



**UNIVERSIDAD DE MATANZAS
FACULTAD DE
CIENCIAS AGROPECUARIAS**



**EVALUACIÓN DE DIFERENTES SUSTRATOS Y
BIOESTIMULANTES EN LA TECNOLOGÍA DE PRODUCCIÓN
DE PLÁNTULAS EN CEPELLÓN PARA TOMATE**

**TESIS EN OPCIÓN AL TÍTULO DE ESPECIALISTA EN
FRUTICULTURA TROPICAL**

Autor: Ing. Rodney Rodríguez Sánchez.

Tutor: M. Sc. Alina Puente Sánchez

**Matanzas
2022**

PENSAMIENTO

... "el único camino abierto a la prosperidad constante y fácil es el de conocer, cultivar y aprovechar los elementos inagotables e infalibles de la naturaleza."

José Martí

DEDICATORIA

- A mis queridos padres que me inculcaron el amor por el estudio.
- A mi esposa que me apoya e inspira día a día.
- A todos los que de una manera u otra han contribuido a mi formación profesional.

AGRADECIMIENTOS

- Agradezco de forma especial a toda mi familia por su apoyo e inspiración.
- A mi tutora la M. Sc. Alina Puente Sánchez.
- Al Dr. C. Ramón Liriano González, por sus enseñanzas, paciencia, comprensión y por toda la colaboración e interés porque este proyecto se realizara con la mayor calidad posible.
- A todos aquellos que hicieron posible la realización de este trabajo y que me ayudaron, apoyaron, alentaron y dieron fuerzas para salir adelante.

**A todos,
Muchas gracias.**

RESUMEN

La empresa de cítricos Vitoria de Girón es una de las líderes en el país en cuanto a la implantación de cultivos protegidos, teniendo plantadas en sustrato de zeolita el 50% de sus áreas, por lo que se requiere de plántulas con calidad que le permitan obtener a cada cultivo su máximo potencial productivo. Para lograr este objetivo se debe disponer de un sustrato que por sus características físico-químicas y biológicas le permitan a las posturas desarrollarse satisfactoriamente y reducir lo más posible la estancia de las plántulas en esta fase, también es de vital importancia que este sustrato sea lo menos costoso posible para de esta forma reducir los costos de producción. Por tales razones en la Unidad Empresarial de Base (UEB) Casas de cultivos protegidos de dicha empresa se desarrolló un experimento donde se montaron cuatro variantes, tomando como sustratos el humus de lombriz y la zeolita cubana (limonita) y combinaciones entre ellos a diferentes proporciones, las variantes que más contribuyeron a la calidad tanto de las plántulas como del cepellón fueron las combinaciones de humus y zeolita(50-50) y la zeolita 100% (esta de gran interés para la empresa) a las que se les aplicó, en una segunda evaluación micorrizas, trichoderma y la combinación de ellos como bioestimulantes, lo que mostró que las plántulas tomate al ser tratadas con estos biofertilizantes en diferentes sustratos lograron mejores parámetros de calidad en el momento del trasplante, además se realizó una valoración económica donde se muestra la factibilidad de producir plántulas con estos sustratos.

INDICE	Pág.
1. INTRODUCCIÓN.	1
2. REVISION BIBLIOGRÁFICA.	4
2.1 Aspectos generales del cultivo del tomate	4
2.2 Producción de plántulas de hortalizas en Cuba	4
2.3. Producción protegida de plántulas en cepellones	5
2.3.1 Importancia de la producción protegida de plántulas en cepellones	5
2.3.2 Importancia del uso y calidad del cepellón	5
2.4 Componentes de la tecnología de producción de plántulas en cepellones	6
2.4.1 Características de la casa de producción de plántulas	6
2.5 Bandejas	7
2.5.1 Desinfección de bandejas	8
2.6 Sustratos	8
2.6.1 Características generales de los sustratos	9
2.6.2 Clasificación de los sustratos	9
2.6.3 Según su granulometría	10
2.6.4 Según su actividad química:	10
2.6.5 Propiedades de los sustratos.	10
2.6.5.1 Propiedades físicas	10
2.6.5.2 Propiedades Químicas	12
2.6.5.3 Físico - químicas	12
2.6.5.4 Bioquímicas	13
2.6.5.5 Propiedades Mecánicas	14
2.6.5.6 Propiedades Biológicas	14
2.6.7 Humus	14
2.6.7.1 Humus de Lombriz	15
2.6.7.2 Propiedades del humus	16
2.6.8 Sustrato órgano-mineral	17
2.6.8.1 Características generales de la zeolita natural	17

2.6.8.2 Composición química y mineral de las zeolitas.	18
2.7 Bioestimuladores	18
2.7.1 Propiedades de Trichoderma sp	18
2.7.2 Características generales de las micorrizas	19
2.7.2.1 Efectos de las asociaciones micorrízicas	20
3. MATERIALES Y METODOS.	22
3.1 Localización del experimento	22
3.2 Siembra	22
3.3 Sustratos orgánicos y minerales utilizados	22
3.3.1 Humus de lombriz	23
3.3.2 Zeolita	23
3.4 Efecto del sustrato en las variables de crecimiento de las plántulas de los híbridos de tomate FA-180.	23
3.5 Valoración económica	25
3.6 Análisis general y programa estadístico	25
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	26
4.1 Efectos del sustrato en las variables de crecimiento de las plántulas del tomate	26
4.1.1 Efecto del sustrato en el crecimiento de tomate híbrido HA-3019 F1	26
4.2. Influencia de los bioestimuladores en el crecimiento de las plántulas de tomate HA- 3019 F1	30
4.3. Valoración económica	38
5. CONCLUSIONES.	40
6. RECOMENDACIONES.	41
7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	42

1. INTRODUCCIÓN

A nivel mundial el cultivo protegido se reconoce como una tecnología agrícola de avanzada, que puede influir eficazmente en la producción de hortalizas frescas durante todo el año, siendo España el país con más superficie en invernaderos de plástico con casi 66 000 ha (Nova, 2009).

En Cuba, el cultivo protegido constituye una tecnología promisoría para extender los calendarios de cosechas de las hortalizas tradicionales, optimizar los recursos y afectar en menor medida el medio ambiente. Permite además obtener rendimientos altos y estables durante todo el año, lo cual asegura un suministro fresco al turismo, al mercado en frontera y a la población (Casanova *et al.*, 2007).

Entre las especies cultivadas con mayor rentabilidad en este sistema productivo se encuentran el tomate, pimiento, pepino y melón. Otras especies que se cultivan son la berenjena, el calabacín, la fresa y diversas plantas ornamentales y flores de corte. Los rendimientos que se logran en esta tecnología son muy variados, ya que dependen del cultivo, tipo de instalación, propósito comercial y estación del año [FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y Alimentación), 1999].

La producción de plántulas en contenedores comenzó a finales de 1977, por lo que desde entonces los cambios en la tecnología de obtención de plántulas se han sucedido de forma sistemática y creciente (Castro, 2000). La producción protegida de plántulas en cepellones, constituye un eslabón en la producción intensiva de hortalizas bajo cultivos protegidos en condiciones tropicales, estos sistemas están concebidos para generar producciones elevadas y competitivas por superficie durante todo el año (Casanova *et al.*, 2007).

Una plántula de calidad es uno de los factores más importantes para aspirar a una producción hortícola de excelencia, esto es posible si se logran plántulas sanas, de buena calidad, libres de enfermedades y disponibles a tiempo para su trasplante (Alarcón, 2006).

Por lo tanto una de las principales ventajas de la tecnología de cepellones es maximizar el ahorro de semillas de híbridos costosos y la reducción de pérdidas en el transplante, que influye negativamente en el rendimiento de los cultivos.

En el desarrollo de esta tecnología el sustrato es un componente esencial, el cual debe confeccionarse sobre la base de materiales de fácil adquisición en cualquier territorio (Peña, 2009). El sustrato debe proporcionar buen drenaje con adecuada aireación para las raíces, permitiendo que las plantas se desarrollen fuertes y saludables (Keigo, 1995).

En la Unidad Empresarial de Base (UEB) Casas de Cultivos Protegidos de la Empresa de Cítricos “Victoria de Girón” hay gran interés por mantener la aplicación de la tecnología de cepellón por sus múltiples ventajas, pero se han presentado problemas con la calidad de las plántulas debido a las características de los sustratos utilizados. Por esta razón se hace necesario realizar estudios que definan los sustratos más adecuados para la producción de plántulas en bandejas.

Problema

¿Cómo influyen los diferentes sustratos y el empleo de medios biológicos en la calidad de las plántulas?

Hipótesis

La utilización de zeolita y humus de lombriz como sustrato, así como los bioestimulantes (micorrizas y trichoderma) permitirá obtener plántulas de mayor calidad.

Objetivo General.

Evaluar la utilización de zeolita y humus de lombriz como sustrato, así como los bioestimulantes (micorrizas y trichoderma) en la tecnología de producción de plántulas en cepellón en el cultivo del tomate (*Solanum lycopersicum* L.)

Objetivos Específicos

- Evaluar la utilización de zeolita y humus de lombriz como sustrato en el desarrollo de las plántulas de tomate.

- Determinar el efecto del empleo de bioestimulantes (micorrizas y trichoderma) sobre el desarrollo vegetativo y radicular de las plántulas de tomate.
- Efectuar una valoración económica del empleo de zeolita y humus de lombriz como sustrato, así como de los bioestimulantes (micorrizas y trichoderma) en la producción de plántulas de tomate en cepellón.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 Aspectos generales del cultivo del tomate

El tomate (*Solanum lycopersicum* L.) perteneciente a la familia de las solanáceas es una planta nativa de la América tropical continental, cultivada en regiones templadas y tropicales del mundo. Su aceptación y preferencia se debe a sus cualidades gustativas, a la posibilidad de su amplio uso en estado fresco o elaborado en múltiples formas y a su relativo aporte de vitaminas y minerales (Gómez *et al.*, 2018).

El tomate se utiliza como condimento y como planta alimenticia. Tiene además demanda como planta medicinal, por sus propiedades tónicas y por su contenido en vitaminas. Asimismo se usa como remedio casero para las quemaduras y como astringente (Roig, 1989). Por sus contenidos en carotenos (beta carotenos, licopenos y vitaminas C), se le atribuyen propiedades antioxidantes que estimulan el sistema inmunológico (Carillo, 2002).

2.2 Producción de plántulas de hortalizas en Cuba

En Cuba, la producción de hortalizas, como en toda el área tropical, es estacional y se ha caracterizado por estar basada en el uso del trasplante a “raíz desnuda” de plántulas producidas en semilleros tradicionales a campo abierto durante el período lluvioso del año (agosto - octubre) (Casanova, 2004).

El Instituto de Investigaciones Hortícolas “Liliana Dimitrova” (IIHLD), en el período de 1987–1989 estudió comparativamente en época óptima para el cultivo del tomate la influencia de los métodos de plantación a “raíz desnuda” y de plántulas enraizadas en sustratos en función de las densidades de plantación alcanzadas por los mismos en el campo, llegando a la conclusión que con el trasplante de plántulas enraizadas en sustratos, en bloques o motas prensados, se lograron densidades de plantación en el campo de 93 - 100% de lo establecido, según las variables usadas en contraste con solo 63% logrado por el trasplante “a raíz desnuda”, lo que conlleva a la pérdida de un 30% del rendimiento como mínimo (Casanova, 2004).

