

**ESCUELA POLITÉCNICA DEL EJÉRCITO
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA
CARRERA DE INGENIERÍA DE CIENCIAS AGROPECUARIAS – I.A.S.A.
SANGOLQUÍ**

**“PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE TRES VARIEDADES DE (*Hypericum* sp)
CON TRES ENRAIZADORES Y TRES SUSTRATOS ORGÁNICOS EN DOS
SISTEMAS DE CULTIVO”**

ANCHALI CABRERA MARGARITA ALEXANDRA

**INFORME DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN PRESENTADO COMO
REQUISITO PARCIAL PARA OPTAR AL TÍTULO DE INGENIERO
AGROPECUARIO**

**SANGOLQUÍ – ECUADOR
2011**

EXTRACTO

La presente investigación se realizó en la Hacienda “El Prado”, Facultad de Ciencia Agropecuarias; para evaluar la Propagación vegetativa de tres variedades de *Hypericum* sp con tres enraizadores y tres sustratos orgánicos en dos sistemas de cultivo, basado en un DBCA con arreglo factorial 3*3*3+1. El material vegetativo lo constituyeron los esquejes de *Hypericum*, los sustratos y enraizadores orgánicos.

Evaluando variables como: porcentaje de plántulas enraizadas, porcentaje de prendimiento, altura de plántula, número de brotes/estaca, supervivencia bajo invernadero, a campo abierto y análisis económico.

Con los datos obtenidos en la Hacienda se determinó que el 100% de prendimiento en el material de *Hypericum* rojo castaño se logró únicamente bajo el sustrato 100% de estopa de coco y aplicación de enraizador bioplus, mientras que en la variedad café el 100% de prendimiento se logró bajo el uso del sustrato, 50% de estopa de café + 50% de tierra negra con cada uno de los tres enraizadores, además se logró este mismo porcentaje bajo el sustrato 50% de estopa de coco + 50% de cascarilla de arroz y con la utilización del enraizador bioplus.

Bajo la utilización del sustrato 50% estopa de coco+ 50% de tierra negra, con la aplicación del enraizador bioplus se logró las mayores alturas de plántulas dentro de las variedades de *Hypericum* rojo castaño y café.

La aplicación de enraizador bioplus permitió una mayor altura de las plántulas de *Hypericum*, mayor porcentaje de prendimiento, mayor porcentaje de enraizamiento, mayor supervivencia, pero presentó un menor promedio de brotes/estaca.

El tratamiento que manifestó un mayor promedio de número de brotes/estaca fue en la variedad rojo castaño bajo el sustrato 100% de estopa de coco y con la aplicación del purín de manzanilla que alcanzó a los 75 días un promedio de 1.87.

La mayor supervivencia dentro de la variedad rojo castaño se presentó cuando se utilizó el 100% de estopa de coco como sustrato y el enraizados bioplus con un promedio de 9.50, mientras que en la variedad café se presentó bajo el sustrato 50% de estopa de coco y 50% de tierra negra con la utilización del enraizador bioplus que alcanzó un promedio de 9.17.

Una mayor supervivencia se presentó sembrando las plántulas de *Hypericum* a campo abierto.

La única alternativa económica manifiesta luego del análisis económico se obtuvo con el T3 (V₁S₁E₃) que corresponde a la variedad rojo castaño con sustrato 100% estopa de coco y el enraizador Bioplus.

ABSTRACT

This research was conducted in the Hacienda "El Prado", Faculty of Science Agricultural, to evaluate the spread vegetative three varieties of *Hypericum sp* three-rooted and three substrates in two organic farming systems, based in a DBCA with factorial arrangement $3 * 3 * 3 +1$, the vegetative material was established by the *Hypericum* cuts substrates, rooted organic.

Assessing variables such as percentage of seedlings rooted, arrest rate, seedling, height, and number of shoots/cutting, survival in a greenhouse, open field and economic analysis.

Using data from the hacienda determined that 100% apprehension in *Hypericum* red-brown material was achieved only on the substrate 100% Coir and Bioplus, while the brown variety 100% rooted was achieved upon use of the substrate, 50% Coir + 50% of the black earth with each of the three Rooting, also achieved the same percentage under 50% of the substrate Coir + 50% rice husk and the use of rooting Bioplus.

Under substrate utilization 50% +50% Coir black earth, the application Bioplus achieved the greatest heights of seedlings within varieties the *Hypericum* coffee and red *Hypericum*.

The application of Bioplus allows greater plant height of *Hypericum*, a higher percentage of fastening, a higher percentage of rooting, improved survival, but presented a lower average shoot the stake.

The treatment indicated a higher number of outbreaks stake was the chestnut red variety in the substrate 100% Coir and the application of slurry chamomile at 75 days reached an average of 1.87.

The greater survival in the red variety was introduced when using 100% Coir as substrate and Bioplus rooting with an average of 9.50, while the coffee variety was presented under the substrate 50% Coir and 50% of black soil with the use of rooting Bioplus that averaged 9.17.

Survival of seedlings of *Hypericum* itself presents an open field

The only clear economic alternative after the economic analysis was obtained with T3 (V₁S₁E₃) corresponding to the with chestnut red variety 100% Coir and rooting Bioplus.

CERTIFICACION

Dr. Carlos Cárdenas

Ing. Jaime Guevara

Certifican:

Que el trabajo titulado “Propagación vegetativa de tres variedades de (*Hypericum* sp) con tres enraizadores y tres sustratos orgánicos en dos sistemas de cultivo”, realizado por Anchali Cabrera Margarita Alexandra, ha sido guiado y revisado periódicamente y cumple normas estatutarias establecidas por la ESPE, en el Reglamento de Estudiantes de la Escuela Politécnica del Ejército.

Debido a la importancia del tema para los floricultores de la sierra ecuatoriana se recomienda su publicación.

El mencionado trabajo consta de (un) documento empastado y (un) disco compacto el cual contiene los archivos en formato portátil de Acrobat (pdf). Autorizan a Anchali Cabrera Margarita Alexandra que lo entregue al Ing. Eduardo Urrutia, en su calidad de Coordinador de la Carrera.

El Prado, 11 de julio del 2011

Dr. Carlos Cárdenas

DIRECTOR

Ing. Jaime Guevara

CODIRECTOR

DECLARACION DE RESPONSABILIDAD

Margarita Alexandra Anchali Cabrera

Declaro que:

El proyecto de grado denominado “Propagación vegetativa de tres variedades de (*Hypericum sp*) con tres enraizadores y tres sustratos orgánicos en dos sistemas de cultivo”, ha sido desarrollado con base a una investigación exhaustiva, respetando derechos intelectuales de terceros, conforme las citas que constan al pie de las páginas correspondientes, cuyas fuentes se incorporan en la bibliografía. Consecuentemente este trabajo es de mí autoría.

En virtud de esta declaración, me responsabilizo del contenido, veracidad y alcance científico del proyecto de grado en mención.

El Prado, 11 de Julio del 2011

Margarita Alexandra Anchali Cabrera

AUTORIZACIÓN

Yo Margarita Alexandra Anchali Cabrera

Autorizo a la Escuela Politécnica del Ejército la publicación, en la biblioteca virtual de la Institución del trabajo “Propagación vegetativa de tres variedades de (*Hypericum sp*) con tres enraizadores y tres sustratos orgánicos en dos sistemas de cultivo”, cuyo contenido, ideas y criterios son de mi exclusiva responsabilidad y autoría.

El Prado, 11 de julio del 2011

Margarita Alexandra Anchali Cabrera

DEDICATORIA

Al terminar esta etapa de mi vida, de todo corazón esta tesis esta dedica a las personas que siempre estuvieron junto a mí; ya que este documento representa el esfuerzo y el esmero de toda mi carrera estudiantil.

A mis amados padres; Wilson y Marlene ya que con su ejemplo, sabiduría y apoyo incondicional en los momentos de mi vida, me inculcaron el anhelo de superación y perseverancia.

A mi hermano; Cristian, por su apoyo mancomunado y desinteresado en cada momento de mi carrera.

A mi novio Juan Carlos por ser mi bendición y apoyo absoluto en mi vida.

A mis queridos abuelitos maternos y paternos; en especial a mi abuelita Guadalupe por brindarme su apoyo y compartir conmigo sus experiencias de la vida.

A mi abuelito Teófilo y mi tía Guadalupe que me acompañaron durante toda la carrera y me guiaron desde el cielo.

A todos mis familiares; por ser partícipe de mis anhelos y apoyo incondicional para alcanzar mis metas.

A todos mis amigos y compañeros de la universidad con quienes compartí muy buenos momentos.

Margarita Anchali

AGRADECIMIENTO

Con mucho amor primeramente a Dios y la Virgen María, por tantas bendiciones concedidas, por ser durante todo este tiempo espíritus de consejo, humildad, fortaleza y poder llegar hasta donde he llegado.

A mis amados padres, abuelitos, novio por haberme enseñado que con dedicación y perseverancia se pueden cumplir todas las metas propuestas.

A toda mi amada y hermosa familia paterna y materna que con su apoyo me han enseñado a diferenciar lo bueno de lo malo en mi vida.

A mis queridos asesores Dr. Carlos Cárdenas, Ing. Jaime Guevara y Ing. Gabriel Suarez Ms. que con paciencia, humildad, nobleza y entusiasmo guiaron esta investigación.

A mis profesores por colaborar con un granito de arena en mi formación académica y poder finalizar esta hermosa etapa de mi vida

A mis compañeros y amigos por su amistad y consejos en los momentos de mi vida.

Al personal de la ESPE, y en especial al Departamento de Ciencias de la Vida, Carrera de Ciencias Agropecuarias IASA I, nobles instituciones por brindarme todo el apoyo necesario en toda mi etapa profesional.

A todas las personas que conozco que de alguna forma me apoyaron en la realización de mi investigación y que no la mencione gracias a todos.

Margarita Anchali

INDICE DE CONTECIDOS

I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVOS	4
2.1 OBJETIVO GENERAL DEL PROYECTO.....	4
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	4
III. REVISIÓN DE LITERATURA	6
3.1 GENERALIDADES DEL CULTIVO	6
3.1.1 Descripción Botánica	6
3.1.2 Requerimientos Climáticos del Cultivo	7
3.1.2.1 Temperatura.....	7
3.1.2.2 Suelo	8
3.1.2.3 Propagación	8
3.1.2.4 Siembra.....	9
3.1.2.5 Plantación	9
3.1.2.6 Luminosidad	10
3.1.2.7 Agua y Fertilización	11
3.1.2.8 Cosecha.....	12
3.1.2.9 Poscosecha.....	12
3.1.2.10 Calidad para exportación y mercados.....	13
3.1.3 Plagas y Enfermedades	14
3.1.3.1 Plagas.....	14
3.1.3.1.1 Trialeurodes vaporariorum (Mosca blanca).....	14
3.1.3.1.2 Aphis chloris (Áfidos).....	14
3.1.3.2 Enfermedades	15
3.1.3.2.1 Melampsora hypericorum (Roya)	15
3.1.3.2.2 Botrytis cinerea (Botrytis).....	16
3.1.3.2.3 Fusarium roseum (Fusarium).....	17
3.2 ASPECTOS GENERALES DE LA PROPAGACIÓN ASEXUAL.....	17
3.2.1 Razones para Emplear Propagación Vegetativa	18
3.2.2 Propagación Vegetativa por Esquejes.....	19
3.2.3 Tipos de Esquejes	20
3.2.3.1 Esquejes de tallo	20
3.2.3.2 Esquejes herbáceos	20

3.2.3.3	Esquejes de hoja	21
3.2.3.4	Estaca de hoja con yema.....	21
3.2.4	Sustancias Reguladoras del Crecimiento	21
3.2.5	Inhibidores Endógenos del Enraizamiento.....	23
3.2.6	Factores que Afectan a la Regeneración de Esquejes	24
3.2.7	Selección del Material para Esquejes.....	24
3.2.7.1	Condición fisiológica de la planta madre	24
3.2.7.2	Edad de la planta madre.....	25
3.2.7.3	Presencia de virus	25
3.2.7.4	Tratamiento de los esquejes.....	25
3.2.7.5	Condiciones ambientales durante el enraizamiento.....	26
3.2.7.6	Propagadores y medios de enraizamiento.....	27
3.3	SUSTRATOS.....	28
3.3.1	Tipos de Sustratos	29
3.3.1.1	Cascarilla de arroz	29
3.3.1.2	Estopa de coco	30
3.3.1.3	Tierra negra.....	31
3.4	PURINES	31
3.4.1	Tipo de Purines	32
3.4.1.1	Bioplus.....	32
3.4.1.1.1	Composición	32
3.4.1.1.2	Funciones	33
3.4.1.1.3	Dosis y épocas de aplicación.....	33
3.4.1.1.4	Cultivos a los cuales se recomienda.....	34
3.4.1.2	Purín de manzanilla	34
3.4.1.2.1	Composición	34
3.4.1.2.2	Funciones	34
3.4.1.2.3	Dosis y épocas de aplicación.....	35
3.4.1.2.4	Cultivos a los cuales se recomienda.....	35
3.4.1.3	Purín de café	35
3.4.1.3.1	Composición	35
3.4.1.3.2	Funciones	36
3.4.1.3.3	Dosis y épocas de aplicación.....	36
3.4.1.3.4	Cultivos a los cuales se recomienda.....	36
IV.	METODOLOGIA	37

4.1	MATERIALES	37
4.1.1	Ubicación del Lugar de la Investigación.....	37
4.1.1.1	Ubicación política.....	37
4.1.1.2	Ubicación geográfica.....	37
4.1.1.3	Ubicación ecológica.....	37
4.1.1.4	Material experimental.....	38
4.1.1.5	Material de laboratorio	38
4.1.1.6	Equipos de laboratorio.....	39
4.1.1.7	Equipos de campo.....	39
4.1.1.8	Materiales de campo.....	39
4.1.1.9	Materiales de oficina.....	40
4.2	HIPÓTESIS.....	40
4.3	MÉTODOS	40
4.3.1	Factores en Estudio	40
4.3.1.1	Primera fase	40
4.3.1.1.1	Variedades.....	41
4.3.1.1.2	Sustratos.....	41
4.3.1.1.3	Enraizadores.....	41
4.3.1.2	Segunda fase	41
4.3.1.2.1	Ambientes	41
4.3.2	Tratamientos	42
4.3.2.1	Primera fase	42
4.3.2.2	Segunda fase	43
4.3.3	Diseño Experimental.....	44
4.3.3.1	Tipo de diseño	44
4.3.3.2	Número de repeticiones.....	44
4.3.3.3	Características de las unidades experimentales	44
4.3.3.4	Análisis estadístico	46
4.3.3.5	Análisis funcional	47
4.3.4	Métodos de Evaluación y Datos Tomados.....	47
4.3.4.1	Primera fase	47
4.3.4.1.1	Porcentaje de enraizamiento (%).	47
4.3.4.1.2	Porcentaje de prendimiento en los sustratos a probarse (%).	48
4.3.4.1.3	Número de brotes por estaca (N°).	49
4.3.4.1.4	Altura de plántula (cm).	49
4.3.4.2	Segunda fase	50

4.3.4.2.1 Supervivencia de las plántulas al ser trasplante al campo (N°).....	50
4.3.5 Manejo Agronómico del Ensayo.....	50
4.3.5.1 Primera fase	50
4.3.5.1.1 Elaboración del purín de manzanilla.....	50
4.3.5.1.2 Elaboración del purín de café	51
4.3.5.1.3 Obtención del Bioplus	51
4.3.5.1.4 Obtención de los sustratos	52
4.3.5.1.5 Preparación de los sustratos.....	52
4.3.5.1.6 Desinfección del sustrato.....	53
4.3.5.1.7 Llenado de las bandejas.....	53
4.3.5.1.8 Obtención del material vegetativo	53
4.3.5.1.9 Desinfección de esquejes.....	54
4.3.5.1.10 Controles fitosanitarios.....	55
4.3.5.2 Segunda fase	56
4.3.5.2.1 Preparación del terreno	56
4.3.5.2.1.1 A campo abierto	56
4.3.5.2.1.2 Bajo cubierta	56
4.3.5.2.1.3 Desinfección del suelo	57
4.3.5.2.1.4 Fertilización edáfica.....	57
4.3.5.2.1.5 Establecimiento del sistema de riego.....	58
4.3.5.2.2 Trasplante.....	58
4.3.5.2.3 Fertilización	59
4.3.5.2.4 Pinch	59
4.3.5.2.5 Controles fitosanitarios	59
4.3.5.2.6 Control de malezas.....	59
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	60
5.1. ENRAIZAMIENTO.....	60
5.1.1. Porcentaje de Prendimiento	60
5.1.2. Porcentaje de Enraizamiento.....	64
5.1.3. Número de Brotes/Estaca.....	68
5.1.4. Altura de Plántulas (cm)	73
5.1.5. Supervivencia.....	77
5.2. ANALISIS ECONOMICO	80
VI. CONCLUSIONES.....	83
VII. RECOMENDACIONES.....	84

VIII. BIBLIOGRAFÍA.....	85
IX. ANEXOS	¡ERROR! MARCADOR NO DEFINIDO.

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 4. 1: Códigos y descripción de los tratamientos en estudio	42
Tabla 4. 2: Códigos y descripción de los tratamientos en estudio.	43
Tabla 4. 3: Distancias de siembra para los 2 ambientes.....	45
Tabla 4.4: Descripción de las dosis de los enraizadores utilizados.....	55
Tabla 4.5: Detalle de la dimensiones de las camas	57

INDICE DE GRAFICOS

Gráfico 5.1: Porcentaje de prendimiento en tres variedades de <i>Hypericum sp.</i>	61
Gráfico 5.2: Efecto de los sustratos sobre el porcentaje de prendimiento de las plántulas de <i>Hypericum sp.</i>	62
Gráfico 5.3: Efecto de los enraizadores sobre el porcentaje de prendimiento de <i>Hypericum sp.</i>	63
Gráfico 5.4: Porcentaje de enraizamiento de plántulas de tres variedades de <i>Hypericum sp.</i> , Duncan al 5%	66
Gráfico 5.5: Efecto de los sustratos en el porcentaje de enraizamiento de plántulas de <i>Hypericum sp.</i>	66
Gráfico 5.6: Efecto de los enraizadores sobre el porcentaje de enraizamiento de plántulas de <i>Hypericum sp.</i>	67
Gráfico 5.7: Número de brotes/estaca de tres variedades de <i>Hypericum</i> en tres evaluaciones.	70
Gráfico 5.8: Efecto de los sustratos sobre el número de brotes/estaca de <i>Hypericum</i> en tres evaluaciones.	71
Gráfico 5.9: Efecto de los enraizadores sobre el número de brotes/estaca en tres evaluaciones.	71
Gráfico 5.10: Altura de plántulas de tres variedades de <i>Hypericum sp.</i> , en evaluaciones a los 15, 45 y 75 días	74
Gráfico 5.11: Efecto de los sustratos sobre la altura de plántulas de <i>Hypericum sp.</i> , en evaluaciones a los 15, 45 y 75 días.	75
Gráfico 5.12: Altura de plántulas de <i>Hypericum sp.</i> , en tres evaluaciones, bajo el efecto de tres enraizadores.....	76

INDICE DE FIGURAS

Figura 4.1: Bandejas plásticas de polietileno	45
Figura 4.2: Estaca enraizada de <i>Hypericum</i> sp.	48
Figura 4.3: Prendimiento de las estacas	49
Figura 4.3: Presencia de hongos	56

