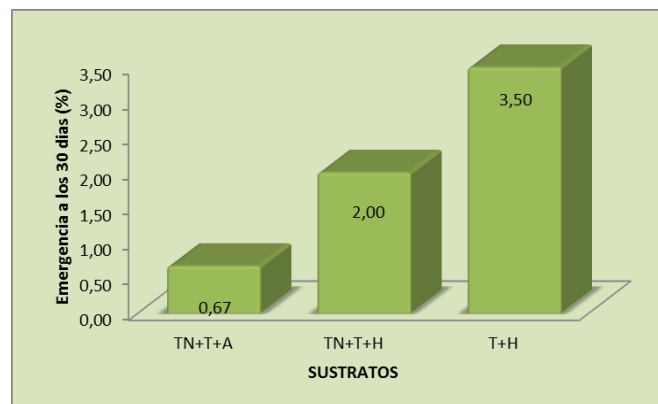


Gráfico N° 4. Porcentaje de emergencia a los 30 días, bajo diferentes Sustratos.

Según Tukey al 5% (Cuadro N° 12) se obtuvo 3 rangos (a, b, y ab), en el rango **a** se ubicó S3 (Semillas en un sustrato compuesto por Turba 50% + Humus 50%), con una media de 3.50%; mientras que el rango **b** con el 0.67% de emergencia lo ocupó S1 (Semillas + Tierra negra 50% + Turba 25% + Arena 25%).

En el (Gráfico 4) se aprecia la diferencia entre los sustratos; esto se atribuye a que, probablemente al realizar la mezcla del 50% de turba más el 50% de humus se consiguió un sustrato de buena calidad y con alto contenido de materia orgánica como lo demuestra el análisis del sustrato, lo que probablemente influyó en la emergencia de las plántulas. Esto es corroborado por Jara L. y Ordoñez G. (1999), quienes dan a conocer que la siembra de esta especie se lo debe hacer con sustratos que contenga por lo menos el 50% de materia orgánica ya que esta elevará su temperatura y ayudará a la germinación de las

semillas; además se destaca también que se debe tener mucho cuidado en la calidad de la semilla que se utilice.

Cuadro N° 13. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 30 días, para el Contraste.

CONTRASTE	Media (%)	Rango
Testigo	0,00	
Resto	2,06	**

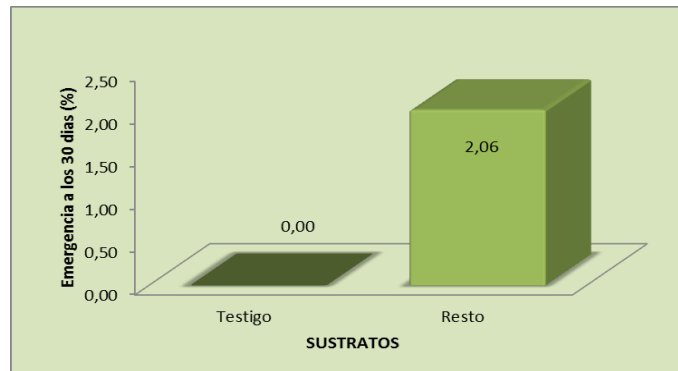


Gráfico N° 5. Porcentaje de emergencia a los 30 días, para el Contraste.

Mediante la prueba de Tukey al 5% (Cuadro 13) y como se observa el (Gráfico 5), nos indica que el Resto (Bioestimulantes y Sustratos), son altamente significativos con una media de 2.06% ; mientras que el Testigo a los 30 días no registró ningún dato, es decir no presentó emergencia de las semillas posiblemente porque este fue sembrado directamente sin aplicar ningún tratamiento que ayude a acelerar la germinación. Esto es ratificado por Jara L. y Ordoñez G. (1999), quienes manifiestan que la testa de la semilla es poco dura, por lo que se recomienda sumergir la semilla en agua con la finalidad de ablandar el tegumento de la misma para que pueda absorber mayor cantidad de agua, incrementando con esto el porcentaje de germinación y emergencia.

Cuadro N° 14. Análisis de Varianza para el porcentaje de emergencia a los 45 días después de la siembra (Anexo 3.2).

Fuente de Variación	G de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher			
				Cal	0,05	0,01	
Total	38	905,47					
Bioestimulantes	3	20,53	6,84	1,08	2,98	4,64	ns
Sustratos	2	216,52	108,26	17,08	3,37	5,53	**
Int. AB	6	25,56	4,26	0,67	2,47	3,59	ns
Ts vs Resto	1	478,05	478,05	75,41	4,23	7,72	**
Error	26	164,81	6,34				
CV %			20,76				
Media			12,13				

ns = no significativo

** = altamente significativo

De acuerdo al Análisis de Varianza para el porcentaje de emergencia a los 45 días (Cuadro 14) determinó diferencias altamente significativas para los Sustratos y para el Testigo vs Resto; mientras que los Bioestimulantes y la Interacción de AxB no son significativos. El coeficiente de variación que se registró fue del 20.76%, con una media de 12.13%.

Este resultado es mayor al porcentaje obtenido por la Ing. Cruz, L (1985) en la investigación de la propagación de esta especie como tema de tesis, quien probó tratamientos de Inmersión de la semilla en agua a diferentes temperaturas y tiempos, en el cual obtuvo 1.75% de emergencia a los 50 días en el tratamiento de remojo de las semillas en agua tibia por 6 horas.

Cuadro N° 15. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 45 días, bajo diferentes Sustratos.

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media (%)	Rango
TN 50%+ T 25% +A 25%	10,42	c
TN 50%+T 25%+H 25%	12,64	b
T 50%+H 50%	16,36	a

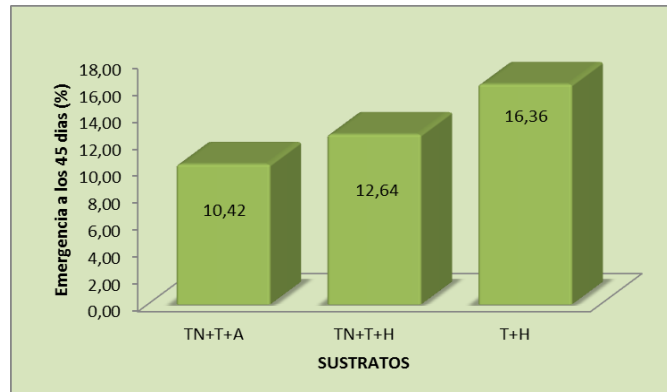


Gráfico N° 6. Porcentaje de emergencia a los 45 días, bajo diferentes Sustratos.

Mediante la prueba de Tukey al 5% (Cuadro 15) para los sustratos se obtuvo tres rangos (a, b y c); el rango **a** lo ocupó el Sustrato 3 compuesto por Turba 50% + H 50%) con una media de 16.36%; mientras que el rango **c** ocupó el sustrato 1 compuesto por Tierra negra 50%+T25%+A25%, con una media de 10.42%.

Cuadro N° 16.- Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 45 días, para el Contraste.

CONTRASTE	Media (%)	Rango
Testigo	0,00	
Resto	13,14	**

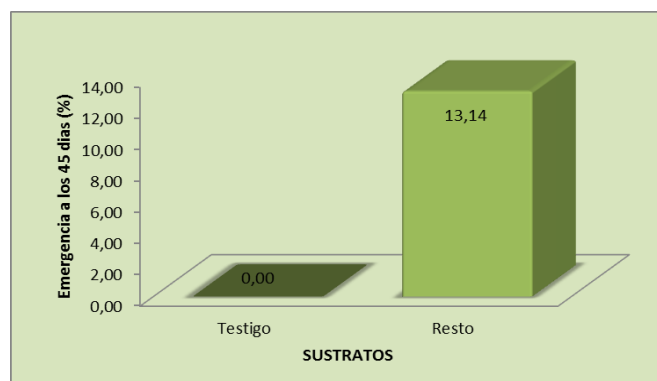


Gráfico N° 7. Porcentaje de emergencia a los 45 días, para el Contraste.

Según la prueba de Tukey al 5% (Cuadro 16) para el contraste, se determinó que el Resto que comprende a los 4 bioestimulantes (Enraizador de hormonas vegetales, agrohormonas, Bioestimulante ESPOCH, y Gron Gibb), como los 3 sustratos (S1= Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena%;, S2= Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25% y S3= Turba 50%+Humus 50%) son altamente significativos con 13.14% de emergencia a los 45 días; mientras que para el Testigo no hay significancia.

Cuadro N° 17. Análisis de Varianza para el porcentaje de emergencia a los 60 días después de la siembra (Anexo 3.3).

Fuente de Variación	G. de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher			
				Cal	0,05	0,01	
Total	38	764,65					
Bioestimulantes	3	85,57	28,52	9,70	2,98	4,64	**
Sustratos	2	462,74	231,37	78,70	3,37	5,53	**
Int. AB	6	22,99	3,83	1,30	2,47	3,59	ns
Ts vs Resto	1	116,92	116,92	39,77	4,23	7,72	**
Error	26	76,43	2,94				
CV %			7,64				
Media			22,44				

ns = no significativo

** = altamente significativo

Al realizar el análisis de varianza para el porcentaje de emergencia a los 60 días (Cuadro 17) se observó diferencias altamente significativas para los Factores Bioestimulantes, Sustratos, y para Testigo vs Resto (Bioestimulantes y Sustratos); mientras que la Interacción AxB no es significativa. El coeficiente de variación fue de 7.64%, con una media registrada de 22.44%.

Cuadro N° 18. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 60 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media (%)	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	24,15	a
Agro Hormonas.	23,63	a
Bioestimulante ESPOCH	20,30	b

Gron Gibb	23,70	a
-----------	-------	---

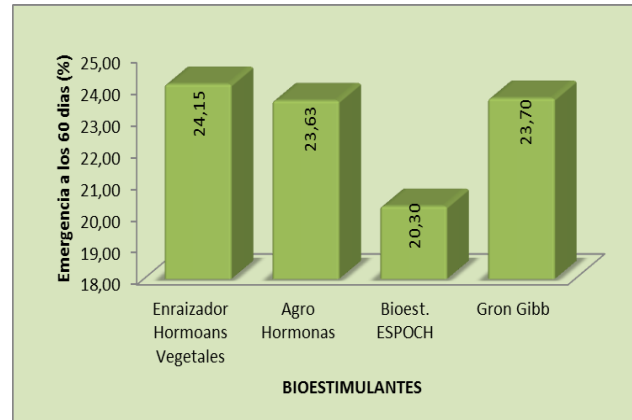


Gráfico N° 8. Porcentaje de emergencia a los 60 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

Según Tukey al 5%, se obtuvo 2 rangos (a y b); el rango **a** se ubicó B1 (Semillas+Enraizador de Hormonas Vegetales x 15 minutos) que determinó una media de 24.15 %; mientras que el rango **b** correspondió al B3 (Semillas+ Bioestimulante ESPOCH x 30 minutos) que registró una media de 20.30% siendo inferior a los demás tratamientos; estos valores demuestran que el B1, influyó significativamente en la emergencia de sachá capulí.

Cuadro N° 19. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 60 días, bajo diferentes Sustratos.

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media (%)	Rango
TN 50%+T 25%+A 25%	19,50	c
TN 50%+T 25%+H 25%	21,44	b
T 50%+H 50%	27,89	a

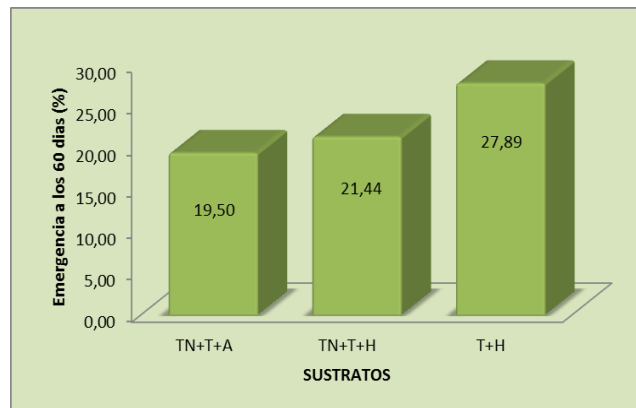


Gráfico N° 9. Porcentaje de emergencia a los 60 días, bajo diferentes Sustratos.

Según la prueba de Tukey al 5%, se obtuvo 3 rangos respectivamente; es así que en el rango **a**, esta S3 (Turba 50% + Humus 50%) con una media de 27.89 %; y el rango **c** que ocupó S1 (Tierra negra 50% + Turba 25% + Arena 25%) con 19.50%. Estos valores demostraron que a los 60 días el Sustrato 3 con alto contenido de materia orgánica fue mayor en el porcentaje de emergencia en relación al resto de sustratos. Resultado que es mayor al 25% de emergencia que registró Cruz, L (Tesis de grado 1985) a los 60 días en un sustrato de 100% suelo de bosque; lo que nos demuestra que esta especie responde mejor en suelos con un alto contenido de materia orgánica.

Comportamiento que es corroborado por Añazco, M (2000) que expresa que un suelo apto para la producción de plantas es aquel que contenga una capa de materia orgánica entre 30 a 40 cm de profundidad, libre de piedras y con buen drenaje, además debe ser ricos en N, P, K y Mg, de ahí la importancia en utilizar un buen sustrato que contenga por lo menos un 50% de material orgánico con el fin de mejorar e incrementar el porcentaje de emergencia.

Cuadro N° 20. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 60 días, para el Contraste.

CONTRASTE	Media (%)	Rango
Testigo	16,45	
Resto	22,94	**

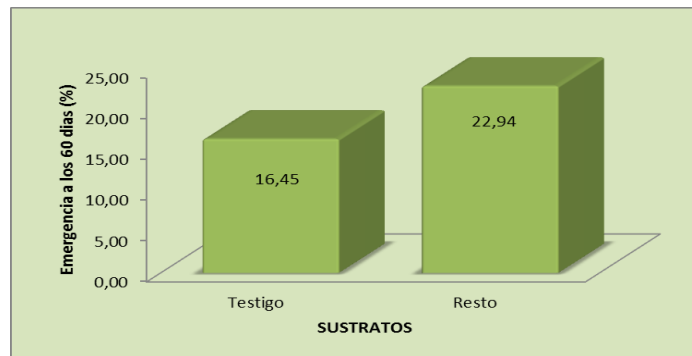


Gráfico N° 10. Porcentaje de emergencia a los 60 días, para el Contraste.

Realizada la prueba de Tukey al 5% (Cuadro 20), y en base al (Gráfico 10), se determinó que el Resto constituido por (Enraizador de hormonas vegetales, Agrohormonas, Bioestimulante ESPOCH, y Gron Gibb), y a los 3 sustratos (S1= Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena%;, S2= Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25% y S3= Turba 50%+Humus 50%) son altamente significativos con una media de 22.94%; mientras que el Testigo registró una media de 16.45%, siendo inferior a los 4 tratamientos.

Cuadro N° 21. Análisis de Varianza para el porcentaje de emergencia a los 75 días después de la siembra (Anexo 3.4).

Fuente de Variación	G.L	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	1150,95				
Bioestimulantes	3	356,28	118,76	14,78	2,98	4,64 **
Sustratos	2	550,62	275,31	34,27	3,37	5,53 **
Int. AB	6	23,01	3,84	0,48	2,47	3,59 ns
Ts vs Resto	1	12,14	12,14	1,51	4,23	7,72 ns
Error	26	208,90	8,03			
CV %			7,14			
Media			39,71			

ns= no significativo

** = altamente significativo

De acuerdo al Análisis de Varianza a los 75 días, el porcentaje de emergencia (Cuadro 21) estableció diferencias altamente significativas para los Factores Bioestimulantes y Sustratos; mientras que la Interacción de AxB, y T vs Resto

(Bioestimulantes y Sustratos) no son significativos. El coeficiente de variación que se registró fue del 7.14%, y una media de 39.71%.

Cuadro N° 22. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 75 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media (%)	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	42,07	a
Agro Hormonas	41,70	a
Bioestimulante ESPOCH	34,44	b
Gron Gibb	41,26	a

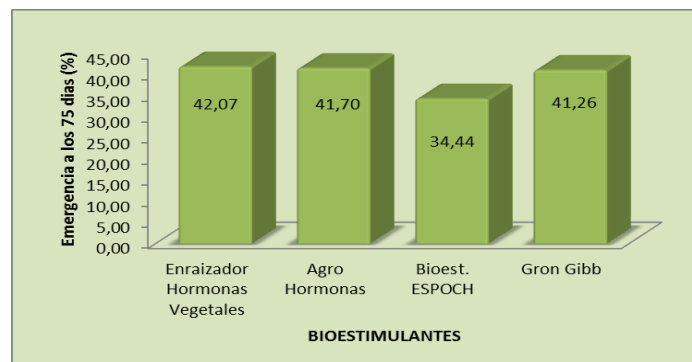


Gráfico N° 11. Porcentaje de emergencia a los 75 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

Según la prueba de Tukey al 5%, a los 75 días los bioestimulantes registraron 2 rangos (a y b), en el rango **a** se ubicó B1 (Semillas+ Enraizador de Hormonas Vegetales x 15 minutos), con una media de 42.07%; y el rango **b** ocupó B3 (Semillas+ Bioestimulante ESPOCH x 30 minutos) con una media de 34.44%.

Cuadro N° 23. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 75 días, bajo diferentes Sustratos.

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media (%)	Rango
TN 50%+T 25%+A 25%	35,61	c
TN 50%+T 25%+H 25%	38,94	b
T 50%+H 50%	45,06	a

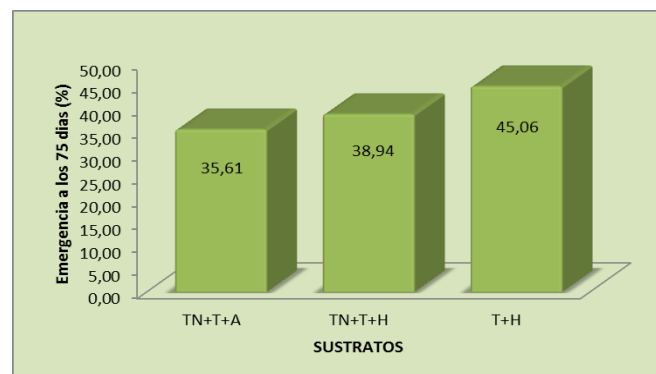


Gráfico N° 12. Porcentaje de Emergencia a los 75 días, bajo diferentes Sustratos.

Mediante la prueba de Tukey al 5% (Cuadro 23), los Sustratos a los 75 días registraron 3 rangos (a, b y c); el rango **a** ocupó S3 (T 50%+H 50%) con una media de 45, 06%, y el rango **c** ocupó S1 (Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena 25%) con una media de 35.61 %, es decir que si existió diferencias significativas entre el rango a y c.

Cuadro N° 24. Análisis de Varianza para el porcentaje de emergencia a los 90 días después de la siembra (Anexo 3.5).

Fuente de Variación	G. de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	1567,89				
Bioestimulantes	3	107,30	35,77	11,49	2,98	4,64 **
Sustratos	2	535,28	267,64	86,02	3,37	5,53 **
Int. AB	6	24,81	4,14	1,33	2,47	3,59 ns
Ts vs Resto	1	819,60	819,60	263,41	4,23	7,72 **
Error	26	80,90	3,11			
CV %			2,62			
Media			67,21			

ns= no significativo

** = altamente significativo

Mediante el análisis de varianza para el porcentaje de emergencia a los 90 días (Cuadro 24) se observó diferencias altamente significativas para los Bioestimulantes, Sustratos y para el Testigo vs Resto (bioestimulantes y sustratos); mientras que la Interacción de AxB, no es significativa. El coeficiente de variación registrada fue de 2.62%, con una media de 67.21%.

Cuadro N° 25. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 90 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media (%)	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	69,70	a
Agro Hormonas	69,56	a
Bioestimulante ESPOCH	65,56	b
Gron Gibb	69,33	a

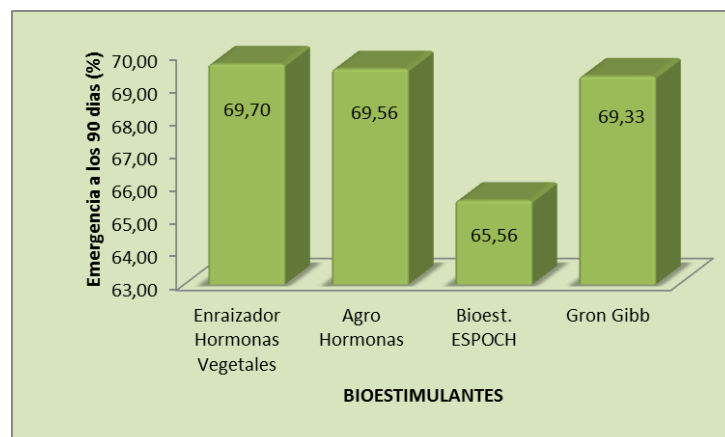


Gráfico N° 13. Porcentaje de emergencia a los 90 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

Según Tukey al 5% la separación de medias arrojó 2 rangos (a y b); es así que en el rango **a** con el valor más alto se ubicó el tratamiento B1 (Semillas+Enraizador de Hormonas Vegetales x 15 minutos) con una media de 69.70; mientras que en el rango **b** se ubicó el B3 (Semillas+ Bioestimulante ESPOCH x 30 minutos) registrando una media de 65.56% correspondiente al valor más bajo.

Este comportamiento se debe probablemente a que el producto hormonal utilizado mismo que contiene un 0.05% de ácido indolbutírico, 0.09% de ácido naftilacético, y 0.01% de ácido giberélico actuó favorablemente en la emergencia de plántulas ya que estimula la división y elongación de los tejidos; información que es respaldada por Añazco (2000), que manifiesta que las semillas con testa dura deben ser sometidas algún tipo de tratamientos ya sea con químicos, hormonales o a su vez en remojo con agua.

Cuadro N° 26. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 90 días, bajo diferentes Sustratos.

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media (%)	Rango
TN 50%+T 25%+A 25%	63,78	c
TN 50%+T 25%+H 25%	68,61	b
T 50%+H 50%	73,22	a

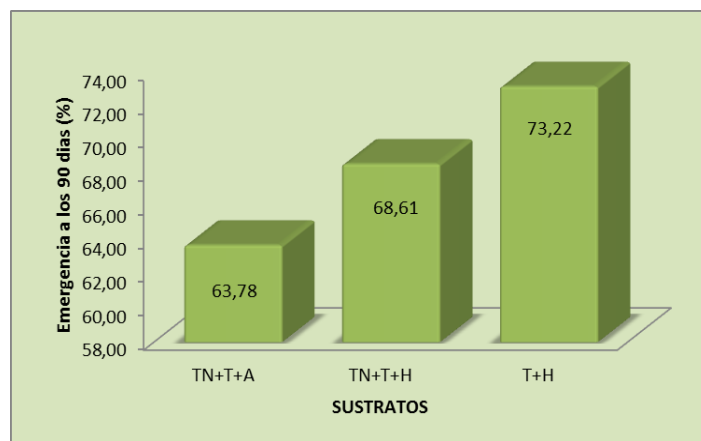


Gráfico N° 14. Porcentaje de emergencia a los 90 días, bajo diferentes Sustratos.

Mediante la prueba de Tukey al 5% la separación de medias registró 3 rangos (a, b y c); es así que el rango **a** ocupó el S3 (Turba50%+Humus 50%) con una media de 73.22 %; mientras que el rango **c** ocupó el S1 (Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena 25%) con una media de 63.78 %.

Estos resultados (gráfico 14) señalan que entre los 3 tipos de sustratos hay diferencias significativas, demostrando una vez más que el Sustrato 3 (Turba 50%+Humus 50%) fue el mejor; el mismo que presentó un porcentaje de emergencia de 73.22%.

Cuadro N° 27. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 90 días, para el Contraste.