2.3. Producción protegida de plántulas en cepellones

2.3.1 Importancia de la producción protegida de plántulas en cepellones

Dentro de la tecnología del cultivo protegido se encuentra la producción protegida de plántulas en cepellones como el eslabón más importante y vulnerable de esta tecnología (Casanova *et al.*, 2007).

La tecnología de cepellón, tiene numerosas ventajas entre las cuales se destacan, mayor uniformidad vegetativa de las plántulas, facilita que las plántulas superen la crisis del trasplante, se logra un mayor número de plántulas por superficie, mayor precocidad y uniformidad de la producción, seguridad en el cumplimiento de los plazos de plantación y producción, mínimo riesgo de enfermedades en las raíces y cuello de las plántulas, mayor rendimiento por superficie, facilita la selección y agrupación de las plántulas por tamaño (Companioni y Peña, 2000).

2.3.2 Importancia del uso y calidad del cepellón

Resulta de especial importancia dentro de la producción de plántulas: la calidad de las mismas por ser esta una de las causas principales que afectan los rendimientos hortícolas, debido a que dependerá de ellos el posterior desarrollo del cultivo y por consiguiente sus rendimientos (Companioni *et al.*, 2000).

Tradicionalmente los agricultores preparan los semilleros donde obtienen plantas para ser trasplantadas a raíz desnuda, con el inconveniente de la poca uniformidad en el desarrollo de las plántulas afectándose a muchas el sistema radical, provocando que exista una alta mortalidad en la fase posterior al trasplante con un consiguiente consumo alto de semillas (Casanova *et al.*, 2007).

Frente a la forma clásica de producción de plántulas “a raíz desnuda”, se está implantando en varios países, la producción en cepellón o “speedling” (plántulas en su propio terrón) cuya principal ventaja para el productor es la reducción de pérdidas en el trasplante, que tanto influyen en los bajos rendimientos de los cultivos, ya que las plántulas en cepellón no sufren el estrés o crisis del trasplante, se producen menos daños a las raíces, su arraigo y porcentaje de sobrevivencia en campo abierto es mayor y prácticamente siguen su ritmo de crecimiento sin “paro” contrario a lo que

ocurre en la forma tradicional del trasplante, además el sustrato del cepellón contiene una reserva de humedad que la planta puede utilizar hasta que sus raíces alcancen la humedad del suelo.

2.4 Componentes de la tecnología de producción de plántulas en cepellones

La tecnología de producción de plántulas en cepellones (Casanova *et al.*, 1997) cuenta con los siguientes componentes:

Nave de preparación de sustratos: Área que se utiliza para la preparación, conservación y desinfección de sustratos, la desinfección y llenado de bandejas y la siembra y riego inicial.

Almacén: Almacén para guardar aperos, bandejas, aditivos, medios biológicos, instrumentos de medición, etc.

Áreas de pregerminación: Cámara de germinación de semillas o (cuarto oscuro) que debe estar provista de falso techo y climatización, en lo posible, así como estantería para la colocación de las bandejas en la fase de pregerminación de las semillas.

2.4.1 Características de la casa de producción de plántulas

Debe ser una instalación protegida, ubicada vientos arriba, en un lugar alto, ventilado, de buen drenaje, con adecuada fuente de abasto de agua, seguridad, vías de acceso y alejada de las áreas de producción intensiva de especies afines. Además debe tener adecuadas dimensiones (ancho x largo x altura) con cerramiento superior de polietileno flexible o raffia plastificada con cerramiento de laterales y frentes con malla antiinsectos y ventilación cenital (Álvarez y Pérez, 2008).

Debe poseer además un sistema de riego localizado con microaspersión aérea y laterales independientes, con posibilidad de riego alternativo con manguera y ducha o regadera para situaciones coyunturales. Los porta bandejas deben estar convenientemente nivelados y separados del suelo. Debe contar con una doble puerta de entrada y salida situada contraria a la dirección de los vientos predominantes, con punto de desinfección de manos y pies (Álvarez y Pérez, 2008)

La nave debe contar con un módulo de trampas entomológicas (amarillas, azules y

blancas), con instrumentos de medición climática para temperaturas y humedad relativa. Para la protección de la entrada de las aguas pluviales a la instalación se requiere poner por todo el alrededor de la casa un zócalo de 0,5 m de altura sobre el suelo, debe mantenerse el drenaje externo de la casa, además que una adecuada altura del piso debe estar cubierto por gravilla o rocoso, preferiblemente que garantice el filtrado de los drenajes del riego (MINAG, 1999).

Se debe colocar malla sombreadora exterior sobre o separada del techo para interceptar la radiación infrarroja corta incidente, con lo cual la temperatura en el interior de la casa disminuye en unos 4 °C o una pantalla, térmica móvil en el interior de la instalación, el techo de la instalación deberá permanecer libre de incrustaciones de polvo lograr una buena iluminación (Casanova *et al.*, 2003).

2.5 Bandejas

Los cepellones o “speedlings” se producen en bandejas, contenedores o charolas flexibles o rígidas, de polietileno, poliestireno, poliuretano u otro material adecuado que están divididas en alvéolos (orificio del cepellón) de forma troncopiramidal o troncocónicas de diferentes volúmenes y superficies. Para la producción de plántulas en cepellones, se utilizan bandejas o contenedores con diferentes dimensiones de alvéolos donde se deben tener en cuenta en la elección de la bandeja, el volumen y el número de alvéolos por bandejas, en función de la especie y del sistema de producción de que se trate (Casanova *et al.*, 2003). Las celdas grandes permiten mayor espacio por planta, resultando plántulas más grandes y mejor desarrolladas (Koranski, 2005).

En Cuba se utiliza la bandeja cubana de poliestireno de 2,9 x 2,9 x 6,5 cm de 32,5 cm³, a pesar del criterio de algunos especialistas por considerar el autosombreo en la misma que provoca adelgazamiento de las plántulas y que estas se excedan de la altura estándar por lo que la tendencia es a cambiar la bandeja por otra de mayor volumen de alvéolo y que tenga mayores posibilidades de aumentar el número de días de las plántulas en la fase de semillero (Casanova y Ozuna, 2002).

Numerosas experiencias indican que cuanto más volumen tenga el envase mayor será la calidad de la plántula, mejor será el crecimiento tanto de las raíces como de la parte aérea y mayor precocidad tendrán las plantas en el cultivo (Bruzón, 2004).

Los envases son en general de color blanco, negro o gris. Los blancos reflejan luz y confieren buen aislamiento, especialmente para producción en verano. Los negros y los grises absorben calor y se utilizan para producción de invierno o primavera.

En Madrid, España en el centro de producción vegetal en la Universidad de Almería practican siembras en bandejas flotantes como alternativas al bromuro de metilo en el cultivo del tabaco que permite la producción de plantas de una forma fácil y segura, con cepellón uniforme, calidad y menor costo (Bello, 2004).

2.5.1 Desinfección de bandejas

Existen diferentes modos de desinfección de bandejas para evitar que en las mismas se desarrollen agentes patógenos. En Cuba se sumergen durante cinco minutos en solución de lejía al 5% ó formol al 2%, en este último caso se requiere un lavado posterior de las mismas con agua antes de su empleo (Casanova *et al.*, 2003).

En España las medidas preventivas son indispensables para mantener las plantas de tabaco libre de plagas y enfermedades para lo cual recomiendan desinfectar con una solución de agua y lejía. Comercial al 10% a los diferentes elementos que se utilizan (Bello, 2004).

Estados Unidos para evitar el desarrollo de enfermedades particularmente, “damping off” esterilizan los trays ya sea por métodos químicos o de vapor, tienen una técnica común de sumergirlos por 20 minutos en sales cuaternarias de amonio. También se usa hipoclorito de sodio (1 - 2%) seguido por enjuague (Leskovar, 2001).

2.6 Sustratos

El sustrato es el medio material donde se desarrolla el sistema radicular del cultivo, presenta un volumen físico limitado y debe encontrarse aislado del suelo además tiene como funciones: mantener la adecuada relación: aire - solución nutritiva para proporcionar a la raíz el oxígeno y los nutrientes necesarios y en el caso de sustratos

sólidos ejercer el anclaje de la planta (Alarcón, 2006).

No existe el sustrato ideal, cada uno presenta una serie de ventajas e inconvenientes y su elección dependerá de las características del cultivo a implantar, de las variables ambientales y de la instalación, lo que sí existe es un manejo ideal para cada tipo de sustrato a emplear (Bures, 2017).

Por otra parte se considera que el medio o la mezcla sin tierra debe proveer un ambiente favorable para el desarrollo radicular y plantea que las funciones principales del medio para sostener el crecimiento son: fuente de nutrientes, retención y disponibilidad de agua, mantener un eficiente intercambio de gases y dar soporte a la planta (Leskovar, 2001).

2.6.1 Características generales de los sustratos

Los sustratos deben contar con las siguientes características: retener agua de forma disponible para la planta, proporcionar oxígeno para la respiración radical, suministrar nutrientes, ser un soporte para la planta en crecimiento (anclaje), permitir una buena circulación tridimensional de las soluciones nutritivas, tener una buena estabilidad físico-química, es importante la ausencia de patógenos y elementos tóxicos para la planta, cuanto menor sea la capacidad de cambio del sustrato mejor control nutricional, es conveniente un sustrato químicamente inerte (Peña, 2009).

2.6.2 Clasificación de los sustratos

Se pueden establecer diferentes clasificaciones.

Según su origen:

1. Naturales: La mayoría de los sustratos empleados son de origen natural y los podemos dividir en:

- Orgánicos. De procedencia animal o vegetal, por ejemplo: turbas, fibra de coco, corteza de pino, cascarilla de arroz, serrín, compost, entre otros.
- Inorgánicas. Generalmente son inertes desde el punto de vista químico. Distinguimos: los que se usan sin ningún proceso previo aparte de la necesaria homogenización granulométrica: gravas, arenas, puzolana, picón, etc; y los que

sufren algún tipo de tratamiento previo, generalmente a elevada temperatura, que modifica totalmente la estructura de la materia prima: lana de roca, perlita, vermiculita, arcilla expandida, etc.

2. Sintéticos: podemos nombrar las espumas de poliuretano y el poliestireno expandido, aunque su uso está poco difundido, coincidiendo con Abad y Noguera (1997) citado por Alarcón (2000).

2.6.3 Según su granulometría

Partículas de < 3 mm de diámetro: arena, perlita, plásticos, lana de roca.

Partículas de > 3 mm de diámetro: grava, basalto, pumita, lavas, etc.; estos pueden presentar dos tipos de riego, superficial (goteo) y por subirrigación (Alarcón, 2000).

2.6.4 Según su actividad química:

Inertes: no interaccionan químicamente con la solución nutritiva, presentan una muy baja o nula CIC y su misión es únicamente el anclaje de la planta y mantener una adecuada relación aire/agua ejemplo: lana de roca, perlita, arena silíceas, gravas, rocas volcánicas (Alarcón, 2000).

Químicamente activos: interaccionan con la solución nutriente liberando y/o reteniendo nutrientes, presentan generalmente elevada CIC como: turbas, compost, vermiculita (Alarcón, 2000).