INDICE DE CUADROS

Cuadro 5.1: Análisis de variancia para el porcentaje de prendimiento de <i>Hypericum sp.</i> Evaluados a los 35 días después de la siembra.	61
Cuadro 5.2: Porcentaje de prendimiento de tres variedades de <i>Hypericum sp.</i> Duncan al 5%	61
Cuadro 5.3: Efecto de de los sustratos sobre las variedades de <i>Hypericum sp</i> sobre el porcentaje de prendimiento. Una evaluación.	62
Cuadro 5.4: Efecto de los enraizadores orgánicos en las variedades de <i>Hypericum sp</i> sobre el porcentaje de prendimiento. Una evaluación.	62
Cuadro 5.5: Efecto de los tratamientos producto de la interacción de tres variedades de <i>Hypericum</i> tres sustratos y tres enraizadores sobre el porcentaje de prendimiento.	64
Cuadro 5.6: Análisis de variancia para el porcentaje de enraizamiento de <i>Hypericum sp.</i> Evaluados a los 35 días después de la siembra.	65
Cuadro 5.7: Porcentaje de enraizamiento de tres variedades de <i>Hypericum sp.</i> Duncan al 5%.	65
Cuadro 5.8: Efecto de los sustratos sobre el porcentaje de enraizamiento de plántulas de <i>Hypericum sp.</i>	66
Cuadro 5.9: Efecto de los enraizadores orgánicos en las variedades de <i>Hypericum sp</i> sobre el porcentaje de prendimiento. Una evaluación.	67
Cuadro 5.10: Efecto de los tratamientos producto de la interacción de tres variedades de <i>Hypericum</i> , tres sustratos y tres enraizadores sobre el porcentaje de enraizamiento	68
Cuadro 5.11: Análisis de variancia para el número de brotes por estaca en las variedades de <i>Hypericum sp.</i> Evaluados cada 30 días.	69
Cuadro 5.12: Efecto de las variedades de <i>Hypericum sp</i> sobre el número de brotes/ estaca. Tres evaluaciones.....	70

Cuadro 5.13: Efecto de los sustratos sobre el número de brotes/estaca en las variedades de <i>Hypericum sp.</i> Tres evaluaciones.....	70
Cuadro 5.14: Efecto de los enraizadores orgánicos sobre el número de brotes/estaca en las variedades de <i>Hypericum sp.</i> Tres evaluaciones.....	71
Cuadro 5.15: Efecto de los tratamientos producto de la interacción de tres variedades de <i>Hypericum</i> , tres sustratos y tres enraizadores sobre el número de brotes/estaca	72
Cuadro 5.16: Análisis de variancia para la altura de plántulas de <i>Hypericum sp.</i> , evaluados a los 15, 45 y 75 días.....	73
Cuadro 5.17: Altura de plántulas de tres variedades de <i>Hypericum sp</i> evaluadas a los 15, 45 y 75 días	74
Cuadro 5.18: Efecto de los sustratos sobre la altura de plántulas de <i>Hypericum sp.</i> , en tres evaluaciones.....	75
Cuadro 5.19: Efecto de los enraizadores orgánicos sobre la altura de plántulas en las variedades de <i>Hypericum sp.</i> Tres evaluaciones.....	75
Cuadro 5.20: Promedios por tratamiento de la altura de plántulas de <i>Hypericum</i> en tres evaluaciones.....	77
Cuadro 5.21: Análisis de variancia combinado ambientes (invernadero y a campo abierto) x tratamiento para la supervivencia de las plántulas de <i>Hypericum sp</i>	78
Cuadro 5.22: Efecto de los ambientes sobre la supervivencia de las plántulas de <i>Hypericum sp</i>	78
Cuadro 5.23: Efecto de los tratamientos sobre la supervivencia de las plántulas de <i>Hypericum sp.</i>	79
Cuadro 5.24: Efecto conjunto ambientes x tratamientos sobre la supervivencia de plántulas de <i>Hypericum.</i>	80
Cuadro 5.25: Beneficio bruto, costos variables y beneficio neto de los tratamientos en estudio.....	81
Cuadro 5.26: Análisis de dominancia de los tratamientos en estudio.	82

INDICE DE ANEXOS

Figura 9.1: Estaca con dos brotes	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.2: Toma de la altura de plántula	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.3: Destilador fraccionado semi industrial.....	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.4: Obtención del subrogado.....	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.5: Purín de manzanilla.....	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.6: Purín de café.....	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.7: Molino industrial.	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.8: Tierra negra cernida.	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.9: Mezcla de los sustratos.....	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.10: Llenado de las bandejas con los respectivos sustratos. ...	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.11: Variedades de <i>Hypericum</i>	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.12: Corte de los esquejes.....	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.13: Desinfección de los esquejes.....	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.14: Siembra de los esquejes	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.15: Invernadero de propagación.....	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.16: Fertilización foliar.....	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.17: Terreno lleno de maleza	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.18: Limpieza de terreno.....	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.19: Desinfección del suelo	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.20: Fertilización edáfica	¡Error! Marcador no definido.
Figura 9.21: Trasplante.....	¡Error! Marcador no definido.

I. INTRODUCCIÓN

Se conoce muy poco acerca de esta planta, aunque en ciertas regiones de la Península Ibérica (como ocurre en la comarca Extremeña de la Zafra), se le atribuyen propiedades similares a las de la Hierba de San Juan (*Hypericum perforatum*), principalmente como cicatrizante de heridas y llagas.

Tradicionalmente, *Hypericum sp*, se cultiva al aire libre, el viento y la lluvia influyen mucho en la calidad de los tallos, puede ser afectada por roya, una micosis que causa manchas pardas en la hoja, esta variedad no es muy sensible a la contaminación por bacterias (Hartmann y Kester 1988).

La especie *Hypericum sp*, es un cultivo de verano con gran potencial en el país por la creciente demanda en el mercado, donde es utilizada como “filler” (elaboración de ramos mixtos). Por otra parte la variedad de tamaños, formas y colores de sus bayas lo convierten en un producto muy atractivo para los mercados de Holanda y Estados Unidos hacia donde se exporta el 80% y 20% de la producción respectivamente (Paredes 2003).

Dentro de los componentes que se utilizan en los sustratos de los cultivos ornamentales, las turbas se encuentran como uno de los principales desde hace mucho tiempo (Caballero y Jiménez 1993).

Sus buenas propiedades físicas, de porosidad, capacidad de retención de agua, buena aireación, etc., y químicas, pH adecuado, conductividad eléctrica óptima, etc.,

a lo que se le une su naturaleza orgánica, con lo que su degradación es perfecta y no conlleva ningún peligro de contaminación, la han constituido como un sustrato base (Caballero y Jiménez 1993).

Pero su explotación masiva y su difícil y lenta regeneración, hacen que sus lugares de origen, las turberas, se constituyan como potenciales yacimientos en peligro de extinción (Caballero y Jiménez 1993).

Durante este tiempo han ido apareciendo sustratos orgánicos generados a nivel regional y nacional con posibilidades de utilización en el sector florícola, tales como la cáscara de arroz, tierra negra, etc., y otros de generación exterior, donde tiene un gran protagonismo la estopa de coco (Accati y Devicchi 1994).

Este sustrato, que corresponde a la epidermis fibrosa que recubre la nuez de coco, es un subproducto originado por el aprovechamiento del fruto y que se encuentra en grandes cantidades en zonas como el sureste asiático (Pacheco, 2007).

Debido al mercado actual, se anuncia un abastecimiento continuo para mucho tiempo, por lo que su incorporación como implemento de cultivos ornamentales parece ser una opción válida y por lo tanto deben ser estudiadas todas sus características y aplicaciones (López 2010).

Además el uso de fitohormonas, que aceleran o favorecen el enraizamiento de los esquejes, viene a cubrir la necesidad de producción de material vegetativo de flores que preserve sus cualidades genéticas; Esto, permite obtener en el país plantas de

flores de buena calidad a un bajo costo y significa una real fuente de trabajo y ahorro de recursos económicos (Pacheco 2007).

Por todo ello, se ha considerado de interés el evaluar enraizadores orgánicos y a la vez nuevas mezclas de sustratos en las que intervenga la estopa de coco de forma importante, para conseguir el enraizamiento de *Hypericum sp.*

La información existente en el Ecuador referente a este tema es escasa y tiene origen foráneo, requiriéndose, por lo tanto, generar nuestra propia tecnología a partir de la experimentación en las condiciones del país.

II. OBJETIVOS

En la presente investigación se plantearon los siguientes objetivos:

2.1 OBJETIVO GENERAL DEL PROYECTO

Evaluar las estrategias de propagación vegetativa de esquejes de *Hypericum* sp para un enraizamiento óptimo empleando tres sustratos, tres enraizadores orgánicos en dos sistemas de cultivo.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar el sustrato más ideal para mejorar el nivel de prendimiento de los esquejes.
- Establecer un protocolo de enraizamiento de esqueje, mediante el uso de tres fitoreguladores orgánicos.
- Determinar la variedad que da mejores resultados en la propagación vegetativa de *Hypericum* sp.
- Evaluar el nivel de adaptabilidad climática y lumínica de las plántulas de *Hypericum* sp bajo cubierta y a campo abierto.

- Efectuar un análisis económico del proceso de establecimiento de las plántulas en el campo.
- Elaborar un artículo científico para una revista nacional o local.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 GENERALIDADES DEL CULTIVO

Según Rodríguez (2002), *Hypericum sp* es una planta originaria de la Región mediterránea, Europa, Asia y el Norte de África, se adaptó a nuestro País y ha sido cultivada en las condiciones de campo abierto y bajo cubierta desde 1990 aproximadamente.

Además del uso ornamental, del género *Hypericum* se reportan propiedades medicinales que han sido detectadas en sus tallos, hojas y flores. Entre sus componentes fotoquímicos se citan, compuestos fenólicos, pigmentarios, flavonoides, aceites esenciales y taninos, utilizados como antiespasmódicos, sedantes, antidepresivos, antihemorrágicos y cicatrizantes (Robinson 1981).

Rodríguez (2002), encontró que uno de los problemas fundamentales del cultivo es el ataque de nemátodos, en especial *Meloidogyne*, el cual produce nodulaciones radiculares estrangulamiento y esto es causa de enanismo en la planta y decoloración foliar, además da frutos muy pequeños.

3.1.1 Descripción Botánica

Hypericum sp, pertenece a la familia Hyperacea, es un arbusto perenne, tallo erecto, semileñoso de hojas verde oscuras, ovaladas, sésiles y opuestas (Cabello 2000).

Tiene una inflorescencia cimosa formada por 8 a 22 flores. Sus flores de color amarillo con 5 pétalos en forma de estrella y el fruto es una cápsula ovoide cónica, más conocida como baya (Rodríguez 2002).

Las especies más importantes del género *Hypericum* son: *H. androsaeum*; *H. hircinum*; *H. perforatum*; *Hypericum sp.* De acuerdo a algunos botánicos, la última especie es un híbrido entre *Hypericum androsaeum* e *Hypericum hircinu* (Román 2009).

Hypericum se cultiva para distintas finalidades como por ejemplo para el cultivo de ramas de bayas para ramos, como arbusto ornamental en jardines privados y públicos y como planta de maceta (Rodríguez 2002).

Para el cultivo de bayas sirven las siguientes variedades: Single (Coco cherie, Excellent Flair, Magical Dream) y Spray (Excellent flair, Sunny Classic) (Román 2009).

3.1.2 Requerimientos Climáticos del Cultivo

3.1.2.1 Temperatura

Las temperaturas durante el día, de hasta 32° C no son problema y las temperaturas nocturnas pueden caer hasta casi cero sin afectar a la planta. Para un tamaño óptimo, similar al de la cereza, las temperaturas nocturnas caen preferiblemente a 14° C o menos. Todo esto significa que el *Hypericum* puede

cultivarse en cualquier lugar de la Sierra, entre los 1800 y 2800 msnm, y con un clima prácticamente perfecto entre 2200 y 2600 msnm (Breuring 2002).

3.1.2.2 Suelo

Breuring (2002), sostiene que cualquier tipo de suelo, desde arcilloso hasta arenoso, es apropiado, bajo tres condiciones: excelente drenaje, mejorado por materia orgánica, y con capacidad de humectación; libre de nemátodos, y de ser necesario desinfectado; y, con amplia disponibilidad de agua de muy buena calidad.

3.1.2.3 Propagación

Breuring (2002), sostiene que el *Hypericum* se multiplica en forma asexual de la parte apical de la planta joven denominados esquejes también se puede usar los entre nudos; los esquejes pueden ser plantados cuando hayan enraizados y hayan desarrollado uno o dos brotes. Luego, se puede formar la planta mediante pinching hasta que tenga cuatro o cinco brotes para obtener la primera cosecha.

Hudson y Dale (1997) sostienen que el material vegetal que se utiliza para la siembra es un esqueje apical de doble brote. Una vez que ha pasado por una etapa de enraizamiento aproximadamente 5 semanas está listo para sembrarse en camas.

Durante el período de enraizamiento se produce alrededor del 8% de pérdida y al campo llegan solamente las plantas que se encuentran en excelente condición para ser trasplantadas (Breuring 2002).

3.1.2.4 Siembra

Weaver, citado por Vivanco (2009), indica que en algunos países de Europa, el cultivo es realizado por siembra directa realizada preferentemente en otoño, lo que permite una estratificación natural de la semilla, o en primavera, más, con semilla previamente estratificada.

El grano de *Hypericum* es de pequeño tamaño (1.3 mm.) y cilíndrico. Es recomendable mezclarlo con un sustrato (arena fina, etc.), en la proporción de 1:10, para obtener una distribución homogénea en la siembra (Shamshad 1995).

Hartmann y Kester (1988), sostienen que la siembra directa es poco empleada por diversas causas: bajo control de las malezas por los herbicidas químicos, escasa experiencia, costo de la semilla, etc. Así, para asegurar el éxito del cultivo, es preferible efectuar una siembra en vivero, seguido de un repique.

3.1.2.5 Plantación

En los primeros estadios de la planta, entre dos a tres semanas, requiere la planta un buen grado de humedad. El sistema de riego ya es el tradicional por goteo y la densidad de siembra es de 200000 plantas por hectárea (Paredes 2003).

Se siembra veinte plantas por m² bruto en camas de aproximadamente 80cm de ancho, en dos o tres filas, al fin de contar con suficientes tallos en las dos primeras cosechas. Esto nos permitirá conseguir una producción total de 2.5 a 3 cosechas por año, la cual, dependiendo de la temperatura, producirá un promedio de por lo menos 1 millón de tallos por hectárea (Breuring 2002).

Desde el implante de los esquejes, la primera cosecha toma aproximadamente 24 semanas. De la planta ya establecida se pueden cosechar los primeros 5-8 brotes, directamente, luego de plantadas dentro de 18 semanas, obteniendo una densidad menor de 5 por m, ya que el *Hypericum* es un arbusto que desarrolla nuevos brotes basales luego de cada corte (Breuring 2002).

La planta puede formar un verdadero arbusto con una amplia huella de la cual se puede fácilmente cosechar tres o cuatro años. Las densidades mayores de plantación anual tienen otras razones, principalmente infestaciones severas de nemátodos (Breuring 2002).

3.1.2.6 Luminosidad

Según Breuring (2002), *Hypericum* es considerado como planta de “día largo” (LD) que florece a 14 horas de luz por día o más. Es comparable a *Gypsophila*. Pero en ambas plantas tiene un espectro de luz diferente al cual ellas reaccionan. Por esta razón, el *Hypericum* puede ser inducido mediante lámparas SON-T, que fallan en la parte más roja que requiere la *Gypsophila*. Las lámparas SON-T (100 – 200 Watt) son las más económicas en inversión y consumo por hectárea.

Breuring (2002), sostiene que conviene aplicar la luz a un promedio de longitud de tallo de 30cm, durante seis semanas y aproximadamente 4-6 horas por noche. Así se pueden conseguir mayores longitudes de los tallos de 80 a 90cm.

Las necesidades de luminosidad, el *Hypericum* requiere de luz suplementaria para una buena floración. En las fincas se provee de iluminación durante nueve a

diez semanas, la cual se inicia a partir de la semana 10 a 11. Los horarios suplementarios de iluminación se los realiza desde la media noche hasta las seis horas, por economizar costos (Hartmann y Kester, 1988).

3.1.2.7 Agua y Fertilización

La irrigación debe realizarse mediante goteo para un mejor control de la roya y no debe tener residuos de fertilizantes en las hojas en conexión con las regaderas. Esta forma de fertilización es mucho más precisa, ya que necesitamos cambiar el balance de nitrógeno y potasio cuando las plantas empiezan a florecer. Cuando eso ocurre, bajamos el nitrógeno y subimos el potasio a fin de obtener flores y cerezas más fuertes. Una unidad simple de fertilización de tanque A + B nos puede proveer de un programa integral de fertilización (Breuring 2002).

Según Paredes (2003), en ausencia de referencias precisas es aconsejable mantener el nivel de fertilidad del suelo, aporte de materia orgánica previo a la plantación, teniendo en cuenta que el cultivo permanecerá en el lugar dos años. Los aportes pueden ser considerados cuando se trate de un cultivo convencional de 60-80 kg de N por hectárea.

La fertilización depende de la demanda por los diferentes nutrientes y, además, del suministro de ellos desde el suelo. El nitrógeno, al ser uno de los nutrientes requeridos para la formación de proteínas y ácidos nucleicos, es uno de los factores que limita el rendimiento. (Paredes 2003).

Las plantas absorben el nitrógeno tanto en la forma de nitrato como de amonio. Pero, en general, el nitrato constituye la fuente principal de nitrógeno para las

plantas. El índice de extracción de nutrientes del *Hypericum sp*, en floración se ha calculado en 5.3 Kg. N, 2.0 kg P₂O₅, 6.0 kg K₂O y 0.7 kg MgO (Hartmann y Kester 1988).

3.1.2.8 Cosecha

La cosecha es la parte final, del cultivo, se observará la calidad de tallos en cuanto a grosor, rectitud, longitud y sanidad, sean óptimas, en si desde el campo inicia con la clasificación de características cualitativas, con la finalidad de que en la poscosecha se dé el último toque de calidad de exportación (Breuring 2002).

Para obtener una calidad en cuanto al punto de corte se la realiza cuando el 95% de los frutos presentan un color intenso brillante de acuerdo a la variedad para exportar como flor de corte. Para semillas cuando los frutos están senescentes antes que se abran las cápsulas. Después de una semana de la cosecha se procede a podar (Breuring 2002).

3.1.2.9 Poscosecha

El trabajo de poscosecha es muy importante para mantener la calidad de la flor hasta su destino final. La flor que se corta en la mañana se lleva a la sala de poscosecha y se somete a un proceso de hidratación con agua de excelente calidad. Por un período mínimo de 12 horas. Al día siguiente se clasifica y se empaca y una vez que cumple con la cadena de frío está lista para exportación (Robinson 1981).

La poscosecha tiene pocas demandas. Una buena hidratación de (12-24 horas) dentro de un almacenaje frío, en agua limpia, con un bactericida o agua acidulada pH bajo (4-4.5), es muy importante antes de empacarlo. Se forma ramos de 10 tallos, cuando del campo llegan los tallos hojas y cerezas manchadas de polvo o con residuos de fumigantes pueden ser lavadas con químicos permitidos (Breuring 2002).

3.1.2.10 Calidad para exportación y mercados

La calidad de exportación está dada por una longitud de tallo de 90 cm. En la actualidad el 45% de la producción alcanza esa longitud, 25% debe estar en 80 cm y el resto comprende tallos entre 60 y 50 cm. Algunas variedades presentan hasta tallos de 40 cm, con la llegada de variedades nuevas de *Hypericum* creadas en Ecuador, estos grados han desaparecido (Robinson 1981),

El mercado más importante para el *Hypericum sp*, es Holanda hacia donde se envía el 80% de la producción. El 20% restante se lo dirige hacia los Estados Unidos. La tendencia de la demanda de estas variedades es creciente, lo que les asegura un buen futuro en dichos mercados (Robinson 1981).

