

**UNIVERSIDAD DE COSTA RICA**  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGROALIMENTARIAS**  
**ESCUELA DE AGRONOMÍA**

**VALORACIÓN DE SUSTRATOS OBTENIDOS A PARTIR DE DIFERENTES  
MATERIAS PRIMAS EN EL CULTIVO DE PEPINO (*Cucumissativus* L.) TIPO  
HOLANDÉS, EN INVERNADERO**

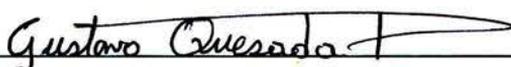
**Tesis presentada para optar por el grado de Licenciatura en Ingeniería  
Agronómica con énfasis en Fitotecnia.**

**Cintha Meneses Fernández**

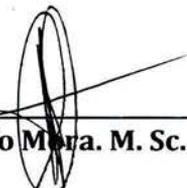
**2013**

**VALORACIÓN DE SUSTRATOS OBTENIDOS A PARTIR DE DIFERENTES  
MATERIAS PRIMAS EN EL CULTIVO DE PEPINO (*Cucumis sativus* L.) TIPO  
HOLANDES, EN INVERNADERO**

Tesis presentada a la Escuela de Agronomía como requisito parcial para optar por el grado de Licenciatura en Ingeniería Agronómica con énfasis en Fitotecnia.

  
\_\_\_\_\_  
Gustavo Quesada Roldán. M. Sc. Director de Tesis

  
\_\_\_\_\_  
José Eladio Monge Pérez. M. Sc. Miembro del tribunal

  
\_\_\_\_\_  
Mario Saborío Mora. M. Sc. Miembro del tribunal

  
\_\_\_\_\_  
Róger Fallas Corrales. M. Sc. Miembro del tribunal

  
\_\_\_\_\_  
Javier Monge Meza. Ph.D. Subdirector de Escuela

  
\_\_\_\_\_  
Cinthya Meneses Fernández Sustentante

San José, Diciembre 2013.

## **Dedicatoria**

A mi hijo Sebastián que me impulsa a ser mejor día a día y me llena de infinita alegría.

A mis padres quienes con gran esfuerzo me dieron la oportunidad de tener una excelente educación en el transcurso de mi vida, por apoyarme en todo momento y ser un ejemplo de vida a seguir.

A mi papá que aunque ya no está conmigo físicamente, siempre está presente en mi corazón, por haber creído en mí hasta el último momento.

A mi mamá por su gran fuerza y sabios consejos.

Los amo.

## **Agradecimientos**

Le agradezco a Dios y La Virgen por darme la fuerza para iniciar y terminar este proyecto de forma exitosa. Por darme la fortaleza de seguir adelante en momentos de debilidad.

A mis hermanas por ser parte importante de mi vida y estar siempre presentes. Por llenar mi vida de alegrías y amor, junto a mis hermosos sobrinos.

A Daniel por ser una parte muy importante de mi vida, por impulsarme a cumplir mis metas y darme fuerza en momentos difíciles.

A mi director de tesis Gustavo Quesada por su gran apoyo y amistad, ser mi guía en este proceso y brindarme su ayuda en todo momento la cual aprecio muchísimo, le agradezco la confianza y dedicación de tiempo.

A todas las personas que de una u otra forma me ayudaron en la realización de este trabajo, tanto en el laboratorio como en el invernadero, en especial a Andrés Oviedo por apoyarme en las labores de campo y ser un buen amigo.

A Carlos Echandi por sus buenos consejos y su ayuda en el análisis estadístico de los datos.

A los profesores Mario Saborío, José Eladio Monge, Róger Fallas y Javier Monge por todo el apoyo brindado, por su tiempo, y los conocimientos que me transmitieron.

A mis compañeros de trabajo por creer en mí e impulsarme a seguir adelante para terminar esta meta, especialmente a Gabriel Rodríguez por su paciencia, confianza y apoyo en todo momento.

A mis amigos por todos los momentos que pasamos juntos, por confiar en mí y por todos sus consejos.

Se agradece el apoyo financiero para realizar este trabajo, a la Fundación para el Fomento y Promoción de la Investigación y Transferencia de Tecnología Agropecuaria de Costa Rica (FITACORI) y el Programa de Hortalizas de la EEAFBM. Además el apoyo del Programa Nacional de Agricultura bajo Ambientes Protegidos (ProNAP) del MAG.

# Índice

Dedicatoria.....	iii
Agradecimientos.....	iv
Resumen.....	x
Introducción.....	1
Objetivo General.....	3
<b>1.Revisión de literatura .....</b>	<b>4</b>
<b>1.1 Producción de hortalizas en Costa Rica.....</b>	<b>4</b>
<b>1.2 Uso de ambientes protegidos en Costa Rica.....</b>	<b>6</b>
a. Ventajas del uso de ambientes protegidos en la producción de cultivos.....	8
b. Desventajas del uso de ambientes protegidos en la producción de cultivos.....	8
<b>1.3 El cultivo del pepino en la agricultura protegida.....</b>	<b>9</b>
<b>1.4 Definición de sustrato.....</b>	<b>10</b>
a. Funciones de un sustrato .....	11
b. Criterios para la selección de un sustrato.....	11
c. Propiedades deseables de un sustrato para cultivos .....	13
<b>1.5 Propiedades físicas de los sustratos.....</b>	<b>13</b>
a. Granulometría.....	13
b. Porosidad total.....	14
c. Densidad aparente.....	15
d. Retención de humedad y aireación .....	16
e. Otras propiedades físicas deseables en un sustrato.....	17
e.1 Estabilidad de la materia orgánica .....	17
e.2 Relación Carbono-Nitrógeno.....	17
<b>1.6 Propiedades químicas de los sustratos.....</b>	<b>18</b>
a. Capacidad de Intercambio Catiónico-CIC .....	18
b. Potencial de hidrógeno (pH) .....	19
c. Conductividad eléctrica-CE .....	19
<b>1.7 Propiedades biológicas.....</b>	<b>19</b>
<b>1.8 Materiales usados en la elaboración de sustratos.....</b>	<b>20</b>
a. Materiales orgánicos.....	20

b. Materiales inorgánicos .....	24
1.9 Formulación de mezclas para contenedor. ....	26
<b>2. Materiales y métodos .....</b>	<b>27</b>
2.1 Selección de las materias primas .....	27
2.2 Selección de mezclas de los sustratos.....	28
2.3 Primera Fase en Laboratorio:	
Caracterización física, química y microbiológica.....	29
a. Caracterización física .....	29
b. Caracterización química .....	30
c. Caracterización microbiológica.....	31
2.4 Segunda fase en Invernadero:	
Ensayo de campo.....	31
a. Preparación del almácigo de pepino tipo holandés.....	32
b. Preparación del área experimental.....	32
c. Manejo agronómico del cultivo.....	33
d. Determinación del contenido de humedad en los sustratos .....	34
e. Determinación de la conductividad estomática de las plantas.....	35
f. Análisis estadístico de la información .....	35
<b>3. Resultados y discusión.....</b>	<b>36</b>
3.1 Primera Fase en Laboratorio:	
Caracterización física, química y microbiológica.....	36
a. Evaluación de las propiedades físicas de las mezclas .....	36
b. Evaluación de las propiedades químicas de las mezclas.....	39
c. Evaluación de las propiedades microbiológicas. ....	42
3.2 Segunda fase en Invernadero:	
Ensayo de campo.....	44
a. Manejo agronómico del cultivo.....	44
b. Fenología del cultivo.....	44
c. Conductividad estomática en el cultivo de pepino .....	48
d. Contenido de humedad en los sustratos.....	49
e. Análisis foliar de nutrimentos en el cultivo de pepino.....	51
f. Producción del cultivo de pepino .....	53
<b>Conclusiones .....</b>	<b>60</b>

<b>Literatura citada.....</b>	<b>61</b>
<b>Anexos.....</b>	<b>65</b>
Anexo 1. Esquema de campo del diseño experimental de cuadrado latino 5x5 usado en el cultivo de pepino. Alajuela, Costa Rica. 2013.....	65
Anexo 2. Temperaturas máxima, mínima y promedio en los meses de octubre, noviembre y diciembre dentro del invernadero multicapilla de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno de la Universidad de Costa Rica. Alajuela, Costa Rica. 2013.....	66
Anexo 3. Humedad relativa máxima, mínima y promedio en los meses de octubre, noviembre y diciembre dentro del invernadero multicapilla de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno de la Universidad de Costa Rica. Alajuela, Costa Rica. 2013.....	66
Anexo 4. Cantidad de cada nutrimento por hectárea y por semana, usado en la fertilización del cultivo de pepino en invernadero en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno. Alajuela, Costa Rica. 2013.....	67
Anexo 5. Designación de número de tratamiento por sustrato, para efectos de la estadística realizada en Infostat. ....	67
Anexo 6. Análisis de varianza para fenología del cultivo de pepino, realizado en Infostat con prueba LSD Fisher. ....	68
Altura de planta .....	68
Tamaño de hojas.....	69
Número de hojas.....	70
Flores por planta .....	71
Frutos por planta.....	72
Anexo 7. Análisis de varianza para humedad de los sustratos, realizado en Infostat con pruebas LSD Fisher .....	79
Anexo 8. Análisis de varianza para Rendimiento del cultivo de pepino, realizado en Infostat con prueba LSD Fisher.....	74
Número de frutos (Categoría S) .....	74
Peso de frutos (Categoría S) .....	74
Número de frutos (Categoría M) .....	75
Peso de frutos (Categoría M).....	75
Número de frutos (Categoría L).....	76
Peso de frutos (Categoría L) .....	76
Número de frutos (Categoría XL) .....	77
Peso de frutos (Categoría XL) .....	77
Número de frutos baja calidad- Rechazo.....	78
Peso de frutos baja calidad- Rechazo.....	78

## **Lista de cuadros**

Cuadro 1. Estructura del sector agropecuario y agroindustrial en Costa Rica para el año 2008 .....	4
Cuadro 2. Productividad comparativa de diferentes hortalizas cultivadas a campo abierto en Costa Rica según Ramírez y Nienhuis (2011) .....	6
Cuadro 3. Recomendaciones de granulometría para la selección de materiales orgánicos e inorgánicos a usarse en la preparación de sustratos para producción en contenedores. Basado en Cabrera (1995).....	14
Cuadro 4. Algunas características físicas y químicas de varios componentes orgánicos e inorgánicos de sustratos (Miller y Jones 1995).....	23
Cuadro 5. Granulometría de los quince sustratos evaluados en el Laboratorio de Ambientes Protegidos de la EEAFBM. Alajuela, Costa Rica. 2013 .....	37
Cuadro 6. Porosidad total, Capacidad de retención de agua y Densidad de masa de los 15 sustratos evaluados en el Laboratorio de Ambientes Protegidos de la EEAFBM. Alajuela, Costa Rica. 2013.....	38
Cuadro 7. Contenidos nutricionales, pH y conductividad eléctrica de los sustratos evaluados en el Laboratorio de suelos y foliares del Centro de Investigaciones Agrícolas, Universidad de Costa Rica. San José, Costa Rica. 2013.....	41
Cuadro 8. Presencia de hongos dominantes en las cuatro materias primas evaluadas en el Laboratorio de Microbiología del Centro de Investigaciones Agrícolas, Universidad de Costa Rica. San José, Costa Rica. 2013 .....	43
Cuadro 9. Número de flores y frutos en plantas de pepino holandés variedad Fuerte. EEAFBM. Alajuela. 2013.....	47
Cuadro 10. Conductividad estomática medida en hojas de plantas de pepino holandés variedad Fuerte. EEAFBM. Alajuela. 2013.....	48
Cuadro 11. Análisis químico foliar realizado a las plantas de pepino holandés variedad Fuerte. EEAFBM. Alajuela. 2013 .....	52
Cuadro 12. Peso total de frutos en todo el ciclo del cultivo de pepino holandés variedad Fuerte. EEAFBM. Alajuela. 2013.....	59
Cuadro 13. Peso de frutos (kg) por categoría de tamaño y porcentaje equivalente respecto a la producción total de cada tratamiento, en el cultivo de pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela. 2013.....	59

## Lista de figuras

Figura 1. Distribución de áreas (ha) de agricultura protegida en Costa Rica según cada provincia (Marín 2009).....	7
Figura 2. Altura de plantas de pepino holandés variedad Fuerte. EEAFBM. Alajuela. 2013.....	45
Figura 3. Tamaño de hojas promedio de plantas de pepino holandés variedad Fuerte. EEAFBM. Alajuela. 2013.....	46
Figura 4. Número de hojas promedio de plantas de pepino holandés variedad Fuerte. EEAFBM. Alajuela. 2013.....	46
Figura 5. Porcentaje promedio de humedad de los sustratos usados en el cultivo de pepino variedad Fuerte. EEAFBM. Alajuela. 2013.....	51
Figura 6. Peso total de frutos categoría S (28,5 a 30,5 cm) en un ciclo de cultivo de plantas de pepino holandés variedad Fuerte. EEAFBM. Alajuela. 2013.....	53
Figura 7. Peso total de frutos categoría M (30,5 a 33 cm) en un ciclo de cultivo de plantas de pepino holandés variedad Fuerte. EEAFBM. Alajuela. 2013.....	54
Figura 8. Peso total de frutos categoría L (33 a 35,5 cm) en un ciclo de cultivo de plantas de pepino holandés variedad Fuerte. EEAFBM. Alajuela. 2013.....	55
Figura 9. Peso total de frutos categoría XL (<35,5 cm) en un ciclo de cultivo de plantas de pepino holandés variedad Fuerte. EEAFBM. Alajuela. 2013.....	56
Figura 10. Peso total de frutos Rechazo, en un ciclo de cultivo de plantas de pepino holandés variedad Fuerte. EEAFBM. Alajuela. 2013.....	56
Figura 11. Peso total de frutos por categorías de tamaño en el ciclo de cultivo de pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela, Costa Rica. 2013.....	58

## Resumen

En el periodo de mayo a diciembre 2012 se realizó una investigación en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno, ubicada en Alajuela, Costa Rica. El objetivo fue evaluar sustratos con potencial de calidad a partir de materiales orgánicos de fácil acceso y bajo costo en nuestro país, y validar su efectividad en un sistema de producción bajo ambiente protegido en el cultivo de pepino. Se seleccionaron cuatro materias primas, fibra de coco (FC), fibra de hoja de palma aceitera (FP), abono orgánico Juan Viñas (ABO) y aserrín de melina (AS). El proceso se dividió en dos partes, primero se realizó la caracterización física, química y microbiológica de 14 mezclas de sustratos compuestas por diferentes proporciones de las materias primas. Se escogieron las cuatro mezclas con las mejores características para continuar a la siguiente fase. La segunda parte del trabajo consistió en la evaluación en plantas de pepino, del efecto de las cuatro mezclas escogidas que fueron: FC40% + FP40% + ABO20%, FC50% + FP50%, FC70% + ABO30%, FP70% + AS30%, además de un tratamiento testigo que consistió de tabletas comerciales de fibra de coco, sobre el rendimiento y la calidad de cultivo en invernadero. Se utilizó un diseño experimental cuadrado latino 5x5, con un total de 100 plantas por cada tratamiento, en un área total de 252 m<sup>2</sup>. Todos los tratamientos recibieron el mismo manejo en cuanto a riego, podas, deshojas, protección y fertilización del cultivo. Se evaluó fenología en las primeras etapas vegetativas del cultivo, contenido de humedad en los sustratos mediante un sensor TDR en dos épocas del cultivo (crecimiento vegetal y fructificación), conductividad estomática de las plantas a los 22 ddt y rendimiento según las categorías de clasificación de los frutos de pepino de acuerdo a su tamaño (S, M, L, XL y rechazo). El análisis estadístico consistió de un análisis de varianza mediante pruebas de separación LSD Fisher con el programa Infostat. Los tratamientos que mostraron mayor altura de plantas fueron FC40% + FP40% + ABO20% y FC70% + ABO30%, el tratamiento con menor altura fue FP70% + AS30%. Los valores de conductividad estomática se encontraron en un rango de 458 mmol H<sub>2</sub>O/m<sup>2</sup>s hasta 1068,1 mmol H<sub>2</sub>O/m<sup>2</sup>s FC50% + FP50%. Los sustratos con menor porcentaje de retención de humedad fueron FP70% + AS30% y FC50% + FP50% con menos de 10 y 20% respectivamente; y los que mostraron mayor retención de humedad fueron FC70% + ABO30% y pacas de fibra de coco. El tratamiento de FP70% + AS30% obtuvo el menor peso total de frutos en las diferentes categorías. El tratamiento de FC40%+ FP40% + ABO20% fue el que tuvo menor producción de frutos de rechazo. El mayor rendimiento total lo tuvieron los tratamientos FC40% + FP40% + ABO20% y FC 70% + ABO 30% con un 598,63 kg y 594,08 kg respectivamente para el área evaluada, a lo largo de todo el ciclo del cultivo, seguido del tratamiento de tabletas de FC.

## Introducción

La agricultura en Costa Rica tradicionalmente se ha enfocado en la producción de cultivos a campo abierto, aprovechando las condiciones tropicales de nuestro país y la no presencia de estaciones marcadas del clima, que permiten la siembra constante durante todo el año. Sin embargo, en la actualidad, debido a la alta incidencia de plagas y enfermedades, los cambios constantes en el clima como periodos largos de sequía o altas precipitaciones y a la vez, por la búsqueda de mayor eficiencia posible en los sistemas productivos, se pesquisa implementar las tecnologías necesarias que favorezcan la producción agrícola con la finalidad de obtener altos rendimientos y calidad.

Los cultivos hortícolas se ven muy afectados por problemas fitosanitarios favorecidos por variadas causas, entre ellas condiciones climáticas adversas. Por ejemplo, fuertes lluvias aumentan la erosión de suelo a nivel superficial y por consiguiente, de los fertilizantes y plaguicidas aplicados, por lo que este tipo de agricultura a campo abierto puede ser muy contaminante, ya que el agricultor se ve forzado a usar mayor cantidad de productos químicos para proteger el cultivo (Ramírez y Nienhuis 2012).

La agricultura protegida se realiza bajo estructuras construidas con el propósito de evitar las restricciones que el medio impone al desarrollo de las plantas cultivadas. Con el uso de diferentes estructuras y técnicas, se reducen al mínimo algunas de las limitantes ocasionadas por el clima sobre los cultivos (Juárez *et al.* 2011). En los últimos años, se han desarrollado diferentes tipos de estructuras para la protección de las plantas para recrear las condiciones ambientales óptimas para su desarrollo, de acuerdo a los requerimientos climáticos de cada especie y en concordancia con los factores climáticos de cada región (Huerta 2012).

A nivel mundial, la agricultura en ambientes protegidos constituye una opción para mejorar las condiciones de producción de los cultivos, especialmente ante el efecto del cambio climático, factores de sostenibilidad, la importancia de reducir el uso de plaguicidas, el uso eficiente del agua y la presión urbanística, entre otros. Sin embargo, en Costa Rica esta tecnología ha avanzado lentamente debido a las dificultades que enfrentan los sectores involucrados, en especial la falta de inversión en investigación y validación. Teniendo esto en cuenta, se deben buscar alternativas que maximicen la eficiencia de estos

sistemas y que sean de fácil acceso, para que constituyan una oferta viable para los productores.

En este contexto, el medio de crecimiento donde se establecen los cultivos en un ambiente protegido cultivado sin suelo es un factor clave del proceso de producción. La selección de un sustrato local como medio de siembra, le da la ventaja al productor de evitar la dependencia por sustratos importados a un alto costo. Además, al realizar investigaciones con materiales y residuos agroindustriales, se podrían ofrecer productos regionales y por lo tanto, más accesibles para los productores (Takane *et al.* 2013).

Al optar por un sustrato de calidad, no sólo son esperables rendimientos más altos (por ende mayor ganancia), sino también la reducción en plagas y enfermedades de suelos (reducción de los costos para controlar estos problemas), un uso más eficiente del agua y los nutrimentos (reducción de costos en estos insumos) y un menor impacto ambiental.

El aprovechamiento de desechos de subproductos agrícolas (cáscara de coco, hojas de palma aceitera, compostajes, etc.), es una alternativa de sustratos por lo que el costo de producción de los mismos correspondería al costo operativo por el procesamiento de las materias primas.

Esta investigación tiene como fin impactar positivamente el ambiente, a través de la reducción de empleo de agroquímicos (cultivo y sustrato más sano) y a la reutilización de subproductos del desecho agrícola como los mencionados anteriormente. El principal impacto consiste en lograr darle valor a esas materias primas que existen en abundancia y en otras circunstancias serían materiales de desecho. Se proyecta la sostenibilidad de los sustratos alternativos que puedan generarse.

La obtención de un sustrato con buenas propiedades fisicoquímicas sería de beneficio para el creciente sector productivo bajo ambientes protegidos, ya que ante la carencia de sustratos accesibles y de calidad a un precio razonable, aún existen proyectos que emplean el suelo como sustento de su producción, mientras otros trabajan con sustratos de regular calidad y con problemas recurrentes. Ofrecer una respuesta en este sentido, significaría la transición hacia un sistema más eficiente.

## **Objetivo General**

- Evaluar sustratos con potencial de calidad a partir de materiales orgánicos de fácil acceso en nuestro país, y validar su efectividad en un sistema de producción bajo ambiente protegido en el cultivo de pepino.