2.6.5 Propiedades de los sustratos.

2.6.5.1 Propiedades físicas

La capacidad de retención de agua del medio determina la frecuencia de la irrigación. El medio tiene una fracción sólida y de poros. La porosidad total es la fracción del volumen del agua y del aire. El valor de la porosidad total varía generalmente entre 50 a 90% y el del aire entre 1 - 10%. La humedad inicial del medio debe ser de un 50% antes de proceder al llenado de los envases. El contenedor debe llenarse sin compactarlo, de manera de favorecer la porosidad. La capacidad, de intercambio catiónico, mide la capacidad del medio de retener los nutrientes del lavado o lixiviado (Alarcón, 2000).

Densidad Real (DR): Es la relación del material seco a 105 °C y el volumen real ocupado por las partículas sin incluir el espacio intermedio de poros, no depende del grado de compactación ni del tamaño de partícula. Es la densidad del material que compone o constituye el sustrato. Se expresa en g/cm³ (Martínez y García, 1993).

Densidad Aparente (DA): Es la relación entre la masa del material seco a 105 °C y el volumen ocupado, incluido el espacio intermedio de poros. Es la densidad del sustrato en condiciones de utilización por tanto está tremendamente influida por la compactación del medio. Se expresa en g/cm³ (Martínez y García, 1993).

Espacio poroso o porosidad total (EPT): Volumen total de sustrato no ocupado por la fase sólida del mismo (partículas orgánicas o minerales). El volumen está lleno en los macroporos y de agua en los microporos (Alarcón, 2000; Leskovar, 2001).

Granulometría: Es el parámetro que expresa la distribución de partículas según su tamaño, lo que determinará el balance entre el contenido en agua y en aire del sustrato a cualquier nivel (Abad y Noguera, 1997). Las propiedades físicas de un sustrato suelen variar considerablemente en función de la distribución porcentual de cada uno de los rangos de tamaño en que estén clasificadas las partículas (Alarcón, 2000).

Capacidad de absorción de agua (CAA): Es la cantidad de agua expresada en gramos que 100 gramos de sustrato seco pueden retener (Martínez y García, 1993).

Potencial de agua: Las disponibilidades de agua y aire en los sustratos. El agua es retenida en los poros del sustrato o del suelo con una cierta fuerza o tensión. La planta debe romper estas tensión para absorber el agua a través de las raíces (Martínez y García, 1993).

Curva de retención hídrica a bajas tensiones (Curva de De Boodt): Establece la relación agua/aire en el sustrato así como las variaciones en la disponibilidad del agua total retenida por el sustrato. Esta curva se conforma con los siguientes parámetros: capacidad de aireación: Es el porcentaje en volumen de sustrato que contiene aire después de ser saturado en agua y dejado drenar a una tensión de 10 cm de columna de agua. El valor óptimo puede considerarse en 20 - 30% (Abad y

Noguera, 1997; Martínez y García, 1993; Alarcón, 2000).

Agua fácilmente disponible: Es el volumen de agua retenido por el sustrato entre 10 y 50 cm de columna de agua de tensión se corresponde con el agua que puede consumir la planta sin apenas gasto energético. A partir de 50 cm de columna de agua el proceso de absorción por parte del aparato radical se dificulta, necesitándose un gasto superfluo de energía (Abad y Noguera, 1997; Martínez y García, 1993; Alarcón, 2000).

Agua de reserva: Es el volumen de agua retenido por el sustrato entre 50 – 100 cm de columna de agua de tensión se corresponde con el agua que en los momentos de dificultad puede estar disponible para las plantas y junto al agua fácilmente disponible forma la llamada agua útil o agua total disponible (Abad y Noguera, 1997; Martínez y García, 1993; Alarcón, 2000).

Agua difícilmente disponible: Es el volumen de agua retenido por el sustrato a tensiones superiores a 100 cm de columna de agua. Desde el punto de vista práctico se considera que esta agua está retenida en el material sólido a una fuerza superior a la que pueden ejercer las raíces en su absorción (Abad y Noguera, 1997; Martínez y García, 1993; Alarcón, 2000).

2.6.5.2 Propiedades Químicas

Suelen ser debidas a disolución e hidrólisis de los propios sustratos y puede provocar: efectos fototóxicos por liberación de iones H^+ y OH^- y ciertos iones metálicos como el Co^{++} , efectos carenciales debido, por ejemplo a la hidrólisis alcalina de algunos sustratos que provoca un aumento de pH y la precipitación de fósforo y algunos microelementos y efectos osmóticos provocado por un exceso de sales solubles y el consiguiente descenso en la absorción de agua por la planta (Martínez y García, 1993).

2.6.5.3 Físico - químicas

Son reacciones de intercambio de iones. Se dan en sustratos con contenidos de materia orgánica o los de origen arcilloso (arcilla expandida) es decir, en aquellos en los que hay una cierta capacidad de intercambio catiónico (CIC). Estas reacciones

provocan modificaciones en el pH y en la composición química de la solución nutritiva por lo que el control de la nutrición de la planta se dificulta, tanto más, cuanto mayor es la CIC (Martínez y García, 1993).

2.6.5.4 Bioquímicas

Son reacciones que producen la biodegradación de los materiales que componen el sustrato. Se producen sobre todo en materiales de origen orgánico, destruyendo la estructura y variando sus propiedades físicas. Esta biodegradación libera CO₂ y otros elementos minerales por destrucción de la materia orgánica (Martínez y García, 1993).

Capacidad de intercambio catiónico: Define la cantidad de cationes que son absorbidos por las superficies de las partículas sólidas constituyentes del sustrato. La capacidad de retención de nutrientes, medida a través de la (CIC) dependerá fundamentalmente del pH y del contenido y composición de la materia orgánica y arcilla de la parte sólida (Franco, 2001).

Presencia de sustancias fitotóxicas: Todos los sustratos deben estar ausente de sustancias químicas fitotóxicas tales como NaCl en sustratos que hayan entrado en contacto con ambientes marinos (fibra de coco, algas, arenas, etc.) (Alarcón, 2000).

pH: Cada sustrato de cultivo presenta un determinado valor de pH inicial. El efecto de amortiguación que presente el sustrato ante cambios de pH dependen sobre todo de su actividad química siendo mayor para sustratos de tipo orgánico con elevada CIC. El pH óptimo es de 5,5 – 6,5 (Alarcón, 2000).

La salinidad depende del contenido de NO₃, NH₄, K, Ca, Mg, Cl, Na y SO₄ si la alcalinidad es baja < 60 ppm, es necesario aumentar su capacidad buffer agregando fuentes de Ca y Mg, además de los principales macro - nutrientes que determinan el contenido salino, es conveniente comparar los niveles de Fe, B, Mn, Cu, Zn, Mo, Na y Cl con los niveles aceptables del medio se recomienda que la relación C:N no sea > 30 (Corteza 300 - 1, Aserrín 1000:1) (Martínez y García, 1993).

2.6.5.5 Propiedades Mecánicas

Estructura: El material debe mantener su estructura estable a lo largo del cultivo sin degradarse. Un material demasiado frágil puede fragmentarse en partículas finas que reducen la porosidad y la capacidad de aireación, sobre todo en el fondo del contenedor limitando el volumen aprovechable del sustrato (Alarcón, 2000).

Aristas y lados cortantes: El material es preferible que no sea arestado o cortante, ya que puede lesionar las raíces de las plantas favoreciendo el desarrollo de enfermedades sobre todo de índole fúngica (Alarcón, 2000).

2.6.5.6 Propiedades Biológicas

Presencia de patógenos: Todo sustrato debe estar ausente de cualquier agente patógeno (Ansorena, 1994).

Actividad biológica: En sustratos de naturaleza orgánica no inertes, como consecuencia del ataque de los microorganismos, la materia orgánica se descompone y experimenta una serie de cambios en su composición hasta alcanzar una cierta estabilidad biológica (Ansorena, 1994).

Otras propiedades de los sustratos son: que estén libre de semillas de malas hierbas, nemátodos, hongos, otros patógenos y sustancias fitotóxicas. Además de reproducibilidad y disponibilidad, bajo costo, fácil de mezclar, desinfectar y permanecer estable bajo los procesos de desinfección, así como resistencia a cambios extremos (Franco, 2001).

2.6.7 Humus

El humus es el elemento más estable de la materia orgánica y su contenido en la misma, constituyendo un importante indicador de su calidad, es un polímero tridimensional de carácter ácido, alto peso molecular y estructura con un núcleo de compuestos aromáticos y cadenas laterales integrados por carbohidratos así como cadenas alifáticas con grupos funcionales que facilitan la retención de nutrientes (Peña, 2002).

Los coloides se caracterizan por una gran área externa e interna que favorece el intercambio catiónico y por tanto las reacciones se unen en el humus la de ser liberador tanto de nutrientes (contiene entre 3,5 y 5% de nitrógeno, con una relación C/N próxima a 10) y favorece el desarrollo de la estructura del suelo y la retención de humedad (Velarde, 2004).

El humus de lombriz es producido por la lombriz roja de California que consume materia orgánica con voracidad y la degrada rápidamente. El resultado es un abono de consistencia similar a la tierra negra, muy oscuro y rico en todos los nutrientes. Resulta ideal para las plantas de interior como las del exterior.

Peña *et al* (2005) plantearon que estudios demuestran que después de nueve meses se producen pérdidas en la calidad del humus y expusieron los rangos a tener en cuenta para evaluar la calidad del mismo, estableciendo varias categorías con parámetros bien definidos.

2.6.7.1 Humus de Lombriz

La lombricultura es una técnica para la transformación de los residuales sólidos orgánicos por medio de la acción combinada de las lombrices y los microorganismos (Calero *et al.*, 2009).

El humus de lombriz constituye un excelente sustrato para la germinación de las semillas ya que contiene (ácidos húmicos, hormonas, vitaminas, enzimas y antibióticos) que regulan el crecimiento de las plántulas durante su primer estadio de desarrollo (Martínez *et al.*, 2002).

Los ácidos húmicos retienen elementos nutritivos que por intercambio y mineralización secundaria son suministrados a las plantas, las hormonas y vitaminas facilitan la emergencia de las semillas, el crecimiento de las plantas, el desarrollo de los brotes, las enzimas favorecen y estimulan la liberación lenta y gradual de nutrientes a los cultivos, los antibióticos producen acción inhibitoria contra los fitopatógenos (Martínez *et al.*, 2002).

2.6.7.2 Propiedades del humus

Potencia la acción de los fertilizantes al mejorar la eficiencia de recuperación de estos, regulador de la nutrición vegetal, favorece la formación de agregados estables arcillas-húmicos que dan origen a la estructura granular del suelo, aumenta la capacidad de retención de humedad, mejora la velocidad de infiltración, evitando la erosión producida por escurrimiento superficial, ayuda a taponar cambios del pH del suelo, inactiva los compuestos o elementos orgánicos tóxicos, fuente nutricional y energética de los microorganismos edáficos, favorece el normal desarrollo de las cadenas tróficas (Martínez *et al.*, 2002)

Dentro de las principales consideraciones para el uso del humus se encuentran que biológicamente estimula la planta, químicamente cambia las propiedades de fijación del suelo y físicamente modifica el suelo (Martínez *et al.*, 2002).