3.1.3 Plagas y Enfermedades

3.1.3.1 Plagas

3.1.3.1.1 *Trialeurodes vaporariorum* (Mosca blanca)

Las partes jóvenes de las plantas son colonizadas por los adultos, realizando las puestas en el envés de las hojas. De éstas emergen las primeras larvas, que son móviles. Tras fijarse en la planta pasan por tres estados larvarios y uno de pupa, este último característico de cada especie (Christie 1991).

El mismo autor indica que, los daños directos (amarillamientos y debilitamiento de las plantas) son ocasionados por larvas y adultos al alimentarse, absorbiendo la savia de las hojas. Los daños indirectos se deben a la proliferación de negrilla sobre la melaza producida en la alimentación, manchando y depreciando los frutos y dificultando el normal desarrollo de las plantas.

3.1.3.1.2 *Aphis chloris* (Áfidos)

Los adultos pueden ser alados o ápteros, son de color verde claro, amarillento o rosado, de mediano tamaño (Agrios 1991).

Los adultos y larvas de los áfidos (*Aphis chloris*) toman la savia elaborada de forma pasiva al alimentarse. Suelen hacerlo en órganos jóvenes y tejidos tiernos en desarrollo su acción se traduce en un debilitamiento de los órganos afectados de la planta, que se manifiesta por la reducción del desarrollo y el amarillamiento de las

hojas. Los brotes atacados presentan las hojas abullonadas hacia el envés que es donde tienden a localizarse, el tallo se retuerce y se deforma ocurriendo lo mismo con los órganos florales con pequeños frutos (Agrios 1991).

Su control consiste en, eliminar las malas hierbas y los restos de cultivo que actúan como lugares de multiplicación de los pulgones y de reservorio de los virus. Se desarrollan con gran rapidez, por lo que siempre es mejor tratar a los primeros síntomas (Christie 1991).

3.1.3.2 Enfermedades

Las enfermedades se describe de acuerdo a la importancia, que afectan al cultivo de *Hypericum sp* (Breuring 2002).

3.1.3.2.1 *Melampsora hypericorum* (Roya)

La roya es la enfermedad, que afecta a la mayoría de variedades de *Hypericum*. Este hongo (*Melampsora hypericorum*) aparece en la parte inferior de las hojas con manchas color naranja, y las células de hojas muertas pueden aparecer en la parte superior como manchas necróticas de color café (Agrios 1991).

La roya cuando está limitado a un programa preventivo más que curativo, basado en una rotación de productos químicos y el monitoreo frecuente, puede garantizar una buena sanidad en el cultivo (Breuring 2002).

Existen varios tipos de químicos en Ecuador que controlan varios tipos de roya de modo que es fácil cambiar cada 3 ó 4 fumigaciones a otro grupo químico, a fin de evitar la inmunidad como por ejemplo: Planvax, Calixin (Agrios 1991).

3.1.3.2.2 *Botrytis cinerea* (Botrytis)

Cuando el porcentaje de humedad relativa (HR) es elevada, en el *Hypericum*, el hongo causante de la (*Botrytis cinerea*), se hace presente, es frecuente que los tizones de las inflorescencias aparezcan antes y produzcan la pudrición del fruto y hojas si no se controla a tiempo; el hongo se establece en los pétalos de la flor los que son susceptibles cuando comienzan a envejecer, en caso de que algún fruto que llegue a formar el hongo llega a propagarse desde los pétalos hasta los frutos verdes o maduros y ocasionan la pudrición del brote del fruto (Breuring 2002).

Las manchas en las hojas son pequeñas y amarillentas al principio, pero posteriormente se extienden, adquiere un color canela o gris blanquecino, a menudo cubren la hoja (Breuring 2002).

El control de botrytis se logra mediante la eliminación de restos de plantas infectadas, condiciones para que haya una ventilación y una rápida desecación tanto en las plantas como en sus productos (Agrios 1991).

Se recomienda aspersiones con dicloran o zineb; otros fungicidas como el maneb-zinc, maneb o el clorotalonil, captan, thiram o benomyl. (Agrios 1991).

3.1.3.2.3 *Fusarium roseum* (Fusarium)

La enfermedad que afecta la raíz del cultivo de *Hypericum* es (*Fusarium roseum*), produce marchitamientos vasculares y la pudrición de la raíz principalmente en cultivos anuales como también en plantas de ornato, plantas de cultivo, malas hierbas así como el cáncer de árboles forestales. Se encuentra distribuido más o menos por todo el mundo y ocasionan pérdidas significativas (Agrios 1991).

Los marchitamientos causados por *Fusarium roseum*, se deben a la presencia y actividades del patógeno en los tejidos vasculares xilemicos de las plantas. En pocas semanas el patógeno puede ocasionar la muerte de plantas completas o de sus órganos que se localizan por arriba del punto de la invasión. Se puede controlar en parte usando fungicidas sistémicos que contengan Thiabendazol o sus derivados y en varias formulaciones (Agrios 1991).

3.2 ASPECTOS GENERALES DE LA PROPAGACIÓN ASEXUAL

Según Hudson y Dale (1997), la reproducción asexual, es la reproducción empleando partes vegetativas de la planta original, es posible porque cada célula de la planta contiene la información genética necesaria para generar la planta entera. La reproducción puede ocurrir mediante la formación de las raíces y tallos adventicios o por medio de la unión de partes vegetativas por injerto. Los esquejes por tallo y los acodos tienen la capacidad para formar raíces adventicias y los esquejes de raíz pueden generar un nuevo brote.

La propagación vegetativa es importante para preservar la homogeneidad genética de las plantas, distinguiéndose en diferentes áreas tales como: en la horticultura, floricultura, forestal y en el mejoramiento convencional (Shamshad 1995).

La razón primaria para el empleo de estas técnicas de propagación vegetativa es reproducir con exactitud las características genéticas de cualquier planta individual, aunque también existen muchas ventajas adicionales desde el punto de vista del cultivo (Hartmann y Kester 1990).

3.2.1 Razones para Emplear Propagación Vegetativa

La propagación asexual es necesaria para mantener especies que no producen semillas viables, las plantas que se cultivan a partir de semillas pasan por un periodo juvenil prolongado, en el cual no ocurre floración. La propagación vegetativa retiene esa capacidad de floración y con ella se evita la fase juvenil (Harris 1982).

Durante el período juvenil las plantas originadas de semilla no sólo producen flores y frutos, sino que a menudo muestran características morfológicas diferentes. Algunas de ellas son caracteres muy inconvenientes (por ejemplo, presencia de espinas o vigor excesivo) que se pueden evitar propagando en forma adulta por métodos vegetativos (Westwood 1982).

3.2.2 Propagación Vegetativa por Esquejes

Muchas son las plantas que se propagan por medio de esquejes de tallo, dependiendo su tipo, de la condición de los tejidos semileñosos y la época del año (Harris 1982).

La estaca es una porción separada de la planta, provista de yemas caulinares e inducida a emitir raíces; los esquejes tanto con hojas como en reposo, son susceptibles de enraizar en condiciones y con tratamientos químicos adecuados (Westwood 1982).

La propagación por esquejes, consiste en que de la planta madre se corta una porción de tallo, raíz u hoja; después de lo cual esa porción se coloca bajo ciertas condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos, obteniéndose con ello una planta nueva, independiente idéntica a la planta madre (Hartmann y Kester 1990).

En las especies que se pueden propagar por esquejes, éste método tiene numerosas ventajas. De unas cuantas plantas madres es posible iniciar nuevas plantas en un espacio limitado. Es económico, rápido, simple y no requiere las técnicas especiales de injerto. La planta madre por lo general, se reproduce exactamente sin cambio genético (Hartmann y Kester 1990).

3.2.3 Tipos de Esquejes

Hudson y Dale 1997 citan que los esquejes se hacen de partes vegetativas de las plantas, como tallos modificados (rizomas, tubérculos, cormos y bulbos), hojas o raíces.

Muchas plantas se propagan con resultados satisfactorios usando varios tipos de esquejes. El material debe estar libre de enfermedades, moderadamente vigorosas de identidad conocida y altos rendimientos. Los propagadores deben evitar plantas madres que hayan sido dañadas por heladas o sequias, defoliadas por insecto, achaparradas por la fructificación excesiva o por la falta de humedad del suelo, o nutrición inadecuada, así como aquellas excesivamente vigorosas (Harris 1982).

3.2.3.1 Esquejes de tallo

Se seleccionan segmentos de rama que contienen yemas terminales y laterales, con la expectativa que en condiciones apropiadas formarán raíces adventicias y se obtendrán plantas independientes. Para lograr el enraizamiento satisfactorio de algunas plantas, pueden ser de gran importancia el tipo de madera y la etapa de crecimiento que se tome para hacer los esquejes. (Hudson y Dale 1997).

3.2.3.2 Esquejes herbáceos

Se obtienen de plantas herbáceas, suculentas, generalmente son de 7 a 12 cm de largo, teniendo hojas en la parte superior. La mayoría de los cultivos florales se

propagan por esquejes herbáceos con facilidad, aunque por lo general no necesitan estimulantes de enraizamiento, con frecuencia se usa para tener uniformidad en el desarrollo radicular (Hudson y Dale 1997).

3.2.3.3 Esquejes de hoja

Para iniciar plantas nuevas se utiliza el limbo de la hoja o el pecíolo. En la base de la hoja se forman raíces y un tallo adventicio que se desarrolla para formar la nueva planta, la cual no forma parte de la hoja original (Hudson y Dale 1997).

3.2.3.4 Estaca de hoja con yema

Consiste en la lámina de una hoja, el pecíolo y una corta porción del tallo que lleva una yema axilar. Los esquejes de hojas con yema resultan en particular valiosos cuando el material de propagación es escaso debido a que con la misma cantidad de material materno se puede obtener el doble de plantas nuevas que si se hicieran esquejes de tallo (Hudson y Dale 1997).

3.2.4 Sustancias Reguladoras del Crecimiento

Para la iniciación de raíces adventicias, algunas concentraciones de materiales que ocurren naturalmente tienen una acción hormonal más favorable que otras. Estas relaciones han sido objeto de gran estudio. Para distinguir entre hormonas vegetales y sustancias reguladoras del crecimiento de las plantas, puede decirse que todas las

hormonas regulan el crecimiento; pero no todas las sustancias reguladoras del crecimiento son hormonas (Hartmann y Kester 1990).

Según Weaver (1976), el término hormona, empleado correctamente, se aplica en exclusiva a los productos naturales de las plantas, sin embargo, el término “regulador” no se limita a los compuestos sintéticos, sino que puede incluir también hormonas. El término “regulador” debe utilizarse en lugar de “hormona”, al referirse a productos químicos agrícolas que se utilicen como bioestimuladores de crecimiento. El término puede referirse aún mejor, agregándole el nombre del proceso en que influye; por ejemplo, los reguladores del crecimiento, que afectan el desarrollo de las plantas.

En definitiva, los reguladores de las plantas se pueden definir como compuestos orgánicos (diferentes de los nutrientes) que, en pequeñas cantidades, fomentan, inhiben o modifican de alguna forma cualquier proceso fisiológico vegetal. Varias clases de reguladores del crecimiento, como las auxinas, citoquininas, gibberelinas, ácido abscísico y etileno influyen en la formación de raíces. De ellos, las auxinas son las que ejercen mayor efecto en la formación de raíces en los esquejes (Weaver 1976).

La auxina es un término genérico que se aplica al grupo de compuestos caracterizados por su capacidad para inducir la extensión de las células de los brotes. Algunas auxinas son naturales y otras se producen sintéticamente. Se asemejan al AIA (ácido indol-3-7 acético), por los efectos fisiológicos que provocan en las células vegetales, el más importante de los cuales es la elongación. Por lo general, esos compuestos son ácidos de núcleo cíclico insaturado o derivados de ácidos. Los

precursores de auxinas son compuestos que se pueden transformar en auxinas dentro de las plantas (Hudson y Dale 1997).

Con respecto a esto, Westwood (1982); señala que el equilibrio entre las auxinas y otros componentes de la planta controla la formación de órganos. El movimiento de la auxina y de los cofactores del enraizamiento es polar moviéndose hacia la base, mientras que el de las citoquininas va desde la base hacia el ápice. Así la auxina estimula el enraizamiento y las citoquininas la brotación de las yemas.

3.2.5 Inhibidores Endógenos del Enraizamiento

Los esquejes de ciertas plantas pueden no llegar a enraizar, debido a la presencia de ciertos inhibidores del enraizamiento de ocurrencia natural.

Gutiérrez (1995), señala cinco factores que restringen severamente las posibilidades del propagador, quedando limitado principalmente la manipulación y control de factores externos o ambientales que inciden en el proceso rizogénico. Estos factores son:

- Ausencia o deficiencia en el contenido de auxinas endógenas.
- Ausencia o presencia de cofactores.
- Falta de una relación de concentración adecuada entre los factores de crecimiento.
- Presencia o alta concentración de inhibidores.
- Deficiencia en el contenido de nutrientes inorgánicos, sustancias de reserva orgánica, etc., y del estado hídrico de las plantas.

3.2.6 Factores que Afectan a la Regeneración de Esquejes

El estado de los esquejes, el tipo de esquejes y los factores ambientales como temperatura y luz influyen también en el enraizamiento, acondicionándose al efecto de reguladores de crecimiento. También tiene importancia el efecto época de recolección y la parte de la rama de la cual se toman los esquejes (Westwood 1982).

A su vez, Hartmann y Kester (1990), expresan que entre las diferentes especies existe una marcada diferencia en la capacidad de enraizamiento de los esquejes que se toman de ellas. Para determinar dichas diferencias es necesario hacer pruebas empíricas. Los esquejes de tallo de algunas especies enraízan con tal facilidad, que con las instalaciones y cuidados más simples se puede lograr porcentajes elevados de enraizamiento.

3.2.7 Selección del Material para Esquejes

3.2.7.1 Condición fisiológica de la planta madre

La capacidad de propagación vegetativa está relacionada con el carácter juvenil, cuanto más joven es el ejemplar más fácil y rápida será su propagación (Caso 1992).

La relación de la juvenilidad con el crecimiento de las raíces tal vez se pueda explicar por el incremento en la formación de inhibidores del enraizamiento a medida que la planta envejece. Es posible que la reducción del potencial de enraizamiento sea el resultado de una disminución del contenido de compuestos

fenólicos con la edad. Se ha postulado que los fenoles actúan como cofactores o sinergistas de la auxina en la iniciación de raíces (Hartmann y Kester 1990).

3.2.7.2 Edad de la planta madre

Un factor importante es el contenido de agua del material vegetal, el cual debe estar turgente, ya que se reduce el enraizamiento en esquejes que sufren carencia de agua. La nutrición de la planta madre puede ejercer también una fuerte influencia en el desarrollo de raíces siendo favorecido por el equilibrio de bajo contenido de nitrógeno y alto contenido de carbohidratos (Hartmann y Kester 1990).

3.2.7.3 Presencia de virus

La presencia de virus reduce no sólo el porcentaje de enraizamiento, sino también el número de raíces que se forman en los esquejes. Los malos resultados que con frecuencia se obtienen en el enraizamiento de esquejes, puede deberse al uso de material infectado por virus y puede explicar los resultados variables que a menudo se obtienen en diferentes ensayos para la misma especie (Hartmann y Kester 1990).

3.2.7.4 Tratamiento de los esquejes

El objeto de tratar esquejes con sustancias reguladoras del crecimiento de tipo auxina (“hormona”) es aumentar el porcentaje de esquejes que forman raíces, acelerar la iniciación de ellas, aumentar el número y la calidad de las raíces producidas por esquejes y aumentar la uniformidad del enraizamiento. Es posible que

en las plantas que enraízan con facilidad no se justifiquen los gastos y esfuerzos adicionales del tratamiento. Sin embargo, el empleo de estas sustancias no permite que se ignoren otras buenas prácticas de la propagación con esquejes, tales como el mantenimiento de las relaciones apropiadas de agua, temperatura y condiciones de luz (Hartmann y Kester 1990).

3.2.7.5 Condiciones ambientales durante el enraizamiento

Para favorecer el enraizamiento es necesario que exista cierto nivel de humedad en el ambiente, puesto que de lo contrario se puede reducir el contenido de agua hasta un nivel tan bajo que ocasione la muerte de ellas, antes que se formen las raíces. Un alto grado de humedad debiera mantenerse en la cámara de propagación para prevenir posibles daños por deshidratación (Hartmann y Kester 1990).

Shamshad (1995), señala que un estrés hídrico es capaz de reducir la capacidad y velocidad del transporte auxínico.

Se debe evitar una temperatura del aire demasiado alta, debido a que tiende a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al desarrollo de las raíces, y a incrementar la pérdida de agua por las hojas (Leopold 1955).

Wells (1979), señala que el calor es vital para el rápido y adecuado enraizamiento y crecimiento de las raíces, por ello es recomendable su aplicación cuando se trabaje en la época invernal.

En el enraizamiento de esquejes, los productos sintetizados por las hojas, mediante la fotosíntesis, son de gran importancia tanto para la iniciación como para el crecimiento de las raíces (Arce y Balboa 1987).

3.2.7.6 Propagadores y medios de enraizamiento

El ambiente en el cual los esquejes son puestos a enraizar es de vital importancia. Los propagadores deben reunir características que eviten cualquier desecación en los esquejes (Gutiérrez 1995).

Westwood (1982), señala que un propagador es una construcción que evita la pérdida de agua del medio que rodea a los esquejes. Su función es similar a la de un almácigo o invernadero, pues ambos, propician las condiciones ambientales adecuadas para la germinación y establecimiento de las plántulas o para el enraizamiento de las estacas, según sea el caso de que se trate.

Según Leopold (1955), hay propagadores con sistemas de aspersión de alto costo que regulan automáticamente la frecuencia y la intensidad de la aspersión, con control de luz y humedad. Sin embargo, la humedad también se puede controlar de manera sencilla en un compartimiento, a modo de pecera, que tenga una tapa transparente para permitir el paso de la luz y evitar la pérdida de humedad.

3.3 SUSTRATOS

Espinoza (1985), menciona que el sustrato, servirá como vehículo para aportar agua, nutriente y oxígeno a la planta, a la vez, le servirá de soporte y medio oscuro para el desarrollo radicular, función vital del crecimiento vegetal.

Hartmann y Kester (1990), señalan que muchas especies enraízan con facilidad en una gran variedad de medios de propagación, sin embargo en especies que lo hacen con dificultad puede tener gran importancia el medio de enraizamiento que se emplee, no influyendo solamente en el porcentaje de esquejes enraizados, sino también en la calidad del sistema radical formado.

Con respecto a ello Hermosilla (1996), indica que las características físicas del sustrato influyen en la formación del sistema radical de los esquejes y en la calidad de las raíces que se forman, lo que se debe a las diferencias en la capacidad de almacenamiento de agua y aire que estos poseen.

Un medio ideal de enraizamiento es aquel que tenga suficiente porosidad para permitir buena aireación y una capacidad elevada de retención de agua, pero al mismo tiempo que este bien drenado y libre de organismos patógenos (Sandoval 1997).

A pesar de ello Tapia (1980), señala la importancia de que el medio debe tener un buen soporte físico para mantener los esquejes lo más erecto posible, permitiendo así un buen enraizamiento.