## **Objetivos Específicos**

1. Seleccionar adecuadamente los sustratos en cuanto a la proporción y tipo de materia prima que los conforman.
2. Caracterizar los sustratos basados en sus propiedades físicas, químicas y microbiológicas para escoger los más apropiados.
3. Evaluar el efecto de los diferentes sustratos en las plantas de pepino tipo holandés, en cuanto a su desarrollo y producción.
4. Evaluar, mediante la conductividad estomática y el contenido de humedad del sustrato, la respuesta fisiológica de las plantas en cuanto a eficiencia fotosintética, según los diversos sustratos utilizados.

## 1. Revisión de literatura

### 1.1 Producción de hortalizas en Costa Rica

Se estima que en Costa Rica hay aproximadamente 140000<sup>1</sup> productores agropecuarios, dicha cifra incluye productores que diversifican entre dos o más actividades (Cuadro 1). La ausencia de un censo agropecuario reciente y con la información que se requiere, para fomentar una agricultura moderna, dificulta tener una apreciación adecuada sobre la estructura agraria. Aproximadamente 12000 corresponden a productores hortícolas (IICA 2010).

Cuadro 1. Estructura del sector agropecuario y agroindustrial en Costa Rica para el año 2008.

Actividad	# de productores	# de agroindustrias
Naranja	35 (1)	2 (1)
Tilapia	200 (3)	3 (1)
Avícola-carne	230	4
Ornamentales	150 (5)	-
Lechería especializada	1400 (20)	28 (1)
Arroz	1200 (25)	15
Hortalizas	12000	60 (1)
Ganado carne y leche	38000	38 (3)
Café	52000	135
Pequeños productores diversificados	78000	-

Fuente: IICA 2010.

Nota: Los números en paréntesis se refieren la cantidad de empresas grandes.

En los últimos años, debido a la alta demanda de alimentos en la población a nivel mundial, los productos hortícolas muestran la tendencia a obtener producciones anticipadas o fuera de estación (Juárez *et al.*2011), lo cual involucra mayores desafíos para los agricultores debido al clima, las enfermedades y plagas que afectan los cultivos.

<sup>1</sup>En el Cuadro 1 se muestra el número de productores en cada actividad, aunque se debe resaltar que muchos productores tienen en sus fincas varias actividades.

La mayoría de las siembras de cultivos hortícolas en Costa Rica no son estacionales, la presencia de plagas y enfermedades durante todo el año ocurre como consecuencia del constante cultivo que favorece la permanencia de inóculo en el campo, algunas de estas plagas son insectos, ácaros, hongos, bacterias y virus. A la vez, estos problemas fitosanitarios se ven favorecidos debido a las variaciones en las condiciones climáticas actuales, que obliga al agricultor a usar pesticidas químicos en exceso; razón por la cual, la horticultura a campo abierto en el trópico es riesgosa (Ramírez y Nienhuis 2012).

En diferentes zonas de nuestro país se han realizado investigaciones que han determinado el alto uso y algunas veces indiscriminado de productos agroquímicos, sobretodo en hortalizas principalmente de la zona alta de Cartago. Según estos estudios, los fungicidas son las sustancias más utilizadas. Durante la época de lluvias se aplica dos y media veces más plaguicida que en la estación seca (Chaverriet *al.* 2000; Fournieret *al.* 2010), lo que influye en la vulnerabilidad a la contaminación de las nacientes de agua potable en las microcuencas cercanas a dichas áreas (Fournieret *al.* 2010).

Además de lo mencionado anteriormente, el aumento de la población y la creciente urbanización tienen varias implicaciones en el sector agrícola a nivel mundial, así como en Costa Rica. Por un lado, se reducen las tierras de cultivo al haber una expansión de las áreas urbanas, lo cual conlleva mayores conflictos para el acceso al agua. Por otro lado, el sector productor se ve obligado a producir con más tecnología que logren mejores rendimientos y de esta manera, entregar a los consumidores productos cada vez más inocuos y a menor precio. A esto debe sumarse la creciente presión sobre la agricultura para competir por mano de obra, especialmente si se procura una agricultura más tecnificada, para lo cual se requiere mano de obra calificada, lo que implica a su vez mejores salarios (IICA 2010).

Una de las propuestas actuales para ser cada vez más eficiente en la producción de cultivos, consiste en cultivar en ambientes protegidos, la cual es una tecnología que ofrece muchos beneficios a los productores, pero a la vez requiere de una alta inversión económica y capacitación apropiada para un mayor aprovechamiento. Así, mediante el empleo de diversos elementos, herramientas, materiales, estructuras y técnicas, se reducen al mínimo algunas de las condiciones restrictivas del clima sobre los vegetales con la finalidad de obtener productos de mejor calidad (Huerta 2012, Juárez *et al.* 2011), y en los cuales con las mejores condiciones de manejo se pueden obtener rendimientos más altos con productos de alta calidad, como se muestra en el cuadro 2.

Cuadro 2. Productividad comparativa de diferentes hortalizas cultivadas a campo abierto en Costa Rica según Ramírez y Nienhuis (2012).

<b>Cultivo</b>	<b>Producción a campo abierto</b>	<b>Producción en invernadero</b>
Tomate	5 kg/m <sup>2</sup>	9,6 kg/m <sup>2</sup>
Chile dulce	20 frutos/ planta	43 frutos /planta
Melón	1,5 kg/planta	2,5 kg/planta
Chile jalapeño	1,5 kg /planta	5 kg/planta

Los distintos tipos de estructuras, empleadas en la agricultura protegida, permiten ofrecer un medio más favorable para que las plantas expresen su potencial productivo sin las restricciones ambientales a que están sometidas cuando se desarrollan a campo abierto (Huerta 2012).

## 1.2 Uso de ambientes protegidos en Costa Rica

Para el año 2008, en nuestro país se identificaron 684 unidades productivas en ambientes protegidos que incluyen aquellas de techos rústicos y casas de sombra, hasta invernaderos de mediana tecnología, lo cual significa una cobertura de 687,68 hectáreas. La mayor parte del área se encuentra distribuida en las provincias de Cartago y Alajuela que abarcan 551 hectáreas como se observa en la figura 1 (Marín 2009).

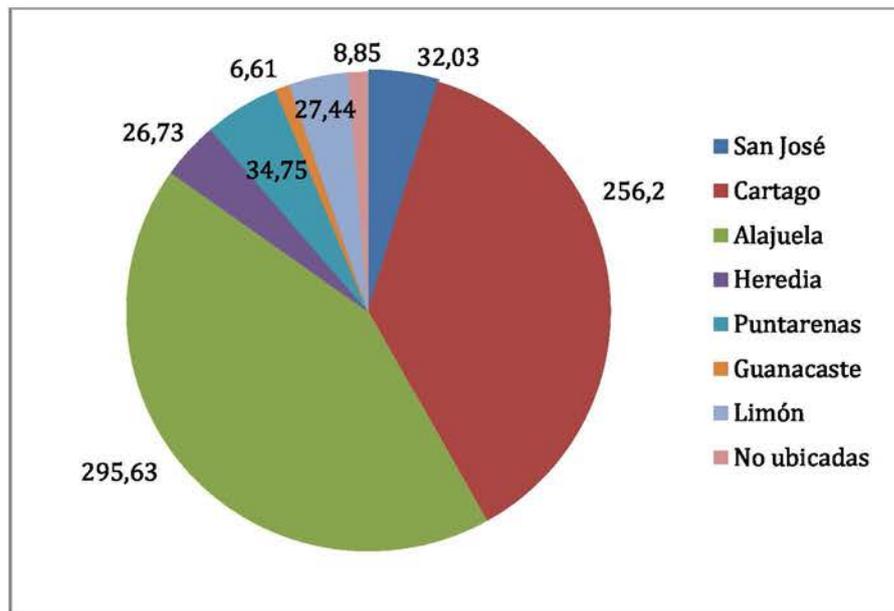


Figura 1. Distribución de áreas (ha) de agricultura protegida en Costa Rica según cada provincia (Marín 2009).

La mayoría del área cubierta por ambientes protegidos en Costa Rica corresponde a las casas de sombra donde se cultivan plantas ornamentales de follaje y de flores de corta, las cuales abarcan 358 ha, seguidas por el cultivo de solanáceas y hortalizas de hojas que cubren un área de 141 ha; los cultivos de cucurbitáceas cultivados en invernadero ocupan un área de 13,3 ha (Marín 2009). Se ha visto en los últimos tres años un cambio acelerado en el uso de los ambientes protegidos que supone el paso de cultivar plantas ornamentales hacia el cultivo de hortalizas, por lo que es probable un aumento del área de siembra de hortalizas bajo invernadero.

Con la implementación de nuevas prácticas productivas como el uso de ambientes protegidos, se logra expandir la frontera agrícola hacia áreas cuyo suelo no es apto para el uso que se le adjudica, por ejemplo áreas susceptibles a erosión del suelo y consecuentemente contaminación de cuencas hidrográficas. Con esta alternativa se espera reducir el uso de productos agroquímicos y el volumen de agua requerido para la producción (Campos 2009).

### **a. Ventajas del uso de ambientes protegidos en la producción de cultivos**

Algunas de las principales ventajas que se tienen al cultivar bajo ambientes protegidos son:

- El rendimiento puede ser hasta 10 veces mayor que el de un cultivo a campo abierto, dependiendo del tipo de invernadero, tipo de cultivo, y las facilidades de controlar el ambiente.
- Es un sistema ideal para producción de hortalizas y flores.
- Producción todo el año en la mayoría de cultivos, ya que se puede cultivar fuera de su temporada normal.
- Se pueden producir continuamente almácigos libres de enfermedades.
- Uso eficiente y reducido de productos químicos para el control de plagas y enfermedades.
- Bajo requerimiento de agua y de fácil control.
- Cosecha de productos de mayor calidad.

### **b. Desventajas del uso de ambientes protegidos en la producción de cultivos**

- Alta inversión inicial.
- Desconocimiento de la ubicación de la estructura, según el lugar y sus condiciones climáticas, por ejemplo dirección del viento.
- Requiere mayor tecnología y por ende un alto nivel de capacitación.
- Mayores costos de producción que en campo abierto, ya que se le brinda al cultivo sus condiciones ideales.
- Condición óptima para el desarrollo de un patógeno; es cierto que estas estructuras permiten aislar los cultivos de las plagas y enfermedades encontradas en el exterior, pero si no se implementan las medidas fitosanitarias adecuadas y estos se logran introducir, lo más probable es que su desarrollo se vea acelerado y sus efectos sean inmediatos al aislarse también del medio probables controladores naturales.

### **1.3 El cultivo del pepino en la agricultura protegida**

El pepino (*Cucumis sativus* L.) pertenece a la familia Cucurbitaceae, las variedades que actualmente se cultivan en invernadero son principalmente del tipo europeo, los cuales producen flores femeninas únicamente y los frutos son partenocárpicos. El pepino europeo es largo (25-50 cm) y cilíndrico, su cáscara es lisa y delgada, por lo que no requiere pelarse antes de consumirse. Los frutos cosechados se conservan por poco tiempo a temperatura ambiente; en manejo poscosecha se envuelven en plástico o se colocan en cámara frigorífica a unos 10-13°C de temperatura y una humedad relativa de 90-95%, de esta manera se conservan fácilmente durante 10 a 14 días (Papadopoulos 1994).

El pepino se adapta a una gran variedad de localidades y se puede cultivar desde el nivel del mar hasta los 1300 msnm. Se adapta a temperaturas entre los 18 a 25°C con un máximo de 32°C. Requiere entre 70 y 90 % de humedad relativa. Es un cultivo con alto requerimiento de agua (MAG 1991).

El cultivo de pepino se produce principalmente en época seca pero debido al rápido crecimiento de las plantas y el poco tiempo requerido desde la siembra hasta la cosecha se tiene gran flexibilidad en el planeamiento del cultivo (Papadopoulos 1994).

Respecto al manejo del pepino una de las principales prácticas es la poda constante debido a su tendencia a ramificar. Esta característica debe ser tomada en cuenta según el tipo de poda y conducción del cultivo. La práctica de poda y entutorado, debe ser muy rigurosa favoreciendo la fructificación en la guía principal (Aguado *et al.* 2008).

El uso de estructuras de ambientes protegidos en la producción de hortalizas como pepino ha tenido buena aceptación en el sector agrícola, debido a los beneficios que se obtienen como menor o nula presencia de plagas y reducidos problemas por enfermedades, ya que las cucurbitáceas son plantas muy susceptibles al ataque de estos patógenos.

## **1.4 Definición de sustrato**

### **Definición de sustrato**

Un sustrato, referente al campo de la agricultura, es cualquier medio poroso que se utilice para cultivar plantas sin suelo (Takane *et al.* 2013), sintetizado o residual, mineral u orgánico, que colocado en un contenedor permite el anclaje del sistema radicular de la planta (Jiménez 2009); entendiéndose por contenedor cualquier recipiente que tenga una altura limitada (Burés 1997). La principal función del sustrato es proveer soporte físico a la vez de proporcionar aire, agua y nutrientes para el apropiado funcionamiento de las raíces (Fonteno 1996; Pire y Pereira 2003). Puede estar formado por un solo material o por una mezcla de dos o más materiales.

El medio que se utiliza para el crecimiento de las plantas, que puede ser el suelo o un sustrato orgánico o inorgánico es uno de los aspectos más importantes en la producción en ambientes protegidos (Cruz *et al.* 2012).

Uno de los principales errores que se dan en la producción de cultivos cuando se usan sustratos es que se prioriza el costo económico y la simplicidad de la mezcla (un único sustrato de crecimiento para un número grande de especies), en lugar de intentar satisfacer los requerimientos de cada especie cultivada. Las razones para que ello ocurra se encuentran en un desconocimiento de la respuesta a diferentes combinaciones de componente del sustrato de la mayor parte de las especies. (Di Benedetto *et al.* 2000).

Una de las ventajas que representa el uso de los sustratos regionales es la disponibilidad y menor costo, y más aún los de origen orgánico dada la tendencia al manejo de sistemas de producción con enfoque sustentable (Porter-Humpert 2000).

El cultivo de plantas en sustrato difiere marcadamente del cultivo de plantas en suelo. Así, cuando se usan contenedores, el volumen del medio de cultivo, del cual la planta debe absorber el agua, oxígeno y elementos nutritivos, es limitado y significativamente menor que el volumen disponible para las plantas que crecen en campo abierto (Calderón 2007).

La eficiencia de un sustrato está relacionada directamente a su interacción con el recipiente donde se sembrará el cultivo, y principalmente al manejo que se le dé como el riego y la fertilización. Cada productor realiza un manejo diferenciado por lo que el éxito del uso de un determinado sustrato puede y debe ser diferente en cada caso. El uso de un sustrato sólo

permitirá un crecimiento adecuado de las raíces cuando este sea utilizado con un manejo correcto (Takaneet *al.* 2013).

#### **a. Funciones de un sustrato**

Un sustrato para plantas debe servir para cuatro funciones esenciales para proporcionar un buen crecimiento (Fonteno 1996; Handreck y Black 2002; Nelson 2003):

1. Debe servir como un reservorio para los nutrientes de las plantas.
2. Debe retener agua de forma que esté disponible para la planta.
3. Al mismo tiempo debe estimular el intercambio de gases entre las raíces y la atmósfera fuera del área radicular.
4. Debe proveer anclaje y soporte para la planta.

Algunos materiales de forma individual pueden proveer las cuatro funciones pero no precisamente al nivel necesario para cada una. Por ejemplo arcilla, arena y agua.

Generalmente un medio de cultivo, ya sea un suelo o un sustrato (mezclas inclusive) tiene cinco principales componentes que son (Handreck y Black 2002):

1. Partículas minerales- la fracción inorgánica.
2. Materia orgánica- los residuos de organismos vivos.
3. Agua- la solución donde se disuelven los nutrientes para las plantas.
4. Aire- que llena los espacios entre las partículas sólidas, que no contienen agua.
5. Organismos vivos- pequeños animales y microorganismos.

#### **b. Criterios para la selección de un sustrato**

Al momento de elegir un material como sustrato se deben considerar varios aspectos para que el crecimiento de las plantas sea el óptimo. Dentro de los criterios más importantes se encuentran (Cruz *et al.* 2010, Jiménez 2009):

1. Que las propiedades físicas, químicas y biológicas sean adecuadas para el crecimiento de las plantas.

Disponibilidad en la región o zona.

2. Objetivo de uso, por ejemplo para producción de plántulas o para llegar a producción y cosecha.
3. Facilidad de manejo o compatibilidad, en el caso de realizar mezclas de materiales.
4. Que posea una buena relación beneficio/costo.

El costo de los sustratos es variable y dependerá del tipo de sustrato, lugar de procedencia, así como de su disponibilidad.

No obstante, una manera de reducir los costos por el concepto de sustratos es llevar a cabo mezclas de diferentes materiales, lo cual también puede contribuir en la mejora de las propiedades físicas, químicas y biológicas (si es el caso) de un material determinado, esto debe constatarse mediante el análisis de laboratorio respectivo (Burés 1997, Cruz *et al.*2012).

Actualmente, existe preocupación mundial por reducir la contaminación y conservar los recursos naturales, por esta razón se han considerado otros factores para la selección de sustratos como (Cruz *et al.* 2012):

1. Que presenten supresividad respecto a patógenos.
2. Que sean reciclables.
3. Que eviten el lavado de nutrientes.
4. Que optimicen el consumo del agua.
5. Que no causen daño al ambiente.

### **c. Propiedades deseables de un sustrato para cultivos**

En la caracterización de sustratos se suelen distinguir las propiedades físicas, químicas y biológicas. Debido a que el volumen de una maceta es limitado, el sustrato y sus componentes deben de poseer buenas características que, combinadas con un programa integral de manejo, permitan un crecimiento óptimo (Cabrera 1995).

La importancia radica en que de ellas dependerá el manejo adecuado de la fertilización, el riego, y por ende el éxito del cultivo.

Se pueden agregar muchos materiales para mejorar la textura y estructura de un medio para cultivo en recipientes, pero antes deben entenderse sus propiedades para hacer las mezclas adecuadas (Alvarado y Solano 2002).

### **1.5 Propiedades físicas de los sustratos**

Se considera que las propiedades físicas son las más importantes en un sustrato (Burés 1997, Cabrera 1998, Jiménez 2009, Quesada y Méndez 2005a), dado que si la estructura física de un sustrato es inadecuada, difícilmente se podría mejorar una vez que se ha sembrado el cultivo. A diferencia de las propiedades químicas, las cuales sí pueden ser modificadas posterior al establecimiento del cultivo (Cabrera 1998).

Las propiedades físicas de un sustrato están directamente relacionadas con el equilibrio que existe entre los volúmenes de partículas sólidas, el espacio de aire y la humedad (agua disponible) presentes en este. Estas propiedades son importantes para que la raíz del cultivo pueda desarrollarse libremente sin restricciones (Takaneet *al.* 2013).

#### **a. Granulometría**

Se refiere al tamaño de los gránulos o fibras, el cual condiciona el comportamiento de los sustratos, ya que además de su densidad aparente varía su comportamiento hídrico a causa de su porosidad externa, que aumenta de tamaño de poros conforme es mayor la granulometría (Burés 1997, Jiménez 2009).

Se recomienda una granulometría mediana a gruesa, con tamaños de 0,25 mm a 2,6 mm, que produzcan poros de 30 a 300 micras, lo que produce una suficiente retención de agua y a la vez con buena aireación. Es necesario que los componentes del sustrato o mezcla tengan un tamaño adecuado de partícula; un valor deseable sería que al menos el 60% de las partículas tengan un tamaño de 2 a 0,5 mm, Cuadro 3 (Cabrera 1995). También es importante que el tamaño de las partículas sea estable en el tiempo (Alvarado y Solano 2002).

Cuadro 3. Recomendaciones de granulometría para la selección de materiales orgánicos e inorgánicos a usarse en la preparación de sustratos para producción en contenedores. Basado en Cabrera (1995).

<b>Diámetro de partícula (mm)</b>	<b>Proporción deseada (% con base en peso)</b>
10-2	< 20
2-0,5	> 60 (100 % ideal)
< 0,5	< 20

Las partículas mayores de 0,9 mm dan lugar a poros grandes (de más de 100 micras) y conforman sustratos con poca retención de agua, aunque buena aireación, mientras que las partículas menores de 0,25 mm tienen poros de tamaño pequeño (menores de 30 micras), lo que hace que el sustrato de esas características retenga una gran fracción de agua difícilmente disponible para las plantas y posea una aireación deficiente (Alvarado y Solano 2002).

#### **b. Porosidad total**

El espacio poroso o porosidad total es la porción no sólida del volumen del sustrato. Representa el volumen de aire del material seco en estufa expresado como un porcentaje del volumen total (Pire y Pereira 2003).

Una parte de ese volumen corresponde a los poros que dan aireación a las raíces y son los de tamaño mayor a 30 micras. El resto de la porosidad es de tamaño pequeño (menores a 30 micras) y ofrecen una fuerte retención de agua, pues esta queda en forma de película alrededor de las partículas del sustrato, después del riego. Se estima óptimo que un sustrato

tenga una porosidad con un valor del 70 a 90% del volumen del sustrato (Alvarado y Solano 2002, Jiménez 2009).

Se denominan macroporos a los mayores a 30 micras, los cuales se vacían con el drenaje. Los microporos son llamados también capilares, su tamaño es menor de 30 micras y solo retienen agua, y no dan aireación a las raíces. Una porosidad de tamaño entre 30 y 100 micras da suficiente retención de humedad, pero si el tamaño oscila entre 30 y 300 se tiene una suficiente retención de agua y aireación radicular (Alvarado y Solano 2002).