Beneficios biológicos: estimula las enzimas de la plantas, actúa como un catalizador orgánico, estimula el crecimiento y la proliferación de microorganismos necesarios para el suelo tanto como algas y levaduras, aumenta la respiración y formación de la raíz, estimula el crecimiento de la raíz especialmente en su ancho, aumenta la permeabilidad de las membranas de la planta, promoviendo la asimilación de los nutrientes, eleva el contenido de vitaminas de las plantas, eleva la germinación de la semilla y su viabilidad, estimula el crecimiento de la planta al acelerar la división celular, elevando el grado de desarrollo en el sistema radicular (Martínez *et al.*, 2002).

Beneficios químicos: eleva las propiedades de aireación, bajo condiciones alcalinas, rico en sustancias orgánicas y minerales esenciales para el crecimiento de la planta, retiene los fertilizantes inorgánicos solubles en agua en las zonas de raíz y los envía cuando son necesarios, posee capacidad de intercambio de iones extremadamente altas y promueve la conversión de un número de elementos en formas asimilables por la planta (Martínez *et al.*, 2002).

En cuanto a los beneficios físicos al suelo eleva la porosidad, la aireación, la capacidad de retención de agua, mejora la germinación de la semilla y su viabilidad y

reduce la erosión (Martínez *et al.*, 2002).

2.6.8 Sustrato órgano-mineral

La zeolita es un mineral extraído de las rocas zeolíticas cuyas propiedades físico - químicas la hacen un mejorador potencial del suelo, debido a su alta capacidad de intercambio catiónico (John, 1998).

La litonita es un sustrato órgano-mineral producido a partir de la zeolita cubana con granulometría de 2 - 3 mm, cargada con macro y microelementos que se emplea como aditivo al sustrato para semilleros hortícolas (Moreno, 2009).

Este sustrato garantiza los nutrientes necesarios para producir plántulas de alta calidad, sin la necesidad de la adición de abono químico, soluble en forma foliar o mediante fertirriego además que evita la compactación del sustrato y su lavado por acción de los riegos, no incrementa la conductividad del sustrato, disminuye los problemas fitosanitarios a nivel radical y se logra una mayor armonía medio-ambiental (Casanova *et al.*, 2003).

La litonita es un producto interesante desarrollada y producida de manera exclusiva en la isla de Cuba, que proporciona medio de cultivo y alimentación al mismo tiempo para cualquier tipo de planta; es una piedra que absorbe sales minerales y luego las cede a las raíces de la planta por medio del intercambio iónico (Hernández y González, 2003).

Estudios con sustratos enriquecidos con zeolita para la producción de plántulas de semillero de tomate y pimiento mostraron que los componentes mezclados con zeolita enriquecida produjeron alta calidad en el crecimiento de las plántulas de semilleros (Markovic y Enriched, 2005).

2.6.8.1 Características generales de la zeolita natural

Entre las principales propiedades físico químicas de la zeolita natural se destacan las siguientes: catálisis, intercambio iónico y la absorción. La primera de ellas resulta la menos conocida en la agricultura pero no por ello la de menos importancia pues se ha comprobado que actúan como catalizadora en procesos relacionados con la

fisiología de los vegetales.

Las zeolitas son grandes intercambiadoras iónicas en particular de cationes teniendo una capacidad de intercambio superior a los 200 meq/100g de zeolita, la cual es muy superior a la de los suelos existentes en el país donde predominan los Ferralíticos con capacidad de intercambio catiónico con valores alrededor de 23 meq/100g, los pardos con 50 meq/100g y los oscuros plásticos con 80 meq/100g (Márquez *et al.*, 2009).

2.6.8.2 Composición química y mineral de las zeolitas.

En las zeolitas naturales aparecen iones de Na^+ , Ca^{2+} , K^+ , Mg^{2+} , Fe^{2+} entre otras en el interior de los canales coordinados a la estructura cristalina y ellos pueden ser reemplazados por otros iones como NH_4^+ , Sr^{2+} , sin alterar en absoluto la composición sílice-aluminio de la estructura cristalina, es decir que la zeolita es capaz de intercambiar los iones que presenta en los canales por otros lo cual nos permite utilizar soluciones con una adecuada concentración de cationes para así obtener una composición iónica determinada de acuerdo a nuestras necesidades (Márquez *et al.*, 2009).

En los espacios libres de los canales se incorporan moléculas de agua y gases los cuales pueden ser desplazados por otras moléculas, de esta forma es que se beneficia la absorción de agua y gases por ejemplo la zeolita del yacimiento de tasajeras tiene una capacidad de retención de agua de hasta un 30% de su peso (Márquez *et al.*, 2009)

2.7 Bioestimuladores

2.7.1 Propiedades de *Trichoderma* sp

Además del efecto biocontrolador de patógenos, se ha comprobado que la inoculación de *T. harzianum* aporta otros beneficios a las plantas; a través de la descomposición de materia orgánica, libera nutrientes en formas disponibles para la planta (Godes, 2007).

Presenta actividad solubilizadora de fosfatos (Valencia *et al.*, 2007; Valero, 2007), por lo cual se utiliza frecuentemente como un organismo biofertilizante en diferentes productos comerciales (Moreno *et al.*, 2007). Promueve el crecimiento y desarrollo de los cultivos produciendo metabolitos que estimulan los procesos de desarrollo vegetal (Sutton y Peng, 1993).

Tiene la capacidad de multiplicarse en el suelo y colonizar las raíces de las plantas liberando factores de crecimiento (auxinas, giberelinas y citoquininas) que estimulan la germinación y el desarrollo de las plantas (Altomare *et al.*, 1999).

T. harzianum produce sustancias que actúan como catalizadores o aceleradoras de los tejidos meristemáticos primarios en las partes jóvenes de la planta, acelerando su reproducción celular, logrando que las plantas se desarrollen más rápido en comparación con plantas que no han sido tratadas con dicho microorganismo (Valencia *et al.*, 2007).

Se ha reportado la producción de ácido 3-indol acético (AIA), sustancia que actúa como hormona vegetal favoreciendo el desarrollo del sistema radical, entre otros beneficios (Valencia *et al.*, 2005).

T. harzianum también ha sido reportado como promotor del crecimiento vegetal en cultivos de berenjena, arveja, frijol, café, tomate, pimientos, papa, vid y especies forestales, entre otros (Börkman *et al.*, 1998).

2.7.2 Características generales de las micorrizas

Se conoce como micorrizas a las estructuras formadas por asociaciones que se establecen entre varios géneros de hongos y raíces de la mayoría de las plantas. Simbiosis prácticamente universal, no sólo porque casi todas las especies vegetales son susceptibles de ser micorrizadas, sino también porque puede estar presente en la mayoría de los hábitat naturales (Barea, 1991).

Las micorrizas son tan antiguas como las propias plantas y se conoce su existencia desde hace más de 100 años; estimándose que aproximadamente el 95% de las especies vegetales conocidas establecen de forma natural y constante este tipo de simbiosis con hongos del suelo (Barea, 1991).

El mutualismo supone una relación beneficiosa para los dos organismos implicados, y tanto el hongo como la planta se ven favorecidos por la asociación: el hongo coloniza la raíz de la planta y le proporciona nutrientes minerales y agua, que extrae del suelo por medio de su red externa de hifas, mientras que la planta suministra al hongo sustratos energéticos y carbohidratos que elabora a través de la fotosíntesis (Dorrego, 2000).

Los hongos formadores de micorrizas vesículo-arbusculares no solubilizan el fósforo del suelo pero pueden aumentar la absorción del fósforo disponible explorando un volumen de suelo más grande que el que normalmente explora las raíces no micorrizadas. Las plantas micorrizadas son resistentes a la sequía, debido al mayor transporte de agua a las raíces se ha logrado mayor supervivencia en el trasplante de plántulas en el campo (Ruiz, 2001).

Los hongos formadores de micorrizas constituyen biofertilizantes de amplia distribución ya que cualquier hongo simbiote puede colonizar cualquier planta receptiva, aunque existen algunos casos donde se percibe una mayor afinidad entre determinadas parejas hongo/planta (Meyer, 1986).

Las micorrizas son la simbiosis producida entre un hongo y la raíz de la planta, el hongo coloniza biotróficamente su corteza y llega a ser parte integrante de ella, desarrollando un micelio extenso que a modo de sistema radical y altamente efectivo, ayuda a la planta a adquirir nutrientes minerales y agua del suelo. A cambio, la planta le proporciona al hongo que es heterótrofo por naturaleza (incapaz de producir su propio alimento) un nicho ecológico y los nutrientes necesarios para su existencia (Sempere y Santamarina, 2001).

2.7.2.1 Efectos de las asociaciones micorrízicas

Las micorrizas actúan a varios niveles, provocando alteraciones morfológicas y anatómicas en las plantas hospederas como cambios en la relación tallo- raíz, en la estructura de los tejidos radicales, en el número de cloroplastos, aumento de la lignificación y alteración de los balances hormonales (LLonín, 2000).

Otro de los efectos interesantes de las micorrizas es su papel en relación con el ecosistema en el que se desarrollan; así interactúan con diversos organismos de la micorrizosfera estableciendo provechosas cooperaciones con unos y compitiendo con otros, generalmente de tipo patógeno, e incluso se reporta su interacción con la microfauna de la rizosfera (nematodos, afidos, ácaros y otros) aunque su papel aparentemente protector es relativo (Ruiz, 2001).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Localización del experimento

El trabajo se desarrolló en una casa de producción de plántulas en cepellón radicada en la UEB Casas de Cultivos Protegidos, en el poblado de San José de Marcos, perteneciente a la Empresa Agroindustrial 'Victoria de Girón', localizada entre los 22°30' - 22°50' de latitud norte y los 81°35' - 81°51' de longitud oeste a una altitud de 13-25 msnm, en el municipio Jagüey Grande, provincia de Matanzas, en la región occidental de Cuba.

El clima de la localidad se caracteriza según Aranguren (2009) por una temperatura media mensual de 14,4 °C en el mes más frío y de 33,4 °C en el mes más cálido, con el período lluvioso entre mayo y octubre, una precipitación media anual de 1 494 mm, humedad relativa promedio superior al 80 % y 7,6 horas diarias de luz solar.

Se utilizó una casa de plántulas de la firma Metalúrgicas Halvar S.L., con dimensiones 35 m de largo por 12 m de ancho y una altura de 2,5 m, ubicada de norte a sur, con cinco porta bandejas separados entre sí a 0,90 m, con una altura 0,80 m y una capacidad de 42 bandejas cada uno recomendada por Álvarez y Pérez (2008)

Para la siembra se utilizaron bandejas españolas de poliestireno de 150 alvéolos con una capacidad de sustrato de 7,2 L. Las bandejas se desinfectaron con formol al 5% y se lavaron con abundante agua.

3.2 Siembra

La siembra se realizó con un marcador de madera para lograr uniformidad en el hollado, el cual está graduado según el cultivo a sembrar, se colocó una semilla por alvéolo, en ambos cultivos, a una profundidad de 2 mm según la metodología establecida por Santana *et al.* (2006).

3.3 Sustratos orgánicos y minerales utilizados

Para el diseño de la primera fase del experimento se utilizaron los siguientes sustratos: zeolita y humus de lombriz solo y en diferentes proporciones.

3.3.1 Humus de lombriz

El humus de lombriz de producción local a partir de estiércol vacuno, fue tamizado con malla de 3 mm y sometido a un lavado de sales hasta llevarlo a una conductividad eléctrica (CE) de 0,8 mS/cm y un pH de 7,0; para ello se utilizó un conductímetro del tipo HANNA con un rango de 0,01-19,99 mS/cm y pHmetro del tipo HANNA.

