

I. INTRODUCCIÓN

La pimienta negra o blanca (*Piper nigrum L*), ha sido considerada a nivel mundial como la reina de las especias por haber dominado el comercio europeo de las mismas desde tiempos medievales, fue un producto tan raro y caro que era usado como moneda de cambio durante la edad media. Actualmente en el comercio mundial de las especias, la pimienta es la de mayor importancia; alcanzó en el año 2004 valores de 509 millones de dólares (International Pepper Community – IPC 2005).

Es originaria de la costa de Malabar, ubicada al sur de la India. Ha sido cultivada desde la antigüedad y usada hasta hoy como condimento para dar sabor a las comidas, pero actualmente ya tiene usos industriales en perfumería, farmacéutica, producción de materias nitrogenadas y como agente antioxidante natural (PROEXANT 1992; Wikipedia 2008).

Aunque no existe información precisa, se cree que la pimienta en Ecuador se introdujo durante la década de los 70 (PROEXANT 1992), y se inicia como cultivo comercial para exportación en los años 90 en la localidad de Santo Domingo (SICA 2000). Para el año 2003 con los datos del III Censo Agropecuario se estimaron que en la recién constituida provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas existieron aproximadamente 790 ha de pimienta como monocultivo y 90 ha como cultivo asociado, con rendimientos promedios de producto seco por año de 4,4 kg/planta.

La Comunidad Internacional de la Pimienta (IPC 2007), en sus estadísticas mundiales reporta que los mayores productores y exportadores de pimienta negra son Vietnam (98 494 Tn), Indonesia (45 760 Tn), Brasil (40 529 Tn), Malasia (18 206

Tn), India (14 049 Tn), Sri Lanka (4 853 Tn), Ecuador (3 705 Tn), China (3 529 Tn), Madagascar (1 000 Tn) y Thailandia (500 Tn).

Con respecto a Ecuador el volumen de las exportaciones de pimienta durante el año 2004 fue de 3 705 Tn, generando alrededor de \$ 4 181 000, teniendo como principal mercado a los Estados Unidos de Norteamérica con una exportación de 1 740 Tn y a Canadá con 397 Tn (MAG - BCE 2005).

Mientras que las principales exportaciones a países de Sudamérica fueron Colombia (176 Tn), Perú (125 Tn), Bolivia (0,42 Tn), y hacia Europa fueron Alemania (280 Tn), España (235 Tn) e Italia (88 Tn). De esta manera se ha identificado una marcada demanda del producto nacional y su aceptación a nivel internacional (CORPEI; IPC 2005).

Con respecto al mercado interno en el año 2000 se registró un consumo promedio mensual de 1,5 toneladas, es decir, 18 toneladas en el año. Para el año 2007 esa cifra aumento a un promedio de 2,5 toneladas mensuales, que es utilizada fundamentalmente por productores de condimentos, procesadores de alimentos y cadenas de hoteles y restaurantes (el universo.com/economía, 2007).

En lo referente a la propagación de la pimienta negra Maistre (1969) y Ochse *et al.* (1974), concuerdan en afirmar que la propagación por semillas no es aconsejable ni practicable porque presenta muchos inconvenientes; el más importante el polimorfismo de la descendencia: la semilla produce sujetos de tipo muy diferentes y una plantación establecida con tales plantas carecería de homogeneidad. Además las plantas provenientes de semilla empiezan a producir mucho mas tarde, aproximadamente a los siete años y algunos incluso son improductivos.

Por lo tanto, los mismos autores señalan que la propagación vegetativa es el método mas rápido y efectivo para la pimienta negra.

Considerando estos aspectos, y con el fin de aprovechar principalmente los nichos de mercados en toda América, es importante no solo conservar sino incrementar el rendimiento promedio mediante la obtención de una buena planta partiendo de una selección adecuada de plantas madres, un método de propagación ideal y la elaboración de sustratos para su correcta propagación; actividades con las cuales se puede proveer a la planta las condiciones favorables para su crecimiento y desarrollo desde la fase de vivero.

Aportando de esta manera información que permita incrementar la superficie y el desarrollo técnico del cultivo en nuestro país.

Para la ejecución del presente trabajo de investigación se plantearon los siguientes objetivos:

OBJETIVO GENERAL

- Evaluar cinco tipos de sustratos y dos métodos de propagación vegetativa en la producción de plantas de pimienta (*Piper nigrum* L.) durante la fase de vivero, en la zona de Valle Hermoso, Santo Domingo de los Tsáchilas.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar el método de propagación vegetativa más adecuado para la producción de plantas pimienta.
- Establecer el sustrato ideal para la propagación vegetativa de plantas de pimienta.
- Determinar los niveles de desarrollo del sistema radicular en los distintos sustratos.
- Analizar la población final de Trichoderma inoculado en los sustratos frente a la población inicial.
- Cuantificar los costos de los métodos de propagación y los sustratos utilizados en la investigación.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DE LA ESPECIE

La planta de pimienta negra contiene alrededor de 12 géneros y 1 400 especies de hierbas, arbustos y árboles nativos de las áreas tropicales y subtropicales del mundo (PROEXANT 1998 – IPC 2005).

Desde el punto de vista taxonómico esta especie es el prototipo del género *Piper*. La clasificación taxonómica asignada por Linneo es:

REINO : Plantae
DIVISION : Magnoliofitas
CLASE : Magnoliopsida (Dicotiledóneas)
ORDEN : Piperales
FAMILIA : Piperaceae
GÉNERO : *Piper*
ESPECIE : *nigrum* LINNEO

NOMBRE CIENTÍFICO : *Piper nigrum* L.

2.2. DESCRIPCIÓN DE LA ESPECIE

Aranda (1992) al describir a la especie menciona que, *Piper nigrum* es una liana trepadora de ciclo perenne que puede llegar hasta los 10 metros si no se la poda, el sistema radicular es poco profundo y se encuentra entre los 30 a 60 centímetros de profundidad y esta conformado por un número de tres a seis raíces principales, las mismas que llevan una red importante de raíces laterales que pasan a constituirse en una cabecilla abundante o un mechón de raíces (figura 1).

Con respecto al tallo, el mismo autor menciona que, presenta tres tipos de tallo:

- ***Ortotrópico***, que constituye la propia liana trepadora y es leñoso en la parte baja;
- ***Estolones***, son renuevos que nacen en el pie de la planta y se desplazan por la superficie de la tierra; y,
- Las ***ramas plagiotrópicas*** que constituyen las ramas de carga.

Al describir las hojas acota que, son alternas, pecioladas y sencillas, el pecíolo es de dos a tres centímetros de largo, el limbo es entero de 10 a 15 centímetros de largo por cinco a diez centímetros de ancho, ovalado, estrechándose gradualmente o acorazonándose en la base, su color es verde oscuro por el haz; las inflorescencias están agrupadas en espigas de color blanco con cuarenta a cincuenta flores pequeñas unisexuales.

Mientras que para las espigas de fructificación añade que, son de 10 a 20 centímetros de largo, cuyas pequeñas vayas tienen un promedio de cinco milímetros de diámetro. Se encuentran desprovistas de filamentos que las sujeten al racimo (frutos sésiles), siendo esta unión directa. Inicialmente son verdes, después amarillas

y finalmente rojas cuando llegan a su madurez. Cuando se secan son de color negro a blanco (figura 2).



Figura 1. Estructura total de una planta de pimienta negra (*Piper nigrum*)

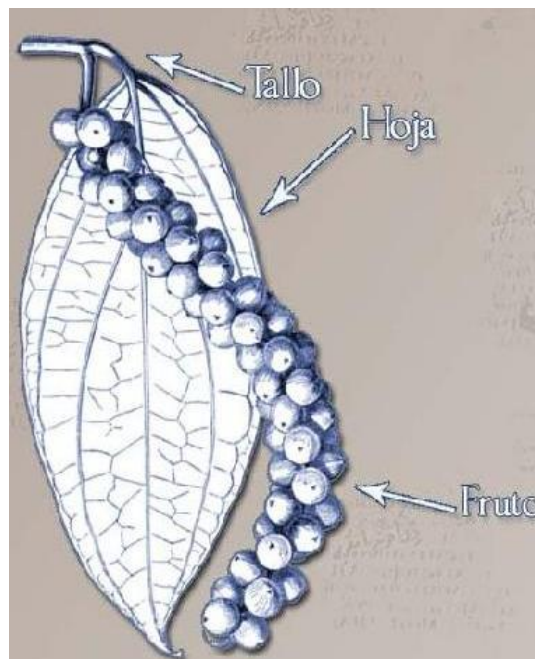


Figura 2. Sección de una rama plagiotrópica, forma de hojas y frutos de la planta de pimienta negra (*Piper nigrum*)

2.3. VARIEDADES.

Existen numerosas variedades de pimienta que se cultivan a nivel mundial, diferenciándose unas de otras por la rusticidad, dimensiones de las hojas, espacio de entre nudos, de fruto, precocidad, aroma, etc (PROEXANT 1992).

La falta de fomento del cultivo de pimienta en nuestro país ha provocado despreocupación sobre la identificación de las variedades existentes y de las que pueden ser sembradas.

Sin embargo y de manera general se encuentran clasificadas en dos grandes grupos:

- **Lamong.**- Posee tallos gruesos pero frágiles, grandes hojas, relativamente delgadas sobre todo en plantas jóvenes. La primera floración es a los dos años y la producción empieza después de los tres años. Los racimos de los frutos son regularmente grandes, aunque los granos de pimienta son pequeños. La longevidad no supera los 20 años. Es muy susceptible a la enfermedad de amarillamiento y a la podredumbre del pie.
- **Bangka.**- Los tallos son coriáceos, las hojas son pequeñas y muy gruesas con manchas en mosaico. La producción empieza después del tercer o cuarto año. Los granos de pimienta son gruesos de color blanco y grosor irregular la longevidad supera los 30 años. Poca susceptibilidad a la enfermedad de amarillamiento y a la podredumbre del pie.

2.4. RENDIMIENTOS

Con respecto al rendimiento, este fluctúa con el manejo del cultivo, edad, variedad, fertilización, etc.

El rendimiento promedio anual en nuestro país es de 710 kg/ha en el segundo año; 2 300 kg/ha en el tercer año; 7 000 kg/ha en el cuarto año, considerando este el de la producción comercial. Se estandariza su producción alrededor de los 11 000 kg/ha a partir del quinto año, prolongándose rentable bajo condiciones favorables de clima y cuidado hasta los 15 o 20 años (PROEXANT 1998 – IPC 2005).

2.5. CONDICIONES AGROCLIMÁTICAS QUE REQUIERE LA ESPECIE

La publicación Guía del cultivo de pimienta (MAG - AGRIPAC S.A. 1999), señala que la especie se adapta perfectamente hasta los 600 msnm, y a condiciones de climas cálidos y húmedos, la temperatura oscila entre los 22 a 30°C, alta humedad relativa entre el 60 y 90%. Las zonas con períodos secos cortos favorecen la maduración de los frutos y facilitan la cosecha, se deben evitar zonas con periodos de sequía prolongada

Al referirse al pH de los suelos que requiere esta especie la misma publicación añade que, esta va de 5,5 a 7; profundos y ricos en materia orgánica, aunque se adapta bien a suelos de textura media, esto es, franco arcillo limoso.

Y con respecto al riego se menciona que, el cultivo de pimienta demanda como mínimo una absorción de 1 200 a 1 800 mm de agua bien distribuida durante todo el año, para cumplir satisfactoriamente con su función fisiológica y productiva.

2.6. PLAGAS Y ENFERMEDADES A NIVEL DE VIVERO

2.6.1. Plagas

Las hormigas, pertenecen al orden Himenóptero, pueden llegar a defoliar completamente las hojas tiernas durante la fase de vivero del pimentero, cuando ya se trasplanta la planta, se ubican en los entrenudos y ocasionan daños en los zarcillos o garfios de los tallos ortótopos. Esto hace que la planta no se pegue al tutor (PROEXANT 1992).

El mismo autor con respecto al pulgón amarillo (*Myzus sp*) señala que, estos insectos deforman a las plantas, atacan al punto de crecimiento, lo que no permite el desarrollo de las mismas, son transmisores de enfermedades virales, causando un daño indirecto.

2.6.2. Enfermedades

Podredumbre de la raíz causado por *Phytophthora sp.*, este mal fungoso ataca a la base de la planta llegando a destruir completamente el sistema radicular. El primer síntoma del ataque es un marchitamiento de las hojas y la aparición de manchas negras. Posteriormente, las hojas empiezan a caerse hasta que la planta queda completamente defoliada (MAG - AGRIPAC S.A. 1999).

Marchitamiento y pudrición radical causado por *Fusarium solani f. sp. piperis*, esta enfermedad se manifiesta con un amarillamiento al follaje, secamiento de ramas productivas, entrenudos cortos y amarillamientos y termina con la caída de hojas, los frutos se corrugan antes de llegar a la madurez. Al realizar un corte en el eje principal, se puede observar el oscurecimiento de los haces vasculares (PROEXANT 1992; MAG - AGRIPAC S.A. 1999).

Cabe destacar que debido a la composición química de los tejidos de la planta, esta no la hace muy apetecible a la fauna de insectos existentes en los lugares de cultivo, y con respecto a las enfermedades, las principales son las que atacan al sistema radicular por lo tanto, en la fase de vivero mediante un buen manejo se busca obtener plántulas libres de cualquier patógeno (PROEXANT, 1992).

2.7. PROPAGACIÓN VEGETATIVA

La propagación vegetativa es practicada desde el inicio de la agricultura, en los procesos de domesticación de las especies que hoy se cultivan; se tienen reportes históricos que este método se ha usado en árboles frutales en el Mediterráneo desde los tiempos bíblicos; hoy en día, continúa siendo de gran valor en los esfuerzos de domesticación de esta clase de especies. La propagación vegetativa comprende según sea la complejidad del caso, desde procedimientos sencillos, conocidos de tiempos inmemoriales por los campesinos de todo el mundo, hasta procedimientos tecnológicamente muy avanzados, basados en la tecnología del cultivo de tejidos vegetales (Manual Agropecuario, 2002).

Vázquez (1997) señala que la propagación vegetativa constituye una forma de reproducción asexual, la cual consiste en la reproducción de individuos a partir de una célula o conjunto de células de la planta, y es posible porque muchos de los órganos vegetativos tienen la capacidad de regenerarse.

El mismo autor añade también que, varias especies de plantas vasculares, en su mayoría especies cultivadas, no producen semillas aunque tengan flores, su multiplicación o propagación vegetativa no implica la fusión de células germinativas, esta forma de propagación también se presenta en plantas que normalmente producen semillas, y sólo se le considera como reproducción asexual cuando sustituye en gran parte a la reproducción sexual.

Escobar (2002), menciona que esta forma de propagación implica el enraizamiento y la separación de una parte de la planta original cuando mueren los tejidos vegetales que las semillas unían. De esta manera, las células, tejidos u

órganos desprendidos se desarrollan directamente en nuevos individuos. Las zonas de abscisión pueden ser precisas, como sucede en la separación de los bulbillos, o puede darse la fragmentación de una planta debida al deterioro y muerte del individuo parental o bien de los tejidos de interconexión, como en el caso de los brotes de las raíces.

Las estructuras de propagación vegetativa funcionan también como órganos de resistencia y de almacenamiento en las temporadas adversas, los cuales algunas veces son almacenados por tiempos prolongados (Vázquez, 1997).

Escobar (2002) manifiesta que, considerando que la reproducción sexual o por semillas mantiene la variabilidad genética y el avance evolutivo de la especie, la propagación vegetativa se orienta a la reproducción idéntica de plantas con características deseables como la alta productividad, calidad superior o tolerancia al estrés biótico o abiótico y como tal, juega un papel muy importante en la permanencia de una característica ideal de una generación a otra.

Vozmediano (1982) manifiesta que la producción asexual de plantas es importante debido a que se logra perpetuar la especie mediante prácticas sencillas y económicas, además de obtener una gran cantidad de plantas con características de homogeneidad y precocidad en el campo.

Hartmann y Krester (1998) al referirse a la propagación vegetativa señalan que, es un método que se utiliza para producir una planta que posea el mismo genotipo que la planta madre (planta donadora) y esto es posible porque todas las células de una planta poseen la información necesaria y/o suficiente para reproducir la planta entera.

Mainardi (1980) añade que, la propagación o multiplicación vegetativa, es importante porque permite obtener ejemplares idénticos a la planta madre, además, son mas precoces y están en condiciones de anticipar el florecimiento.

2.8. VENTAJAS Y DESVENTAJAS DE LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA

2.8.1.1. Ventajas

Escobar (2002) al referirse a la propagación vegetativa señala que es una técnica que ha adquirido gran importancia en la multiplicación y conservación de especies y, se pretende:

- Acortar ciclos reproductivos.
- Conservar genotipos superiores que determinan características genéticas favorables (resistencia a plagas y/o enfermedades, crecimiento, producción, calidad de frutos, tolerancia a condiciones extremas de humedad o sequía, etc).
- Ser más eficiente cuando la reproducción sexual no es el método más viable o eficaz.
- Propagar especies que sus semillas presentan problemas de germinación o de almacenamiento o que son de ciclo reproductivo largo.
- Obtener plantaciones uniformes o la producción de un determinado número de individuos con identidad genética.

2.8.1.2. Desventajas

De igual forma el mismo autor también menciona algunas de las desventajas de trabajar con el método de propagación vegetativa serian:

- Dispersión de enfermedades, especialmente bacteriales y virales adquiridas por insectos chupadores y propagadas mediante el uso de herramientas utilizadas para obtener el material vegetativo.
- La estrechez genética de las poblaciones propagadas vegetativamente suele convertirse en un problema, pues este tipo de reproducción no permite la recombinación genética que favorece la evolución y adaptación de especies.
- En caso implementarse masivamente este método, debe ser una norma, la búsqueda constante de clones elites con características deseables.

2.8.2. Acodos

Constituye una alternativa de multiplicación vegetativa que consiste en hacer desarrollar raíces a un tallo sin separarlo de la planta madre y una vez que ha enraizado se separa, obteniéndose otra planta independiente. Es un método fácil y rápido (PROFORS, 1999).

En la propagación por acodos la formación de raíces es estimulada por varios tratamientos del tallo (ramas dobladas, cortadas en la parte inferior ó superior, incisión anular, etc.), causando así una interrupción del traslado hacia abajo de

materiales orgánicos procedentes de las hojas y puntas de las ramas en desarrollo, acumulándose cerca del punto de tratamiento y el enraizado ocurre en esta área en general cuando el tallo aún está unido a la planta progenitora. El tallo enraizado o acodado se separa para convertirse en una nueva planta que crece en sus propias raíces (Parker, 2000).

El acodado puede retardarse hasta que la estación de crecimiento se encuentre más avanzada, y hacerse una vez que las ramas de ese año han alcanzado la longitud suficiente y se han consolidado (Hartmann *et al.* 1998).

Maistre (1969), manifiesta que la planta de pimienta puede fácilmente plantarse por acodo simple, el cual consiste en extender el tallo en el suelo para que cada nudo eche raíces al contacto con la tierra.

Es raro que se utilice acodos de tallos ortótopos como medio de multiplicación, pero se obtienen verdaderos acodos con los estolones que corren normalmente por el suelo en la base de la planta.

2.8.2.1. Características generales de los acodos

Nicolás y Roche (1988), señalan que la reproducción por acodos se limita por la poca cantidad de plantas por pie de madre, aunque se pueden obtener plantas de gran tamaño.

Además, para tener éxito en el acodado de las plantas, los mismos autores afirman que, éstas plantas deben ser jóvenes, vigorosas y representativas de la especie, por lo tanto, pertenecer a un pie de madre de calidad.

En muchos casos la utilización de hormonas de enraizamiento (auxinas) aumenta el porcentaje de éxito en los acodos, no obstante, este elemento debe tratarse de forma puntual, ya que en algunas plantas o no tiene efecto útil demostrado, o incluso puede ser perjudicial (Freire, 2003).

2.8.3. Estacas

Forma otro método de propagación vegetativa de las plantas y que se puede utilizar en el pimentero. En la propagación por estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual se coloca en ciertas condiciones con ambientes favorables y se induce que se forme raíces y tallos, obteniéndose una planta nueva e independiente que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre (Hartmann *et al.* 1998)

Tamaro (1994), afirma que las estacas son una fracción de tallo que sale de una plantas madre y que enraíza en medios adecuados.

Ochase (1974) citado por Freire (2003) al referirse a multiplicación por estaca, indica que es todo fragmento de la planta y que parcialmente enterrado, es capaz de producir una planta perfectamente igual a la planta madre. La propagación por estacas permite utilizar todas las partes de la planta.