CONTRASTE	Media (%)	Rango
Testigo	51,33	
Resto	68,54	**

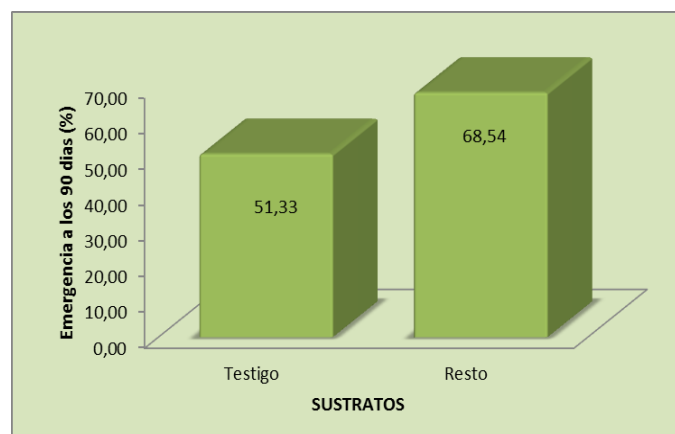


Gráfico N° 15. Porcentaje de emergencia a los 90 días, para el Contraste.

Según la prueba de Tukey al 5% la separación de medias para el contraste, demostró que a los 90 días el Resto (Bioestimulantes y Sustratos) son altamente significativos frente al Testigo registrando una media de 68.54% y 51.33% respectivamente. Esto indicó que los bioestimulantes y los sustratos influyeron significativamente en este proceso, lo que no sucede con el testigo, pudiendo atribuirse este comportamiento probablemente a que las semillas utilizadas como testigo fueron sembradas directamente sin ningún tratamiento.

Cuadro N° 28. Análisis de Varianza para el porcentaje de emergencia a los 120 días después de la siembra (Anexo 3.6).

Fuente de Variación	G. de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	1498,54				
Bioestimulantes	3	86,91	28,97	11,35	2,98	4,64 **
Sustratos	2	368,22	184,11	72,11	3,37	5,53 **
Int. AB	6	34,94	5,82	2,28	2,47	3,59 ns
Ts vs Resto	1	942,09	942,09	369,00	4,23	7,72 **
Error	26	66,38	2,55			
CV %			2,34			
Media			68,36			

ns= no significativo

** = altamente significativo

De acuerdo al Análisis de Varianza a los 120 días después de la siembra (Cuadro 28) se estableció diferencias altamente significativas para los Bioestimulantes (Enraizador de Hormonas Vegetales, Agrohormonas, Bioestimulante ESPOCH, Gron Gibb), para los Sustratos (S1= Tierra negra 50%+Turba25%+Arena25%, S2= Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%, y S3= Turba 50%+Humus 50%); y para el Testigo vs Resto (bioestimulante y sustratos); mientras que la Interacción de AxB no es significativa. Se registró un Coeficiente de Variación de 2.34%, y una media promedio de 68.36%. Este comportamiento es similar a lo sucedido a los 90 días, lo que demostró que tanto los Bioestimulantes como los sustratos si actúan favorablemente en el porcentaje de emergencia.

Cuadro N° 29. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 120 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media (%)	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	70,96	a
Agro Hormonas	70,67	a
Bioestimulante ESPOCH	67,11	b
Gron Gibb	70,37	a

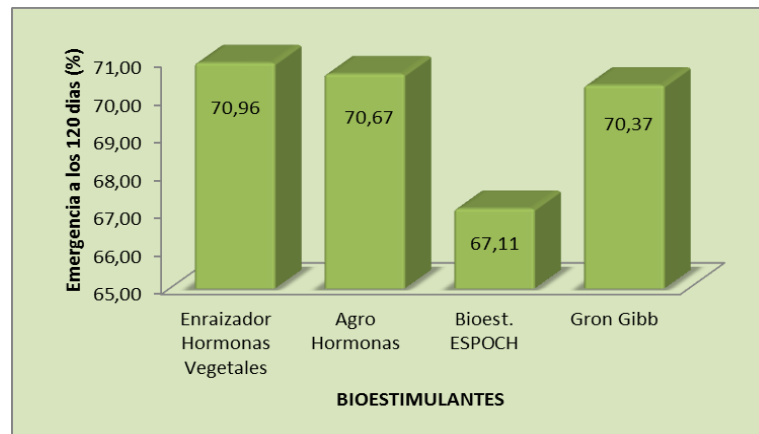


Gráfico N° 16. Porcentaje de emergencia a los 120 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

La Separación de Medias según Tukey al 5% a los 120 días, registró 2 rangos (a y b); dentro del rango **a** hay un valor más alto que correspondió al B1 (Semillas+Enraizador de Hormonas Vegetales x 15 minutos) con una media de 70.96%; mientras que el rango **b** ocupó el B3 (Semillas+ Bioestimulante ESPOCH x 30 minutos) que registró una media de 67.11%.

Esto indicó que al colocar las semillas en una solución de Enraizador H-V por el lapso de 15 min., probablemente se ablandó los tegumentos de las semillas por acción de las hormonas vegetales y de la composición química que contiene el producto; mientras que el Bioestimulante ESPOCH presentó un bajo porcentaje de emergencia; este resultado puede obedecer a que el T3 no actuó favorablemente en la germinación y emergencia de plántulas de esta especie.

Información que es respaldada por Jara L. y Ordoñez G. (1999), quienes manifiestan que para realizar la propagación sexual de *Vallea stipularis* es necesario que las semillas sean sometidas a agua o algún tipo de tratamiento pre germinativo que ayuden a acelerar la germinación de la especie, ya que el tegumento de la semilla impide que puedan absorber agua en una cantidad suficiente haciendo que le germinación tarde mucho más tiempo; en este caso Ordoñez G. (1999), indica que se debe sumergir la semilla en agua fría por dos días, pese a este tratamiento se obtiene un 25% de germinación a los 45 días de forma uniforme; pero además, Humanante, M. (2005) sugiere que se debe tener mucho cuidado

en la calidad de la semilla, sin importar la especie que sea, pues de este factor dependerá en gran parte poder obtener un buen porcentaje de producción.

Cuadro N° 30. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 120 días, bajo diferentes Sustratos.

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media (%)	Rango
TN 50%+T 25%+A 25%	65,83	c
TN 50%+T 25%+H 25%	69,83	b
T 50%+H 50%	73,67	a

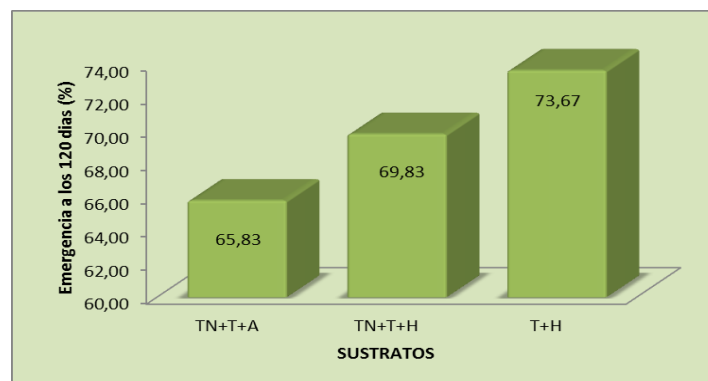


Gráfico N° 17. Porcentaje de emergencia a los 120 días, bajo diferentes Sustratos.

Según Tukey al 5% (Cuadro 30) se obtuvo 3 rangos (a, b y c); el rango **a** lo ocupó el Sustrato 3 que está compuesto por (Turba 50% + Humus 50%) con 73.67%; mientras que el rango **c** ocupó el Sustrato 1 compuesto por (Tierra negra 50%+Turba 25% + Arena 25%) con 65.83%.

En el (Gráfico 17) se aprecia que el resultado se aproximó a los valores obtenidos a los 90 días después de la siembra, lo cual señala que a los 120 días el Sustrato 3 (Turba 50%+Humus 50%) fue el mejor tratamiento; posiblemente se debe a que la composición de la mezcla en partes iguales de suelos diferentes (turba y humus) tanto en el contenido de materia orgánica, minerales, y la estructura misma del sustrato hacen que al momento de entrar en contacto con la semilla actúen favorablemente en la germinación y emergencia de plántulas.

Este comportamiento está apoyado con el Centro de Estudios y Acción Social (CEAS 2000), que sugiere hacer el almácigo o semillero en suelos negros o amarillos, ricos en alimentos naturales para asegurar la germinación, emergencia y crecimiento de las plantas, además ver que la tierra posea suficiente humedad, y que contengan un pH de 4,5 a 7, es decir que el sustrato no sea ácido.

Cuadro N° 31. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de emergencia a los 120 días, para el Contraste.

CONTRASTE	Media (%)	Rango
Testigo	51,33	
Resto	69,78	**

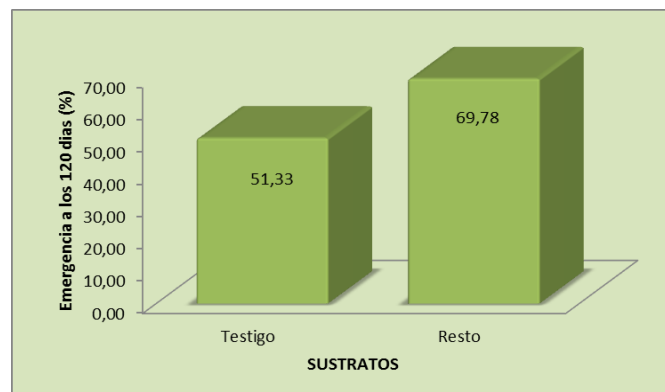


Gráfico N° 18. Porcentaje de emergencia a los 120 días, para el Contraste.

De acuerdo a la prueba de Tukey al 5%, se determinó que para el Resto (bioestimulantes y sustratos) existió diferencias altamente significativas registrando una media de 69.78 % y el Testigo con 51.33% de emergencia el cual no es significativo para el resto.

Esto quiero decir que los 4 bioestimulantes (Enraizador Hormonas Vegetales, Agrohormonas, Bioest. ESPOCH, y Gron Gibb), más los 3 sustratos (S1= Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena 25%, S2= Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%, y S3= Turba 50%+Humus 50%) que conforman el Resto, determinaron los mejores resultados en el porcentaje de emergencia; lo que no sucede en cambio con el testigo obedeciendo este

comportamiento tal vez a que en el control no se utilizó ningún bioestimulantes ni tipos de sustratos, determinado así que los tipos y calidad de sustratos sin influyen en este proceso.

Cuadro N° 32. Resumen del Análisis de Varianza para el porcentaje de emergencia a los 30, 45, 60, 75, 90 y 120 días después de la siembra.

Fuente de Varianza	G.L	Porcentaje de emergencia											
		30 días	45 días	60 días	75 días	90 días	120 días						
Total	38												
Bioestimulantes	3	1,63	**	6,84	ns	28,52	**	118,76	**	35,77	**	28,97	**
Sustratos	2	24,11	**	108,26	**	231,37	**	275,31	**	267,64	**	184,11	**
Int. AB	6	0,64	ns	4,26	ns	3,83	ns	3,84	ns	4,14	ns	5,82	ns
Ts vs Resto	1	11,70	**	478,05	**	116,92	**	12,14	ns	819,60	**	942,09	**
Error	26	0,32		6,34		2,94		8,03		3,11		2,55	
CV %		29,77		20,76		7,64		7,14		2,62		2,34	
Media		1,90		12,13		22,44		39,71		67,21		68,36	

n.s = no significativo

** = altamente significativo

Mediante el Análisis de Varianza para el porcentaje de emergencia del sachá capulí a los 30, 45, 60, 75, 90 y 120 días después de la siembra (Cuadro 32), se observó que el Factor Sustratos registró diferencias altamente significativas durante todo el ensayo, es decir a los 30, 45, 60, 75, 90 y 120 días. Mientras que la Interacción de AxB no es significativa desde los 30 hasta los 120 días.

El coeficiente de variación para el porcentaje de emergencia a los 30, 45, 60, 75, 90 y 120 días después de la siembra fue de 29.77, 20.76, 7.64, 7.14, 2.62 y 2.34%; con una media en promedio de 1.90, 12.13, 22.44, 39.71, 67.21 y 68.36 % respectivamente.

Los resultados en el caso de los sustratos es respaldada por Añazco M (2000) que expresa que cuando se trabaja con semillas pequeñas es de vital importancia que su siembra se lo haga en sustratos sueltos, ya que al germinar la semilla empujan los cotiledones hacia arriba

y se presenta la emergencia, mientras que si se utiliza un sustrato muy arcillo la planta no podrá emerger y morirá.

Además el Manual de Producción de Plantas coordinado por el Red Agroforestal Ecuatoriana (RAFE 2000) sugiere que la profundidad de la siembra se debe hacer igual al diámetro de la semilla, ya que si se siembra a mucha profundidad demora en germinar y frecuentemente muere la plántula, y cuando se siembra superficialmente no germinan por el constante movimiento producido por el riego.

b. Altura de la planta

Cuadro N° 33. Análisis de Varianza para la altura de la planta a los 45 días después de la emergencia (cm) Anexo (3.7).

Fuente de Variación	G. de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	11,32				
Bioestimulantes	3	0,97	0,32	2,91	2,98	4,64 ns
Sustratos	2	0,08	0,04	0,38	3,37	5,53 ns
Int. AB	6	0,60	0,10	0,90	2,47	3,59 ns
Ts vs Resto	1	6,77	6,77	60,90	4,23	7,72 **
Error	26	2,89	0,11			
CV %			8,71			
Media			3,83			

ns= no significativo

** = altamente significativo

De acuerdo al ADEVA para la altura de planta a los 45 días después de la emergencia (Cuadro 33) se observó diferencias altamente significativas para el Testigo vs Resto (bioestimulante y sustratos); mientras que análisis de varianza para los Bioestimulantes, Sustratos y la Interacción de A x B no es significativa. El coeficiente de variación es de 8.71% y una media promedio de 3.83 cm

Cuadro N° 34.- Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 45 días después de la emergencia, para el Contraste (cm).

CONTRASTE	Media (cm)	Rango
Testigo	2,38	
Resto	3,95	**

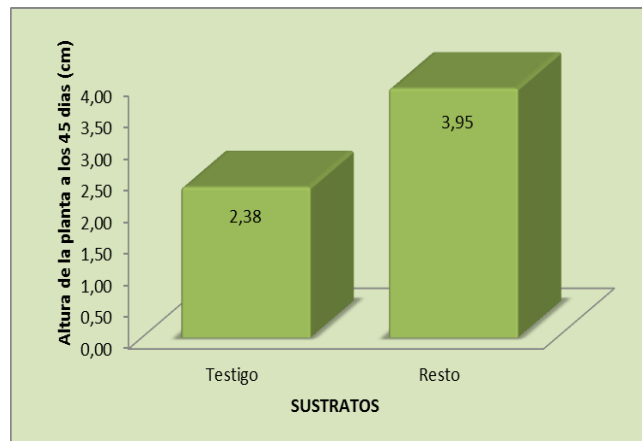


Gráfico N° 19.- Altura de la planta a los 45 días, para el Contraste.

Mediante la prueba de Tukey al 5% (Cuadro 34), el Contraste registró diferencias altamente significativas para el resto (bioestimulante y sustratos) con una media de 3.95 cm; mientras que el Testigo no es significativo y presentó una media de 2.38 cm.

Estos resultados se atribuye probablemente a que el testigo inició su emergencia recién a los 45 días, mientras que los demás tratamientos emergieron a partir de los 30 días, por esta razón presentan un mayor crecimiento de las plantas.

Cuadro N° 35.- Análisis de Varianza para la altura de la planta a los 60 días después de la emergencia (cm) (Anexo 3.8).

Fuente de Varianza	G.L	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	0,66				
Bioestimulantes	3	0,19	0,06	4,32	2,98	4,64 *
Sustratos	2	0,01	0,00	0,28	3,37	5,53 ns
Int. AB	6	0,04	0,01	0,45	2,47	3,59 ns
Ts vs Resto	1	0,02	0,02	1,63	4,23	7,72 ns
Error	26	0,39	0,02			
CV %			1,95			
Media			6,28			

ns= no significativo

** = altamente significativo

De acuerdo al Análisis de Varianza para la altura de la planta a los 60 días (Cuadro 35) se estableció diferencias significativas para los Bioestimulantes (Enraizador de Hormonas Vegetales, Agrohormonas, Bioestimulante ESPOCH, y Gron Gibb); mientras que los sustratos (S1= Tierra negra 50%+Turba25%+Arena25%, S2= Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%, y S3= Turba 50%+Humus 50%), la Interacción de AxB, y el Ts vs Resto (Bioestimulantes y sustratos) no son significativos. El coeficiente de variación fue de 1.95%, y una media promedio de 6.28 cm.

Cuadro N° 36.- Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 60 días después de la emergencia, bajo diferentes Bioestimulante (cm).

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media (cm)	Rango
Enraizador H-V	6,31	ab
Agro Hormonas	6,29	ab
Bioestimulante ESPOCH	6,17	b
Gron Gibb	6,38	a

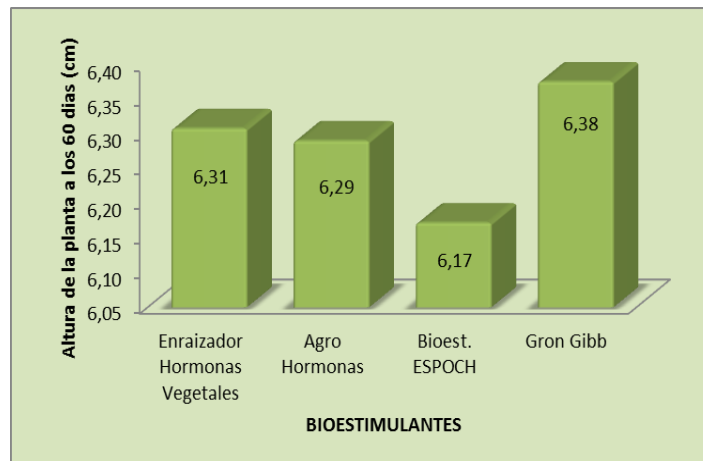


Gráfico N° 20. Altura de la planta a los 60 días, bajo diferentes Bioestimulante.

La prueba de Tukey al 5%, en la altura de la planta a los 60 días de (Cuadro 36), para los Bioestimulantes estableció 3 rangos (a, b y ab); el rango **a** ocupó B4 (Semillas+ Gron Gibb x 5 minutos) con una media de 6.38 cm; y el rango **b** ocupó el B3 (Semillas+ Bioestimulante ESPOCH x 30 minutos) con una media de 6.17 cm.

Este comportamiento señaló que la diferencia entre los cuatro bioestimulantes no es muy considerable; pero cabe indicar que las plántulas sometidas al B4 (Semillas+ Gron Gibb x 5 minutos) son las que registraron mayor crecimiento a los 60 días.

Cuadro N° 37.- Análisis de Varianza para la altura de la planta a los 75 días después de la emergencia (Anexo 3.9).

Fuente de Variación	G de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	11,19				
Bioestimulantes	3	0,42	0,14	1,07	2,98	4,64 ns
Sustratos	2	0,31	0,16	1,20	3,37	5,53 ns
Int. AB	6	0,39	0,06	0,50	2,47	3,59 ns
Ts vs Resto	1	6,70	6,70	51,56	4,23	7,72 **
Error	26	3,38	0,13			
CV %			4,48			
Media			8,05			

ns= no significativo

** = altamente significativo

Al realizar el análisis de varianza para la altura a los 75 días se observó que el Ts vs Resto (Bioestimulantes y sustratos) presentó diferencias altamente significativas; mientras que el Factor B, S y la Interacción AxB no son significativos, registrando un coeficiente de variación de 4.48%, y una media de 8.05 cm.

Cuadro N° 38.- Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 75 días después de la emergencia, para el Contraste (cm).

CONTRASTE	Media (cm)	Rango
Testigo	6,61	
Resto	8,17	**

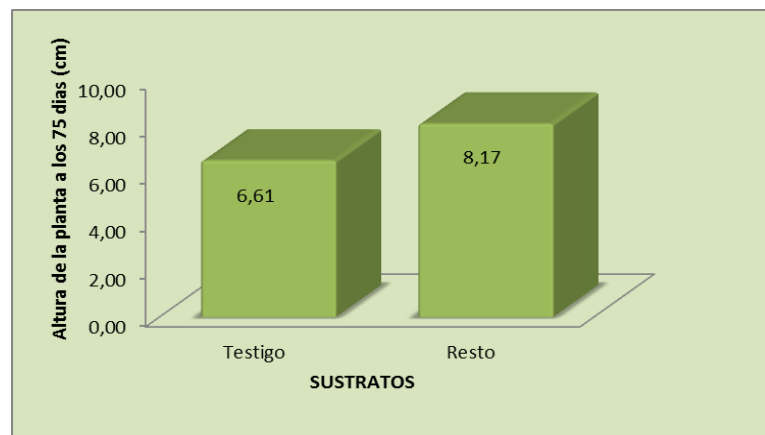


Gráfico N° 21.- Altura de la planta a los 75 días, para el Contraste.

Según Tukey al 5%, el Contraste arrojó diferencias altamente significativas para el Resto (Bioestimulantes y sustratos), con una media de 8.17%, mientras que el Testigo con una media de 6.61% no es significativo.

Al igual que sucedió a los 45 días se observa que los 4 bioestimulantes (Enraizador de Hormonas Vegetales, Agrohormonas, Bioestimulante ESPOCH, y Gron Gibb), y los 3

sustratos (S1= Tierra negra 50%+Turba25%+Arena25%, S2= Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%, y S3= Turba 50%+Humus 50%), fueron superiores frente al testigo.

Cuadro N° 39.- Análisis de Varianza para la altura de la planta a los 90 días después de la emergencia (Anexo 3.10).

Fuente de Variación	G.L	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	15,50				
Bioestimulantes	3	0,42	0,14	1,18	2,98	4,64 ns
Sustratos	2	2,15	1,07	9,03	3,37	5,53 **
Int. AB	6	0,04	0,01	0,05	2,47	3,59 ns
Ts vs Resto	1	9,80	9,80	82,57	4,23	7,72 **
Error	26	3,09	0,12			
CV %			3,74			
Media			9,22			

ns= no significativo

**= altamente significativo

Luego de haber realizado el Análisis de Varianza a los 90 días, se estableció diferencias altamente significativas para el Factor S (Sustratos) y el Testigo vs Resto (Bioestimulantes y sustratos); mientras que el Factor B (Bioestimulantes) y la Interacción de AxB no es significativa. El Coeficiente de variación fue de 3.74%, y una media de 9,22%.

Cuadro N° 40.- Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 90 días después de la emergencia, bajo diferentes Sustratos (cm).

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media	Rango
TN 50%+T 25%+A 25%	9,06	b
TN 50%+T 25%+H 25%	9,38	ab
T 50%+H 50%	9,65	a

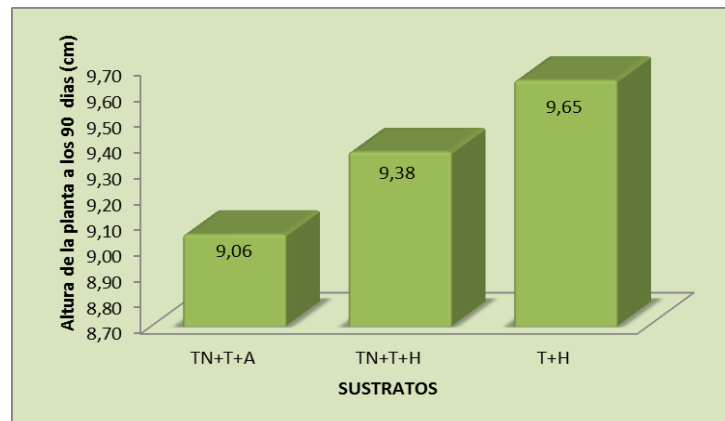


Gráfico N° 22.- Altura de la planta a los 90 días, bajo diferentes Sustratos

Según la Prueba de Tukey al 5%, para la altura de las plantas a los 90 días, registraron 3 rangos (a, ab y b), en donde el Sustrato 3 compuesto por Turba 50%+Humus 50%, ocupó el rango **a** con una media de 9,65 cm; mientras que el Sustrato 1 compuesto por Tierra negra 50%+Turba25%+Arena25% presentó con el valor más bajo se ubicó en el rango **b** con una media de 9.06 cm. en promedio.

