

**EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE
PLANTULAS DE TOMATE (*Lycopersicon esculentum*) MILL Y
CHILE DULCE (*Capsicum annuum*) LINN, MEDIANTE LA
UTILIZACIÓN DE SEIS SUSTRATOS Y TRES METODOS DE
FERTILIZACIÓN EN EL CANTÓN DE SAN CARLOS, COSTA RICA**

ANA SOFIA MONGE CERDAS

Trabajo Final de Graduación presentado a la Escuela de Agronomía
como requisito parcial para optar al grado de
Licenciatura en Ingeniería en Agronomía

**INSTITUTO TECNOLÓGICO DE COSTA RICA
SEDE REGIONAL SAN CARLOS**

2007

**EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE
PLANTULAS DE TOMATE (*Lycopersicon esculentum*) MILL Y
CHILE DULCE (*Capsicum annuum*) LINN, MEDIANTE LA
UTILIZACIÓN DE SEIS SUSTRATOS Y TRES METODOS DE
FERTILIZACIÓN EN EL CANTÓN DE SAN CARLOS, COSTA RICA**

ANA SOFIA MONGE CERDAS

Trabajo Final de Graduación presentado a la Escuela de Agronomía
para obtener el grado de Licenciatura en Ingeniería en Agronomía

**INSTITUTO TECNOLÓGICO DE COSTA RICA
SEDE REGIONAL SAN CARLOS**

2007

**EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE
PLANTULAS DE TOMATE (*Lycopersicon esculentum*) MILL Y
CHILE DULCE (*Capsicum annuum*) LINN, MEDIANTE LA
UTILIZACIÓN DE SEIS SUSTRATOS Y TRES METODOS DE
FERTILIZACIÓN EN EL CANTÓN DE SAN CARLOS, COSTA RICA**

ANA SOFIA MONGE CERDAS

Aprobado por los miembros del Tribunal Evaluador:

Ing. Agr. Carlos Ramírez Vargas. Lic.

Asesor

Ing. Agr. Parménides Furcal Berigüete. M. Sc.

Jurado

Ing. Agr. Sergio Torres Portuguez. M. Sc.

Jurado

Ing. Agr. Fernando Gómez Sánchez, MAE.

Coordinador
Trabajos Finales de Graduación

Ing. Agr. Olger Murillo Bravo. MSc.

Director
Escuela de Agronomía

2007

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a Dios por permitirme llegar al final de este largo camino que a la vez representa el principio de un largo recorrido.

A mis padres por darme el regalo de la vida y brindarme su ayuda; pero sobre todo a mi madre, pilar fundamental en mi vida, fuente de amor y sabiduría, mujer guerrera, luchadora e incansable, la cual con su apoyo incondicional me ha permitido lograr mis más anhelados sueños.

GRACIAS

A mis padrinos, Tía Tomy y tío Claudio por estar ahí hoy y siempre, por aconsejarme y apoyarme de todas las maneras posibles, por ser más que unos padres, unos verdaderos amigos.

GRACIAS

A mi hermana Marcia que a lo largo de estos años ha sido mi compañera, amiga y consejera, gracias y adelante. A mis hermanos Gustavo e Ignacio por su ayuda y apoyo.

A mi tía Martita y a sus 5 hijas; ángeles enviados por Dios para iluminar mi vida.

A mi abuelita Nana, tío Juan, tías y primas que de diversas maneras colaboraron conmigo durante todo mi tiempo de estudio.

A las MH; locas e inseparables que lograron soportarme durante estos cuatro años. Gracias por jalarme el pelo en mis momentos de flaqueza y por ser algo más que amigas...hermanas.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios por darme las fuerzas y la salud necesaria.

Un agradecimiento muy especial a mi profesor asesor el Ing. Carlos Ramírez Vargas por todo el apoyo brindado durante el transcurso de mis estudios, gracias por compartir sus conocimientos y confiar en mí.

Al Dr. Miguel Obregón y a su asistente Irene que amablemente me abrieron las puertas de su laboratorio y contribuyeron enormemente en la realización de este trabajo.

A los profesores miembros del jurado Parménides Furcal y Sergio Torres por tomar el tiempo para la revisión de este documento.

A los señores Jorge Camacho y Carlos Arce por ayudarme con el análisis de los datos.

A todo el personal (docente, administrativo y de campo) de la escuela de Agronomía que día a día se esfuerzan por hacer de nosotros mejores personas, gracias por su esfuerzo.