Hartmann (1998) señala que en la multiplicación por estacas solo es necesario que un nuevo sistema de raíces adventicias se desarrolle, ya que la estaca posee yemas con aptitud potencial para desarrollar nuevos vástagos.

2.8.3.1. Características de las estacas

Las ramas una vez cortadas, deberán almacenarse en un sitio fresco y sombreado para evitar procesos de deshidratación, es preferible que se cubran con un manto húmedo para mantener la vitalidad de las yemas (PRODES, 2001).

Bonner y Galston citados por Freire (2003), manifiestan que el corte que se haga en una estaca deberá ser en bisel y en sentido contrario a la ubicación de la yema para evitar que el agua de la lluvia descienda sobre ésta y provoque pudrición, añaden también que los cortes se deben realizar a una separación de uno a dos centímetros de la yema.

Con respecto a las dimensiones de las estacas, (Freire 2003) señala que son ideales longitudes de veinte a treinta centímetros y que contengan de tres a cuatro yemas, mientras que el diámetro de la estaca máximo deberá ser de un centímetro y medio.

2.9. CARACTERÍSTICAS DE LAS PLANTAS MADRES

Hartmann *et al.* (1998) señala que es de gran importancia en la propagación la fuente y origen del material, el cual debe estar libre de enfermedades y plagas, por lo que conviene realizar una poda ligera en las ramas o tallos que se pretende acodar; de esta forma saldrán vástagos nuevos con mayor capacidad para producir raíces y más flexibles y fáciles de manejar.

Con respecto a la selección de plantas madres de pimienta, la Promoción de Exportaciones Agrícolas No Tradicionales (PROEXANT 1992), indica que las plantas a propagar deben ser plantas con antecedentes de buenos rendimientos,

fibrosas, jóvenes y sanas; destacándose por ser plantas de un potente crecimiento y una rápida producción.

Hartmann *et al.* (1998) finalmente añade que lo ideal en un vivero de producción es tener un banco clonal o una plantación de pies madres bien cultivadas, de donde se tomará el material de propagación todos los años o cuando se necesite.

El mismo autor añade también que, el material a utilizar para la propagación debe proceder de plantas madres libres de enfermedades y bien cultivadas, es decir, debe ser sano y bien desarrollado.

2.10. SELECCIÓN DEL MATERIAL VEGETATIVO PARA LA PROPAGACIÓN

Maistre (1969) indica que las estacas, se separan de la planta madre, se las corta a sesenta centímetros aproximadamente con cinco a siete nudos cada una, se cortan las hojas y ramas laterales cerca del tallo, excepto la de los nudos superiores, para evitar deshidratación al momento de recolectar el material vegetativo.

Se debe tomar en cuenta también que al momento de preparar las estacas existe una diferencia entre las zonas apicales y basales de la rama, en la composición química de las ramas hay marcadas diferencias de la base a la punta. La acumulación de distintas cantidades de hormonas en estas zonas puede variar la homogeneidad del desarrollo de las estacas.

Con respecto a la época de preparación de las estacas, Vozmediano (1982) indica que, es posible preparar las estacas en cualquier época del año en las especies de hoja caduca, las estaquillas leñosas se toman durante período de reposo mientras

que las herbáceas o semileñosas se preparan durante el período vegetativo usando brotes herbáceos y parcialmente lignificados.

2.11. SUSTRATOS

Vozmediano *et al.* (1982), señala que un sustrato es todo material sólido distinto del suelo, natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, que colocado en un contenedor, en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radicular de la planta, desempeñando por tanto, un papel de soporte para la misma; el sustrato puede intervenir o no en el proceso de nutrición de la planta allí ubicada. Esto último, clasifica a los sustratos en químicamente inertes (perlita, roca volcánica, etc.) y químicamente activos (turbas, corteza de madera, etc.).

En el caso de los materiales químicamente inertes, éstos actúan únicamente como soporte de la planta, mientras que los químicamente activos intervienen además en procesos de adsorción y fijación de nutrimentos.

Actualmente existe una gran cantidad de materiales que pueden ser utilizados para la elaboración de sustratos, y su elección dependerá de la especie vegetal a propagar, tipo de propágulo, época, sistema de propagación, precio, disponibilidad y características propias del sustrato (Hartmann, 1998).

Con respecto a los tipos de sustratos Hartmann y Krester (1998), mencionan que existen diferentes criterios de clasificación de los sustratos, basados en el origen de los materiales, su naturaleza, sus propiedades, su capacidad de degradación, tal como se menciona a continuación:

Según Sus Propiedades.

- *Sustratos químicamente inertes.*- Arena granítica o silíceo, grava, roca volcánica, perlita, arcilla expandida, lana de roca, etc.
- *Sustratos químicamente activos.*- Turbas rubias y negras, corteza de pino, vermiculita, materiales ligno-celulósicos, etc.

Las diferencias entre ambos vienen determinadas por la capacidad de intercambio catiónico o la capacidad de almacenamiento de nutrientes por parte del sustrato.

Los sustratos químicamente inertes actúan como soporte de la planta, no interviniendo en el proceso de adsorción y fijación de los nutrientes, por lo que han de ser suministrados mediante la solución fertilizante.

Los sustratos químicamente activos sirven de soporte a la planta pero a su vez actúan como depósito de reserva de los nutrientes aportados mediante la fertilización. almacenándolos o cediéndolos según las exigencias del vegetal.

Según El Origen De Los Materiales.

Materiales orgánicos.

- *De origen natural.*- Se caracterizan por estar sujetos a descomposición biológica (turba).
- *De síntesis.*- Son polímeros orgánicos no biodegradables, que se obtienen mediante síntesis química (espuma de poliuretano, poliestireno expandido, etc.).

- *Subproductos y residuos de diferentes actividades agrícolas, industriales y urbanas.*- La mayoría de los materiales de este grupo deben experimentar un proceso de compostaje, para su adecuación como sustratos (cascarillas de arroz, pajas de cereales, fibra de coco, orujo de uva, cortezas de árboles, serrín y virutas de la madera, residuos sólidos urbanos, lodos de depuración de aguas residuales, etc.).

Según los materiales inorgánicos o minerales.

- *De origen natural.*- Se obtienen a partir de rocas o minerales de origen diverso, modificándose muchas veces de modo ligero, mediante tratamientos físicos sencillos. No son biodegradables (arena, grava, tierra volcánica, etc.).
- *Transformados o tratados.*- A partir de rocas o minerales, mediante tratamientos físicos, más o menos complejos, que modifican notablemente las características de los materiales de partida (perlita, lana de roca, vermiculita, arcilla expandida, etc.).
- *Residuos y subproductos industriales.*- Comprende los materiales procedentes de muy distintas actividades industriales (escorias de horno alto, estériles del carbón, etc.).

2.11.1. Características Generales de los Sustratos

Según Calderón y Cevallos (2001) señalan que algunas de las características de los sustratos son:

- *Características Físicas*, están determinadas por la estructura interna de las partículas, su granulometría y el tipo de empaquetamiento. Desde el punto de vista físico un sustrato debe ser liviano, esponjoso y con alta capacidad de almacenar agua.

La porosidad debe ser superior al 60%, la conductividad eléctrica menor a 0,65 mmhos/cm, los valores de densidad aparente se prefieren entre 0,7 a 01 mg/cm³ y la disponibilidad de agua debe ser entre el 24 y 40 %.

- *Características Químicas* (Calderón; Cevallos 2001), definidas por la composición elemental de los materiales, éstas caracterizan las transferencias de materia entre el sustrato y la solución del mismo.

El pH debe estar entre 5 y 6, la capacidad de intercambio catiónico entre 6 a 15 meq/100 g y la relación C/N entre 12 a 20/1.

- *Características Biológicas*, se refiere a propiedades dadas por los materiales orgánicos, cuando éstos no son de síntesis son inestables termodinámicamente y, por lo tanto, susceptibles de degradación mediante reacciones químicas de hidrólisis o bien, por la acción de microorganismos (Burés 1999).

Esta característica principalmente hace referencia al contenido de materia orgánica y a la población microbiana del sustrato.

2.11.2. Materiales en la Zona Disponibles para Elaborar Sustratos

2.11.2.1. Suelo agrícola

Storie citado por Freire (2003) indica que corresponde a la capa arable de cualquier tipo de suelo y, que la naturaleza de este influye en la distribución y profundidad de las raíces, y aunque no se considera como un medio propicio para la producción de plantas, algunos viveristas lo han empleado con éxito.

Aunque generalmente estos suelos tienen una capacidad de retención de agua media, presentan una buena aireación, buena inercia química y estabilidad en su estructura; Pidi (1981) señala, que la naturaleza del suelo influye en el desarrollo de las raíces, el suelo agrícola en sí no es adecuado para la propagación de plantas en vivero, por lo que es mejor realizar nuestras propias mezclas de tierra para asegurar el éxito en la propagación de plantas.

2.11.2.2. Humus

Pidi (1981) se refiere al humus como un producto que resulta de la desintegración de materia orgánica (cuerpo de animales y vegetales) logrando de esta manera la fertilización de los suelos. El humus ejerce una acción más favorable sobre la estructura del suelo, lo cual permite una buena circulación del agua, del aire y de las raíces. Se obtiene un aumento de la permeabilidad, mayor capacidad de retención de agua y menor cohesión del suelo. Una tierra bien provista de humus es más esponjosa, más aireada, menos pesada y menos sensible a la sequía.

La oxidación lenta del humus libera carbono en forma de gas carbónico que contribuye a solubilizar algunos elementos minerales del suelo, además los ácidos húmicos ejercen una acción estimulante muy marcada sobre el crecimiento de las raíces al mantener el fósforo en estado asimilable para las plantas (Suquilanda, 1996).

2.11.2.3. Cascarilla de arroz

La cascarilla de arroz es un subproducto de la cosecha de arroz, que resulta abundantemente en las zonas arroceras de muchos países y que ofrece buenas propiedades para ser usado como sustrato, bien sea cruda o parcialmente carbonizada. El principal inconveniente que presenta la cascarilla de arroz es su baja capacidad de retención de humedad y lo difícil que es lograr el reparto homogéneo de la misma (humectabilidad) cuando se usa como sustrato único en camas o bancadas (Calderón, 2002).

Al momento que la planta va desarrollándose, el sustrato elaborado a base de cascarilla de arroz actúa como un elemento de cohesión entre las partículas del suelo y el sistema radicular, y al descomponerse proporciona un aporte muy valioso de materia orgánica y nutrientes a la planta (Jiménez L., 2008).

Entre sus principales propiedades físico-químicas se destaca que es un sustrato orgánico de baja tasa de descomposición (difícil degradación), es liviano (baja densidad), de alto volumen, de buen drenaje y buena aireación (Calderón, 2002).

A medida que envejece va aumentando su capacidad de retención de humedad. Tiene una buena inercia química inicial, aunque con el paso de los años, dos o más se va descomponiendo (Calderón; Cevallos 2001).

2.12. CONDICIONES AMBIENTALES PARA EL ENRAIZAMIENTO

El proceso de enraizamiento resulta de la interacción de factores morfológicos, fisiológicos y en gran medida de condiciones externas como son las condiciones ambientales (Yuste, 1998).

Hartmann (1998) afirma que las condiciones ambientales afectan claramente el crecimiento tanto de plantas madres como del material vegetativo a enraizar.

2.12.1. Temperatura

Hay una relación directa entre la temperatura ambiente y la temperatura del sustrato. Una gran diferencia entre ellas tiene efectos negativos sobre la rizogénesis. Como regla general, se mantiene una diferencia de 2 a 3 grados a favor del sustrato (Caballero, 1999).

Las temperaturas elevadas (superiores a los 30°C), tienden a estimular el desarrollo de las yemas con anticipación al de las raíces, y aumenta la pérdida de agua por las hojas (Pidi, 1981).

Hartmann *et al.* (1998), señala que para el enraizamiento de la mayoría de las especies son satisfactorias temperaturas diurnas de unos 21 a 27°C., con temperaturas nocturnas de 15°C.

2.12.2. Sombra

El sombreado es muy importante y necesario, aunque conviene mantener cierta actividad vegetativa hay que reducir al mínimo la evaporación.

Bonner y Galston citados por Freire (2003) señala que la luz solar plena parece ser satisfactoria para la formación de raíces en algunas especies. No obstante, ciertas especies inician mejor su enraizamiento en la oscuridad porque probablemente han almacenado auxinas con anterioridad.

Hartmann y Krester (1998), manifiestan que la influencia estimuladora de la oscuridad durante la iniciación de raíces posiblemente puede explicarse por la foto – inactivación de un compuesto esencial en un complejo requerido para la formación de raíces, denominado DNP (di nitrito fenol), el cual en presencia de ascorbato, clorofila y luz se reduce a 2 – amino, 4 – nitrofenol; compuesto que es inactivo para la formación de raíces en la luz.

2.12.3. Luz

Este factor es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis, ya que los productos de esta son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos de la luz pueden deberse a la intensidad (radiancia), al fotoperiodo (longitud del día) y a la calidad de la luz (Hartmann y Krester 1998).

Maynard, (1993) indica que el rango optimo del nivel de la luz para el enraizamiento de partes vegetativas con hojas se encuentra entre 20 y 100 W/m² (-20 a 1 000 FC; o entre -50 % y 95% de sombra en un día soleado). Bajos los 20 W/m²,

el enraizamiento es reducido en muchas especies de plantas, probablemente porque los fotosintatos pasan a ser limitantes.

2.12.4. Necesidades Hídricas

Garcidueñas y Robalo (1992) indican que la intensidad y el tiempo o frecuencia de riego están en función directa del tipo de sustrato, tamaño de la planta y del medio ambiente. Las plántulas se deben mantener con humedad constante, manteniendo el sustrato siempre a capacidad de campo

Los mismos autores añaden que, las partes vegetativas al no tener raíces difícilmente pueden compensar la pérdida de agua causada por la transpiración, por lo que se hace necesario proveer de frecuentes pulverizaciones durante el período de enraizamiento.

Pidin (1981), indica que se debe humedecer alrededor del tallo así como el follaje si se usan estacas de hojas herbáceas, si se usan estacas el riego deberá ser moderado sin dejar que el sustrato se seque por completo.

El manejo del agua, es el elemento más importante en el enraizamiento de partes vegetativas de una planta, este debe ser a una intensidad moderada y con una frecuencia acorde en la temperatura ambiental y del suelo, con la finalidad de evitar la pudrición de las partes vegetativas a enraizar por el exceso de humedad en el sustrato (Jiménez L., 2008)

2.13. TRICHODERMA SP

2.13.1. Generalidades

Trichoderma es un hongo anaerobio facultativo que se puede encontrar tanto fuera como dentro de la rizósfera; es en la rizósfera donde puede colonizar y proteger las raíces de las plantas.

El género *Trichoderma* esta compuesto por hongos que se encuentran presentes en forma natural en casi todos los suelos. Su desarrollo se ve favorecido por la presencia de altas densidades de raíces, la cuales, son colonizadas rápidamente por estos microorganismos.

Trichoderma harzianum es un agente de biocontrol de enfermedades y promotor de crecimiento que tiene potencial aplicación en viveros. A parte de su facilidad para colonizar las raíces de las plantas, esta especie ha desarrollado mecanismos para atacar y parasitar a otros hongos y así, aprovechar una fuente nutricional adicional (Universidad del Zulia, 2006).

El uso de *Trichoderma* es múltiple, actualmente se emplea como estimulante y protector del sistema radicular junto con la preparación de los sustratos y de uso directo en trasplante de cualquier material de propagación.

Cozzi *et al.* (1995) sostiene que el hongo *Trichoderma* se alimenta de nitrógeno, fósforo, potasio y microelementos, en caso de que no tenga ningún hongo para alimentarse; ayudando también a mejorar la estructura del suelo. Con la presencia del hongo en los sustratos se solubiliza mejor los abonos de la fertirrigación, así como los que se han aplicado en el abono de fondo.

2.13.2. Mecanismo de Acción

Los mecanismos de biocontrol referidos para *Trichoderma* son: micoparasitismo, competencia por los nutrientes en el exudado de las semillas y/o antibiosis.

Harman *et al.* (1981) sugiere que el micoparasitismo es el principal mecanismo de acción de *Trichoderma*, este agente biocontrolador envuelve el hongo a atacar, y penetra sus células causándole un daño extensivo, tales como:

- Alteración de la pared celular, incluyendo la degradación de ésta.
- Retracción de la membrana plasmática de la pared.
- Desorganización del citoplasma.

Inicialmente *Trichoderma* realiza un reconocimiento y adherencia sobre la pared del patógeno. En segundo término, promueve la hidrólisis de las hifas y esclerocios del patógeno por medio de las enzimas producidas (xilanasas, quitinasas, pectinasas, glucanasas y glucosidasas, entre otras).

2.13.3. Control Biológico de Patógenos Radiculares

Trichoderma spp tiene muchas ventajas como agente de control biológico, pues posee un rápido crecimiento y desarrollo, a parte de esto produce una gran cantidad de enzimas, inducibles con la presencia de hongos fitopatógenos. Su gran tolerancia a condiciones ambientales extremas y hábitats donde los hongos causan enfermedad le permiten ser eficiente agente de control, de igual forma puede sobrevivir en medios con contenidos significativos de pesticidas y otros químicos. Además su gran variabilidad se constituye en un reservorio de posibilidades de control biológico bajo diferentes sistemas de producción y cultivos.

Lo que se pretende al aplicar *Trichoderma* en raíces, es el establecimiento localizado del agente en la rizófera, mas si se trata de cultivos que hay que trasplantar, lo cual permite que el hongo, esté preestablecido en las raicillas de la planta haciéndolas mas resistentes al estrés del trasplante y al ataque de *Fusarium sp.*

En suelo, la capacidad de control de un aislamiento de *Trichoderma* depende de la rapidez que este tenga para colonizar el sustrato y por su puesto al fitopatógeno, para el caso *Trichoderma* es un poco mas lento que la mayoría de los hongos perjudiciales que se encuentran en el suelo, lo cual se constituye en una razón de más para aplicarlo tempranamente, y una vez que el cultivo se halla en campo, debe aplicarse inicialmente con frecuencia hasta que se establezca el inoculo en el suelo (Ec – Organics, 2004).

2.14. IMPORTANCIA DEL FÓSFORO EN EL CRECIMIENTO DE LAS PLANTAS

El fósforo forma parte de importantes compuestos orgánicos como la glucosa, los ácidos nucleídos, algunas coenzimas y los fosfolípidos. Destaca principalmente por ser componente del trifosfato de adenosina ATP de gran importancia en el metabolismo vegetal por el papel que juega en el almacenamiento y transporte de la energía producida en los procesos de fotosíntesis y respiración que, una vez liberada, es utilizada en la absorción de nutrientes y en la síntesis de los azúcares.

El primer síntoma por falta de fósforo es el de una planta atrofiada, las hojas pueden deformarse, con deficiencias severas, los síntomas generales son:

germinación y crecimiento lentos, el crecimiento de la parte aérea y de las raíces se reduce notablemente (Borie y Baren, 1982).

2.14.1. Intervención del Fósforo en el Crecimiento Radicular

Taboada y Micucci (2002), señalan que a nivel fisiológico, el fósforo actúa primordialmente sobre el desarrollo radicular, favoreciendo la proliferación de las células radiculares con incremento de pelos absorbentes.

Los mismos autores también añaden que, en el desarrollo inicial de las plantas, después de la germinación uno de los lugares donde existe mayor actividad metabólica es precisamente en las raíces. Detrás de las puntas, donde se lleva a cabo el mayor paso de minerales del suelo al interior de la planta. En esta etapa ocurre la mayor actividad respiratoria de las plantas vivas.

En realidad el crecimiento de las raíces viene de la translocación (descenso) de los carbohidratos fabricados en las hojas. Entonces, la presencia del P disponible en el suelo es vital para la formación de células nuevas. El ATP + los carbohidratos generados durante la fotosíntesis son indispensables para que se formen células nuevas mediante el proceso de mitosis, el cual requiere de mucho ATP. Es durante estos momentos que la energía almacenada en los enlaces del ATP es indispensable para abastecer las necesidades metabólicas en esas zonas de tan rápido crecimiento, las raíces nuevas (Garcidueñas; Robalo, 1995).

En otras palabras, si no existe una buena cantidad de P en el suelo, en forma suficiente y disponible para nutrir a los vegetales en las primeras fases de desarrollo, la producción de energía para formar células nuevas y azúcares estará

limitada. Por lo tanto la parte de las plantas que está más activa en esos momentos (raíces), estará también muy limitada.

Numerosas investigaciones han comprobado que un buen suministro de P está asociado con el incremento de la tasa de crecimiento de las raíces. Cuando se aplican compuestos fosfatados solubles en banda al suelo, las raíces de las plantas se extienden proliferando su desarrollo en las áreas del suelo tratado (Echeverría, 1998).