Este resultado puede obedecer a la acción que emite la calidad y composición de cada sustrato sobre las plántulas, demostrando nuevamente que un sustrato con alto contenido de materia orgánica, presenta características de aireación eficiente para el desarrollo de la plantas.

Cuadro N° 41.- Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 90 días después de la emergencia, para el Contraste (cm).

CONTRASTE	Media (cm)	Rango
Testigo	7,48	
Resto	9,36	**

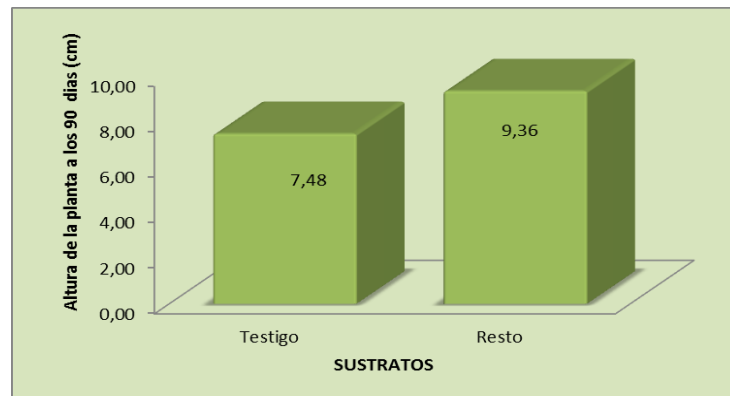


Gráfico N° 23.- Altura de la planta a los 90 días, para el Contraste.

Tukey al 5% determinó diferencias altamente significativas para el resto (bioestimulantes y sustratos) con una media de 9.36 cm; mientras que el Testigo registró una media promedio de 7.48 cm. Valores que demuestran que los sustratos (S1= Tierra negra 50%+Turba25%+Arena25%, S2= Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%, y S3= Turba 50%+Humus 50%) a los 90 días superaron significativamente al Testigo.

Cuadro N° 42.- Análisis de Varianza para la altura de la planta a los 120 días después de la emergencia (Anexo 3.11).

Fuente de Variación	G.L	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	30,00				
Bioestimulantes	3	1,07	0,36	1,91	2,98	4,64 ns
Sustratos	2	4,65	2,33	12,49	3,37	5,53 **
Int. AB	6	0,06	0,01	0,05	2,47	3,59 ns
Ts vs Resto	1	19,38	19,38	104,03	4,23	7,72 **
Error	26	4,84	0,19			
CV %			4,19			
Media			10,30			

ns= no significativo

**= altamente significativo

La altura de la planta a los 120 días, según el Análisis de Varianza registró diferencias altamente significativas para el Factor Sustratos y para el Testigo vs Resto (bioestimulantes y sustratos); mientras que el Factor Bioestimulantes y la Interacción de AxB no fueronb

significativos. El Coeficiente de variación registrado fue de 4.19%, con una media de 10.30 cm.

Cuadro N° 43.- Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 120 días después de la emergencia, bajo diferentes Sustratos (cm).

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media	Rango
TN 50%+T 25%+A 25%	10,09	c
TN 50%+T 25%+H 25%	10,46	b
T 50%+H 50%	10,97	a

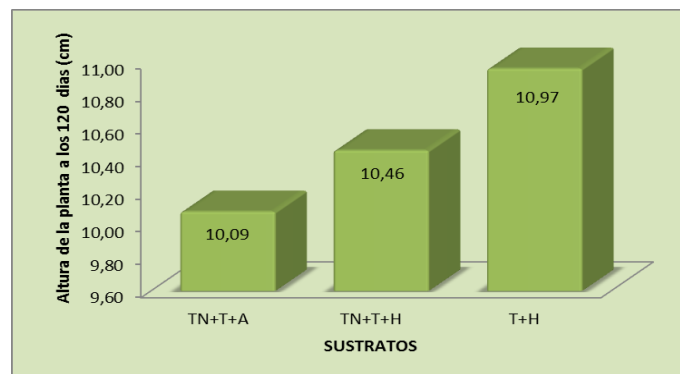


Gráfico N° 24.- Altura de la planta a los 120 días, bajo diferentes Sustratos.

La prueba de Tukey al 5% para la altura a los 120 días, bajo diferentes sustratos determinó 3 rangos (a, b y c); en donde el Sustrato 3 (Turba 50%+Humus 50%) registró una media promedio de 10,97 cm en altura, y se ubicó en el rango **a**. Mientras que el sustrato 1 (Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena 25%) ocupó el rango **c**, con una media promedio de 10.09cm.

Cuadro N° 44. Prueba de Tukey al 5% para la altura de la planta a los 120 días después de la emergencia, para el Contraste (cm).

CONTRASTE	Media (cm)	Rango
Testigo	7,86	
Resto	10,51	**

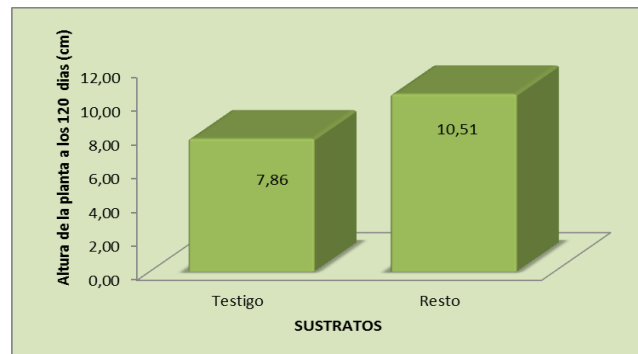


Gráfico N° 25.- Altura de la planta a los 120 días, para el Contraste.

Según la prueba de Tukey al 5% la altura a los 120 días, registró diferencias altamente significativas para el Resto (bioestimulantes y sustratos) con una media de 10.51 cm frente al Testigo que presentó 7.86 cm en promedio.

Resultados que pueden atribuirse a que el Testigo fue sembrado en un sustrato pobre en contenido de materia orgánica, nutrientes y composición química, lo que posiblemente retardo el crecimiento y desarrollo de la planta; mientras que los sustratos (S1= Tierra negra 50%+Turba25%+Arena25%, S2= Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%, y S3= Turba 50%+Humus 50%) si actuaron en el buen desarrollo de la planta.

Cuadro N° 45. Resumen de Análisis de Varianza para la altura de la plantas a los 45, 60, 90 y 120 días después de la emergencia (cm).

Fuente de Varianza	G.L	Altura de la planta (cm)				
		45 días	60 días	75 días	90 días	120 días
Total	38					
Bioestimulantes	3	0,32 ns	0,06 *	0,14 ns	0,14 ns	0,36 ns
Sustratos	2	0,04 ns	0,00 ns	0,16 ns	1,07 **	2,33 **
Int. AB	6	0,10 ns	0,01 ns	0,06 ns	0,01 ns	0,01 ns
Ts vs Resto	1	6,77 **	0,02 ns	6,70 *	9,80 **	19,38 **
Error	26	0,11	0,02	0,13	0,12	0,19
CV %		8,71	1,95	4,48	3,74	4,19
Media		3,83	6,28	8,05	9,22	10,30

ns= no significativo

**= altamente significativo

El Análisis de Varianza para la altura de la planta a los 45, 60, 75, 90 y 120 días después de la emergencia (Cuadro N° 45), determinó que el Testigo vs Resto (Bioestimulantes y Sustratos) presentaron diferencias altamente significativas, a los 45, 90 y 120 días; mientras que la Interacción de AxB no es significativa durante todo el tiempo que duro el ensayo. Cada uno de estos factores registraron un coeficiente de varianza de 8,71, 1,95, 4,48, 3,74, y 4,19%, con una media promedio de 3,83, 6,28, 8,05, 9,22, y 10,30 cm, a los 45, 60, 75, 90 y 120 días respectivamente.

Este comportamiento es corroborado por Cruz U. Lilian (1985), quien menciona que los mejores resultados que obtuvo en su investigación de Tesis en cuanto a la altura fue en el tratamiento en que las semillas fueron sembradas en un sustrato del 100% de suelo de bosque, registrando una altura promedio de 10.7 cm.

c. Longitud de la raíz

Debido que el Análisis de Varianza a los 30 días determinó valores no significativos, únicamente se colocó el cuadro resumen, de los 30 y 120 días.

Cuadro N° 46. Resumen de Análisis de Varianza para la longitud de la raíz (cm) a los 30 y 120 días después de la siembra (Anexo 3.12 y 3.13).

Fuente de Variación	G.L.	Longitud de la raíz (cm)			
		30 días		120 días	
Total	38				
Bioestimulantes	3	0,02	ns	0,42	**
Sustratos	2	0,04	ns	1,52	**
Int. AB	6	0,00	ns	0,01	ns
Ts vs Resto	1	0,04	ns	3,24	**
Error	26	0,02		0,04	
CV %		28,59		3,22	
Media		0,52		5,85	

ns= no significativo

**= altamente significativo

De acuerdo al resumen del Análisis de Varianza, la longitud de la raíz a los 30 y 120 días, registraron diferencias altamente significativas para el Factor Bioestimulantes, Sustratos y Testigo vs Resto (bioestimulantes y sustratos) a los 120 días; mientras que a los 30 días todos los factores presentaron valores no significativos incluyendo la Interacción de AxB que no es significativa a los 120 días. El coeficiente de variación fue de 28,59 y 3,22%, con un media de 0.52 y 5,85 cm de promedio a los 30 y 120 días respectivamente.

Cuadro N° 47.- Prueba de Tukey al 5% para la longitud de raíz de la planta a los 120 días después de la emergencia, bajo diferentes Bioestimulantes (cm).

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	5,96	ab
Agro Hormonas	6,20	a
Bioest. ESPOCH	5,68	b
Gron Gibb	5,87	ab

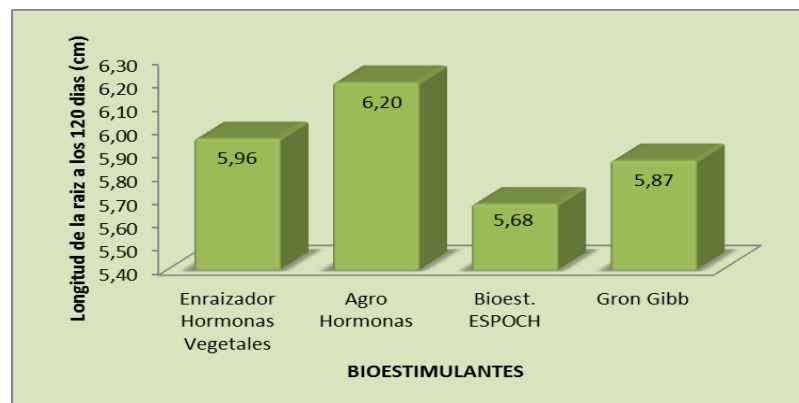


Gráfico N° 26.- Longitud de la raíz a los 120 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

Al realizar la prueba de Tukey al 5%, se estableció 3 rangos (a, b, ab); en donde el B2 (Semillas+Agrohormonas x 5 minutos) con una media promedio de 6.20 cm y se ubicó en el primer rango **a**; mientras que el B3 (Bioestimulante ESPOCH x 30 minutos) con 5.68 ocupó el rango **b** que es el valor más bajo en relación a los demás tratamientos.

Este comportamiento se atribuye posiblemente al modo de acción de B2 (Agrohormonas) sobre las semillas, ya que al ser un potente regulador hormonal estimula la división, multiplicación celular, elongación de los tejidos y promueve el crecimiento de la raíz en las plantas, información que es respaldada por AGRODEL (2010).

Cuadro N° 48. Prueba de Tukey al 5% para la longitud de raíz de la planta a los 120 días después de la emergencia, bajo diferentes Sustratos (cm)

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media (cm)	Rango
TN 50%+T 25%+A 25%	5.53	b
TN 50%+T 25%+H 25%	6.05	ab
T 50%+H 50%	6.21	a

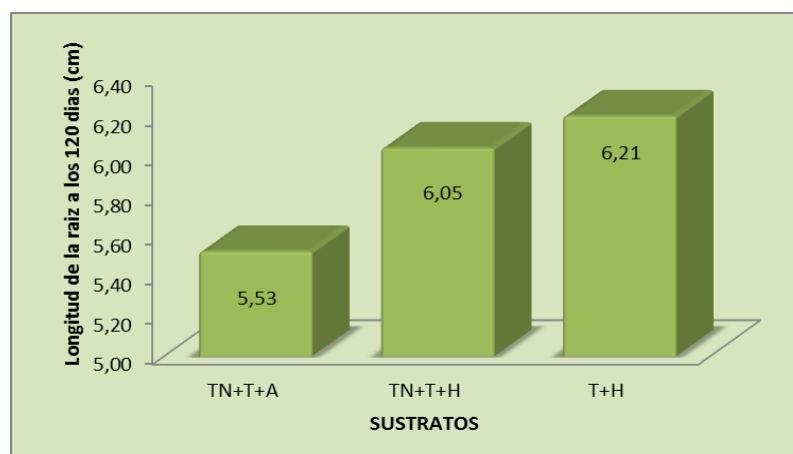


Gráfico N° 27.- Longitud de la raíz a los 120 días, bajo diferentes Sustratos.

Mediante la prueba de Tukey al 5% para la longitud de la raíz a los 120 días (Cuadro 48) se estableció 3 rangos (a, b, y ab); el rango **a** se ubicó el sustrato 3 que está compuesto por (Turba 50% + Humus 50%) con una media de 6.21 cm.; y el rango **b** ocupó el sustrato 1 compuesto por (Tierra negra 50% + Turba 25% + Arena 25%) con una media de 5.53%.

El resultado señaló que el sustrato 3 (Turba 50% + Humus 50%) a los 120 días fue el mejor. Este comportamiento está corroborado por Brandbyge y Holm N. (1987), y por Añazco, M (2000), quienes exponen que un suelo con suficiente porcentaje de materia

orgánica, poseen buenas condiciones estructurales para facilitar la emergencia y/o enraizamiento de las plantas y por ende el desarrollo radicular; mientras que para Cruz, L (1985) el tratamiento de remojo de la semilla en agua tibia por 48 horas registró 12.42 cm en promedio de crecimiento de la raíz., siendo este el que estableció los valores más altos frente a los demás tratamientos que probó el autor.

Cuadro N° 49.- Prueba de Tukey al 5% para la longitud de raíz de la planta a los 120 días después de la emergencia, para el Contraste (cm)

CONTRASTE	Media	Rango
Testigo	4,85	
Resto	5,93	**

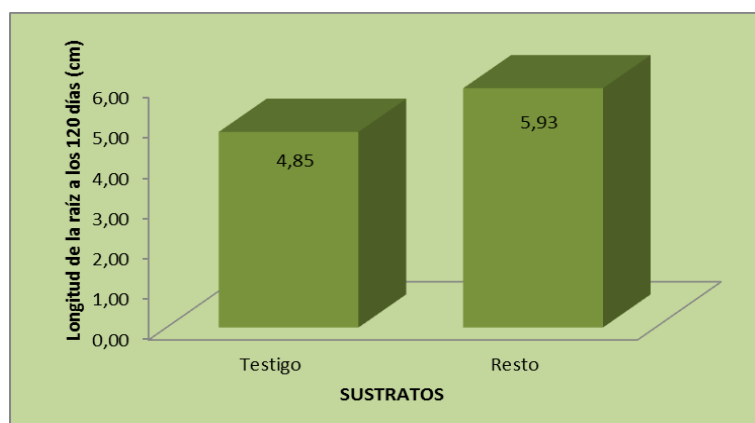


Gráfico N° 28.- Longitud de la raíz a los 120 días, para el Contraste.

De igual manera que en los Sustratos, mediante la prueba de Tukey al 5% para el Contraste, se determinó que el Resto (bioestimulantes y sustratos) son altamente significativos registrando una media de 5.93 cm en promedio, mientras que el Testigo registró una media promedio de 4.85 cm de la longitud radicular.

Estas diferencias entre el control (testigo) y el resto (bioestimulante y sustratos), puede atribuirse al efecto que causó tanto los bioestimulantes como los sustratos sobre las semillas; comportamiento que es sustentado por Merino, H. (2008), que manifiesta que el

suelo es el componente principal en el cual se fijan las raíces para buscar los nutrientes, y la humedad que requieren para desarrollarse y por ende aumentar la longitud radicular de la planta.

1. Propagación asexual de sachá capulí bajo el umbráculo

a. Porcentaje de brotación de rizomas de sachá capulí.

De acuerdo al Análisis de Varianza para el porcentaje de brotación a los 30 días registró datos no significativos en todos los factores, motivo por el cual no se hace la interpretación del ADEVA.

Cuadro N° 50.- Análisis de Varianza para el porcentaje de brotación de rizomas a los 45 días después de la siembra (Anexo 4.1).

Fuente de Variación	G de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	2827,41				
Repeticiones	2	60,32	30,16	1,55	3,40	5,61 ns
Bioestimulantes	3	341,92	113,97	5,87	3,01	4,72 **
Sustratos	2	1798,56	899,28	46,28	3,40	5,61 **
Int. AB	6	124,66	20,78	1,07	2,51	3,67 ns
Ts vs Resto	1	35,65	35,65	1,83	4,26	7,82 ns
Error	24	466,30	19,43			
CV %			11,59			
Media			38,03			

ns= no significativo

** = altamente significativo

En el análisis de varianza para el porcentaje de brotación a los 45 días después de la siembra (Cuadro 50) registró diferencias altamente significativas para los Factores B (Bioestimulantes) y S (Sustratos); por otra parte las Repeticiones que agrupa a los cuatro tratamientos (Enraizador Hormonas Vegetales, Agrohormonas, Bioestimulante ESPOCH, y Gron Gibb) en tres sustratos (S1= Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena 25%; S2= Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%; y S3= Turba 50%+Humus 50%, la

Interacción de AxB, y el Testigo vs Resto (bioestimulantes y sustratos) no son significativos. El coeficiente de variación es de 11.59%, y una media promedio de 38.03%.

Cuadro N° 51.- Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de rizomas a los 45 días después de la siembra, bajo diferentes Bioestimulantes.

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media (%)	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	37,73	ab
Agro Hormonas	41,67	a
Bioestimulante ESPOCH	40,28	a
Gron Gibb	33,56	b

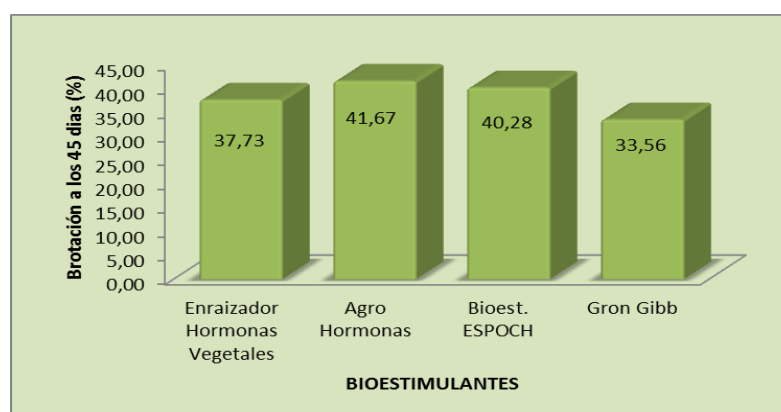


Gráfico N° 29.- Porcentaje de brotación de rizomas a los 45 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

Mediante la prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 45 días (Cuadro 51) se registró 3 rangos (a, b, y ab); el rango **a**, lo ocupó B2 (Rizomas+Agrohormonas x 5 minutos), con una media de 41.67%, mientras que el rango **b**, lo ocupó el B4 (Rizomas + Gron Gibb x 5 minutos), con una media de 33.56 %.

Este resultado probablemente se debe a la acción que ejerce el producto sobre los rizomas, ya que Agrohormonas tiene un 10% de Nitrógeno, 10% de Fósforo y 10% de Potasio que son los elementos principales para el crecimiento y desarrollo de una planta.

Cuadro N° 52.- Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de rizomas a los 45 días después de la siembra, bajo diferentes Sustratos.

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media (%)	Rango
TN 50%+T 25%+A 25%	30,73	c
TN 50%+T 25%+H 25%	36,46	b
T 50%+H 50%	47,74	a

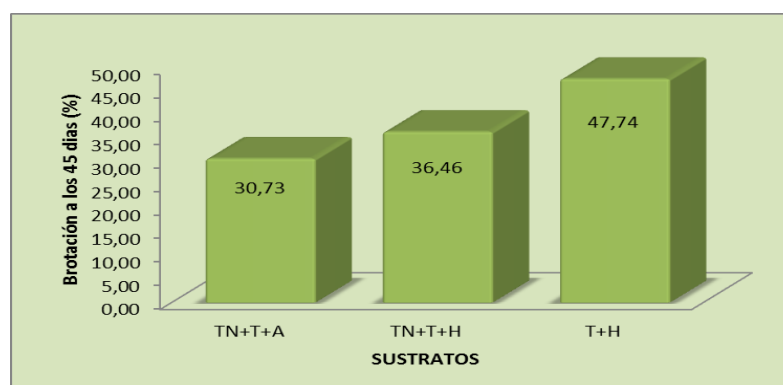


Gráfico N° 30.- Porcentaje de brotación de rizomas a los 45 días, bajo diferentes Sustratos.

De acuerdo a la Separación de Medias según Tukey, los sustratos presentaron 3 rangos, que van desde el rango **a** hasta el rango **c**; el rango **a** lo ocupó el S3 (Turba 50%+Humus 50%) con una media de 47.74 %, mientras que en el rango **b** se ubicó el S1 (Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena 25%), con una media de 30.73%. Esto señala que a los 45 días después de la siembra los sustratos si influyeron considerablemente en la brotación de los rizomas.

Cuadro N° 53.- Análisis de Varianza para el porcentaje de brotación de rizomas a los 60 días después de la siembra (Anexo 4.2).

Fuente de Variación	G. de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher			
				Cal	0,05	0,01	
Total	38	2330,62					
Repeticiones	2	22,93	11,46	0,45	3,40	5,61	ns
Bioestimulantes	3	699,63	233,21	9,21	3,01	4,72	**
Sustratos	2	654,90	327,45	12,93	3,40	5,61	**
Int. AB	6	319,25	53,21	2,10	2,51	3,67	ns
Ts vs Resto	1	26,05	26,05	1,03	4,26	7,82	ns
Error	24	607,86	25,33				
CV %			8,83				
Media			57,00				

ns= no significativo

** = altamente significativo

De acuerdo al Análisis de Varianza para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 60 días después de la siembra (Cuadro 53). Se observó diferencias altamente significativas para los factores B y S; mientras que las Repeticiones, Interacción de AxB, y Testigo vs Resto (bioestimulante y sustratos) no son significantes. El coeficiente de variación es de 8.83%, y una media promedio de 57.00% de Brotación.

Cuadro N° 54.- Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de rizomas a los 60 días después de la siembra, bajo diferentes Bioestimulantes.