Además, debe contener un escaso contenido de materia orgánica con una densidad aparente baja, para facilitar su manipulación, traslado y trasplante (James 1986).

Cada sustrato posee características generales y específicas, sobre la base de las cuales se elige el más apropiado para el cultivo que se piensa realizar (Richards *et al.*, 1964).

3.3.1 Tipos de Sustratos

3.3.1.1 Cascarilla de arroz

Tigrero (1998), indica que es un sustrato de origen biológico, ya que se lo obtiene en las piladoras de arroz.

Además, el autor menciona que la cascarilla de arroz tiene las siguientes ventajas:

- El alto contenido de sílice caracteriza a este sustrato, lo que le permite una lenta descomposición.
- Es un material liviano.
- Su costo en la actualidad es bajo, en comparación al de la piedra pómez.

3.3.1.2 Estopa de coco

Es un sustrato que en Ecuador ha tomado auge, debido a su utilización en cultivos de *Hypericum sp.*, para la exportación (Espinoza 1985).

Breuring (1999), señala que este es un producto que queda de residuo después de quitar a las fibras grandes de la cáscara dura del coco; las fibras cortas y muy cortas son separadas para ser utilizadas como sustratos. Contiene elevados porcentajes de lignina lo que le da una gran durabilidad al sustrato.

Existe un gran interés por la estopa de coco, por considerarla un excelente sustrato, en el cual se pueden desarrollar diversos tipos de plantas (flores y vegetales en sustratos semihidroponicos, plantas de maceta, etc.). Con este sustrato, las plantas adquieren un excelente desarrollo radicular, crecen más saludables y firmes, con tallos más largos y buena floración (Hartmann y Kester 1990).

Para utilizar con éxito la estopa de coco, se debe conocer sus propiedades físicas-químicas y cómo prepararla para cultivos de sustrato. Cuando se siembra en la fibra pura, es decir en sistemas semihidroponicos y, especialmente si se trata de plantas sensibles, son indispensables el enjuague y la preparación química del sustrato (James 1986).

El enjuague requiere de agua de buena calidad, para bajar el nivel de conductividad eléctrica y sales (NaCl). Esto es indispensable para no quemar las raíces de las plantas y que estas se desarrollen de forma normal. También es fundamental la forma de romper los ladrillos (la estopa de coco se comercializa en

forma de ladrillos) antes de humedecerlos, para que se hidrate adecuadamente (James 1986).

3.3.1.3 Tierra negra

Es la cubierta superficial del suelo localizada generalmente a profundidades promedio de 10 cm., es un agregado de minerales y de partículas orgánicas producidas por la acción combinada del viento, el agua y los procesos de desintegración orgánica con textura, estructura y espacio poroso conocido como horizonte A generalmente de un color gris a negro (Espinoza 1985).

Para obtener buenos resultados durante la germinación, el enraizamiento y el crecimiento de las plantas, se requieren ciertas características del medio de cultivo relacionadas con sus propiedades físicas y químicas. La tierra negra tiene una buena proporción de limo, arcilla y arena, lo que hace que mantenga su estructura cuando se le aplasta ligeramente y cuando se lo hace con más fuerza se desmenuza, característica que toman en cuenta los proveedores y que es confirmado por el encargado de vivero (Richards *et al.*, 1964).

3.4 PURINES

Son productos fitoreguladores que por efecto de la descomposición aeróbica o macerado de plantas pueden ayudar en el control de plagas y enfermedades dentro de un programa de manejo integrado (Robinson 1981).

Los purines se pueden elaborar de una manera fácil con los recursos de la zona, existen varias maneras de obtener y extraer el ingrediente activo: Licuado o amasado, maceración, infusión, cocimiento, extracto en aceite, tintura o extracto alcohólico, extracto acetónico (Rodríguez 2002).

Cada purín posee características generales y específicas, sobre la base de las cuales se elige el más apropiado para el cultivo que se piensa realizar.

3.4.1 Tipo de Purines

3.4.1.1 Bioplus

Es un promotor de crecimiento, bioestimulante, fitoregulador y fertilizante foliar, además de un antiestresante y fototoxicidad (Vivanco 2009).

3.4.1.1.1 Composición

Según Frear (1956), menciona que el bioplus está compuesto de:

- **Auxinas**

Las auxinas son las fitohormonas más conocidas, su característica común es favorecer el alargamiento de las células. Las auxinas se encuentran en compuestos naturales y sintéticos muchos de estos últimos se emplean extensamente en la agricultura (Frear 1956).

La primera función descubierta de las auxinas es el estímulo de la división celular y aparte es la estimulación en la iniciación de las raíces. Además antes de los reguladores del crecimiento (auxinas) como estimulantes del enraizamiento de estacas se probaron muchas otras sustancias con éxitos variables (Weaver 1976).

- **Acido Indocético**

El ácido indolacético es un ácido que actúa a nivel de los ápices, en los que hay tejido meristemático (Weaver 1976).

3.4.1.1.2 Funciones

Inhibir el desarrollo de las yemas axiales, dando origen a un fenómeno que se conoce como dominancia apical, promover el fototropismo positivo, promover el desarrollo de las raíces laterales y adventicias, provocar la supresión de las acciones de las hojas y estimula el desarrollo de los frutos ((Frear 1956).

3.4.1.1.3 Dosis y épocas de aplicación

No existe estudios técnicos de la dosis y época óptima de aplicación del producto, la necesidad de una recomendación del uso del producto es necesario (Campos 2011- Com. Pers).

3.4.1.1.4 Cultivos a los cuales se recomienda

No existen investigaciones de cuáles son los cultivos donde produzca mejores rendimientos, sin embargo las características indican que puede ser utilizado en cualquier cultivo (Campos 2011- Com. Pers).

3.4.1.2 Purín de manzanilla

Es un fitoregulator e insecticida orgánico. Facilita la propagación de estacas y el mantenimiento de los microorganismos necesarios para un suelo saludable. Permite preparar en una superficie reducida un concentrado que podemos aplicar luego a grandes extensiones de cultivos (Stehmann 2007).

3.4.1.2.1 Composición

Básicamente aporta enzimas, aminoácidos y otras sustancias al suelo y a las plantas, aumentando la diversidad y disponibilidad de nutrientes para las mismas. Pero mucho más importante que esto es el aporte de microorganismos (Stehmann 2007).

3.4.1.2.2 Funciones

Facilita la propagación emitiendo mayor desarrollo de raíces en las estacas, disminución de plagas, mejor crecimiento, mayor fijación de nitrógeno en el suelo y mayor disponibilidad de carbono en el suelo (color más oscuro de la tierra).

Mejorará, con la aplicación regular de los mismos, la estructura del suelo y la capacidad de retención de agua (Stehmann 2007).

3.4.1.2.3 Dosis y épocas de aplicación

No existe estudios técnicos de la dosis y época optima del producto, la necesidad de una recomendación del uso del producto es necesario (Campos 2011- Com. Pers).

3.4.1.2.4 Cultivos a los cuales se recomienda

No existen investigaciones de cuáles son los cultivos donde produzca mejores rendimientos, sin embargo las características indican que puede ser utilizado en cualquier cultivo (Campos 2011- Com. Pers).

3.4.1.3 Purín de café

Es un activador enzimático que afecta la división celular, promoviendo la emisión radical en plantas por trasplantar o en plantas ya sembradas (Galeano 2000).

3.4.1.3.1 Composición

Básicamente aporta encimas, aminoácidos necesarios para obtener el mejor desarrollo de las plantas (Stehmann 2007).

3.4.1.3.2 Funciones

Estimula el sistema basal de las plantas dándoles crecimiento y engrose radicular, estimula la rizogénesis radicular por ende la formación de brotes y nuevas plantas y estimula la diferenciación de las yemas basales (Galeano 2000).

3.4.1.3.3 Dosis y épocas de aplicación

No existe estudios técnicos de la dosis y época optima del producto, la necesidad de una recomendación del uso del producto es necesario (Campos 2011- Com. Pers).

Según Galeano (2000), la aplicación se puede realizar en fumigación de los esquejes, o en drench.

3.4.1.3.4 Cultivos a los cuales se recomienda

No existen investigaciones de cuáles son los cultivos donde produzca mejores rendimientos, sin embargo las características indican que puede ser utilizado en cualquier cultivo (Campos 2011- Com. Pers).

IV. METODOLOGIA

4.1 MATERIALES

4.1.1 Ubicación del Lugar de la Investigación

4.1.1.1 Ubicación política

El proyecto se realizó en: Provincia Pichincha, Cantón Rumiñahui, Parroquia San Fernando, Ha. El Prado. Carrera Ciencias Agropecuarias.

4.1.1.2 Ubicación geográfica

La presente investigación se efectuó en la Ha. El Prado, ubicada en el Ecuador, provincia de Pichincha, cantón Rumiñahui, Parroquia San Fernando, a 78° 24'44'' (O) y 0° 23'20'' (S) y presenta una altitud de 2748 m (Pozo, *et al.* 2003).

4.1.1.3 Ubicación ecológica

La descripción ecológica del IASA según Albuja *et al.* (1980), Holdridge (1990) y Sierra *et al.* (1999), citado por Arce (2009):

- Piso altitudinal.- Montano bajo
- Región latitudinal.- Templada
- Zona de vida.- Bosque Húmedo

- Altitud.- 2748 m
- Temperatura.- 13.96 ° C
- Precipitación.- 1332.72 mm, de régimen bimodal.
- Clasificación bioclimática.- Húmedo - temperado
- Formación vegetacional.- Bosque Montano Bajo
- Piso zoogeográfico.- Temperado – Alto andino
- Suelos.- Textura FAC (Franco Arcilloso) a FAcL (Franco arcillo Limoso) o FACAr (Franco arcillo Arenoso), pH ácido a ligeramente ácido, contenido medio de materia orgánica, buen drenaje, suelos profundos, colores oscuros (Cadena y Caicedo 1999).

4.1.1.4 **Material experimental**

- Esquejes de (*Hypericum sp.*)
- Sustrato (fibra de coco, tierra negra, cascarilla de arroz)
- Enraizadores orgánicos (purín de manzanilla, purín de café, bioplus).

4.1.1.5 **Material de laboratorio**

- Vasos de precipitación 500ml
- Cajas petri
- Frascos plásticos
- Tijeras
- Pinzas

4.1.1.6 Equipos de laboratorio

- Destilador fraccionado semi – industrial
- Balanza
- Agitador
- Estufa
- Molino industrial

4.1.1.7 Equipos de campo

- Laboratorio de propagación vegetativa
- Azadón
- Rastrillo
- Flexómetro
- Manguera de riego por goteo
- Bomba de aspersión

4.1.1.8 Materiales de campo

- Terreno
- Esquejes provenientes de la empresa Goleen Leaf ubicada en Tunshi
- Fertilizantes (en base a los requerimientos del cultivo)
- Bandejas de germinación
- Agua
- Piola de algodón
- Tijeras de podar

4.1.1.9 Materiales de oficina

- Marcador indeleble
- Computador
- Cámara de fotos
- Calculadora.
- Libreta de apuntes

4.2 HIPÓTESIS

H₀: Las combinaciones de variedades, sustrato y enraizadores orgánicos no inciden en la propagación vegetativa de *Hypericum sp.*

4.3 MÉTODOS

4.3.1 Factores en Estudio

4.3.1.1 Primera fase

En esta investigación se evaluaron diferentes estrategias de propagación vegetativa: sustratos, enraizadores y variedades de *Hypericum sp*, teniendo los siguientes factores en estudio.

4.3.1.1.1 Variedades

- Variedad (V₁): Esquejes (*Hypericum sp.*) variedad rojo castaño
- Variedad (V₂): Esquejes (*Hypericum sp.*) variedad rosado oscuro
- Variedad (V₃): Esquejes (*Hypericum sp.*) variedad café

4.3.1.1.2 Sustratos

- Sustrato (S₁): Estopa de coco 100%
- Sustrato (S₂): Estopa de coco 50% + Cascarilla de arroz 50%
- Sustrato (S₃): Estopa de coco 50% + Tierra Negra 50%

4.3.1.1.3 Enraizadores

- Enraizador (E₁): Purín de manzanilla
- Enraizador (E₂): Purín de cascarilla de café
- Enraizador (E₃): BIOPLUS Comercial

4.3.1.2 Segunda fase

Con los resultados de la primera fase se procedió a evaluar el nivel de adaptabilidad climática y lumínica de las plántulas de *Hypericum sp.*

Teniendo los siguientes factores en estudio:

4.3.1.2.1 Ambientes

- Ambiente (A₁): bajo cubierta
- Ambiente (A₂): campo abierto

4.3.2 Tratamientos

4.3.2.1 Primera fase

Se probaron 27 tratamientos, según el siguiente detalle:

Tabla 4. 1: Códigos y descripción de los tratamientos en estudio

SUSTRATOS	FACTORES		TRATAMIENTOS	CODIGO
	ESQUEJES	ENRAIZADORES		
100% Estopa de coco	Rojo castaño	Purín de manzanilla	T1	V ₁ S ₁ E ₁
		Purín de café	T2	V ₁ S ₁ E ₂
		Bioplus	T3	V ₁ S ₁ E ₃
	Rosado oscuro	Purín de manzanilla	T10	V ₁ S ₂ E ₁
		Purín de café	T11	V ₁ S ₂ E ₂
		Bioplus	T12	V ₁ S ₂ E ₃
	Café	Purín de manzanilla	T19	V ₁ S ₃ E ₁
		Purín de café	T20	V ₁ S ₃ E ₂
50% Estopa de coco+50% cascarilla de arroz		Bioplus	T21	V ₁ S ₃ E ₃
	Rojo castaño	Purín de manzanilla	T4	V ₂ S ₁ E ₁
		Purín de café	T5	V ₂ S ₁ E ₂
		Bioplus	T6	V ₂ S ₁ E ₃
	Rosado oscuro	Purín de manzanilla	T13	V ₂ S ₂ E ₁
		Purín de café	T14	V ₂ S ₂ E ₂
		Bioplus	T15	V ₂ S ₂ E ₃
	Café	Purín de manzanilla	T22	V ₂ S ₃ E ₁
50% Estopa de coco+50% Tierra negra		Purín de café	T23	V ₂ S ₃ E ₂
		Bioplus	T24	V ₂ S ₃ E ₃
	Rojo castaño	Purín de manzanilla	T7	V ₃ S ₁ E ₁
		Purín de café	T8	V ₃ S ₁ E ₂
		Bioplus	T9	A ₃ B ₁ C ₃
	Rosado oscuro	Purín de manzanilla	T16	V ₃ S ₂ E ₁
		Purín de café	T17	V ₃ S ₂ E ₂
		Bioplus	T18	V ₃ S ₂ E ₃
Café	Purín de manzanilla	T25	V ₃ S ₃ E ₁	
	Purín de café	T26	V _{3s} B ₃ E ₂	
	Bioplus	T27	V ₃ S ₃ E ₃	

Elaborado por: ANCHALI, M 2011

4.3.2.2 Segunda fase

En la segunda fase se evaluaron dos tipos de ambientes, como se detalla a continuación:

Tabla 4. 2: Códigos y descripción de los tratamientos en estudio.

AMBIENTE	TRATAMIENTO	CODIGO	TRATAMIENTO	CODIGO	TRATAMIENTO	CODIGO
Bajo cubierta	T1	A ₁ V ₁ S ₁ E ₁	T4	A ₁ V ₂ S ₁ E ₁	T7	A ₁ V ₃ S ₁ E ₁
	T2	A ₁ V ₁ S ₁ E ₂	T5	A ₁ V ₂ S ₁ E ₂	T8	A ₁ V ₃ S ₁ E ₂
	T3	A ₁ V ₁ S ₁ E ₃	T6	A ₁ V ₂ S ₁ E ₃	T9	A ₁ V ₃ S ₁ E ₃
	T10	A ₁ V ₁ S ₂ E ₁	T13	A ₁ V ₂ S ₂ E ₁	T16	A ₁ V ₃ S ₂ E ₁
	T11	A ₁ V ₁ S ₂ E ₂	T14	A ₁ V ₂ S ₂ E ₂	T17	A ₁ V ₃ S ₂ E ₂
	T12	A ₁ V ₁ S ₂ E ₃	T15	A ₁ V ₂ S ₂ E ₃	T18	A ₁ V ₃ S ₂ E ₃
	T19	A ₁ V ₁ S ₃ E ₁	T22	A ₁ V ₂ S ₃ E ₁	T25	A ₁ V ₃ S ₃ E ₁
	T20	A ₁ V ₁ S ₃ E ₂	T23	A ₁ V ₂ S ₃ E ₂	T26	A ₁ V ₃ S ₃ E ₂
	T21	A ₁ V ₁ S ₃ E ₃	T24	A ₁ V ₂ S ₃ E ₃	T27	A ₁ V ₃ S ₃ E ₃
Campo abierto	T1	A ₂ V ₁ S ₁ E ₁	T4	A ₂ V ₂ S ₁ E ₁	T7	A ₂ V ₃ S ₁ E ₁
	T2	A ₂ V ₁ S ₁ E ₂	T5	A ₂ V ₂ S ₁ E ₂	T8	A ₂ V ₃ S ₁ E ₂
	T3	A ₂ V ₁ S ₁ E ₃	T6	A ₂ V ₂ S ₁ E ₃	T9	A ₂ V ₃ S ₁ E ₃
	T10	A ₂ V ₁ S ₂ E ₁	T13	A ₂ V ₂ S ₂ E ₁	T16	A ₂ V ₃ S ₂ E ₁
	T11	A ₂ V ₁ S ₂ E ₂	T14	A ₂ V ₂ S ₂ E ₂	T17	A ₂ V ₃ S ₂ E ₂
	T12	A ₂ V ₁ S ₂ E ₃	T15	A ₂ V ₂ S ₂ E ₃	T18	A ₂ V ₃ S ₂ E ₃
	T19	A ₂ V ₁ S ₃ E ₁	T22	A ₂ V ₂ S ₃ E ₁	T25	A ₂ V ₃ S ₃ E ₁
	T20	A ₂ V ₁ S ₃ E ₂	T23	A ₂ V ₂ S ₃ E ₂	T26	A ₂ V ₃ S ₃ E ₂
	T21	A ₂ V ₁ S ₃ E ₃	T24	A ₂ V ₂ S ₃ E ₃	T27	A ₂ V ₃ S ₃ E ₃

Elaborado por: ANCHALI, M 2011

4.3.3 Diseño Experimental

4.3.3.1 Tipo de diseño

Para la primera fase se usó un diseño bloques completamente al azar (BCA) con arreglo factorial $3*3*3+1$, mientras que para la segunda fase se utilizó un análisis combinado ambiente* tratamiento.

4.3.3.2 Número de repeticiones

En la primera fase se trabajó con 1944 esquejes de *Hypericum*; 72 esquejes de *Hypericum* por cada tratamiento, con 3 repeticiones, es decir cada unidad experimental con 24 esquejes, que se manejaron en 27 tratamientos.

Para la segunda fase se utilizaron 1000 plántulas de *Hypericum*; 500 plántulas, con 5 repeticiones, es decir cada repetición con 100 plántulas que se manejaron en 2 tratamientos.

4.3.3.3 Características de las unidades experimentales

Para la primera fase se utilizó bandejas de propagación de polietileno. Cada unidad experimental contó con 24 esquejes de *Hypericum*, los mismos que se distribuyeron al azar en 81 bandejas con las siguientes dimensiones, como se observa en la Figura 4.1.