Fuentes (2002) menciona, debido a que el P es un elemento con poco movimiento en el perfil del suelo, se requiere dosificar en una sola aplicación haciendo que quede cerca de lo que serán las raíces del cultivo, para que se facilite su aprovechamiento.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. UBICACIÓN DEL LUGAR DE LA INVESTIGACIÓN

3.1.1. Ubicación Política

Provincia : Santo Domingo de los Tsachilas

Cantón : Santo Domingo

Parroquia : Valle Hermoso

Sector : Vía Recinto Cristóbal Colón km 6

3.1.2. Ubicación Geográfica



Figura 3. Ubicación de la provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas en el Ecuador.

SANTO DOMINGO DE LOS TSACHILAS



Figura 4. Ubicación de la parroquia rural de Valle Hermoso en la Provincia de Santo Domingo de los Tsáchilas.

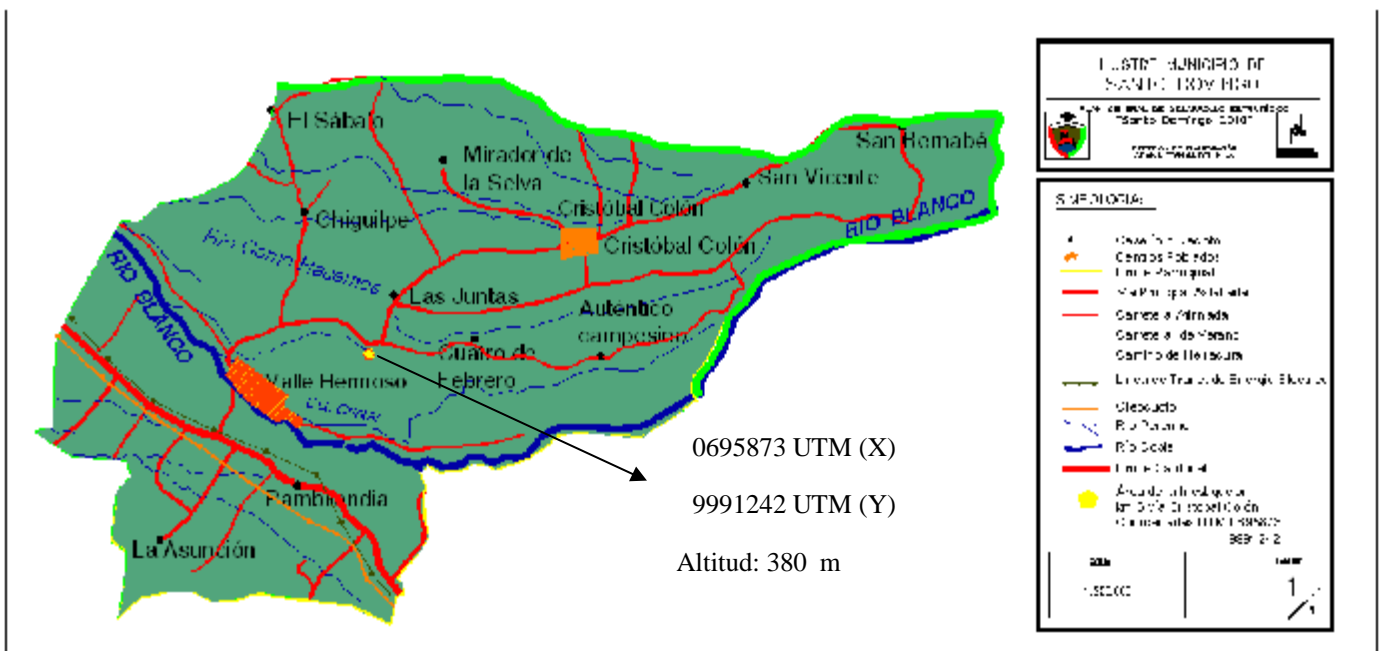


Figura 5. Muestra la ubicación del ensayo dentro de la parroquia rural de Valle Hermoso.

3.1.3. Ubicación Ecológica

Zona de vida : De acuerdo a la clasificación de zonas de vida de Holdridge (1982), el área pertenece a bosque húmedo tropical (bh-T).

Altitud : 380 msnm

Temperatura : 25 °C

Precipitación : 3200 mm

Suelos : Son suelos limo arcillosos y arenosos con pH 5,5 a 6,5, plano y ondulado con pendientes del 0 al 20%

Vegetación : Vegetación natural, pastizales asociados con árboles que crecen espontáneamente, de los cuales el más notable e importante es el laurel (*Cordia alliodora*). El incremento de monocultivos extensivos como los mismos pastos, piña, palmito y palma han reducido notablemente la diversidad de la zona.

3.1.4. Duración y Época Experimental

La fase de campo del ensayo tuvo una duración de cinco meses, iniciando el 24 de septiembre del 2008 con la instalación del ensayo y culminando el 5 de febrero del 2009 con la tercera evaluación de los datos.

Los datos de las condiciones ambientales que se anotaron durante el desarrollo del proyecto fueron de temperatura y humedad, registrándose los valores que se muestran en el cuadro a continuación:

Cuadro 1. Valores registrados de temperatura y humedad durante el desarrollo del proyecto.

	Oct.	Nov.	Dic.	Ene.
$\bar{X} \text{ } ^\circ\text{T}$	25,1	25,3	25,7	26,8
$^\circ\text{T}_{\text{Min}}$	22	20	20	20
$^\circ\text{T}_{\text{Max}}$	35	38	36	38
$\bar{X} \text{ } \% \text{H}$	83,8	80	75,7	74,5
$\% \text{H}_{\text{Min}}$	51	48	32	42
$\% \text{H}_{\text{Max}}$	96	95	95	94

3.2. MATERIALES

3.2.1. Construcción del Umbráculo

- Caña guadúa
- Estacas
- Martillo
- Alicata
- Sarán 50%
- Cinta métrica
- Machetes
- Rastrillo
- Palas
- Piolas
- Alambre de amarre
- Clavos
- Rótulos de identificación del ensayo

3.2.2. Equipos y Herramientas

- GPS Garmin 60CSx
- Computador y accesorios
- Balanza analítica (g)
- Balanza de plataforma (kg)
- Regla graduada en mm
- Estufa
- Tijeras
- Cámara fotográfica
- Pie de rey (Calibrador)
- Mascarillas
- Guantes
- Recipientes
- Bomba de mochila

3.2.3. Insumos

- Raizyner (Bioestimulante)
- Aliette (Fungicida)
- Diazinon (Insecticida)
- Agua a una temperatura de 100 °C para desinfectar el sustrato
- Sulcox (Fungicida)
- Paraquat (Herbicida)
- Fertipac Desarrollo
- Melaza
- Fitocontrolador (Trichoderma comercial)
- Fertilizante fosforado (DAP)
- Fundas polietileno de 5 x 8 pulgadas

3.2.4. Materiales Para Elaborar Sustratos

- Suelo agrícola
- Cascarilla de arroz
- Humus

3.2.5. Materiales de Oficina

- Papelería y material para escritura
- Material bibliográfico

3.3. MÉTODOS

3.3.1. Diseño Experimental

3.3.1.1. Factores en estudio

Los factores en estudio correspondieron a dos métodos de propagación vegetativa como son: Acodos y Estacas y, cinco tipos sustrato como: 50% Suelo agrícola + 25% Cascarilla de arroz + 25% Humus; 50% Suelo agrícola + 25% Cascarilla de arroz + 25% Humus + Trichoderma 2,5 g; 50% Suelo agrícola + 25% Cascarilla de arroz + 25% Humus + Fósforo 2 g; 50% Suelo agrícola + 25% Cascarilla de arroz + 25% Humus + Trichoderma 2,5 g + Fósforo 2 y únicamente, 100% Suelo agrícola.

Cuadro 2. Factores en estudio del experimento.

Tratamientos	Factores		Unidad experimental	
	*M.P.	** S.	Nº de plantas	Área m ²
T1	1	1	30	0,5
T2	1	2	30	0,5
T3	1	3	30	0,5
T4	1	4	30	0,5
T5	1	5	30	0,5
T6	2	1	30	0,5
T7	2	2	30	0,5
T8	2	3	30	0,5
T9	2	4	30	0,5
T10	2	5	30	0,5

*M.P.: Métodos de propagación.

** S.: Tipos de sustratos.

3.3.1.2. Tratamientos a comprobar

De la combinación de los factores en estudio se obtuvieron los siguientes tratamientos:

Cuadro 3. Descripción de los tratamientos del experimento.

Tratamientos	Descripción
T₁	M.P. ₁ (Acodo); S ₁ (50% Suelo agrícola + 25% Cascarilla de arroz + 25% Humus)
T₂	M.P. ₁ (Acodo); S ₂ (50% Suelo agrícola + 25% Cascarilla de arroz + 25% Humus + Trichoderma 2,5g)
T₃	M.P. ₁ (Acodo); S ₃ (50% Suelo agrícola + 25% Cascarilla de arroz + 25% Humus + Fósforo 2 g)
T₄	M.P. ₁ (Acodo); S ₄ (50% Suelo agrícola + 25% Cascarilla de arroz + 25% Humus + Trichoderma 2,5 g + Fósforo 2 g)
T₅	M.P. ₁ (Acodo); S ₅ (100% Suelo agrícola) Testigo
T₆	M.P. ₂ (Estaca) S ₁ (50% Suelo agrícola + 25% Cascarilla de arroz + 25% Humus)
T₇	M.P. ₂ (Estaca) S ₂ (50% Suelo agrícola + 25% Cascarilla de arroz + 25% Humus + Trichoderma 2,5g)
T₈	M.P. ₂ (Estaca) S ₃ (50% Suelo agrícola + 25% Cascarilla de arroz + 25% Humus + Fósforo 2 g)
T₉	M.P. ₂ (Estaca) S ₄ (50% Suelo agrícola + 25% Cascarilla de arroz + 25% Humus + Trichoderma 2,5 g + Fósforo 2 g)
T₁₀	M.P. ₂ (Estaca) S ₅ (100% Suelo agrícola) Testigo

3.3.1.3. Tipo de diseño

El diseño experimental que se utilizó en la investigación es el de Parcelas Divididas en Bloques Completos al Azar donde la parcela grande corresponde al Método de Propagación (M.P.) y las parcelas pequeñas corresponden a los sustratos (S).

3.3.1.4. Repeticiones o bloques

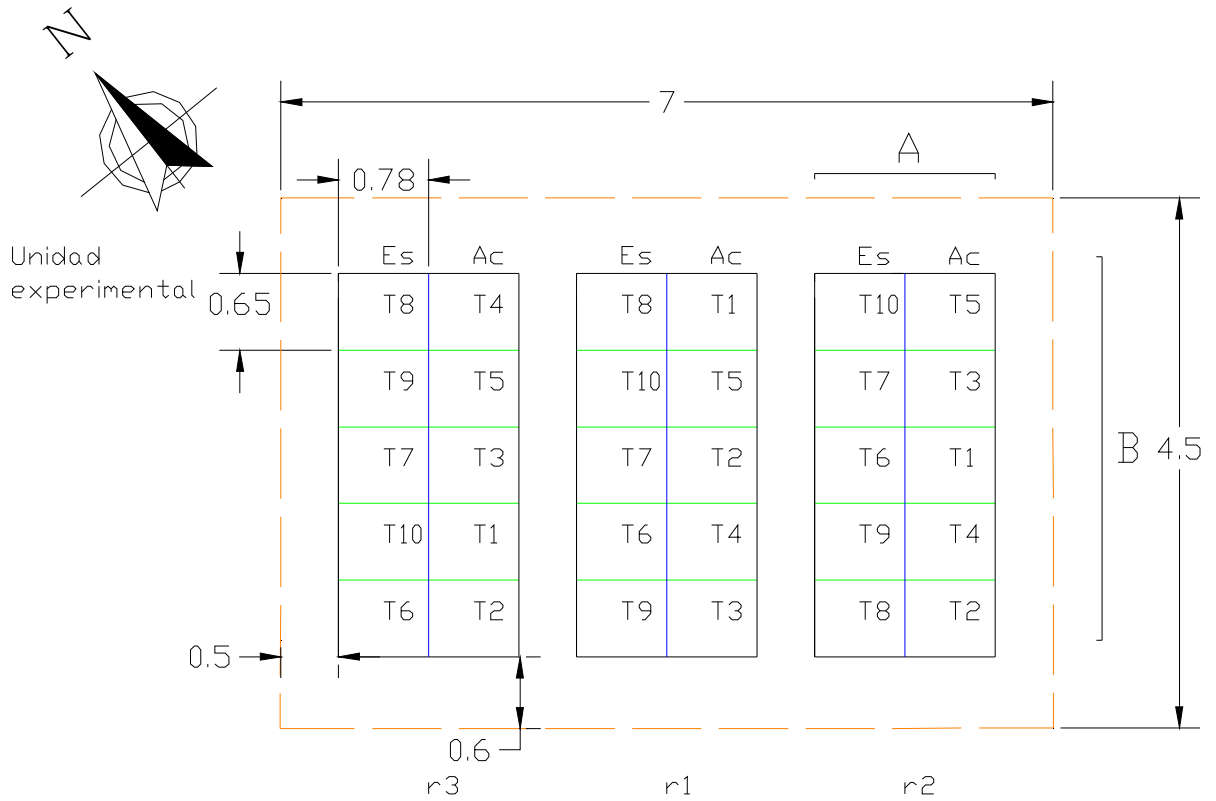
Se realizaron tres repeticiones.

3.3.1.5. Características de la UE

- Número de UE : 30 (Tratamientos * repeticiones)
 - Área de UE : 0,5 m²
 - Largo : 0,78 m
 - Ancho : 0,65 m
 - Forma de la UE : rectangular

- Área total del ensayo : 31,5 m²
 - Largo : 7 m
 - Ancho : 4,50 m
 - Forma del ensayo : rectangular

3.3.1.6. Croquis del diseño



- A: Parcela grande
- B: Distribución de las parcelas pequeñas
- Ac: Acodo
- Es: Esqueje
- r1: Repetición uno
- r2: Repetición dos
- r3: Repetición tres

El número total de plantas para el ensayo fueron de 900.

Figura 6. Disposición de los tratamientos y repeticiones dentro del umbráculo.

3.3.2. Análisis Estadístico

3.3.2.1. Esquema del análisis de varianza

Cuadro 4. Esquema del análisis de varianza.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	
Total	29	(A*B*r)-1
Repeticiones	2	(r-1)
Método de propagación (M.p)	1	(A-1)
Error (a)	2	(A-1)*(r-1)
Sustrato (S)	4	(B-1)
M.p * S	4	(A-1)*(B-1)
Error (b)	16	A*(B-1)*(r-1)

3.3.2.2. Coefficiente de variación

$$CV\% = \frac{\sqrt{CME}}{\bar{X}} \times 100$$

Donde *CME* corresponde al Cuadrado Medio del Error Experimental y \bar{X} corresponde al Promedio de las Medias o Promedio General.

3.3.2.3. Análisis funcional

Prueba de Tukey al 5% para las fuentes de variación significativo.

3.3.3. Análisis Económico Utilizado para Cuantificar el Costo de los Métodos de Propagación

Se utilizó el análisis del presupuesto parcial según Perrín *et al.* (1976) para lo cual se calcularon los costos variables y fijos.

Para el cálculo de los costos variables se incluyó el costo de los insumos y mano de obra utilizada en los tratamientos.

El análisis económico se realizó una vez completada y finalizada la fase experimental. Para determinar los costos por tratamientos se traspolaron los resultados de cada tratamiento para 1 ha, es decir 2500 plantas, densidad que se emplea para la siembra de la especie en la zona.

3.3.4. Variables Evaluadas

3.3.4.1. Área foliar

Para esta evaluar esta variable, se colocó sobre papel milimetrado cada una de las hojas de las plantas y con la ayuda de un marcador se procedió a señalar el borde de la misma.

Posteriormente se contaron los cuadros de un milímetro que estuvieron dentro del borde marcado y se calculo el área foliar.

3.3.4.2. Diámetro del cuello de la planta (Ø)

Se realizó durante el segundo, tercer y cuarto, mes a tres centímetros del suelo y, para registrar esta variable se utilizó un pie de rey (calibrador).

3.3.4.3. Longitud de la parte aérea

Se realizó también durante el segundo, tercer y cuarto mes, se midió desde el cuello de la planta hasta el ápice y el brote principal en las estacas, para registrar esta variable se utilizó una regla graduada en mm.

3.3.4.4. Longitud del sistema radicular

Consistió en extraer el sistema radicular de la plántula para ser medido con la ayuda de una regla graduada en milímetros, esta actividad se la realizará en el segundo, tercero y cuarto mes.

3.3.4.5. Porcentaje de materia seca

Para registrar esta variable primero se pesó el material vegetal fresco con la ayuda de una balanza analítica y luego se procedió a secar la materia vegetal utilizando una estufa a 105° C por 24 horas para luego volver a pesar, esta actividad se repitió hasta conseguir un peso seco constante.

Finalmente se calculó el contenido de materia seca utilizando la fórmula siguiente:

$$\%MS = \left(PMS / PMV \right) \times 100$$

Donde: %MS = peso materia seca (g) y; PMV = peso de la materia vegetal fresca (g).

3.3.4.6. Sobrevivencia (%Sv)

Se contó el número de plantas prendidas de cada tratamiento y se calculó el porcentaje por medio de la siguiente fórmula:

$$\%Sv = \frac{n^{\circ} \text{ plantas prendidas}}{n^{\circ} \text{ plantas sembradas}} \times 100$$

Donde:

Plantas prendidas, constituye el número de plantas vivas en al momento de cada evaluación y,

Plantas sembradas, corresponde al número de plantas sembradas inicialmente.

Esta evaluación se realizó en el segundo, tercero y cuarto mes.

3.3.4.7. Evaluación de la población de Trichoderma

Se realizó por medio de conteo de las unidades formadoras de colonias (UFC) del hongo. Se recogió para el análisis de laboratorio, una muestra de medio kilogramo de cada sustrato de los dos tratamientos con Trichoderma, muestra que fue recogida a los dos días de haber realizado de la siembra, como también se

recogió dos muestras en el cuarto mes; cuatro en total. Con este análisis se evaluó la cantidad final de UFC del hongo.

3.3.4.8. Análisis de laboratorio de sustratos

Se tomaron muestras de medio kilo de los cinco tipos de sustratos al inicio y al final del ensayo con la finalidad de identificar las características físicas (conductividad eléctrica), químicas (pH, carbono/nitrógeno, nitrógeno total) y biológicas (contenido de materia orgánica y población microbiana), de los medios en los que se desarrollaron las plantas.

3.3.5. Métodos Específicos del Manejo del Experimento

3.3.5.1. Construcción del umbráculo

El primer paso de esta actividad fue la de eliminar malezas y materiales extraños, y nivelar el suelo en forma manual con la ayuda de machetes, palas y rastrillos respectivamente.

Seguidamente, se procedió a construir el umbráculo, utilizando sarán con un 50% de ingreso de luz.

3.3.5.2. Diseño de las parcelas dentro del umbráculo

Utilizando piolas, estacas, cinta métrica y martillo, se procedió a marcar dentro del umbráculo, el área que correspondería a la parcela grande y en su

interior, el área de la parcela pequeña, lugar donde se ubicaron los tratamientos al azar. Esto se realizó para cada uno de las tres repeticiones.

3.3.5.3. Preparación de los sustratos

En la preparación de los sustratos de enraizamiento, se utilizó una mezcla de tierra del lugar (suelo agrícola), cascarilla de arroz y humus en las siguientes proporciones; 2:1:1 respectivamente.

Para calcular la medida de las proporciones se utilizó una gaveta (25 kg), la cual se llenó el material hasta el borde.

Cuadro 5. Proporciones de materiales para la elaboración de sustratos.

Proporciones	
S₁	Suelo agrícola 50% + Cascarilla de arroz 25% + Humus 25%
S₂	Suelo agrícola 50% + Cascarilla de arroz 25% + Humus 25% + Trichoderma 2,5 g
S₃	Suelo agrícola 50% + Cascarilla de arroz 25% + Humus 25% + Fósforo 2 g
S₄	Suelo agrícola 50% + Cascarilla de arroz 25% + Humus 25% + Trichoderma 2,5g + Fósforo 2g
S₅	Suelo agrícola 100%

La cantidad de materiales e insumos que se utilizaron para la elaboración de los sustratos se detalla en el siguiente cuadro:

Cuadro 6. Insumos y materiales para la elaboración de sustratos.