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media (%)	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	54,40	bc
Agro Hormonas	63,89	a
Bioestimulante ESPOCH	58,33	ab
Gron Gibb	52,31	c

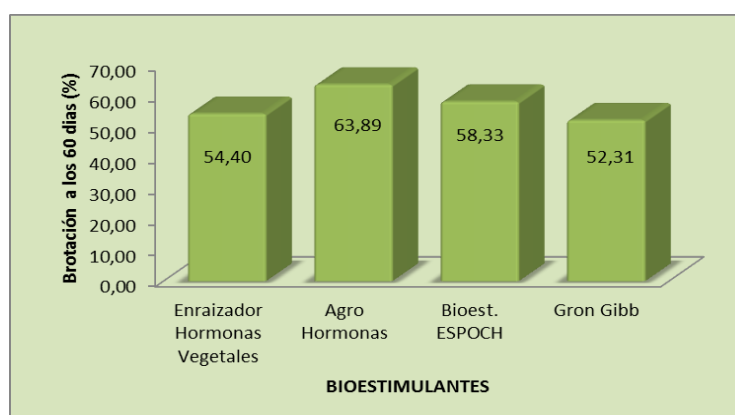


Gráfico N° 31.- Porcentaje de brotación de rizomas a los 60 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

Mediante la Separación de Medias según Tukey (Cuadro 54), los Bioestimulantes presentaron 4 rangos (a, ab, c, y bc); el rango **a** ocupó B2 (Rizomas +Agrohormonas x 8 horas) con una media de 63.89 %, mientras que el rango **c**, es decir el valor más bajo ocupó B4 (Rizomas+Gron Gibb x 8 horas), con una media de 52.31%. Esto demostró que a los 60 días después de la siembra, los bioestimulantes actuaron eficientemente en la brotación de los rizomas; información que es corroborada por Benavides, E. (2010), quien manifiesta que al utilizar sustancias reguladoras del crecimiento, se estimula la brotación y enraizamiento de los rizomas que son tallos subterráneos.

Este resultado es mayor al obtenido por Cruz U. Lilian (1985) quien trabajó con estacas de 1 y 2 años con 4 a 8 yemas cada una, en las cuales aplicó un producto hormonal (Rhotone), obteniendo una media del 13,75% de brotación a los 60 días, en las estacas provenientes de 1 año con 4 yemas.

Cuadro N° 55.- Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de rizomas a los 60 días después de la siembra, bajo diferentes Sustratos.

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media (%)	Rango
TN 50%+T 25%+A 25%	52,26	c
TN 50%+T 25%+H 25%	56,77	b
T 50%+H 50%	62,67	a

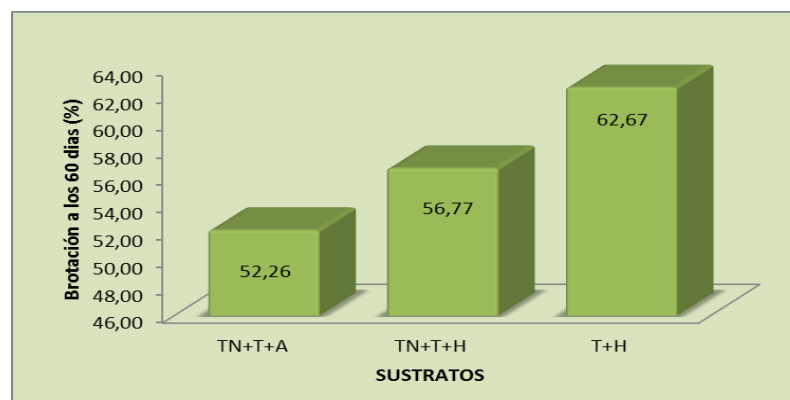


Gráfico N° 32.- Porcentaje de brotación de rizomas a los 60 días, bajo diferentes Sustratos.

De acuerdo a la Separación de Medias según Tukey (Cuadro 55), los Sustratos (S1= Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena 25%; S2= Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%; y S3= Turba 50%+Humus 50%, para el porcentaje de brotación a los 60 días presentaron 3 rangos (a, b, y c), el rango **a** que ocupó el Sustrato 3 (Turba 50%+Humus 50%) con una media de 62.67 %; mientras que el rango **c** lo ocupó S1 (Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena 25%), con una media de 52.26%.

Este resultado demostró que el contenido de materia orgánica es el componente principal que influyó directamente en la brotación y posible enraizamiento del rizoma, debido a la presencia de nutrientes los mismos que fueron asimilados por las plantas.

Cuadro N° 56.- Análisis de Varianza para el porcentaje de brotación de rizomas a los 75 días después de la siembra (Anexo 4.3).

Fuente de Variación	G de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	1332,13				
Repeticiones	2	4,67	2,34	0,20	3,40	5,61 ns
Bioestimulantes	3	438,85	146,28	12,33	3,01	4,72 **
Sustratos	2	289,59	144,80	12,21	3,40	5,61 **
Int. AB	6	76,92	12,82	1,08	2,51	3,67 ns
Ts vs Resto	1	237,42	237,42	20,02	4,26	7,82 **

Error	24	284,68	11,86
CV %			4,26
Media			80,77

ns= no significativo

** = altamente significativo

Con respecto al Análisis de Varianza para el porcentaje de brotación a los 75 días (Cuadro 56), la diferencia entre tratamiento estadísticamente fue altamente significativos para Bioestimulantes, Sustratos y Testigo vs Resto (bioestimulantes y sustratos); mientras las Repeticiones y la Interacción de AxB no son significativos, El coeficiente de varianza fue de 4.26%, y una media de 80.77%.

Cuadro N° 57.- Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de rizomas a los 75 días después de la siembra, bajo diferentes Bioestimulantes.

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media (%)	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	78,47	b
Agro Hormonas	85,19	a
Bioestimulante ESPOCH	84,72	a
Gron Gibb	77,55	b

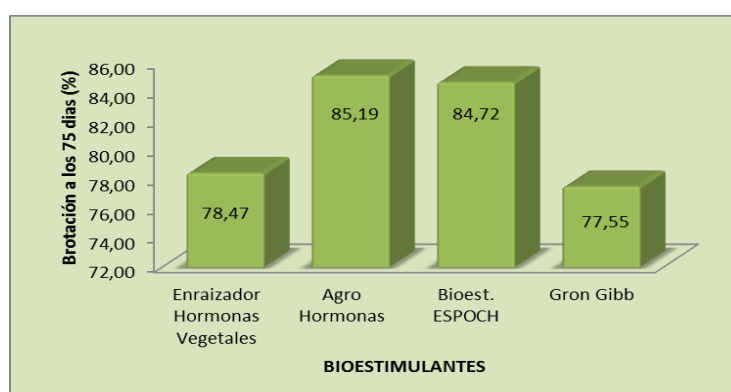


Gráfico N° 33.- Porcentaje de brotación de rizomas a los 75 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

Al realizar la prueba de Tukey al 5% del porcentaje de brotación a los 75 días (Cuadro 57), se obtuvo 2 rangos (a y b); el rango **a** ocupó el T2 (Rizomas+Agrohormonas x 8 horas) con una media de 85.19%; mientras que el T4 (Rizomas+ Gron Gibb x 8 horas) ocupa el rango **b** con 77.55% de brotación.

Estos resultados permitieron interpretar que *Vallea stipularis L.f.* se desarrolla mejor ante los efectos fisiológicos de T2 (Agrohormonas), el cual es un potente enraizador que contiene altos niveles de N,P y K, lo que permite estimular el enraizamiento de los rizomas, información que es corroborado por (BRIEDERBRICK, 1991), que aduce que estas pruebas han dado excelentes resultados. Además Añazco, M (2000), señala que se debe considerar la edad del árbol proveedor del material vegetativo, pues si es un árbol viejo tendrá un mayor contenido de lignina y por lo tanto el enraizamiento será más difícil.

Cuadro N° 58.- Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de rizomas a los 75 días después de la siembra, bajo diferentes Sustratos.

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media (%)	Rango
TN 50%+T 25%+A 25%	77,95	b
TN 50%+T 25%+H 25%	81,60	a
T 50%+H 50%	84,90	a

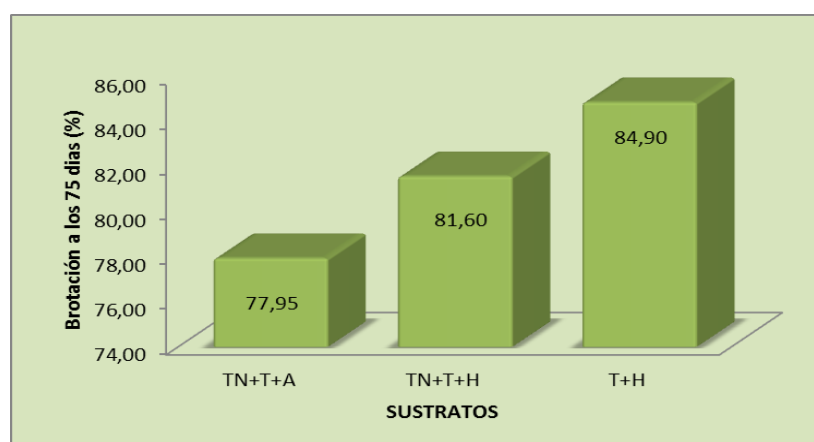


Gráfico N° 34.- Porcentaje de brotación de rizomas a los 75 días, bajo diferentes Sustratos.

Con la Separación de Medias según Tukey al 5%; el porcentaje de brotación a los 75 días para sustratos, registró dos rango (a y b), el rango **a** ocupó el sustrato 3 compuesto por el 50% de Turba y el 50% de Humus, con una media de 84.90 %; mientras que el rango **b** ocupó el sustrato 1 compuesto por Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena 25%, con 77.95 % de brotación.

Cuadro N° 59.- Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de rizomas a los 75 días después de la siembra, para el Contraste.

CONTRASTE	Media (%)	Rango
Testigo	72,22	
Resto	81,48	**

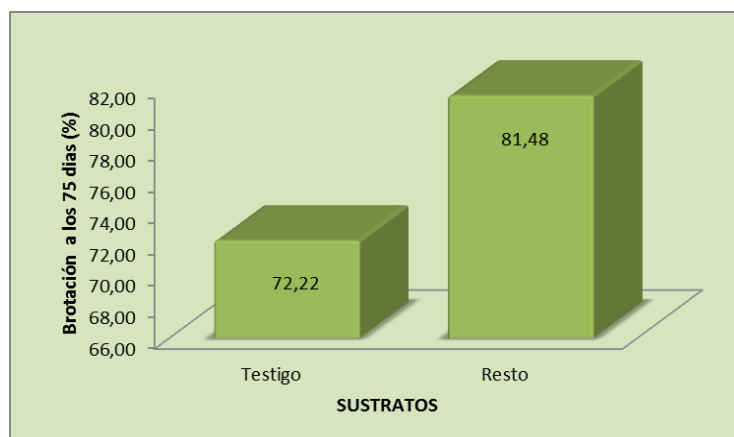


Gráfico N° 35.- Porcentaje de brotación de rizomas a los 75 días, para el Contraste.

Utilizando la prueba de Tukey al 5%, la brotación de los rizomas a los 75 días para el contraste, determinó que el Resto (bioestimulantes y sustratos) con una media de 81.48% son altamente significativos; es decir fue mayor al Testigo que registró 72.22% de brotación. De igual manera este resultado es similar a los ya registrados en los 60 días, manifestando que los sustratos con alto contenido de materia orgánica son favorables para

la propagación de esta especie; mientras que el sustrato del testigo no respondió eficientemente al enraizamiento de los rizomas, esto probablemente se atribuye a la composición química y física de cada sustrato (Anexo 8).

Cuadro N° 60.- Análisis de Varianza para el porcentaje de brotación de rizomas a los 90 días después de la siembra (Anexo 4.4.).

Fuente de Variación	G de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	6326,79				
Repeticiones	2	275,98	137,99	1,08	3,40	5,61 ns
Bioestimulantes	3	396,13	132,04	1,03	3,01	4,72 ns
Sustratos	2	934,59	467,30	3,66	3,40	5,61 *
Int. AB	6	971,75	161,96	1,27	2,51	3,67 ns
Ts vs Resto	1	685,92	685,92	5,38	4,26	7,82 *
Error	24	3062,41	127,60			
CV %			15,65			
Media			72,17			

ns= no significativo

* = significativo

De acuerdo al Análisis de Varianza, el porcentaje de brotación de los rizomas a los 90 días (Cuadro 60), demostró que el Factor Sustrato y el Testigo vs Resto (Bioestimulantes y sustratos) son significativos; mientras que las Repeticiones, los Bioestimulantes y la Interacción de AxB no son significativos. El coeficiente de variación que se registró fue de 15.65%, con una media de 72.17% en promedio.

Cuadro N° 61.- Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de rizomas a los 90 días después de la siembra, bajo diferentes Sustratos.

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media (%)	Rango
TN 50%+T 25%+A 25%	66,49	b
TN 50%+T 25%+H 25%	75,00	ab
T 50%+H 50%	78,65	a

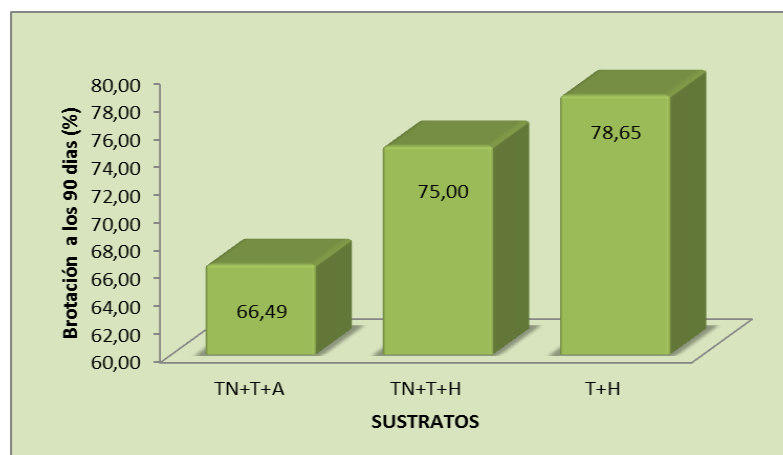


Gráfico N° 36.- Porcentaje de brotación de rizomas a los 90 días, bajo diferentes Sustratos.

Según el método de Tukey al 5% utilizado para la Separación de Medias; el porcentaje de brotación de los rizomas a los 90 días, registró 3 rangos (a, b, y ab); el rango **a** con el valor más alto lo ocupó el Sustrato 3 (Turba 50% + Humus 50%) con 78.65 % de brotación, mientras que en el rango **b** está S1 (Tierra negra 50+Turba 25%+Arena25%) con 66.49 % de brotación.

Estos valores fueron reiterativos con los resultados anteriores probablemente debido a la composición química y física de los sustratos, ya que tanto el sustrato (S2= Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%; y S3= Turba 50%+Humus 50%) tiene altos niveles de materia orgánica, nutriente y minerales como lo demuestran el análisis del sustrato realizado en el laboratorio. Por otra parte cabe reclacar que la arena por su composición ayuda a la aireación del sustrato; lo que permite que la planta pueda absorber la mayor cantidad de nutrientes para su crecimiento y desarrollo. Lo contrario sucede con el sustrato del testigo que es unicamente suelo agrícola, el cual cosntantemente esta modificado su composición química y física, debido a las labores agricolas, haciendo de este un suelo regularmente pobre.

Estas variaciones en el porcentaje de prendimiento de acuerdo al tipo de sustrato, hace referencia al criterio emitido por JARA L. y ORDOÑEZ G. (1991), quienes sugieren que la propagación de *Vallea stipularis* L.f., por ser una especie de altura se lo debe hacer en

sustratos que contengan por lo mínimo el 50% de materia orgánica con una buena capacidad de retención de humedad, para evitar así el estrés de la planta, y posteriormente la pérdida del material vegetativo. Además estos resultados están sustentados a la información obtenida de la investigación realizada por CRUZ U. L (1985), que señala que los mejores resultados que obtuvo en su trabajo fue en el sustrato 100% suelo de bosque.

Cuadro N° 62. Prueba de Tukey al 5% para el porcentaje de brotación de rizomas a los 90 días después de la siembra, para el Contraste.

CONTRASTE	Media (%)	Rango
Testigo	57,64	
Resto	73,38	*

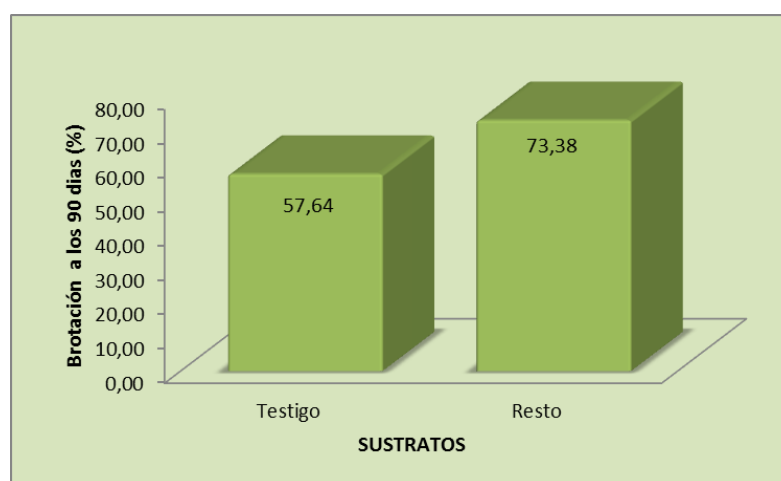


Gráfico N° 37.- Porcentaje de brotación de rizomas a los 90 días, para el Contraste.

Utilizando la prueba de Tukey al 5%, se determinó que el Resto (Bioestimulantes y sustratos) es significativo con una media del 73,38%, por otro lado tenemos al Testigo que registró un media de 57.64 % de brotación de los rizomas a los 90 días. Valores que establecieron un alto rendimiento de los Bioestimulantes y Sustratos en la propagación asexual de esta especie.

Cuadro N° 63. Resumen del Análisis de Varianza para el porcentaje de brotación de los rizomas, a los 30, 45, 60, 75 y 90 días.

Fuente de Variación	G. de L.	Porcentaje de Prendimiento a los									
		30	45	60	75	90					
Total	38										
Repeticiones	2	2373,2	ns	30,16	ns	11,46	ns	2,34	ns	137,99	ns
Bioestimulantes	3	3473,2	ns	113,97	**	233,21	**	146,28	**	132,04	ns
Sustratos	2	1781,0	ns	899,28	**	327,45	**	144,80	**	467,30	*
Int. AB	6	2615,3	ns	20,78	ns	53,21	ns	12,82	ns	161,96	ns
Ts vs Resto	1	588,9	ns	35,65	ns	26,05	ns	237,42	**	685,92	*
Error	24	2591,6		19,43		25,33		11,86		127,60	
CV %		145,5		11,59		8,83		4,26		15,65	
Media		35,0		38,03		57,00		80,77		72,17	

ns= no significativo

*= significativo

De acuerdo al Análisis de Varianza para el porcentaje de brotación de los rizomas a los 30, 45, 60, 75 y 90 días, se estableció que las repeticiones registraron diferencias no significativas durante todo el ensayo, mientras que los bioestimulantes y sustratos presentaron diferencias altamente significativas a los 45, 60, y 75 días, en cuanto al Testigo vs Resto se pudo observar que no son significativas a los 30, 45 y 60 días; y registro una diferencia altamente significativa a los 75 días. Estos registraron un coeficiente de variación de 145.5, 11.59, 8.83, 4.26 y 15, 65%; con una media de 35.0, 38.03, 57.00, 80.77, y 72.17, a los 30, 45, 60, 75 y 90 días respectivamente.

b. Número de brotes por rizoma

Cuadro N° 64.- Análisis de Varianza para el número de brotes por rizoma a los 30 días después de la siembra (Anexo 4.5).

Fuente de Variación	G de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	20,52				
Repeticiones	2	3,19	1,60	39,00	3,40	5,61 **
Bioestimulantes	3	2,65	0,88	21,59	3,01	4,72 **
Sustratos	2	0,12	0,06	1,47	3,40	5,61 ns
Int. AB	6	0,21	0,03	0,84	2,51	3,67 ns
Ts vs Resto	1	13,37	13,37	326,73	4,26	7,82 **
Error	24	0,98	0,04			
CV %			9,97			
Media			2,03			

ns= no significativo

** = altamente significativo

El Análisis de Varianza para el número de brotes a los 30 días después de la siembra (Cuadro 64), indicó que existen diferencias altamente significativas para la Repeticiones, Bioestimulantes y Testigo vs Resto (Bioestimulantes y Sustratos); no así para los Sustratos y para la Interacción AxB que no son significativas, este análisis presentó un Coeficiente de Variación de 9.97%, con una media promedio de 2.03%.

Cuadro N° 65. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 30 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	2,06	b
Agro Hormonas	2,44	a
Bioestimulante ESPOCH	2,47	a
Gron Gibb	1,82	c

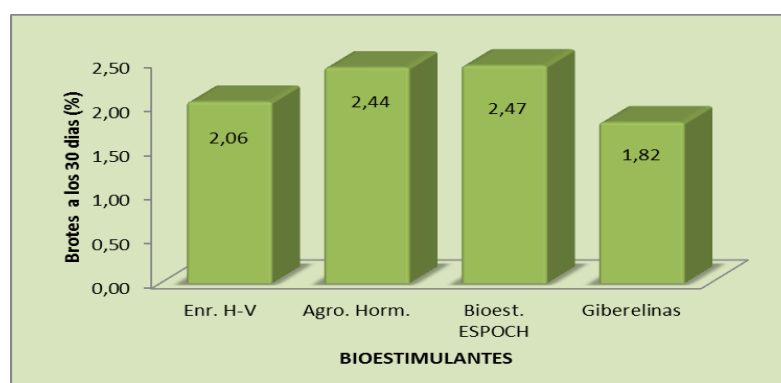


Gráfico N° 38.- Número de brotes por rizoma a los 30 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

A los 30 días después de la siembra (Cuadro 65), la Separación de Medias según Tukey al 5%, estableció 3 rangos (a, b, y c), el rango **a**, lo ocupó el B3 (Rizomas+Bioestimulante ESPOCH x 30 minutos) con una media de 2,47; mientras que el rango **c**, lo ocupó B4 (Rizomas+Gron Gibb x 8 horas), que registró una media de 1.82 brotes por rizoma; atribuyéndose este resultado probablemente a la acción fisiológica que ejerce el producto sobre los rizomas, induciendo la brotación de nuevas yemas e interrumpe el período de latencia de los órganos.

Cuadro N° 66. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 30 días, para el Contraste.

CONTRASTE	Media	Rango
Testigo	0,00	
Resto	2,20	**

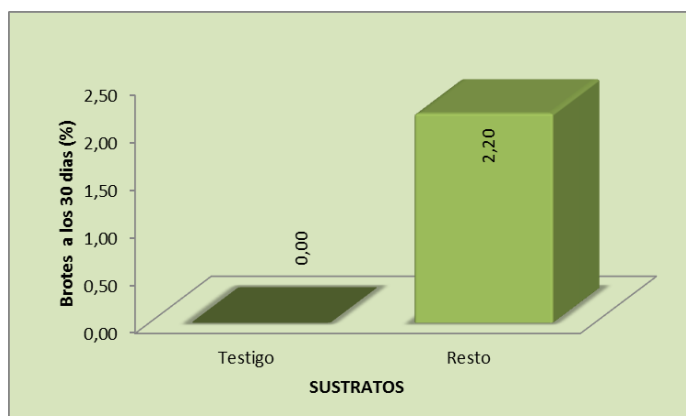


Gráfico N° 39.- Número de brotes por rizoma a los 30 días, para el Contraste.

Al realizar la Separación de Medias, según Tukey al 5%, para el Contraste (Cuadro 66) se estableció diferencias altamente significativas para el Resto (bioestimulante y sustratos), los cuales presentaron un promedio de brotes por rizoma de 2.20; mientras que el Testigo a los 30 días no registró ningún valor, lo que señaló que su significancia es nula.

Cuadro N° 67. Análisis de Varianza para el número de brotes por rizoma a los 45 días después de la siembra (Anexo 4.6).