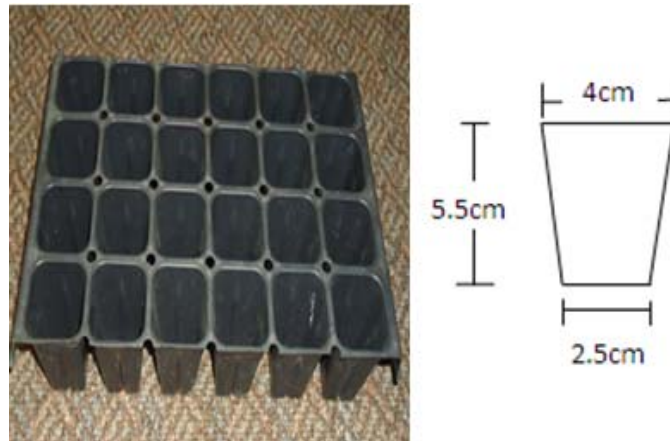


Figura 4.1: Bandejas plásticas de polietileno

Para la segunda fase, cada unidad experimental contó con 100 plántulas las mismas que se distribuyeron en 10 camas con las siguientes dimensiones:

Tabla 4. 3: Distancias de siembra para los 2 ambientes

DESCRIPCIÓN	DIMENSIONES
Entre hilera	0.8m
Entre plántula	0.40m
Número de plántulas por hilera	50
Número de plántulas por parcela	100
Número total de plántulas del ensayo	500
Área de la parcela	25m ² (1m*25m)
Distancia entre camas	0.60m

4.3.3.4 Análisis estadístico

Para la primera fase (Diseño de bloques completamente al azar con arreglo factorial $3*3*3+1$):

Fuentes de variación	Grados de libertad
TOTAL	83
Repeticiones	2
Tratamientos	(27)
Variedades	2
Sustratos	2
Enraizadores	2
Variedad*Sustrato	4
Variedad*Enraizador	4
Sustrato*Enraizador	4
Variedad*Sustrato*Enraizador	8
Testigo vs. Resto	1
Error	56

Para la segunda fase (Análisis combinado):

Fuentes de variación	Grados de libertad
TOTAL	167
Ambientes	1
Repetición/Ambiente	4
Tratamientos	(27)
Ambiente*Tratamientos	27
Error	108

4.3.3.5 Análisis funcional

La separación de medias de las dos fases, se obtuvo usando la prueba de Duncan con un nivel de significancia del 5%. Los datos fueron analizados en el programa de análisis estadístico “Infostat”.

4.3.4 Métodos de Evaluación y Datos Tomados

4.3.4.1 Primera fase

4.3.4.1.1 **Porcentaje de enraizamiento (%).**

El porcentaje de enraizamiento fue calificada en forma visual, a partir de la semana 5 después de la siembra.

Se contó el número de plántulas que se encontraban con raíces de buena calidad, listas para el trasplante de cada gaveta y se expresó en porcentaje.

$$\text{Enraizamiento (\%)} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de estacas finales a la quinta semana de enraizamiento}}{\text{N}^\circ \text{ inicial de estacas}} \times 100$$

En la Figura 4.2., se puede observar la cantidad de raíces que presentó una estaca de *Hypericum* sp.



Figura 4.2: Estaca enraizada de *Hypericum* sp.

4.3.4.1.2 Porcentaje de prendimiento en los sustratos a probarse (%).

El porcentaje de prendimiento fue apreciado en forma visual, se consideró una estaca prendida aquella que presentaba yemas brotadas y se hizo una relación entre el número de estacas que presentaron brotes con el número total de estacas por tratamiento y por gaveta, después de la siembra.

$$\% \text{prendimiento} = \frac{\# \text{ estacas con brotes}}{\# \text{ total de estacas por tratamiento}} \times 100$$

En la Figura 4.3., se puede observar el prendimiento de las estacas.



Figura 4.3: Prendimiento de las estacas

4.3.4.1.3 Número de brotes por estaca (N°).

Este parámetro se registró a partir de la fecha de siembra, hasta cuando estuvieron listas para el trasplante y para ello se contaron los brotes por estaca y se hizo un promedio entre el número de estacas que presentaron por tratamiento a los 15-45 y 75 días.

$$\# \text{ Brotes/estaca} = \frac{\sum \# \text{ brotes / estaca}}{\# \text{ estacas con brotes por tratamiento}}$$

4.3.4.1.4 Altura de plántula (cm).

De cada tratamiento en estudio se tomó 12 plántulas al azar, en las cuales se midió la longitud de los tallos desde el nivel del suelo hasta la parte apical con la ayuda de una cinta métrica, a las 15-45 y 75 días posteriores al trasplante y fue expresado en centímetros.

4.3.4.2 Segunda fase

4.3.4.2.1 Supervivencia de las plántulas al ser trasplante al campo (N°).

Este parámetro se registró a partir de la fecha del trasplante, hasta cuando estuvieron listas para el pinch y para ello se contaron el número de plántulas por tratamiento que se encontraron en buena calidad.

4.3.5 Manejo Agronómico del Ensayo

Para poder cumplir el primer objetivo que es “Determinar el sustrato más ideal para mejorar el nivel de prendimiento de los esquejes de *Hypericum sp.* El segundo “Establecer un protocolo de enraizamiento de esqueje, mediante el uso de tres fitoreguladores orgánicos.” Y el ultimo “Evaluar el nivel de adaptabilidad climática y lumínica de las plántulas de *Hypericum sp* bajo cubierta y a campo abierto”. Se manejó el ensayo de la siguiente manera:

4.3.5.1 Primera fase

4.3.5.1.1 Elaboración del purín de manzanilla

Para la obtención del subrogado de manzanilla se llevó a cabo el siguiente procedimiento:

Se procedió al armado del equipo de destilación semi – industrial. Una vez finalizado el armado del equipo se probó su funcionamiento, observando que no existan fugas de agua y calor que pudiera interferir en el rendimiento del subrogado.

Se recolectó y trozó 4 Kg de peso en fresco de manzanilla colectadas 24 horas antes de la extracción, se separa el material orgánico del inorgánico como polvo y raíces.

Antes de colocar la muestra sobre la rejilla se añadió agua dentro del destilador hasta el ras de la misma, por donde pasa el vapor de agua y arrastra el purín. Posteriormente se tapa herméticamente el destilador y se encendió la fuente de calor que dará inicio a la ebullición aproximadamente en dos horas.

El purín obtenido se recogió en envases plásticos de aproximadamente dos litros y se llevó a refrigeración hasta el momento de ser utilizados en la presente investigación.

4.3.5.1.2 Elaboración del purín de café

Se realizó una extracción basándose en el protocolo anteriormente citado, para ello se empleó la cascarilla de café, cuyo subrogado obtenido en calidad de purin como enraizador protectante.

4.3.5.1.3 Obtención del Bioplus

El Bioplus fue adquirido en Riobamba por parte de la universidad ESPOCH.

4.3.5.1.4 Obtención de los sustratos

La estopa de coco, la cascarilla de arroz y la tierra negra fueron compradas en Riobamba. Se adquirieron tres sacos de cada sustrato.

4.3.5.1.5 Preparación de los sustratos

Tanto la estopa de coco como la cascarilla de arroz se tuvieron que moler lo más fino posible, lo cual se lo hizo de la siguiente manera:

- Se utilizó un molino industrial, proceso rápido en donde se obtuvo material muy fino para ser utilizado como sustrato.

Y con el fin de poder utilizar la tierra negra se tuvo que cernir con ayuda de palas y una zaranda.

Una vez listos los sustratos se procedieron a realizar las tres mezclas necesarias para el ensayo:

- 100% estopa de coco;
- 50% estopa de coco + 50% cascarilla de arroz;
- 50% estopa de coco + 50% tierra negra.

4.3.5.1.6 Desinfección del sustrato

La desinfección del sustrato fue con agua caliente a 80 °C en una dosis de 3 litros/m² con el fin de disminuir el ataque de organismos no benéficos que pudieran afectar la propagación.

4.3.5.1.7 Llenado de las bandejas

Se utilizaron bandejas de 24 celdas, las mismas que fueron llenadas con cada uno de los sustratos preparados, obteniéndose:

- 27 bandejas con 100% estopa de coco,
- 27 bandejas con (50% estopa de coco y 50% cascarilla de arroz),
- 27 bandejas con (50% estopa de coco y 50% tierra negra)

Se llenó y se compactó de tal manera que no queden espacios de aire en el interior de las celdas pero sí que exista una buena aireación y drenaje.

4.3.5.1.8 Obtención del material vegetativo

Al haber sido identificados los sitios de recolección y preparados los diferentes sustratos, se recolectó el material vegetativo en la empresa Goleen Leaf ubicada en Tunshi por tener mayor número de plantas productivas en relación a los otros lugares visitados. Los esquejes, se obtuvo de plantas madres ya establecidas, fueron seleccionados tomando en cuenta las características como: tamaño uniforme,

maduración adecuada, vigor y ausencia de plagas y enfermedades. Esto se lo hizo en los meses de septiembre y octubre.

Una vez cortadas las ramas fueron guardadas en fundas grandes de plástico con la respectiva identificación de la variedad y con papel periódico húmedo para mantener la humedad hasta llegar al vivero y preparar las estacas a ser plantadas.

Los esquejes se obtuvieron de la parte media de la rama hacia el ápice, con longitudes de 4 a 6 cm y con 2 yemas presentes, el corte se lo hizo en forma biselada en la parte superior e inferior las estacas.

4.3.5.1.9 Desinfección de esquejes

En esta etapa se estableció un protocolo de desinfección adecuado, ya que los esquejes obtenidos de las plantas madres podrían estar contaminados con hongos o bacterias. La solución utilizada esta compuesta de agua destilada, jabón antibacterial, tintura de yodo y benlate 5% (30ml/60ml/30ml/1gr) respectivamente, para aproximadamente 30 esquejes (Vaca, 2008).

Enseguida de ello se dejó escurrir a los esquejes por 5 min. Tiempo en el cual los esquejes lograron una alta desinfección para su posterior adaptabilidad al campo y desarrollo.

Posterior a ello, en las dosis de enraizadores orgánicos preparados se insertaron las partes inferiores de las estacas. Sumergiendo la base vegetal por 2 horas antes de ser sembradas, obteniéndose de la siguiente manera:

Tabla 4.4: Descripción de las dosis de los enraizadores utilizados

NÚMERO DE ESQUEJES	VARIEDAD	PURÍN	DOSIS
216	Color rojo castaño	manzanilla	15cc /1 L H ₂ O
216	Color rojo castaño	café	15cc /1 L H ₂ O
216	Color rojo castaño	bioplus	15cc /1 L H ₂ O
216	Color rosado oscuro	manzanilla	15cc /1 L H ₂ O
216	Color rosado oscuro	café	15cc /1 L H ₂ O
216	Color rosado oscuro	bioplus	15cc /1 L H ₂ O
216	Color café	manzanilla	15cc /1 L H ₂ O
216	Color café	café	15cc /1 L H ₂ O
216	Color café	bioplus	15cc /1 L H ₂ O

Elaborado por: ANCHALI, M 2011

Después del procedimiento anterior los esquejes están listos para ser sembrados en las bandejas de propagación.

Las bandejas se mantuvieron bajo invernadero en zona de enraizamiento durante cinco semanas, con una humedad de 70% y temperatura promedio de 24°C, para luego ser trasplantadas al campo definitivo.

Durante este periodo la plántula ya recibe alimentación por raíces y como complemento, fertilización foliar.

4.3.5.1.10 Controles fitosanitarios

Existió la presencia de hongos, (Mildiu polvoso), para su control se utilizó Pilarben OD (Benomil) en dosis de 0.3g/l, a continuación en la Figura 4.4 se puede observar la presencia de hongos.



Figura 4.4: Presencia de hongos

4.3.5.2 Segunda fase

4.3.5.2.1 Preparación del terreno

4.3.5.2.1.1 A campo abierto

Se realizó una limpieza total del terreno y posteriormente se realizó una nivelación manual dejando el terreno listo para la realización de las camas y proceder al trasplante.

4.3.5.2.1.2 Bajo cubierta

Un día previo a la siembra se procedió a dar riego abundante para al día siguiente remover el suelo, a una profundidad de 20 cm., para luego preparar las camas y proceder al trasplante a continuación se puede observar en la Figura 4.5.

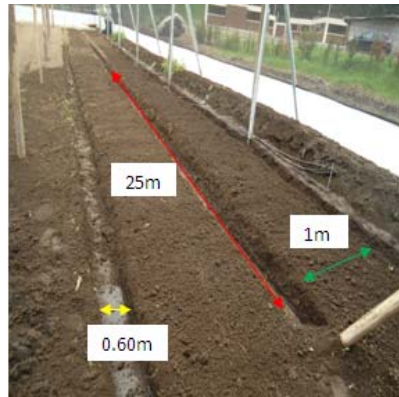


Figura 4.5: Preparación de camas antes de la siembra

Tabla 4.5: Detalle de la dimensiones de las camas

Descripción	Dimensiones
Ancho de la cama	1m
Largo de la cama.	25m
Ancho de los caminos	0.6m
Alto de la cama	0.30m

4.3.5.2.1.3 Desinfección del suelo

Se realizó una desinfección completa de las camas a base de productos químicos, como Furadan en polvo, en las dosis de 1 gr. /m².

4.3.5.2.1.4 Fertilización edáfica

Se aplicó al suelo por cama nitrofoska, en la dosis de 1.5 kg/100m².

4.3.5.2.1.5 Establecimiento del sistema de riego

Se ubicó dos líneas de manguera, con goteros a lo largo de la cama para fertirrigar a partir de la segunda semana del trasplante y durante todo el ciclo del cultivo, dependiendo de las condiciones climáticas este fue con una presión no mayor a 15 psi., con una duración de dos horas diarias que se le fraccionó 1 hora de mañana, 1 hora en la tarde. En la Figura 4.6 se puede observar el sistema de riego.



Figura 4.6: Establecimiento del sistema de riego

En la primera semana del trasplante, se aplicó riego tipo lluvia tres veces al día, hasta que el cultivo estuvo establecido.

4.3.5.2.2 Trasplante

Las mini plantas de todas las variedades se trasplantó en el sitio definitivo a una densidad de 100 plántulas/25 m² previo y posterior a un riego tipo lluvia.

4.3.5.2.3 Fertilización

La fertilización química, se aplicó con la ayuda de una bomba fumigadora con los siguientes elementos, en ppm: N98, P11.5, K89, Ca 89, Mg 37.5, Mn 0.4, Zn 0.3, Cu 0.8, Fe 2.25, B 1,25, Mo 0.125.

4.3.5.2.4 Pinch

A la sexta semana luego del trasplante se procede a cortar al tallo principal dejando cuatro pares de hojas verdaderas, con el objetivo de estimular la brotación de tallos.

4.3.5.2.5 Controles fitosanitarios

Existió la presencia de mosca blanca y pulgón, para su control se utilizó *Verticillium lecani* en dosis de 2.5g/l.

4.3.5.2.6 Control de malezas

El control de malezas se realizó manualmente, aplicando la escarificación o eliminación de algas y malezas en sus primeras etapas de crecimiento, con la finalidad de que el terreno se mantenga limpio de malas hierbas, y no afecte el desarrollo de la investigación.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. ENRAIZAMIENTO

5.1.1. Porcentaje de Prendimiento

En el análisis de variancia para el porcentaje de prendimiento de plántulas de *Hypericum sp.*, se encontró diferencias estadísticas para repeticiones y tratamientos.

Dentro de tratamientos se encontró diferencias estadísticas al mismo nivel en cada uno de los factores en estudio: variedad, sustrato y enraizadores. Las interacciones variedad x enraizadores presentaron significación al nivel de 5%, mientras que al 1% lo presentó la interacción sustrato x enraizadores lo que nos indica que estos factores actuaron dependientemente. Además, se encontró diferencias estadísticas a nivel del 1% al comparar el testigo vs el resto de tratamientos (cuadro 5.1).

En promedio general del porcentaje de prendimiento de las plántulas de *Hypericum sp.*, fue de 60.07%, con un coeficiente de variación de 13.42%.

Cuadro 5.1: Análisis de variancia para el porcentaje de prendimiento de *Hypericum* sp. Evaluados a los 35 días después de la siembra.

FUENTES DE VARIACION	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	83	164102.739		
Repeticiones	2	660.202	330.100	5.08**
Tratamientos	(27)	159935.572	5923.539	91.21**
Variedades(V)	2	152498.388	76249.194	1174.09**
Sustratos (S)	2	568.914	284.457	4.38**
Enraizadores (E)	2	1342.792	671.396	10.34**
V x S	4	460.005	115.001	1.77ns
V x E	4	1205.685	301.421	3.92*
S x E	4	560.375	140.094	4.64**
V x S x E	8	328.435	41.054	0.63ns
Test vs Resto	1	2970.977	2970.977	45.747**
Error	56	3506.965	64.943	
\bar{X} (%)			60.07	
CV/(%)			13.42	

Con la variedad café de *Hypericum* sp., se logró el 95.52% de prendimiento, seguido de el rojo castaño, con el cual se obtuvo un 89.58%, prácticamente, con el material Rosado oscuro no se logró ningún desarrollo (cuadro 5.2).

Cuadro 5.2: Porcentaje de prendimiento de tres variedades de *Hypericum* sp. Duncan al 5%

VARIETADES	Porcentaje de prendimiento (%)	
V1 Rojo castaño	89.583	b
V2 Rosado oscuro	0.000	c
V3 Café	95.524	a

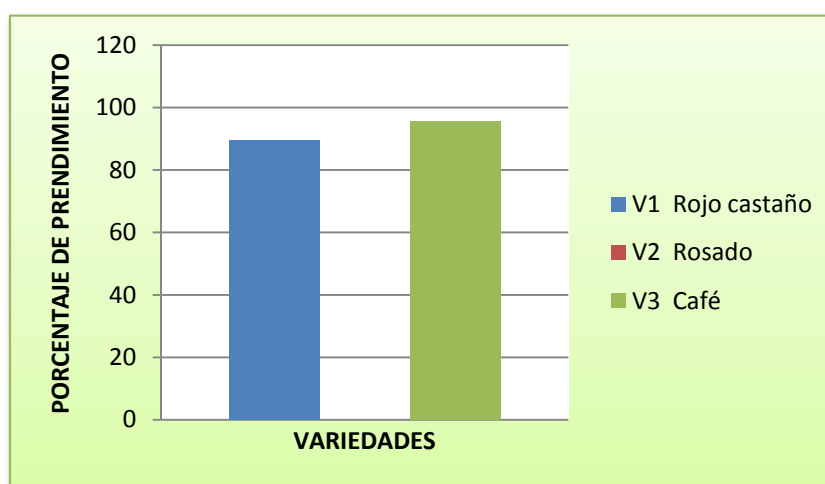


Gráfico 5.1: Porcentaje de prendimiento en tres variedades de *Hypericum* sp.

Con el sustrato 50% de estopa de coco + tierra negra se logró un 7 % más de prendimiento de las plántulas de *Hypericum sp.*, que la utilización exclusiva de estopa de coco (cuadro 5.3).

Cuadro 5.3: Efecto de de los sustratos sobre las variedades de *Hypericum sp* sobre el porcentaje de prendimiento. Una evaluación.