La mayoría de los suelos minerales tienen aproximadamente un 50% de sólidos y 50% de poros por volumen, los sustratos a base de materia orgánica son porosos en un 75 a 85% lo que mejora su capacidad de retención de agua y aire para el cultivo en macetas (Fonteno 1996).

La falta de oxígeno reduce el crecimiento de las raíces y de la parte aérea de la planta, y cuando sucede por un periodo de tiempo prolongado puede llegar a provocar la muerte de las raíces.

El oxígeno también es requerido por los microorganismos y, por tanto, las plantas cultivadas en sustratos orgánicos, con poblaciones elevadas de microorganismos, requieren más oxígeno que las plantas cultivadas en sustratos minerales o inertes (Burés 1997).

### **c. Densidad aparente**

La densidad aparente en un sustrato para plantas se relaciona con el soporte de las plantas en el contenedor en un sentido diferente al anclaje. Prácticamente cualquier sustrato sólido funcionará de anclaje para las raíces de una planta, pero a la vez es importante que el sustrato sea suficientemente pesado para evitar que la planta sufra un vuelco debido a su peso (Nelson 2003).

Esta propiedad debe ser considerada cuidadosamente, ya que debe ser suficientemente grande para que las plantas de cierta altura, se sostengan, pero no excesiva para que el peso del material no aumente demasiado (Alvarado y Solano 2002, Burés 1997). Debe considerarse también que a una densidad baja va a facilitar el transporte del material y las labores de manipulación del sustrato.

Generalmente se prefieren sustratos ligeros, aunque podrían no ser deseables en invernaderos o viveros expuestos frecuentemente a fuertes vientos (Cabrera 1998), por esta razón es frecuente que la materia orgánica ocupe un alto porcentaje de la mezcla final (Fonteno 1996). Se considera óptimo un valor de densidad aparente en sustratos para contenedor de 640 a 960 g/l, con un valor mínimo de 300 a 400 g/l para la mayoría de las plantas en maceta, excepto para plantas grandes, las cuales pueden requerir una densidad de 500 a 750 g/l (Alvarado y Solano 2002).

#### **d. Retención de humedad y aireación**

La capacidad de retención de agua de un medio es el volumen de agua que se retiene después del riego y el drenaje. La cantidad de agua retenida por un sustrato particular es dependiente del tamaño de las partículas y la altura del recipiente (Pire y Pereira 2003).

Un sustrato húmedo está compuesto por las partículas sólidas del sustrato, el agua líquida cubriendo las superficies de las partículas y el aire que ocupa el espacio entre los poros. Para asegurar un intervalo suficientemente largo entre riegos y proveer aireación adecuada todo el tiempo, el balance de agua y aire en los poros del sustrato se controla con una apropiada selección del tamaño de las partículas que componen el sustrato (Nelson 2003).

Deben existir suficientes poros pequeños para retener el agua que va a absorber la planta y suficientes poros grandes para permitir el intercambio de aire con el medio externo y mantener las concentraciones de oxígeno por encima de los niveles críticos (Pire y Pereira 2003). Cuando las tres propiedades (suficiente densidad, agua disponible adecuada y aireación) no pueden ser suplidas por un solo componente, se requiere realizar una mezcla.

## **e. Otras propiedades físicas deseables en un sustrato**

### **e.1 Estabilidad de la materia orgánica**

Debe existir una buena estructura en el sustrato al momento de sembrar una semilla o trasplantar una plántula. Generalmente los materiales orgánicos se usan para dar estructura al sustrato, además es necesario que la descomposición de estos materiales sea mínima. La descomposición de los agregados orgánicos se presenta de forma natural y sostenida en el tiempo y llevará a una textura más fina y consecuentemente a una aireación más pobre. A la vez, ya que el volumen disponible del sustrato en el contenedor es limitado, cualquier reducción en el mismo durante el crecimiento de la planta es muy importante. Con el tiempo la materia orgánica se deteriora y se debe reemplazar, generalmente se realiza anualmente (Nelson 2003).

Dentro del recipiente, el volumen del medio disponible es pequeño para el crecimiento de las raíces, por lo que cualquier reducción significativa es un riesgo durante el desarrollo de las plantas. En un medio para cultivo en recipientes no son deseables materiales que se descomponen rápidamente (Alvarado y Solano 2002).

### **e.2 Relación Carbono-Nitrógeno**

La cantidad de Nitrógeno (N) proporcional al Carbono (C) en la elaboración de un sustrato para plantas es importante. La descomposición de la materia orgánica ocurre principalmente debido a la acción de los microorganismos vivos. El mayor componente de la materia orgánica (más de un 50%) es el C, el cual es utilizado por los microorganismos.

El N en la materia orgánica debe estar disponible en la cantidad de al menos 1 parte de N por cada 30 partes de C; de otra forma, la descomposición sucede lentamente. Normalmente cuando existe más C en esta relación, el N presente en el sustrato y el adicionado con la fertilización será utilizado por los microorganismos en lugar del cultivo. El cultivo presentará deficiencias en N (Nelson 2003), por lo que esta situación puede compensarse aumentando la aplicación de N. Una relación C:N inferior a 20 es considerada óptima para el cultivo en sustrato, se recomienda un valor de 10 a 12 (Alvarado y Solano 2002).

## **1.6 Propiedades químicas de los sustratos**

Las propiedades químicas se derivan de la composición elemental de los materiales y del modo como estén los elementos fijados en relación con el medio. La reactividad de un sustrato se plasma en un intercambio de materia entre el material sólido que forma el sustrato y la solución del mismo. Un sustrato podrá ser más o menos estable en el tiempo en función de su reactividad química, puesto que el material que compone el sustrato puede reaccionar con la fase líquida, liberando o absorbiendo elementos nutritivos o bien puede ser un material que no se descomponga ni libere elementos solubles (Burés 1997).

### **a. Capacidad de Intercambio Catiónico (CIC)**

Es una medida de la capacidad de un sustrato para contener los nutrientes que se encuentran en él (Burés 1997). Estos nutrientes no son lavados por el agua, por lo que están disponibles para la planta. Con un valor alto de CIC la fertilización de base tendrá mayor eficiencia por no ser tan sensible a la lixiviación. Este medio podrá almacenar más cantidades de K, Ca y Mg que un medio con una CIC más baja. También hay menos riesgos de exceso de K, Ca ó Mg, ya que el complejo de cambio puede absorber el exceso. Con un sustrato de baja CIC las fertilizaciones deben ser realizadas en dosis menores y más frecuentes (Alvarado y Solano 2002, Cruz *et al.* 2012). En los suelos la CIC se expresa en términos de cmolc/l.

Los componentes de un sustrato como arcillas, limos, materia orgánica y vermiculita contienen cargas eléctricas negativas fijadas. Dichas cargas atraen y mantienen los iones de los nutrientes cargados positivamente (cationes). La CIC es una medida de la capacidad de las cargas negativas fijadas al sustrato de retener iones cargados positivamente. Un nivel alto de CIC es muy deseable, pero no siempre es posible. Materiales como arcilla, turba, fibra de coco, vermiculita y la mayoría de abonos orgánicos de compostaje tienen una alta CIC; otros como arena, perlita, poliestireno, lana de roca y materiales no composteados como granza de arroz tienen una CIC insignificante. Cuando se prepara un sustrato para un cultivo, es deseable incluir un material con una alta CIC (Nelson 2003).

## **b. Potencial de hidrógeno (pH)**

Es la medida de la concentración de acidez presente en la solución del sustrato que controla la disponibilidad de todos los nutrientes. (Burés 1997, Fonteno 1996, Takaneet *al.* 2013). El nivel de pH controla la disponibilidad de los nutrientes para la planta. La mitad de los problemas nutricionales de los cultivos se pueden evitar manteniendo un nivel de pH del sustrato en el rango deseado. La mayoría de cultivos en invernadero que usan un sustrato libre de suelo, crecen mejor a un pH entre 5,4 a 6,5 (Nelson 2003).

Con valores de pH inferiores a 5 pueden aparecer síntomas de deficiencias de N, K, Ca, Mg y B. Con valores superiores a 6 se producen problemas en la disponibilidad de Fe, P, Mn, Zn y Cu (Alvarado y Solano 2002).

## **c. Conductividad eléctrica (CE)**

La salinidad proviene de los fertilizantes, de impurezas en el agua de riego y de materia orgánica como el estiércol y otros componentes del medio. Todos los nutrientes disponibles para absorción reciben el nombre de sales solubles. Su contenido inicial debe ser entre 750 a 2000  $\mu\text{S}/\text{cm}$ , para evitar daños en las plantas jóvenes que son sensibles a ellas (Alvarado y Solano 2002).

La asimilación del agua por la planta depende fundamentalmente de la CE del sustrato. Esto significa que cuanto mayor son las necesidades de agua para la planta (mayor tasa de transpiración y mayor intensidad de luz) tanto menor debe ser la CE en el medio de nutrición (Alvarado y Solano 2002).

## **1.7 Propiedades biológicas**

La actividad biológica está presente en cualquier tipo de suelo, cultivado o no, y en los sustratos, excepto para algunos como la vermiculita que pasa por un proceso a altísimas temperaturas para su producción. La vermiculita con un mal almacenamiento puede tener problemas por contaminación con hongos, bacterias y hasta nematodos (Takaneet *al.* 2013).

Las propiedades biológicas en un sustrato puede ser un riesgo para el cultivo, ya que los microorganismos compiten con la raíz por oxígeno y nutrientes, a la vez que pueden descomponer el sustrato afectando sus propiedades físicas iniciales, generalmente se da una disminución en su capacidad de aireación (Jiménez 2009).

Esta característica es específica de los sustratos orgánicos, ya que estos materiales son inestables termodinámicamente y son, por lo tanto susceptibles de degradación. Esta característica de degradación de la materia orgánica se manifiesta en el sustrato orgánico mediante la aparición de deficiencias de nitrógeno en las plantas, liberación de elementos y sustancias que pueden ser beneficiosas o fitotóxicas, cambios en la relación  $O_2/CO_2$  y reducciones del volumen del sustrato, entre otros (Burés 1997).

El principal problema en relación al aspecto biológico, está relacionado por las enfermedades ocasionadas por los microorganismos y organismos patógenos presentes en el sustrato que causan daños al cultivo establecido, sobre todo en la producción de almácigos donde las plántulas son muy susceptibles. Por lo tanto, siempre es recomendable trabajar de forma preventiva en este aspecto (Takaneet *al.* 2013).

## **1.8 Materiales usados en la elaboración de sustratos**

### **a. Materiales orgánicos**

Para este tipo de materiales deben ser escogidos de preferencia, materiales ricos en celulosas más resistentes y compuestos de ligninas (maderas y fibras vegetales) que aquellos altos en proteínas, aminoácidos, y otros componentes nitrogenados (estiércoles). Las formas resistentes de materia orgánica persisten en el sustrato por periodos largos de tiempo para mantener condiciones bien drenadas y aireadas (Alvarado y Solano 2002).

Algunos de los materiales orgánicos usados comúnmente como sustratos son:

#### **Cortezas**

Se pueden emplear distintas cortezas de especies vegetales, la más usada es la corteza de pino. Al ser un material natural, tiene gran variabilidad. Las cortezas se usan en estado fresco “material crudo” o composteadas, cuando se emplean crudas pueden ocasionar problemas de deficiencias de nitrógeno y de fitotoxicidad (Jiménez 2009). En algunos lugares

como Australia se ha usado también corteza de eucalipto como sustrato con buenos resultados como material crudo que provee buena consistencia física a la mezcla, aunque se debe tener cuidado con la especie usada, ya que algunas contienen un alto nivel de manganeso que podría causar toxicidad a las plantas (Handreck y Black 2002). Este material es muy poco utilizado en nuestro país.

### **Turbas**

Existen muchos tipos diferentes de turbas. Peatmoss es la menos descompuesta, y está formada a partir de los musgos de los géneros *Sphagnum* o *Hypnum*. Tiene un contenido de nitrógeno de 0,6 a 1,4% y se descompone lentamente. Tiene la mayor capacidad de retención de humedad de todas las turbas, manteniendo hasta un 60% de su volumen en agua. (Nelson 2003, Takaneet al. 2013).

La turba de *Sphagnum* se ha mantenido por mucho tiempo como uno de los principales sustratos para producción en invernadero. Su aspecto negativo es que es una fuente natural de muy lenta renovación, por lo cual los movimientos ecologistas quieren prohibir su explotación, ya que se quiere evitar el desequilibrio del ecosistema (Nelson 2003). Su uso es muy frecuente en Costa Rica y se procura a partir de materiales locales generar un medio principalmente con las características físicas del peatmoss.

### **Bagazo de caña de azúcar**

Se refiere a los residuos de fibra de la extracción de jugo de la caña de azúcar. Se descompone rápidamente cuando se usa como uno de los componentes de una mezcla para sustrato. Si este material se composta se obtiene un material fino que es mejor usarlo en pequeñas cantidades en una mezcla (Handreck y Black 2002).

Es un material que se produce en grandes cantidades, es muy poroso y liviano. Al compostarse se eliminan los azúcares remanentes que producen ácidos acéticos al oxidarse (Alvarado y Solano 2002). Por sus propiedades tiene un buen potencial de uso; sin embargo, su limitada disponibilidad (es fuente de energía en varios procesos industriales) le resta viabilidad a su utilización.

### ***Aserrín***

Es uno de los residuos de la madera más común y más ampliamente distribuido. Tiene muchas características que lo hacen deseable para la preparación de sustratos como el tamaño de partícula que hace que sea fácil su mezcla con otros componentes. La especie de árbol del cual deriva, influencia la durabilidad del aserrín y la cantidad de nitrógeno complementario requerido para mantener un crecimiento normal de las plantas (Alvarado y Solano 2002).

El aserrín en muchos aspectos se parece a la corteza. Debería ser parcialmente composteado, ya que en su estado fresco tiene una alta tasa de descomposición; el nitrógeno puede ser excesivo y contener sustancias tóxicas como resinas y taninos (Nelson 2003). Por esta razón, la escogencia de la madera a partir de la cual se obtiene el aserrín es clave para evitar intoxicaciones o daños en raíces y/o semillas.

### ***Fibra de coco***

Este producto se obtiene de la cáscara del coco maduro. Tiene excelentes propiedades físicas como una capacidad de retención de agua de 3 a 4 veces su peso debido a la estructura de sus poros fino y tiene un pH ligeramente ácido de 6,3 a 6,5 (Jiménez 2009).

La fibra de coco obtenida de frutos maduros presenta muy buenas propiedades físicas: una excelente porosidad, alta aireación, baja densidad y buena durabilidad (Nelson 2003, Takaneet *al.* 2013).

A nivel comercial, los sustratos a base de fibra de coco pueden ser compactados puesto que las fibras se expanden nuevamente con el suministro de agua, este procedimiento se realiza comercialmente para facilitar su transporte y almacenamiento (Takaneet *al.* 2013).

### ***Fibra de hoja de palma aceitera***

Es un residuo orgánico de las plantaciones de palma aceitera, debido a las prácticas de poda de hojas, éstas se quedan en las entrecalles hasta que se descomponen. En los últimos años se han realizado investigaciones con esta fibra en diferentes grados de molienda, para su posible uso en mezclas de sustratos, ya que es un producto de desecho de fácil disponibilidad en nuestro país al cual se le puede sacar provecho. Es un sustrato con partículas grandes de

más de 2 mm, con una porosidad mayor al 90% pero una baja capacidad de retención de agua de alrededor 30% (Méndez 2007).

## Compost

Los abonos orgánicos a partir de compostajes, han sido muy usados en mezclas para sustratos, pero a menos que se tenga acceso a la materia prima necesaria de una calidad consistente, su preparación puede ser un poco difícil, además que los costos y el esfuerzo por prepararlos los hace una de las alternativas más costosas. Los compostajes maduros contribuyen con nutrientes, y aumentan el contenido de agua disponible en una mezcla, su capacidad de intercambio catiónico es alta (Handreck y Black 2002).

Se debe tener especial cuidado con estos materiales, ya que si no se han realizado adecuadamente se corre el riesgo de que contenga patógenos, sea un propágulo de malezas, alta tasa de reducción de nitrógeno, alto pH, alta concentración de amonio y alta salinidad (Alvarado y Solano 2002, Handreck y Black 2002).

Cuadro 4. Algunas características físicas y químicas de varios componentes orgánicos e inorgánicos de sustratos (Miller y Jones 1995).

Componente	Densidad kg/m <sup>3</sup>	pH	Nutrientes	Esterilidad	CIC cmol/dm <sup>3</sup>
Turba ( <i>Sphagnum</i> spp.)	96,1-128,2	3,5-4,0	mínimos	variable	180
Vermiculita	64,1-120,2	6,0-7,6	K-Mg-Ca	sí	82
Perlita	72,1-112,1	6,8-8,0	Ninguno	sí	3,5
Corteza de pino	128,2-448,6	3,3-6,0	Mínimos	variable	52,6
Fibra de coco	84,0-54	5,8-6,0	N	variable	120-150

## **b. Materiales inorgánicos**

Los componentes inorgánicos son incluidos en medios para contenedores para mejorar las características físicas, drenaje y aireación, debido al aumento de los macroporos. Algunas veces el sustrato inorgánico es de peso muy ligero, mientras otros son de peso considerable (Alvarado y Solano 2002).

Algunos materiales inorgánicos usados como sustratos son:

### **Gravas**

Generalmente se usan gravas que tengan un tamaño entre 5-15 mm. Se destacan las gravas de cuarzo y la piedra pómez. Deben poseer excelente estabilidad estructural, su capacidad de retención de humedad es baja y su porosidad es elevada (más del 40% del volumen). Su uso como sustrato puede durar varios años, aunque con el tiempo se degradan y reducen el tamaño de sus partículas (Jiménez 2009).

### **Arena**

Es un material de gran disponibilidad y muy utilizado debido a su bajo precio, generalmente se usa como parte del sustrato normalmente de 20 a 50% del volumen de la mezcla. Tienen alta densidad y rápido drenaje, por lo tanto una pequeña capacidad de retención de humedad (Takaneet *al.* 2013).

Existen muchos tamaños de arenas, pero generalmente se prefieren aquellas que principalmente tienen partículas con tamaños medianos o muy gruesas (0,25 a 2 mm). Grados más finos se pueden usar para aumentar la capacidad de retención de humedad en las mezclas donde los otros componentes son más gruesos. No se deben usar arenas calcáreas (Handreck y Black 2002).

### **Vermiculita**

La vermiculita es en realidad un mineral transformado. Originalmente son minerales del grupo de silicatos conocido como mica, que se introducen en hornos de altas temperaturas, donde se expanden transformándose finalmente en vermiculita. En agricultura se usan los tamaños de partículas de 0,5 a menos de 0,3 mm; es ampliamente usado en la horticultura (Jiménez 2009, Takaneet *al.*2013).

Posee una de las menores densidades entre los materiales utilizados como sustratos, además posee una altísima capacidad de retención de agua y a la vez una gran porosidad lo que facilita el enraizamiento entre la raíz y el sustrato (Takane *et al.* 2013).

### **Perlita**

Puede sustituir a la arena y contribuye en una mezcla dando aireación. La perlita es una roca volcánica silicia que triturada y calentada a altas temperaturas se expande para formar partículas blancas con numerosas celdas de aire cerrado. El agua se adhiere a la superficie, pero no es absorbida. Su principal ventaja sobre la arena es su peso ligero (Alvarado y Solano 2002).

### **Poliestireno**

Este material constituye un buen sustituto para la arena, proporcionando mejor aireación y peso liviano al sustrato. Es un producto sintético, de color blancuzco que contiene celdas cerradas llenas de aire. Es extremadamente liviano y al igual que la arena no absorbe agua y al ser un producto neutral no afecta el pH de la mezcla (Nelson 2003). No contiene nutrientes y su capacidad de intercambio catiónico por lo tanto es despreciable (Handreck y Black 2002).

### **Lana de roca**

Es un mineral que se obtiene de la fundición a más de 1600°C de una mezcla de rocas basálticas, calcáreas y carbón de coke. Se obtiene un producto fibroso, que se prensa, se endurece y se corta en la forma deseada. Es un sustrato inerte, con una CIC casi nula y pH ligeramente alcalino. Es un material con alta porosidad, retiene bastante humedad pero muy débilmente (Jiménez 2009).

## **1.9 Formulación de mezclas para contenedor.**

En la selección de componentes y sus proporciones, para la formulación de sustratos, se deben tomar en cuenta las características que definen las cuatro funciones básicas de un medio de cultivo en recipientes: anclaje, retención de humedad, porosidad e intercambio de nutrientes para la planta. Por lo anterior, sólo interesa saber las características que posee el medio y no cuáles son los materiales que lo componen (Alvarado y Solano 2002).

Obtener mezclas de sustratos no resulta sencillo puesto que existen numerosos materiales, que pueden ser adecuados como sustratos de cultivos. Estos materiales pueden tener distintas propiedades en función de su distribución granulométrica. A ello se debe sumar las numerosas propiedades que deben satisfacer condiciones de cultivo específicas (Burés 1997).