INSUMOS	kg
Trichoderma	0,9
Fosforo	0,72
MATERIALES	kg
Suelo agrícola	270
Aserrín	90
Humus	90
TOTAL MATERIALES	450

3.3.5.4. Desinfección del sustrato

Para la desinfección del sustrato se utilizó un método natural que consiste en emplear agua hirviendo a razón de 20 L/m³ (Jiménez L., 2008). Con la ayuda de una regadera se procedió a humedecer el sustrato, la cantidad de agua hirviendo para el ensayo fue 10 litros.

3.3.5.5. Manejo y preparación de Trichoderma

La presentación comercial de TRICHODERMA es de fundas plásticas herméticas con un peso de 100 g cada una, el cual contiene *Trichoderma harzianum* inoculado en cascarilla de arroz, cada gramo de sustrato contiene 2,5x10⁹ UFC (unidades formadoras de colonia).

Para activar las esporas se mezcló la cantidad a utilizar en 4 L de agua fresca y limpia sin cloro con 500 g de melaza. La preparación se efectuó en un lugar sombreado y la aplicación se realizó con una bomba de mochila limpia.

La dosis de TRICHODERMA recomendada por la casa comercial es de 5 g/kg de sustrato; para todos los tratamientos que incluyen *Trichoderma* se utilizó 2,5 g/funda de vivero, siendo la cantidad total necesaria en el ensayo de 0,9 kg el cual se aplicó al momento de preparar el sustrato con la ayuda de una bomba de mochila.

3.3.5.6. Dosis del fertilizante para el sustrato

Con respecto a la dosis del fertilizante fosforado, la Guía para el Cultivo de Pimienta (M.A.G.; Agripac S.A., 1999), recomienda una dosis de fertilizante completo (10 – 30 – 10) de 500 g/m³ de sustrato.

Mientras que Jiménez (2006) recomienda que para la producción de plántulas en vivero se debe aplicar 1 kg/m³ del mismo fertilizante para la producción de plántulas de lento crecimiento y 500 g/m³ para plántulas de rápido crecimiento.

Y considerando a la pimienta negra una planta de rápido crecimiento y con el afán de evaluar una fertilización rica en fósforo, el fertilizante a utilizar en el ensayo y para todos los sustratos con fósforo fue DAP (18 – 46 – 0), aplicado en una dosis de 2 g por funda y utilizando para todo el ensayo una cantidad total de 720 g, teniendo una relación de 4 kg/m³, el cual se aplicó en el sustrato preparado.

3.3.5.7. Llenado de fundas

Luego de la desinfección del sustrato se procedió al llenado de las fundas de polietileno (5 x 8 pulgadas), en las que ingresó 0,5 kg de sustrato por funda.

3.3.5.8. Colocación de letreros y etiquetado

Para poder identificar las parcelas y los tratamientos se procedió a colocar letreros con el fin de manejar adecuadamente el ensayo.

De igual forma se etiquetaron las fundas de los dos métodos de propagación vegetativa, especialmente para poder identificar a los acodos, los cuales inicialmente permanecieron en el pie de la planta madre.

3.3.5.9. Selección de plantas madres

Las plantas madres seleccionadas fueron plantas de tres a cinco años de edad, sanas vigorosas, con antecedentes de buena producción y aclimatadas a la zona de Valle Hermoso.

Considerando que de cada planta madre se obtuvo tres plantas nuevas, se seleccionaron 300 plantas madres para obtener un total de 900 plántulas nuevas, de las cuales 450 se empleó para producir plántulas por medio de acodos y 450 fueron para producción plántulas por medio de estacas.

3.3.5.10. Preparación del material vegetativo

Para el método de propagación por acodo, se identificaron los estolones o renuevos que nacen en el pie de la planta madre, y se seleccionaron tres estolones por planta.

Para el método de propagación por estaca, se seleccionaron las ramas de crecimiento ortotrópico y con la ayuda de una tijera de podar debidamente desinfectada se cortaron las estacas.

Las estacas se las cortó de 20 cm de longitud como promedio, con cuatro nudos, el corte fue recto en la parte basal e inclinado en la parte apical.

Estas fueron tratadas con Aliette a razón de dos g/lt de agua, sumergiéndolas en una solución del producto por un tiempo de cinco minutos, para evitar el ataque de hongos en las heridas causadas por los cortes.

3.3.5.11. Aplicación del Bio – estimulante

Para el enraizamiento del material vegetativo se utilizó RAIZYNER 950, cuyo principal aporte es el de elementos nutritivos, fitohormonas, activadores metabólicos, ácido fúlvico y vitaminas, que en conjunto promueven el enraizamiento, incentivan el desarrollo de plántulas y promueven el arraigue en el sitio definitivo.

La dosis recomendada por la casa comercial fue de cinco g por litro y se sumergió las estacas por dos minutos, mientras que para los acodos la dosis fue de tres g por litro.

Composición de RAIZYNER 950

	Porcentaje en peso
Nitrógeno total (N)	8,15
Fósforo disponible (P ₂ O ₅).....	45,00
Potasio (K ₂ O)	10,56
Azufre (S)	0,11
Boro (B)	0,10
Ácido Fúlvico y Activadores Metabólicos.....	3,00
Magnesio (Mg)	592 ppm
Fitohormonas	950 ppm

3.3.5.12. Siembra

Para el método de propagación por acodo, los estolones se atravesaron desde la parte basal de la funda hasta que sobresalieron dos centímetros teniendo en cuenta que al menos dos nudos queden en el interior de la funda. Los estolones quedaron al pie de la planta madre por 30 días hasta formar las primeras raíces, luego fueron llevados y ubicados en el umbráculo conforme a la disposición del diseño experimental planteado, donde permanecieron por el resto del tiempo que duró el ensayo.

Para el método de propagación por estacas, estas se plantaron con un ángulo de 80 grados aproximadamente, una estaca por funda, se procedió a enterrar dos nudos (10 cm en el sustrato), y dejando sobre la superficie el resto de la estaca (10 cm), luego se ubicaron en el umbráculo, donde permanecieron por el resto del tiempo que duró el ensayo.

3.3.5.13. Agroquímicos y dosificación empleada en el ensayo

Los agroquímicos y dosificaciones empleadas en el ensayo fueron:

- Aliette (2 g/L) se utilizó el producto para la prevención y control de enfermedades fungosas en las heridas causadas por los cortes en las estacas.

Tanto para estacas como acodos se aplicó al follaje una mezcla del producto al momento de preparar el material vegetativo, luego se efectuó cada 15 días como medida preventiva.

- Sulcox (3 g/L), de igual forma se alterno para prevenir enfermedades fungosas, se aplicó al pie de la planta y entre las calles de las repeticiones como medida protectante, el producto se lo utilizó desde el segundo mes con una frecuencia de 30 días.

- Diazinon (2 ml/L), se aplicó a los 32 días para el control de cochinillas en los acodos, y se repitió la aplicación a los 20 días.

3.3.5.14. Riego

Se efectuó con bomba de mochila inmediatamente después de la siembra. Considerando el requerimiento del material vegetativo, la intensidad fue de 5 mm/m² que dependió en gran medida de las condiciones climáticas, principalmente de la temperatura y la humedad ambiental.

3.3.5.15. Fertilización foliar

Esta actividad se efectuó en el tercero y cuarto mes, para el cual se utilizó Kristalón (18 – 18 – 18 + 3) en una concentración de cinco g/lt al follaje, aplicándolo a todos los tratamientos con una bomba de mochila.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. ÁREA FOLIAR

Al establecer los análisis de varianza para el área foliar en la evaluación de los dos métodos de propagación vegetativa y cinco tipos de sustrato en las plantas de pimienta, se aprecian diferencias no significativas entre las repeticiones en el muestreo uno y dos, mientras que para el muestreo tres existen diferencias altamente significativas, igualmente ocurre con los sustratos (S.).

Para el método de propagación (M.P.) las diferencias fueron altamente significativas en el muestreo uno, en el muestreo dos fueron significativas y no significativas en el muestreo tres, esto probablemente se deba a que durante los dos meses iniciales al método de propagación por estacas le fue muy difícil establecer el enraizamiento haciendo que se disminuya notablemente la producción de hojas, mientras que para el método de propagación por acodos el enraizamiento se dio desde el primer mes y consecuentemente se produjo el brote de hojas, haciendo que los valores de la variable de área foliar sean altamente significativos.

Al revisar la interacción de método de propagación por sustratos (M.P.*S.) se aprecia que existen diferencias altamente significativas en el primer muestreo, mientras que para los otros dos muestreos las diferencias no son significativas. Esto indica que el primer mes es sumamente importante y crucial para el desarrollo de la plántula en la fase de vivero.

El C.V. en el muestreo uno fue de 30,08%, en el muestreo dos fue de 74,59% y en el muestreo tres fue de 42,24%. Uno de los factores para obtener valores

relativamente altos en el coeficiente de variación sería la alta mortalidad registrada en los tratamientos tres, cuatro, ocho y nueve.

Cuadro 7. Análisis de varianza para el área foliar en la evaluación de dos métodos de propagación y cinco tipos de sustratos en plantas de pimienta negra.

F de V	gl	CUADRADO MEDIO		
		ÁREA FOLIAR mm ²		
TOTAL	29	Evaluación 1	Evaluación 2	Evaluación 3
REPETICION	2	2955408,93 ^{ns}	2791077,88 ^{ns}	88317592,6 ^{**}
PG (M.P.)	1	288439516,88 ^{**}	720328518,31 [*]	565918091,48 ^{ns}
Error (a)	2	2900968	23874792	58963822,45
Pp (S)	4	8997620,07 ^{ns}	16837756,11 ^{ns}	95067419,61 ^{**}
M.P. * S.	4	24792065,69 ^{**}	8268108,93 ^{ns}	7532031,09 ^{ns}
Error (b)	16	3318549	26150136	10667906,07
C.V. (%)		30,08	74,59	42,24

^{ns} No significativo; ^{*} Significativo; ^{**} Altamente significativo

Cuando se realiza la prueba de significancia de Tukey al 5% para área foliar en los dos métodos de propagación vegetativa evaluados, se observan en las evaluaciones uno y dos, dos rangos de significancia, mientras que en la tercera evaluación existe un solo rango de significancia.

Al evidenciar la existencia de dos rangos se puede apreciar claramente diferencias estadísticas entre los dos métodos de propagación, confirmando la superioridad del método de propagación por acodos.

Cuadro 8. Prueba de Tukey al 5% para el área foliar en los dos métodos de propagación evaluados.

M.P.	Medias					
	Evaluación 1		Evaluación 2		Evaluación 3	
1	9155,99	A	11756,22	A	12075,27	A
2	2954,49	B	1956,22	B	3388,75	A

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Para los cinco tipos de sustratos evaluados, la prueba de Tukey al 5% presenta un solo rango de significancia en los muestreos uno y dos y, dos rangos para el muestreo tres. Aunque en las dos primeras evaluaciones existe un solo rango siempre se aprecia la superioridad de los sustratos uno, dos y cinco.

Cuadro 9. Prueba de Tukey al 5% para el área foliar en los cinco tipos de sustratos evaluados.

Evaluación 1			Evaluación 2			Evaluación 3		
S.	Medias		S.	Medias		S.	Medias	
5	7154,76	A	2	8633,44	A	1	11706,82	A
2	6855,64	A	1	7937,31	A	2	11588,14	A
1	6675,04	A	5	6759,29	A	5	7762,08	A B
3	5338,58	A	4	6715,17	A	4	4753	B
4	4252,17	A	3	4235,42	A	3	2850	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Al analizar la interacción entre los dos métodos de propagación M.P.₁ (acodos) y M.P.₂ (estacas) evaluados y las tres repeticiones efectuadas para la variable del área foliar, se puede apreciar claramente la tendencia superior del M.P.₁ en las tres repeticiones al promediar los respectivos valores de cada método de propagación en las tres evaluaciones realizadas (Figura 7).

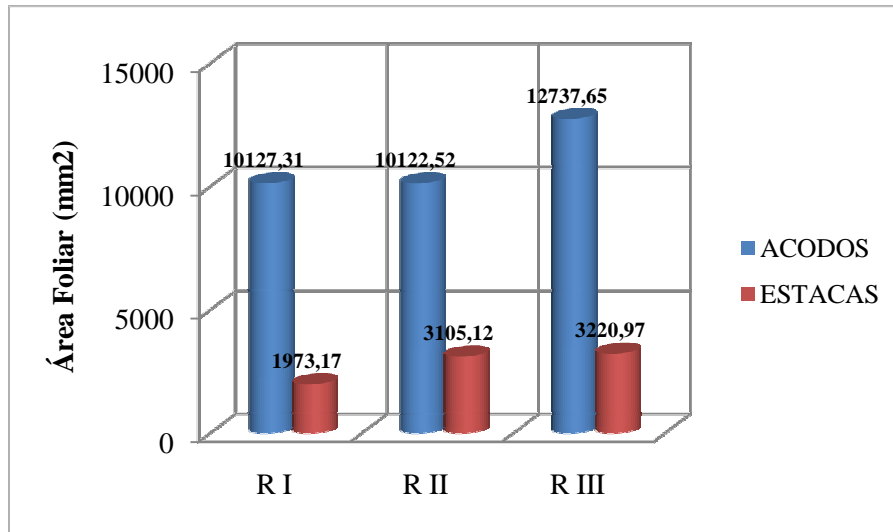


Figura 7. Interacción entre los dos métodos de propagación y las tres repeticiones para la variable del área foliar.

Al revisar los valores para la interacción entre los dos métodos de propagación M.P.1 (acodo) y M.P.2 (estacas) y los cinco tipos de sustratos evaluados, se puede apreciar que los mejores valores para la variable de área foliar se registran en S2, S1 y S4 para el M.P.₁ y S1, S5 y S2 para M.P.₂ (figura 8).

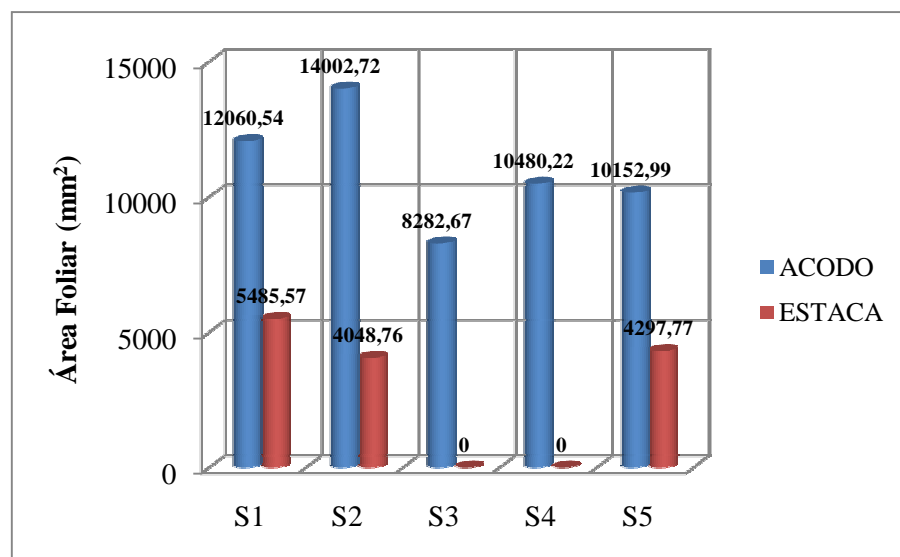


Figura 8. Interacción entre los dos métodos de propagación y los cinco tipos de sustratos para la variable de área foliar.

Sanderson *et al.* (1997) señala que el aumento o disminución del área foliar de una especie puede considerarse una respuesta fisiológica para compensar los bajos valores de fotosíntesis, en este caso los bajos valores obtenidos para el área foliar en el método de propagación por estacas son debido al bajo porcentaje de enraizamiento de las estacas, lo que consecuentemente retraso el brote de hojas e incluso llevó a la muerte del material vegetativo en algunas plantas.

Los mejores resultados obtenidos para la variable de área foliar se dan en el método de propagación por acodos en el sustrato dos.

4.2. DIÁMETRO DEL CUELLO DE LA PLANTA

En el análisis de varianza para el diámetro del cuello de la planta en los dos métodos de propagación vegetativa y cinco tipos de sustratos en las plantas de pimienta, se aprecia para las repeticiones diferencias significativas solo en la tercera evaluación, esto es debido a que conforme avanza la edad de las plantas se puede apreciar en su totalidad las diferencias entre los tratamientos en estudio.

Para los métodos de propagación se puede apreciar que existen diferencias significativas en las tres evaluaciones, considerando que los acodos tienen un rápido enraizamiento y por consiguiente una metabolización más temprana de los nutrientes, se debe mencionar que fue en el método de propagación por acodos donde se registraron los mayores valores para la variable en estudio.

Para los sustratos se aprecian diferencias altamente significativas en las tres evaluaciones, esto confirma que la composición de los sustratos influye en el desarrollo de las plántulas.

Para la interacción método de propagación por sustrato solo en la primera evaluación existen diferencias altamente significativas, lo que indica que las propiedades de los sustratos influyen notablemente en el éxito del método de propagación al momento del enrizamiento, el desarrollo radicular garantizaría un adecuado desarrollo foliar y este a su vez robustecería el cuello de la planta.

Cuadro 10. Análisis de varianza para el diámetro del cuello de la planta en la evaluación de dos métodos de propagación y cinco tipos de sustratos en plantas de pimienta negra.

F de V	gl	CUADRADO MEDIO		
		DIÁMETRO DEL CUELLO PLANTA mm		
TOTAL	29	Evaluación 1	Evaluación 2	Evaluación 3
REPETICION	2	0,01 ^{ns}	0,01 ^{ns}	0,03 [*]
PG (M.P.)	1	0,35 [*]	0,41 [*]	0,12 [*]
Error (a)	2	0,01	0,01	0,01
Pp (S)	4	0,05 ^{**}	0,07 ^{**}	0,16 ^{**}
M.P. * S.	4	0,06 ^{**}	0,02 ^{ns}	0,01 ^{ns}
Error (b)	16	0	0,01	0,01
C.V. (%)		22,13	31,65	31,59

^{ns} No significativo; ^{*} Significativo; ^{**} Altamente significativo

Con respecto a los coeficientes de variación relativamente altos que se obtuvo para la variable de diámetro del cuello, se podrían justificar al citar a los autores Arias y Maldonado (2002) quienes consideran que el diámetro al cuello es una variable de difícil medición y con algún grado de error debido al uso del pie de rey (vernier o calibrador) asumen también que, las plántulas presentan, por lo general, un tallo con tejido suculento que no ofrece mayor resistencia al cierre del instrumento a la hora de efectuar la medición, por lo tanto el grado de error en toma de datos de la variable sería también relativamente alto.

Al realizar la prueba de significancia de Tukey al 5% para la variable del diámetro del cuello de la planta en los dos métodos de propagación evaluados, se observan en las evaluaciones uno y dos, un solo rango de significancia para cada método de propagación, mientras que en la evaluación tres, se aprecia la existencia de un rango de significancia para los dos métodos.

Aunque en la tercera evaluación se aprecia un solo rango en la prueba de Tukey para los dos métodos de propagación evaluados, es necesario comentar que desde la primera hasta la tercera evaluación de la variable diámetro del cuello de la planta, en el método de propagación por acodos siempre se registraron los mayores valores.

Cuadro 11. Prueba de Tukey al 5% para la variable del diámetro del cuello de la planta en los métodos de propagación vegetativa por acodo y estaca.

M.P.	Medias					
	Evaluación 1		Evaluación 2		Evaluación 3	
1	0,42	A	0,41	A	0,32	A
2	0,2	B	0,18	B	0,2	A

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Para los cinco tipos de sustratos evaluados, la prueba de Tukey al 5% presenta dos rangos de significancia en la evaluación uno y tres y, tres rangos de significancia en el muestreo dos.

Los mayores valores para la variable evaluada se aprecian en los sustratos cinco y uno en la primera evaluación, y cinco y dos en la evaluación dos y tres. Lo

que confirma que la composición de los diferentes sustratos tiene efectos en el desarrollo de las plantas durante la fase de vivero.

Cuadro 12. Prueba de Tukey al 5% para el diámetro del cuello de la planta en los cinco tipos de sustratos evaluados.

Evaluación 1			Evaluación 2			Evaluación 3		
S.	Medias		S.	Medias		S.	Medias	
5	0,39	A	5	0,38	A	5	0,39	A
1	0,37	A	2	0,38	B	2	0,39	A
2	0,37	B	1	0,34	B	1	0,35	B
3	0,22	B	4	0,20	C	4	0,12	B
4	0,21	B	3	0,16	C	3	0,05	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Al revisar la interacción entre los dos métodos de propagación M.P.₁ (acodos) y M.P.₂ (estacas) evaluados y las tres repeticiones efectuadas, se puede apreciar claramente la tendencia superior del M.P.₁ en las tres repeticiones al promediar los respectivos valores de cada método de propagación en las tres evaluaciones realizadas (figura 9).