SUSTRATOS	Porcentaje de prendimiento (%)	
S1 100% Estopa de coco	57.870	b
S2 50% Estopa de Coco + 50% Cascarilla de Arroz	61.420	b
S3 50% Estopa de Coco + 50% Tierra Negra	64.352	a

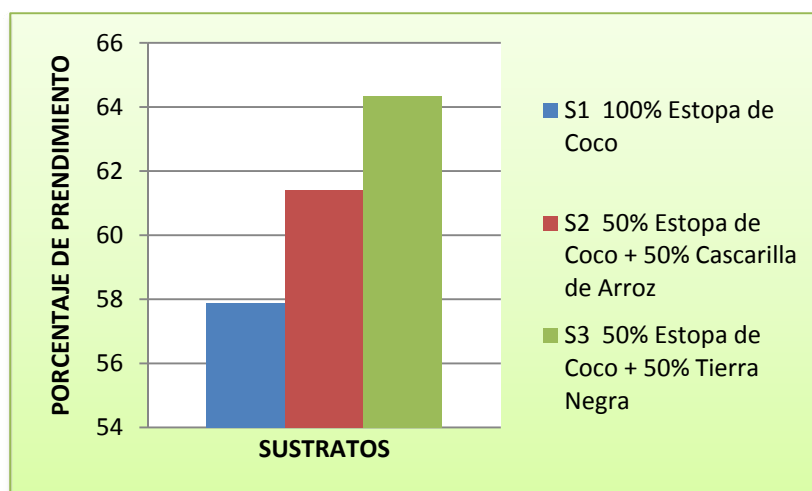


Gráfico 5.2: Efecto de los sustratos sobre el porcentaje de prendimiento de las plántulas de *Hypericum sp.*

A mas de haber presentado una mayor altura las plántulas de *Hypericum sp.*, bajo la utilización del enraizador Bioplus logró un mayor porcentaje de prendimiento que los otros enraizadores (cuadro 5.4).

Cuadro 5.4: Efecto de los enraizadores orgánicos en las variedades de *Hypericum sp* sobre el porcentaje de prendimiento. Una evaluación.

ENRAIZADORES	Porcentaje de prendimiento (%)	
E1 Purín de manzanilla	55.710	c
E2 Purín de café	62.499	b
E3 Bioplus	65.432	a

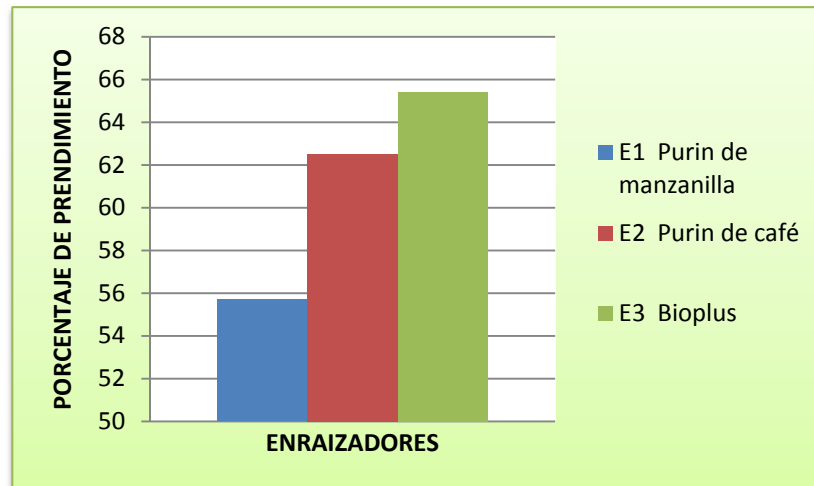


Gráfico 5.3: Efecto de los enraizadores sobre el porcentaje de prendimiento de *Hypericum sp.*

El 100% de prendimiento en el material de *Hypericum* rojo castaño se logró únicamente bajo el sustrato 100% de estopa de coco y aplicación del enraizador bioplus, mientras que en la variedad café el 100% de prendimiento se logró bajo el uso del sustrato, 50% de estopa de coco + 50% de tierra negra con cada uno de los tres enraizadores, además se logró este mismo porcentaje bajo el sustrato 50% de estopa de coco + 50% de cascarilla de arroz y con la utilización del enraizador bioplus, Sin tomar en cuenta a los tratamientos del material rosado, el tratamiento testigo presentó el menor porcentaje de prendimiento alcanzando apenas un 29.27% (cuadro 5.5).

Cuadro 5.5: Efecto de los tratamientos producto de la interacción de tres variedades de *Hypericum* tres sustratos y tres enraizadores sobre el porcentaje de prendimiento.

TRATAMIENTOS		Porcentaje de prendimiento	
T1	V ₁ S ₁ E ₁	65.28	d
T2	V ₁ S ₁ E ₂	90.28	a
T3	V ₁ S ₁ E ₃	100.00	a
T4	V ₁ S ₂ E ₁	73.61	cd
T5	V ₁ S ₂ E ₂	88.89	ab
T6	V ₁ S ₂ E ₃	95.83	ab
T7	V ₁ S ₃ E ₁	87.50	abc
T8	V ₁ S ₃ E ₂	95.83	a
T9	V ₁ S ₃ E ₃	95.83	a
T10	V ₂ S ₁ E ₁	0.00	f
T11	V ₂ S ₁ E ₂	0.00	f
T12	V ₂ S ₁ E ₃	0.00	f
T13	V ₂ S ₂ E ₁	0.00	f
T14	V ₂ S ₂ E ₂	0.00	f
T15	V ₂ S ₂ E ₃	0.00	f
T16	V ₂ S ₃ E ₁	0.00	f
T17	V ₂ S ₃ E ₂	0.00	f
T18	V ₂ S ₃ E ₃	0.00	f
T19	V ₃ S ₁ E ₁	77.78	bcd
T20	V ₃ S ₁ E ₂	90.28	ab
T21	V ₃ S ₁ E ₃	90.28	a
T22	V ₃ S ₂ E ₁	97.22	a
T23	V ₃ S ₂ E ₂	97.22	a
T24	V ₃ S ₂ E ₃	100.00	a
T25	V ₃ S ₃ E ₁	100.00	a
T26	V ₃ S ₃ E ₂	100.00	a
T27	V ₃ S ₃ E ₃	100.00	a
T28	TESTIGO	29.27	e

5.1.2. Porcentaje de Enraizamiento

El análisis de variancia para el porcentaje de enraizamiento manifestó diferencias estadísticas para repeticiones y tratamientos. Dentro de tratamientos se encontró diferencias estadísticas en cada uno de los factores en estudio: variedades, sustrato y enraizadores. Además se manifestó significación estadística al nivel del 5% para la interacción variedad x sustrato y al 1% en la interacción variedad por enraizador, lo que manifiesta que los factores que los componen actuaron

dependientemente. Finalmente el testigo se diferenci6 a nivel del 1% del resto de tratamientos (cuadro 5.6).

El promedio general del porcentaje de enraizamiento de las pl6ntulas de *Hypericum sp.*, fue de 57.14%, con un coeficiente de variaci6n de 13.93%.

Cuadro 5.6: An6lisis de variancia para el porcentaje de enraizamiento de *Hypericum sp.* Evaluados a los 35 d6as despu6s de la siembra.

FUENTES DE VARIACION	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	83	152343.854		
Repeticiones	2	546.759	273.379	4.31**
Tratamientos	(27)	148374.177	5495.339	86.69**
Variedades(V)	2	138377.815	69188.907	1091.53**
Sustratos (S)	2	1197.020	598.510	9.44**
Enraizadores (E)	2	2330.531	1165.265	18.38**
V x S	4	854.947	213.737	3.37*
V x E	4	1566.3642	391.591	6.18**
S x E	4	504.082	126.021	1.99ns
V x S x E	8	329.205	41.151	0.65ns
Test vs Resto	1	3214.214	3214.214	50.71**
Error	56	3422.917	63.387	
\bar{X} (%)			57.14	
CV(%)			13.933	

Con la variedad de *Hypericum* caf6 se logr6 un 90.74% de enraizamiento, porcentaje muy importante, seguido de la variedad rojo casta6o que present6 un 84.26%, el material rosado no present6 ning6n desarrollo (cuadro 5.7).

Cuadro 5.7: Porcentaje de enraizamiento de tres variedades de *Hypericum sp.* Duncan al 5%.

VARIETADES	Porcentaje de enraizamiento (%)	
V1 Rojo casta6o	84.259	b
V2 Rosado oscuro	0.000	c
V3 Caf6	90.740	a

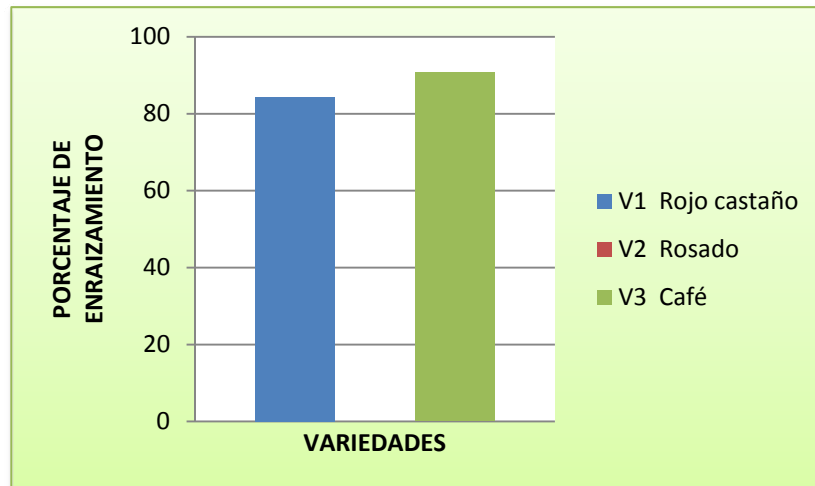


Gráfico 5.4: Porcentaje de enraizamiento de plántulas de tres variedades de *Hypericum sp.*, Duncan al 5%

Bajo el sustrato de 50% de estopa de coco + 50% de tierra negra se logró el mayor porcentaje de enraizamiento, el menor porcentaje se presentó con el sustrato compuesto el 100% de estopa de coco (cuadro 5.8).

Cuadro 5.8: Efecto de los sustratos sobre el porcentaje de enraizamiento de plántulas de *Hypericum sp.*

SUSTRATOS	Porcentaje de enraizamiento (%)	
S1 100% Estopa de coco	53.704	c
S2 50% Estopa de Coco + 50% cascarilla de Arroz	58.179	b
S3 50% Estopa de Coco + 50% Tierra Negra	69.116	a

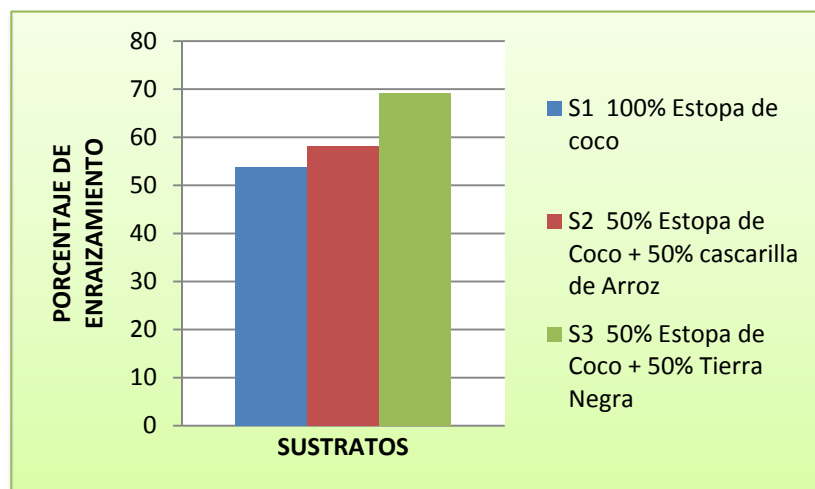


Gráfico 5.5: Efecto de los sustratos en el porcentaje de enraizamiento de plántulas de *Hypericum sp.*

El enraizador Bioplus logró el mayor porcentaje de enraizamiento, el menor se presentó con el purín de manzanilla (cuadro 5.9).

Cuadro 5.9: Efecto de los enraizadores orgánicos en las variedades de *Hypericum sp* sobre el porcentaje de prendimiento. Una evaluación.

ENRAIZADORES	Porcentaje de enraizamiento (%)	
E1 Purín de manzanilla	51.234	c
E2 Purín de café	59.568	b
E3 Bioplus	64.197	a

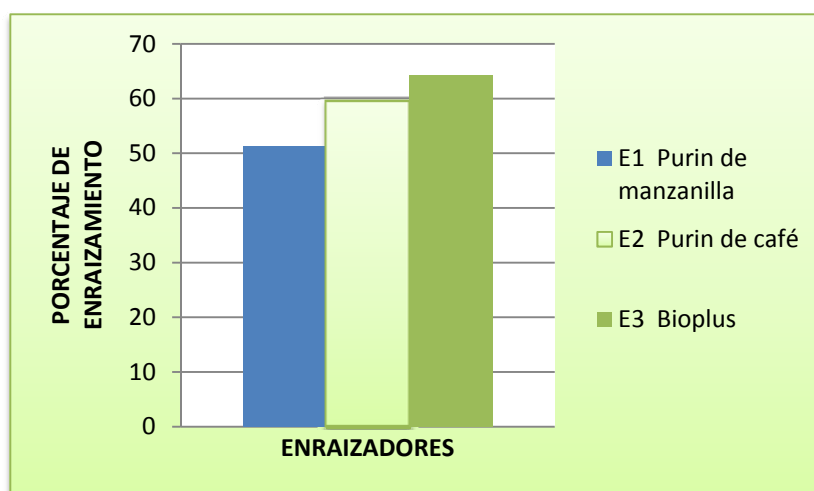


Gráfico 5.6: Efecto de los enraizadores sobre el porcentaje de enraizamiento de plántulas de *Hypericum sp*.

Los únicos tratamientos donde se alcanzó el 100% de enraizamiento se presentó en la variedad café con la utilización de enraizador bioplus en los sustratos 50% de estopa de coco + 50% de cascarilla de arroz y el formado de 50% de estopa de coco + 50% de tierra negra. Sin tomar en cuenta los tratamientos del material rosado el menor porcentaje de enraizamiento se presentó con el testigo que penas presento un 25% de enraizamiento (cuadro 5.10).

Cuadro 5.10: Efecto de los tratamientos producto de la interacción de tres variedades de *Hypericum*, tres sustratos y tres enraizadores sobre el porcentaje de enraizamiento.

TRATAMIENTOS		Porcentaje de enraizamiento	
T1	V ₁ S ₁ E ₁	58.33	e
T2	V ₁ S ₁ E ₂	83.33	bcd
T3	V ₁ S ₁ E ₃	98.61	abc
T4	V ₁ S ₂ E ₁	66.67	e
T5	V ₁ S ₂ E ₂	84.72	abcd
T6	V ₁ S ₂ E ₃	93.06	abc
T7	V ₁ S ₃ E ₁	84.72	abcd
T8	V ₁ S ₃ E ₂	93.05	abc
T9	V ₁ S ₃ E ₃	95.83	abc
T10	V ₂ S ₁ E ₁	0.00	g
T11	V ₂ S ₁ E ₂	0.00	g
T12	V ₂ S ₁ E ₃	0.00	g
T13	V ₂ S ₂ E ₁	0.00	g
T14	V ₂ S ₂ E ₂	0.00	g
T15	V ₂ S ₂ E ₃	0.00	g
T16	V ₂ S ₃ E ₁	0.00	g
T17	V ₂ S ₃ E ₂	0.00	g
T18	V ₂ S ₃ E ₃	0.00	g
T19	V ₃ S ₁ E ₁	70.83	de
T20	V ₃ S ₁ E ₂	81.94	cd
T21	V ₃ S ₁ E ₃	90.28	abc
T22	V ₃ S ₂ E ₁	84.72	abcd
T23	V ₃ S ₂ E ₂	94.44	abc
T24	V ₃ S ₂ E ₃	100.00	a
T25	V ₃ S ₃ E ₁	95.83	abc
T26	V ₃ S ₃ E ₂	98.61	ab
T27	V ₃ S ₃ E ₃	100.00	a
T28	TESTIGO	25.00	f

5.1.3. Número de Brotes/Estaca.

Al establecer los análisis de variancia para el número de brotes/estaca en evaluaciones establecidas a los 15, 45 y 75 días no se detectó diferencias estadísticas para repeticiones mientras que los tratamientos se diferenciaron a nivel del 1%.

Dentro de tratamientos los tres factores en estudio variedades, sustratos y enraizadores, presentaron diferencias estadísticas al nivel del 1% a excepción de enraizadores en la evaluación a los 15 días que se diferenció a nivel del 5%. La interacción variedades x sustratos únicamente presentó significación a nivel del 1% a

los 15 días, mientras que la interacción variedad por enraizadores manifestaron significación estadística al nivel del 1% a los 15 y 45 días y al 5% a los 75 días.

Además se detectó diferencias estadísticas a nivel del 1% en la comparación del testigo vs resto de tratamientos (cuadro 5.11).

Los promedios generales del número de brotes/estaca fueron de 0.06, 0.07 y 0.08, con coeficientes de variación de 27.13, 21.83 y 22.98%.

Cuadro 5.11: Análisis de variancia para el número de brotes por estaca en las variedades de *Hypericum sp.* Evaluados cada 30 días.

Fuentes de variación	GL	NUMERO DE BROTES/ESTACA		
		15 días	45 días	75 días
Total	83			
Repeticiones	2	0.0003ns	0.0003ns	0.0006ns
Tratamientos	(27)	0.006**	0.0077**	0.0107**
Variedades(V)	2	0.0674**	0.0947**	0.1315**
Sustratos (S)	2	0.0019**	0.0012**	0.0027**
Enraizadores (E)	2	0.0008*	0.0018**	0.0027**
V x S	4	0.0007**	0.0004ns	0.0007ns
V x E	4	0.0007**	0.0010**	0.0019*
S x E	4	0.0003ns	0.0004ns	0.0004ns
V x S x E	8	0.0003ns	0.0002ns	0.0002ns
Test vs Resto	1	0.0017**	0.0023**	0.0026**
Error	54	0.0002	0.0002	0.0004
\bar{X} (N°)		0.06	0.07	0.08
CV(%)		27.13	21.83	22.98

La variedad Rojo castaño de *Hypericum* presentó un mayor promedio de número de brotes/estaca especialmente en las evaluaciones a los 45 a 75 días., el material rosado que no manifestó ningún crecimiento presentó una ausencia total (cuadro 5.12).

Cuadro 5.12: Efecto de las variedades de *Hypericum sp* sobre el número de brotes/ estaca. Tres evaluaciones

VARIETADES	Número de brotes/estaca		
	15 días	45 días	75 días
V1 Rojo castaño	0.0844 a	0.1059 a	0.1296 a
V2 Rosado oscuro	0.0000 b	0.0000 b	0.0000 c
V3 Café	0.0885 a	0.0989 a	0.1096 b

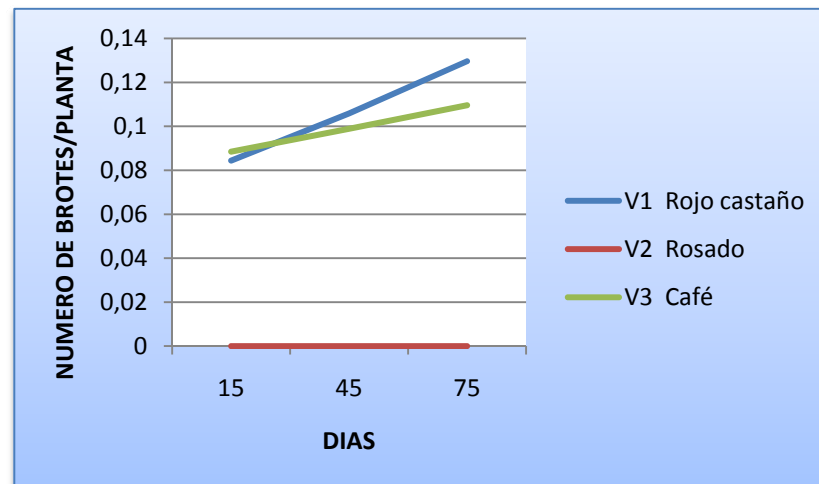


Gráfico 5.7: Número de brotes/estaca de tres variedades de *Hypericum* en tres evaluaciones.