3.3.2 Zeolita

La zeolita utilizada fue traída de la Empresa GeoMinera del Centro ubicada en la carretera de Maleza, Km 2,5 Santa Clara, Villa Clara, Cuba, con una granulometría de 2 mm.

3.4 Efecto del sustrato en las variables de crecimiento de las plántulas de los híbridos de tomate FA-180.

Para determinar el efecto del sustrato en las variables de crecimiento de las plántulas se realizó un ensayo utilizando un diseño completamente aleatorizado con cuatro tratamientos, de siete réplicas cada uno (cada bandeja constituyó una réplica). Se evaluaron 10 plantas por bandejas.

Las mezclas de sustratos se realizaron en bases volumétricas, se homogenizaron de forma manual y se formaron los siguientes tratamientos:

1. Z50 + H50 (Zeolita 50% + Húmus 50%) v/v
2. Z70 + H30 (Zeolita 70% + Húmus 30%) v/v
3. H 100 (Húmus 100%)
4. Z 100 (Zeolita 100%)

El biopreparado del hongo antagonista *Trichoderma harzianum* cepa A-34, se aplicó con una concentración de 1×10^9 a razón de 100 mL por 10 kg de sustrato para prevenir la afectación por hongos del suelo.

La semilla se sumergió en un preparado del producto comercial EcoMic (producto portador de micorrizas) a una dosis de 10% del peso de la semilla coincidiendo con

lo realizado por Terry *et al.* (2002) e Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas [INCA] (2010).

Las labores de eliminación de malezas y la rotación de bandejas para evitar la competencia por la luz se ejecutaron según lo expuesto por Casanova *et al.* (2007). El riego se realizó atendiendo a las necesidades del cultivo y en función del sustrato utilizado, el control fitosanitario se efectuó preventivamente para evitar infestaciones en las plántulas por hongos.

Se evaluaron las siguientes variables de crecimiento:

Altura. Se realizaron mediciones hasta los 22 y 30 días. Se empleó una regla graduada (cm) y los puntos de referencias fueron la base del tallo y la yema apical.

Diámetro del tallo. Se realizaron mediciones hasta 22 y 30 días, a la altura de uno a dos milímetros de la base del tallo, empleando el pie de rey, con error de lectura 0,5 (mm).

Número de hojas verdaderas. Se registró el número de hojas a partir de la primera hoja verdadera.

Ciclo de las plántulas. Se registró el número de días hasta que las plántulas presentaron la calidad para el trasplante.

Calidad estructural del cepellón. Se determinó por apreciación visual a partir de la extracción de la plántula de la bandeja, clasificándose como muy compacto, compacto y ligeramente compacto según Peña (2009).

Color de las plántulas. Se determinó por apreciación visual, según metodología establecida por Casanova *et al.* (2007): verde oscuro (VO), verde oscuro brillante (VOB), verde oscuro opaco (VOO), verde claro (VC), verde claro brillante (VCB), verde claro opaco (VCO).

Masa fresca foliar y de la raíz. Las plántulas después de culminado su ciclo fueron extraídas de la bandejas, lavadas con agua corriente y una vez separada la parte aérea y el sistema radical se pesaron utilizando una balanza técnica (g).

Masa seca foliar y de la raíz: ambas partes fueron secadas en una estufa a 65⁰C de temperatura hasta obtener las muestras totalmente secas y lograr una masa constante utilizando una balanza técnica (g).

Los datos obtenidos se procesaron mediante análisis de varianza de clasificación simple, se transformaron a \sqrt{x} para el ANOVA y se establecieron las diferencias entre las medias por el test de Tuckey al 5% de probabilidad.

3.5 Valoración económica

Para la realización de la valoración económica se pesaron los volúmenes de sustrato (Zeolita y Humus) para un alvéolo y a partir de él se determinó el número de bandejas que se pueden llenar con una tonelada de cada sustrato y tomando como referencia los precios vigentes en el departamento económico de nuestra unidad, se realizó la valoración del costo del sustrato en la producción de plántulas.

3.6 Análisis general y programa estadístico

Para estandarizar los datos antes del ANOVA se determinaron la normalidad y la homogeneidad de la varianza, por la prueba de Cochran C., Hartley y Bartlett. Los datos que no cumplían con esta condición fueron transformados con la función correspondiente. Para los análisis estadísticos se empleó el paquete STATISTICA, Versión 6.1, StatSoft, Inc. (2003).

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Efectos del sustrato en las variables de crecimiento de las plántulas del tomate

4.1.1 Efecto del sustrato en el crecimiento de tomate híbrido HA-3019 F1

En la evaluación del crecimiento en altura de las plántulas de tomate con el uso de diferentes sustratos y sus mezclas hasta los 22 días después de la siembra (Tabla 1) se encontró, que la mezcla Zeolita más Humus (Z50+H50) con 13,3 cm mostró diferencia significativa con relación al resto de los tratamientos en la generalidad de las evaluaciones, mientras que la Zeolita (Z:100) con 10,2 cm manifestó los valores más bajos de esta variable de crecimiento.

Tabla 1. Efecto del sustrato en la altura de las plantas de tomate HA- 3019 F1.

Tratamientos	Días desde la siembra				
	6	10	14	18	22
Z50+H50	4,25 a	5,22 ab	7,3 a	9,2 a	13,3 a
Z70+H30	4,29 ab	5,36 b	7,2 b	8,8 c	11,6 c
H100	3,8 bcd	5,9 a	7,48 ab	8,7 c	11,9 bc
Z100	2,4 d	4,52 d	6,7 c	6,8 d	10,2 d
E. S	0,039	0,055	0,072	0,091	0,094
CV (%)	14,06	14,16	14,24	14,03	17,7

Al analizar la evaluación a la variable altura de las plántulas realizada a los 22 días después de la siembra se observó que, todos los tratamientos cumplían con los parámetros exigidos por la tecnología según Leskovar (2001) que oscilan de 10 a 15 cm, sin embargo las mezclas de Z70+H30, H100 y Z100 no lograron cumplir los requerimientos establecidos por Casanova *et al.* (2003) los que plantean que para ser llevadas a la producción deben estar entre los 12 cm y 14 cm de altura los cuales se deben alcanzar a partir de los 25 días de la siembra.

Ansorena (1994) confiere gran importancia a las propiedades físicas de los sustratos para favorecer la velocidad de crecimiento de las plantas, señalando que deben

poseer una elevada porosidad, capacidad de retención de agua, unidos a un drenaje rápido y a una buena aireación.

Al analizar el efecto del sustrato sobre el diámetro de las plántulas (Tabla 2) se encontró que las plántulas desarrolladas en las combinaciones de zeolita más humus alcanzaron valores de 3,1 mm con diferencias estadísticamente significativas con el resto de los tratamientos.

Tabla 2. Efecto del sustrato en el diámetro del tallo de plantas de tomate

Tratamientos	Días desde la siembra				
	6	10	14	18	22
Z50%+H50%	1,0	1,31 b	2,0 a	2,4 b	3,1 a
Z70%+H30%	1,0	1,25 b	2,0 a	2,5 a	3,1 a
H100%	1,0	1,5 a	1,5 c	2,0 c	2,9 b
Z100%	1,0	1,0 c	1,5 c	2,0 c	2,9 b
E. S	ns	0,018	0,016	0,020	0,012
CV (%)	-	20,20	11,57	11,87	25,2

Estos resultados pueden estar dados por las bondades de la Zeolita como sustrato intercambiador de cationes y facilitador de la aireación según las observaciones de Márquez *et al.* (2009) quienes plantean que la Zeolita posee una estructura de canales intra-cristalinos donde se almacenan gran cantidad de agua, gases y cationes, estos últimos, susceptibles de ser intercambiables con otros cationes minerales, lo cual determina en gran medida sus propiedades físico-químicas. Los tratamientos de menor diámetro fueron obtenidos a partir de la utilización de los dos sustratos solo (2,9 mm).

Al analizar el número de hojas (Tabla 3) se pudo observar que los sustratos utilizados ejercieron un efecto positivo en esta variable de crecimiento, las cuales están dentro de los parámetros recomendados por Casanova *et al.* (2003). Quienes plantean que deben tener de 3 a 4 hojas verdaderas en el momento del trasplante, lo que le permite a la plántula estar mejor preparada para enfrentar los procesos de fotosíntesis y lograr un mayor crecimiento (Rubin, 1984).

Por otra parte Minero (2000) señala que los productores optan por la producción de plántulas en cinco semanas (dependiendo de las condiciones climáticas y las variedades), que son enviadas a producción una vez que tienen de tres a cuatro hojas verdaderas.

Tabla 3. Efecto del sustrato en el número de hojas de plantas de tomate

Tratamientos	Días desde la siembra				
	6	10	14	18	22
Z50%+H50%	2,0 a	2,0	3,0 a	4,0 a	4,0 b
Z70%+H30%	2,0 a	2,0	3,0 a	4,0 a	4,0 b
H100%	1,2 b	2,0	3,0 a	4,0 a	4,0 b
Z100%	2,0 a	2,0	3,0 a	3,6 b	4,0 b
E. S	0,018	ns	0,020	0,027	0,010
CV (%)	12,93	-	9,50	9,74	6,23

Al analizar el peso de masa fresca y seca del área foliar y radicular de las plántulas de tomate, se encontraron diferencias significativas entre los distintos tratamientos (Tabla 4) tanto para el área foliar como las raíces.

Tabla 4. Efecto del sustrato en la masa fresca y seca, foliar y radicular en el tomate.

Tratamientos	Variables evaluadas			
	Masa fresca foliar (g)	Masa seca foliar (g)	Masa fresca raíz (g)	Masa seca raíz (g)
Z50%+H50%	1,4 d	0,25 ab	0,27 b	0,07 a
Z70%+H30%	1,8 a	0,23 abc	0,20 cd	0,06 ab
H100%	1,7 b	0,21 c	0,28 a	0,07 a
Z100	1,1 f	0,22 bc	0,11 ef	0,03 bc
E. S	0,044	0,014	0,015	0,085
CV (%)	9,22	5,81	26,70	6,50

El mayor peso de materia seca de la parte aérea se alcanzó en el sustrato Z50% + H50% con 0,25 g el cual difiere de la aplicación de humus 100% y no del resto de los tratamientos.

En cuanto a la masa seca de la raíz la combinación de la zeolita con el humus al 50% alcanzó el mayor valor (0,07g), con diferencia significativa con la zeolita al 100%, la cual mostró los valores más bajos, lo que pudiera estar influenciado por una menor retención de agua, reafirmando lo expuesto por Claret (2005) al afirmar que el contenido de agua del sustrato influirá en la formación y desarrollo del sistema radicular que determinará el crecimiento y desarrollo de toda la planta.

Los resultados obtenidos confirman los señalamientos de González *et al.* (2008), quienes plantean que para obtener buenos resultados durante la germinación, el desarrollo del sistema radicular y el crecimiento de las plantas, se requieren de buenas características físico- químicas y biológicas de los sustratos.

De forma general los sustratos utilizados a base de las combinaciones de zeolita con humus de lombriz, permitieron obtener plántulas vigorosas de tomate, con un menor tiempo de permanencia.