Fuente de Variación	G de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	40,22				
Repeticiones	2	0,33	0,17	3,88	3,40	5,61 *
Bioestimulantes	3	5,91	1,97	45,76	3,01	4,72 **
Sustratos	2	0,83	0,42	9,66	3,40	5,61 **
Int. AB	6	0,26	0,04	1,01	2,51	3,67 ns
Ts vs Resto	1	31,86	31,86	740,24	4,26	7,82 **
Error	24	1,03	0,04			
CV %			6,63			
Media			3,13			

ns= no significativo

** = altamente significativo

De acuerdo al Análisis de Varianza, para el número de brotes a los 45 días después de la siembra (Cuadro 67), se determinó diferencias altamente significativas para los bioestimulantes, sustratos, y para el Testigo vs Resto (bioestimulante y sustratos), mientras

que las tres repeticiones registraron diferencias significativas, sin embargo la interacción de AxB no fue significativa. Además se registró un Coeficiente de variación de 6.63% y una media promedio de 3.13%.

Cuadro N° 68. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 45 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	3,23	b
Agro Hormonas	3,77	a
Bioestimulante ESPOCH	3,77	a
Gron Gibb	2,80	c

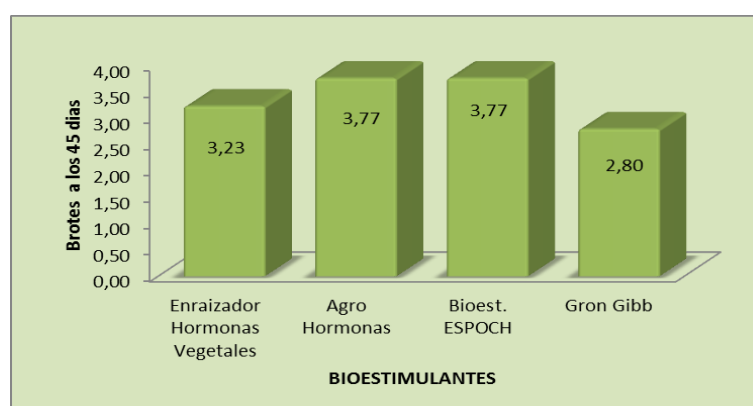


Gráfico N° 40.- Número de brotes por rizoma a los 45 días, bajo diferentes Bioestimulantes

Según Tukey al 5%, el número de brotes a los 45 días después de la siembra (Cuadro 68), se encontró 3 rangos (a, b, y c), en el primer rango **a** están ubicados B2 (Rizomas +Agrohormonas x 8 horas) y B3 (Rizomas+Bioestimulante ESPOCH x 8 horas) con un promedio de 3,77 brotes por rizoma; mientras que el B4 (Gron Gibb) ocupó el rango **c** con una media de 2.80 brotes por rizoma, que correspondió al valor más bajo obtenido en el ensayo.

Como se observa en el (Gráfico 40), el B2 (Agrohormonas) y B3 (Bioestimulante ESPOCH) coincide en el resultado, es decir fueron los mejores tratamientos.

Cuadro N° 69. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 45 días, bajo diferentes Sustratos.

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media	Rango
TN 50%+T 25%+A 25%	3,24	b
TN 50%+T 25%+H 25%	3,33	b
T 50%+H 50%	3,60	a

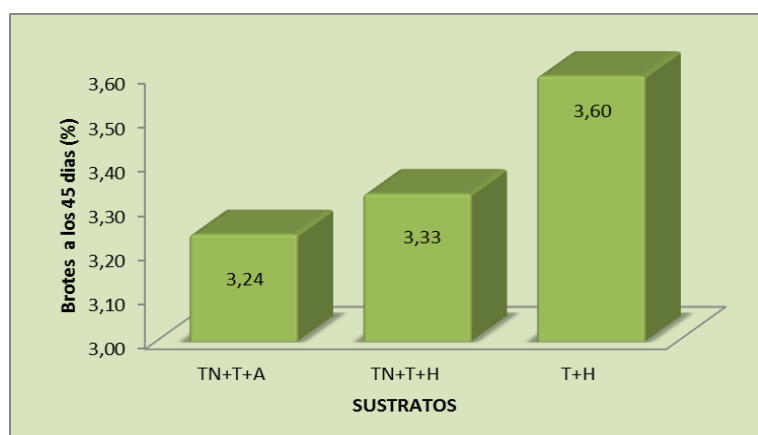


Gráfico N° 41.- Número de brotes por rizoma a los 45 días, bajo diferentes Sustratos.

Mediante la prueba de Tukey al 5%, para el Contraste (Cuadro 69), a los 45 días después de la siembra el Factor S (sustratos) presentó 2 rangos (a y b). En el rango **a** esta el S3 (Turba 50%+Humus 50%) con una media 3.60; mientras que en el rango **b** está el S1 (Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena 25%) con un promedio de 3,24 brotes por rizoma.

En base a este análisis se menciona que nuevamente los sustratos con mayor contenido de materia orgánica arrojaron los mejores resultados en el número de brotes.

Cuadro N° 70. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 45 días, para el Contraste.

CONTRASTE	Media	Rango
Testigo	0,00	
Resto	3,39	**

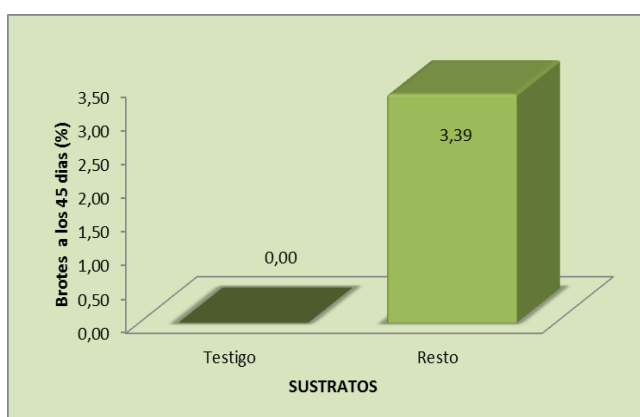


Gráfico N° 42.- Número de brotes por rizoma a los 45 días, para el Contraste.

Al realizar la Separación de Medias de acuerdo a Tukey al 5% (Cuadro 70) para el Contraste a los 45 días, se estableció diferencias altamente significativas para el Resto (bioestimulantes y sustratos), con una media promedio de 3,39 brotes por rizoma; mientras que el Testigo no registró ninguna diferencia.

Los resultados demuestran que los 4 bioestimulantes (Enraizador H-V, Agrohormonas, Bioestimulante ESPOCH y Gron Gibb) y sustratos (S1= Tierra negra 50%+turba 25%+Arena25%; S2= tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%; y S3= Turba 50%+Humus 50%), obtuvieron la media más alta.

Cuadro N° 71.- Análisis de Varianza para el número de brotes por rizoma a los 60 días después de la siembra (Anexo 4.7).

Fuente de Variación	G de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	54,77				
Repeticiones	2	0,65	0,32	4,14	3,40	5,61 *
Bioestimulantes	3	4,49	1,50	19,13	3,01	4,72 **
Sustratos	2	0,10	0,05	0,64	3,40	5,61 ns
Int. AB	6	0,66	0,11	1,40	2,51	3,67 ns
Ts vs Resto	1	46,99	46,99	600,41	4,26	7,82 **
Error	24	1,88	0,08			
CV %			7,36			
Media			3,80			

ns= no significativo

** = altamente significativo

Al realizar el análisis de varianza para el número de brotes a los 60 días después de la siembra (Cuadro 71) se observó diferencias altamente significativas para los bioestimulantes y Ts vs Resto (Bioestimulantes y Sustratos); en cambio las Repeticiones presentaron diferencias significativas; mientras que los sustratos y la Interacción de AxB no son significativos. El coeficiente de variación fue del 7.36%, con una media promedio de 3.80.

Cuadro N° 72. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 60 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	3,96	b
Agro. Hormonas	4,56	a
Bioestimulante ESPOCH	4,33	a
Gron Gibb	3,63	c

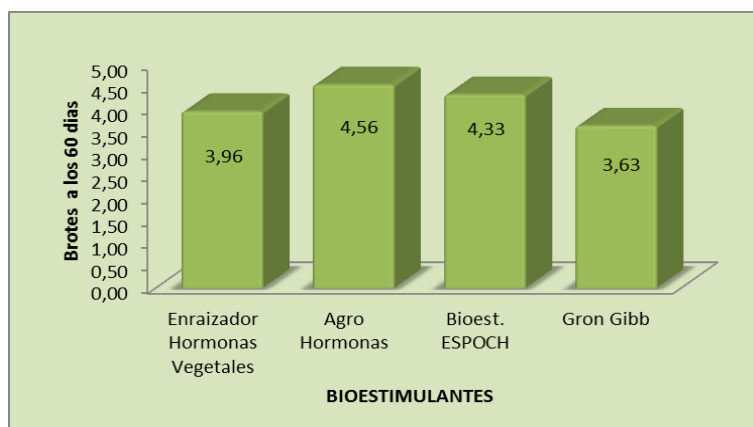


Gráfico N° 43.- Número de brotes por rizoma a los 60 días, bajo diferentes Bioestimulantes

La Prueba de Tukey al 5%, para los bioestimulantes (Cuadro 72), establece 3 rangos (a, b y c); el rango **a** lo ocupó B2 (Rizomas+Agrohormonas x 8 horas), con una media de 4.56, mientras que el rango **c** ocupó B4 (Gron Gibb) con una media promedio de 3.63. Este comportamiento probablemente obedece a que el B2 (Agrohormonas) por ser un potente enraizador hormonal, que fácilmente es absorbido en forma sistemática por las raíces, hojas y corteza de los tallos, lo que acelera y aumenta la brotación, información respaldada por AGRODEL (2010).

Cuadro N° 73. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 60 días, para el Contraste.

CONTRASTE	Media	Rango
Testigo	0,00	
Resto	4,12	**

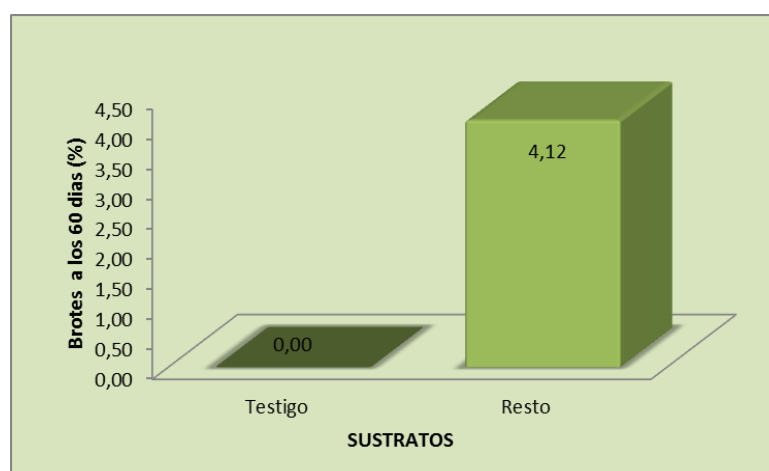


Gráfico N° 44.- Número de brotes por rizoma a los 60 días, para el Contraste.

Al utilizar la prueba de Tukey al 5%, (Cuadro 73). Se observó que el Resto (los Bioestimulantes y Sustratos), obtuvo a los 60 días el 2.06 de brotes promedio; mientras que el Testigo no registró ningún valor, es decir que los bioestimulantes y los sustratos fueron altamente significativos frente al Testigo.

Cuadro N° 74. Análisis de Varianza para el número de brotes por rizoma a los 75 días después de la siembra (%) (Anexo 4.7).

Fuente de Variación	G de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	42,27				
Repeticiones	2	1,13	0,56	7,79	3,40	5,61 **
Bioestimulantes	3	3,19	1,06	14,73	3,01	4,72 **
Sustratos	2	0,05	0,03	0,36	3,40	5,61 ns
Int. AB	6	0,27	0,05	0,63	2,51	3,67 ns
Ts vs Resto	1	35,89	35,89	496,78	4,26	7,82 **
Error	24	1,73	0,07			
CV %			8,09			
Media			3,32			

ns= no significativo

** = altamente significativo

De acuerdo al Análisis de Varianza (ADEVA), (Cuadro 74), se estableció diferencias altamente significativas para la Repeticiones, Bioestimulantes y Ts vs Resto

(bioestimulantes y sustratos); mientras que el Factor Sustratos con la Interacción de AxB no fueron significativos. El Coeficiente de variación fue de 8.09%, y una media promedio de 3.32 brotes.

Cuadro N° 75. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 75 días después de la siembra, bajo diferentes Bioestimulantes.

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	3,37	b
Agro Hormonas	3,91	a
Bioestimulante ESPOCH	3,88	a
Gron Gibb	3,24	b

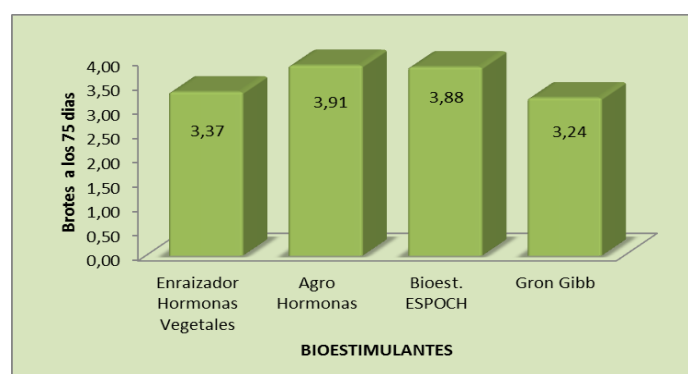


Gráfico N° 45.- Número de brotes por rizoma a los 75 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

Según Tukey al 5%, (Cuadro 75), a los 75 días el número de brotes determinaron 2 rangos (a y b), dentro del rango **a** está el B2 (Rizomas+Agrohormonas x 8 horas) con un promedio de 3.91 brotes por rizoma. Mientras que el B4 (Rizomas+ Gron Gibb x 8 horas) registró una media de 3.24 que lo ubicó dentro del rango **b**.

Cuadro N° 76. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 75 días, para el Contraste.

CONTRASTE	Media	Rango
Testigo	0,00	
Resto	3,60	**

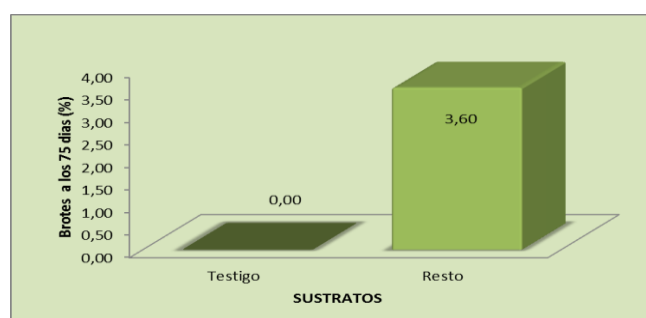


Gráfico N° 46.- Número de brotes por rizoma a los 75 días, para el Contraste.

Como se puede observar en el (Cuadro 76). Al haber realizado la Prueba de Tukey al 5% del número de brotes por rizoma a los 75 días. El Resto (Bioestimulantes, sustratos) presentó diferencias altamente significativas, con un promedio de 3.60 brotes por rizoma; mientras que el Testigo no registró ningún valor. Resultado que fue recurrente, es decir que los Tratamientos (4 bioestimulantes en 3 sustratos) superaron al testigo, esto probablemente se atribuye a la estructura misma de cada sustrato, y a la calidad del material vegetativo.

Cuadro N° 77. Análisis de Varianza para el número de brotes por rizoma a los 90 días después de la siembra (Anexo 4.8).

Fuente de Variación	G de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	26,04				
Repeticiones	2	0,01	0,00	0,08	3,40	5,61 ns
Bioestimulantes	3	2,82	0,94	22,88	3,01	4,72 **
Sustratos	2	0,10	0,05	1,22	3,40	5,61 ns
Int. AB	6	0,07	0,01	0,27	2,51	3,67 ns
Ts vs Resto	1	22,06	22,06	536,52	4,26	7,82 **

Error	24	0,99	0,04
CV %			7,78
Media			2,61

ns= no significativo

** = altamente significativo

El Análisis de Varianza (Cuadro 77), para el número de brotes a los 90 días, determinó diferencias altamente significativas para los Bioestimulantes y para el Testigo vs Resto (bioestimulante y sustratos); mientras que las Repeticiones, los Sustratos y la Interacción de AxB no son significativos. El Coeficiente de variación registrado fue de 7.78%, con una media de 2.61.

Cuadro N° 78. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 90 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

TRATAMIENTOS (Bioestimulantes)	Media	Rango
Enraizador Hormonas Vegetales	2,59	b
Agro Hormonas	3,12	a
Bioestimulante. ESPOCH	3,08	a
Gron Gibb	2,50	b

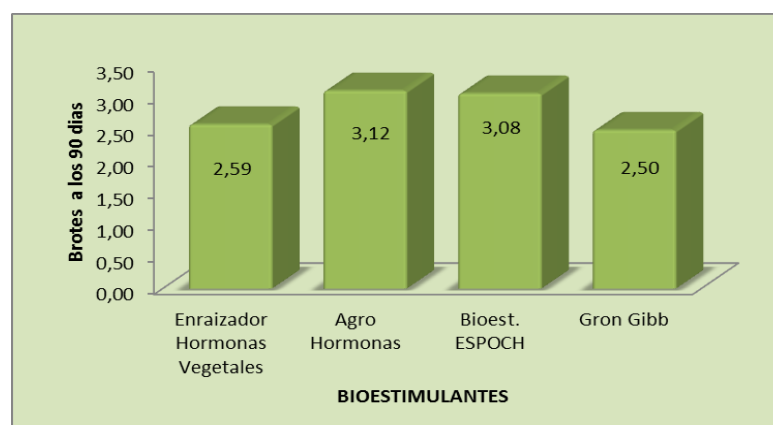


Gráfico N° 47.- Número de brotes por rizoma a los 90 días, bajo diferentes Bioestimulantes.

De acuerdo a Tukey al 5% (Cuadro 78), a los 90 días, para el número de brotes por rizoma; se obtuvo 2 rangos (a y b); en el rango **a** con el valor más alto está B2 (Rizomas+Agrohormonas x 8 horas) con 3.12; mientras que el B4 (Rizomas+Gron Gibb x 8 horas) con 2,50, fue el tratamiento con menor número de brotes, ocupando el rango **b**.

Cuadro N° 79. Prueba de Tukey al 5% para el número de brotes por rizoma a los 90 días, para el Contraste.

CONTRASTE	Media	Rango
Testigo	0,00	
Resto	2,82	**

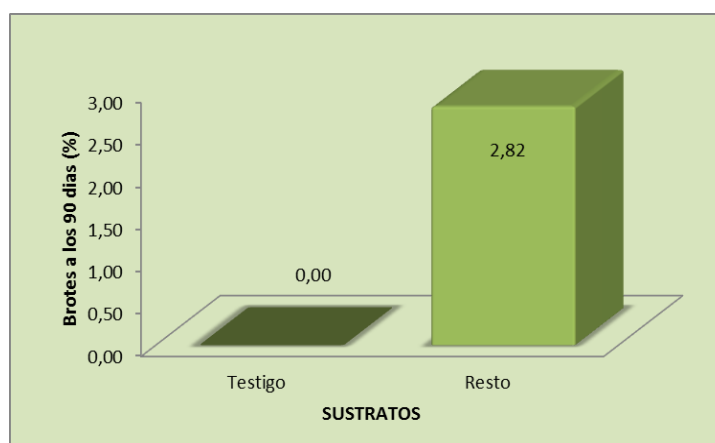


Gráfico N° 48.- Número de brotes por rizoma a los 90 días, para el Contraste.

De acuerdo con Tukey al 5% (Cuadro 79) para el número de brotes por rizomas a los 90 días, el Contraste presentó diferencias altamente significativas para el Resto (Bioestimulantes, sustratos), con un promedio de brotes de 2.82, frente al Testigo que no registró ningún dato.

Este resultado coincidió con las variables anteriores, posiblemente debido los 4 bioestimulantes (Enraizador Hormonas Vegetales, Agrohormonas, Bioestimulante ESPOCH, Gron Gibb), información que está respaldada por AGRODEL (2010), quien aduce que las sustancia reguladoras del crecimiento actúan favorablemente sobre el

sistema hormonal, estimulando la división celular y promoviendo el crecimiento y desarrollo de nuevos brotes y retoños.

Este comportamiento puede obedecer también, a la composición y estructura de que los sustratos (S1= Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena 25%; S2= Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%; y S3= Turba 50%+Humus 50%) ya que si se trabaja con un sustrato suelto se facilita el crecimiento y desarrollo de nuevos brotes.

Cuadro N° 80. Resumen del Análisis de Varianza para el número de brotes por rizoma, a los 30, 45, 60, 75 y 90 días.

Fuente de Variación	G. de L.	Número de Brotes				
		30	45	60	75	90
Total	38					
Repeticiones	2	1,60 **	0,17 *	0,32 *	0,26 **	0,00 ns
Bioestimulantes	3	0,88 **	1,97 **	1,50 **	1,06 **	0,94 **
Sustratos	2	0,06 ns	0,42 **	0,05 ns	0,03 ns	0,05 ns
Int. AB	6	0,03 ns	0,04 ns	0,11 ns	0,05 ns	0,01 ns
Ts vs Resto	1	13,37 **	31,86 **	46,99 **	35,89 **	22,06 **
Error	24	0,04	0,04	0,08	0,07	0,04
CV %		9,97	6,63	7,36	8,09	7,78
Media		2,03	3,13	3,80	3,32	2,61

ns= no significativo

**= altamente significativo

En el resumen del Análisis de Varianza (cuadro 80) para el número de brotes por rizoma, se observa que existen diferencias altamente significativas para las repeticiones, bioestimulantes y Testigo vs Resto; mientras que los sustratos y la Interacción de AxB no son significativos durante todo el ensayo a excepción de los sustrato que registró una diferencia altamente significativa a los 45 días. Estos registraron coeficiente de variación de 9.97, 6.63, 7.36, 8.09, y 7,78%, con una media de 2.03, 3.13, 3.80, 3.22, y 2.61 número de brotes por rizoma a los 30, 45, 60, 75 y 90 días respectivamente.

c. Longitud de la raíz

Cuadro N° 81.- Análisis de Varianza para la longitud de raíz, a los 90 días después de la siembra (Anexo 4.9)

Fuente de Variación	G de L.	S. Cuad	C. Medio	Fisher		
				Cal	0,05	0,01
Total	38	50,71				
Repeticiones	2	0,02	0,01	0,04	3,40	5,61 ns
Bioestimulantes	3	0,16	0,05	0,24	3,01	4,72 ns
Sustratos	2	29,27	14,63	64,72	3,40	5,61 **
Int. AB	6	0,85	0,14	0,62	2,51	3,67 ns
Ts vs Resto	1	14,99	14,99	66,29	4,26	7,82 **
Error	24	5,43	0,23			
CV %			7,41			
Media			6,42			

ns= no significativo

** = altamente significativo

Al realizar el Análisis de Varianza (Cuadro 81) para la longitud de la raíz a los 90 días, estableció diferencias altamente significativas para Sustratos y Testigo vs Resto (Bioestimulantes y sustratos); lo contrario sucedió con la Repeticiones, Bioestimulantes y la Interacción de AxB, que no fueron significativos. El Coeficiente de variación que presentó el ADEVA fue de 7.41%, con una media de 6.42.

Cuadro N° 82.- Prueba de Tukey al 5% para la longitud de raíz, a los 90 días, bajo diferentes Sustratos.

TRATAMIENTOS (Sustratos)	Media (cm)	Rango
TN 50%+T 25%+A 25%	5,76	c
TN 50%+T 25%+H 25%	6,19	b
T 50%+H 50%	7,85	a

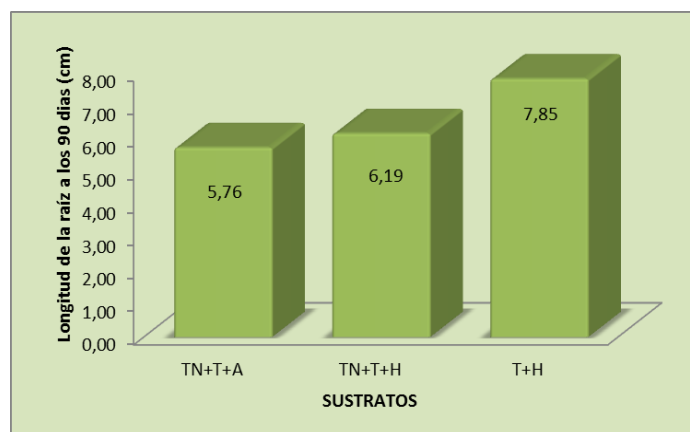


Gráfico N° 49.- Longitud de raíz a los 90 días, bajo diferentes Sustratos.