La mezcla de dos o más componentes, por lo general, produce interacciones que hacen que las propiedades físicas de la mezcla no sean la media óptima de las propiedades de los componentes. Por ello, es necesario determinar en cada caso las propiedades de las mezclas resultantes. Una vez que éstas se han determinado, los ajustes en las proporciones de los componentes de la mezcla pueden hacerse hasta encontrar los requisitos mínimos deseados (Cabrera 1995).

Las mezclas de los materiales puede producir sustratos con características físicas muy diferentes a las originales, ya que puede ocurrir un proceso de interacción donde las partículas pequeñas llenan los poros entre las partículas más grandes reduciendo la fracción de poros totales (Burés 1997), lo cual origina sustratos con diferentes capacidades de aireación y retención de humedad.

Aunque los ingredientes sean de buena calidad, si la mezcla no se efectúa de un modo correcto que garantice la distribución homogénea de los componentes, el sustrato obtenido puede resultar inadecuado para el cultivo (Burés 1997).

## 2. Materiales y métodos

El trabajo se realizó en la Estación Experimental Agrícola Fabio BaudritMoreno (EEAFBM) de la Universidad de Costa Rica, ubicada en Alajuela, Costa Rica a una altitud de 840 msnm. Se usaron las instalaciones del invernadero multicapilla del Programa de Hortalizas en un área de 252 m<sup>2</sup> aproximadamente.

### 2.1 Selección de las materias primas

Para definir las materias primas que se usaron se escogieron aquellas con potencial de conformar un sustrato de calidad. Las fibras naturales son materiales livianos y porosos que pueden constituirse en la base de un sustrato con buenas propiedades físicas. También los abonos orgánicos con una madurez adecuada se consideran potenciales sustratos, ya que proveen consistencia y un aporte nutricional importante. Por lo tanto, las materias primas que se usaron como base fueron:

- Fibra de coco (*Cocos nucifera* L.): provista por la empresa Sustratos de Centroamérica, se seleccionó una mezcla de fibra de coco molida con partículas más grandes del mismo material.
- Fibra de hoja de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.): se obtiene de hojas de desecho de las plantas de palma aceitera producto de las podas que se realizan durante el ciclo de producción. Con la molienda de estas hojas se obtuvieron en su mayoría partículas grandes y medianas de más de 2 mm, por lo que proveen muy buena aireación a un sustrato. Esta materia prima se obtuvo de plantaciones de palma aceitera de Costa Rica.
- Abono orgánico Juan Viñas: derivado del proceso de compostaje de residuos orgánicos del bagazo de caña (*Saccharum officinarum* L.), broza de café (*Coffea arabica* L.) y otros materiales orgánicos, producidos en la zona de Turrialba, Cartago.

- Aserrín de melina (*Gmelina arborea* Roxb.): se obtiene como subproducto de la elaboración de tarimas de madera de melina usadas para la exportación de productos en nuestro país; proveniente de la zona atlántica de Costa Rica.

## **2.2 Selección de mezclas de los sustratos**

Para realizar la mezcla de las materias primas se buscó que fueran combinaciones contrastantes de los materiales que conforman el sustrato, con el fin de obtener diferencias en cuanto a su caracterización física, química y biológica, visualizando mejor el aporte real de cada materia prima.

Se definieron varias mezclas procurando abarcar las posibles combinaciones, ya fuera usando dos, tres o cuatro de las materias primas. Estas combinaciones se realizaron a pequeña escala y de manera uniforme para un primer análisis de sus propiedades en laboratorio, en un recipiente de volumen de 15 l.

Los quince tratamientos escogidos, a los cuales se les realizó la caracterización física, química y biológica fueron:

1. Fibra de coco en tabletas comerciales.
2. Fibra de coco molida (FC)
3. Fibra de hoja de palma (FP)
4. Abono orgánico Juan Viñas (ABO)
5. FC 50% + ABO 50%
6. FC 40% + FP 40% + ABO 20%
7. FC 50% + FP 50%
8. FC 25% + FP 25% + ABO 25% + Aserrín (AS) 25%
9. FC 40% + FP 40% + AS 20%
10. FC 70% + ABO 30%
11. FP 70% + ABO 30%
12. FP 50% + ABO 50%
13. FC 70% + AS 30%
14. FP 70% + AS 30%
15. ABO 70% + AS 30%

El porcentaje refleja la proporción de la materia prima mezclada para conformar el sustrato.

## **2.3 Primera Fase:**

### **Caracterización física, química y microbiológica de los sustratos**

Esta actividad fue fundamental para tener un criterio objetivo para la selección y conformación adecuada de los sustratos, y así poder definir cuáles presentaban el mayor potencial para su posterior uso en el ensayo en invernadero.

#### **a. Caracterización física**

Estos análisis se realizaron en el Laboratorio de Ambientes Protegidos de la EEFBM. Para cada sustrato se realizaron dos repeticiones.

Incluyó la evaluación de propiedades físicas como la granulometría que corresponde a la separación de partículas por su tamaño. Esto se hace a través de una criba mecánica, la cual consiste en frascos con diferentes mallas de tamiz colocados verticalmente uno sobre otro, que clasifica las partículas en tamaños mayores a 2 mm, de 1 a 2 mm, de 1 a 0,5 mm, de 0,5 a 0,25 mm y menores de 0,25 mm. El proceso consistió en llenar el frasco superior con el material seco evitando dejar espacios vacíos, luego se agitó manualmente la criba durante dos minutos y por último se pesó el material contenido en cada frasco por la separación del tamaño de partícula, para determinar el porcentaje de cada uno.

Se determinaron además otras características como porosidad, capacidad de retención de agua y densidad aparente siguiendo la metodología propuesta por Cabrera (1995) y Fonteno (1996), descrita a continuación:

- Se tomaron vasos plásticos y se les realizó cinco perforaciones en la base.
- Se taparon los agujeros con cinta adhesiva para poliducto.
- En cada vaso se agregó un volumen conocido de sustrato (125 ml). Se realizaron dos repeticiones por sustrato.
- Se saturaron las muestras con agua y se dejaron reposar por 15 minutos.

-Luego de este tiempo, se quitó la cinta y se recogió el agua drenada en un recipiente durante 2 minutos.

-Con una probeta se midió el volumen drenado.

-El sustrato de cada muestra se colocó por separado en cápsulas de aluminio y se tomó el peso húmedo.

-Luego dichas muestras se colocaron en una estufa a 70°C y después de dos días se tomó su peso seco.

Por último, con los datos obtenidos se determinó la porosidad total, capacidad de retención de agua y la densidad de masa por medio de las siguientes fórmulas:

$$\text{Porosidad total (\%)}: \frac{(\text{Peso húmedo} - \text{peso seco}) + \text{volumen drenado}}{\text{volumen de sustrato}} \times 100$$

$$\text{Capacidad de retención de agua (\%)}: \frac{(\text{Peso húmedo} - \text{peso seco})}{\text{volumen de sustrato}} \times 100$$

$$\text{Densidad de masa (g/ml)}: \frac{\text{peso seco}}{\text{volumen de sustrato}}$$

## **b. Caracterización química**

Para el análisis químico fue necesario obtener muestras líquidas de cada sustrato, para lo cual se siguió la metodología de extracto de pasta saturada propuesta por Warnecke y Krauskopf (1983). El procedimiento fue:

-En un recipiente de 800 ml de capacidad, se colocó aproximadamente 400 ml de sustrato y se saturó con agua destilada. Se realizaron dos repeticiones por sustrato.

-Las muestras se dejaron saturadas durante dos horas.

-Transcurrido ese tiempo se filtró cada muestra en un embudo Büchner, usando una bomba de vacío hasta recoger aproximadamente 100 ml del filtrado.

-Con el uso de un pH-metro digital, se determinó el pH y conductividad eléctrica de cada muestra en el Laboratorio de Ambientes Protegidos de la EEAFBM.

-El líquido filtrado se almacenó en botellas plásticas y se guardaron en refrigeración, luego se llevaron al Laboratorio de Suelos y Foliaves del Centro de Investigaciones Agronómicas (CIA) de la Universidad de Costa Rica para analizar el contenido de nutrimentos en mg/l de Ca, Mg, K, Fe, Zn, Cu, Mn y Na. Además en dicho laboratorio también se analizó el pH y conductividad eléctrica de las muestras, para corroborar el dato obtenido anteriormente.

### **c. Caracterización microbiológica**

Se llevó una muestra de 500 g de cada una de las materias primas (fibra de coco, fibra de hoja de palma, aserrín y abono orgánico Juan Viñas) al Laboratorio de Microbiología Agrícola del CIA, para realizar la identificación de hongos predominantes, con el fin de considerar la población de microorganismos presente en la muestra y determinar posibles patógenos.

Una vez realizada la caracterización de los quince sustratos, se escogieron las cuatro mezclas que tuvieron las mejores propiedades respecto a los resultados de laboratorio para realizar el ensayo de campo en condiciones de invernadero. La escogencia de sólo cuatro mezclas se hizo tomando en consideración el área disponible en el invernadero, el número de plantas por tratamiento y el diseño experimental que se usó. Adicional a esto se incluyó un tratamiento testigo el cual consistió en pacas comerciales de fibra de coco, dando como resultado cinco tratamientos finales.

## **2.4 Segunda fase:**

### **Ensayo de campo en invernadero.**

Para el experimento en campo se usaron plantas de pepino tipo holandés (*Cucumis sativus* L.) variedad Fuerte, para evaluar el efecto de los diferentes tratamientos, escogidos en la primera fase; sobre la producción y desarrollo de las plantas.

El área total de la parcela experimental dentro del invernadero fue de 252 m<sup>2</sup> aproximadamente, conformada por 12 hileras de 14 m de longitud cada una. El área de borde consistió en las dos hileras externas, al igual que las dos primeras y dos últimas plantas de cada hilera; por lo tanto el área efectiva del ensayo fueron 10 hileras, donde se distribuyeron los tratamientos (Anexo 1).

El diseño experimental que se implementó fue cuadrado latino 5 x 5, los tratamientos fueron:

- Fibra de coco al 40% + Fibra de hoja de palma al 40% + Abono orgánico al 20%.
- Fibra de coco al 50% + Fibra de hoja de palma al 50%.
- Fibra de coco 70% + Abono orgánico 30%.
- Fibra de hoja de palma 70% + Aserrín de melina al 30%.
- Testigo-Tabletas comerciales de fibra de coco.

#### **a. Preparación del almácigo de pepino tipo holandés**

El almácigo del cultivo de pepino se realizó el día 4 de setiembre 2012 en las instalaciones de la EEFBM, se usó semilla provista por Villaplants. Todo el almácigo se sembró en sustrato de turba en bandejas plásticas de 128 celdas. Para la parte experimental se usaron plantas de pepino tipo holandés variedad Fuerte y para los bordes de la parcela se usó semilla de las variedades Sendero, Paisaje y Boreal, todas similares entre sí en cuanto a su porte.

En total se sembraron 10 bandejas de 128 celdas. Una vez sembradas se colocaron en la cámara de germinación en oscuridad por dos días, con temperatura y humedad relativa reguladas. Al observarse la emergencia de la radícula, las bandejas fueron retiradas de la cámara de germinación y colocadas dentro del invernadero. En relación al manejo del riego se realizaban riegos de un minuto cada hora, desde las 7 am hasta las 3 pm para conservar la humedad en el sustrato y evitar deshidratación en las plantas.

Una vez que las plántulas presentaron el crecimiento de la primera hoja verdadera se iniciaron las aplicaciones del fertilizante 12-60-0, dos veces por semana a 2,5 g/l en drench dirigido a la raíz. Las plántulas estuvieron listas para ser trasplantadas cuando tuvieron dos hojas verdaderas completamente desarrolladas.

#### **b. Preparación del área experimental**

Para la siembra del cultivo en los cuatro tratamientos escogidos se usaron contenedores grandes de plástico (7 l de capacidad). Para el quinto tratamiento sólo se usaron tabletas comerciales de fibra de coco de un metro de largo por 18 cm de alto y 20 cm de

ancho, igualmente para los bordes se usó una combinación de macetas y pacas de fibra de coco.

Cada tratamiento estuvo conformado por cinco repeticiones para un total de 100 plantas por tratamiento. Se usó una distancia de siembra de 25 cm. En el área experimental hubo un total de 500 plantas de pepino holandés, distribuidas según el diseño empleado, más 148 plantas que se usaron en el borde.

### **c. Manejo agronómico del cultivo**

Para el mantenimiento del cultivo se siguió la estrategia previamente establecida por el Programa de Hortalizas de la EEAFBM, que incluye aspectos de fitoprotección considerando un manejo integrado de plagas (MIP), manejo de planta, riego por goteo y nutrición, todas estas variables manejadas para todos los tratamientos por igual.

Se realizaron las prácticas culturales indispensables para el cultivo como la deshija semanalmente, y la deshoja de las partes inferiores de la planta para reducir el posible inóculo de patógenos y aumentar la aireación.

El riego debió ser muy bien controlado durante el establecimiento del cultivo, ya que la temperatura del invernadero era muy alta durante las horas de la mañana, alcanzando temperaturas máximas de más de 35°C algunos días (Anexo 2) y con una humedad relativa promedio alrededor del 80% (Anexo 3).

La fertilización se manejó de forma fraccionada en tres etapas distintas del cultivo: desarrollo vegetativo, floración y producción de frutos (Anexo 4). Se usaron fuentes como Novatec N, KNO<sub>3</sub>, MAP, CaNO<sub>3</sub>, MgSO<sub>4</sub> y Hakaphos A.

Parte de la fertilización foliar incluyó aplicaciones de nutrimentos menores y aminoácidos con el producto Megafol®, el cual está constituido por un complejo de aminoácidos a base de extractos naturales. Este producto se usó en las primeras etapas para ayudar a las plantas a recuperarse del estrés del transplante.

Cada planta de pepino se manejó con una sola guía principal de crecimiento, esto mediante podas constantes de formación. El cultivo estuvo apoyado sobre una malla cuadrangular de plástico que abarcaba toda la hilera para darle soporte. Se tuvo el cuidado que

no se mezclaran plantas de diferentes tratamientos, lo que hubiera conllevado un error de medición.

Se evaluó la fenología del cultivo a partir de parámetros de desarrollo y crecimiento de la planta en tres etapas los 10, 19 y 25 días después del trasplante, donde se tomó en cuenta la altura de la planta en las primeras mediciones; además se evaluó la cantidad de hojas totalmente desarrolladas y su tamaño, cantidad de flores y frutos. Esta medición de fenología se realizó solo esos días principalmente para establecer diferencias en las primeras fases del cultivo.

Una vez que la planta inició la etapa de fructificación, se empezó a evaluar el rendimiento comercial (producción en kg/planta), los frutos se clasificaron de acuerdo a su tamaño, lo cual significa calidad en las categorías comerciales: S, M, L, XL y rechazo. Los tamaños de cada categoría (considerando largo de la fruta) fueron: S= 28,5 a 30,5 cm; M = 30,6 a 33 cm; L = 33,1 a 35,5 cm; XL= más de 35,5 cm.

Además a los 40 ddt se realizó una toma de muestras de la hoja número cinco en diferentes plantas al azar abarcando todas las repeticiones para un total de 20 hojas por tratamiento, para llevar al Laboratorio de Suelos y Foliares del Centro de Investigaciones Agronómicas para su análisis foliar y así conocer el estado nutricional de las plantas según el tratamiento de sustrato.

#### **d. Determinación del contenido de humedad en los sustratos**

Se realizaron mediciones del contenido de humedad del sustrato (% de agua) en tiempo real en cada tratamiento, mediante el uso de un sensor de tecnología TDR (marca ICT Australia). Dichas mediciones se realizaron en dos etapas durante el ciclo del cultivo, la primera medición se realizó justo antes de la primera floración del cultivo a los 23 días después de trasplante, y la segunda medición cuando el cultivo se encontraba en plena producción de frutos, a los 53 días después del trasplante. Los días en que se evaluó se tomó una medida de humedad en los sustratos a las 8:00 am y luego a las 12:00 md, con el propósito de conocer en ese momento la capacidad de retención de humedad de cada sustrato y el tratamiento testigo.

### **e. Determinación de la conductividad estomática de las plantas**

Por medio de un "Porómetro de hoja modelo SC-1" (marca Decagon) se logró determinar también la conductividad estomática de las plantas, usando la técnica del Estado Estacionario. Esta técnica mide la presión de vapor y el flujo de vapor sobre la superficie de la hoja. La pinza del porómetro se fija a la superficie de las hojas, y a continuación se empieza a medir la presión de vapor entre dos puntos de esta trayectoria, para calcular el flujo y el gradiente con las medidas de presión de vapor y conductancia de difusión conocida.

Así se puede relacionar con la eficiencia fotosintética de las plantas bajo los diferentes sustratos. La medición de la conductividad estomática se realizó una única vez a los 23 días después de trasplante a las 10 am. Se midió la cuarta hoja más joven plenamente desarrollada en dos plantas al azar por tratamiento, dicha hoja se cortó e inmediatamente se tomó la primera medición, tomando datos cada cinco segundos por un periodo de 30 segundos. Este procedimiento se repitió cinco veces en la misma hoja hasta obtener un dato de medición estable, para un total de 10 minutos de mediciones por hoja. En las plantas evaluadas se tomaron alrededor de 60 mediciones en el lapso de 10 minutos, esto para obtener un dato más confiable.

### **f. Análisis estadístico de la información**

El análisis estadístico de los datos consistió de un análisis de varianza.

El primer análisis de varianza se realizó respecto al diseño experimental que se tenía en campo un cuadrado latino 5x5; sin embargo, este diseño no demostró efectos importantes de borde, por lo que para obtener un mejor análisis estadístico se realizó la corrida de la información como si fuese un diseño de bloques completos al azar, en el que se obtuvo un coeficiente de variación menor.

Mediante pruebas de separación LSD Fisher se analizaron las medias de los tratamientos. Como paquete estadístico se empleó el programa Infostat<sup>2</sup>.

---

<sup>2</sup>Infostat, 2002. InfoStat/Profesional v.1.1. Facultad Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional de Córdoba. Argentina.

### **3. Resultados y discusión**

#### **3.1 Primera Fase:**

##### **Caracterización física, química y microbiológica de los sustratos**

###### **a. Evaluación de las propiedades físicas de las mezclas.**

Entre las materias primas analizadas en esta investigación (Cuadro 5) se puede observar una granulometría muy diversa, como el caso de la fibra de hoja de palma (M3) donde un 82,41% de partículas presentó un tamaño mayor a 2mm y en el abono orgánico (M5) un 28,86%; pero en el caso de las partículas menores a 0,5 mm en la fibra de hoja de palma correspondió a un 3,7% y el abono orgánico correspondió a un 38,47%; un alto contenido de partículas tan pequeñas como en este caso puede involucrar problemas como un mal drenaje y mala respiración de las raíces en el sustrato, ya que hay una baja aireación, pocos espacios de aire y la mayoría de espacios podrían estar ocupados por las partículas pequeñas cuyos poros retienen más agua.

En una mezcla de sustrato, lo ideal es que la mayoría de partículas para componentes orgánicos, así como inorgánicos, se encuentren en un tamaño entre 0,5 y 4 mm, y con menos de 20% presente en partículas más finas que 0,5 mm (Cabrera 1995).

Como se observa en el Cuadro 5 con el tratamiento M6 se logró una mejor distribución del tamaño de las partículas donde un 64,75% fueron partículas mayores a 2 mm y 5,74% menores a 0,25 mm. Otro tratamiento como M10 tuvo una buena distribución de las partículas de acuerdo a su tamaño. Por otro lado en el caso de M14 un 71% de partículas fueron mayores a 2 mm y sólo un 2,88% fueron menores a 0,5 mm, lo que significa una buena aireación en el sustrato.

Cuadro 5. Granulometría de los quince sustratos evaluados en el Laboratorio de Ambientes Protegidos de la EEAFBM. Alajuela, Costa Rica. 2013

Tratamiento	Sustrato	% Promedio				
		> 2 mm	1 a 2 mm	0,5 a 1 mm	0,25 a 0,5 mm	< 0,25 mm
M1	Fibra de coco en tabletas (comercial)	62,31	15,14	11,45	8,22	2,88
M2	Fibra coco molida (FC)	53,85	12,09	15,38	13,19	4,4
M3	Fibra hoja de palma (FP)	82,41	7,41	5,56	3,7	0
M4	Abono Orgánico (ABO)	28,86	14,77	16,78	26,17	12,3
M5	FC 50% + ABO 50%	43,48	12,61	13,91	16,96	12,17
M6*	FC 40% + FP 40% + ABO 20%	64,75	11,48	9,84	8,2	5,74
M7*	FC 50% + FP 50%	75,36	11,59	7,25	2,9	0,72
M8	FC 25% + FP 25% + ABO 25% + AS 25%	44,44	16,37	15,2	12,87	11,7
M9	FC 40% + FP 40% + AS 20%	70,2	11,92	9,27	5,3	1,99
M10*	FC 70% + ABO 30%	47,95	14,38	14,38	15,07	9,59
M11	FP 70% + ABO 30%	57,99	12,43	8,88	8,88	11,83
M12	FP 50% + ABO 50%	43,4	11,49	12,77	14,47	16,6
M13	FC 70% + AS 30%	56,12	13,27	14,29	10,2	4,08
M14*	FP 70% + AS 30%	71,63	12,5	9,62	2,88	0
M15	ABO 70% + AS 30%	26,37	16,72	17,04	21,54	17,04

\*Sustratos escogidos para la validación en invernadero con el cultivo de pepino.