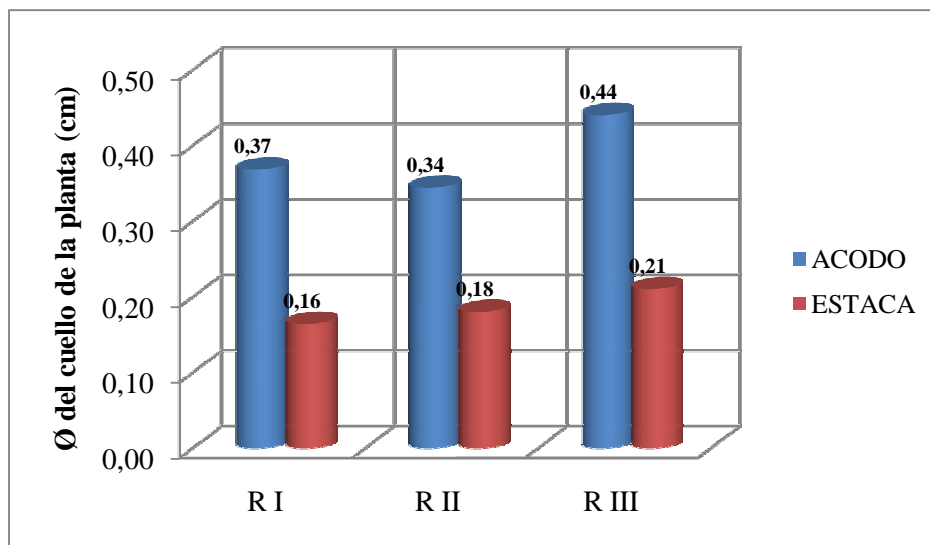


Figura 9. Interacción entre los dos métodos de propagación y los cinco tipos de sustratos para la variable del diámetro del cuello de la planta.

Al revisar los valores para la interacción entre los dos métodos de propagación M.P.1 (acodo) y M.P.2 (estacas) y los cinco tipos de sustratos evaluados, se puede apreciar que los mejores valores se registran en S5, S2 y S1 para el M.P.1 y S2, S1 y S5 para M.P.2 (Ver figura 10).

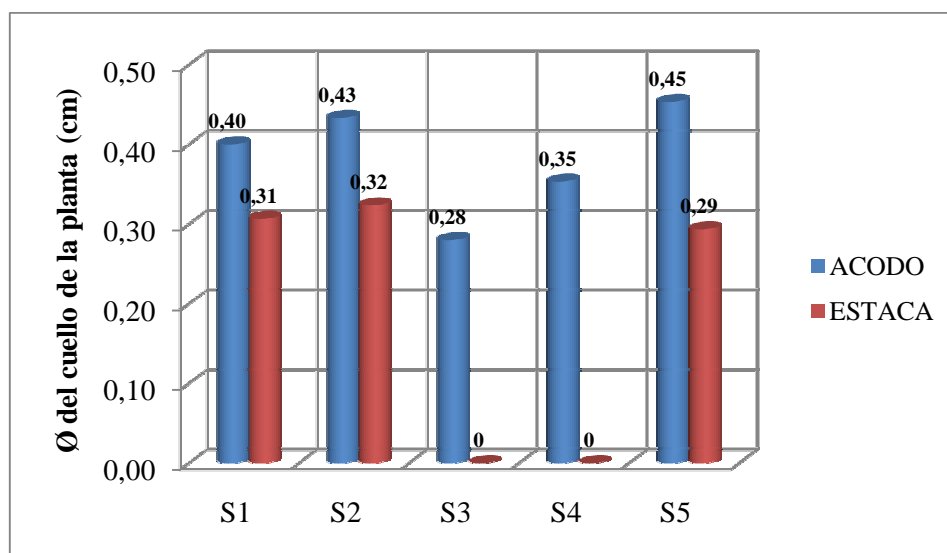


Figura 10. Interacción entre los dos métodos de propagación y los cinco tipos de sustratos para la variable del diámetro del cuello de la planta.

Los mejores resultados obtenidos para la variable de diámetro del cuello de la planta se dan en el método de propagación por acodos en el sustrato cinco.

4.3. LONGITUD DE LA PARTE AÉREA

En el análisis de varianza para la longitud de la parte aérea de las plantas en la evaluación de dos métodos de propagación vegetativa y cinco tipos de sustratos en plantas de pimienta, se aprecia para las repeticiones diferencias significativas solo en la tercera evaluación, lo que indica que conforme transcurre el tiempo y avanza la edad de las plantas, la diferencias entre los métodos de propagación y los sustratos se marcan notablemente.

Para los métodos de propagación existen diferencias altamente significativas en la primera evaluación y diferencias significativas en la segunda y tercera evaluación, con lo que estadísticamente se corroboran las observaciones en campo de la superioridad del método de propagación por acodos.

Aunque tanto para los sustratos y la interacción método de propagación por sustrato solo en la tercera evaluación existen diferencias significativas, se debe destacar que la interacción de los sustratos en los métodos de propagación visualmente fue notablemente alta en todos los tratamiento y especialmente en los tratamientos tres, cuatro, ocho y nueve; donde los valores de sobrevivencia fueron considerablemente bajos.

Cuadro 13. Análisis de varianza para la longitud de la parte aérea de la planta en la evaluación de dos métodos de propagación y cinco tipos de sustratos en plantas de pimienta negra.

F de V	gl	CUADRADO MEDIO		
		LONGITUD PARTE AEREA CM		
TOTAL	29	Evaluación 1	Evaluación 2	Evaluación 3
REPETICION	2	34,73 ^{ns}	91,1 ^{ns}	692,5 [*]
PG (M.P.)	1	9086,98 ^{**}	10204,7 [*]	12453 [*]
Error (a)	2	38,26	119,28	580,25
Pp (S)	4	40,66 ^{ns}	91,14 ^{ns}	777,4 ^{**}
M.P. * S.	4	47,29 ^{ns}	21,37 ^{ns}	425,44 [*]
Error (b)	16	58,07	197,29	128,24
C.V. (%)		36,05	66,82	47,52

^{ns}No significativo; ^{*}Significativo; ^{**}Altamente significativo

Los coeficientes de variación relativamente altos obtenidos para la variable en estudio posiblemente se deben a la desuniformidad en el ensayo causado por la baja sobrevivencia de los tratamientos tres, cuatro, ocho y nueve.

Al realizar la prueba de significancia de Tukey al 5% para la variable de la longitud de la parte aérea de la planta en los dos métodos de propagación evaluados, se observan en las tres evaluaciones, rangos de significancia distintos para cada método de propagación.

Estadísticamente en esta variable también se aprecia superioridad del método de propagación por acodos en las tres evaluaciones realizadas.

Cuadro 14. Prueba de Tukey al 5% para la variable del diámetro del cuello de la planta en los métodos de propagación vegetativa por acodo y estaca.

M.P.	Medias					
	Evaluación 1		Evaluación 2		Evaluación 3	
1	38,54	A	39,46	A	44,2	A
2	3,73	B	2,58	B	3,46	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Para los cinco tipos de sustratos evaluados, la prueba de Tukey al 5% presenta un solo rango de significancia para la primera y segunda evaluación y, dos rangos de significancia en la tercera evaluación.

Con respecto al sustrato dos, con el transcurso del tiempo nuevamente se ubica en primer lugar en la tercera evaluación, posiblemente debido a que el *Trichoderma harzianum* inoculado inicialmente sigue poblando el sustrato y comienza a mostrar sus propiedades de estimulante y protector del sistema radicular.

Cuadro 15. Prueba de Tukey al 5% para la longitud de la parte aérea de las plantas en los cinco tipos de sustratos evaluados.

Evaluación 1		Evaluación 2		Evaluación 3				
S.	Medias	S.	Medias	S.	Medias			
5	24,32	A	5	24,13	A	2	35,97	A
3	21,93	A	2	23,86	A	5	31,05	A
1	21,87	A	1	23,20	A	1	27,63	B A
2	20,34	A	4	18,58	A	4	16,5	B A
4	17,24	A	3	15,33	A	3	8	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

En la interacción entre los dos métodos de propagación M.P.₁ (acodos) y M.P.₂ (estacas) evaluados y las tres repeticiones efectuadas, se puede apreciar claramente la tendencia superior del M.P.₁ en las tres repeticiones al promediar los respectivos valores de cada método de propagación en las tres evaluaciones realizadas (Figura 11).

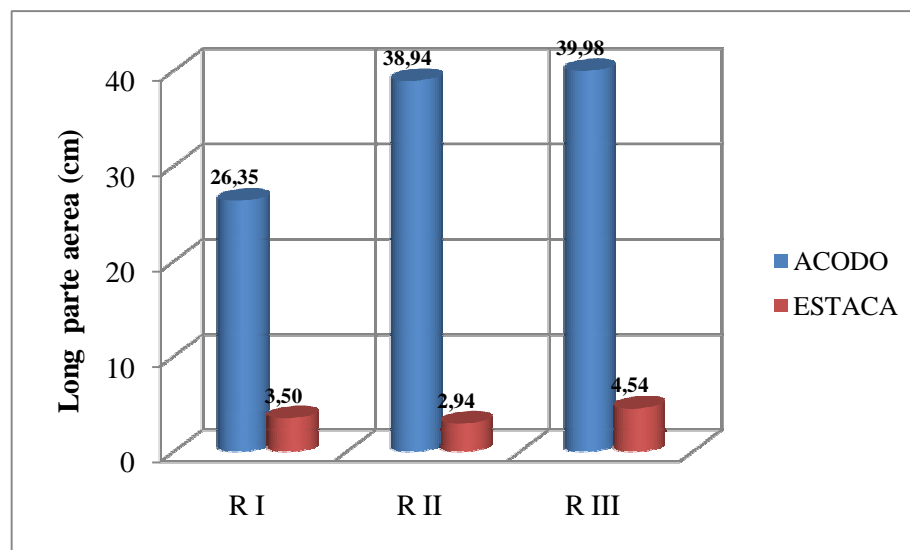


Figura 11. Interacción entre los dos métodos de propagación y los cinco tipos de sustratos para la variable longitud de la parte aérea.

En la interacción entre los dos métodos de propagación M.P.₁ (acodo) y M.P.₂ (estacas) y los cinco tipos de sustratos evaluados, se puede apreciar que los mejores valores se registran en S2, S5 y S3 para el M.P.₁ y S1, S5 y S2 para M.P.₂ (Figura 12).

Lo que confirma nuevamente que los mejores resultados registrados se obtienen del método de propagación por acodos.

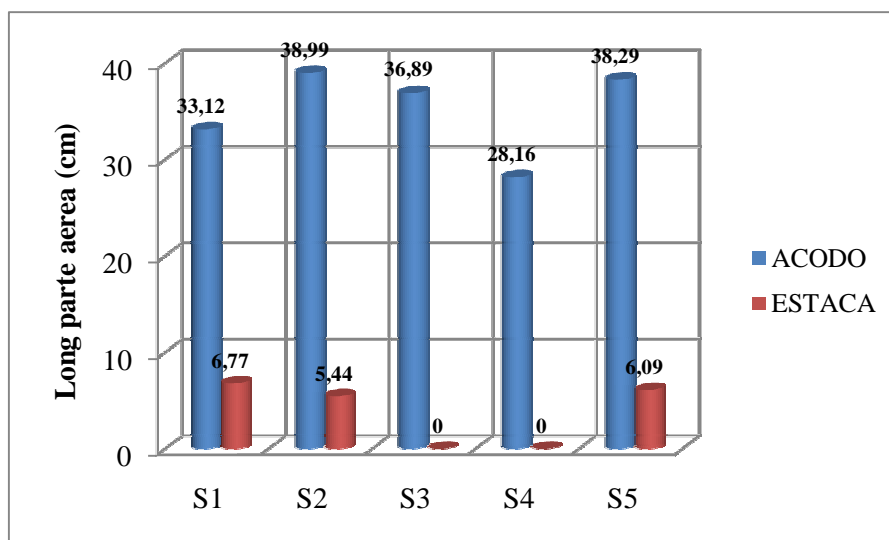


Figura 12. Interacción entre los dos métodos de propagación y los cinco tipos de sustratos para la variable de longitud de la parte aérea.

La interacción muestra que los mejores resultados para la variable de la longitud de la parte área se obtienen en el método de propagación por acodos en el sustrato dos.

Considerando que Arias y Maldonado (2002) señalan que la longitud de la parte aérea desde el cuello de la plántula hasta la base de la yema terminal es un indicador del grado de desarrollo de la parte aérea, por lo que presenta fuertes correlaciones con el número de hojas o acículas y con la superficie foliar que determinan los procesos fotosintéticos y de transpiración.

Con los valores obtenidos de las variables en mención se estableció la respectiva correlación donde se obtuvo que $R^2 = 0,85$; lo que corresponde a una **correlación positiva fuerte. Coincidiendo de esta forma con los autores mencionados anteriormente.**

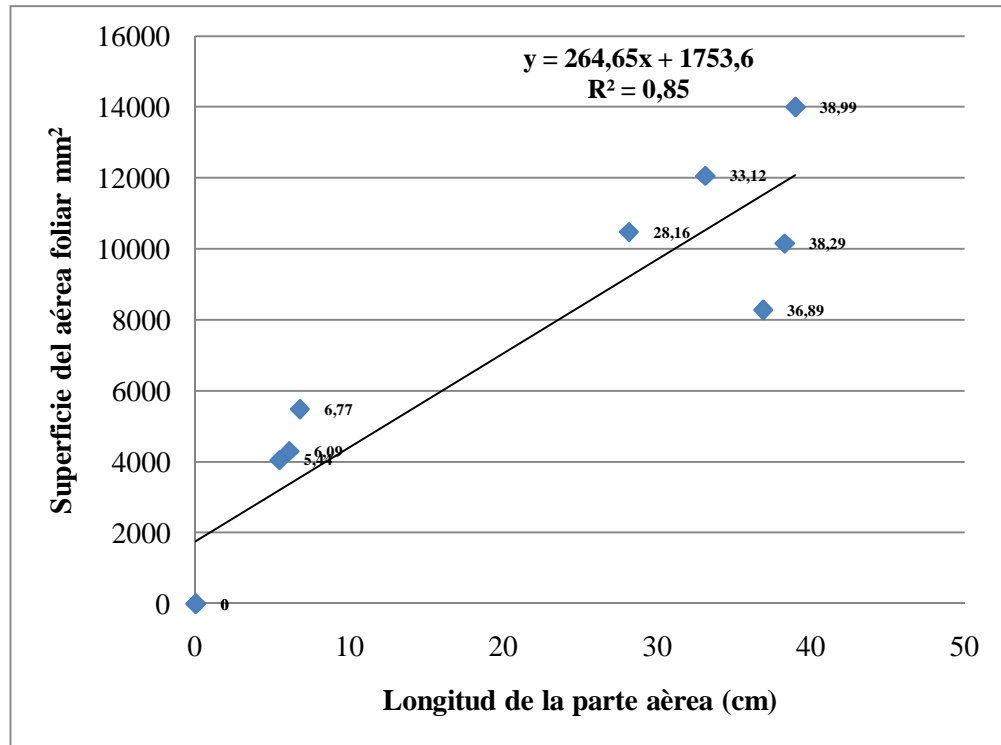


Figura 15. Correlación entre la superficie del área foliar y la longitud de la parte aérea.

4.4. LONGITUD DEL SISTEMA RADICULAR.

En el análisis de varianza para la longitud del sistema radicular de las plantas en la evaluación de dos métodos de propagación vegetativa y cinco tipos de sustratos en plantas de pimienta, se aprecia para las repeticiones diferencias significativas en el la segunda evaluación y, diferencias altamente significativas en la tercera evaluación.

Para los métodos de propagación existen diferencias significativas en la primera y tercera evaluación y diferencias altamente significativas en la segunda evaluación. Estos resultados indican que los mejores valores para la variable en estudio también se obtuvieron con el método de propagación por acodos.

Para los sustratos se aprecian diferencias significativas en la segunda evaluación y altamente significativas en la evaluación tres.

Aunque para la interacción método de propagación por sustrato el análisis de varianza no mostró diferencias significativas para la variable en estudio en las tres evaluaciones, se debe destacar que los tratamientos tres, cuatro, ocho y nueve tuvieron un porcentaje alto en mortalidad, lo que justificaría también los coeficientes de variación relativamente altos obtenidos en el análisis.

Cuadro 16. Análisis de varianza para la longitud del sistema radicular de las plantas en la evaluación de dos métodos de propagación y cinco tipos de sustratos en plantas de pimienta negra.

F de V	gl	CUADRADO MEDIO		
		LONGITUD SIST RADICULAR cm		
TOTAL	29	Evaluación 1	Evaluación 2	Evaluación 3
REPETICION	2	20,51 ^{ns}	42,05 [*]	82,94 ^{**}
PG (M.P.)	1	673,63 [*]	798,25 ^{**}	313,05 [*]
Error (a)	2	18,81	0,95	16,92
Pp (S)	4	35,79 ^{ns}	44,11 [*]	103,2 ^{**}
M.P. * S.	4	34,11 ^{ns}	26,36 ^{ns}	11,41 ^{ns}
Error (b)	16	14,75	11,33	11,35
C.V. (%)		42,06	37,63	41,58

^{ns}No significativo; ^{*}Significativo; ^{**}Altamente significativo

En la prueba de significancia de Tukey al 5% para la variable de la longitud del sistema radicular en los dos métodos de propagación evaluados, se aprecian dos rangos de significancia en la primera y segunda evaluación y, un solo rango de significancia en la tercera evaluación.

De igual forma los mayores valores registrados en el cuadro 17 son los que pertenecen al método de propagación por acodos.

Cuadro 17. Prueba de Tukey al 5% para la variable de la longitud del sistema radicular de la planta en los métodos de propagación vegetativa por acodo y estaca.

M.P.	Medias					
	Evaluación 1		Evaluación 2		Evaluación 3	
1	13,87	A	14,11	A	11,33	A
2	4,39	B	3,79	B	4,87	A

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Para los cinco tipos de sustratos evaluados, la prueba de Tukey al 5% presenta un solo rango de significancia para el muestreo uno, dos rangos de significancia para el muestreo dos y, tres rangos de significancia en el muestreo tres.

Como se puede apreciar los mayores valores se presentan en los sustratos cinco y uno, posiblemente por el contenido de materia orgánica, material que tiene una acción favorable sobre la estructura del sustrato.

Cuadro 18. Prueba de Tukey al 5% para la longitud del sistema radicular de las plantas en los cinco tipos de sustratos evaluados.

Evaluación 1			Evaluación 2			Evaluación 3		
S.	Medias	S.	S.	Medias	S.	S.	Medias	S.
1	11,28	A	5	11,14	A	1	11,36	A
5	10,41	A	1	10,35	A	5	11,32	A
2	10,16	A	2	10,33	A	2	10,5	B A
3	8,73	A	4	8,5	A	4	4,83	C B
4	5,08	A	3	4,42	B	3	2,5	C

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Al revisar la interacción entre los dos métodos de propagación M.P.₁ (acodos) y M.P.₂ (estacas) evaluados y las tres repeticiones efectuadas, se puede apreciar claramente la tendencia superior del M.P.₁ en las tres repeticiones al promediar los respectivos valores de cada método de propagación en las tres evaluaciones realizadas (Figura 14).

Como se muestra en la figura 16, los mejores valores pertenecen al método de propagación por acodos, el rápido enraizamiento del método de propagación fue primordial para lograr los valores registrados.

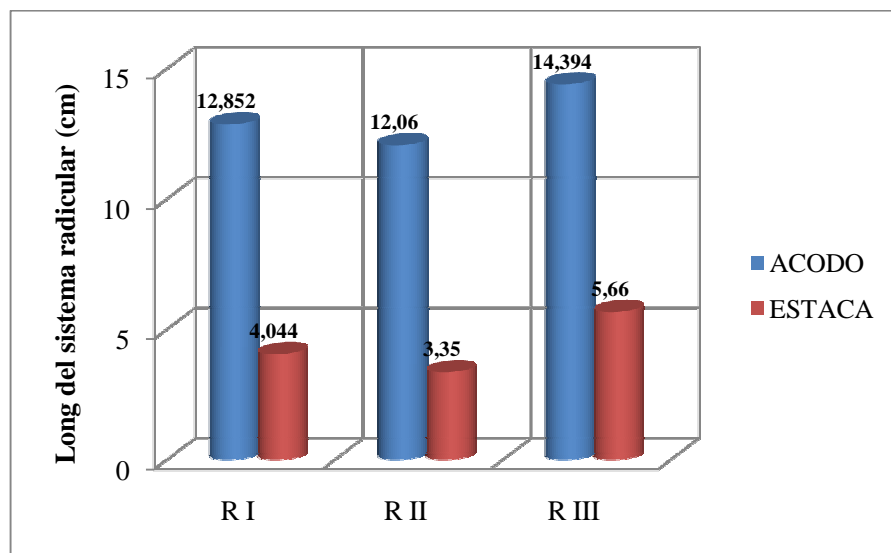


Figura 14. Interacción entre los dos métodos de propagación y las tres repeticiones para la variable de longitud del sistema radicular.