Al analizar en la tabla 5 los parámetros de calidad de las plántulas en cepellón a los 22 días después de la siembra, se puede observar en los tratamientos con las mezclas de zeolita con humus, así como humus al 100%, las plántulas mostraron un cepellón compacto con una buena distribución de las raíces y un color verde claro brillante de las hojas.

Tabla 5. Parámetros de calidad para la producción de plántulas en cepellón.

Tratamientos	Variables evaluadas			
	Ciclo de plántula	Color de la planta	Estado fitosanitario	Estructura del cepellón
Z50%+H50%	22	V C B	Bueno	Compacto
Z70%+H30%	22	V C B	Bueno	Compacto
H100%	22	V C B	Bueno	Compacto
Z100%	22	V C	Bueno	Ligeramente compacto

En el tratamiento donde se empleó zeolita (Z:100) se pudo apreciar una buena distribución de las raíces pero con estructura del cepellón ligeramente compacta, atendiendo a la pérdida de su conformación al ser extraído del alvéolo. Resultados

similares se presenta con los sustratos que provienen de arenas grabas o perlitas de roca (Sandó, 2006).

En este sentido la principal ventaja de una estructura del cepellón bien conformada es la reducción de pérdidas en el trasplante, que tanto influyen en los bajos rendimientos de los cultivos. Las plántulas en cepellón no sufren el estrés o crisis del trasplante, se producen menos daños a las raíces, su arraigo y porcentaje de sobrevivencia es mayor. Además el sustrato del cepellón contiene una reserva de humedad que la planta puede utilizar hasta que sus raíces alcancen la humedad del suelo.

4.2 Influencia de los bioestimuladores en el crecimiento de las plántulas de tomate HA- 3019 F1

Al analizar la influencia de los sustratos en las variables de crecimiento (Tabla 6), en cuanto a la altura se observó que en la combinación de zeolita con humus (Z50+H50) mostró el valor más elevado 12,9 cm con diferencias significativas con el resto de los tratamientos, mientras que en la zeolita (Z:100) se encontró el menor desarrollo de las plántulas.

En cuanto al diámetro de las plántulas se observó que los valores más elevados en la mezcla de zeolita y humus con 3,3 mm, el menor diámetro se encontró en las plántulas que se desarrollaron con el empleo de zeolita (Z:100) con 3,0 mm. La mezcla de zeolita y humus (Z50+H50) manifestó el mayor número de hojas con 4,1.

Al analizar los resultados se corroboró una correspondencia con los obtenidos en la primera fase del experimento, lo que indicó las potencialidades del empleo de las combinaciones de la zeolita con el humus en la obtención de plántulas de calidad para la siembra en suelo en cultivos protegidos.

Al analizar la influencia de los biostimuladores en las variables del crecimiento (Tabla 6), se constató el efecto positivo del empleo de las micorrizas y *Trichoderma* sp como bioestimulantes por separados atendiendo al mayor crecimiento que indujeron.

Estos resultados corroboran lo planteado por Terry *et al.* (1994) al exponer que el uso de *Trichoderma sp.*, mejora la nutrición y la absorción de agua por la planta, la ayuda

a descomponer la materia orgánica, haciendo que los nutrientes se conviertan en formas disponibles.

Tabla 6. Influencia de sustratos, bioestimuladores y su interacción en las variables de crecimiento foliar del tomate híbrido HA-3019 F1.

	Niveles	Altura de la plántula (cm)	Diámetro tallo (mm)	Número de hojas
Sustratos	Z50+ H50	12,9 a	3,3 a	4,1 a
	Z70+H30	12,5 ab	3,3 a	4,0 b
	H100	12,2 b	3,1 ab	4,0 b
	Z100	11,9 c	3,0 c	4,0 b
Bioestimuladores	Micorrizas	12,6 a	3,2 a	4,0 a
	Micorrizas+Trichoderma	12,3 b	3,2 a	4,0 a
	Trichoderma	12,5 a	3,2 a	4,0 a
	Testigo	12,3 b	3,2 a	4,0 a
Interacción (Sustratos x Bioestimuladores)				
Z50+ H50	Micorrizas	13,1 a	3,4 a	4,2 a
	Micorrizas+Trichoderma	12,8 a	3,3 b	4,0 b
	Trichoderma	12,9 a	3,5 a	4,1 ab
	Testigo	12,8 a	3,2 bc	4,0 b
Z70+H30	Micorrizas	12,8 a	3,2 bc	4,0 b
	Micorrizas+Trichoderma	12,4 b	3,2 bc	4,0 b
	Trichoderma	12,6 ab	3,3 b	4,0 b
	Testigo	12,3 bc	3,2 bc	4,0 b
H100	Micorrizas	12,4 b	3,1 c	4,0 b
	Micorrizas+Trichoderma	12,1 bc	3,0 c	4,0 b
	Trichoderma	12,4 b	3,1 c	4,0 b
	Testigo	12,1 bc	3,2 bc	4,0 b
Z100	Micorrizas	12,2 bc	3,0 c	4,0 b
	Micorrizas+Trichoderma	11,7 c	3,1 c	4,0 b
	Trichoderma	11,8 c	2,9 d	4,0 b
	Testigo	11,8 c	2,9 d	4,0 b
	E.S.	0,005	0,005	0,002
	CV (%)	1,87	3,93	1,65
	Sig. P	0,000**	0,000**	0,000**

Letras iguales en la misma columna no hay diferencias significativas al 5% de probabilidad, según el Ttest de Tukey HSD. N= 200.

Señala la literatura que además estimula el crecimiento de los cultivos porque posee metabolitos que promueven los procesos de desarrollo en las plantas (Terry *et al.*, 1994).

Al respecto Guerrero (1996) plantea que las micorrizas son el principal mecanismo con que cuentan las plantas con raíz en su adaptación al suelo. Se trata de una simbiosis multifuncional, cuya actividad gira alrededor de la interacción planta-hongo-suelo. Asimismo señala Valdés (2001) que la infección está condicionada por la densidad de las raíces e infectividad del suelo, déficit nutritivo de la planta, que a su vez depende de la especie vegetal y de la disponibilidad de nutrientes en el suelo.

Se considera que las micorrizas tienen un notable efecto sobre el crecimiento y la nutrición vegetal ya que la superficie de contacto entre las hifas del hongo y el suelo son mayores y le permite explorar zonas inaccesibles, los HMA tienen la capacidad de asimilar tanto fuentes amoniacales como nítricas y ser cooperantes de importancia en la simbiosis con otros microorganismos fijadores del nitrógeno (Bonfante y Bianciotto, 1995).

Atendiendo a los señalamientos anteriores, los resultados alcanzados con el empleo de estos microorganismos demuestra sus potencialidades en la obtención de plántulas con calidad de tomate en cepellón.

Al utilizar los dos microorganismos combinados, las plántulas manifestaron un crecimiento similar al testigo lo que nos hace pensar que pudo haber existido antagonismo entre ellos, lo que difiere de lo planteado por Paes (2006), que *Trichoderma sp.*, forma asociaciones con micorrizas, aumentando de manera significativa la rizósfera del suelo, permitiéndole a las plantas hacer una mayor extracción de nutrientes y con un alto grado de asimilación.

Al analizar la interacción entre el sustrato y los bioestimulantes, se apreció que las micorrizas y el *Trichoderma sp.*, en variables altura y diámetro de las plántulas manifestaron su potencial para mejorar la calidad de las plántulas independientemente del sustrato utilizado, lo que se corresponde con lo expuesto por Cordero *et al.* (2000) quienes plantean que con el empleo de sustratos y

bioestimuladores del crecimiento vegetal, adecuados a los requerimientos de la especie que se va a cultivar, se garantiza que las pequeñas plantas inicien su ciclo productivo en la casa de cultivo en condiciones óptimas.

El comportamiento de las plántulas para las variables masa fresca y masa seca foliar teniendo en cuenta los sustratos, los bioestimulantes y la interacción entre ellos (Tabla 7), resultó similar al alcanzado en el parámetro altura.

Sobresalen por su peso foliar ya sea fresco o seco las plántulas sembradas en Humus (H:100), seguida de las combinaciones zeolita y humus (Z50+H50 y Z70+H30), con diferencias estadísticas significativas con zeolita al 100%, lo que muestra que el sustrato así como la proporción en que se use, influye directamente en el crecimiento y desarrollo de las plántulas.

En cuanto a la masa seca foliar, la combinación de micorrizas con *Trichoderma sp.*, muestra valores de 0,1g, con diferencias estadísticamente significativas, lo que muestra correspondencia con los resultados de los acápite anteriores, en los que se observó un menor desarrollo vegetativo de las plántulas de tomate zeolita.

Los tratamientos con micorrizas y trichoderma por separados fueron los de mejor resultados lo que se corresponde con lo planteado que los hongos que realizan la función de bioestimuladores garantizan a la planta hospedera un incremento del crecimiento y la nutrición, al incidir directamente en el suministro de nutrientes (León *et al.*, 2007).

Estos resultados pueden estar dado por el mutualismo hongo-planta que se ven favorecidos por la asociación: el hongo coloniza la raíz de la planta y le proporciona nutrientes minerales y agua, que extrae del suelo por medio de su red externa de hifas, mientras que la planta suministra al hongo sustratos energéticos y carbohidratos que elabora a través de la fotosíntesis (Dorrego, 2000).

Tabla 7. Influencia de sustratos, bioestimuladores y su interacción en las variables masa fresca y seca foliar del tomate híbrido HA-3019 F1.

Niveles		Masa fresca foliar (g)	Masa seca foliar (g)
Sustratos	Z50+ H50	1,8 a	0,2 a
	Z70+H30	1,8 a	0,2 a
	H100	1,7 ab	0,2 a
	Z100	1,0 c	0,1 b
Bioestimuladores	Micorrizas	1,7 a	0,2 a
	Micorrizas+Trichoderma	1,4 b	0,1 b
	Trichoderma	1,6 ab	0,2 a
	Testigo	1,3 b	0,1b
Interacción (Sustratos x Bioestimuladores)			
Z50+ H50	Micorrizas	1,9 a	0,2 a
	Micorrizas+Trichoderma	1,7 b	0,2 a
	Trichoderma	1,9 a	0,2 a
	Testigo	1,7 b	0,2 a
Z70+H30	Micorrizas	1,8ab	0,2 a
	Micorrizas+Trichoderma	1,7 b	0,2 a
	Trichoderma	1,8 ab	0,2 a
	Testigo	1,3 c	0,1b
H100	Micorrizas	1,7 b	0,2 a
	Micorrizas+Trichoderma	1,7 b	0,2 a
	Trichoderma	1,8 ab	0,2 a
	Testigo	1,6 b	0,2 a
Z100	Micorrizas	1,0 d	0,1 b
	Micorrizas+Trichoderma	1,0 d	0,1 b
	Trichoderma	1,1 cd	0,1 b
	Testigo	0,9 d	0,1 c
E.S.		0,011	0,004
CV (%)		12,46	13,31
Sig. P		0,000**	0,000**

Letras iguales en la misma columna no hay diferencias significativas al 5% de probabilidad, según el Ttest de Tukey HSD. N= 200.

Cuando analizamos la influencia de los sustratos se observó que tanto para la masa fresca como la masa seca de la raíz (Tabla 8), los mejores resultados se alcanzaron con las combinaciones de zeolita y humus (Z50+H50, Z70+H30) y Humus (H:100).