Otras propiedades físicas como la porosidad total obtenida en los sustratos evaluados se pueden observar en el Cuadro 6. Las mezclas que contenían Fibra de coco en diferentes proporciones presentaron la mayor porosidad total (en un rango de 86 a 67%). Por su parte las mezclas con fibra de hoja de palma como Fibra de palma + abono orgánico, y fibra de palma + aserrín, obtuvieron los valores más bajos de porosidad total (en un rango de 46 a 58%).

La capacidad de retención de agua se comportó similar a la porosidad total; aquellas mezclas de sustratos que contenían abono orgánico y fibra de coco presentaron mayor capacidad de retener agua (Cuadro 6). Por ejemplo el tratamiento M5 tuvo un 55% de

capacidad, M10 con un 53% similar a M15, mismo valor que la mezcla 1. Esta característica se observó en un estudio realizado por Quesada y Méndez (2005a) donde los sustratos que contenían fibra de coco y aserrín de melina madurado fueron los que mantuvieron mayor capacidad de retención de agua en la mezcla al ser añadidos en la misma.

En caso de la Fibra de hoja de palma y las mezclas que la contenían en una mayor proporción se presentó una menor capacidad de retención de agua. Este fue el caso de M11 (Fibra de palma 70% + Abono 30%), M12 (Fibra de palma 50% + Abono 50%) y M14 (Fibra de palma 70% + Aserrín 30%), con un valor de 39, 45 y 32% respectivamente.

Cabe resaltar que M14 presentó una porosidad media de 56,72% y una baja retención de humedad de 31,52%, pero tiene una buena granulometría por lo que fue una mezcla seleccionada para el ensayo en campo y así poder observar su comportamiento con el cultivo.

Respecto a la densidad de masa, todos los materiales (materia prima o mezcla) tuvieron valores dentro de un rango apropiado, que se estima un valor óptimo cuando es menor a 0,2 g/ml (Abad *et al.* 1999, citados por Guzmán 2003). Otros como el M4 y M15 presentaron valores de 0,33 y 0,29 g/ml respectivamente, compuestos por una alta proporción de abono orgánico.

Cuadro 6. Porosidad total, Capacidad de retención de agua y Densidad de masa de los 15 sustratos evaluados en el laboratorio de ambientes protegidos de la EEAFBM. Alajuela, Costa Rica. 2013

Tratamiento	Sustrato	Porosidad total %	Capacidad retención de agua (%)	Densidad aparente (g/ml)
M1	Fibra de coco en tabletas (comercial)	76	56	0,15
M2	Fibra coco molida (FC)	81	56	0,14
M3	Fibra hoja de palma (FP)	53	22	0,13
M4	Abono Orgánico (ABO)	63	56	0,33
M5	FC 50% + ABO 50%	67	55	0,25
M6	FC 40% + FP 40% + ABO 20%	75	49	0,19
M7	FC 50% + FP 50%	78	49	0,15
M8	FC 25% + FP 25% + ABO 25% + AS 25%	75	58	0,21
M9	FC 40% + FP 40% + AS 20%	77	56	0,15
M10	FC 70% + ABO 30%	75	53	0,2

<b>M11</b>	<b>FP 70% + ABO 30%</b>	47	39	0,23
<b>M12</b>	<b>FP 50% + ABO 50%</b>	59	46	0,27
<b>M13</b>	<b>FC 70% + AS 30%</b>	86	57	0,15
<b>M14</b>	<b>FP 70% + AS 30%</b>	57	31	0,14
<b>M15</b>	<b>ABO 70% + AS 30%</b>	64	53	0,29

#### **b. Evaluación de las propiedades químicas de las mezclas.**

De acuerdo a los análisis de nutrimentos realizados, se puede observar en el Cuadro 7 diversos rangos de nutrimentos como fósforo, calcio y magnesio, en las mezclas en general. Sin embargo, un nutrimento como el potasio se obtuvo en mayor concentración en la Fibra de hoja de palma y en el abono orgánico, y las mezclas que contenían estas dos materias primas como M10 (FP 70% + ABO 30%) y M7 (FP50% + ABO50%) obtuvieron los valores más altos con 1279,3 y 1033,5 mg/kg respectivamente.

Al comparar únicamente las tres materias primas analizadas, el abono orgánico obtuvo las concentraciones más altas de calcio, magnesio, potasio y azufre; seguido por la fibra de coco. En el caso del fósforo, el Abono orgánico obtuvo la menor concentración de todos los tratamientos. La mayor concentración de fósforo en las materias primas la obtuvo la fibra de hoja de palma con un 68,1 mg/kg y en mezcla la concentración más alta se presentó en M7 con un 85,1 mg/kg, seguida de M14 (FP70% + AS30%) con un 71,4 mg/kg. Elementos menores como cobre, zinc, manganeso y boro no fueron detectados en el análisis debido a su baja concentración.

De acuerdo al pH del líquido filtrado de las mezclas (Cuadro 7), se mantuvieron en un rango de 5,5 en el caso de M5 (FC50% + ABO50%) a un máximo de 7 en M15 (ABO70% + AS30%), por lo que no hubo valores extremos de pH tanto de acidez como de alcalinidad fuera del rango permitido para sustratos. Se debe tener cuidado con el pH de un sustrato porque influye en la disponibilidad de nutrimentos, así según sea el pH del sustrato, estarán disponibles en mayor o menor medida los iones de unos u otros minerales. Por ejemplo, con un pH bajo están poco disponibles los iones de Calcio, Azufre y Potasio, mientras que a pH alto son poco asimilables los iones de Fósforo, Hierro, Manganeso y Zinc. Por lo anterior, el pH de un sustrato debe estar alrededor de 6,5; ya que cercano a este valor se tiene la máxima disponibilidad de nutrientes (Fierro *et al.* 2000).

El pH y la Conductividad eléctrica son propiedades que afectan la rizósfera de una planta. Las plántulas pueden ser más sensibles a alteraciones del pH y conductividad eléctrica, debido a su succulencia y lento desarrollo inicial (Quesada y Méndez 2005a) por lo que hay que monitorear constantemente estas características.

Warnecke (1988) recomienda que la CE no debe exceder 3 mS/cm para evitar problemas en el cultivo. El tratamiento M4 (abono orgánico como materia prima) y el tratamiento M11 (FP70% + ABO30%) presentaron un valor de CE de 5,4 mS/cm, a la vez M12 (FP50% + ABO50%) presentó un valor de 4,8 mS/cm, los cuales fueron valores muy altos que podían perjudicar el desarrollo de las plantas. Por lo anterior se descartaron estos tres sustratos en la escogencia de los cuatro tratamientos finales.

Las propiedades químicas pueden ser modificadas a lo largo de un ciclo de producción, en particular, cuando se recurre a programas intensivos de nutrición y uso de fertilizantes de lenta liberación (Ortega *et al.* 2010, Quesada y Méndez 2005a), contrario a las propiedades físicas las cuales no se pueden modificar una vez establecido el cultivo. Además, la ausencia de arcillas y complejos coloidales en los sustratos, que sí están presentes en los suelos y por lo general les brindan estabilidad química y poder de amortiguación, hace que sea imprescindible un buen balance catión/anión y un pH y conductividad eléctrica apropiados para un óptimo desarrollo y crecimiento de las plantas cultivadas en sustratos.

Cuadro 7. Contenidos nutricionales, pH y conductividad eléctrica de los sustratos evaluados en el Laboratorio de Suelos y Foliare del Centro de Investigaciones Agronómicas, Universidad de Costa Rica. San José, Costa Rica. 2013

Tratamiento	Sustrato	mg/kg						mg/kg					pH	mS/cm
		N	P	Ca	Mg	K	S	Fe	Cu	Zn	Mn	B		
M2	Fibra coco molida (FC)	ND*	28	120,9	39,7	563,8	43,6	2,4	0,5	ND	ND	2	6	3
M3	Fibra hoja de palma (FP)	ND	68,1	38,6	11	784,3	29,5	3,7	ND	ND	ND	ND	6,6	3
M4	Abono Orgánico (ABO)	ND	19	256,7	93,8	978,8	89,7	1,8	ND	ND	ND	2,4	6	5,4
M5	FC 50% + ABO 50%	ND	45,3	27,7	8	182,7	11	1,4	ND	ND	ND	ND	5,5	1
M6	FC 40% + FP 40% + ABO 20%	ND	66,7	83,9	29,7	701,9	34,9	3,6	ND	ND	ND	ND	6,3	3,2
M7	FC 50% + FP 50%	ND	85,1	43,3	13,3	486,1	18,7	1	ND	ND	ND	ND	6,5	2,1
M8	FC 25% + FP 25% + ABO 25% + AS 25%	ND	27,6	71,9	24,6	541,5	33,7	4,8	1	ND	ND	1,6	6,3	2,5
M9	FC 40% + FP 40% + AS 20%	ND	54,2	34,2	12	402,3	17,8	3,2	0,5	ND	ND	ND	6,5	1,7
M10	FC 70% + ABO 30%	ND	24	103	36,4	548,2	43,4	6,5	ND	ND	ND	1,1	5,7	3
M11	FP 70% + ABO 30%	ND	28,5	143	50,9	1279,3	71,7	5,8	0,5	ND	ND	1,1	6,4	5,4
M12	FP 50% + ABO 50%	ND	19,3	169,1	59	1033,5	69,3	18,6	0,5	ND	0,5	1,7	6,1	4,8
M13	FC 70% + AS 30%	ND	21	19,4	6,9	181,7	10,8	1,6	ND	ND	ND	ND	5,9	0,9
M14	FP 70% + AS 30%	ND	71,4	55,6	16,6	832,2	30,5	2,6	ND	ND	0,5	ND	5,8	3,1
M15	ABO 70% + AS 30%	ND	ND	117	42	572	48	2	ND	ND	ND	1	7	3

\*ND: No determin

### **c. Evaluación de las propiedades microbiológicas.**

En cuanto a las propiedades microbiológicas se realizó un análisis que determinó la presencia de algunos hongos en las cuatro materias primas a evaluar (Cuadro 8). En fibra de coco y fibra de hoja de palma se detectó la presencia de *Trichoderma* sp., lo cual no representa un problema para el cultivo. En el Abono orgánico y el Aserrín de melina se identificaron los hongos *Penicillium* sp. y *Mucor* sp. que tampoco representan una amenaza. Sin embargo, en la fibra de coco fue donde se identificaron otros hongos como *Fusarium* sp. y *Aspergillus* sp., pero no se obtuvieron las unidades de colonias formadoras, para conocer si podían representar un problema real para el cultivo.

Una forma de asegurar la inocuidad del cultivo al momento del trasplante y durante el establecimiento del mismo, que son las etapas más susceptibles de la planta, fue por medio del uso de productos fungicidas protectores, además de una nutrición adecuada especialmente desde la etapa inicial del almácigo y posteriormente a lo largo del cultivo.

Cuadro 8. Presencia de hongos dominantes en las cuatro materias primas evaluadas en el Laboratorio de Microbiología Agrícola del Centro de Investigaciones Agronómicas, Universidad de Costa Rica. San José, Costa Rica. 2013

<b>Sustrato</b>	<b>Identificación del hongo dominante</b>
Fibra de coco	<i>Trichodermasp.</i> <i>Aspergillus niger</i> <i>Aspergillus</i> sp. <i>Fusarium</i> sp.
Abono orgánico Juan Viñas	<i>Penicillium</i> sp. <i>Mucor</i> sp.
Aserrín de melina	<i>Penicillium</i> sp. <i>Mucor</i> sp.
Fibra de hoja de palma	<i>Trichodermasp.</i>

En base a los resultados obtenidos en la evaluación de las propiedades físicas, químicas y biológicas, se escogieron para el trabajo de evaluación de los sustratos con el cultivo en invernadero, cuatro mezclas que presentaron los valores adecuados y más favorables respecto a otras mezclas. Además para esta selección se decidió no dejar ninguna materia prima excluida dentro de las que se escogieron para este trabajo. Por lo tanto, las mezclas escogidas fueron las siguientes y se definieron como Tratamiento 1, 2, 3 y 4 (T1, T2, T3, T4):

- T1- FC 40% + FP 40% + ABO 20%
- T2- FC 50% + FP 50%
- T3- FC 70% + ABO 30%
- T4- FP 70% + AS 30%

El quinto tratamiento (T5) correspondió al tratamiento testigo utilizando las tabletas de fibra de coco que se venden comercialmente para este propósito.

### **3.2 Segunda fase:**

#### **Ensayo de campo en invernadero.**

##### **a. Manejo agronómico del cultivo**

El principal problema que presentó el cultivo fue el ataque del mildiú veloso de las cucurbitáceas (*Pseudoperonosporacubensis*) el cual se presentó aproximadamente 25 días después de trasplante; la afectación se observó uniforme en toda el área experimental. Los síntomas de esta enfermedad son manchas de color amarillo claro limitadas por las nervaduras de la hoja; en el envés se observan las estructuras del hongo de apariencia algodonosa (Arias 2007). Cuando el ataque es severo las plantas se defolian y la producción se ve reducida considerablemente. Por lo tanto desde el momento que se detectó la enfermedad se inició la aplicación de productos de fitoprotección sistémicos alternados con preventivos, además de un refuerzo de fertilizaciones foliares y con aminoácidos para mejorar la nutrición del cultivo.

En general, no se presentaron otras enfermedades de importancia o problemas por ataque de plagas.

##### **b. Fenología del cultivo**

El pepino es un cultivo de rápido crecimiento, de ciclo corto y cuyo desarrollo puede variar de una localidad a otra dependiendo de las condiciones edafoclimáticas, variedad y manejo.

En todos los parámetros evaluados, altura de la planta, cantidad de hojas, flores, frutos y tamaño de hojas, se encontraron diferencias significativas entre las fechas evaluadas.

Respecto a la altura de la planta, los tratamientos que mostraron mayor crecimiento de las plantas fueron FC40% + FP40% + ABO20% y FC70% + ABO30% (Figura 2), con un promedio de 105cm y 110 cm de altura a los 25 días después de trasplante, los cuales fueron similares estadísticamente entre sí, pero distintos significativamente de los otros tres

tratamientos (Anexo 6). El aporte nutricional del abono orgánico aunado a la aireación que le brindan los otros componentes de la mezcla podría explicar este comportamiento.

El tratamiento con menor crecimiento de las plantas en las fechas evaluadas fue FP70% + AS30% (Figura 2). Esto puede deberse a la dificultad que presentaba el cultivo para retener la humedad, ya que desde los primeros días de realizado el trasplante de las plantas se notó que el sustrato se secaba muy rápido por las mañanas debido a las altas temperaturas del invernadero. Por este motivo, en los primeros días se tuvo que realizar riegos con regadera manual en este tratamiento; aún con estas medidas hubo rezagos en el crecimiento de las plantas cultivadas en este sustrato.

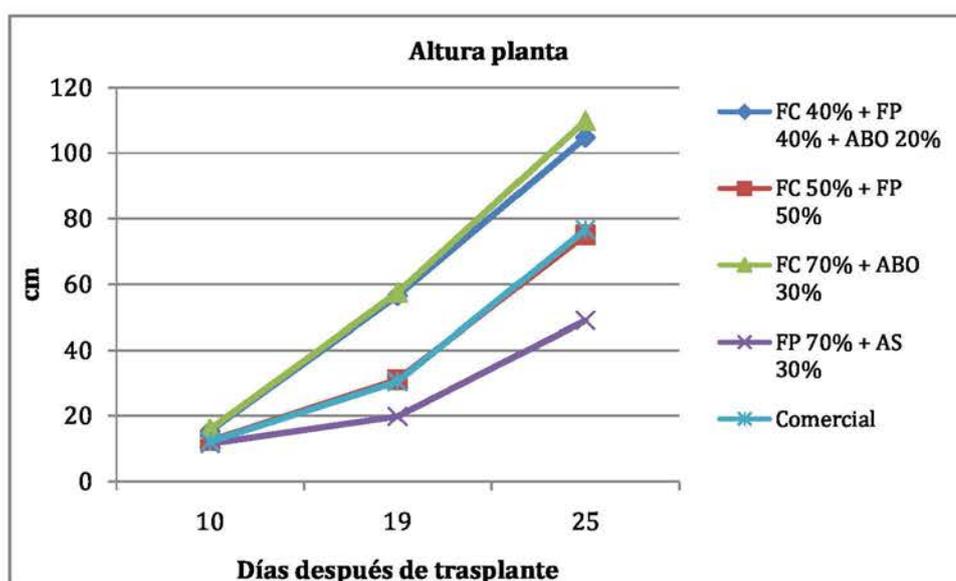


Figura 2. Altura de planta en pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela. 2013

El comportamiento respecto al tamaño de hojas (Figura 3) y al número de hojas por planta (Figura 3 y 4) fue similar al de la altura de planta, donde los tratamientos que mostraron mayor tamaño y cantidad de hojas fueron FC40% + FP40% + ABO20% y FC70% + ABO30%; estos fueron similares entre sí pero significativamente diferentes con los otros tres tratamientos (Anexo 6). Lo observado en estas dos mediciones (tamaño y número de hojas) se explica de la misma manera que para la altura de la planta.

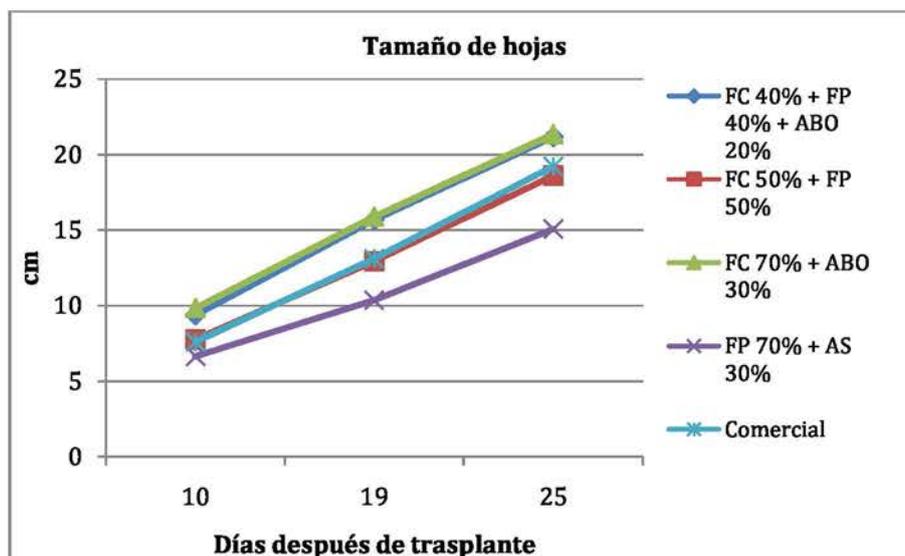


Figura 3. Tamaño de hojas en plantas de pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela. 2013

Los tratamientos de FC50% + FP50% y el tratamiento comercial de Pacas de fibra de coco fueron similares entre sí estadísticamente con valores intermedios de tamaño y número de hojas por planta (Figuras 3 y 4) en las tres fechas evaluadas; por último el tratamiento con menor tamaño y número de hojas fue el mismo con menor altura de planta, FP70% + AS30%, el cual mostró diferencias significativas con los otros cuatro tratamientos, que como se mencionó anteriormente se explica por la poca retención que mostró este sustrato, apenas por encima del 30%.

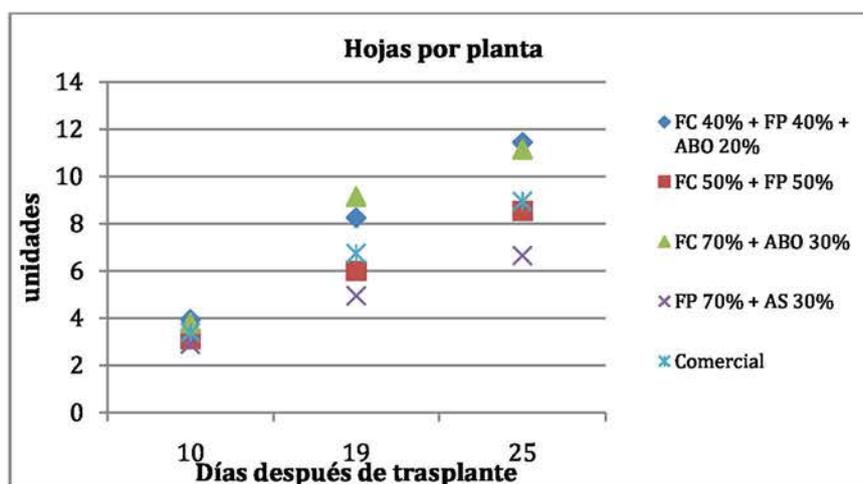


Figura 4. Número de hojas en plantas de pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela. 2013

El inicio de floración se dio a partir de los 19 días después de siembra (Cuadro 9), en los tratamientos que tenían abono orgánico en su mezcla como el de FC40% + FP40% + ABO20% con un promedio de dos flores por planta y el de FC70% + ABO30% con 1,2 flores por planta. Para la tercera evaluación, la mayoría de tratamientos fueron similares estadísticamente con un promedio alrededor de tres flores por planta, excepto para el tratamiento de FP70% + AS30% que fue el único estadísticamente distinto a los otros con sólo 1,7 flores por planta a los 29ddt.