Al revisar los valores para la interacción entre los dos métodos de propagación M.P.₁ (acodo) y M.P.₂ (estacas) y los cinco tipos de sustratos evaluados, se puede apreciar que los mejores valores se registran en S2, S5 y S1 para el M.P.₁ y S1, S5 y S2 para M.P.₂ (Figura 15).

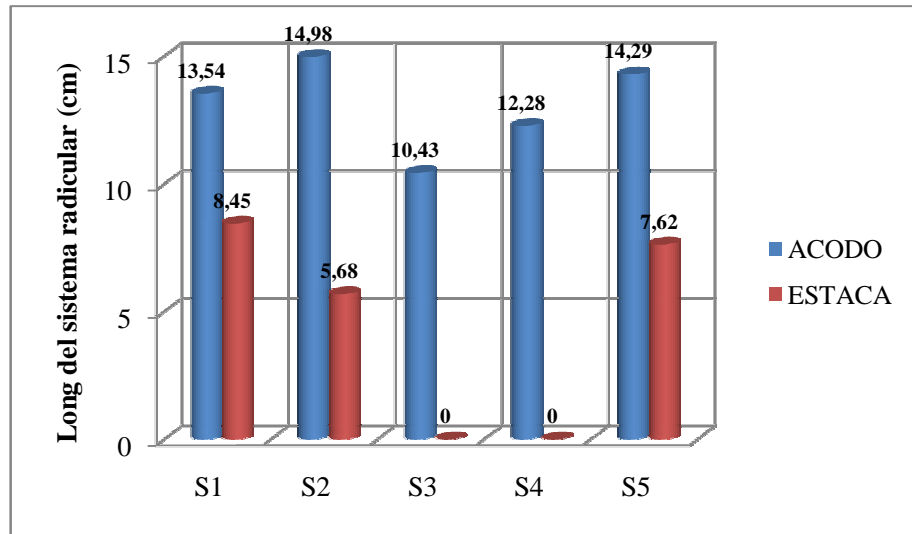


Figura 15. Interacción entre los dos métodos de propagación y los cinco tipos de sustratos para la variable de longitud del sistema radicular.

Para la variable de longitud del sistema radicular los mejores valores se obtienen con el método de propagación por acodos y el sustrato dos.

4.5. PORCENTAJE DE MATERIA SECA (MS)

En los análisis de varianza para el porcentaje de materia seca de las plantas en la evaluación de dos métodos de propagación vegetativa y cinco tipos de sustratos en plantas de pimienta, no se aprecian diferencias significativas en ninguna de las tres evaluaciones realizadas.

Tanto para los métodos de propagación como para los sustratos existen diferencias altamente significativas en las tres evaluaciones realizadas, la acumulación de biomasa siempre fue mayor en el método de propagación por acodos, la facilidad de enraizamiento que tuvo al estar junto al pie de la planta madre le dio una ventaja muy considerable frente a la estacas.

Para la interacción método de propagación por sustrato se aprecian diferencias altamente significativas únicamente en los muestreos uno y dos.

Cuadro 19. Análisis de varianza para el contenido de materia seca de las plantas en la evaluación de dos métodos de propagación y cinco tipos de sustratos en plantas de pimienta negra.

F de V	gl	CUADRADO MEDIO		
		MATERIA SECA %		
		Evaluación 1	Evaluación 2	Evaluación 3
TOTAL	29			
REPETICION	2	1,69 ^{ns}	28,34 ^{ns}	28,64 ^{ns}
PG (M.P.)	1	570,72 ^{**}	351,1 ^{**}	72,29 ^{**}
Error (a)	2	0,11	10,53	39
Pp (S)	4	47,65 ^{**}	173,43 ^{**}	320,13 ^{**}
M.P. * S.	4	79,95 ^{**}	117,62 ^{**}	48,32 ^{ns}
Error (b)	16	3,79	23,04	20,17
C.V. (%)		17,05	34,83	36,5

^{ns} No significativo; *Significativo; ** Altamente significativo

Al realizar la prueba de significancia de Tukey al 5% para la variable del porcentaje de materia seca en los dos métodos de propagación evaluados, se aprecian dos rangos en los muestreos uno y dos y, un solo rango de significancia en el muestreo tres.

Cuadro 20. Prueba de Tukey al 5% para la variable del porcentaje de materia seca de las planta en los métodos de propagación vegetativa por acodo y estaca.

M.P.	Medias					
	Evaluación 1		Evaluación 2		Evaluación 3	
1	15,78	A	17,2	A	13,86	A
2	7,05	B	10,36	B	10,75	A

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Para los cinco tipos de sustratos evaluados, la prueba de Tukey al 5% presenta dos rangos de significancia en los muestreos uno y dos y, tres rangos en el muestreo tres.

Cuadro 21. Prueba de Tukey al 5% para la variable del porcentaje de materia seca de las planta en los cinco tipos de sustratos evaluados.

Evaluación 1			Evaluación 2			Evaluación 3			
S.	Medias	S.	Medias	S.	Medias	S.	Medias	S.	
2	13,80	A	5	18,42	A	1	18,47	A	
5	13,49	A	2	17,94	A	B	5	17,49	A
1	13,10	A	1	16,42	B	C	2	16,75	A
4	8,49	B	4	9,54	B	C	4	5,85	B
3	8,20	B	3	6,58	C		3	2,97	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Las diferencias encontradas en estas variables indican un desarrollo fisiológico mayor en los tratamientos del M.P.₁ (acodos), dando como resultado una mayor acumulación de biomasa en dichos tratamientos.

Al revisar la interacción entre los dos métodos de propagación M.P.₁ (acodos) y M.P.₂ (estacas) evaluados y las tres repeticiones efectuadas, se puede apreciar claramente la tendencia superior del M.P.₁ en las tres repeticiones al promediar los respectivos valores de cada método de propagación en las tres evaluaciones realizadas (Figura 16).

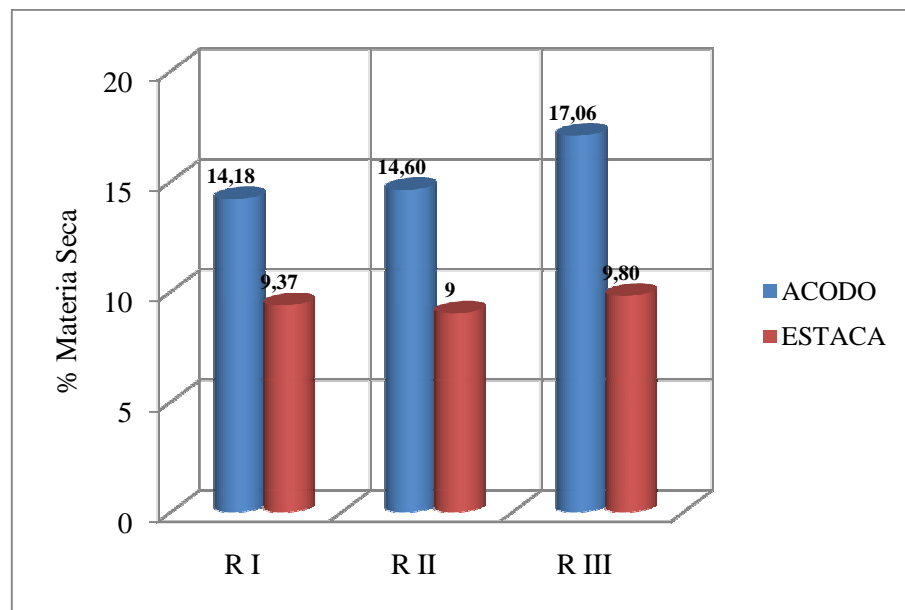


Figura 16. Interacción entre los dos métodos de propagación y las tres repeticiones para la variable de % de materia seca.

Al revisar los valores para la interacción entre los dos métodos de propagación M.P.₁ (acodo) y M.P.₂ (estacas) y los cinco tipos de sustratos evaluados, se puede apreciar que los mejores valores se registran en S2, S5 y S1 para el M.P.₁ y S5, S2 y S1 para M.P.₂ (Figura 17).

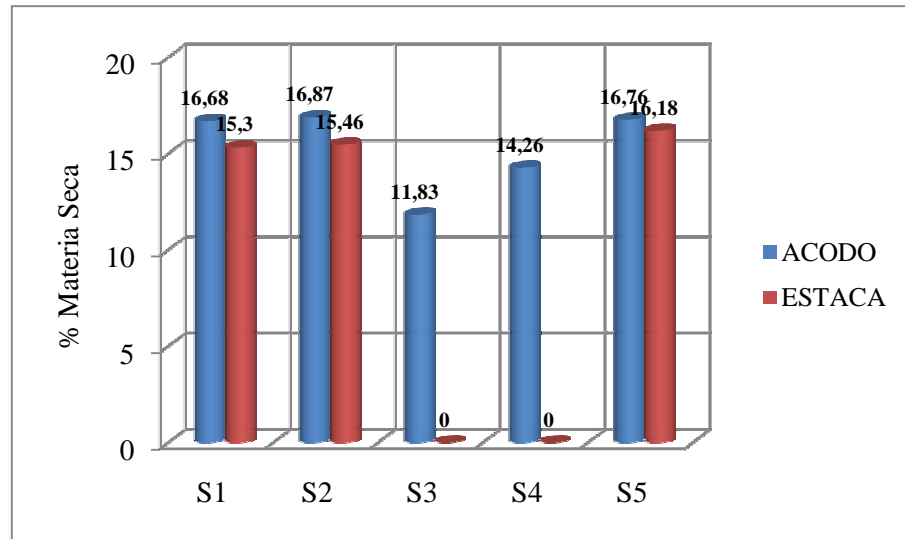


Figura 17. Interacción entre los dos métodos de propagación y los cinco tipos de sustratos para la variable de % de materia seca.

Al analizar los resultados obtenidos para la variable del porcentaje de materia seca se aprecia la acción conjunta del sustrato y el *T. harzianum* inoculado inicialmente al situarse nuevamente en los primeros lugares.

Ello indicaría que *T. harzianum* podría explicar el aumento del desarrollo radicular en la variable de longitud del desarrollo radicular por lo que le permitiría a las plantas aprovechar la disponibilidad de nutrientes y por consiguiente aumentar longitud de la parte aérea

Otra posibilidad es que la materia orgánica de los sustratos presente nutrientes importantes, pero no de una forma disponible para su absorción, siendo el hongo el que mediante diferentes mecanismos permita su absorción.

Se ha reportado también que *T. harzianum* es capaz de producir sideróforos que quelatan Fe, Fe³⁺ y Cu²⁺ (Altomare *et al.* 1999), mejorando así la absorción

de nutrientes, lo que consecuentemente generaría un incremento en la altura y biomasa de las plantas.

4.6. SOBREVIVENCIA (SV)

Al establecer los análisis de varianza para la sobrevivencia de las plantas en la evaluación de dos métodos de propagación vegetativa y cinco tipos de sustratos en plantas de pimienta, se aprecia que para las repeticiones existen diferencias no significativas en los tres muestreos.

Para los métodos de propagación existen diferencias significativas en las tres evaluaciones, para los sustratos se aprecian diferencias altamente significativas también en las tres evaluaciones y, para la interacción método de propagación por sustrato no se aprecian diferencias significativas en las evaluaciones realizadas.

Cuadro 22. Análisis de varianza para la sobrevivencia de las plantas en la evaluación de dos métodos de propagación y cinco tipos de sustratos en plantas de pimienta negra.

F de V	gl	CM		
		SOBREVIVENCIA %		
TOTAL	29	Evaluación 1	Evaluación 2	Evaluación 3
REPETICION	2	83,33 ^{ns}	83,33 ^{ns}	145,83 ^{ns}
PG (M.P.)	1	11020,83 [*]	3520,83 [*]	4687,5 [*]
Error (a)	2	333,33	83,33	62,50
Pp (S)	4	6739,58 ^{**}	8125 ^{**}	9968,75 ^{**}
M.P. * S.	4	135,42 ^{ns}	291,67 ^{ns}	260,42 ^{ns}
Error (b)	16	156,25	395,83	208,33
C.V. (%)		24,59	36,73	28,39

^{ns}No significativo; ^{*}Significativo; ^{**}Altamente significativo

Al realizar la prueba de significancia de Tukey al 5% para la variable de la sobrevivencia en los dos métodos de propagación evaluados, se aprecian dos rangos en los muestreos uno y dos y, un solo rango de significancia en el muestreo tres.

Cuadro 23. Prueba de Tukey al 5% para la variable de la sobrevivencia de las planta en los métodos de propagación vegetativa por acodo y estaca.

M.P.	Medias					
	Evaluación 1		Evaluación 2		Evaluación 3	
1	70,00	A	65,00	A	63,33	A
2	31,67	B	43,33	B	38,33	A

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Para los cinco tipos de sustratos evaluados, la prueba de Tukey al 5% presenta únicamente dos rangos de significancia en los tres muestreos.

Cuadro 24. Prueba de Tukey al 5% para la sobrevivencia de las plantas en los cinco tipos de sustratos evaluados.

Evaluación 1			Evaluación 2			Evaluación 3		
S.	Medias		S.	Medias		S.	Medias	
2	79,17	A	5	91,67	A	2	83,33	A
5	66,67	A	1	75,00	A	5	79,17	A
1	79,17	A	2	75,00	A	1	79,17	A
3	16,67	B	3	16,67	B	4	8,33	B
4	12,50	B	4	12,50	B	3	4,17	B

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Al revisar la interacción entre los dos métodos de propagación M.P.₁ (acodos) y M.P.₂ (estacas) evaluados y las tres repeticiones efectuadas, se pude apreciar claramente la tendencia superior del M.P.₁ en las tres repeticiones al promediar los

respectivos valores de cada método de propagación en las tres evaluaciones realizadas (Figura 18).

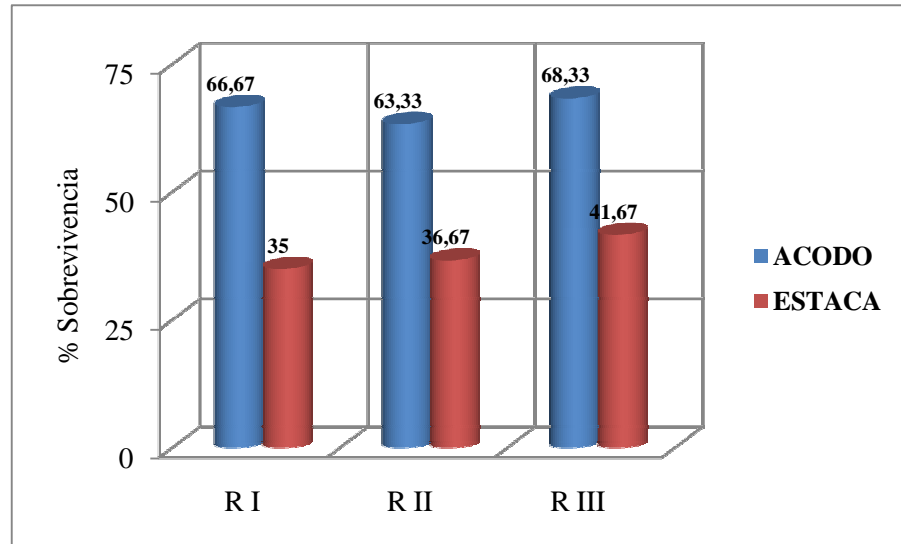


Figura 18. Interacción entre los dos métodos de propagación y las tres repeticiones para la variable de sobrevivencia.

Al revisar los valores para la interacción entre los dos métodos de propagación M.P.1 (acodo) y M.P.2 (estacas) y los cinco tipos de sustratos evaluados, se puede apreciar que los mejores valores se registran en S1, S5 y S2 para el M.P.₁ y S2, S5 y S1 para M.P.₂ (Figura 19).

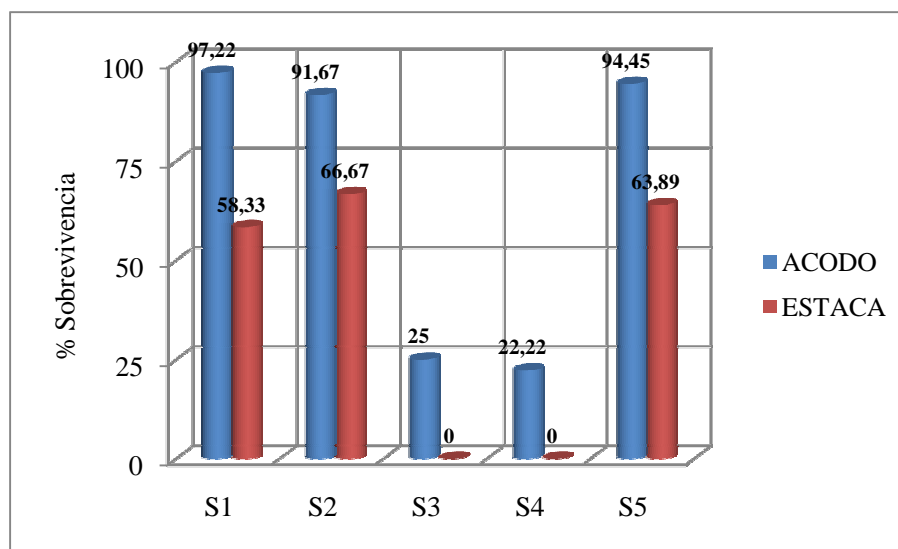


Figura 19. Interacción entre los dos métodos de propagación y los cinco tipos de sustratos para la variable de Sobrevivencia.

Al analizar los resultados de la variable de porcentaje de sobrevivencia se puede apreciar que los tratamientos tres, cuatro, ocho y nueve que corresponden al sustrato tres enriquecido con 18 – 46 – 0 y sustrato cuatro enriquecido con 18 – 46 – 0 más *Trichoderma harzianum*, son los que presentan los valores más bajos de sobrevivencia.

Considerando que la fertilización puede influir en las enfermedades ya que los elementos nutritivos son capaces de favorecer o dificultar el desarrollo de *Fusarium*, el aporte de 18 – 46 – 0, pudo haber generado un desbalance y aumento de la concentración de los nutrientes como nitrógeno y fósforo especialmente, más la reducción de pH de 6,8 a 5,1 para el sustrato tres y de 6,5 a 5,1 para el sustrato cuatro como muestran los análisis de laboratorio, podría explicarse que la mortalidad en los sustratos mencionados fueron causados por *Fusarium sp.* enfermedad a la cual *Piper nigrum* es muy susceptible.

Otra posibilidad para explicar el bajo porcentaje de sobrevivencia es que en el sustrato cuatro las condiciones hayan favorecido el desarrollo de *Fusarium sp.* y haya reducido la capacidad antagonista del *T. harzianum*.

4.7. EVALUACIÓN DE LA POBLACIÓN DE TRICHODERMA

Los análisis para determinar la población inicial y final de *Trichoderma sp.* se realizaron en la Estación Experimental Santa Catalina.

Los medios de cultivo utilizados fueron PDA (papa dextrosa agar) y LCH (lactosa caseína hidrolisada) (Ver anexos).

Cuadro 25. Evolución de la población de *Trichoderma harzianum* en los sustratos dos y cuatro durante la fase experimental.

Sustrato		Medio de	Dilución	UFC por
		Cultivo		g de suelo
S2	Inicio	PDA	10^{-5}	2
		LCH	10^{-6}	1
	Final	PDA	10^{-4}	10
		LCH		
S4	Inicio	PDA	10^{-4}	5
		LCH	10^{-5}	2
	Final	PDA	10^{-4}	5
		LCH		

Además, en el segundo análisis se encontraron UFC de *Fusarium sp.*, 1 UFC/g de sustrato en S2 y 5 UFC/g de sustrato en S4; para las dos muestras el conteo se realizó en una dilución de 10^{-4} .