El mayor número de brotes/ estaca se presentó bajo el sustrato del 100% de estopa de coco a lo largo de las tres evoluciones, el menor se presentó en el sustrato compuesto por el 50% de estopa de coco + 50% de tierra negra, pero sin diferenciarse estadísticamente del sustrato 50% de estopa de coco + 50% de cascarilla de arroz (cuadro 5.13)

Cuadro 5.13: Efecto de los sustratos sobre el número de brotes/estaca en las variedades de *Hypericum sp*. Tres evaluaciones.

SUSTRATOS	Número de brotes/estaca (N°)/30días		
	15 días	45 días	75 días
S1 100% Estopa de coco	0.0670 a	0.0756 a	0.0911 a
S2 50% Estopa de Coco + 50% Cascarilla de Arroz	0.0552 b	0.0670 b	0.0763 b
S3 50% Estopa de Coco + 50% Tierra Negra	0.0507 b	0.0622 b	0.0719 b

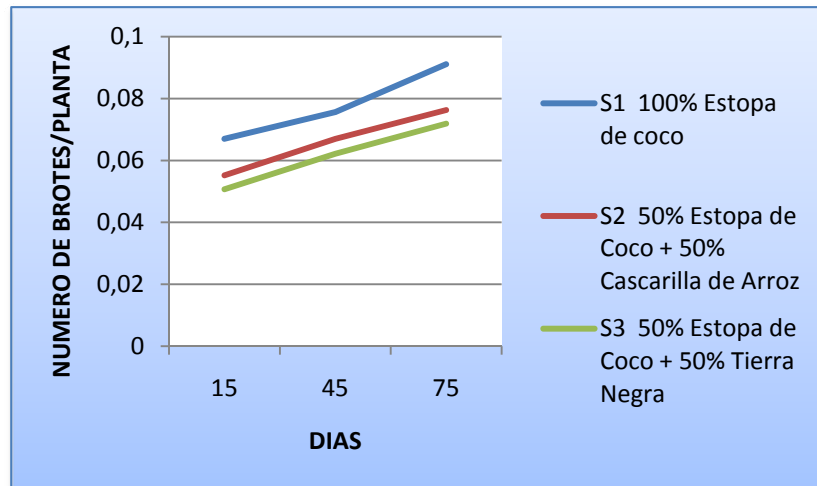


Gráfico 5.8: Efecto de los sustratos sobre el número de brotes/estaca de *Hypericum* en tres evaluaciones.

Bajo la aplicación del purín de manzanilla se logró el mayor número de brotes/estaca en cada una de las tres evaluaciones establecidas diferenciándose del resto de enraizadores mediante la prueba de Duncan al 5% (cuadro 5.14).

Cuadro 5.14: Efecto de los enraizadores orgánicos sobre el número de brotes/estaca en las variedades de *Hypericum sp.* Tres evaluaciones.

ENRAIZADORES	Número de brotes/estaca		
	15 días	45 días	75 días
E1 Purín de manzanilla	0.0641 a	0.0774 a	0.0904 a
E2 Purín de café	0.0548 b	0.0659 b	0.0785 b
E3 Bioplus	0.0541 b	0.0615 b	0.0704 b

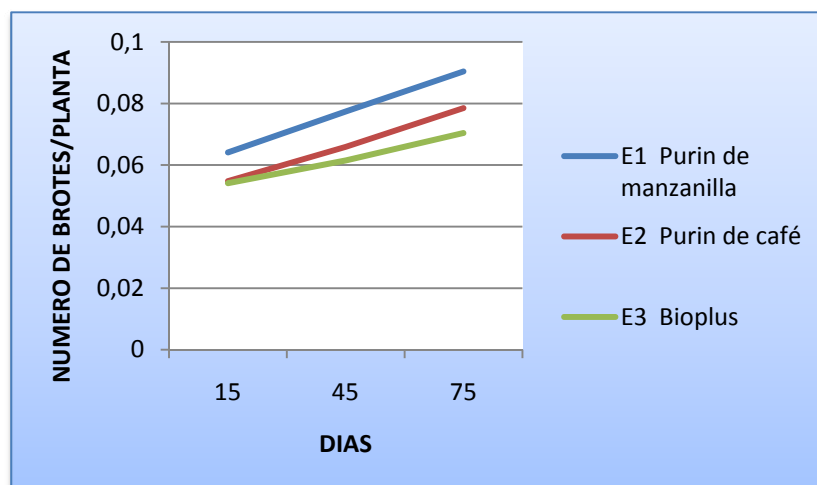


Gráfico 5.9: Efecto de los enraizadores sobre el número de brotes/estaca en tres evaluaciones.

Sin tomar en cuenta el material rosado de *Hypericum*, en donde no se manifestó ningún crecimiento, se puede apreciar la bondad de la utilización de los sustratos y enraizadores sobre la presencia de brotes, ya que superaron al testigo que apenas logró un promedio de 0.050 a los 75 días. El tratamiento que manifestó un mayor promedio fue en la variedad rojo castaño bajo el sustrato 100% de estopa de coco y con la aplicación del purín de manzanilla que alcanzó a los 75 días un promedio de 1.87 (cuadro 5.15).

Cuadro 5.15: Efecto de los tratamientos producto de la interacción de tres variedades de *Hypericum*, tres sustratos y tres enraizadores sobre el número de brotes/estaca

TRATAMIENTOS		Número de brotes/estaca		
		15 días	45 días	75 días
T1	V ₁ S ₁ E ₁	0.140 a	0.157 a	0.187 a
T2	V ₁ S ₁ E ₂	0.080 ab	0.097 cde	0.137 bcd
T3	V ₁ S ₁ E ₃	0.083 ab	0.087 d	0.113 cdef
T4	V ₁ S ₂ E ₁	0.093 ab	0.127 b	0.157 ab
T5	V ₁ S ₂ E ₂	0.077 bc	0.106 bcde	0.117 cdef
T6	V ₁ S ₂ E ₃	0.080 bc	0.093 cde	0.100 def
T7	V ₁ S ₃ E ₁	0.073 bc	0.103 bcde	0.133 bcde
T8	V ₁ S ₃ E ₂	0.063 c	0.093 cde	0.113 cdef
T9	V ₁ S ₃ E ₃	0.070 c	0.093 cde	0.110 cdef
T10	V ₂ S ₁ E ₁	0.000 e	0.000 g	0.000 h
T11	V ₂ S ₁ E ₂	0.000 e	0.000 g	0.000 h
T12	V ₂ S ₁ E ₃	0.000 e	0.000 g	0.000 h
T13	V ₂ S ₂ E ₁	0.000 e	0.000 g	0.000 h
T14	V ₂ S ₂ E ₂	0.000 e	0.000 g	0.000 h
T15	V ₂ S ₂ E ₃	0.000 e	0.000 g	0.000 h
T16	V ₂ S ₃ E ₁	0.000 e	0.000 g	0.000 h
T17	V ₂ S ₃ E ₂	0.000 e	0.000 g	0.000 h
T18	V ₂ S ₃ E ₃	0.000 e	0.000 g	0.000 h
T19	V ₃ S ₁ E ₁	0.103 b	0.120 bc	0.130 bcdef
T20	V ₃ S ₁ E ₂	0.103 b	0.117 bcd	0.140 bc
T21	V ₃ S ₁ E ₃	0.093 bc	0.103 bcde	0.113 cdef
T22	V ₃ S ₂ E ₁	0.077 bc	0.100 bcde	0.113 cdef
T23	V ₃ S ₂ E ₂	0.090 bc	0.093 cde	0.103 cdef
T24	V ₃ S ₂ E ₃	0.080 bc	0.087 d	0.097 df
T25	V ₃ S ₃ E ₁	0.090 bc	0.090 de	0.093 f
T26	V ₃ S ₃ E ₂	0.080 bc	0.090 de	0.097 df
T27	V ₃ S ₃ E ₃	0.080 bc	0.090 de	0.100 def
T28	TESTIGO	0.033 d	0.040 e	0.050 g

5.1.4. Altura de Plántulas (cm)

Al establecer los análisis de variancia para la altura de plántulas de *Hypericum sp.*, en las evoluciones a los 15, 45 y 75 días, no se encontró diferencias estadísticas para repeticiones, mientras que los tratamientos se diferenciaron al nivel de 1%. Cada uno de los factores en estudio variedad, sustratos y enraizadores presentaron diferencias estadísticas al nivel del 1%, las interacciones presentaron significación estadística a excepción de variedad x enraizadores en la evaluación a los 15 días y la interacción de segundo grado variedad x sustrato x enraizadores en cada una de las evaluaciones. El testigo se diferenció del resto de tratamientos en las evaluaciones a los 15 y 75 días (cuadro 5.16).

Los promedios generales de la altura de plántulas de *Hypericum sp.*, fueron de 0.37, 2.92 y 7.09 cm para las evaluaciones a los 15, 45 y 75 días, respectivamente, con coeficientes de variación de 6.97, 18.83 y 11.63%.

Cuadro 5.16: Análisis de variancia para la altura de plántulas de *Hypericum sp.*, evaluados a los 15, 45 y 75 días.

Fuentes de variación	GL	Alturas de plántulas (cm)		
		15 días	45 días	75 días
Total	83			
Repeticiones	2	0.002ns	0.342ns	0.711ns
Tratamientos	(27)	0.219**	15.806**	90.307**
Variedades(V)	2	2.842**	188.748**	1047.762**
Sustratos (S)	2	0.013**	5.861**	57.155**
Enraizadores (E)	2	0.020**	6.460**	38.339**
V x S	4	0.005ns	2.238**	16.716**
V x E	4	0.007*	1.778**	9.792**
S x E	4	0.007*	0.791*	2.485**
V x S x E	8	0.003ns	0.593ns	1.667ns
Test vs Resto	1	0.058**	0.639ns	22.486**
Error	56	0.002	0.303	0.680
\bar{X} (cm)		0.37	2.92	7.09
CV(%)		6.97	18.83	11.63

Con la variedad café se obtuvo las mayores alturas de las plántulas de *Hypericum* en cada una de las evaluaciones, mientras que con la variedad rosado no se manifestó ningún crecimiento (cuadro 5.17), en el gráfico 5.10 se puede apreciar claramente la mayor altura de plántula que se presentó en la variedad café.

Cuadro 5.17: Altura de plántulas de tres variedades de *Hypericum sp* evaluadas a los 15, 45 y 75 días

VARIEDADES	Alturas de plántulas (cm)		
	15 días	45 días	75 días
V1 Rojo castaño	0.549 b	3.682 b	10.547 a
V2 Rosado oscuro	0.000 c	0.000 c	0.000 b
V3 Café	0.574 a	5.128 a	11.017 a

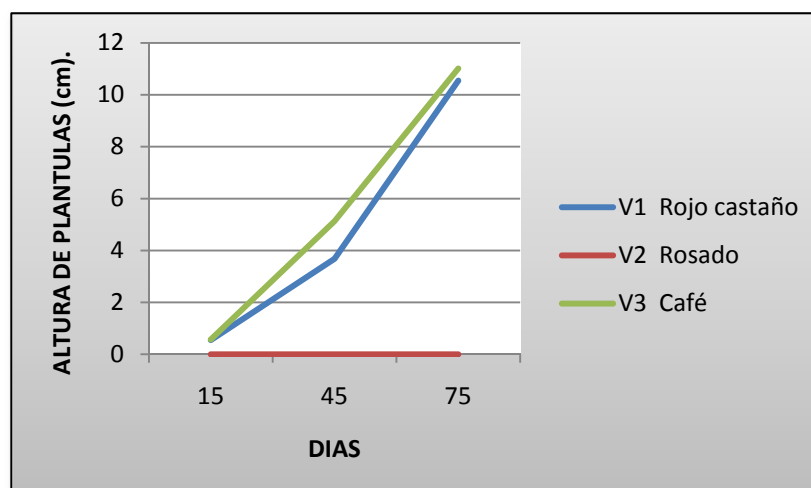


Gráfico 5.10: Altura de plántulas de tres variedades de *Hypericum sp.*, en evaluaciones a los 15, 45 y 75 días

Resultó muy funcional el reemplazar la estopa de coco con tierra negra de paramo en un 50%, pues se logró las mayores alturas de plántulas en cada una de las evaluaciones establecidas y es así que cada una de las evaluaciones la prueba de Duncan al 5% le coloca en el primer rango con los mayores promedios, 0.399, 3.47 y 8.863 cm. diferenciándose del resto de sustratos mediante la prueba de Duncan al 5% (cuadro 5.18 y gráfico 5.11).

Cuadro 5.18: Efecto de los sustratos sobre la altura de plántulas de *Hypericum sp.*, en tres evaluaciones.

SUSTRATOS	Alturas de plántulas (cm)		
	15 días	45 días	75 días
S1 100% Estopa de coco	0.357 b	2.676 b	6.242 b
S2 50% Estopa de Coco + 50% Cascarilla de Arroz	0.367 b	2.659 b	6.459 b
S3 50% Estopa de Coco + 50% Tierra Negra	0.399 a	3.474 a	8.863 a

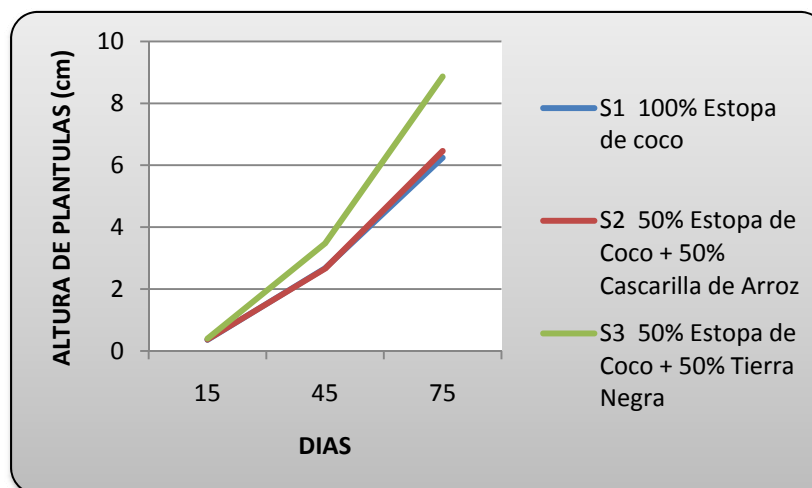


Gráfico 5.11: Efecto de los sustratos sobre la altura de plántulas de *Hypericum sp.*, en evaluaciones a los 15, 45 y 75 días.

El enraizador Bioplus se constituyó en el más funcional, pues las plántulas alcanzaron la mayor altura en cada una de las evaluaciones establecidas, seguido del Purín de café. El menor desarrollo se presentó con el Purín de manzanilla pues las plántulas presentaron los menores promedios de su altura (cuadro 5.19, y gráfico 5.12).

Cuadro 5.19: Efecto de los enraizadores orgánicos sobre la altura de plántulas en las variedades de *Hypericum sp.* Tres evaluaciones.

ENRAIZADORES	Alturas de plántulas (cm)		
	15 días	45 días	75 días
E1 Purín de manzanilla	0.350 c	2.438 c	5.926 c
E2 Purín de café	0.369 b	2.956 b	7.344 b
E3 Bioplus	0.404 a	3.416 a	8.294 a

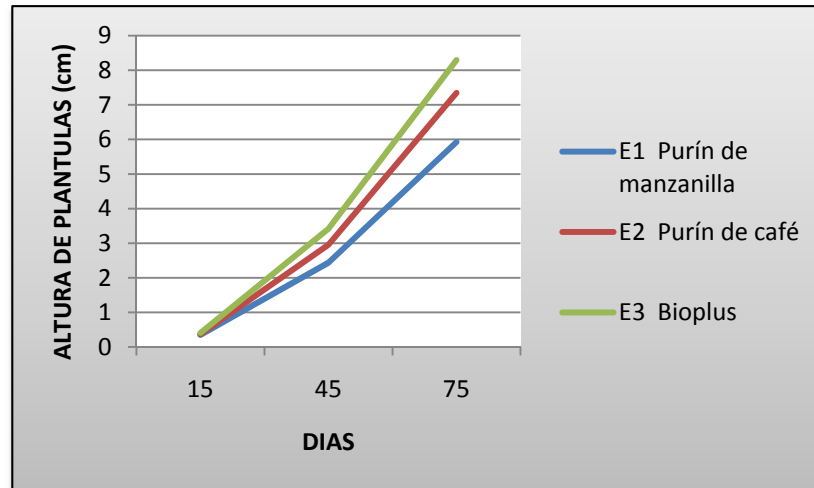


Gráfico 5.12: Altura de plántulas de *Hypericum sp.*, en tres evaluaciones, bajo el efecto de tres enraizadores.

Bajo la utilización del sustrato 50% estopa de coco+ 50% de tierra negra, con la aplicación del enraizador bioplus se logró las mayores alturas de plántulas dentro de las variedades de *Hypericum* rojo castaño y café en cada una de las evaluaciones establecidas, llegando a la evaluación a los 75 días con promedios de 14.81 y 16.65 cm., respectivamente. Todos los tratamientos producto de las interacciones con estas dos variedades y los factores sustrato y enraizadores presentaron promedios superiores al testigo. Por otro lado la variedad rosado no presentó ningún crecimiento (cuadro 5.20).

Cuadro 5.20: Promedios por tratamiento de la altura de plántulas de *Hypericum* en tres evaluaciones.

TRATAMIENTOS	Alturas de plántulas (cm)		
	15 días	45 días	75 días
T1 V ₁ S ₁ E ₁	0.463 d	2.550 ij	6.84 i
T2 V ₁ S ₁ E ₂	0.527 bcd	3.313 hij	9.013 ghi
T3 V ₁ S ₁ E ₃	0.573 bc	3.843 efgh	10.443 defg
T4 V ₁ S ₂ E ₁	0.560 bc	3.253 hij	8.753 hi
T5 V ₁ S ₂ E ₂	0.540 bcd	3.646 fgh	9.847 efgh
T6 V ₁ S ₂ E ₃	0.547 bcd	3.847 efgh	11.547 d
T7 V ₁ S ₃ E ₁	0.547 bcd	3.403 ghij	10.703 def
T8 V ₁ S ₃ E ₂	0.567 bc	4.167 defgh	12.967 c
T9 V ₁ S ₃ E ₃	0.610 b	5.110 cd	14.810 b
T10 V ₂ S ₁ E ₁	0.000 f	0.000 k	0.000 l
T11 V ₂ S ₁ E ₂	0.000 f	0.000 k	0.000 l
T12 V ₂ S ₁ E ₃	0.000 f	0.000 k	0.000 l
T13 V ₂ S ₂ E ₁	0.000 f	0.000 k	0.000 l
T14 V ₂ S ₂ E ₂	0.000 f	0.000 k	0.000 l
T15 V ₂ S ₂ E ₃	0.000 f	0.000 k	0.000 l
T16 V ₂ S ₃ E ₁	0.000 f	0.000 k	0.000 l
T17 V ₂ S ₃ E ₂	0.000 f	0.000 k	0.000 l
T18 V ₂ S ₃ E ₃	0.000 f	0.000 k	0.000 l
T19 V ₃ S ₁ E ₁	0.490 cd	4.690 cde	8.990 ghi
T20 V ₃ S ₁ E ₂	0.570 bc	4.813 cde	10.713 def
T21 V ₃ S ₁ E ₃	0.590 b	4.873 cde	10.173 defgh
T22 V ₃ S ₂ E ₁	0.553 bcd	3.500 ghi	7.700 ij
T23 V ₃ S ₂ E ₂	0.533 bcd	4.370 cdefg	9.270 fgh
T24 V ₃ S ₂ E ₃	0.560 bc	5.317 c	11.017 de
T25 V ₃ S ₃ E ₁	0.547 bcd	4.547 cdef	10.347 defg
T26 V ₃ S ₃ E ₂	0.577 bc	6.290 b	14.290 bc
T27 V ₃ S ₃ E ₃	0.753 a	7.753 a	16.653 a
T28 TESTIGO	0.233 e	2.467 j	4.400 k

5.1.5. Supervivencia

Al establecer el análisis combinado para evaluar la supervivencia en dos ambientes (invernadero y campo abierto), se encontró diferencias estadísticas al nivel del 1% entre los ambientes, al mismo nivel se encontró diferencias estadísticas entre los tratamientos y la interacción al mismo nivel presentó significación estadística por lo tanto los tratamientos y los ambientes actuaron dependientemente (cuadro 5.21)

El promedio general de la supervivencia de las plántulas de *Hypericum sp* fue de 5.29 con un coeficiente de variación de 19.49%.