La longitud de la raíz a los 90 días, según Tukey al 5% (Cuadro 82), bajo diferentes Sustratos, registró 3 rangos (a, b y c), siendo el Sustrato 3 (Turba 50%+Humus 50%) que ocupó el rango **a** con 7.85 cm de promedio en la longitud de la raíz; y en el rango **c** está el Sustrato 1 (Tierra negra 50%+Turba 25%+Arena 25%) con 5.76 cm en promedio.

Estos valores demuestran que el sustrato 3 superó a los dos sustratos restantes, atribuyéndose probable y nuevamente a que esta especie crece y se desarrolla mejor en sustratos con un alto contenido de materia orgánica y humedad la cual tiene mayor incidencia en el enraizamiento de las rizomas; además el crecimiento y desarrollo radicular del material vegetativo dependerá también del estado de lignificación del árbol y de la época de colecta de este material, esto concuerda con PROFAFOR/FACE (1999) que señala que esta especie rinde mejor en sustratos de buena composición, quién además sugiere que el sustrato debe tener también una parte de arena para ayudar a la aireación del mismo; pero resalta que los sustratos con alto porcentaje de materia orgánica es indispensable en la propagación de *Vallea stipularis* L.f. ya que es una especie de altura que crece en bosques primarios e intervenidos en la Sierra Ecuatoriana.

Cuadro N° 83. Prueba de Tukey al 5% para la longitud de raíz, a los 90 días, para el Contraste (cm).

CONTRASTE	Media (cm)	Rango
Testigo	4,27	
Resto	6,60	**

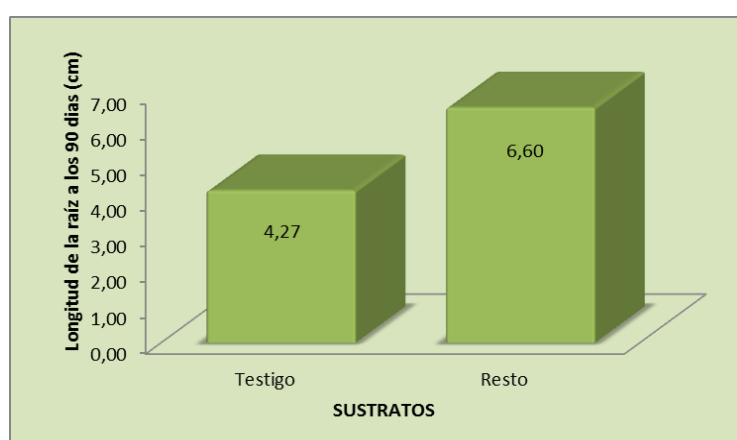


Gráfico N° 50.- Longitud de raíz a los 90 días, para el Contraste.

Según Tukey al 5% (Cuadro 83), el Contraste para la longitud de la raíz a los 90 días, presentó diferencias altamente significativas para el Resto (Bioestimulantes, sustratos) con una media de 6.60; mientras que el Testigo registra 4.27 cm en promedio de longitud de la raíz.

De acuerdo a los valores obtenidos se puede mencionar que los tratamientos y sustratos influyeron con eficiencia en la propagación de esta especie y por ende influyeron también en el desarrollo radicular de los rizomas, demostrando que el método de propagación de *Vallea stipularis* L.f. es mejor si se lo hace por el método asexual, es decir por rizomas que son tallos subterráneos con yemas.

C. ANÁLISIS ECONÓMICO

Con el fin de conocer los costos de producción por tratamiento, se consideró el costo de operación y manejo; este análisis se realizó de acuerdo al Método de Perrin.

1. Análisis de costos de la propagación sexual.

Cuadro N° 84. Rendimiento económico / tratamiento (\$).

<i>Tratamientos</i>	<i>Costo Total</i>	<i>Costos Variables</i>	<i>Rendimiento</i>	<i>Rend. Aj. (10%)</i>	<i>Beneficio Bruto</i>	<i>Beneficio Neto</i>
Control	31,24	8,35	248,00	223,20	46,87	38,52
B1S1	35,01	8,37	297,00	267,30	56,13	47,76
B1S2	37,20	10,68	326,00	293,40	61,61	50,93
B1S3	37,04	11,78	335,00	301,50	63,32	51,53
B2S1	34,94	8,42	300,00	270,00	56,70	48,28
B2S2	37,25	7,47	320,00	288,00	60,48	53,01
B2S3	37,09	11,83	334,00	300,60	63,13	51,30
B3S1	47,32	20,80	282,00	253,80	53,30	32,50
B3S2	49,63	23,11	297,00	267,30	56,13	33,02
B3S3	49,47	24,21	327,00	294,30	61,80	37,59
B4S1	35,77	9,25	306,00	275,40	57,83	48,58
B4S2	38,08	11,56	314,00	282,60	59,35	47,78
B4S3	37,75	12,66	330,00	297,00	62,37	49,71

De acuerdo al rendimiento económico de los tratamientos para las semillas (Cuadro 84), se estableció que el Tratamiento B2S2 (Semillas+ Agrohormonas x 5 minutos, compuesto por Tierra Negra 50% Turba 50% +Humus 50%) presentó el mayor beneficio neto que es de \$53,01, y un costo total de \$37,25, siendo el mejor tratamiento.

Cuadro N° 85. Análisis de dominancia / tratamiento (\$).

<i>Tratamientos</i>	<i>Costos Variables</i>	<i>Beneficio Neto</i>	<i>DOMINANCIA</i>
B2S2	7,47	53,01	ND
Control	8,35	38,52	D
B1S1	8,37	47,76	D
B2S1	8,42	48,28	D
B4S1	9,25	48,58	D
B1S2	10,68	50,93	D
B4S2	11,56	47,78	D
B1S3	11,78	51,53	D
B2S3	11,83	51,30	D
B4S3	12,66	49,71	D
B3S1	20,80	32,50	D
B3S2	23,11	33,02	D
B3S3	24,21	37,59	D

Para las semillas (Cuadro 85); en los tratamientos únicamente se pudo llegar hasta el análisis de dominancia puesto que el Tratamiento B2S2 (Semillas+Agrohormonas x 5 minutos, compuesto con Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 50%) tiene un beneficio neto de \$ 53.01 mismo que no es dominado por el resto, por lo que se puede manifestar que este tratamiento es económicamente factible en base a los costos variables obtenidos en la presente investigación.

2. Análisis de costos de la propagación asexual.

Cuadro N° 86. Rendimiento Económico / Tratamiento (\$).

<i>Tratamientos</i>	<i>Costo Total</i>	<i>Costos Variables</i>	<i>Rendimiento</i>	<i>Rend. Aj. (10%)</i>	<i>Beneficio Bruto</i>	<i>Beneficio Neto</i>
Control	51,63	15,68	83,00	74,70	15,69	0,01
B1S1	54,63	16,18	107,00	96,30	24,08	7,90
B1S2	54,34	15,89	107,00	96,30	24,08	8,19
B1S3	54,08	15,63	114,00	102,60	25,65	10,02
B2S1	54,54	16,09	107,00	96,30	24,08	7,98
B2S2	54,90	16,45	110,00	99,00	24,75	8,30
B2S3	54,77	16,32	118,00	106,20	26,55	10,23
B3S1	72,60	34,15	107,00	96,30	24,08	-10,08

B3S2	72,44	33,99	112,00	100,80	25,20	-8,79
B3S3	66,15	27,70	115,00	103,50	25,88	-1,82
B4S1	58,69	20,24	97,00	87,30	21,83	1,58
B4S2	58,53	20,08	103,00	92,70	23,18	3,10
B4S3	58,52	20,07	106,00	95,40	23,85	3,78

De acuerdo al rendimiento económico de los tratamientos para los rizomas (Cuadro 86), señala que el Tratamiento B2S3 (Rizomas+ Agrohormonas x 8 horas, compuesto por Turba 50% +Humus 50%) presentó el mayor beneficio neto que es de \$10.23, y un costo total de \$54.77; a diferencia del Control (Semilla sin ningún tratamiento en tierra agrícola) que presentó un beneficio neto de \$ 0.01; y un total de costos de 51.63. Los ingresos obtenidos en los tratamientos descritos, están en relación a los costos variables registrados durante el ensayo.

Cuadro N° 87. Análisis de dominancia

Tratamientos	Costos Variables	Beneficio Neto	DOMINANCIA
B1S3	15,63	10,02	ND
Control	15,68	0,01	D
B1S2	15,89	8,19	D
B2S1	16,09	7,98	D
B1S1	16,18	7,90	D
B2S3	16,32	10,23	ND
B2S2	16,45	8,30	D
B4S3	20,07	3,78	D
B4S2	20,08	3,10	D
B4S1	20,24	1,58	D
B3S3	27,70	-1,82	D
B3S2	33,99	-8,79	D
B3S1	34,15	-10,08	D

El análisis de dominancia para los rizomas, indica que los Tratamientos B1S3 (Rizomas+Enraizador de Hormonas Vegetales x 8 horas, con un sustrato del 50% de Turba +50% Humus), y B2S3 (Rizomas+ Agrohormonas x 8 horas, con Turba 50%+ Humus 50%), son no dominados, es decir son los mejores tratamientos de acuerdo al mayor beneficio neto registrado, y a los costos variables obtenidos en cada tratamiento.

Cuadro N° 88. Análisis de la Tasa Marginal de Retorno

<i>Tratamientos</i>	<i>Costos Variables</i>	<i>Margen de C. V.</i>	<i>Beneficio Neto</i>	<i>Margen de Beneficio</i>	<i>T.R.M (%)</i>
B1S3	15,63		10,02		
B2S3	16,32	0,69	10,23	0,21	30,43

En base a la Tasa de Retorno Marginal se determinó que el Tratamiento B2S3 (Rizomas+ Agrohormonas x 8 horas, con un sustrato compuesto de Turba 50%+Humus 50%), económicamente establece un tasa de retorno marginal del 30.43%, siendo el mejor tratamiento en función de los costos variables obtenidos durante el ensayo.

VI. CONCLUSIONES

1. En base a los resultados obtenidos en la propagación sexual se concluyó que, el Tratamiento B1 (Semillas+Enraizador Hormonas Vegetales x 15 minutos) fue el mejor en emergencia con un promedio de 70.96%; mientras que para la longitud de la raíz el mejor tratamiento fue B2 (Semillas +Agrohormonas x 5 minutos) con 6.2cm.
2. En cuanto a los sustratos utilizados para las semillas, se determinó que el S3 (Turba 50%+Humus 50%) fue el mejor en todas las variables evaluadas; con un promedio de 73.67% en emergencia, 10.97 cm en altura de la planta, y con 6.21 cm en la longitud de la raíz, con lo cual se comprobó que (*Vallea stipularis*) L.f., reaccionó favorablemente a este tipo de suelos o sustratos que contienen un alto contenido de materia orgánica y nutrientes según el análisis de sustratos en laboratorio.
3. El sustrato que registró los valores más bajos en la propagación sexual durante todo el ensayo fue S1 compuesto por (Tierra negra 50 %+ Turba 25% + Arena 25%).
4. En la propagación asexual mediante rizomas se concluyó que, el Tratamiento B2 (Rizomas + Agrohormonas x 8 horas), fue el mejor en las evaluaciones en cuanto al porcentaje de brotación y número de brotes por rizomas (85.19% de brotación y 3.12 brotes por rizoma).
5. En los sustratos utilizados en el ensayo para los rizomas, se determinó que el Sustrato 3 (Turba 50%+Humus 50%), superó a los demás sustratos con 78,65 % de brotación y 7,85 cm de longitud de la raíz.
6. De acuerdo al análisis económico mediante el Método de Perrin, para la propagación sexual, se determinó que el Tratamiento B2S2 (Semillas+Agrohormonas x 5 minutos, compuesto por Tierra negra 50% + Turba

25% + Humus 25%), nos proporciona un beneficio neto de \$53.01, en base a los costos variables.

7. Para los rizomas, los costos de producción por el Método de Perrin, en base a la Tasa de Retorno Marginal estableció como el mejor tratamiento a B2S3 (Rizomas + Agrohormonas x 8 horas +Turba 50%+Humus 50%), con una tasa de retorno marginal de 30.43%.
8. Los resultados obtenidos en esta investigación, no se pueden comparar con los resultados que se registraron en los estudios realizados sobre la propagación del sachá capulí por Cruz, L. (1985), Jara, L. y Ordoñez, G. (1999), ya que los tratamientos aplicados y probados por cada autor son completamente diferentes, y por ende los resultados son variables.

VII. RECOMENDACIONES

1. Con los resultados obtenidos en la presente investigación; en las semillas se sugiere trabajar con Enraizador a base de Hormonas Vegetales en una dosis de 3cc/L agua.
2. En los rizomas, se propone trabajar con Agrohormonas en una dosis de 10 cc/L agua, pues al ser potente regulador hormonal estimula el crecimiento, desarrollo y brotación de nuevas yemas.
3. Realizar la propagación sexual y asexual de esta especie utilizando un sustrato con el 50% de Turba + 50% de Humus.
4. La propagación por el método asexual no se debe realizar bajo invernadero, ya que sus condiciones de humedad y temperatura influyen en el ataque de plagas y enfermedades; por esta razón y debido a que es una especie de altura, se plantea que la propagación asexual de (*Vallea stipularis*) L.f., se lo realice en climas fríos.
5. Probar un método químico de desinfección tanto en semillas y rizomas con la finalidad de reducir el ataque de plagas y enfermedades, además se debe controlar el exceso de humedad para evitar la pudrición de la semilla y rizomas
6. Estudiar la propagación de (*Vallea stipularis*) L.f., utilizando un sustrato con un 50% de materia orgánica vs tierra de bosque del habitat de la misma especie.
7. Realizar otra investigación en esta especie utilizando Enraizador H-V y Agrohormonas en solución directa y en diferentes dosis.
8. Determinar la edad adecuada del árbol que servirán para la recolección del material vegetativo, ya que como manifiesta Añazco, M. (2000), el enraizamiento de los rizomas y/o estacas estarán en relación directa al estado de lignificación del árbol.

VIII. RESUMEN

La presente investigación propone: Propagar plantas de sachá capulí (*Vallea stipularis*) L.f., utilizando cuatro bioestimulantes en tres sustratos, bajo invernadero, en el vivero del Consorcio Río Blanco, de la Parroquia Quimiag, Cantón Riobamba; el diseño experimental que se utilizó para las semillas fue un diseño completamente al azar (DCA), mientras que para los rizomas se utilizó un diseño en bloques completo al azar (DBCA); la aplicación de los bioestimulantes y el uso de tres sustratos fue al momento de sembrar las semillas y rizomas, dando como resultados, en las semillas un 70.96% de emergencia en el B1 (Semillas + Enraizador Hormonas Vegetales x 15 minutos), confirmándose así, que este tratamiento contribuye a incrementar el porcentaje de germinación y emergencia, siendo un producto elaborado a base de hormonas vegetales que estimulan el crecimiento y desarrollo de las plantas, la dosis utilizado fue 3 cc/litro de agua. Por otra parte en los rizomas el B2 (Rizomas+Agrohormonas x 8 horas) fue el mejor con 85,19% de brotación y 3,12 brotes por rizomas, la dosis aplicada fue de 10 cc/ litro de agua; demostrando así, que este bioestimulante contribuye al enraizamiento de los rizomas, ya que estimula la brotación de nuevas yemas. En cuanto a los sustratos utilizados en la investigación para los dos métodos de propagación, el Sustrato 3 (Turba 50%+Humus 50%), fue el mejor, en las semillas con 73.67% de emergencia, 10.97 cm de altura y 6.21 cm de longitud de la raíz; y en los rizomas con 78.65% de prendimiento, y 7.85 cm de longitud de la raíz: Mientras que el análisis económico mediante el Métodos de Perrín en base a la T.R.M, para las semillas demostró que el B2S2 (Semillas + Agrohormonas x 5 minutos en un sustrato de Tierra negra 50%+Turba 25%+Humus 25%) proporciona un beneficio neto de \$53.01. En los rizomas en cambio el B2S3 (Rizomas+Agrohormonas x 8 horas, en un sustrato de 50% de turba y 50% de humus), aporta una T.R.M del 30.43%.

IX. ABSTRACT

This research work aims to propose the spread of *sacha capulí* (*Vallea stipularis*) L.f., plants, by using four bio stimulants in three substrata in a greenhouse belonging to the Río Blanco consortium, Químiag parish, Riobamba canton; the experimental design used for seed was a completely randomized design (CRD), while rhizomes are used for design in randomized complete block (RCBD); the use of bio stimulants and the use of three substrata was carried out at the moment of planting seed and rhizomes. This produced the following results: 70,96% in seed; emerging in B1 (Seeds + root fastener, vegetal hormones x 15 minutes), this treatment contributes to increase the germination and emerging percentage: this is a vegetal hormone based product which stimulates the growth and development of plants, the dose used was 3 ml/liter of water. On the other hand, in the rhizomes, the B2 (Rhizomes + agro hormones x 8 hours) was considered the best with 85,19% in sprouting and 3,12 buds per rhizomes, the dose used was 10 ml / liter of water; this demonstrated that this bio stimulant contributes in the rooting of the rhizomes, since it stimulates the growing of new buds. Regarding to the substrata used in the research for both propagation methods the substratum 3 composed in a 50% by peat + 50% humus was the best, in the seeds with 73, 67% of emerging, 10, 97 centimeters in height and 6, 21 centimeters in root length and in rhizomes with 78, 5% of sprouting, and 7, 85 centimeters in root length. Whereas the economic analysis by means of Perrin method bases on T.R.M. for seed showed that B2S2 (seed + agro hormones x 5 minutes in a substrate of black earth substratum 50% + 25% peat substratum + 25% Humus substratum) provides a net benefit of \$53, 01. While in the rhizomes, B2S3 (rhizomes + agro hormones x 8 hours in a 50% peat substratum and 50% humus substratum) yields a 30, 43% T.R.M.

X. BIBLIOGRAFÍA

1. ACOSTA, S. (1984). Los páramos andinos del Ecuador. Editorial MAS, Pág. 220.
Quito – Ecuador.
2. AGUILAR, M., CHONTASI, R., MEDINA, G., y MENA, P. (2000) El ecosistema
Páramo y su Conservación (CAMAREN), Pág. 128. Quito – Ecuador.
3. ALVARES, S. (1972) Multiplicación de árboles frutales. 2da. Edición. Editorial
AEDOS. Pág. 300
4. AÑAZCO, M. (2000) Producción de plantas. (CAMAREN). 1ra Edición, Pág. 119.
Quito-Ecuador.
5. AÑAZCO, M. (2000) Selección de especies y manejo de semillas. (CAMAREN).
1ra. Edición, Pág. 79. Quito-Ecuador.
6. ÁRBOLES DEL ECUADOR. Pág: 558. Quito-Ecuador.
7. BARTHOLOMOUS, A. et al (1990). El manto de la tierra. Flora de los Andes.
GTZ. Pág. 332. Bogotá – Colombia.
8. BIERDERBICK, S. (1986) Arboles y Leñosas para reforestar las tierras altas de la
Región Interandina del ecuador. 2da. Edición.
9. BRANDBYGE, J. y NIELSEN, H. (1992). Reforestación de los Andes
Ecuatorianos con especies nativas. CESA. Pág. 118. Quito – Ecuador.
10. CAÑADAS, L. (1983) Mapa Bioclimático y ecológico del Ecuador.
11. CEAS (2000) Árboles para mi Tierra. Manual de Reforestación y Diálogo Popular
Educativo. Pág. 98, Riobamba – Ecuador.
12. CESA (1989) Especies forestales nativas en los Andes Ecuatorianos. 2da. Edición.
Pág. 52. Quito – Ecuador.

13. CUAMACAS, B. y TIPAZ, A. (1995). Árboles de los bosques interandinos del norte del Ecuador. Museo ecuatoriano de Ciencias Naturales. Monografía N° 4. Quito – Ecuador.
14. CARLSON, P. y AÑAZCO, M. (1990). Establecimiento y Manejo de prácticas agroforestales en la Sierra Ecuatoriana. RAFE. Pág. 187. Quito – Ecuador.
15. CRUZ, L. (19854). “Estudio de Propagación de Quishuar (*Buddleja incana*) H.B.K., y Sacha capulí (*Vallea stipularis*) L.f., a nivel de invernadero”. Tesis Ing. Agrónoma, Riobamba, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Facultad de Recursos Naturales.
16. FONTQUER, P. (1965). Clasificación taxonómica de las plantas vasculares. E2da. Edición. Editorial Labor S.A., Pág. 913. México.
17. FUNDACIÓN MARCO (2011) Guía de Manejo agroecológico del Páramo. 1ra. Edición. Pág. 59. Riobamba – Ecuador.
18. HOLDRIDGE, L. 1982. Ecología en zonas de vida. San José, IICA
19. HUMANANTE, M, (2005). “Evaluación del Efecto de cuatro tratamientos pre-germinativos en jigueron (*Aegiphylia ferruginea*) con cuatro tipos de sustrato. Tesis Ingeniero Forestal Riobamba, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo Facultad de Recursos Naturales.
20. JARÁ, L y ORDONÉZ, G. (1999) Manejo de semillas y viveros forestales. Ed. 2000, Quito-Ecuador. Pág.36-39.
21. 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.

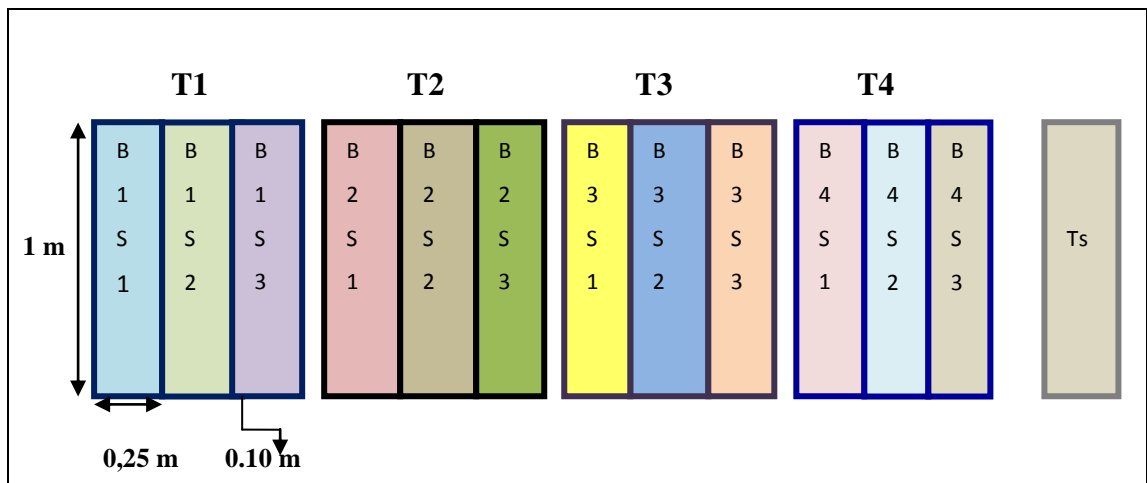
22. PADILLA, S. (1995) Manejo Agroforestal Andino. Proyecto Desarrollo Forestal participativo en los Andes. Quito-Ecuador.
23. PRADO, L. y VALDEBENITO, H. (2000). Contribución a la Fenología de Especies Forestales Nativas Andinas de Bolivia y Ecuador. Editorial Intercooperation, 2000, Página 169, Quito-Ecuador.
24. REYNEL, C. y LEÓN, J. (1990) Árboles y Arbustos para Agroforestería y conservación de suelos. Tomo II. “Las especies”. Proyecto FAO – Holanda/DGFF. Lima- Perú.
25. SUMACO, (1997). La Reproducción de los Árboles. Fascículo N° 10, 2da Edición, Pág. 22. Quito-Ecuador.
26. ZOBEL, B. y TALBERT, J. (1984). Applied Forest Tree Improvement, New York. J. Wiley. Pág: 505.
27. DFC (1998) Manejo de Plantaciones. Cartilla N° 3, Editorial ARGUDO Hnos. Pág. 39. Quito – Ecuador.
28. MANUAL DE RIEGO (2003) Proyecto Desarrollo Comunitario-Chambo.
29. PDOT- Quimiag (2011) Plan de Desarrollo y Ordenamiento Territorial de la Parroquia Quimiag.
30. PDOT - CH (2011) Plan de Desarrollo y Ordenamiento Territorial de Chimborazo.
31. SUBPROYECTO DE RIEGO (2002): Manejo y Conservación de la Subcuenca Hídrica del Río Blanco.
32. VADEMECUM AGRICOLA. (1998) 5^{ta} Edición.
33. Frecuencia de riego en las plantas
Grupo Forestal Los Nacientes 2007 (Email: mpereira@maderascultivadas.com).
Consulta 11-2009.