Aunque no se indican valores para la temperatura del agua, Lodha (1995) sugiere el uso de agua a temperaturas relativamente altas controla y reduce

poblaciones de patógenos en los suelos; concretamente, *Fusarium sp.* y *Macrophomina phaseolina*. Al haber utilizado este método para la desinfección inicial de los sustratos, es probable que *Fusarium sp.* no se haya presentado en ninguna de las muestras al realizar el primer análisis micológico.

Sin embargo y considerando que *T. harzianum* se alimenta de nitrógeno, fósforo, potasio y microelementos, en caso de no existir ningún hongo para alimentarse, un desbalance o altas concentración de estos mismos elementos puede condicionar el desarrollo de *T. harzianum* y aumentar la incidencia de *Fusarium*, lo que genera una aparición levemente alta con respecto al sustrato dos de las UFC de *Fusarium sp.* en el sustrato cuatro.

Mientras que en el sustrato dos el hecho de no haber aplicado 18 – 46 – 0, no modifico el contenido nutricional y ni la propiedades químicas del sustrato, y generó un aumento de la población final de *Trichoderma sp.*

4.8. ANÁLISIS DE LABORATORIO DE LOS SUSTRATOS

Cuadro 26. Evolución de algunas de las propiedades de los sustratos durante la fase experimental.

Sustrato		C.E.		pH	C/N	% N		M.O.	
		dS/m				Total	%		%
S1	inicio	2,01	Ls	6,5	PN	6,0	,98	18,5	A
	final	0,85	NS	6,1	LAc	17,6	0,85	25,8	A
S2	inicio	2,27	LS	5,8	LAc	7,8	0,93	13,8	A
	final	0,65	NS	6,2	LAc	20,0	0,78	26,8	A
S3	inicio	2,14	LS	6,8	PN	3,2	0,71	4,3	A
	final	0,74	NS	5,1	Ac RC	15,6	0,88	23,5	A
S4	inicio	5,42	S	6,5	Lac	6,0	1,28	14,4	A
	final	0,33	NS	5,1	Ac RC	19,4	0,85	28,3	A
S5	inicio	2,21	LS	6,1	LAc	7,8	0,95	17,2	A
	Final	0,34	NS	5,6	Lac	9,7	0,71	11,8	A

Interpretación de algunos de los resultados

C.E	pH	M.O
NS = Bajo	Ac = Ácido	B = Bajo
LS = Lig. Salino	LAc = Liger. Acido	M = Medio
S = Salino	PN = Prac.	A = Alto
MS = Muy Salino	Neutro	
	N = Neutro	
	LAl = Lige. Alcalino	
	AL = Alcalino	
	RC = Requiere cal	

Al analizar las propiedades de los sustratos, únicamente se destaca las características de los dos mejores.

Al finalizar el ensayo, el sustrato cinco presentó los siguientes valores en sus propiedades: C.E. 0,34 dS/m; pH 5,6; C/N 9,7; N total 0,71 y; M.O 11,8 %.

La baja conductividad eléctrica al finalizar el ensayo puede ser a causa de la cascarilla arroz, debido a que posee una alta resistencia al mojado por lo que no

retiene el agua con facilidad, drena el agua muy fácilmente, haciendo que las sales se laven y consecuentemente disminuya el valor de dicha propiedad.

El valor del pH entra en el rango que el Manual para el cultivo de la pimienta (MAG – AGRIPAC S.A., 1999) señala, y menciona que para la especie el valor debería estar entre 5,5 y 7.

Con respecto valores de carbono / nitrógeno y materia orgánica, se justificaría porque el contenido del sustrato cinco fue únicamente suelo agrícola, y en el transcurso del ensayo la absorción de nutrientes reduciría el contenido de M.O.

Se debe considerar también que el sustrato dos mostró valores en las variables evaluadas muy similares al sustrato cinco, además cabe mencionar que los valores de las propiedades que el sustrato dos presenta en el cuadro 26 se corrobora los que ciertos autores como Arosemena (1995) que considera que un pH de 6,5 y 7 sería adecuado para un sustrato y, Labrador (1997) que destaca la importancias de que un alto contenido de materia orgánica es importante para la retención de la humedad, mejorar la estructura del sustrato y para aportar gran contenido de nutrientes al suelo.

4.9. ANÁLISIS ECONÓMICO

Por el bajo porcentaje de sobrevivencias de los tratamientos tres, cuatro, ocho y nueve, para realizar el análisis de presupuesto parcial, se consideró únicamente a los mejores tratamientos los cuales fueron el dos y el cinco.

Siguiendo la metodología del análisis del presupuesto parcial Perrín *et al.*, (1976) se procedió a determinar los costos variables de cada tratamiento, para el cálculo de los costos variables se consideró el costo del material vegetativo, el costo de los insumos a utilizar y el costo de mano de obra (Ver cuadros 27).

Cuadro 27. Costos totales de los tratamientos en estudio.

Material Vegetativo	T2	T5
Acodos	375	375
Insumos		
Cascarilla arroz	10,00	
Humus	25,00	
18 - 46 - 0		
<i>Trichoderma harzianum</i>	93,75	
Fundas negras 5*8 pulg	22,50	22,50
Raizyner	0,83	0,83
Alliet	7,2	7,2
Sulcox	2,88	2,88
Diazinon	2,4	2,4
Fertipac Desarrollo	0,24	0,24
Paraquat	0,9	0,9
Mano de Obra		
Preparación de sustratos	48	48
Desinfección de sustratos	32	
Llenado de fundas	72	72
Siembra acodos	80	80
Traslado acodos vivero	80	80
Recolección de estacas		
Siembra estacas		
Control malezas manual	24	24
Aplicación paraquat	4	4
Aplicación fungicidas	4	4
Aplicación insecticidas	4	4
Aplicación fer. Foliar	4	4
Riego	16	16
Aclimatación y rusticidad	24	24
TOTAL COSTOS \$	932,70	771,95

Al haber calculado los costos totales de los tratamientos, se obtuvo que el menor costo total se presenta en el *tratamiento 5* con un valor en dólares de 771,95 y un costo de producción por planta de 0,31centavos de dólar, mientras que para el *tratamiento 2* costo total es de 932,70 y un costo de producción por planta de 0,37 centavos de dólar (Cuadro 28).

Cuadro 28. Costos totales y costos de producción para los tratamientos en estudio.

Tratamientos.	Costo	
	Total \$	Planta \$
T2	932,70	0,37
T5	771,95	0,31

Con los datos de sobrevivencia y prendimiento que se obtuvo como resultado de la evaluación de los tratamientos y, ajustando los datos para la producción de plantas para una hectárea, se obtuvieron los siguientes valores:

Cuadro 29. Sobrevivencia de plantas por tratamientos con datos ajustados para 1 Ha.

Trata.	M.P.	S.	Número Plantas	% Sobre	Plantas Prendidas
2	1	2	2500	91,67	2291,75
5	1	5	2500	94,45	2361,25

El beneficio neto de los tratamientos se obtuvo de la diferencia del precio bruto y el costo total. El precio bruto se calculó a un costo de venta por planta de 0,60 centavos de dólar.

Cuadro 30. Beneficio bruto, costos variables y beneficio neto de los tratamientos en estudio.

Trata.	M.P.	S.	Plantas	Precio	Precio	Costos	Beneficio
			Prendidas	Planta	Bruto	Totales	Neto
5	1	5	2361,25	0,60	1416,75	771,95	644,80
2	1	2	2291,75	0,60	1375,05	932,70	442,35

Al ordenar los beneficios netos de cada tratamiento en forma decreciente de sus costos totales se procedió a realizar el análisis de dominancia donde el tratamiento dominado es aquel que a igual o menor beneficio neto, presenta un mayor costo variable.

De este análisis el único tratamiento no dominado fue el tratamiento cinco, por tanto se constituyó en la única alternativa económica sin necesidad de realizar el análisis marginal.

Cuadro 31. Análisis de dominancia de los tratamientos en estudio.

Trata.	M.P.	S.	Costo	Beneficio	Dominancia
			Total	Neto	
5	1	5	771,95	644,80	NO
2	1	2	932,70	442,35	SI

Considerando el resultado del análisis económico el tratamiento cinco se convierte en una opción viable para la producción a pequeña escala de plantas de pimienta negra en las comunidades.

V. CONCLUSIONES

- Con respecto a los métodos de propagación evaluados, se evidenció claramente que el método de propagación por acodos es superiores frente al de estacas. Los valores de los variables de área foliar, diámetro del cuello de la planta, longitud de la parte aérea y sistema radicular, porcentaje de materia seca y sobrevivencia siempre fueron considerablemente superiores en el método de propagación por acodos.
- Al analizar el comportamiento de los sustratos se establece que los mejores resultados se obtienen en el dos cuando se revisan las interacciones entre métodos de propagación con los sustratos. Con respecto al sustrato cinco, este registra los valores más altos cuando revisamos las pruebas de Tukey al 5%.
- Con respecto a la longitud del sistema radicular, la interacción entre los dos métodos de propagación con los cinco tipos de sustratos muestra que los mejores valores promedios se presentan en el sustrato dos.,
- El mayor desarrollo radicular se obtuvo en el sustratos dos, en el método de propagación por acodos, con un promedio de 14,98 cm lo que hace pensar que efectivamente la aplicación de *Trichoderma harzianum* favorece el desarrollo radicular durante la propagación de plantas de pimienta en fase de viveros.

- Al evaluar los análisis de laboratorios realizados para seguir el desarrollo de las unidades formadoras de colonias de *Trichoderma harzianum* en los sustratos inoculados se obtiene, en el sustrato cuatro el desarrollo es limitado, conservándose la misma cantidad de 5 UFC/g de suelo con que se inicio el ensayo. Para el sustrato dos la cantidad final fue de 10 UFC/g de suelo, cinco veces más que con la que se inicio el ensayo.
- Indudablemente la cascarilla de arroz mejora la estructura de los sustratos al facilitar la aireación, absorción de la humedad y de nutrientes, además, incrementado también la actividad macro y microbiológica como sucedió con el *Trichoderma harzianum* en el sustrato dos.
- Al efectuar el análisis económico únicamente se consideraron los dos mejores los tratamientos que fueron el dos y en cinco. Al ajustar los datos para 2 500 plantas por hectárea se obtiene que, el menor costo total se presenta en el *tratamiento 5* que consiste en el método de propagación por acodos y el sustrato cinco el cual únicamente contenía suelo agrícola, con un valor en dólares de 771,95 y un costo de producción por planta de 0,31 centavos de dólar.

VI. RECOMENDACIONES

- Al utilizar el método de propagación por acodos, se recomienda evaluar distintos tiempos de permanencia del acodo junto al pie de la planta madre.
- Cuando se piense utilizar *T. harzianum* es recomendable utilizar un producto que cumpla con estándares de calidad para asegurar el contenido de las unidades formadoras de colonias del microorganismo.
- Para corroborar la eficiencia de *T. harzianum* como controlador de *Fusarium sp.* y como estimulante y protector del sistema radicular se recomienda hacer evaluaciones al momento del trasplante a sitio definitivo y en plantaciones ya establecidas de pimienta negra.
- Considerando el tiempo que necesita la cascarilla de arroz para descomponerse, se recomienda hacer pruebas con sustratos que contengan cascarilla de arroz previamente descompuesta o tostada para evaluar el desarrollo radicular de las plantas.
- De acuerdo a los resultados obtenidos en la presenta investigación, para la propagación de pimienta negra a pequeña escala o para pequeños productores se recomienda utilizar acodos con el sustrato cinco que contiene únicamente suelo agrícola. Mientras que cuando se piense producir a gran escala, siempre va a ser recomendable preparar un sustrato, para el cual se aconseja el sustrato dos que contiene 50% de

suelo agrícola + 25% cascarilla de arroz + 25% de humus + 2,5 g de *T. harzianum*.

- Al momento de propagar pimienta negra, se recomienda que las plantas estén en fase de vivero por lo menos 4 meses, tiempo en el cual deberían alcanzar un diámetro promedio del cuello de 0,5 cm y una longitud de 38 cm.
- Para posteriores investigaciones en la especie y con la utilización de métodos destructivos se recomienda hacer únicamente evaluaciones iniciar y finalizar el tiempo estimado del ensayo.
- Las podas y el corte de material para propagación vegetativa o corte de la madera deben realizarse en Luna Menguante o máximo en Luna Creciente debido a que estas prácticas hieren a la planta. En esta época se garantiza una rápida cicatrización de las partes heridas.

VII. RESUMEN

El presente estudio se llevo a cabo durante los meses de septiembre del 2008 y febrero del 2009 en la parroquia rural de Valle Hermoso (Santo Domingo del los Tsachilas) situada a una altitud de 380 msnm, durante el tiempo del ensayo se registró una temperatura promedio de 25,7 °C y una humedad relativa de 78,5 %.

En el trabajo se evaluaron cinco tipos de sustratos y dos métodos de propagación vegetativa en plantas de pimienta negra (*Piper nigrum*), en la fase de vivero. Las variables a evaluar fueron área foliar, diámetro del cuello de las plantas, longitud de la parte aérea, longitud del sistema radicular, porcentaje de materia seca y sobrevivencia. Se realizaron tres evaluaciones mensuales con métodos destructivos, la primera evaluación fue en diciembre del 2008 y la tercera evaluación fue en febrero del 2009.

Se utilizó un diseño de parcelas divididas, donde en la parcela grande se ubicaron a los dos métodos de propagación vegetativa y en la parcela pequeña se ubicaron a los cinco tipos de sustratos. Dando como resultado un total de 10 tratamientos en estudio.

Después de realizar el ADEVA, se utilizó la Prueba de Tukey al 5% para encontrar diferencias significativas entre los tratamientos. Se evidenció que los valores de las variables evaluadas en el método de propagación por acodos fueron superiores al método de propagación por estacas. Con respecto al comportamiento de los sustratos se establece que los mejores resultados se obtienen en el sustrato dos cuando se

analizan las interacciones entre Métodos de Propagación con lo Sustratos, y el sustrato cinco registra los valores más altos cuando se revisan las pruebas de Tukey al 5%.

En el análisis económico únicamente se consideró a los dos mejores tratamientos que fueron, el dos y el cinco. Al ajustar los datos una hectárea se obtiene que, el menor costo total se presenta en el *tratamiento 5* que consiste en el método de propagación por acodos y el sustrato cinco el cual únicamente contiene suelo agrícola, con un valor en dólares de 771,95 y un costo de producción por planta de 0,31 centavos de dólar.

Con el desarrollo del presente trabajo se pretende determinar el método más apropiado para la propagación de pimienta negra y el efecto de distintos tipos de sustratos en el desarrollo radicular. Se analiza también el comportamiento de la especie en sustratos enriquecidos con *T. harzianum* y 18 – 46 – 0.

VIII. SUMMARY

This study was conducted during September 2008 and February 2009 in the rural parish of Valle Hermoso (Santo Domingo, the Tsachilas) situated at an altitude of 380 meters (meters above sea level), during the test was an average temperature 25.7° C and a relative humidity of 78.5%.

At work were assessed five types of substrates and two methods of vegetative propagation in plants of black pepper (*Piper nigrum*) in the nursery phase. These variables were assessed leaf area, diameter of neck of the plants, length of the aerial part, root system length, dry matter and survival. There were three monthly assessments with destructive methods, the first assessment was in December 2008 and the third was in February 2009.

We used a split plot design, where the big plot were located by the two methods of vegetative propagation and in the small plot stood the five types of substrates. Resulting in a total of 10 treatments under study.

After taking the ADEVA (analysis of variance), used the Tukey test at 5% to find significant differences between treatments. It was evident that the values of variables in the method of propagation by layers were superior to the method of propagation by cuttings. With regard to the behavior of the substrates is that the best results are obtained when the two substrate interactions are analyzed with the methods of propagation substrate and the substrate, has the five highest values when we review the evidence of Tukey to 5 %.

In the economic analysis only considered the two best treatments were the two and five. By adjusting the data is obtained that a hectare, the lowest total cost is presented in the 5 treatment that consists in the method of propagation by layers and the substrate which contains only five agricultural soil, with a dollar value of 771.95 and a cost of production per plant from 0.31 cents.

With the development of this work is intended to determine the most appropriate method for the propagation of black pepper and the effect of different types of substrates in root development. We analyze the behavior of the species in substrate-enriched *T. harzianum* and 18 - 46 - 0.

IX. BIBLIOGRAFÍA

- ALTOMARE C, W NORVELL, T BJÖRKMAN, G HARMAN. 1999. Solubilization of phosphates and micronutrients by the plant-growth promoting and biocontrol fungus *Trichoderma harzianum*. *Applied Environmental Microbiology*. 2926-2933 p.
- ARANDA, T. 1992. Pautas para el Cultivo de la Pimienta en Paucalla. Lima - Perú. Instituto Nacional de Investigación Agraria y Agroindustrial. 315 p.
- ARGO, W. 1998. Root medium chemical properties. *HortTechnology*, 8(4): 486-494.
- ARIAS, E. Y MALDONADO, J. 2002. Posibilidades de selección temprana en *Pinus patula*. *Practicas Cartago*. Costa Rica. 100p
- ANSORENA, J. 1994. Sustratos: Propiedades y caracterización. Grupo Mundi-Prensa. Madrid, España. 172 p.
- BORIE, F.; BAREN, J. 1982. Ciclo de Fósforo II, Papel de los Microorganismos y Repercusión en Nutrición Vegetal. Madrid - España. Mundi - Prensa. 235 - 238 p.
- BURÉS, S. 1999. Los Sustratos. Madrid - España. Agrotécnicas S.L. 25 - 37 p.
- CALDERÓN, F.; CEVALLOS, F. 2001. Los Sustratos. [En línea]. [Citado el: 5/03/08.] Disponible en http://www.drcalderonlabs.com/Publicaciones/Los_Sustratos.htm.
- CALDERÓN, F. 2002. Cascarilla de arroz como alternativa para mejorar la retención de humedad en sustratos. [En línea]. [Citado el: 5/03/08.] Disponible en http://www.drcalderonlabs.com/Investigaciones/Cascarilla_Caolinizada/La_Cascarilla_Caolinizada.htm

- CORPEI (Corporación de Promoción de Exportaciones e Inversiones). 2004. www.corpei.org. [En línea]. [Citado el: 24/03/08.] Disponible en [www.ecuadorexporta.org/productos_down/perfil de pimienta en ecuador339.pdf](http://www.ecuadorexporta.org/productos_down/perfil_de_pimienta_en_ecuador339.pdf).
- COZZI, J.; GASONI, L. 1995. Producción de Biomasa de *Trichoderma harzianum* en distintos medios y condiciones de cultivo. Caracas - Venezuela. Revista Forestal Venezolana. 20 - 27 p.
- EC - ORGANICS. 2004. Generalidades de *Trichoderma* spp. [En línea]. [Citado el: 15/03/08.] Disponible en <http://ec-organics.com/trichodermaspp.aspx>.
- ECHEVERRIA, H. 1998. Guía para la Fertilización Fosfatada de Trigo, Maíz, Girasol y Soja. Buenos Aires - Argentina. INTA Boletín Técnico N°149. 16 - 20 p.
- ESCOBAR, A.; ZULUAGA, P.; OSORIO, M. 2002. Manual de técnicas de propagación de especies vegetales. Programa regional de agroforestería. Corpoica. Ministerio de Agricultura de Colombia. 28p
- FHIA (Fundación Hondureña de Investigación Agrícola). 2004. Informe Técnico 2003. Programa de Diversificación. [En línea]. [Citado el: 07/03/08.] Disponible en <http://honduras.com/fhia/default-esp.htm>.
- FREIRE, N. 2003. Enraizamiento de estacas de pimienta negra (*Piper nigrum* L.) en sustratos. Tesis Ing. Agrónomo. Ambato - Ecuador. Universidad Técnica de Ambato, Facultad de Ingeniería Agronómica. 70-85 p.

- FUENTES, J. 2002. Manual Práctico Sobre Utilización de Suelo y Fertilizantes. Madrid - España. Mundi - Prensa. 107 p.
- GARCIDUEÑAS, M.; ROBALO, M. 1995. Fisiología Vegetal Aplicada. México D.F. Lilográfica S.A. 302 p.
- HARMAN, E G. 1981. Biological Control. A Guide to Natural Enemies in North America. [En línea]. [Citado el: 10/04/08.] Disponible en www.bioworksbiocontrol.com.
- HARTMANN, H.; KESTER, D. 1998. Propagación de Plantas, Principios y Prácticas. Trad. Ing. Agro. A. Ambrosi, Ph. D. México. Continental.
- HOLDRIDGE, L. 1982. Ecología basada en las zonas de vida. Trad. H. Jiménez Saa. San José - Costa Rica. IICA.31 p.
- IPC (International Pepper Community). 2004. International Pepper Community. [En línea]. [Citado el: 30/03/08.] Disponible en <http://www.ipcnet.org/index.php?act=&p=news>.
- JIMÉNEZ, L. 2008. Nota de aula. Viveros forestales. Carrera de Ing. en Ciencias Agropecuarias. Santo Domingo - Ecuador. ESPE. 56 p.
- LABRADOR, J., 1997. La materia orgánica en los agrosistemas. Ministerio Agricultura y Pesca, Mundi-Prensa, Madrid. 65 p.
- LODHA, S. (1995). Soil solarization, summer irrigation and amendments for the control of *Fusarium oxysporum* F. sp. *cumini* and *Macrophomina phaseolina* in arid soils. Crop Prot. 14 (3), 215-219 p.