Cuadro 5.21: Análisis de variancia combinado ambientes (invernadero y a campo abierto) x tratamiento para la supervivencia de las plántulas de *Hypericum sp.*

FUENTES DE VARIACION	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F
Total	167	3478.71		
Ambientes	1	532.15	532.15	300.03**
Repeticion/ Ambiente	4	7.10	1.77	
Tratamientos	(27)	2740.21	91.49	86.31**
Ambiente*Tratamiento	27	354.35	13.12	12.38**
Error	108	114.90	1.06	
$\bar{X}(N^{\circ})$		5.29		
CV/(%)		19.49		

La mayor supervivencia de las plántulas de *Hypericum* se presentó bajo campo abierto en relación a invernadero, diferenciándose estadísticamente mediante la prueba de DMS al 5% (cuadro 5.22).

Cuadro 5.22: Efecto de los ambientes sobre la supervivencia de las plántulas de *Hypericum sp.*

AMBIENTES	SUPERVIVENCIA	
A1 Bajo invernadero	3.51	b
A2 Campo Abierto	7.07	a

Sin tomar en cuenta a los tratamientos del material rosado de *Hypericum*, el testigo presentó el menor promedio de supervivencia en un promedio de 2.83, que fue superado por todos los tratamientos de la interacción sustratos por enraizadores en las variedades rojo castaño y café de *Hypericum* la mayor supervivencia dentro de la variedad rojo castaño se presentó cuando se utilizó el 100% de estopa de coco como sustrato y el enraizados bioplus con un promedio de 9.50, mientras que en la variedad café se presentó bajo el sustrato 50% de estopa de coco y 50% de tierra negra con la utilización del enraizador bioplus que alcanzó un promedio de 9.17 (cuadro 5.23).

Cuadro 5.23: Efecto de los tratamientos sobre la supervivencia de las plántulas de *Hypericum sp.*

TRATAMIENTOS		SUPERVIVENCIA	
T1	V ₁ S ₁ E ₁	5.50	f
T2	V ₁ S ₁ E ₂	8.33	abcd
T3	V ₁ S ₁ E ₃	9.50	a
T4	V ₁ S ₂ E ₁	6.83	e
T5	V ₁ S ₂ E ₂	8.00	bcde
T6	V ₁ S ₂ E ₃	8.17	abcde
T7	V ₁ S ₃ E ₁	7.50	de
T8	V ₁ S ₃ E ₂	9.00	abc
T9	V ₁ S ₃ E ₃	8.33	abcd
T10	V ₂ S ₁ E ₁	0.000	h
T11	V ₂ S ₁ E ₂	0.000	h
T12	V ₂ S ₁ E ₃	0.000	h
T13	V ₂ S ₂ E ₁	0.000	h
T14	V ₂ S ₂ E ₂	0.000	h
T15	V ₂ S ₂ E ₃	0.000	h
T16	V ₂ S ₃ E ₁	0.000	h
T17	V ₂ S ₃ E ₂	0.000	h
T18	V ₂ S ₃ E ₃	0.000	h
T19	V ₃ S ₁ E ₁	7.67	cde
T20	V ₃ S ₁ E ₂	7.67	cde
T21	V ₃ S ₁ E ₃	7.50	de
T22	V ₃ S ₂ E ₁	8.17	abcde
T23	V ₃ S ₂ E ₂	8.83	abcd
T24	V ₃ S ₂ E ₃	8.50	abcd
T25	V ₃ S ₃ E ₁	8.33	abcd
T26	V ₃ S ₃ E ₂	8.33	abcd
T27	V ₃ S ₃ E ₃	9.17	ab
T28	TESTIGO	2.83	g

Una mayor supervivencia se presentó bajo campo abierto que invernadero ya que cada una de los tratamientos presentó un mayor promedio inclusive con el testigo la mayor supervivencia se presentó bajo campo abierto en la variedad café bajo los sustratos 50% de estopa de coco + 50% de cascarilla de arroz y 50% de estopa de coco + 50% de tierra negra con cada uno de los enraizadores alcanzando un promedio de 12 (cuadro 5.24).

Cuadro 5.24: Efecto conjunto ambientes x tratamientos sobre la supervivencia de plántulas de *Hypericum*.

TRATAMIENTOS		SUPERVIVENCIA	
		Campo abierto	Invernadero
T1	V ₁ S ₁ E ₁	7.00 efg	4.00 ij
T2	V ₁ S ₁ E ₂	9.67 bcd	7.00 efg
T3	V ₁ S ₁ E ₃	11.00 ab	8.00 def
T4	V ₁ S ₂ E ₁	8.33 cde	5.33 ghi
T5	V ₁ S ₂ E ₂	10.33 ab	5.67 ghi
T6	V ₁ S ₂ E ₃	10.67 ab	5.67 ghi
T7	V ₁ S ₃ E ₁	10.00 abc	5.00 hi
T8	V ₁ S ₃ E ₂	11.00 ab	7.00 efg
T9	V ₁ S ₃ E ₃	11.67 a	5.00 hi
T10	V ₂ S ₁ E ₁	0.00 l	0.00 l
T11	V ₂ S ₁ E ₂	0.00 l	0.00 l
T12	V ₂ S ₁ E ₃	0.00 l	0.00 l
T13	V ₂ S ₂ E ₁	0.00 l	0.00 l
T14	V ₂ S ₂ E ₂	0.00 l	0.00 l
T15	V ₂ S ₂ E ₃	0.00 l	0.00 l
T16	V ₂ S ₃ E ₁	0.00 l	0.00 l
T17	V ₂ S ₃ E ₂	0.00 l	0.00 l
T18	V ₂ S ₃ E ₃	0.00 l	0.00 l
T19	V ₃ S ₁ E ₁	9.67 bcd	5.67 ghi
T20	V ₃ S ₁ E ₂	11.00 ab	4.33 hij
T21	V ₃ S ₁ E ₃	12.00 a	3.00 jk
T22	V ₃ S ₂ E ₁	11.67 a	4.67 hij
T23	V ₃ S ₂ E ₂	12.00 a	5.67 ghi
T24	V ₃ S ₂ E ₃	12.00 a	5.00 hi
T25	V ₃ S ₃ E ₁	12.00 a	4.67 hij
T26	V ₃ S ₃ E ₂	12.00 a	4.67 hij
T27	V ₃ S ₃ E ₃	12.00 a	6.33 fgh
T28	TESTIGO	4.00 ij	1.67 kl

5.2. ANALISIS ECONOMICO

El análisis económico se lo realizó según el método de Perrin *et al* (1981). Para lo cual se multiplicó el número de plántulas obtenidas por su valor en el mercado obteniendo el beneficio bruto, por otro lado se tomaron todos los costos variables (*Esquejes, fertilizantes, mano de obra, etc.*). Restando al beneficio bruto a los costos variables se obtuvo el beneficio neto. (Cuadro 5.25).

Cuadro 5.25: Beneficio bruto, costos variables y beneficio neto de los tratamientos en estudio.

TRATAMIENTOS	CODIGO	BENEFICIO BRUTO	COSTOS VARIABLES	BENEFICIO NETO
T1	V ₁ S ₁ E ₁	18.9	27.74	-8.84
T2	V ₁ S ₁ E ₂	27	27.96	-0.96
T3	V ₁ S ₁ E ₃	31,95	28.40	3.55
T4	V ₁ S ₂ E ₁	21.6	28.29	-6.69
T5	V ₁ S ₂ E ₂	27.45	28.52	-1.07
T6	V ₁ S ₂ E ₃	30.15	28.96	1.19
T7	V ₁ S ₃ E ₁	27.45	28.40	-0.95
T8	V ₁ S ₃ E ₂	30.15	28.63	1.52
T9	V ₁ S ₃ E ₃	31.05	29.07	1.98
T10	V ₂ S ₁ E ₁	0	27.74	-27.74
T11	V ₂ S ₁ E ₂	0	27.96	-27.96
T12	V ₂ S ₁ E ₃	0	28.40	-28.40
T13	V ₂ S ₂ E ₁	0	28.29	-28.29
T14	V ₂ S ₂ E ₂	0	28.52	-28.52
T15	V ₂ S ₂ E ₃	0	28.96	-28.96
T16	V ₂ S ₃ E ₁	0	28.40	-28.40
T17	V ₂ S ₃ E ₂	0	28.63	-28.63
T18	V ₂ S ₃ E ₃	0	29.07	-29.07
T19	V ₃ S ₁ E ₁	22.95	27.74	-4.79
T20	V ₃ S ₁ E ₂	26.55	27.96	-1.41
T21	V ₃ S ₁ E ₃	29.25	28.40	0.85
T22	V ₃ S ₂ E ₁	27.45	28.29	-0.84
T23	V ₃ S ₂ E ₂	30.6	28.52	2.08
T24	V ₃ S ₂ E ₃	32.4	28.96	3.44
T25	V ₃ S ₃ E ₁	31.05	28.40	2.65
T26	V ₃ S ₃ E ₂	31.95	28.63	3.32
T27	V ₃ S ₃ E ₃	32.4	29.07	3.33
T28	TESTIGO	10.8	25.18	-14.38

Colocando los beneficios netos en orden decreciente acompañados de sus costos variables se procedió a realizar el análisis de dominancia donde *tratamiento dominado es aquel que igual o menor beneficio neto presenta un mayor costo variable*. De este análisis se determinó que el único tratamiento no dominado fue el

T3 ($V_1S_1E_3$) que corresponde a la variedad rojo castaño con sustrato 100% estopa de coco y el enraizador Bioplus. (cuadro. 5.26).

Cuadro 5.26: Análisis de dominancia de los tratamientos en estudio.

TRATAMIENTOS	CODIGO	BENEFICIO NETO	COSTO VARIABLE	TD
T3	$V_1S_1E_3$	3.55	1.60	
T24	$V_3S_2E_3$	3.44	1.55	*
T27	$V_3S_3E_3$	3.33	1.50	*
T26	$V_3S_3E_2$	3.32	1.50	*
T25	$V_3S_3E_1$	2.65	1.19	*
T23	$V_3S_2E_2$	2.08	0.94	*
T9	$V_1S_3E_3$	1.98	0.89	*
T8	$V_1S_3E_2$	1.52	0.69	*
T6	$V_1S_2E_3$	1.19	0.54	*
T21	$V_3S_1E_3$	0.85	0.38	*

Debido a que únicamente existió un tratamiento no dominado este se transforma en la única alternativa económica razón por la que no es necesario realizar el análisis marginal.

VI. CONCLUSIONES

- Los mejores sustratos fueron (50% de estopa de coco+50% de tierra negra) y (50% de estopa de coco + 50% de cascarilla de arroz), logrando un mejor promedio en porcentaje de prendimiento, enraizamiento, supervivencia y altura de plántulas.
- Con el enraizador (BIOPLUS) fue el que mejor porcentaje de enraizamiento se obtuvo, alcanzando un 64.197%.
- La variedad rojo castaño fue la que mejor respuesta dio al enraizamiento dentro de los diferentes sustratos, sin embargo la variedad rosada no presento respuesta positiva al enraizamiento.
- La mayor cantidad de plántulas que sobrevivieron al trasplante se obtuvo a campo abierto.
- La alternativa económica más viable se presenta con el T3 (V₁S₁E₃) que corresponde a la variedad rojo castaño con sustrato 100% estopa de coco y el enraizador Bioplus.

VII. RECOMENDACIONES

- Para evitar pérdidas se debe tomar en cuenta que ;la variedad rosada es susceptible al ataque de Mildiu polvoso en la fase de enraizamiento.

- Es recomendable un sistema de propagación vegetativa emplear sustratos y enraizadores orgánicos que mejoren la sustentabilidad del cultivo y minimicen el uso de agroquímicos.

- De acuerdo a la presente investigación, la estopa de coco y bioplus son los mas apropiados para el enraizamiento de los esquejes de hypericum .

- Es recomendable la utilización de estopa de coco como un sustrato de enraizamiento debido al bajo costo y de fácil adquisición.

VIII. BIBLIOGRAFÍA

ACCATI, K y DEVICCHI, H. 1994. Cultivo, aprovechamiento y uso de las plantas medicinales. Guatemala Pp. 128.

AGRIOS, M. 1991. Propagación vegetativa de *Sequoia sempervirens* a través de estacas. Santiago-Chile. Pp.108

ARCE, P. y BALBOA, O. 1987. Factores que inciden en la propagación por estacas. Tesis Ingeniero Forestal. Facultad de Ciencias Forestales. Argentina. Pp. 681

ARCE. C. 2009. Distribución de la precipitación en la Ha. El Prado-IASA. Serie 1998-2002. Revista IASA 2. Ed. Esp. 9no. Aniver. P 50-53. Sangolquí-Ecuador.

BREURING, R. 1999. Sustrato de coco, el súper sustrato orgánico, Marketing Flowers. Ecuador. 20-21.p

BREURING, R. 2002. Los suelos de los páramos del Ecuador. Abya – Yala. Quito- Ecuador. 25p

CABALLERO, L y JIMENEZ, M. 1993. Influencia del medio de cultivo sobre el desarrollo y consumo hidrico de flores de verano. Madrid. 44-56p.

CABELLO, D. 2000. Multiplicación de plantas ornamentales. Editorial Acribia. Zaragoza, España. 225p.

CADENA, E y CAICEDO, E. 1999. Estudio semidetallado de suelos de la parte alta de la HDA. "El Prado" IASA, cantón Rumiñahui, provincia Pichincha. 95-98p.

CASO, O. 1992. Juvenilidad, rejuvenecimiento y propagación vegetativa de especies. Santiago - Chile. Pp. 108.

CHRISTIE, L. 1991. Ecología basada en zonas de vida. Traducidos del inglés por Humberto Jiménez, San José, Costa Rica. IICA. Pp. 216.

ESPINOZA, R. 1985. Estudio valorativo del establecimiento de huertos familiares en hidroponía bajo invernadero. México. Pp 120.

FREAR, D. 1956. Tratado de química agrícola. Salvat Editores, S.A. 487-500p.

GALEANO, R. 2000. Enfermedades en floricultura y su control. Universidad Central del Ecuador. Expoflores. Manual Técnico de fitosanidad en floricultura. Quito-Ecuador. Pp. 172

GUTIERREZ, B. 1995. Consideraciones sobre la fisiología y el estado de madurez en el enraizamiento de estacas de especies forestales. Ciencia e Investigación Forestal (Chile). 9(2): 261-277p.

HARRIS, D. 1982. Manual para cultivos de verano. Bogotá. Fondo rotativo. 16-20, 44-51 p.

HARTMANN, H y KESTER, L. 1990. Propagación de flores de verano . México. 227-250 p.

HARTMANN, H. y KESTER, D. 1988. Propagación de plantas. Principios y prácticas. México. Compañía Editorial Continental S. A. 760 p.

HERMOSILLA, M. 1996. Utilización de sustratos a base de corteza compostada para propagación vegetativa por medio de estacas de tallo. Tesis Ingeniería Forestal, Facultad de Ciencias Forestales, Universidad Austral de Chile, Valdivia. 83 p.

HUDSON, T y DALE, E 1997. Propagación de plantas principios y prácticas. México. 219 -360 p.

JAMES, R. 1986. Propagation media: What a grower needs to know. Washington, U. S. Pp. 220.

LEOPOLD, A. 1995. Manejo tecnificado de invernaderos y propagación de plantas. Departamento de México. Trillas. 622p.

LOPEZ, F. 2010. Control hormonal del desarrollo de las plantas. Mexico. Pp. 263.

PACHECO, G. 2007. Desarrollo vegetal, sustancia reguladoras. Mexico. Pp. 121.

PAREDES, J. 2003. El cultivo de *Hypericum* tiene seguidores. Revista cultivos controlados. Mayo 2003. Volumen 5. Número 39. Quito – Ecuador. 26-27 p.

POZO, R, y OLMEDO, I. 2003. Estudio Mastofaunístico preliminar en “El Prado”, instalaciones de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la ESPE. Sangolquí –Ecuador. En resumen de las XXVII jornadas Ecuatorianas de Biología. 154p.

RICHARDS, S. y WARNEKE, J. 1964. Physical properties of soil mixes hysical properties of soil mixes used by nurseries. Calif. Agr. 18p.

ROBINSON, T. 1981. The biochemistry of alkaloids. 2TM ed. Springer, New York. Secondary Metabolites and Plant Defense". En: Taiz, Lincoln y Eduardo Zeiger. Plant Physiology, Fourth Edition. Sinauer Associates, Inc. 2006. Capítulo 13.

RODRIGUEZ, J. 2002. Influencia de temperaturas del sustrato sobre el enraizamiento de esquejes de *Hypericum*. México. 55p.

ROMAN, D. 2009. Evaluación de la eficacia del bioplus con diferentes dosis en dos hortalizas. Riobamba – Ecuador. Pp. 95.

SANDOVAL, A. 1997. Propagación vegetativa de *Eucalyptus globulus* a través del enraizamiento de estacas. Tesis Ing. Forestal. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Concepción. 50 p.

SHAMSHAD, S. 1995. Plant/Crops hormones understressful condition. In: Handbook. Santiago- Chile. 20-28 p.

STEHMANN, I. 2007. Incremento del número de brotes de Babaco (*Vasconecellea x heilborni-cv- BABACO*) *in vitro* mediante la interacción de reguladores de crecimiento para la regeneración de plantas compuestas. Ecuador. Pp. 95.

TAPIA, J. 1980. Efectos del medio de propagación en el enraizamiento de claveles (*Dianthus caryophyllus*) e influencia del desarrollo radicular al momento del Trasplante sobre el crecimiento de la planta. In: Recopilación. Universidad Católica de Valparaíso, Quillota, Chile. Pp. 109

TIGRERO, J. 1998. Introducción a la Hidroponía Práctica. 1 ed. Tumbaco, Ecuador. INIAP. 67p.

VIVANCO, J. 2009. El cultivo de verano manejo: Manual práctico. Colombia. Coljap. 75p.

WEAVER, R. 1976. Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura. México. Trillas. 622p.

WELLS, R. 1979. Propuesta preliminar de un sistema de clasificación de vegetación para Ecuador continental. Proyecto INEFAN-GEF-BIRF y Eco-Ciencia. Quito-Ecuador. Silvicultura. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. 10 p.

WESTWOOD, M. 1982. Fruticultura de zonas templadas. Madrid. Mundi-Prensa. Pp.461.