A todos aquellos compañeros que me ayudaron de alguna manera en la realización de este trabajo (Eric Vargas, Eric Araya, Carlos Mora, Melissa Pérez, Claudiana Carr, Pablo Zúñiga, Jennifer Monge y Jorge Rodríguez.; gracias a todos)

TABLA DE CONTENIDOS

1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. Caracterización de los materiales	6
2.1.1. Propiedades físicas de los sustratos	7
2.1.1.1. Retención de humedad	8
2.1.1.2. Porosidad	8
2.1.1.3. Densidad aparente	9
2.1.2. Propiedades químicas	10
2.1.2.1. Capacidad de intercambio catiónico	10
2.1.2.2. Conductividad eléctrica	11
2.1.2.3. pH	11
2.1.2.4. Disponibilidad de nutrientes	12
2.1.3. Propiedades microbiológicas	13
2.1.3.1. Velocidad de descomposición	14
2.1.3.2. Efectos de los productos de descomposición	14
2.1.3.3. Actividad reguladora del crecimiento	15
2.1.3.4. Propiedades supresivas	15
2.1.3.5. Libre de semillas de malas hierbas y agentes patógenos	15
2.2. Criterios de elección de un sustrato	16
2.3. Características de los diferentes sustratos empleados	17
2.3.1. Fibra de coco	17
2.3.2. Arena	19
2.3.3. Peat moss (musgo esfangíneo)	20
2.3.4. Compost y Lombricompost	22
2.3.5. Vermiculita	23
2.3.6. Perlita	24
2.4. Manejo de semilleros para la producción de plántulas	24

2.4.1. Riego _____	26
2.4.2. Fertilización _____	27
2.4.3. Manejo fitosanitario _____	28
2.4.4. Control de condiciones ambientales _____	29
2.4.4.1. Temperatura _____	29
2.4.4.2. Intensidad lumínica _____	29
3. MATERIALES Y METODOS _____	30
3.1. Ubicación _____	30
3.2. Descripción del invernadero _____	30
3.3. Tratamientos _____	30
3.4. Diseño experimental _____	32
3.5. Material experimental _____	33
3.6. Variables a evaluar durante el desarrollo del estudio _____	34
3.6.1. Caracterización de los sustratos _____	34
3.6.1.1. Acondicionamiento de los sustratos _____	34
3.6.1.2. Evaluación de propiedades físicas _____	34
3.6.1.3. Análisis químico _____	36
3.6.1.4. Análisis microbiológico _____	37
3.6.2. Evaluación en el invernadero _____	38
3.6.2.1. Fertilización _____	39
3.6.2.2. Variables de crecimiento _____	40
3.6.2.3. Condiciones climáticas _____	41
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN _____	42
4.1. Caracterización de los sustratos _____	42
4.1.1. Propiedades físicas _____	42
4.1.2. Propiedades químicas _____	45
4.1.3. Propiedades microbiológicas _____	47

4.2. Evaluación agronómica _____	51
4.2.1. Días a emergencia y porcentaje de germinación _____	51
4.2.2. Altura de planta _____	53
4.2.3. Grosor de tallo _____	56
4.2.4. Número de hojas _____	59
4.2.5. Largo y Volumen radical _____	61
4.2.6. Peso seco de plántulas _____	68
4.2.7. Crecimiento de plántulas _____	71
4.3. Condiciones ambientales _____	78
5. CONCLUSIONES _____	80
6. RECOMENDACIONES _____	82
7. BIBLIOGRAFIA _____	84
8. ANEXOS _____	88

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Rangos normales para la interpretación de un análisis químico de sustratos siguiendo el procedimiento del extracto medio saturado _____	13
Cuadro 2. Nivel óptimo o de referencia de las propiedades físicas y químicas de los sustratos para la producción de plántulas en semillero _____	17
Cuadro 3. Propiedades físicas de la fibra de coco _____	18
Cuadro 4. Clasificación de las arenas de acuerdo a su granulometría _____	20
Cuadro 5. Propiedades de diferentes tipos de Peat moss de uso hortícola _____	21
Cuadro 6. Elementos presentes en solución, expresados en meq/l, pH y conductividad eléctrica según cultivos _____	28
Cuadro 7. Nomenclatura por descripción de los sustratos _____	31
Cuadro 8. Nomenclatura utilizada según el método de fertilización _____	31
Cuadro 9. Totalidad de los tratamientos combinando ambos factores _____	31
Cuadro 10. Densidad aparente, capacidad de retención y porosidad total de los sustratos utilizados en la producción de almácigos de tomate y chile dulce _____	43
Cuadro 11. Concentración de nutrimentos, conductividad eléctrica y pH de los sustratos utilizados en la producción de almácigos de tomate y chile dulce _____	46
Cuadro 12. Análisis microbiológico de los sustratos utilizados en la producción de almácigos de tomate y chile dulce (previo a la siembra) _____	48
Cuadro 13. Concentración microbiana óptima para un sustrato _____	49
Cuadro 14. Altura de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos _____	53
Cuadro 15. Altura de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos _____	55
Cuadro 16. Grosor de tallo (cm) de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos	56
Cuadro 17. Grosor de tallo (cm) de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos	58
Cuadro 18. Número de hojas de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos	59
Cuadro 19. Número de hojas de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos_____	60