La influencia de los bioestimulantes en cuanto el parámetro masa fresca y seca de la raíz nos muestra que existió una respuesta positiva en las plantas tratadas con los

bioestimulantes presentando valores superiores al testigo, lo cual asegura León *et al.* (2007) está condicionado por el beneficio directo en la nutrición de las plantas, la cual está determinada por el incremento de la superficie de contacto entre las hifas del hongo y el suelo.

La interacción para las variables masa fresca y seca de la raíz muestra que la mezcla de zeolita con humus (Z50+H50) y Humus (H:100) excepto en la combinación de micorrizas y *Trichoderma sp.*, para este último, fueron las de mayor peso independientemente del bioestimulante utilizado con diferencias significativas con el testigo y el resto de los sustratos.

Es notable señalar que en el parámetro masa seca de la raíz al aumentar la proporción de zeolita en los sustratos, disminuyen sus valores hasta llegar a existir diferencias con el resto de los tratamientos, lo cual está dado por ser la zeolita el sustrato con menor retención de agua, que induce un menor desarrollo radicular en las plántulas.

Estos resultados se corresponden con lo expuesto por Claret (2005) quien plantea que la retención de agua del sustrato utilizado influye como factor fundamental en la emisión de raíces.

En este sentido el sustrato debe mantener el agua de forma disponible para la planta, proporcionar oxígeno para la respiración radical, suministrar nutrientes, ser un soporte para la planta en crecimiento (Casanova *et al.*, 2003; Peña, 2009).

Tabla 8. Influencia de sustratos, bioestimuladores y su interacción en las variables masa fresca y seca de la raíz del tomate HA-3019 F1.

	Niveles	Masa fresca raíz(g)	Masa seca raíz(g)
Sustratos	Z50+ H50	0,4 a	0,1 a
	Z70+H30	0,4 a	0,1 a
	H100	0,3 ab	0,09 b
	Z100	0,2 b	0,05 bc
Bioestimuladores	Micorrizas	0,3 a	0,08 a
	Micorrizas+Trichoderma	0,3 a	0,07 a b
	Trichoderma	0,3 a	0,08 a
	Testigo	0,2 b	0,06 b
Interacción (Sustratos x Bioestimuladores)			
Z50+ H50	Micorrizas	0,6 a	0,3 a
	Micorrizas+Trichoderma	0,5 b	0,3 a
	Trichoderma	0,6 a	0,3 a
	Testigo	0,5 b	0,2 b
Z70+H30	Micorrizas	0,4 c	0,3 a
	Micorrizas+Trichoderma	0,4 c	0,2 b
	Trichoderma	0,5 b	0,2 b
	Testigo	0,4 c	0,2 b
H100	Micorrizas	0,5 b	0,2 b
	Micorrizas+Trichoderma	0,4 c	0,2 b
	Trichoderma	0,5 b	0,3 a
	Testigo	0,4 c	0,2 b
Z100	Micorrizas	0,4 c	0,2 b
	Micorrizas+Trichoderma	0,4 c	0,2 b
	Trichoderma	0,4 c	0,2 b
	Testigo	0,4 c	0,2 b
	E.S.	0,006	0,005
	CV (%)	15,04	20,44
	Sig. P	0,000**	0,000**

Letras iguales en la misma columna no hay diferencias significativas al 5% de probabilidad, según el Ttest de Tukey HSD. N= 200.

En sentido general se ha podido apreciar que la respuesta de las plántulas de tomate a la aplicación de bioestimulantes fue positiva ante las tres formulaciones utilizadas, siendo las micorrizas y el *Trichoderma sp* aplicados solos donde las plántulas se desarrollaron mejor y en menor medida su combinación.

En este sentido Barea y Aguilar (1982) y Fernández (1999) plantean que el desarrollo vegetal puede incrementarse por la utilización de elementos biológicos que actúan de forma coordinada en la interfase suelo-raíz, entre estos y como factor imprescindible se encuentran los hongos formadores de micorrizas arbusculares; por otra parte, Marschner y Dell (1994) demostraron que la inoculación de las plantas con hongos micorrizógenos provoca, de manera general, un marcado incremento en los procesos de absorción y translocación de nutrientes tales como: P, N, K, Ca, Mg, Zn, Cu, Mo y B.

También estos resultados se ven influenciados por las bondades del *Trichoderma* sp., quien necesita para desarrollar su metabolismo fuentes de carbono difícilmente biodegradables como ligninas y celulosas. Por ello es capaz de movilizar nutrientes del suelo mediante excreción de enzimas extracelulares que transforman compuestos nitrogenados orgánicos en inorgánicos, fundamentalmente amonio, compuestos fosforados orgánicos en fósforo inorgánico etc. ampliamente utilizados por las plántulas (Páez, 2006).

La respuesta de las plántulas al efecto de los sustratos corroboró lo observado en la primera fase de este trabajo, donde se demostró que el humus fue el sustrato donde mejor se comportaron las plántulas, y después le siguen las combinaciones con zeolita y por último la zeolita sola.

En cuanto a la interacción se puede concluir que aunque en algunos parámetros las respuestas de las plántulas no resultó la esperada, en la mayoría de los casos se comportó de forma lógica y muestra que la combinación de bioestimuladores y sustratos le permite a las plántulas obtener un mejor desempeño.

Estas observaciones se corresponden con lo expuesto por Fernández (1999) y Sánchez (2000), quienes plantean que para diferentes condiciones edáficas se encontró una respuesta positiva a la inoculación con HMA que dependió de dos factores: la especie o ecotipos inoculados y de la riqueza del sustrato, la cual define la intensidad de la simbiosis (efectividad).

4.3. Valoración económica

Para la valoración económica se seleccionaron los sustratos bases del trabajo: la Zeolita cubana y el Humus de lombriz. Se analizaron varios parámetros para decidir cuál de ellos es más factible utilizar en la empresa en la producción de plántulas en cepellón, además se tuvo en cuenta lo expresado por Peña (2009), quien plantea que entre las características deseables en los sustratos se encuentran su bajo costo, disponibilidad, tenor de nutrientes, capacidad de intercambio catiónico, agregación, retención de humedad y uniformidad.

A partir de la cantidad de sustrato que contiene un alvéolo se determinó cuantas bandejas podrían llenar con una tonelada de sustrato (unidad de medida seleccionada). En las tablas 9 y 10 aparecen los resultados: con una tonelada de zeolita se pueden llenar 167 bandejas y con un costo de: \$ 0,077 USD Y \$ 0,07 MN y con una tonelada de Humus de Lombriz se logra llenar 267 bandejas con un costo de \$ 0,025 USD y \$ 0,012 MN. Apreciándose la diferencia que existe entre el costo para producir una bandeja con Zeolita y con Humus de Lombriz.

Tabla 9. Volúmenes de sustratos por bandejas de 150 alvéolos.

Sustrato	Cantidad de sustrato para llenar un alveolo(g)	(g)/bandeja	Bandejas que se llenan con una tonelada
Zeolita (cargada)	40	6 000	167
Humus de lombriz (desinfectado)	25	3 750	267

Tabla 10. Valoración del costo del sustrato para producir posturas

sustrato	Precio de la tonelada		Costo para una bandeja		Costo de una postura	
	USD	MN	USD	MN	USD	MN
Zeolita (cargada)	12,92	12,08	0,077	0,07	0,0005	0,00046
Humus de lombriz (desinfectado)	6,77	3,14	0,025	0,012	0,00016	0,00008

En coincidencia con lo planteado por Márquez *et al.* (2009) que expresa que las diferentes combinaciones de materiales de producción nacional que conforman los sustratos evaluados, están disponibles en el país, son de fácil manejo, presentan altos contenidos de elementos nutritivos y sustancias estimuladoras del crecimiento. Koranski (2005) plantea que para mejorar la calidad y uniformidad de las posturas y evitar pérdidas en la producción se requiere de una inversión importante.

5. CONCLUSIONES

1. La evaluación de las variables del crecimiento de las plántulas de tomate con el empleo de diferentes sustratos, mostró en las combinaciones de zeolita con humus su mejor desarrollo.
2. En la evaluación del desarrollo vegetativo y radicular de las plántulas con el empleo micorrizas y *Trichoderma* sp. indistintamente como bioestimulantes se observó una respuesta positiva.
3. Las combinación de zeolita con humus con el empleo de micorrizas o *Trichoderma* sp. como biestimulantes, permitió establecer una tecnología para la producción de plántulas en cepellón, con destino a casas de producción en suelo factible desde el punto de vista económico.
4. La utilización de zeolita con el empleo de micorrizas, permitió establecer una tecnología para la producción de plántulas en cepellón con destino a casas de producción en contenedores con zeolita.

6. RECOMENDACIONES

1. Continuar los estudios en otras especies hortícolas que permita profundizar y generalizar los resultados.

7. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Abad, M. Y Noguera, P. 1997. Los sustratos en los cultivos sin suelo. En Manual de cultivos sin suelo. Universidad de Almería. España. p.101-150.
2. Alarcón, A. L. 2000. Introducción a los cultivos sin suelos. Sistemas y sustratos. Tecnología para cultivos de alto rendimiento. Ed. *Novedades Agrícolas* S.A. España. p. 191–204.
3. Alarcón, A. L. 2006. Curso internacional de cultivos protegidos. Jagüey Grande. Cuba. p. 2-15.
4. Altamore, C.; Norvell, W. A.; Björkman, T. y Harman, G. E. 1999. Solubilization of phosphates and micronutrients by the plant-growth-promoting and biocontrol fungus *Trichoderma harzianum* Rifai 1295-22. *Appl. Environ. Microb.* 65(7) : 2926-2933.
5. Álvarez, E. y Pérez, E. 2008. Manual de instrucción, proyecto: Casas de cultivos para la producción injertada de hortalizas. 133 p.
6. Ansorena, J. 1994. Sustratos: Propiedades y Caracterización. Ed. Mundi Prensa. Madrid, España. p. 35 – 71.
7. Aranguren, M. 2009. Pronósticos de madurez y otras especificaciones de calidad para el ordenamiento de la cosecha en los cítricos de Jagüey Grande. Tesis en opción al grado científico de Doctor en Ciencias Agrícolas. Instituto de Investigaciones en Fruticultura Tropical.
8. Barea, J. M. 1991. Morfología, anatomía y citología de las micorrizas va. En: Fijación y Movilización de Nutrientes. Madrid. Tomo II. p. 150 - 173.
9. Barea, J. M. y Aguilar, C. 1982. La rizosfera: interacciones microbio-planta. Trabajos recapitulativos. *Anales de Edafología y Agro biología.* 7-8: 1517-1532. .
10. Bello, A. 2004. Alternativas al bromuro de metilo como fumigante del suelo de España [en línea]. Disponible en: <http://www.wesp.com> [Consulta: septiembre, 4 2021].