- 34.** Fitohormonas
(www.bio-g-power.nl/groestimulador.php)
Consulta 07-2009.
- 35.** Giberelinas
(<http://es.wikipedia.org/wiki/Giberelina>)
Consulta 08-2009.
- 36.** Familia Elaeocarpaceae
(<http://es.wikipedia.org/wiki/eleocarpaceae>)
Consulta 08-2009.
- 37.** Sustratos
(http://www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos2)
(www.portaldeljardin.com/Conozca-todo-sobre-sustratos.html)
Consulta 04-2009
- 38.** Tipos de sustratos
(<http://usuarios.lycos.es/Theo/id114.htm>)
Consulta 07-2009
- 39.** Propiedades físicas
(www.elmejorguia.com/hidroponia/Sustratos.htm)
Consulta 07-2011
- 40.** Turba negra
(www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos.asp)

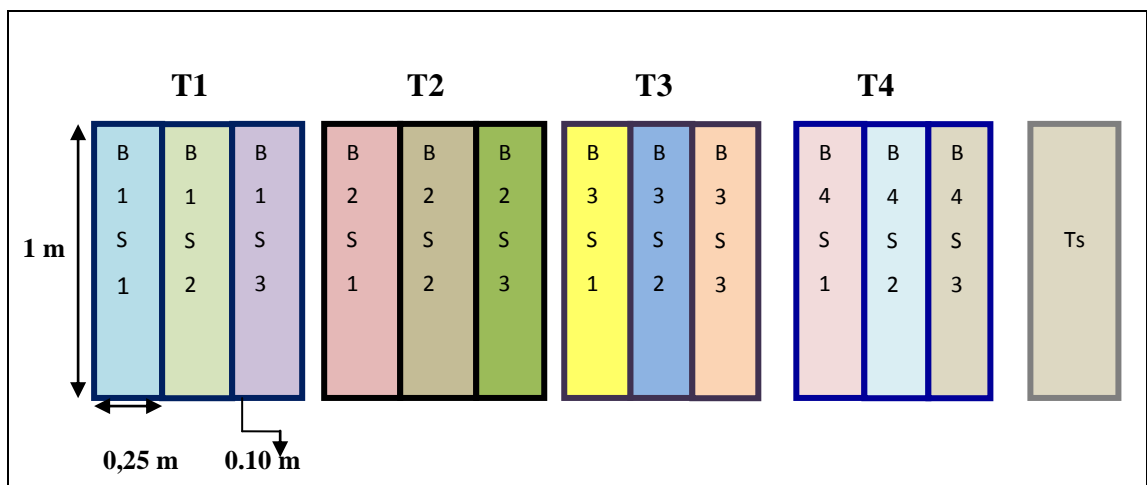
XI. ANEXOS

ANEXO 1. Especificaciones del Campo Experimental

1.1. Establecimiento de parcelas y subparcelas para la propagación sexual de sachá capulí.



1.2. Establecimiento de parcelas y subparcelas para la propagación asexual de sachá capulí.



ANEXO 2. Cuadro de medias del Porcentaje de germinación del sachá capulí en laboratorio.

2.1. Número de semillas germinadas

Tratamientos	Repeticiones			Media	Desvest
	I	II	III		
Enraizador H-V	12,00	11,00	11,00	11,33	0,58
Agro Hormonas	12,00	12,00	13,00	12,33	0,58
Bioest. ESPOCH	10,00	9,00	10,00	9,67	0,58
Gron Gibb	11,00	11,00	10,00	10,67	0,58
Control	9,00	9,00	7,00	8,33	1,15

2.2. Porcentaje de germinación acumulada a los 60 días

Tratamientos	Repeticiones			Media	Desvest
	I	II	III		
Enraizador H-V	60,00	55,00	55,00	56,67	2,89
Agro Hormonas	60,00	60,00	65,00	61,67	2,89
Bioest. ESPOCH	50,00	45,00	50,00	48,33	2,89
Gron Gibb	55,00	55,00	50,00	53,33	2,89
Control	45,00	45,00	35,00	41,67	5,77

ANEXO 3. Cuadro de medias de las variables registradas en la propagación sexual del sachá capulí (*Vallea stipularis*) L.f.

3.1. Emergencia a los 30 días (%)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	0,00	1,33	0,67	0,67	0,67
Enraizador H-V	TN+T+H	2,67	0,00	2,00	1,56	1,39
Enraizador H-V	T+H	4,00	3,33	4,00	3,78	0,38
Agro. Hormonas	TN+T+A	0,67	0,67	0,00	0,44	0,38
Agro. Hormonas	TN+T+H	2,00	2,00	2,67	2,22	0,38
Agro. Hormonas	T+H	3,33	4,67	4,67	4,22	0,77
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	0,00	0,00	0,67	0,22	0,38
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	2,00	2,00	1,33	1,78	0,38
Bioest. ESPOCH	T+H	2,67	2,67	2,00	2,44	0,38
Gron Gibb	TN+T+A	1,33	1,33	1,33	1,33	0,00
Gron Gibb	TN+T+H	2,00	2,67	2,67	2,44	0,38
Gron Gibb	T+H	3,33	3,33	4,00	3,56	0,38

Testigo		0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
---------	--	------	------	------	------	------

3.2. Emergencia a los 45 días (%)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	12,00	11,33	8,67	10,67	1,76
Enraizador H-V	TN+T+H	14,67	8,00	10,67	11,11	3,36
Enraizador H-V	T+H	17,33	19,33	15,33	17,33	2,00
Agro. Hormonas	TN+T+A	8,67	8,00	10,00	8,89	1,02
Agro. Hormonas	TN+T+H	16,00	10,00	12,00	12,67	3,06
Agro. Hormonas	T+H	18,00	18,00	14,67	16,89	1,92
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	6,67	10,00	13,00	9,89	3,17
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	10,67	12,00	15,00	12,56	2,22
Bioest. ESPOCH	T+H	10,00	16,67	17,00	14,56	3,95
Gron Gibb	TN+T+A	13,33	14,67	8,67	12,22	3,15
Gron Gibb	TN+T+H	14,00	16,67	12,00	14,22	2,34
Gron Gibb	T+H	16,67	18,67	14,67	16,67	2,00
Testigo		0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

3.3. Emergencia a los 60 días (%)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	22,00	20,00	21,33	21,11	1,02
Enraizador H-V	TN+T+H	23,33	22,00	23,33	22,89	0,77
Enraizador H-V	T+H	27,33	28,00	30,00	28,44	1,39
Agro. Hormonas	TN+T+A	20,67	18,00	18,00	18,89	1,54
Agro. Hormonas	TN+T+H	24,67	19,33	22,00	22,00	2,67
Agro. Hormonas	T+H	29,33	28,67	32,00	30,00	1,76
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	18,67	16,67	15,33	16,89	1,68
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	19,33	17,33	18,00	18,22	1,02
Bioest. ESPOCH	T+H	24,67	25,33	27,33	25,78	1,39
Gron Gibb	TN+T+A	22,67	21,33	19,33	21,11	1,68
Gron Gibb	TN+T+H	26,00	20,00	22,00	22,67	3,06
Gron Gibb	T+H	28,00	28,00	26,00	27,33	1,15
Testigo		18,00	16,67	14,67	16,45	1,68

3.4. Emergencia a los 75 días (%)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	38,00	36,67	38,00	37,56	0,77
Enraizador H-V	TN+T+H	42,00	42,00	41,33	41,78	0,38
Enraizador H-V	T+H	48,67	47,33	44,67	46,89	2,04

Agro. Hormonas	TN+T+A	37,33	34,67	39,33	37,11	2,34
Agro. Hormonas	TN+T+H	40,67	38,67	40,00	39,78	1,02
Agro. Hormonas	T+H	50,00	48,67	46,00	48,22	2,04
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	26,00	28,67	35,33	30,00	4,81
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	31,33	31,33	36,67	33,11	3,08
Bioest. ESPOCH	T+H	43,33	38,67	38,67	40,22	2,69
Gron Gibb	TN+T+A	38,67	34,67	40,00	37,78	2,78
Gron Gibb	TN+T+H	40,67	39,33	43,33	41,11	2,04
Gron Gibb	T+H	45,33	45,33	44,00	44,89	0,77
Testigo		38,67	31,33	43,33	37,78	6,05

3.5. Emergencia a los 90 días (%)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	64,67	63,33	62,67	63,56	1,02
Enraizador H-V	TN+T+H	72,67	72,00	68,67	71,11	2,14
Enraizador H-V	T+H	75,33	75,33	72,67	74,44	1,54
Agro. Hormonas	TN+T+A	66,00	65,33	64,67	65,33	0,67
Agro. Hormonas	TN+T+H	70,67	70,00	68,00	69,56	1,39
Agro. Hormonas	T+H	74,67	73,33	73,33	73,78	0,77
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	58,00	60,00	63,33	60,44	2,69
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	66,67	63,33	64,67	64,89	1,68
Bioest. ESPOCH	T+H	74,00	72,67	67,33	71,33	3,53
Gron Gibb	TN+T+A	64,67	66,00	66,67	65,78	1,02
Gron Gibb	TN+T+H	68,00	70,00	68,67	68,89	1,02
Gron Gibb	T+H	72,00	75,33	72,67	73,33	1,76
Testigo		50,00	51,33	52,67	51,33	1,34

3.6. Emergencia a los 120 días (%)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	67,33	65,33	65,33	66,00	1,15
Enraizador H-V	TN+T+H	74,00	72,00	71,33	72,44	1,39
Enraizador H-V	T+H	75,33	75,33	72,67	74,44	1,54
Agro. Hormonas	TN+T+A	66,00	66,67	67,33	66,67	0,67
Agro. Hormonas	TN+T+H	73,33	70,00	70,00	71,11	1,92
Agro. Hormonas	T+H	74,67	73,33	74,67	74,22	0,77
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	61,33	61,33	65,33	62,67	2,31
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	68,00	63,33	66,67	66,00	2,40
Bioest. ESPOCH	T+H	74,00	74,00	70,00	72,67	2,31
Gron Gibb	TN+T+A	67,33	68,00	68,67	68,00	0,67
Gron Gibb	TN+T+H	68,67	70,00	70,67	69,78	1,02

Gron Gibb	T+H	72,00	75,33	72,67	73,33	1,76
Testigo		50,00	51,33	52,67	51,33	1,34

3.7. Altura de la planta a los 45 días (cm)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	3,56	4,11	4,14	3,94	0,33
Enraizador H-V	TN+T+H	3,66	3,83	4,04	3,84	0,19
Enraizador H-V	T+H	3,53	4,05	3,97	3,85	0,28
Agro. Hormonas	TN+T+A	4,08	4,38	4,20	4,22	0,15
Agro. Hormonas	TN+T+H	3,71	4,30	4,51	4,17	0,41
Agro. Hormonas	T+H	4,05	4,22	4,46	4,24	0,21
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	3,01	4,13	3,98	3,71	0,61
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	4,26	4,67	4,00	4,31	0,34
Bioest. ESPOCH	T+H	3,72	3,85	3,76	3,78	0,07
Gron Gibb	TN+T+A	3,39	3,68	4,21	3,76	0,42
Gron Gibb	TN+T+H	3,40	3,59	4,21	3,73	0,42
Gron Gibb	T+H	3,72	3,54	4,17	3,81	0,32
Testigo		2,49	2,15	2,51	2,38	0,20

3.8. Altura de la planta a los 60 días (cm)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	6,13	6,48	6,28	6,30	0,18
Enraizador H-V	TN+T+H	6,28	6,27	6,44	6,33	0,10
Enraizador H-V	T+H	6,20	6,37	6,33	6,30	0,09
Agro. Hormonas	TN+T+A	6,39	6,43	6,30	6,37	0,07
Agro. Hormonas	TN+T+H	6,18	6,26	6,29	6,24	0,06
Agro. Hormonas	T+H	6,28	6,24	6,25	6,26	0,02
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	6,16	6,17	6,16	6,16	0,01
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	6,17	6,08	6,13	6,13	0,05
Bioest. ESPOCH	T+H	6,56	6,09	6,03	6,23	0,29
Gron Gibb	TN+T+A	6,46	6,33	6,38	6,39	0,07
Gron Gibb	TN+T+H	6,33	6,32	6,47	6,37	0,08
Gron Gibb	T+H	6,45	6,44	6,21	6,37	0,14
Testigo		6,10	6,37	6,11	6,19	0,15

3.9. Altura de la planta a los 75 días (cm)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		

Enraizador H-V	TN+T+A	7,51	8,50	8,41	8,14	0,55
Enraizador H-V	TN+T+H	7,57	8,27	8,08	7,97	0,36
Enraizador H-V	T+H	7,56	8,24	8,47	8,09	0,47
Agro. Hormonas	TN+T+A	7,95	8,01	8,32	8,09	0,20
Agro. Hormonas	TN+T+H	8,13	8,90	8,30	8,44	0,40
Agro. Hormonas	T+H	8,13	8,23	8,63	8,33	0,26
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	7,43	8,29	8,16	7,96	0,46
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	7,49	8,04	8,24	7,92	0,39
Bioest. ESPOCH	T+H	8,05	8,49	8,25	8,26	0,22
Gron Gibb	TN+T+A	7,88	8,10	8,37	8,12	0,25
Gron Gibb	TN+T+H	7,99	7,81	8,67	8,16	0,45
Gron Gibb	T+H	8,46	8,33	8,69	8,49	0,18
Testigo		6,37	6,81	6,65	6,61	0,22

3.10. Altura de la planta a los 90 días (cm)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	8,53	9,27	9,21	9,00	0,41
Enraizador H-V	TN+T+H	8,79	9,42	9,56	9,26	0,41
Enraizador H-V	T+H	9,41	9,74	9,80	9,65	0,21
Agro. Hormonas	TN+T+A	8,98	9,23	9,27	9,16	0,16
Agro. Hormonas	TN+T+H	9,38	9,78	9,50	9,55	0,21
Agro. Hormonas	T+H	9,57	9,88	9,80	9,75	0,16
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	8,26	9,39	9,05	8,90	0,58
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	8,80	9,49	9,47	9,25	0,39
Bioest. ESPOCH	T+H	9,01	9,68	9,79	9,49	0,42
Gron Gibb	TN+T+A	8,82	9,22	9,44	9,16	0,31
Gron Gibb	TN+T+H	9,15	9,42	9,75	9,44	0,30
Gron Gibb	T+H	9,39	9,83	9,94	9,72	0,29
Testigo		7,07	7,65	7,72	7,48	0,36

3.11. Altura de la planta a los 120 días (cm)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	9,46	10,29	10,22	9,99	0,46
Enraizador H-V	TN+T+H	9,89	10,54	10,71	10,38	0,43
Enraizador H-V	T+H	10,57	10,90	11,43	10,97	0,43
Agro. Hormonas	TN+T+A	10,07	10,63	10,42	10,37	0,28
Agro. Hormonas	TN+T+H	10,30	10,92	10,85	10,69	0,34
Agro. Hormonas	T+H	10,62	11,20	11,95	11,26	0,67
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	9,15	10,12	10,27	9,85	0,61

Bioest. ESPOCH	TN+T+H	9,80	10,57	10,55	10,31	0,44
Bioest. ESPOCH	T+H	10,27	10,82	11,13	10,74	0,44
Gron Gibb	TN+T+A	9,85	10,25	10,32	10,14	0,25
Gron Gibb	TN+T+H	10,24	10,57	10,62	10,48	0,21
Gron Gibb	T+H	10,45	10,69	11,55	10,90	0,58
Testigo		7,84	7,89	7,85	7,86	0,03

3.12. Longitud de la raíz a los 30 días (cm)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	0,51	0,54	0,32	0,46	0,12
Enraizador H-V	TN+T+H	0,52	0,31	0,36	0,40	0,11
Enraizador H-V	T+H	0,58	0,46	0,59	0,54	0,07
Agro. Hormonas	TN+T+A	0,38	0,63	0,70	0,57	0,17
Agro. Hormonas	TN+T+H	0,84	0,42	0,39	0,55	0,25
Agro. Hormonas	T+H	0,57	0,53	0,88	0,66	0,19
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	0,65	0,37	0,60	0,54	0,15
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	0,60	0,45	0,42	0,49	0,10
Bioest. ESPOCH	T+H	0,81	0,46	0,51	0,59	0,19
Gron Gibb	TN+T+A	0,73	0,27	0,64	0,55	0,24
Gron Gibb	TN+T+H	0,53	0,40	0,49	0,47	0,07
Gron Gibb	T+H	0,58	0,56	0,59	0,58	0,02
Testigo		0,42	0,42	0,41	0,42	0,01

3.13. Longitud de la raíz a los 120 días (cm)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	5,40	5,52	5,61	5,51	0,11
Enraizador H-V	TN+T+H	6,07	6,14	6,06	6,09	0,04
Enraizador H-V	T+H	6,31	6,30	6,25	6,29	0,03
Agro. Hormonas	TN+T+A	5,67	5,92	6,04	5,88	0,19
Agro. Hormonas	TN+T+H	6,23	6,37	6,39	6,33	0,09
Agro. Hormonas	T+H	6,22	6,54	6,45	6,40	0,17
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	5,12	5,36	5,36	5,28	0,14
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	5,85	5,92	5,47	5,75	0,24
Bioest. ESPOCH	T+H	6,09	6,08	5,88	6,02	0,12
Gron Gibb	TN+T+A	5,26	5,53	5,54	5,44	0,16
Gron Gibb	TN+T+H	6,02	6,06	6,00	6,03	0,03
Gron Gibb	T+H	6,17	6,22	6,01	6,13	0,11
Testigo		4,32	4,92	5,30	4,85	0,49

ANEXO 4. Cuadro de medias de las variables registradas en la propagación asexual del sachu capulí (*Vallea stipularis*) L.f.

4.1. Brotación a los 30 días (%)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	20,83	25,00	22,92	22,92	2,08
Enraizador H-V	TN+T+H	27,08	31,25	31,25	29,86	2,41
Enraizador H-V	T+H	33,33	37,50	39,58	36,81	3,18
Agro. Hormonas	TN+T+A	22,92	27,08	56,25	35,42	18,16
Agro. Hormonas	TN+T+H	31,25	35,42	22,92	29,86	6,36
Agro. Hormonas	T+H	37,50	39,58	35,42	37,50	2,08
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	22,92	337,50	22,92	127,78	181,62
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	27,08	27,08	25,00	26,39	1,20
Bioest. ESPOCH	T+H	35,42	39,58	33,33	36,11	3,18
Gron Gibb	TN+T+A	10,42	10,42	16,67	12,50	3,61
Gron Gibb	TN+T+H	18,75	14,58	20,83	18,06	3,18
Gron Gibb	T+H	25,00	14,58	20,83	20,14	5,24
Testigo		20,83	16,67	27,08	21,53	5,24

4.2. Brotación a los 45 días (%)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	33,33	31,25	22,92	29,17	5,51
Enraizador H-V	TN+T+H	27,08	41,67	37,50	35,42	7,51
Enraizador H-V	T+H	45,83	45,83	54,17	48,61	4,81
Agro. Hormonas	TN+T+A	35,42	31,25	37,50	34,72	3,18
Agro. Hormonas	TN+T+H	31,25	41,67	41,67	38,19	6,01
Agro. Hormonas	T+H	52,08	50,00	54,17	52,08	2,08
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	25,00	29,17	35,42	29,86	5,24
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	37,50	37,50	45,83	40,28	4,81
Bioest. ESPOCH	T+H	47,92	50,00	54,17	50,69	3,18
Gron Gibb	TN+T+A	31,25	29,17	27,08	29,17	2,08
Gron Gibb	TN+T+H	31,25	35,42	29,17	31,94	3,18
Gron Gibb	T+H	39,58	35,42	43,75	39,58	4,17
Testigo		37,50	35,42	31,25	34,72	3,18

4.3. Brotación a los 60 días (%)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		

Enraizador H-V	TN+T+A	45,83	50,00	45,83	47,22	2,41
Enraizador H-V	TN+T+H	56,25	54,17	58,33	56,25	2,08
Enraizador H-V	T+H	58,33	60,42	60,42	59,72	1,20
Agro. Hormonas	TN+T+A	77,08	52,08	54,17	61,11	13,87
Agro. Hormonas	TN+T+H	60,42	62,50	62,50	61,81	1,20
Agro. Hormonas	T+H	64,58	68,75	72,92	68,75	4,17
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	50,00	45,83	50,00	48,61	2,41
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	54,17	58,33	60,42	57,64	3,18
Bioest. ESPOCH	T+H	68,75	68,75	68,75	68,75	0,00
Gron Gibb	TN+T+A	52,08	45,83	58,33	52,08	6,25
Gron Gibb	TN+T+H	50,00	52,08	52,08	51,39	1,20
Gron Gibb	T+H	56,25	56,25	47,92	53,47	4,81
Testigo		52,08	52,08	58,33	54,17	3,61

4.4. Brotación a los 75 días (%)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	77,08	77,08	64,58	72,92	7,22
Enraizador H-V	TN+T+H	81,25	77,08	79,17	79,17	2,08
Enraizador H-V	T+H	83,33	85,42	81,25	83,33	2,08
Agro. Hormonas	TN+T+A	83,33	79,17	83,33	81,94	2,41
Agro. Hormonas	TN+T+H	83,33	83,33	85,42	84,03	1,20
Agro. Hormonas	T+H	87,50	89,58	91,67	89,58	2,08
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	83,33	77,08	83,33	81,25	3,61
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	85,42	83,33	83,33	84,03	1,20
Bioest. ESPOCH	T+H	87,50	89,58	89,58	88,89	1,20
Gron Gibb	TN+T+A	77,08	72,92	77,08	75,69	2,41
Gron Gibb	TN+T+H	83,33	81,25	72,92	79,17	5,51
Gron Gibb	T+H	75,00	77,08	81,25	77,78	3,18
Testigo		68,75	75,00	72,92	72,22	3,18

4.5. Brotación a los 90 días (%)

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	72,92	72,92	77,08	74,31	2,41
Enraizador H-V	TN+T+H	75,00	72,92	75,00	74,31	1,20
Enraizador H-V	T+H	79,17	77,08	81,25	79,17	2,08
Agro. Hormonas	TN+T+A	4,08	72,92	72,92	49,97	39,74
Agro. Hormonas	TN+T+H	79,17	75,00	75,00	76,39	2,41
Agro. Hormonas	T+H	83,33	81,25	81,25	81,94	1,20
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	77,08	72,92	72,92	74,31	2,41
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	81,25	77,08	75,00	77,78	3,18

Bioest. ESPOCH	T+H	77,08	81,25	81,25	79,86	2,41
Gron Gibb	TN+T+A	68,75	66,67	66,67	67,36	1,20
Gron Gibb	TN+T+H	70,83	70,83	72,92	71,53	1,20
Gron Gibb	T+H	68,75	75,00	77,08	73,61	4,34
Testigo		52,08	62,50	58,33	57,64	5,24