- UNIVERSIDAD DEL ZULIA. 2006. Ecología en la red. [En línea]. [Citado el: 15/04/08]. Disponible en <http://www.geocities.com/ecologialuz/trichoderma9.htm>.
- MAG; AGRIPAC S.A. (Ministerio de Agricultura y Ganaderia; Agripac S.A.). 1999. Guía del Cultivo de Pimineta. Seminario Taller. Santo Domingo. 21.
- MAG; BCE (Ministerio de Agricultura y Ganaderia; Banco Central del Ecuador). 2005. Sica. [En línea]. [Citado el: 5/04/08.] Disponible en <http://www.sica.gov.ec/agronegocios/nuevas%20agroexportaciones/xproducto/XPIMIENDA.htm>.
- MAISTRE, J. 1969. Las Plantas de Especies. Madrid - España. Blume. 410 - 435 p.
- MANUAL AGROPECUARIO. 2002. Tecnologías orgánicas de la granja integral autosuficiente. 1º edición. Bogotá - Colombia. 215 p.
- MARTÍNEZ, X. 2005. Identificación de las propiedades físicas, químicas y biológicas de los sustratos y su relación con el crecimiento y desarrollo de las plantas. Boletín informativo. INTA - Argentina. 20p
- NICOLAS, J.; ROCHE, Y. 1988. El Vivero. Madrid - España. Mundi - Prensa. 199 - 205 p.
- PARKER, R. 2000. La ciencia de las plantas. Trad. Patricia Scott. España. Parainfo S.A. 270 p.
- PASTOR, J. 1999. Utilización de sustratos en viveros. México. Terra. 231 - 235 p.

- PERRÍN, R. 1981. Formulación de Recomendaciones a partir de Datos Agronómicos: Manual Metodológico de Evaluación Económica. México. CIMMYT.
- PIDIN, N. 1981. La multiplicación de las plantas. Barcelona - España. Verchi.
- PROEXANT (Promoción de Exportaciones Agrícolas no Tradicionales). 1992. Manual de Pimienta Negra. Quito - Ecuador. USAID - ANDE - FEDEXPOR.
- PROFORS (Programa Forestal Sucumbios). 1999. Módulos Agroforestales de la Finca Integral, Módulo 21. Nueva Loja - Sucumbios. PROFORS. 57 p.
- SANDERSON, M.; STAIR, D. Y HUSSEY, M. 1997. Physiological and morphological responses of perennial forages to stresses. Advances in Agronomy. 171 p
- SICA (Servicio de Investigación y Censo Agropecuario). 2000. Sica. [En línea]. [Citado el: 14/03/08.] Disponible en www.sica.gov.ec/agronegocios/biblioteca/ing%20rizzo/perfiles_productos/PIMIENTA.pdf.
- SUQUILANDA, M. 1996. Agricultura Orgánica (Alternativa Tecnológica del Futuro). Quito - Ecuador. UPS - Fundagro. 173 p.
- TABOADA, M.; MICUCCI, F. 2002. Fertilidad Física de los Suelos. Buenos Aires - Argentina. Facultad de Agronomía de Buenos Aires. 121 p.
- TAMARO, D. 1994. Tratado de Fruticultura. Barcelona - España. Gustavo Gil, 6 ed. 277 p.

- VASQUEZ, C.; OROZCO, A.; ROJAS, M.; SANCHEZ, E.; CERVANTES, V.;
1997. La reproducción de las plantas: semillas y meristemas. Fondo de cultura.
México. 97 - 112p.
- VOLIN, D. Y TORQUEBIVA, E. 1982. Estacas largas, un salto para empezar a
plantar arboles. Agroforestry today. Costa Rica. 54p
- VOZMEDIANO, J. 1982. Fruticultura: fisiología, ecología del árbol frutal y
tecnología aplicada. Madrid - España. Publicaciones Agrarias. 191 p.

X. ANEXOS

Anexo 1. Figuras del ensayo.



Figura 1 y 2. Instalación del ensayo.

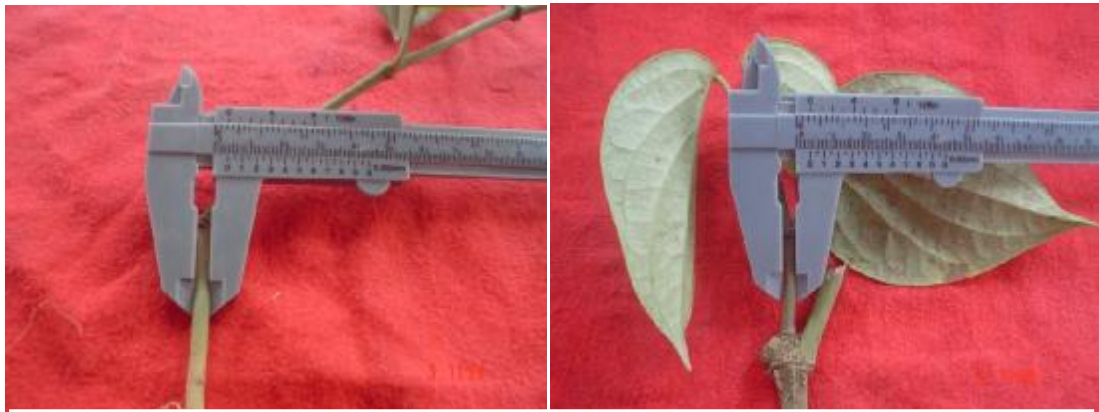


Figura 3 y 4. Medida del diámetro del cuello en acodos y estacas respectivamente.



Figura 5 y 6. Medición de longitudes en acodos y estacas respectivamente.



Figura 7 y 8. Medición del sistema radicular en acodos y estacas respectivamente.



Figura 9. Estructura y cubierta del umbráculo.



Figura 10. Replanteo de parcela grande y parcelas pequeñas.



Figura 11. Gaveta usada para medir los materiales para la elaboración de los sustratos.



Figura 12. Proporciones de materiales antes de la mezcla.



Figura 13. Materiales después de la mezcla.



Figura 14. Desinfección del sustrato.



Figura 15 y 16. Preparación e inoculación de TRICHODERMA



Figura 17. Aplicación de fertilizante al sustrato.



Figura 18 y 19. Etiquetado de fundas y colocación de letreros en los tratamientos respectivamente.



Figura 20. Siembra de Acodos.



Figura 21. Siembra de Estacas.

ANEXO 2. Valores de las variables registrados en el primer muestreo

R	Método Prop	Trat.	1° MUESTREO						
			Sobrev (%)	Long. parte aérea (cm)	Long. Sist. radi (cm)	Ø cuello planta (cm)	# de hojas	Área foliar mm2	% Materia seca
I	1	1	100	31,63	13,13	0,35	4,25	6532,5	14,61
		2	100	35,75	11,88	0,45	5,25	9982,5	15,38
		3	50	29,35	29,35	0,43	2,5	8166,5	15,14
		4	25	40	13	0,45	3	11194	16,6
		5	100	38,85	14	0,41	4,25	8404,5	15,84
	2	1	50	6,75	9	0,32	2,5	4295	11,49
		2	75	5,59	9	0,33	1,67	2485,33	11,01
		3	0	0	0	0	0	0	0
		4	0	0	0	0	0	0	0
		5	25	7,7	8	0,45	3	7046	10,54
II	1	1	100	36,18	16,25	0,39	4,5	9012,25	15,48
		2	100	28,14	15,25	0,31	4	9766,25	16,35
		3	25	63	16	0,5	2	9294	14,28
		4	25	21,5	11	0,25	4	5589	20,24
		5	100	40,5	12,5	0,36	3,5	7682,75	14,21
	2	1	50	5,1	6,75	0,29	2	5596,5	12,27
		2	50	4,65	4	0,3	2	4065	14,38
		3	0	0	0	0	0	0	0
		4	0	0	0	0	0	0	0
		5	25	7,5	5	0,3	3	5763	11,44
III	1	1	100	41,95	13,43	0,47	3,5	6234	14,14
		2	100	43,5	14,93	0,47	3,75	12769,25	16,35
		3	25	39,2	7	0,37	4	14571	19,75
		4	25	41,95	6,5	0,56	2	8730	14,08
		5	75	46,63	13,83	0,52	3	9411,33	14,18
	2	1	75	9,6	9,12	0,4	3,67	8380	10,58
		2	50	4,38	5,91	0,33	2	2065,5	9,34
		3	0	0	0	0	0	0	0
		4	0	0	0	0	0	0	0
		5	75	4,74	9,1125	0,32	2	4621	14,73


ANEXO 3. Valores de las variables registrados en el segundo muestreo

R	Método	Prop	Trat.	2º MUESTREO						
				Sobrev (%)	Long. parte aérea (cm)	Long. Sist. radi (cm)	Ø cuello planta (cm)	# de hojas	Área foliar	% Materia seca
I	1	1	1	75	32,83	9,83	0,39	4	6182,33	17,97
			2	75	48,67	14,33	0,49	5	18520,33	17,84
			3	50	44,75	17	0,445	5,5	12704,50	21,24
			4	25	63,5	17	0,44	8	21114,00	21,64
			5	100	44,5	14,5	0,425	5,75	11484,25	18,08
	2	1	1	25	3	9	0,2	1	1252,00	13,81
			2	75	3	2,5	0,27	1,33	1899,33	12,94
			3	0	--	--	--	--	--	--
			4	0	--	--	--	--	--	--
			5	100	4	7	0,3	1,5	1354,25	24
II	1	1	1	100	43,25	13,5	0,42	4,75	13508,00	18,87
			2	75	36,33	14,67	0,44	5,33	14585,67	18,55
			3	0	--	--	--	--	--	--
			4	25	42	14	0,4	7	18203,00	18,48
			5	100	55	16	0,46	6,25	10396,25	17,02
	2	1	1	100	3,375	4	0,29	2,25	3809,00	15,9
			2	75	4	2	0,3	2,67	4361,67	14,06
			3	0	--	--	--	--	--	--
			4	0	--	--	--	--	--	--
			5	50	2,75	4	0,33	1,5	1889,50	15,49
II	1	1	1	100	48,75	16,25	0,44	6,75	16621,50	17
			2	75	46	18,5	0,44	4	9145,00	17,15
			3	50	47,25	9,5	0,51	3,5	12708,00	18,24
			4	25	6	20	0,35	1	974,00	17,14
			5	100	33,14	16,5	0,49	3,25	10196,50	18,81
	2	1	1	50	8	9,5	0,31	5	6251,00	14,95
			2	75	5,17	10	0,34	2	3288,67	27,11
			3	0	--	--	--	--	--	--
			4	0	--	--	--	--	--	--
			5	100	5,375	8,83	0,3	2,5	5235,00	17,14

ANEXO 4. Valores de las variables registrados en el tercer muestreo


R	Método Prop	Trat.	3° MUESTREO						
			Sobrev (%)	Long. parte aérea (cm)	Long. Sist. radi (cm)	Ø cuello planta (cm)	# de hojas	Área foliar	% Materia seca
I	1	1	100	41,25	11,25	0,425	6,5	16843,5	18,49
		2	100	46,25	15	0,3625	7,5	12644,75	17,05
		3	0	--	--	--	--	--	--
		4	0	--	--	--	--	--	--
		5	100	59,5	12,5	0,45	6,5	8136	17,73
	2	1	25	5	6	0,27	2	3898	19,61
		2	75	5,5	3,5	0,35	1,67	3684,67	15,7
		3	0	--	--	--	--	--	--
		4	0	--	--	--	--	--	--
		5	75	3,5	6,67	0,28	1,33	3683	21,43
II	1	1	100	40	14	0,36	8,33	15406	15,97
		2	100	69	13,75	0,47	8,5	15950,25	16,19
		3	0	--	--	--	--	--	--
		4	25	39	11	0,35	5	11101	15,98
		5	75	62,67	13	0,44	7,67	11343,33	17,38
	2	1	75	5	10	0,35	3	8726	17,99
		2	75	6,33	7	0,28	2	5432,67	18,26
		3	0	--	--	--	--	--	--
		4	0	--	--	--	--	--	--
		5	50	5,5	7,5	0,275	3	6933,5	15,18
III	1	1	100	67,5	14,25	0,36	9,25	18204,75	17,63
		2	100	80,75	16,5	0,48	8,25	22660,5	16,93
		3	25	48	15	0,27	7	17100	17,8
		4	25	60	18	0,39	8	17417	19,13
		5	100	49,13	15,75	0,51	6	14322	17,57
	2	1	75	7	12,67	0,35	2	7162,67	21,1
		2	50	8	7,25	0,4	3	9156	16,36
		3	0	--	--	--	--	--	--
		4	0	--	--	--	--	--	--
		5	75	6	12,5	0,4	1,67	2154,67	15,65

ANEXO 6. Reporte del análisis de los sustratos realizados al inicio del ensayo



INIAP
INSTITUTO NACIONAL AUTÓNOMO DE
INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS

ESTACION EXPERIMENTAL "SANTA CATALINA"
LABORATORIO DE MANEJO DE SUELOS Y AGUAS
Km. 14 1/2 Panamericana Sur, Apdo. 17-01-340
Quito- Ecuador Telf.: 690-691/92/93 Fax: 690-693



REPORTE DE ANALISIS DE SUELOS

DATOS DEL PROPIETARIO

Nombre : GABRIELA RIVADENEIRA
Dirección : SANTO DOMINGO DE LOS TSACHILAS
Ciudad :
Teléfono :
Fax :

DATOS DE LA PROPIEDAD

Nombre : FINCA SAN JOSE
Provincia : SANTO DOMINGO DE LOS TSACHILAS
Cantón :
Parroquia : VALLE HERMOSO
Ubicación :

PARA USO DEL LABORATORIO

Cultivo Actual :
Fecha de Muestreo : 08/02/2009
Fecha de Ingreso : 11/02/2009
Fecha de Salida : 20/02/2009

Nº Muestr Laborat.	Identificación del Lote	pH	ppm						ppm					
			NH4	P	S	K	Ca	Mg	Zn	Cu	Fe	Mn	B	
71724	SUST. MUESTRA 1	6,1 LAc												
71725	SUST. MUESTRA 2	6,2 LAc												
71726	SUST. MUESTRA 3	5,1 Ac RC												
71727	SUST. MUESTRA 4	5,1 Ac RC												
71728	SUST. MUESTRA 5	5,6 LAc												

INTERPRETACION

pH		Elementos	
Ac	= Acido	N	= Nitrato
LAc	= Liger. Acido	LAI	= Lige. Alcalino
PN	= Prec. Neutro	Al	= Alcalino
RC	= Requieren Cal	B	= Boro
		M	= Medio
		A	= Alto
		T	= Tóxico (Boro)

METODOLOGIA USADA

pH = Suelo: agua (1:2,5) ; P K Ca Mg = Ojean Modificado
S, B = Fosfato de Calcio ; Cu Fe Mn Zn = Ojean Modificado
B = Curcuminum

RESPONSABLE LABORATORIO

[Signature]

LABORATORISTA

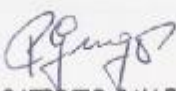
ANEXO 7. Reporte del análisis micológico de los sustratos realizados al inicio del ensayo

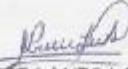
RESULTADOS (625-626)					
Muestra analizada	Metodología y/o medio de cultivo	Tipo análisis	Dilución	Resultados del análisis	
				Organismo a identificar	UFC**/g suelo
Suelo 2 (S2)	PDA y LCH*	Hongos	10 ⁻⁵	<i>Trichoderma</i> sp	2
			10 ⁻⁶	<i>Trichoderma</i> sp	1
Suelo 4 (S4)	PDA y LCH*	Hongos	10 ⁻⁴	<i>Trichoderma</i> sp	5
			10 ⁻⁵	<i>Trichoderma</i> sp	2

* Medios de cultivo para hongos: PDA = Papa dextrosa agar, LCH = Lactosa caseína hidrolizada.
 ** Número de colonias por gramo de suelo.



Observaciones:
 Los aislamientos de las muestras se hicieron en diluciones desde 10⁻³ hasta 10⁻⁷. Las diluciones adecuadas para su correcto conteo fueron 10⁻⁵ y 10⁻⁶ para la muestra S2 y para la muestra S4 las diluciones 10⁻⁴ y 10⁻⁵.

PROTECCION VEGETAL
 EST. EXP. SANTA CATALINA
 INIAP


 ING. PATRICIO GALLEGOS,
 RESP. DPTO. PROTECCION VEGETAL (E)



 DRA. MARÍA LUISA INSUASTI A.,
 RESP. AREA CLINICA Y DIAGNOSIS

ANEXO 9. Reporte del análisis de los sustratos realizados al finalizar el ensayo

		ESTACION EXPERIMENTAL "SANTA CATALINA" LABORATORIO DE MANEJO DE SUELOS Y AGUAS Km. 14 1/2 Panamericana Sur, Apdo. 17-01-340 Quito- Ecuador Tel.: 690-691/92/93 Fax: 690-693			
REPORTE DE ANALISIS DE SUELOS					
DATOS DEL PROPIETARIO Nombre : GABRIELA RIVADENEIRA Dirección : SANTO DOMINGO DE LOS TSACHILLAS Ciudad : Teléfono : Fax :			DATOS DE LA PROPIEDAD Nombre : FINCA SAN JOSE Provincia : SANTO DOMINGO DE LOS TSACHILLAS Cantón : Parroquia : VALLE HERMOSO Ubicación :		
PARA USO DEL LABORATORIO					
Cultivo Actual : Fecha de Muestreo : 08/02/2009 Fecha de Ingreso : 11/02/2009 Fecha de Salida : 20/02/2009					
N° Muestr. Laborat.	Identificación del Lote	pH	ppm		mg/100ml
71724	SUST. MUESTRA 1	6,1 LAc	P	S	K
71725	SUST. MUESTRA 2	6,2 LAc	Ca	Mg	Zn
71726	SUST. MUESTRA 3	5,1 Ac RC	Cu	Fe	Mn
71727	SUST. MUESTRA 4	5,1 Ac RC	B		
71728	SUST. MUESTRA 4	5,6 LAc			

INTERPRETACION	
pH Ac = Acido LAc = Liger. Acido PN = Prac. Neutro RC = Requieren Cal	Elementos N = Neutro LAI = Lige. Alcalino AI = Alcalino RC = Requieren Cal B = Bazo M = Medio A = Alto T = Tóxico (Bazo)

METODOLOGIA USADA	
pH = Sueste agua (1:2,5) S, B = Fostato de Calcio B	P K Ca Mg = Olsen Modificado Cu Fe Mn Zn = Olsen Modificado B = Curcuminum


 RESPONSABLE LABORATORIO

LABORATORISTA

ANEXO 10. Reporte del análisis micológico de los sustratos realizados al finalizar el ensayo


RESULTADOS (011-012)


Muestra analizada	Metodología y/o medio de cultivo	Tipo análisis	Dilución	Resultados del análisis	
				Organismo a identificar	UFC**/g sustrato
Suelo M2	PDA y LCH*	Hongos	10 ⁻⁴	<i>Trichoderma</i> sp	10
				<i>Penicillium</i> sp	8
				<i>Mucor</i> sp	2
				<i>Fusarium</i> sp	1
				<i>Verticillium</i> sp	1
Suelo M4	PDA y LCH*	Hongos	10 ⁻⁴	<i>Penicillium</i> sp	21
				<i>Trichoderma</i> sp	5
				<i>Fusarium</i> sp	3

* Medios de cultivo para hongos: PDA = Papanicolaou dextrose agar, LCH = Lactosa caseína hidrolizada.
 ** Número de colonias por gramo de sustrato.

Observaciones:
 En la muestra 2 se identificó 10 UFC y en la muestra 4 la presencia de 5 UFC de *Trichoderma* sp por gramo de sustrato.

PROTECCION VEGETAL
 EST. EXP. SANTA CATALINA
 I N I A P


ING. PATRICIO GALLEGOS.
 RESP. DPTO. PROTECCION VEGETAL (E)


DRA. MARÍA LUISA INSUASTI A.
 RESP. AREA CLINICA Y DIAGNOSIS