Los frutos se comenzaron a contabilizar en la tercera evaluación de fenología a los 25 días después de siembra, el tratamiento de FP70% + AS30% fue el único que no presentó frutos pero aun así fue estadísticamente similar a los tratamientos de FC50% + FP50% y el tratamiento comercial de Pacas de fibra de coco en cuanto a producción de frutos (Anexo 6).

Los tratamientos de FC40% + FP40% + ABO20%, y FC70% + ABO30% fueron los mejores ya que cada planta tuvo en promedio alrededor de tres frutos por planta, lo que denota nuevamente que fueron los tratamientos con los mejores resultados de crecimiento y desarrollo del cultivo. Lo anterior posiblemente explicado por diferentes factores como la proporción de abono orgánico en la mezcla y sumado a la capacidad de retención de humedad en la fibra de coco.

Cuadro 9. Número de flores y frutos en plantas de pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela. 2013

	Días después de trasplante	Tratamiento				
		FC 40% + FP 40% + ABO 20%	FC 50% + FP 50%	FC 70% + ABO 30%	FP 70% + AS 30%	Tabletas de FC
Número de flores	19	2 <sup>b</sup>	-	1,2 <sup>b</sup>	-	1a <sup>b</sup>
	25	3,2 <sup>b</sup>	3,3 <sup>b</sup>	2,6 <sup>b</sup>	1,7 <sup>a</sup>	2,7 <sup>ab</sup>
Número de frutos	25	2,9 <sup>b</sup>	0,05 <sup>a</sup>	3,4 <sup>b</sup>	0 <sup>a</sup>	1 <sup>a</sup>

Medias con el mismo superíndice son estadísticamente iguales

### c. Conductividad estomática en el cultivo de pepino

El porómetro es un instrumento que mide el grado de apertura o cierre de los estomas en las hojas de una planta. Los resultados obtenidos en las mediciones de conductividad estomática en las plantas de pepino fueron variados.

En el cuadro 10 se presenta un promedio de estos datos para cada sustrato. Hay cuatro sustratos en el que las plantas evaluadas obtuvieron valores de conductividad estomática en rangos similares que van desde el más bajo de 458 mmol H<sub>2</sub>O/m<sup>2</sup>s del tratamiento FC70% + ABO30% hasta 663,5 mmol H<sub>2</sub>O/m<sup>2</sup>s para el sustrato de fibra de coco. El tratamiento FC50% + FP50% tuvo un valor más alto de 1068,1 mmol H<sub>2</sub>O/m<sup>2</sup>s.

No se encontraron datos específicos de mediciones de conductividad estomática en el cultivo de pepino para realizar una comparación; sin embargo, en una evaluación hecha en viñedos se determinó un rango de 200 a 300 mmol/m<sup>2</sup>s para un valor normal, más de ese rango significa una conductividad muy buena con transpiración excesiva, por lo que se pueden disminuir los riegos, y por debajo de esos valores las plantas se encuentran en diferentes niveles de estrés hídrico (Calderón 2013).

Cuadro 10. Conductividad estomática medida en hojas de plantas de pepino holandés variedad "Fuerte".

EEAFBM. Alajuela. 2013

<b>Sustrato</b>	<b>Conductividad estomática (mmol H<sub>2</sub>O/m<sup>2</sup>s)</b>
FC 40% + FP 40% + ABO 20%	573,0
FC 50% + FP 50%	1068,1
FC 70% + ABO 30%	458,0
FP 70% + AS 30%	494,0
Tabletas de FC	663,5

El porómetro de hoja usado es un instrumento muy útil, fácil de usar y de manejar en campo; sin embargo, se deben tomar muchas mediciones en un cultivo para obtener un dato más confiable<sup>3</sup>. En este caso, los datos de las primeras mediciones tomadas en las hojas fueron muy altos, lo cual no es un valor normal que pudo deberse a las altas temperaturas dentro del invernadero, luego los valores fueron irregulares lo que causó que se tuvieran valores de conductividad estomática muy distintos entre un mismo tratamiento, algunos altos otros bajos. Por lo tanto, se resalta que los valores obtenidos en el promedio para cada sustrato no sean significativos para la evaluación deseada en este caso.

Si bien la conductividad estomática de las hojas puede ser considerada como un buen indicador fisiológico del estado hídrico de la planta, esta medición es mucho más sensible a cambios en las condiciones medioambientales (luz, temperatura, humedad y viento) que las mediciones de potencial hídrico (Calderón 2013).

La alta dependencia de la conductividad estomática a los cambios medioambientales puede afectar la interpretación de resultados en sitios donde las condiciones climáticas son muy variables (Calderón 2013). Por este motivo, los valores de conductancia estomática obtenidos en una localidad no necesariamente representan el estado hídrico de las plantas ubicados en otras zonas geográficas.

#### **d. Contenido de humedad en los sustratos**

El contenido de humedad en los sustratos es uno de los factores fundamentales en la producción de cultivos, ya que de él depende la disponibilidad de agua para las plantas y por ende su crecimiento y desarrollo adecuado, así como el suministro de nutrimentos. Como se observa en la Figura 5 y se detalla en el Anexo 7, no existieron diferencias significativas entre las horas que se midió el porcentaje de humedad, 8:00 am y 12:00 md, pero sí existieron diferencias significativas entre las fechas en que se evaluó, a los 23 y 53 días después de trasplante. Debido a una planta más crecida y ya en plena producción a los 53 ddt, se explica el mayor consumo de agua y por tanto, el menor contenido de humedad en los sustratos en ese momento del ciclo, en relación a un momento de desarrollo más vegetativo (23 ddt).

---

<sup>3</sup>Comunicación personal, Dr. Marco Vinicio Gutiérrez, Profesor de Ecofisiología. Estación Experimental Fabio Baudrit Moreno. Setiembre 2012.

El tratamiento de FP70% + AS30% fue el que tuvo menor porcentaje de humedad en el sustrato, menos de 10% de humedad en todas las mediciones, lo cual difiere significativamente del resto de tratamientos. Este bajo contenido de humedad afectó el rendimiento del cultivo, ya que la planta no tenía suficiente agua a disposición a causa de la pobre retención de este sustrato afectando su crecimiento (Figura 2). Wang *et al.* (1992, citado por Xiao *et al.* 2009), encontraron que había una buena relación entre la irrigación del agua y el rendimiento en el cultivo de pepino; a mayor agua irrigada se obtuvo el mayor rendimiento.

Según Chartzoulakis y Drosos (1997), proveer de agua a una planta es de primordial importancia para su crecimiento y para obtener rentabilidad con dicha producción, especialmente en invernaderos, donde el riego es la única fuente de agua para la planta. En un estudio realizado por ellos en el cultivo de chile, dulce encontraron que algunas características relacionadas con la calidad del fruto fueron afectadas con menores aplicaciones de agua, obtuvieron una significativa reducción en el tamaño del fruto, además menor contenido de materia seca y menor concentración de sólidos solubles.

El otro tratamiento con bajo porcentaje de contenido de humedad fue FC50% + FP50% con alrededor de un 20% de humedad, lo cual también difiere significativamente con los otros sustratos (Figura 5).

El problema de retención de humedad por parte de los tratamientos FC70% + AS30% y FC 50% + FP 50%, se puede relacionar al mayor tamaño de las partículas de fibra de hoja de palma aceitera, además que los grandes poros en la mezcla pueden favorecer el lixiviado del agua. Según Quesada y Méndez (2005b) en un estudio realizado para evaluar sustratos para la producción de almácigos de hortalizas, encontraron que las mezclas de sustratos que incluían abono orgánico en proporciones menores al 40%, presentaron mayores problemas de manejo de humedad debido a su menor capacidad de retención de agua.

Los tratamientos que mostraron la mayor retención de humedad fueron FC70% + ABO30% y el tratamiento de tabletas de FC, los cuales fueron estadísticamente similares entre sí pero diferentes al resto (Anexo 7). En el tratamiento tabletas de FC, probablemente al ser un empaque más cerrado diferente a las macetas, se conservó mejor la humedad y el sustrato no se secó con las temperaturas del invernadero, lo cual es una importante ventaja.

En un estudio realizado por Xiaoet al. (2009) en el cultivo de tomate, se comprobó que el rendimiento era significativamente dependiente del contenido de agua en el medio de crecimiento usado, por lo tanto el contenido de agua en los sustratos tenía una correlación positiva con la eficiencia del uso del agua.

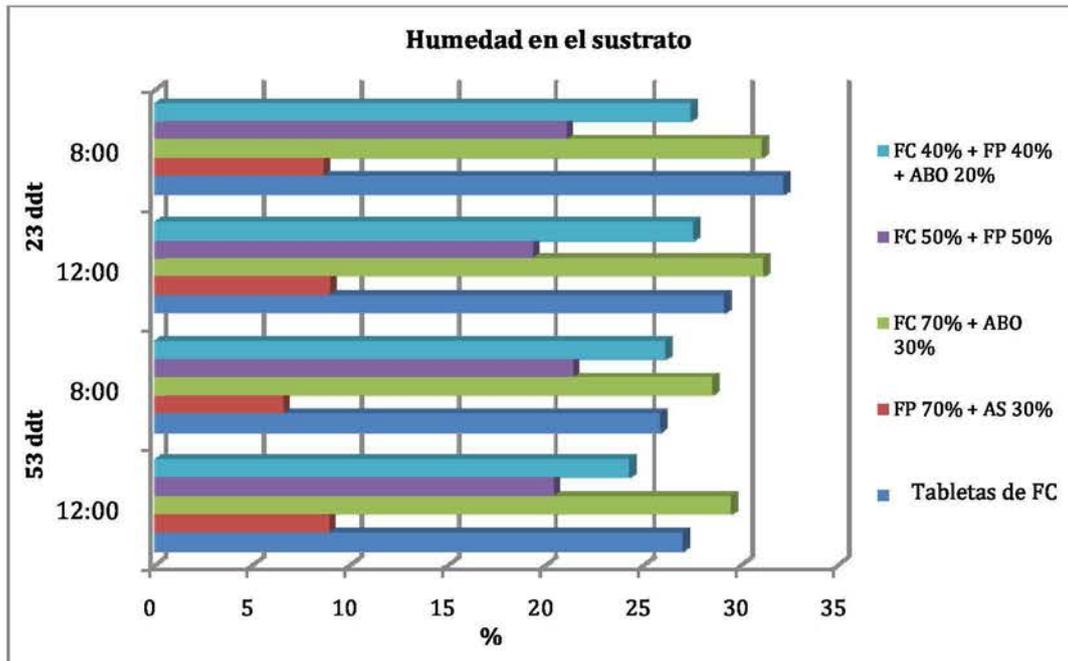


Figura 5. Porcentaje promedio de humedad en los sustratos usados en el cultivo de pepino holandés. EEAFBM. Alajuela. 2013

#### e. Análisis foliar de nutrimentos en el cultivo de pepino

El análisis foliar en el cultivo se realizó en etapa de fructificación a los 40 días después de trasplante, se obtuvieron resultados muy similares entre los sustratos evaluados en cuanto a los nutrimentos obtenidos (Cuadro 11); para el Nitrógeno todos los tratamientos obtuvieron valores alrededor de 6 y 7%, dicho valor se encuentra en el rango máximo según Jones *et al.* (1991). En el caso de los nutrimentos Fósforo, Potasio, Azufre, Hierro, Zinc y Manganeso, todos los tratamientos tuvieron valores similares y se encontraron dentro del rango adecuado. El Calcio fue el nutrimento que se encontró de forma deficiente en todos los tratamientos al momento del análisis, con un rango entre 0,56% para las pacas de fibra de coco y hasta 0,92% para el sustrato de FC40%+ FP40% + ABO20%. Según los requerimientos

del cultivo de pepino, este nutriente debería encontrarse en las plantas en un rango de 2,5 a 4% (Jones *et al.* 1991). Luego de este resultado de laboratorio se aumentaron las fertilizaciones con calcio en el fertirriego para alcanzar un óptimo desarrollo de las plantas.

Cuadro 11. Análisis químico foliar realizado a las plantas de pepino variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela. 2013

ANÁLISIS QUÍMICO FOLIAR											
Tratamiento	%**						mg/kg				
	N	P	Ca	Mg	K	S	Fe	Cu	Zn	Mn	B
	4,3 - 6*	0,3 - 1*	2,5 - 4*	0,35 - 1*	3,1 - 5,5*	0,4 - 0,7*	50-300*	8 - 10*	25 - 200*	50 - 300*	30-100*
<b>FC 40% + FP 40% + ABO 20%</b>	6,51	0,73	0,92	0,4	4,06	0,58	91	7	53	74	29
<b>FC 50% + FP 50%</b>	6,29	0,86	0,7	0,36	5,02	0,62	83	5	47	43	29
<b>FC 70% + ABO 30%</b>	6,39	0,76	0,89	0,41	3,98	0,62	97	7	39	64	31
<b>FP 70% + AS 30%</b>	6,08	0,74	0,72	0,36	3,98	0,64	86	6	45	45	29
<b>Tabletas de FC</b>	5,92	0,89	0,56	0,41	4,79	0,57	78	5	47	50	29

\* Niveles mínimos y máximos de nutrientes en pepino según Jones *et al.* 1991

\*\*Las unidades están expresadas en base seca, en m/m.

Según los resultados obtenidos en este análisis, en el sustrato con menor desarrollo de las plantas (Figura 2) y con mayores problemas de retención de humedad (Figura 5), FP70% + AS30%, no presentó problemas nutricionales; al contrario el contenido nutricional en las plantas de pepino fue bastante similar entre los distintos sustratos evaluados, con lo cual se puede pensar que las plantas no tuvieron dificultad en absorber los nutrientes estando sembradas en dicha mezcla cuando el agua con los nutrientes estuvo disponible. El problema radicó principalmente en los momentos en que pudo existir escasez de agua, sobre todo cuando las temperaturas dentro del invernadero eran muy altas.

## f. Producción del cultivo de pepino

La primera cosecha de pepino holandés se realizó a los 42 días después de trasplante, y a partir de esa fecha fue una actividad semanal que se realizó hasta los 99 días después de trasplante.

La mayor producción de frutos Categoría S que corresponde a frutos con un tamaño entre 28,5 - 30,5 cm, se presentó en las primeras fechas de cosecha entre los 42 y 55 días después de trasplante en todos los tratamientos, y a partir de los 74 días después de trasplante se obtuvieron pocos frutos de esa categoría (Figura 6). Los tratamientos con mayor peso de frutos categoría S fueron FC40% + FP40% + ABO20% y FC70% + ABO30%, similares estadísticamente entre sí pero diferentes significativamente de los demás (Anexo 8), así como del tratamiento FP70%+ AS30%.

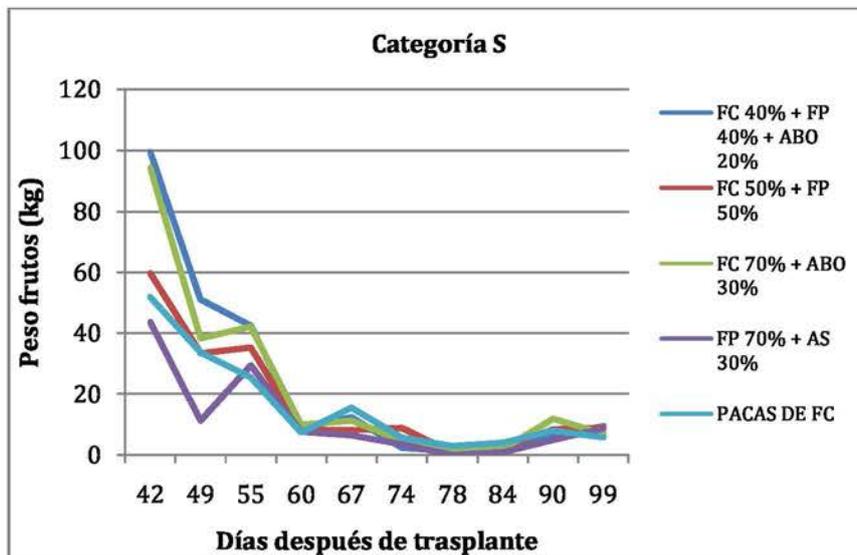


Figura 6. Peso total de frutos categoría S (28,5 a 30,5 cm) en un ciclo de cultivo de pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela. 2013

Los frutos categoría M se empezaron a obtener a partir de los 40 ddt, pero el mayor peso de frutos con este tamaño se obtuvo entre los 60 y 75 ddt (Figura 7). Para esta categoría M el tratamiento que tuvo mayor producción fue el de tabletas de Fibra de Coco, pero estadísticamente se comportó igual que los tratamientos de FC50% + FP50%, FC70% + ABO30% y FP70% + AS30% (Anexo 8).

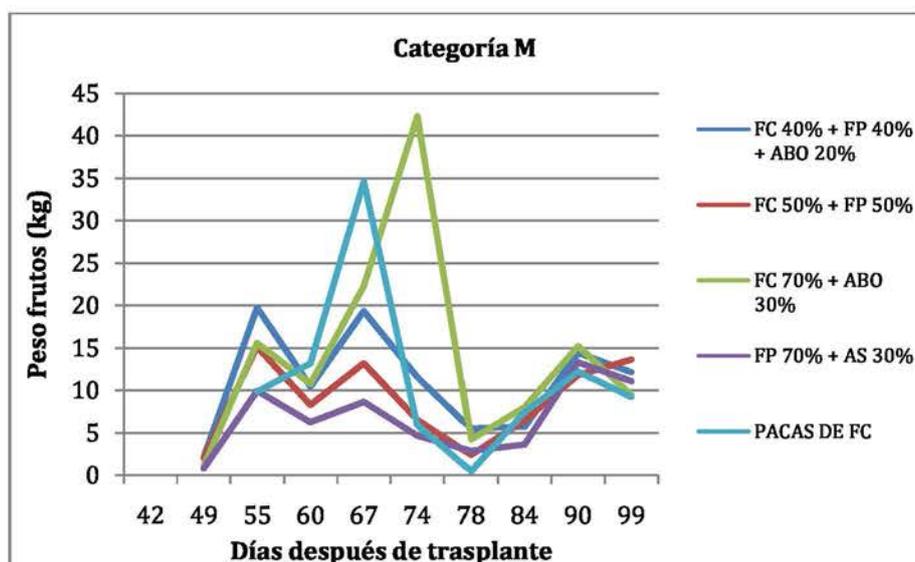


Figura 7. Peso total de frutos categoría M (30,5 a 33 cm) en un ciclo de cultivo de pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela. 2013

La producción de frutos categoría L se incrementó a partir de los 67 ddt (Figura 8) y continuó con alta producción hasta las últimas cosechas. Esta categoría de clasificación, (tamaño L de 33 a 35,5 cm) es uno de los que se comercializan mejor para el mercado de exportación, por lo que es deseable una mayor producción de estos frutos.

Para esta categoría L se tuvo un comportamiento similar a la categoría M donde el tratamiento que tuvo mayor producción fue el de Tabletas de FC, aunque estadísticamente se comportó igual que los tratamientos de FC50% + FP50%, FC70% + ABO30% y FP70% + AS30% (Anexo 8).

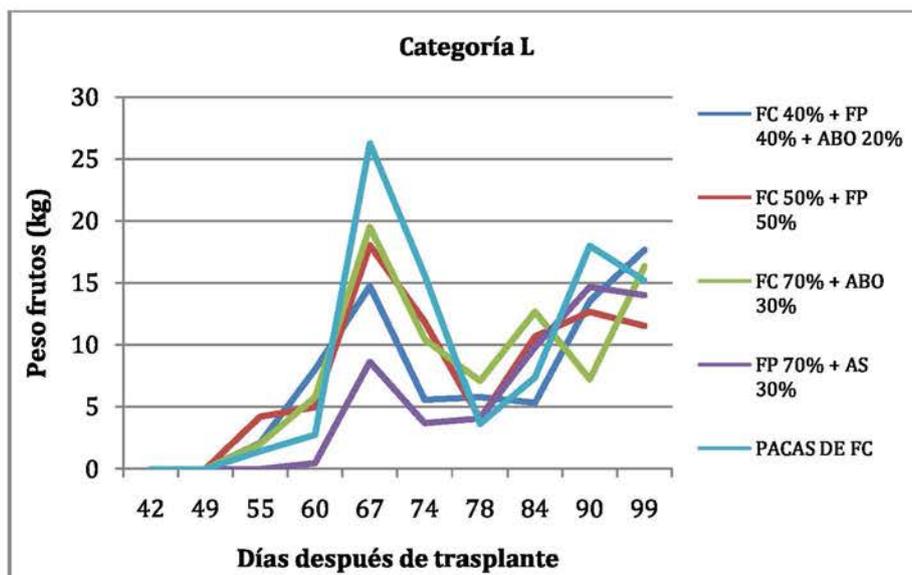


Figura 8. Peso total de frutos categoría L (33 a 35,5 cm) en un ciclo de cultivo de plantas de pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela. 2013

En la Figura 9 se aprecia el comportamiento de los tratamientos respecto al peso obtenido en los frutos de tamaño XL (mayores a 35,5 cm). En este caso, nuevamente el tratamiento de tabletas comerciales de Fibra de Coco tuvo el mayor peso de frutos de este tamaño, diferenciándose estadísticamente de FC70% + ABO30% y FP70% + AS30%, aunque respecto a los tratamientos de FC50% + FP50%, FC70% + ABO30% se comportó estadísticamente similar, sin diferencias significativas (Anexo 8).