4.6. Brotes a los 30 días

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	2,30	1,90	2,30	2,17	0,23
Enraizador H-V	TN+T+H	2,30	1,70	2,00	2,00	0,30
Enraizador H-V	T+H	2,30	1,60	2,10	2,00	0,36
Agro. Hormonas	TN+T+A	2,60	2,00	2,80	2,47	0,42
Agro. Hormonas	TN+T+H	2,50	1,90	2,40	2,27	0,32
Agro. Hormonas	T+H	2,90	2,10	2,80	2,60	0,44
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	2,80	1,80	2,90	2,50	0,61
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	2,80	1,90	2,50	2,40	0,46
Bioest. ESPOCH	T+H	2,90	1,80	2,80	2,50	0,61
Gron Gibb	TN+T+A	2,50	1,60	1,70	1,93	0,49
Gron Gibb	TN+T+H	2,00	1,50	2,00	1,83	0,29
Gron Gibb	T+H	1,90	1,40	1,80	1,70	0,26
Testigo		0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

4.7. Brotes a los 45 días

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	3,10	3,20	3,30	3,20	0,10
Enraizador H-V	TN+T+H	3,40	3,10	2,90	3,13	0,25
Enraizador H-V	T+H	3,70	3,00	3,40	3,37	0,35
Agro. Hormonas	TN+T+A	3,70	3,50	3,60	3,60	0,10
Agro. Hormonas	TN+T+H	3,80	3,60	3,70	3,70	0,10
Agro. Hormonas	T+H	4,20	3,70	4,10	4,00	0,26
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	3,80	3,40	3,90	3,70	0,26
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	4,00	3,30	3,60	3,63	0,35
Bioest. ESPOCH	T+H	3,70	3,90	4,30	3,97	0,31
Gron Gibb	TN+T+A	2,40	2,30	2,70	2,47	0,21
Gron Gibb	TN+T+H	2,70	2,80	3,10	2,87	0,21
Gron Gibb	T+H	3,10	3,20	2,90	3,07	0,15
Testigo		0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

4.8. Brotes a los 60 días

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	3,90	3,90	3,80	3,87	0,06
Enraizador H-V	TN+T+H	3,90	3,90	4,20	4,00	0,17
Enraizador H-V	T+H	4,00	4,00	4,00	4,00	0,00
Agro. Hormonas	TN+T+A	4,00	4,40	4,80	4,40	0,40
Agro. Hormonas	TN+T+H	4,10	4,20	5,10	4,47	0,55
Agro. Hormonas	T+H	4,30	4,80	5,30	4,80	0,50
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	4,10	4,50	5,10	4,57	0,50
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	4,20	4,50	3,80	4,17	0,35
Bioest. ESPOCH	T+H	4,10	4,10	4,60	4,27	0,29
Gron Gibb	TN+T+A	3,40	3,30	3,60	3,43	0,15
Gron Gibb	TN+T+H	3,90	3,60	3,80	3,77	0,15
Gron Gibb	T+H	3,80	3,70	3,60	3,70	0,10
Testigo		0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

4.9. Brotes a los 75 días

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	3,20	3,30	3,40	3,30	0,10
Enraizador H-V	TN+T+H	3,20	3,40	3,60	3,40	0,20
Enraizador H-V	T+H	3,40	3,30	3,50	3,40	0,10
Agro. Hormonas	TN+T+A	3,60	3,70	4,30	3,87	0,38
Agro. Hormonas	TN+T+H	3,40	3,60	4,50	3,83	0,59
Agro. Hormonas	T+H	3,50	3,90	4,70	4,03	0,61
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	3,50	4,00	4,50	4,00	0,50
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	3,80	3,60	3,60	3,67	0,12
Bioest. ESPOCH	T+H	3,70	4,10	4,10	3,97	0,23
Gron Gibb	TN+T+A	3,00	3,50	3,10	3,20	0,26
Gron Gibb	TN+T+H	3,20	3,60	3,20	3,33	0,23
Gron Gibb	T+H	2,90	3,40	3,30	3,20	0,26
Testigo		0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

4.10. Brotes a los 90 días

Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	2,50	2,50	2,30	2,43	0,12
Enraizador H-V	TN+T+H	2,90	2,70	2,40	2,67	0,25
Enraizador H-V	T+H	2,80	2,60	2,60	2,67	0,12
Agro. Hormonas	TN+T+A	3,00	3,20	2,90	3,03	0,15
Agro. Hormonas	TN+T+H	3,00	3,20	3,30	3,17	0,15
Agro. Hormonas	T+H	2,90	3,10	3,50	3,17	0,31

Bioest. ESPOCH	TN+T+A	2,90	3,00	3,30	3,07	0,21
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	3,40	3,00	2,90	3,10	0,26
Bioest. ESPOCH	T+H	2,80	3,20	3,20	3,07	0,23
Gron Gibb	TN+T+A	2,30	2,60	2,50	2,47	0,15
Gron Gibb	TN+T+H	2,80	2,30	2,60	2,57	0,25
Gron Gibb	T+H	2,40	2,40	2,60	2,47	0,12
Testigo		0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

4.11. Longitud de la raíz a los 90 días (cm)

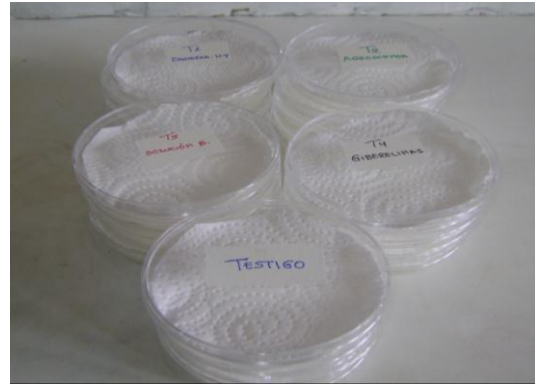
Bioestimulantes	Sustratos	Repeticiones			Means	Desvest
		I	II	III		
Enraizador H-V	TN+T+A	5,75	5,32	6,11	5,73	0,40
Enraizador H-V	TN+T+H	6,12	5,63	6,19	5,98	0,31
Enraizador H-V	T+H	7,86	8,06	7,72	7,88	0,17
Agro. Hormonas	TN+T+A	5,33	5,83	5,71	5,62	0,26
Agro. Hormonas	TN+T+H	6,59	5,70	6,42	6,24	0,47
Agro. Hormonas	T+H	8,10	7,76	8,22	8,03	0,24
Bioest. ESPOCH	TN+T+A	5,38	6,46	5,80	5,88	0,54
Bioest. ESPOCH	TN+T+H	6,55	5,75	6,59	6,30	0,47
Bioest. ESPOCH	T+H	6,64	8,06	7,61	7,44	0,73
Gron Gibb	TN+T+A	5,48	6,31	5,60	5,80	0,45
Gron Gibb	TN+T+H	7,08	6,06	5,55	6,23	0,78
Gron Gibb	T+H	8,47	7,60	8,07	8,05	0,44
Testigo		4,23	4,51	4,07	4,27	0,22

ANEXO 5. Porcentaje de germinación del sachá capulí, en laboratorio.

Ilustración 1.- Preparación y desinfección de materiales, semilla y tratamientos.



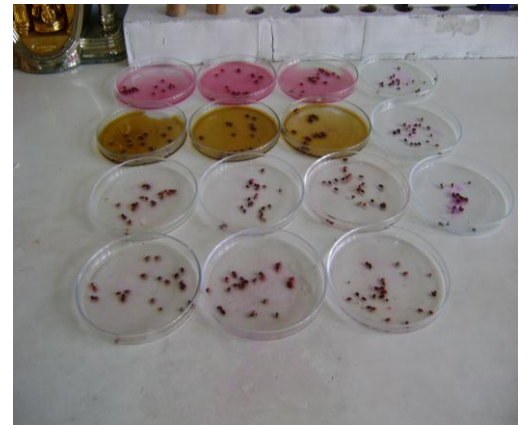
Alcohol industrial para desinfección de las cajas Petri con alcohol al 60% de concentración



Colocación de papel filtro y etiquetado de cajas por tratamiento

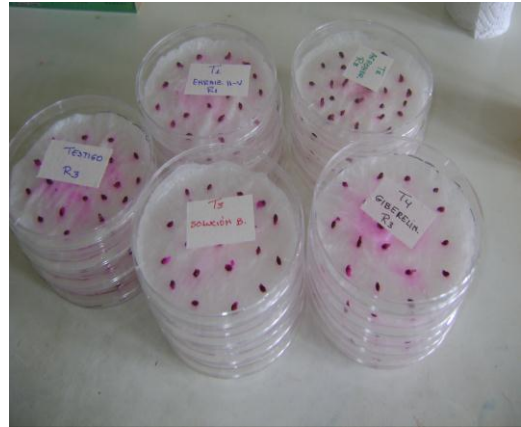


Desinfección de semillas de Sacha capulí en solución de Vitavax por 24 horas



Preparación y aplicación de tratamientos en las semillas.

Ilustración N° 2.- Distribución del ensayo en el laboratorio.



Colocación de semilla en cajas Petri

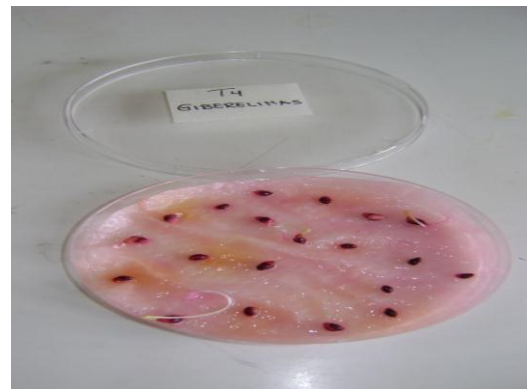


Distribución de agua y guardado de cajas

Ilustración N° 3.- Inicio de la germinación del sachá capulí, en el Laboratorio.



Hinchazón de semilla a los 8 días

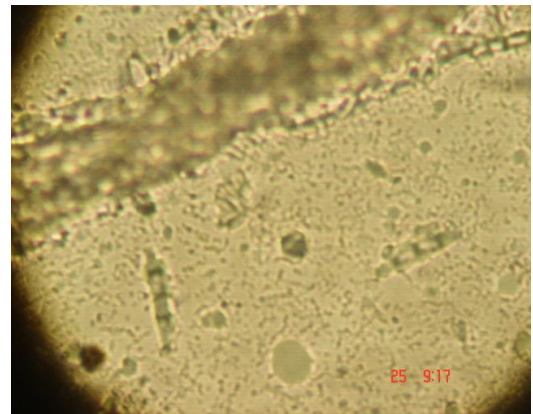


Germinadas a los 15 días



Proceso de desarrollo radicular de la plántula

Ilustración N° 4.- Crecimiento de hongos en semillas



Crecimiento de hongos (*fusarium sp*)

ANEXO 6. Propagación sexual de sachá capulí, en el Vivero Forestal del Consorcio Río Blanco, Parroquia Quimiag.

Ilustración N° 5.- Recolección de semilla de sachá capulí, en el Sector La Calera, Comunidad el Toldo 3.174 msnm.

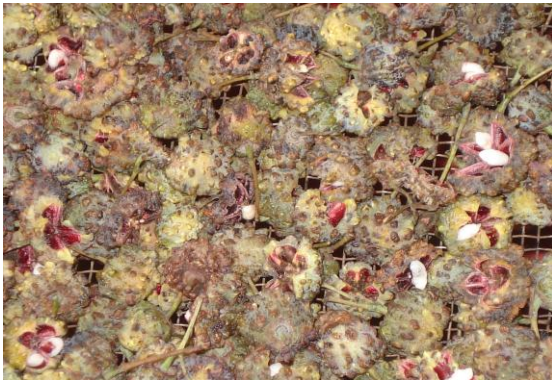


Selección de árbol semillero y recolección de semilla con podadora aérea

Ilustración N° 6.- Proceso de secado de semillas de sacha capulí en el Vivero del C.R.B.



Tendido y proceso de secado de las semillas de sacha capulí



Inicio de apertura de la cápsula para extraer la semilla

Ilustración N° 7. Preparación de sustratos.



Remoción y Trituración de Turba



Cernido de Turba



Mezcla y desinfección de sustratos



Ilustración N° 8. Construcción y preparación de almácigos.



Nivelación del semillero y protección de taludes de almácigo



Remoción y nivelada de capa inferior del almácigo



División de parcelas de 25 cm².



Transporte de sustrato en carretilla



Colocación del respectivo sustrato en cada parcela



Nivelación del sustrato



Riego de almacigueras



Remoción de sustratos previo a la siembra



Elaboración de surcos de 0.5 cm de profundidad x 3 cm de ancho



Señalización del espacio (cada 2 cm) para colocar la semilla

Ilustración N° 9. Siembra de semillas de sachapuli en almácigos.



Colocación de la semilla cada 2 cm (50 semillas/surco).



Tapada de la semilla con una capa fina del sustrato respectivo.



Rotulación de parcelas

Ilustración N° 10.- Labores culturales de almácigos.



Riegos en almácigo con bomba de mochila y regadera.



Deshierbas manuales en almácigos



Protección de almácigos con sarán



Preparación de químicos con equipo de protección para el control fitosanitario



Regulación de pH y cernido de líquido previo a la fumigación

Ilustración N° 11. Proceso de emergencia de plántulas de sachapapí.



Inicio de la emergencia



Emergencia a 75 días



Emergencia del Testigo

Ilustración N° 12. Toma de datos

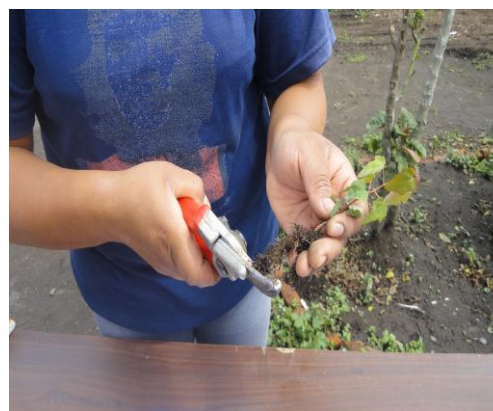
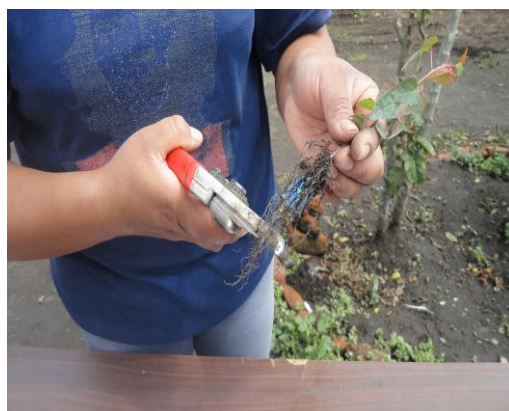


Longitud de la raíz en centímetros.



Altura de las plantas en centímetros.

Ilustración N° 13. Labores de repique



Poda de raíz previo al repique



Repique de plantas de sachá capulí bajo el umbráculo

Ilustración N° 14. Culminación del ensayo en la Propagación sexual del sachá capulí.



Desarrollo de plantas provenientes de semillas.

ANEXO 7. Propagación asexual (rizomas) de sachá capulí en el Vivero del Consorcio Río Blanco, Parroquia Quimiag.

Ilustración N° 15. Preparación y construcción de platabandas de 1m x 9 m de largo



Labores de limpieza en el umbráculo



Construcción de platabandas a nivel superficial.



Protección de la platabanda.

Ilustración N° 16. Proceso de enfundado



Llenado de sustrato en fundas de polietileno de 4x6''

Ilustración N° 17. Construcción de parcelas en platabanda



Parcelas de 0.25 m².

Ilustración N° 18. Recolección del Material vegetativo.



Trabajadores del C.R.B colaborando en la recolección de los rizomas



Selección de los rizomas para utilizar en el ensayo



Corte de rizomas de 15 a 20 cm

Ilustración N° 19. Aplicación de Tratamientos



Bioestimulantes



Rizomas en el Gron Gibb

Ilustración N° 20. Siembra de Estacas de rizomas.



Riego en platabanda previo a la siembra de los rizomas de sachapulí



Rotulación de parcelas y etiquetado de las plantas evaluadas.

Ilustración N° 21. Labores culturales.



Riegos manuales con regadera



Deshierbas manuales



Controles fitosanitarios

Ilustración N° 22. Proceso de prendimiento en los rizomas de sachá capulí.



Sobrevivencia de las estacas



Inicio de prendimiento de rizomas

Ilustración N° 23. Toma de datos



Medida de la longitud de la raíz



Crecimiento y desarrollo radicular.

Ilustración N° 24. Visita del Tribunal de Tesis.



Visita del Tribunal de Tesis durante la ejecución de la investigación

ANEXO 8. Análisis físico-químico de sustratos en el laboratorio del departamento de suelos de la F.R.N- ESPOCH.



**ESCUELA SUPERIOR POLITECNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES
DEPARTAMENTO DE SUELOS**



NOMBRE DEL PROPIETARIO: Marlene Usignia
Remite: MAGAP-CH
Ubicación:
Provincia

Nombre de la granja

Parroquia

Fecha de ingreso: 25/11/2010
Fecha de salida: 08/12/2010
Cantón

RESULTADOS E INTERPRETACIÓN DEL ANALISIS FISICO-QUIMICO DE ABONOS

Identificación	pH	%M.O	Elementos totales %				
			N	P	K	Ca	Mg
Testigo	7.7 L. Alc.	4.2 M	0.34	0.34	0.13	0.46	0.03
S1=50% tierra negra + 25% turba + 25 % arena	5.9 L. Alc.	8.8 A	0.39	0.34	0.10	0.40	0.02
S2= 50% tierra negra + 25% turba + 25% humus	5.9 L.Ac.	10.0 A	0.78	0.34	0.10	0.32	0.09
S3= 50% tierra negra + 50% humus	5.8 L.Ac	14.0 A	1.04	0.34	0.09	0.34	0.03

CODIGO	
N: Neutro	A: alto
L.Ac. Ligeramente ácido	M: medio
L. Alc. Ligeramente alcalino	B: bajo

Ing. Mario E. Onate A.
DIRECTOR DPTO DE SUELOS

Ing. Elizabeth Pachacama
TECNICO DE LABORATORIO

ANEXO 9. Análisis fitosanitario de plantas de sachá capulí (*Vallea stipularis*) L.f.



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES
DEPARTAMENTO DE FITOPATOLOGÍA
RIOBAMBA-ECUADOR
DIRECCIÓN: Panamericana Sur Km 1 ½ Telefax 032605910



DATOS INFORMATIVOS

SOLICITANTE: Marlene Ugsiña
MUESTRA: Sachá capulí
TIPO DE CONTROL: Químico
LOCALIDAD: Químiag
EXTENSIÓN: 9 m²
CULTIVO ANTERIOR: Almacigo de quishuar, aliso y piquil.
CULTIVO ACTUAL: Sachá capulí
FECHA DE INGRESO: 03-03-2010
FECHA DE ENTREGA: 10-03-2010

SÍNTOMAS:

Marchitamiento y pudrición

RESULTADOS:

En base al análisis fitopatológico realizado se determina que las muestras se encuentran atacadas por *Fusarium sp*, bacterias y *Damping off*.

***Fusarium sp* (Marchitamiento)**

Fusarium sp., es un habitante del suelo, que puede sobrevivir casi indefinidamente en forma de clamidosporas. Otras fuentes de infección son los restos de cultivo y las semillas contaminadas. La penetración tiene lugar principalmente en la zona de elongación de la raíz y puede facilitarse por heridas o ataques de nematodos; desde allí el hongo se extiende hacia arriba por el xilema, donde bloquea los vasos y forma enzimas y toxinas que contribuyen a la expresión de la enfermedad.

Este hongo es capaz de colonizar muy rápido los suelos o sustratos recientemente desinfectados, pudiendo permanecer en ellos hasta 10 años y a más de 80 cm de profundidad

Los factores que favorecen la enfermedad son las temperaturas de suelo y aire entre 22 y 32°C; los suelos arenosos y ácidos, los días con baja intensidad de luz.

También las plantas que se desarrollan con bajos niveles de N, P y Ca son más sensibles a la Fusariosis.

Se disemina por semilla infectada, por almacigos contaminados, por transporte de suelo en herramientas y maquinaria agrícola, por el viento, el agua de riego y por insectos.

Los síntomas se inician con un amarillamiento de las hojas basales, las que posteriormente se marchitan y mueren.

La clorosis se presenta afectando un solo lado de las hojas, lo que es característico de enfermedades vasculares.

Con el avance de la enfermedad, el marchitamiento se hace irreversible y se produce la muerte de las plantas.

Al efectuar un corte longitudinal del tallo, se aprecia una coloración pardo oscura en el xilema, que se extiende hasta los peciolos de las hojas.

Damping off. (Pudrición)

Es un hongo que ataca a las plántulas que inician a emerger en el semillero o vivero. Esta enfermedad se la conoce como mal de almácigos o pudrición o estrangulamiento del cuello, constituyéndose como el mayor problema en los viveros.

Pueden atacar a la raíz recién germinada, antes que el tallo emerja sobre el nivel del sustrato o presentarse en plántulas de una a tres semanas de edad, también atacan a nivel del suelo, en el cuello de la raíz o en ocasiones un poco más abajo causando el doblamiento del tallo.

Las condiciones que favorecen la proliferación de esta enfermedad son demasiada humedad, mal drenaje, exceso de riego, poca luz, altas temperaturas y una mala desinfección del sustrato.

RECOMENDACIONES

En los rizomas evitar o minimizar la producción de heridas, ya que estas facilitan la penetración de patógenos.

Eliminar parte de las plantas o plantas enfermas a través de la poda sanitaria, siendo ineludible la limpieza y desinfección de herramientas utilizadas.

En plantas ya infectadas, realizar una aporca para favorecer la emisión de raíces nuevas que puedan reemplazar a las raíces necrosadas.

Usar sustrato sano y semillas desinfectadas en los almácigos.

Desinfectar el suelo con vapor, o cloropicrina; con dazomet o por solarización. Vapor de Agua: consiste en pasar un flujo de vapor de agua, con maquinaria especializada, a través de los poros del suelo.

Se estima que el mejor tratamiento con vapor es aquel que eleva la temperatura del suelo a 75°C en los primeros 20 cm de profundidad, lo que permite eliminar la mayoría de los insectos, nematodos, semillas de malezas, hongos y bacterias.

Solarización: consiste en desinfectar el suelo usando la energía solar COMO FUENTE DE CALOR. En forma práctica se cubre el suelo húmedo con una lámina de polietileno transparente durante los meses de mayor radiación solar y se deja por 30 a 40 días, de modo que el suelo se calienta a temperaturas mayores de 40°C. El suelo debe estar húmedo para que los microorganismos patógenos estén en estado metabólico activo.

Control biológico

Aplicaciones de *Trichoderma harzianum* en una dosis de 1 a 1,5 L/ha con una frecuencia de aplicación de 21 días, las aplicaciones deberán realizarse en horas frescas o de poca luz, preferentemente por la tarde, para evitar que la radiación solar desactive al agente antagónico.

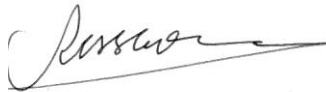
Este microorganismo a más de ejercer una acción fungicida preventiva, actúa como un bioestimulante, poniendo a disponibilidad de la planta los nutrientes presente en el suelo. Esta aplicación se la debe realizar 24 a 48 horas antes de la siembra con el propósito de facilitar que el hongo incube y comience a actuar.

CONTROL QUIMICO

- Carbendazima
- Carboxin mas benomil
- Benomil.
- Tiabendazol
- Tiofanato Metil
- Carboxin mas Tiram

La dosis será la recomendada por la casa comercial.

Atentamente,



Marcia Pesántez

ANALISTA