11. Bonfante, P. y Bianciotto, V. 1995. Saprotrophic versus symbiotic phase in endomycorrhizal fungi: morphology and cytology. En: *Mycorrhizas: Molecular Biology and Biotechnology*. Eds.: Hoch, B. y Varma, A. Berlin: Springer - Verlag. p. 229 - 247.
12. Borkman, T.; Blanchard, L. y Harman, G. 1998. Growth enhancement of shrunken-2 sweet corn by *Trichoderma harzianum*: effect of environmental stress. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 23(1): 295-322.
13. Bruzón, S. 2004. En Colombia un tomate de altura [en línea]. Disponible en: <http://www.aupec.univalle.edu.co/infones> [Consulta: septiembre, 4 2021].
14. Burés, S. 2017. *Sustratos*. Ediciones aerotécnicas. Madrid, España. 336 p.
15. Calero, B. M.; Martínez, F. R. y Morales, M. 2009. Premisas técnicas para el desarrollo óptimo del sistema de lombricultura. *Agricultura orgánica*. (15): 1-35.
16. Carrillo, O. V. 2002. *Los vegetales en la nutrición humana*. Ed. Política. La Habana, Cuba. 64 p.
17. Casanova, A.; Gómez, O.; Puro, F.; Hernández, M.; Chailloux, M.; Depestre, T.; Hernández, T.; Moreno, V.; León, M.; Marrero, A. y Igarza, A. 2003. *Manual para la producción protegida de hortalizas*. Ed. Liliana. La Habana, Cuba. 116 p.
18. Casanova, A. 2004. *Contribución al establecimiento de un sistema competitivo de obtención de plántulas hortícolas enraizadas en contenedores para condiciones tropicales*. Propuesta Premio Academia de Ciencias de Cuba. La Habana, Cuba. 20 p.
19. Casanova, A.; Gómez, O.; Puro, F.; Hernández, M.; Chailloux, M.; Depestre, T.; Hernández, T.; Moreno, V.; León, M.; Marrero, A. y Igarza, A. 2007. *Manual para la producción protegida de hortalizas*. Ed. Liliana. La Habana, Cuba. p. 32-33.

20. Casanova, A. y Osuna, A. 2002. Ensayo participativo de producción de plántulas de tomate de industria en cepellones para el transplante mecanizado. Informe Técnico IIHLD y Empresa de Cítricos de Ciego de Ávila. 20 p.
21. Castro, J. 2000. Evaluación y desarrollo de tres patrones de cítricos sobre diferentes sustratos. Matanzas. Tesis en opción al título de Master en Ciencias Agrícolas. Universidad de Matanzas "Camilo Cienfuegos".
22. Claret, P. 2005. Estrés hídrico y salino [en línea]. Disponible en: <http://www.odec.ci> [Consulta: septiembre, 4 2021].
23. Companioni, N. y Peña, E. 2000. Influencia del sustrato en el desarrollo de las posturas. En inédito. Archivo. INIFAT.
24. Dorrego, A. 2000. Sustancias y Tecnologías Naturales. ANE, Agro-Nutrientes Especiales. Departamento de Protección Vegetal del IRTA SYTEN, Catalunya. 25 p.
25. FAO. 1999. La producción mundial del tomate fresco. Claridades Agropecuarias órgano de difusión de Apoyos y Servicios a la Comercialización Agropecuaria (ASERCA). México
26. Fernández, K. 1999. Comparación de las técnicas para medir las poblaciones de organismos depredadores de hongos micorrizogenos arbusculares. En: Programas y Resúmenes XI Seminario Científico INCA.
27. Franco, J. A. 2001. Los sustratos Agrícolas en la región de Murcia. España. Agrícola Vergel. Fruticultura, Horticultura, Floricultura. 235: 376.
28. Godes, A. 2007. Perspectivas de los inoculantes fúngicos en Argentina. En: Izaguirre-Mayoral, M.L., C. Labandera y J. Sanjuán (eds.). Biofertilizantes en Iberoamérica: una visión técnica, científica y empresarial. Imprenta Denad Internacional, Montevideo, Uruguay. p. 11-14.

29. Gómez, O.; Casanova, A. y Hernández M. 2018. Mejora genética y manejo del cultivo del tomate para la producción en el Caribe. Instituto de Investigaciones Hortícolas "Liliana Dimitrova" La Habana, Cuba. p. 74 – 85.
30. Gonzalez, M.; Arozarena, N.; Bardanca, T.; Curbelo, R.; Guevara, A.; Rodríguez, J.; Peña, E. y Hartman, T. 2008. Manejo de sustrato en casas de posturas como alternativa en la sostenibilidad de las producciones hortícolas. *Cultivos Tropicales*. 29(3): 11-15.
31. Guerrero, E. 1996. Micorrizas. Recurso Biológico del Suelo. Capítulo 2. p. 47-61.
32. Hernández, C. y González, M. 2003. Evaluación de diferentes sustratos de suelo, gallinaza y zeolita, en la producción de posturas de tomate en bandejas para trasplante. Tesis de Grado. Universidad Nacional Agraria.
33. INCA. 2010. Efecto de las aplicaciones del biofertilizante Ecomic (HMA) en cultivos de interés económico. Informe de investigaciones INCA. La Habana, Cuba.
34. John, C. 1998. Generalización del empleo de la zeolita, como aditivo del área, en cultivos en condiciones tropicales. Ed. IILD. La Habana, Cuba. p. 193-195.
35. Keigo, M. 1995. Producto de mudas de hortalizas de alta calidad en horticultura. São Paulo: Fundação Salim Farah Maluf. p.128.
36. Koranski, D. S. 2005. Producción de plántulas. Recomendaciones generales ballseed para producción de plántulas [en línea]. Disponible en: <http://www.faxsa.com.mx/submenoi.htm> [Consulta: noviembre, 21 2021].
37. León, D.; Peña, V. C. y Cardona, G. 2007. Glomus [en línea]. Disponible en: <http://www.siac.net.co/sib/catalogoespecies/especie>. [Consulta: noviembre, 21 2021].
38. Leskovar, D. I. 2001. Producción y ecofisiología del trasplante hortícola [en línea]. Disponible en:

<http://www.ediho.eshorticom/fitech3/potencia/text/fpetit.htm> [Consulta: noviembre, 21 2021].

39. Llonín, D. 2000. Estudio de la eficiencia de la inoculación con hongos formadores de micorrizas arbusculares y su relación con la nutrición en el cultivo del tomate. En programas y Resúmenes XII Seminario Científico, INCA.
40. Markovic, V. y Enriched, C. 2005, Zeolite as a substrate component in the production of pepper and tomato seedlings [en línea]. Disponible en: URL <http://www.actahort.org> [Consulta: junio, 29 2021].
41. Márquez, E.; Hernández, O. y García, C. 2009. Sustratos combinados para la producción de Magullos de Picus. *Agricultura Orgánica*. 2(5): 37-38.
42. Marschner, H. y Dell, B. 1994. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant and Soil*. 159: 89 - 102..
43. Martínez, F.; Calero, J.; Nogales, R. y Ravinte, L. 2002. Manual práctico de Lombricultura. p. 20-32.
44. Martínez, E. y García, M. 1993. Cultivos sin suelo: Hortalizas en clima mediterráneo. Ed. de Horticultura, S. L. España. p. 19 - 40.
45. Meyer, J. R. 1986. Response of subterranean clover to dual inoculation with vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and a plant growth-promoting bacterium. *Pseudomonas putida*. *Soil Biology and Biochemistry*. 18: 185-190.
46. Minero, A. 2000. Producciones de trasplante, sustrato, fertilización y riego. *Productores de Centro América*. 50 p.
47. Moreno, N.; Moreno, L. y Uribe, D. 2007. Biofertilizantes para la agricultura en Colombia. Ed. Colombia. p. 38-45.
48. Moreno, V. 2009. La nutrición en cultivos protegidos. Curso de Capacitación. Jagüey Grande. Cuba. 17 p.
49. Paes, P. 2006. El bonsái. *Boletín informativo*. 7(188). 4-19.

50. Peña, E. 2002. Manual para la producción de abonos orgánicos en la Agricultura Urbana. Ed. INIFAT. La Habana, Cuba. 102 p.
51. Peña, E. 2009. Cáscara de arroz carbonizada: opción ventajosa en la elaboración de sustrato para la producción de posturas. p. 5-24.
52. Peña, T. E.; Rodríguez, A.; Carrión, M. y González, R. 2005. Generalización del humus de lombriz en la producción de posturas en cepellón para la Agricultura Urbana [en línea]. Disponible en: <http://www.ucf.edu.cu> [Consulta: octubre, 22 2021]
53. Rubin; B. A. 1984. Curso de la Fisiología Vegetal. Ed. La Habana, Cuba. 714 p.
54. Ruíz, L. 2001. Efectividad de las asociaciones micorrízicas en especies vegetales de raíces y tubérculos en suelos Pardos y Ferralíticos rojos de la Región central de Cuba. La Habana. Tesis en opción al grado científico de Doctor en Ciencias Agrícolas. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas.
55. Sánchez, J. 2000. Potencial biotecnológico de microorganismos en ecosistemas naturales y agroecosistemas Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
56. Sandó, N. 2006. Contribución a la tecnología de cepellones para el cultivo protegido en plántulas de tomates (*Lycopersicon esculentum* Mill) en provincia de Cienfuegos. Tesis en opción al título de Máster. Universidad Agraria de la Habana. "Fructoso Rodríguez".
57. Santana, Y.; Aguiar, I.; León, L.; Del Busto, A. y Cruz, R. 2006. Comportamiento de las plántulas de tomate en sustratos elaborados a partir de humus, turba y cascarilla de arroz. Universidad de Pinar del Rio. Cuba.
58. Sempere, F. y Santamarina, P. 2001. La aplicación de Micorrizas. Agrícola Vergel. (232): 198- 201.
59. Statistica. 2003. Data análisis software system, version 6.1. StatSoft, Inc. [en línea]. Disponible en: <http://www.statsoft>. [Consulta: abril, 12 2021]

60. Sutton, J. C. y Peng, G. 1993. Biocontrol of *Botrytis cinerea* in strawberry leaves. *Phytopathology*. 83(6): 615-621.
61. Terry, E.; Pino, M. A., Medina, N. y Hidalgo, L. 1994. Uso de biofertilizantes y bioestimuladores en el cultivo del tomate en época temprana. Seminario Científico del INCA. La Habana. p. 65.
62. Terry, E.; Terán, Z.; Martínez, R. y Pino, M. 2002. Biofertilizantes, una alternativa promisorio para la producción hortícola en organopónicos. *Cultivos Tropicales*. 23(3): 43-46.
63. Valdés, R. 2001. Conferencia Especializada. Papel de las micorrizas como biofertilizante. Universidad Agraria de La Habana. "Fructoso Rodríguez". Facultad de Ciencias Agrícolas.
64. Valencia, H., Sánchez, J. y Valero, N. 2005. Producción de ácido indolacético por microorganismos solubilizadores de fosfato presentes en la rizósfera de *Espeletia grandiflora* y *Calamagrostis effusa* del Páramo el Granizo. En: (ed.) Bonilla, M. p. 177-193.
65. Valencia, H.; Sánchez, J.; Vera, D.; Valero, N. y Cepeda, M. 2007. Microorganismos solubilizadores de fosfatos y bacterias fijadoras de nitrógeno en páramos y región cálida tropical. Ed. Colombia. p. 169-183.
66. Valero, N. 2007. Determinación del valor fertilizante de microorganismos solubilizadores de fosfato en cultivos de arroz. p. 169-183.
67. Velarde, E. 2004. Producción y Aplicación del Compost orientado a las condiciones de la Agroindustria Azucarera. Ed. La Habana, Cuba. 182 p.