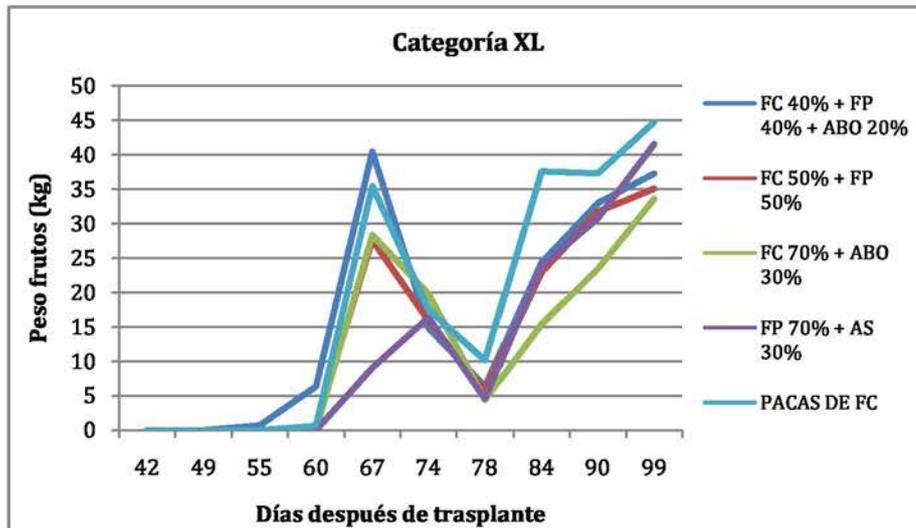


Figura 9. Peso total de frutos categoría XL (< 35,5 cm) en un ciclo de cultivo de plantas de pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela. 2013

En la categoría de frutos de rechazo (figura 10) los de menor calidad estética, el tratamiento de FC40% + FP 40% + ABO20% fue el que tuvo menor producción en promedio de frutos con esta característica y a la vez fue distinto estadísticamente del resto de sustratos (Anexo 8), excepto con el tratamiento de FC70% + ABO30% donde fueron similares. El resto de tratamientos tuvo una producción equivalente entre sí respecto a los frutos de rechazo.

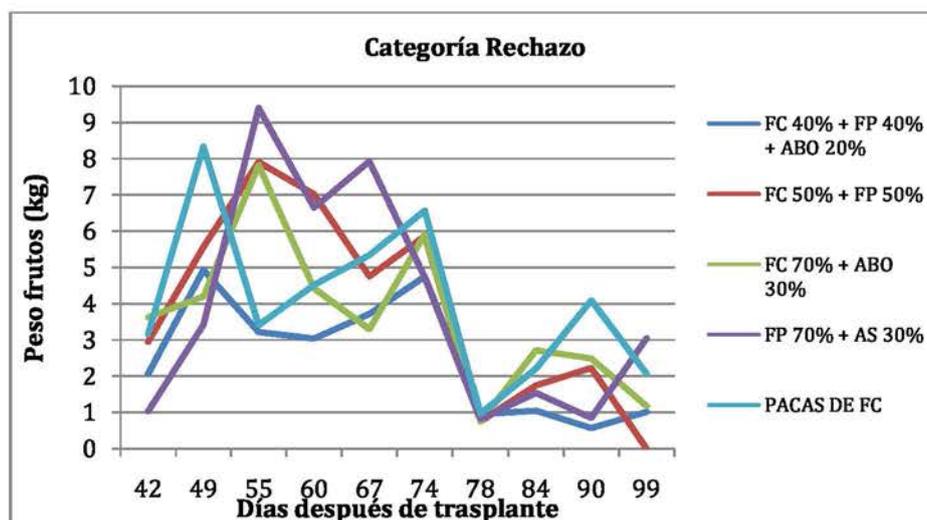


Figura 10. Peso total de frutos categoría Rechazo, en un ciclo de cultivo de plantas de pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela. 2013

En la figura 11 se muestra el peso total de frutos para cada una de las categorías; S, M, L, XL y rechazo en cada uno de los tratamientos.

La mayor producción de frutos de tamaño S se obtuvo en los tratamientos FC40%+FP40% + ABO20% y FC70% + ABO30% con 236 kg y 222 kg respectivamente, ya que eran los tratamientos de sustratos en los cuales las plantas tenían el mejor desarrollo en las primeras etapas del cultivo. Según Méndez (2007) para obtener un sustrato con excelentes propiedades físicas para un mejor desarrollo de un cultivo, se pueden mezclar una fibra y un abono orgánico; con las fibras se brinda volumen y porosidad al medio mientras que el compost ayuda a retener la humedad y además hace un aporte orgánico favoreciendo una agricultura más amigable con el ambiente. Con esta afirmación se puede explicar el hecho que los tratamientos FC40% + FP40% + ABO20% y FC70% + ABO30% fueran los que obtuvieron mayor rendimiento total de frutos tamaño S (Figura 11 y Cuadro 13).

El tratamiento de FP70% + AS30% obtuvo menor peso total de frutos S con 116 kg aproximadamente; este tratamiento también obtuvo la menor producción de frutos en las categorías M y L (Cuadro 13).

La mayor producción de frutos categoría L y XL fue con el tratamiento de Tabletas de fibra de coco, seguida por el sustrato de FC40% + FP40% + ABO20% y el de FC50% + FP50%. Con respecto a los frutos de rechazo, se observa tanto en la figura 11 como la figura 10, que el tratamiento de FC40% + FP40% + ABO20% fue el que obtuvo menor peso, los otros cuatro sustratos obtuvieron una producción similar.

Los sustratos en los que se usó mayor proporción de fibra de hoja de palma tuvieron los menores rendimientos totales (Cuadro 12), probablemente relacionados con la dificultad de retención de agua para este material. Además a la mezcla de FP70% + AS30% se le puede sumar el problema de que el aserrín también tiene poca retención de humedad, lo que afectó a las plantas sobre todo en las primeras etapas de crecimiento donde había poca o nula sombra sobre los sustratos, lo que favorecía el rápido secamiento de los mismos, además que era una etapa clave para el desarrollo de las plantas en el ciclo del cultivo.

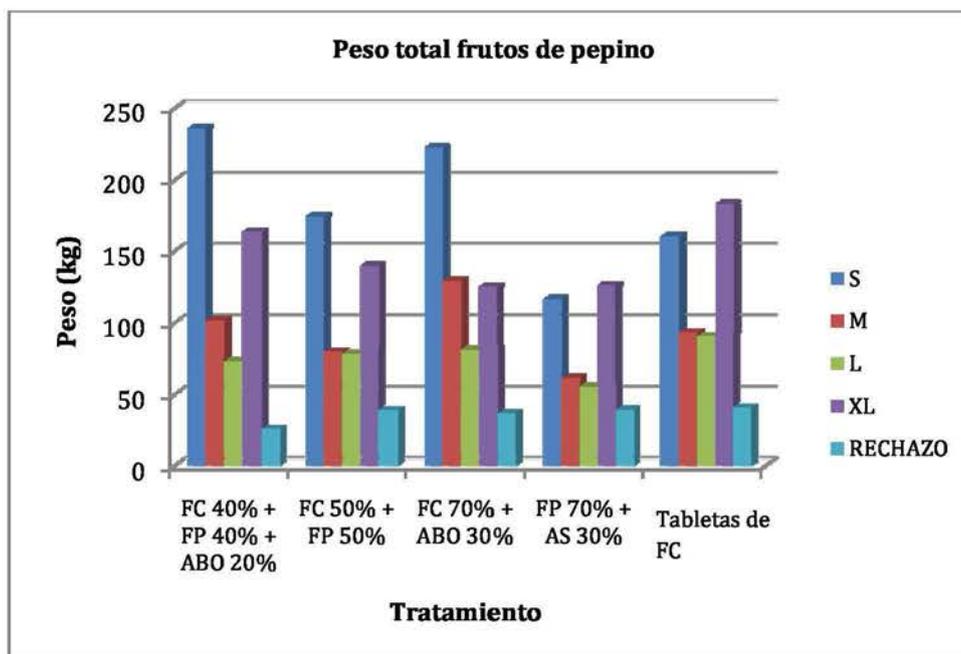


Figura 11. Peso total de frutos por categorías de tamaño en el ciclo de cultivo de pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela, Costa Rica. 2013

Al valorar los rendimientos totales al final del ciclo del cultivo para cada sustrato evaluado (Cuadro 12), el tratamiento FC40% + FP40% + ABO20% fue el que obtuvo mayor producción con un 598,63 kg, muy similar al sustrato de FC70% + ABO30% con 594,08 kg; seguido por el tratamiento testigo de Pacas de Fibra de Coco con un total de 567,55 kg, luego el sustrato de FC50% + FP50% obtuvo 510,66 kg y el tratamiento con menor rendimiento total fue el sustrato de FP70% + AS30% con 398,7 kg de peso.

En el cuadro 12 también se presenta el peso total de frutos por planta/ m<sup>2</sup>, donde el tratamiento FC40% + FP40% + ABO20% que obtuvo el rendimiento total más alto, presentó un peso de 5,99 kg por planta, lo cual equivale a 23,95 kg/m<sup>2</sup> para un rendimiento aproximado de 239,5 ton/ha; sin embargo, al observar el cuadro 13 se nota que gran parte de ese rendimiento, un 39,4% se obtuvo en frutos tamaño "S" lo cual no es deseable, al menos para un mercado de exportación.

Otros sustratos como FP70% + AS30%, a pesar de obtener el menor rendimiento total de 159,5 ton/ha, tuvo un buen rendimiento con respecto a frutos categoría L con un 13,9% de producción (cuadro 13), inclusive una proporción mayor que FC40% + FP40% + ABO20% y FC70% + ABO30% con 12,2 y 13,7% respectivamente.

Finalmente como se observa en la figura 11 y cuadro 13 el tratamiento testigo (tabletas de fibra de coco) fue el que obtuvo mejor producción respecto a frutos tamaño L con 15,9 % y XL con 32,3% (Cuadro 13), a pesar de ser un tratamiento con mediano rendimiento total respecto a los otros tratamientos (Cuadro 12). El rendimiento de frutos tamaño L y XL sumaron 273,7 kg para este tratamiento, muy superior a todos los demás.

Cuadro 12. Peso total de frutos en el área evaluada, por planta y por m<sup>2</sup>, y rendimiento por hectárea en el cultivo de pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela. 2013

Tratamiento	Peso total de frutos (kg) en el área evaluada	Peso total de frutos por planta (kg)	Peso total de frutos/m <sup>2</sup> (kg)	Rendimiento ton/ha
FC40% + FP40% + ABO20%	598,63	5,99	23,95	239,5
FC70% + ABO30%	594,08	5,94	23,76	237,6
Tabletas de FC	567,55	5,68	22,70	227,0
FC50% + FP50%	510,66	5,11	20,43	204,3
FP70% + AS30%	398,7	3,99	15,95	159,5

Cuadro 13. Peso de frutos (kg) por categoría de tamaño y porcentaje equivalente respecto a la producción total de cada tratamiento, en el cultivo de pepino holandés variedad "Fuerte". EEAFBM. Alajuela. 2013

Tratamiento	Peso de frutos (kg) y porcentaje por categoría respecto a producción total.									
	S	%	M	%	L	%	XL	%	Rechazo	%
FC 40% + FP 40% + ABO 20%	235,97	39,4	101,22	16,9	72,77	12,2	163,35	27,3	25,32	4,2
FC 50% + FP 50%	174,65	34,2	79,60	15,6	78,06	15,3	139,53	27,3	38,82	7,6
FC 70% + ABO 30%	222,47	37,4	129,10	21,7	81,18	13,7	124,90	21,0	36,43	6,1
FP 70% + AS 30%	116,43	29,2	61,32	15,4	55,39	13,9	126,13	31,6	39,43	9,9
Tabletas de FC	160,08	28,2	93,08	16,4	90,31	15,9	183,40	32,3	40,68	7,2

## Conclusiones

- Los sustratos con mejor contenido de humedad y mayor retención de agua fueron FC70% + ABO 30% y las tabletas de fibra de coco, este tratamiento comercial es menos susceptible a secarse por la temperatura del invernadero al ser un contenedor cerrado.
- El sustrato conformado por una mezcla de Fibra de coco + Fibra de palma + Abono orgánico en una proporción 40:40:20 presentó una buena retención de humedad y además del mejor rendimiento total de los cinco tratamientos evaluados.
- El material de fibra de hoja de palma aceitera presentó buenas características granulométricas, pero al evaluarlo en campo tuvo problemas con la retención de agua al haber poros mucho más grandes, que facilitan la lixiviación del agua.
- El sustrato en el cual se dio el menor crecimiento de las plantas y producción de frutos fue la mezcla de Fibra de hoja de palma aceitera 70% + Aserrín 30%, debido a la dificultad de esta mezcla de retener el agua en el contenedor.
- Los tratamientos con abono orgánico en su mezcla obtuvieron los mejores pesos de frutos en las categorías de tamaño S y M, y en el peso total de frutos.
- El tratamiento con mayor rendimiento en la categoría de frutos tamaño L fue el testigo correspondiente a tabletas de fibra de coco.
- Los sustratos con los mejores rendimientos totales fueron FC40% + FP40% + ABO20% y FC70% + ABO30% con 239,5 y 237,5 ton/ha.
- En futuras investigaciones se recomienda seguir evaluando la fibra de hoja de palma aceitera en menores grados de molienda, así se podrían mejorar sus propiedades físicas; y a la vez en combinación con otras materias primas que aporten la característica de retención de humedad.

## Literatura citada

Aguado, G; Del Castillo, J; Uribarri, A; Sanz, J; Astiz, M; Sádaba, S. 2008. Pepino de invernadero: un cultivo en alza. Navarra Agraria. Volnov-dic2008. España. pp 23-26

Alvarado, M; Solano, J. 2002. Producción de sustratos para viveros. Proyecto regional de fortalecimiento de la vigilancia fitosanitaria en cultivos de exportación no tradicional. VIFINEX. República de China-OIRSA. Costa Rica. 50 p.

Arias, S. 2007. Manual de producción de pepino. USAID-RED. Programa de Diversificación Económica Rural. Honduras. 31 p.

Burés, S. 1997. Manejo de sustratos. Ediciones Agrotécnicas. Madrid, España. 15 p.

Cabrera, R. 1995. Fundamentals of container media management, part 1: Physical properties. Rutgers Cooperative Extension. New Jersey Agricultural Experiment Station. The State University of New Jersey. 4 p.

Cabrera, R. 1998. Monitoring chemical properties of container growing media with small soil solution samplers. Scientia Horticulturae 75: 113-119

Calderón, A. 2007. Sustratos agrícolas. Universidad de Chile. Agosto 2013. Disponible en <http://www.biosustratos.cl/pdf/Sustratos%20agricolas1.pdf>

Calderón, A. 2013. Uso del porómetro para medir estrés hídrico en vides. Universidad de Chile. <http://www.portalfruticola.com/2013/05/13/columna-uso-del-porometro-para-medir-estres-hidrico-en-vides/?pais=costarica>

Campos, J. 2009. El cultivo bajo ambiente protegido y la cuenca hidrográfica. In Boletín del programa nacional sectorial de producción agrícola bajo ambientes protegidos. Año 4 (número 19). ProNAP. San José, Costa Rica.

Chartzoulakis, K; Drosos, N. 1997. Water requirements of greenhouse grown pepper under drip irrigation. Acta Horticulturae 449: 175-80.

Chaverri, F; Soto, L; Ramírez, F; Bravo, V. 2000. Diagnóstico preliminar del uso de plaguicidas en los cultivos de arroz, banano, café, caña de azúcar, cebolla, melón, naranja, papa, piña, tomate, flores y plantas ornamentales. Informe Final Proyecto Diagnóstico de uso de plaguicidas en Costa Rica. Programa SAREC de investigación en ambiente y salud en Centro América. IRET, Universidad Nacional, Heredia. 46 p.

Cruz-Crespo E; Can- Chulim A; Sandoval-Villa M; Bugarín-Montoya R; Robles-Bermúdez A; Juárez-López P. 2012. Sustratos en la horticultura. Unidad Académica de Agricultura. Universidad Autónoma de Nayarit. Xalisco, Nayarit, México.

Cruz-Crespo E, Sandoval-Villa M, VolkeHaller V, Ordaz-Chaparro V, Tirado-Torres JL, Sánchez Escudero J. 2010. Generación de mezclas de sustratos mediante un programa de optimización utilizando variables físicas y químicas. Terra Latinoamericana; 28: 219-229

Di Benedetto, A; Molinari, J; Boschi, R; Klasman, R y Benedicto, D. 2000. Adaptación de cuatro especies florales anuales a diferentes sustratos de crecimiento. Agrosur. 28(2): 69-76.

Fierro, A; González, M; Montiel, D; Ruiz, D; Olivares, J; Romualdo, J. 2000. Uso de sustratos en contenedores: una práctica común en la horticultura ornamental, es práctica agrícola sostenible. Universidad Autónoma Metropolitana, México. 10 p. Agosto 2013. Disponible en <http://www.somas.org.mx/pdf/pdfs/libros/agriculturasostenible6/61/47.pdf>

Fonteno, W. 1996. Sustratos: tipos y propiedades físicas y químicas. In: Guía del productor: Agua, sustratos y nutrición en los cultivos de flores bajo invernadero. Editado por Reed, D. Ballpublishing- HortiTecnia Ltda. Colombia. pp 93-123.

Fournier, M; Ramírez, F. Ruepert, C; Vargas, S; Echeverría, S. 2010. Informe final "Diagnóstico sobre contaminación de aguas y suelos y productos hortícolas por el uso de agroquímicos en la micorcuencia de las quebradas Plantón y Pacayas en Cartago, Costa Rica" UNA-INTA. 85 p.

Guzmán, J. M. 2003. Sustratos y tecnología de almácigo. In: Memoria de cursos de producción en ambientes protegidos. UCR-CYTED. San José, Costa Rica. sp.

Handreck, K; Black, N. 2002. Growing media for ornamental plantsand turf. 3rd edition. University of New South Wales. Australia. 542 p.

Huerta, A. 2012. Agricultura protegida. Revista AgroEntorno. México. pp 31-34

IICA. 2010. La agricultura de Costa Rica: Situación al 2010, su evolución y prospectiva. San José, Costa Rica. 62 p.

Jiménez, J. 2009. Cultivos sin suelo en el Manejo de hortalizas en ambientes protegidos. Horticultura Protegida. México. pp 188-205.

Jones, J; Wolf, B; Mills, H. 1991. Plant analysis handbook. A practical sampling, preparation, analysis and interpretation guide. Micro Macro International. 213 p

Juarez, P; Bugarín, R; Castro, R; Sánchez, A; Cruz, E; Juarez, C; Alejo, G; Balois, R. 2011. Estructuras utilizadas en la agricultura protegida. Revista Fuente. Año 3 n8: 21- 27

Marín, F. 2009. Estado general de la agricultura protegida en Costa Rica: Algunos resultados. I Parte *In* Boletín del programa nacional sectorial de producción agrícola bajo ambientes protegidos. Año 4 (número 19). ProNAP. San José, Costa Rica.

MAG. 1991. Aspectos Técnicos sobre Cuarenta y Cinco Cultivos Agrícolas de Costa Rica. Dirección General de Investigación y Extensión Agrícola. Ministerio de Agricultura y Ganadería. San José, Costa Rica.

Méndez, C. 2007. Sustratos para la producción intensiva de hortalizas en Costa Rica. Gestión Hortícola 2(10): 9-13.

Miller, J; Jones, N. 1995. Organic and compost-based growing media for tree seedling nurseries. The World bank. Washington. 75 p

Nelson, P. 2003. Greenhouse operation and management. 6th edition. Prentice Hall. North Carolina State University.

Ortega, L. 2010. Efecto de los sustratos en el cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) bajo condiciones de invernadero. Tesis para obtener el grado de Máster en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Campus Puebla. México. Agosto 2013. Disponible en: [http://www.biblio.colpos.mx:8080/jspui/bitstream/handle/10521/70/Ortega\\_Martinez\\_LD\\_MC\\_EDAR\\_2010.pdf?sequence=1](http://www.biblio.colpos.mx:8080/jspui/bitstream/handle/10521/70/Ortega_Martinez_LD_MC_EDAR_2010.pdf?sequence=1)

Ortega, L; Sánchez, J; Díaz, R; Ocampo, J. 2010. Efecto de diferentes sustratos en el crecimiento de plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum* MILL). Ra Ximhai. Vol 6 n3: 365-372.

Papadopoulos, A.P. 1994. Growing greenhouse seedless cucumber in soil and soilless media. Agriculture and AgriFoodCanada. Ontario, Canada. 128 pp

Pire, R; Pereira, A. 2003. Propiedades físicas de componentes de sustratos de uso común en la horticultura del estado Lara, Venezuela. Propuestametodológica. Bioagro Vol 15 n1: 55-64.

Porter-Humpert C. New trends in sustainable farming build compost use. ByoCycle 2000. Vol 41: 30-35.

Quesada, G; Méndez, C. 2005a. Análisis fisicoquímico de materias primas y sustratos de uso potencial en almácigos de hortalizas. Revista de Agricultura Tropical. Vol 35: 01-13.

Quesada, G; Méndez, C. 2005b. Evaluación de sustratos para almácigos de hortalizas. Agronomía Mesoamericana. Vol 16 n2: 171-183.

Ramírez, C; Nienhuis, J. 2012. Cultivo protegido de hortalizas en Costa Rica. Revista Tecnología en marcha. Vol 25 N°2. Instituto Tecnológico de Costa Rica. pp 10-20

Takane, R; Yanagisawa, S; Góis, E. 2013. Técnicas em sustratos para a floricultura. Fortaleza: Expressao Gráfica e Editora. Brasil. 148 p.

Wang, X; Li De, S; Zhang, X. 1998. Water Consumption and Water Use Efficiency of Winter-spring Cucumber by Pot Culture Experiment in Plastic Greenhouse in China. J. Haihe Water Resources 2:14-16+48.

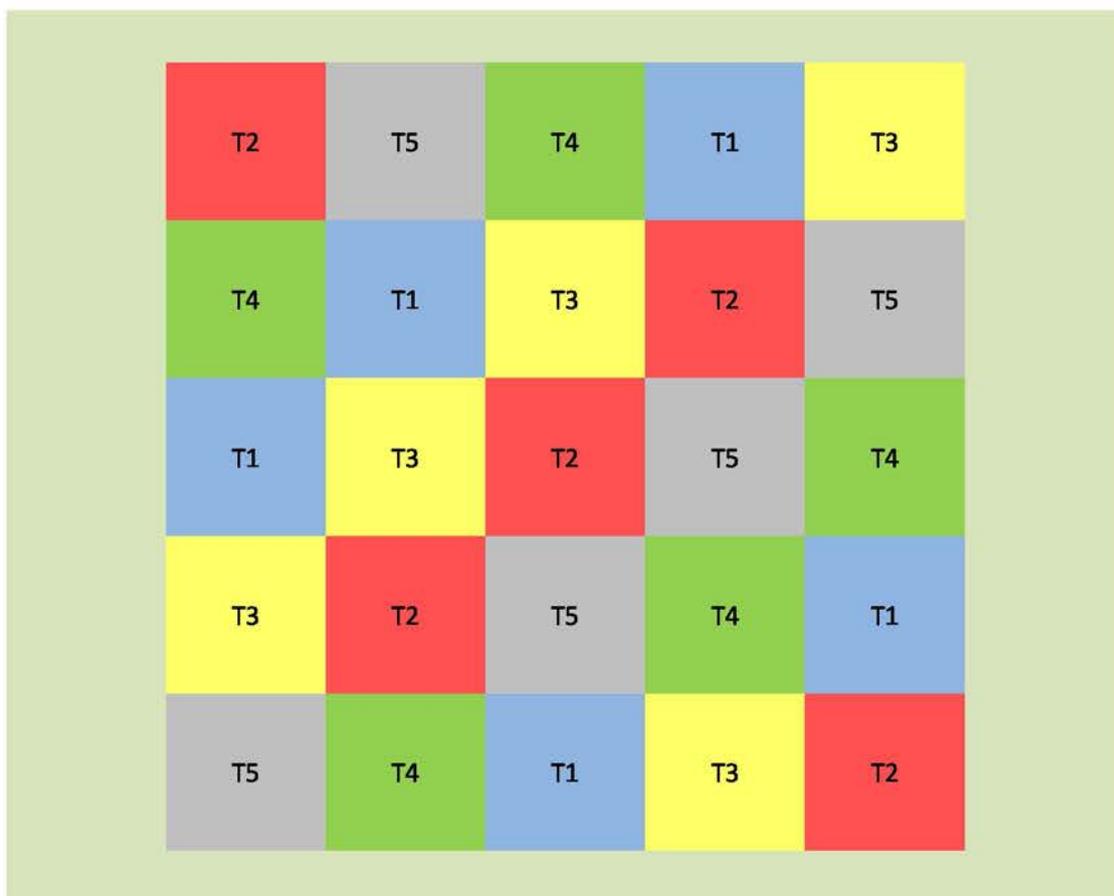
Warnecke, D. 1988. Recommended test procedure for greenhouse growth media. pp. 34-37, *In: Recommended chemical soil test procedures for the North Central Region. Bulletin 499. North Dakota Agricultural Experiment Station. Fargo, ND.*

Warnecke, D; Krauskopf, D. 1983. Greenhouse growth media: Testing and nutrition guidelines, Extension Bulletin E-1736. Cooperative Extension Service, Michigan State University.

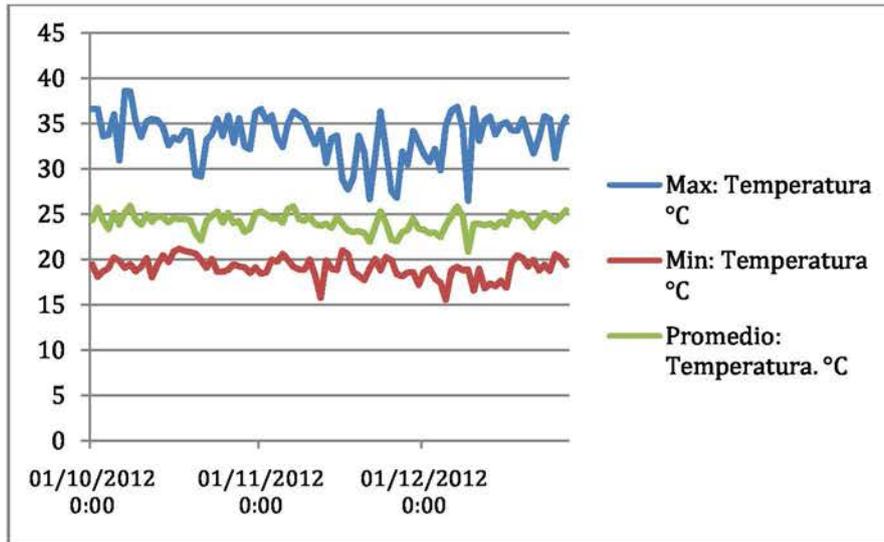
Xiao, Z; Jianga, H; Wang and P. 2009. Substrate Water Content and Nitrogen Interactions in Growing Media: Yield, Fruit Quality, Water Consumption and Water Use Efficiency on Tomato. Institute of vegetables and flowers. Institute of Vegetables and Flowers Chinese Academy of Agricultural Sciences.

## Anexos

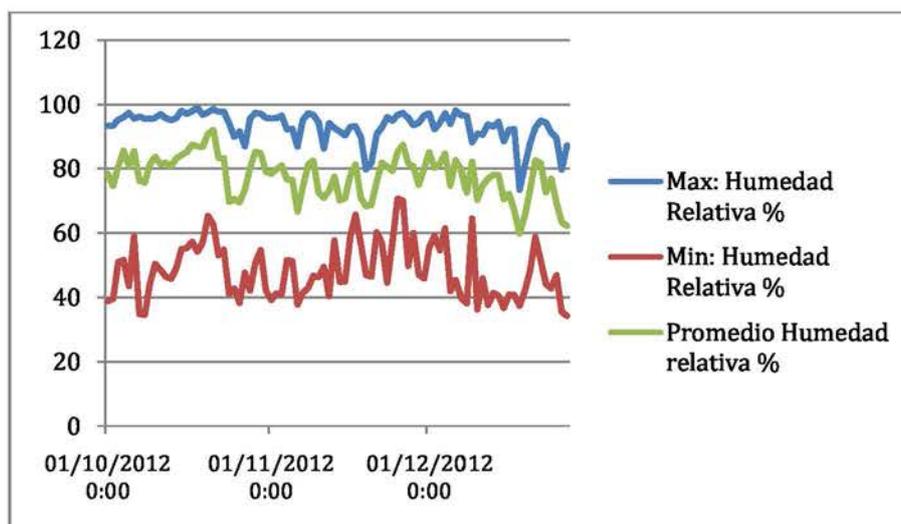
Anexo 1. Esquema de campo del diseño experimental de cuadrado latino 5x5 usado en el cultivo de pepino. Alajuela, Costa Rica. 2013



Anexo 2. Temperaturas máxima, mínima y promedio en los meses de octubre, noviembre y diciembre dentro del invernadero multicapilla de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno de la Universidad de Costa Rica. Alajuela, Costa Rica. 2013



Anexo 3. Humedad relativa máxima, mínima y promedio en los meses de octubre, noviembre y diciembre dentro del invernadero multicapilla de la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno de la Universidad de Costa Rica. Alajuela, Costa Rica. 2013



Anexo 4. Cantidad de cada nutrimento por hectárea y por semana, usado en la fertilización del cultivo de pepino en invernadero en la Estación Experimental Agrícola Fabio Baudrit Moreno. Alajuela, Costa Rica. 2013

Nutrimento/ha/semana (kg)	Primera etapa	Segunda etapa	Tercera etapa A	Tercera etapa B
	Desarrollo vegetativo	Floración	Inicio fructificación	Fructificación
Nitrógeno	18,46	23,03	44,66	37,72
Fósforo	18,46	17,27	16,57	15,28
Potasio	18,46	43,27	76,22	76,22
Calcio	2,18	4,17	7,74	7,74
Magnesio	1,99	3,57	6,55	6,55

Anexo 5. Designación de número de tratamiento por sustrato, para efectos de la estadística realizada en Infostat.

Tratamiento	Sustrato
1	FC 40% + FP 40% + ABO 20%
2	FC 50% + FP 50%
3	FC 70% + ABO 30%
4	FP 70% + AS 30%
5	Tabletas de fibra de coco

Anexo 6. Análisis de varianza para fenología del cultivo de pepino, realizado en Infostat con prueba LSD Fisher.

**Altura de planta**

Análisis de la varianza

Altura planta

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
Altura planta	75	0,91	0,90	22,72

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	74622,72	6	12437,12	117,39	<0,0001
Tratamiento	12607,57	4	3151,89	29,75	<0,0001
DDS	62015,15	2	31007,57	292,67	<0,0001
Error	7204,37	68	105,95		
Total	81827,09	74			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=7,49994

Error: 105,9466 gl: 68

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
4,00	26,88	15	2,66	A
2,00	39,57	15	2,66	B
5,00	39,89	15	2,66	B
1,00	58,98	15	2,66	C
3,00	61,17	15	2,66	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05)

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=5,80943

Error: 105,9466 gl: 68

DDS	Medias	n	E.E.	
10,00	13,58	25	2,06	A
19,00	39,11	25	2,06	B
25,00	83,20	25	2,06	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05)

## Tamaño de hojas

### Tamaño hojas

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
Tamaño hojas	75	0,98	0,97	6,03

### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1730,59	10	173,06	256,20	<0,0001
DDS	1473,26	2	736,63	1090,53	<0,0001
Tratamiento	247,39	4	61,85	91,56	<0,0001
Bloque	9,94	4	2,48	3,68	0,0093
Error	43,23	64	0,68		
Total	1773,82	74			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,46440

Error: 0,6755 gl: 64

DDS	Medias	n	E.E.	
10,00	8,24	25	0,16	A
19,00	13,59	25	0,16	B
25,00	19,09	25	0,16	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05)

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,59953

Error: 0,6755 gl: 64

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
4,00	10,68	15	0,21	A
2,00	13,09	15	0,21	B
5,00	13,32	15	0,21	B
1,00	15,42	15	0,21	C
3,00	15,68	15	0,21	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05)

## Número de hojas

### Hojas por planta

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
Hojas por planta	75	0,93	0,92	11,86

### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	564,21	10	56,42	91,97	<0,0001
DDS	446,35	2	223,17	363,79	<0,0001
Tratamiento	111,22	4	27,81	45,32	<0,0001
Bloque	6,64	4	1,66	2,71	0,0379
Error	39,26	64	0,61		
Total	603,47	74			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,44257

Error: 0,6135 gl: 64

DDS	Medias	n	E.E.	
10,00	3,43	25	0,16	A
19,00	7,02	25	0,16	B
25,00	9,36	25	0,16	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ )

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,57135

Error: 0,6135 gl: 64

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
4,00	4,83	15	0,20	A
2,00	5,88	15	0,20	B
5,00	6,38	15	0,20	B
1,00	7,88	15	0,20	C
3,00	8,04	15	0,20	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ )

## Flores por planta

### Flores por planta

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
Flores por planta	75	0,80	0,79	60,97

### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	110,51	6	18,42	46,04	<0,0001
Tratamiento	5,63	4	1,41	3,52	0,0114
DDS	104,88	2	52,44	131,08	<0,0001
Error	27,20	68	0,40		
Total	137,72	74			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,46087

Error: 0,4001 gl: 68

Tratamiento	Medias	n	E.E.
4,00	0,56	15	0,16 A
5,00	0,97	15	0,16 A B
2,00	1,09	15	0,16 B
3,00	1,17	15	0,16 B
1,00	1,39	15	0,16 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ )

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,35699

Error: 0,4001 gl: 68

DDS	Medias	n	E.E.
10,00	0,00	25	0,13 A
19,00	0,42	25	0,13 B
25,00	2,69	25	0,13 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ )

## Frutos por planta

### Frutos por planta

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
Frutos por planta	75	0,54	0,50	164,55

### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	52,80	6	8,80	13,57	<0,0001
Tratamiento	16,89	4	4,22	6,51	0,0002
DDS	35,92	2	17,96	27,70	<0,0001
Error	44,09	68	0,65		
Total	96,89	74			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,58670

Error: 0,6483 gl: 68

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
4,00	0,00	15	0,21	A
2,00	0,02	15	0,21	A
5,00	0,33	15	0,21	A
1,00	0,98	15	0,21	B
3,00	1,12	15	0,21	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ )

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,45445

Error: 0,6483 gl: 68

DDS	Medias	n	E.E.	
10,00	0,00	25	0,16	A
19,00	0,00	25	0,16	A
25,00	1,47	25	0,16	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ )

**Anexo 7. Análisis de varianza para Humedad de los sustratos, realizado en Infostat con prueba LSD Fisher.**

**Análisis de la varianza**

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
% humedad	100	0,91	0,90	11,55

**Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)**

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	6396,28	6	1066,05	154,06	<0,0001
DDS	79,57	1	79,57	11,50	0,0010
Hora de medición	1,74	1	1,74	0,25	0,6170
Tratamiento	6314,97	4	1578,74	228,15	<0,0001
Error	643,53	93	6,92		
Total	7039,81	99			

**Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=1,04474**

Error: 6,9197 gl: 93

DDS	Medias	n	E.E.	
53,00	21,88	50	0,37	A
23,00	23,66	50	0,37	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ )

**Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=1,04474**

Error: 6,9197 gl: 93

Hora de medición	Medias	n	E.E.	
12:00	22,64	50	0,37	A
08:00	22,90	50	0,37	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ )

**Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=1,65188**

Error: 6,9197 gl: 93

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
4,00	8,25	20	0,59	A
2,00	20,57	20	0,59	B
1,00	26,38	20	0,59	C
5,00	28,58	20	0,59	D
3,00	30,07	20	0,59	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ )

**Anexo 8. Análisis de varianza para Rendimiento del cultivo de pepino, realizado en Infostat con prueba LSD Fischer.**

**Número de frutos (Categoría S)**

Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
nfrS	25	0,82	0,72	13,57

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	12489,68	8	1561,21	8,88	0,0001
Bloque	991,84	4	247,96	1,41	0,2752
Tratamiento	11497,84	4	2874,46	16,36	<0,0001
Error	2811,76	16	175,74		
Total	15301,44	24			

Test:LSD Fisher Alfa:=0,05 DMS:=17,77360

Error: 175,7350 gl: 16

Tratamiento	Medias	n			
4,00	67,40	5	A		
5,00	82,60	5	A	B	
2,00	96,00	5		B	
3,00	116,40	5			C
1,00	126,00	5			C

Letras distintas indican diferencias significativas (p<= 0,05)

**Peso de frutos (Categoría S)**

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
pfrS	25	0,85	0,77	13,16

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	2050,02	8	256,25	11,17	<0,0001
Bloque	173,12	4	43,28	1,89	0,1620
Tratamiento	1876,90	4	469,22	20,46	<0,0001
Error	367,03	16	22,94		
Total	2417,04	24			

Test:LSD Fisher Alfa:=0,05 DMS:=6,42150

Error: 22,9393 gl: 16

Tratamiento	Medias	n			
4,00	23,29	5	A		
5,00	32,02	5		B	
2,00	34,93	5		B	
3,00	44,49	5			C
1,00	47,19	5			C

Letras distintas indican diferencias significativas (p<= 0,05)

### Número de frutos (Categoría M)

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
nfrM	25	0,47	0,20	24,04

#### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	917,68	8	114,71	1,77	0,1582
Bloque	199,44	4	49,86	0,77	0,5614
Tratamiento	718,24	4	179,56	2,77	0,0637
Error	1038,56	16	64,91		
Total	1956,24	24			

Test:LSD Fisher Alfa:=0,05 DMS:=10,80195

Error: 64,9100 gl: 16

Tratamiento	Medias	n		
4,00	24,60	5	A	
2,00	30,20	5	A	B
5,00	36,20	5		B
3,00	38,00	5		B
1,00	38,60	5		B

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

### Peso de frutos (Categoría M)

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
pfrM	25	0,42	0,13	42,92

#### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	731,86	8	91,48	1,44	0,2542
Bloque	221,09	4	55,27	0,87	0,5033
Tratamiento	510,77	4	127,69	2,01	0,1416
Error	1016,73	16	63,55		
Total	1748,59	24			

Test:LSD Fisher Alfa:=0,05 DMS:=10,68782

Error: 63,5457 gl: 16

Tratamiento	Medias	n		
4,00	12,26	5	A	
2,00	15,92	5	A	B
5,00	18,62	5	A	B
1,00	20,24	5	A	B
3,00	25,82	5		B

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

### Número de frutos (Categoría L)

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
nfrL	25	0,48	0,22	24,12

#### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	551,60	8	68,95	1,84	0,1429
Bloque	174,80	4	43,70	1,16	0,3631
Tratamiento	376,80	4	94,20	2,51	0,0830
Error	600,40	16	37,53		
Total	1152,00	24			

Test:LSD Fisher Alfa:=0,05 DMS:=8,21309

Error: 37,5250 gl: 16

Tratamiento	Medias	n		
4,00	18,80	5	A	
1,00	24,40	5	A	B
2,00	25,60	5	A	B
3,00	27,80	5		B
5,00	30,40	5		B

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

### Peso de frutos (Categoría L)

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
pfrL	25	0,45	0,17	24,95

#### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	184,81	8	23,10	1,63	0,1939
Bloque	50,81	4	12,70	0,89	0,4901
Tratamiento	134,00	4	33,50	2,36	0,0973
Error	227,28	16	14,20		
Total	412,08	24			

Test:LSD Fisher Alfa:=0,05 DMS:=5,05316

Error: 14,2047 gl: 16

Tratamiento	Medias	n		
4,00	11,08	5	A	
1,00	14,55	5	A	B
2,00	15,61	5	A	B
3,00	16,24	5		B
5,00	18,06	5		B

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

### Número de frutos (Categoría XL)

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
nfrXL 25	0,45	0,17	26,47	

#### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1460,72	8	182,59	1,62	0,1971
Bloque	434,96	4	108,74	0,96	0,4549
Tratamiento	1025,76	4	256,44	2,27	0,1071
Error	1808,64	16	113,04		
Total	3269,36	24			

Test:LSD Fisher Alfa:=0,05 DMS:=14,25484

Error: 113,0400 gl: 16

Tratamiento	Medias	n		
3,00	33,40	5	A	
4,00	33,80	5	A	
2,00	38,60	5	A	B
1,00	45,40	5	A	B
5,00	49,60	5		B

Letras distintas indican diferencias significativas (p<= 0,05)

### Peso de frutos (Categoría XL)

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
pfrXL 25	0,44	0,15	27,16	

#### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	795,89	8	99,49	1,55	0,2166
Bloque	281,70	4	70,42	1,10	0,3915
Tratamiento	514,20	4	128,55	2,00	0,1426
Error	1026,96	16	64,19		
Total	1822,85	24			

Test:LSD Fisher Alfa:=0,05 DMS:=10,74147

Error: 64,1851 gl: 16

Tratamiento	Medias	n		
3,00	24,98	5	A	
4,00	25,23	5	A	
2,00	27,91	5	A	B
1,00	32,67	5	A	B
5,00	36,68	5		B

Letras distintas indican diferencias significativas (p<= 0,05)

### Número de frutos baja calidad- Rechazo

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
nfrnocom	25	0,56	0,34	20,05

#### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	580,08	8	72,51	2,57	0,0517
Bloque	20,24	4	5,06	0,18	0,9459
Tratamiento	559,84	4	139,96	4,95	0,0086
Error	452,16	16	28,26		
Total	1032,24	24			

Test:LSD Fisher Alfa:=0,05 DMS:=7,12742

Error: 28,2600 gl: 16

Tratamiento	Medias	n	
1,00	17,60	5	A
3,00	26,40	5	B
2,00	28,00	5	B
4,00	29,40	5	B
5,00	31,20	5	B

Letras distintas indican diferencias significativas (p<= 0,05)

### Peso de frutos baja calidad- Rechazo

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
pfrnocom	25	0,43	0,15	23,52

#### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	35,60	8	4,45	1,54	0,2200
Bloque	4,44	4	1,11	0,38	0,8167
Tratamiento	31,15	4	7,79	2,69	0,0686
Error	46,25	16	2,89		
Total	81,84	24			

Test:LSD Fisher Alfa:=0,05 DMS:=2,27944

Error: 2,8904 gl: 16

Tratamiento	Medias	n	
1,00	5,06	5	A
3,00	7,29	5	A
2,00	7,76	5	B
4,00	7,89	5	B
5,00	8,14	5	B

Letras distintas indican diferencias significativas (p<= 0,05)