Cuadro 20. Largo de raíz de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos _____	62
Cuadro 21. Largo de raíz de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos _____	64
Cuadro 22. Volumen de raíz de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos _____	66
Cuadro 23. Volumen de raíz de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos _____	67
Cuadro 24. Peso seco de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos _____	69
Cuadro 25. Peso seco de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos _____	70
Cuadro 26. Altura de plántulas (cm) de chile dulce en los diferentes sustratos sometidos a fertirriego durante la etapa de almácigo _____	72
Cuadro 27. Altura de plántulas (cm) de tomate en los diferentes sustratos sometidos a fertirriego durante la etapa de almácigo _____	73
Cuadro 28. Altura de plántulas (cm) de chile dulce en los diferentes sustratos, (tratamiento testigo) durante la etapa de almácigo _____	74
Cuadro 29. Altura de plántulas (cm) de tomate en los diferentes sustratos, (tratamiento testigo) durante la etapa de almácigo _____	75
Cuadro 30. Altura de plántulas (cm) de chile dulce en los diferentes sustratos con el fertilizante incorporado durante la etapa de almácigo _____	76
Cuadro 31. Altura de plántulas (cm) de tomate en los diferentes sustratos con el fertilizante incorporado durante la etapa de almácigo _____	77

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Invernadero. Finca la Esmeralda (Santa Clara, San Carlos) _____	30
Figura 2. Distribución espacial del diseño dentro del invernadero _____	32
Figura 3. Bandeja mostrando parcela efectiva _____	33
Figura 4. Metodología empleada en la elaboración de las pruebas de retención de humedad	35
Figura 5. Metodología empleada en la determinación de densidad aparente _____	36
Figura 6. Metodología empleada en la medición de las variables altura de planta y grosor de tallo _____	40
Figura 7. Metodología empleada en la medición de las variables largo y volumen de raíz	41
Figura 8. Cajas Petri de análisis microbiológico (fibra de coco, germinating mix y abono orgánico Lombricompost) _____	50
Figura 9. Plántulas de chile dulce en los diferentes sustratos mostrando germinación____	52
Figura 10. Altura de las plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos _____	54
Figura 11. Altura de las plántulas de tomate en los diferentes tratamientos _____	55
Figura 12. Grosor de tallo de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos ____	57
Figura 13. Grosor de tallo de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos _____	58
Figura 14. Plántulas de tomate con grosor de tallo de 0,5 mm. y dureza adecuada ____	59
Figura 15. Número de hojas de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos__	60
Figura 16. Número de hojas de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos ____	61
Figura 17. Largo de raíz de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos ____	63
Figura 18. Plántulas de chile dulce mostrando desarrollo radical en los diferentes sustratos (Fertirriego) _____	63
Figura 19. Plántulas de chile dulce mostrando desarrollo radical en los diferentes sustratos (Tratamiento testigo) _____	64
Figura 20. Largo de raíz de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos _____	65

Figura 21. Desarrollo radical de plántulas de tomate _____	65
Figura 22. Volumen de raíz de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos ____	66
Figura 23. Volumen de raíz de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos _____	67
Figura 24. Peso seco de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos _____	69
Figura 25. Peso seco de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos _____	71
Figura 26. Curva de crecimiento de plántulas de chile dulce en los diferentes sustratos (Fertirriego) _____	72
Figura 27. Curva de crecimiento de plántulas de tomate en los diferentes sustratos (Fertirriego) _____	73
Figura 28. Curva de crecimiento de plántulas de chile dulce en los diferentes sustratos (tratamiento testigo) _____	74
Figura 29. Curva de crecimiento de plántulas de tomate en los diferentes sustratos (Tratamiento testigo) _____	75
Figura 30. Curva de crecimiento de plántulas de chile dulce en los diferentes sustratos (Fertilizante Incorporado) _____	76
Figura 31. Curva de crecimiento de plántulas de tomate en los diferentes sustratos (Fertilizante Incorporado) _____	77
Figura 32. Temperatura diaria promedio durante a realización del experimento de chile dulce _____	78
Figura 33. Humedad relativa (%) promedio durante la realización del experimento de chile dulce _____	78
Figura 34. Intensidad Lumínica promedio durante la realización del experimento de chile dulce _____	79

RESUMEN

El experimento se realizó a nivel de invernadero en las instalaciones del Instituto Tecnológico de Costa Rica en Santa Clara de San Carlos; durante los meses de noviembre y diciembre del 2006 y; febrero-abril del 2007. El objetivo principal del trabajo fue evaluar el efecto de seis tipos de sustratos y tres métodos de fertilización en el crecimiento y desarrollo de las plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) y chile dulce (*Capsicum annuum* Lnn.) durante la etapa de almácigo.

Como sustratos se utilizaron germinating mix® (S1); arena roja (S2), fibra de coco (S3); germinating mix + abono orgánico (S4), arena + abono (S5) y fibra de coco + abono orgánico (S6); mientras que los métodos de fertilización empleados fueron fertirriego (F), incorporado (I) y tratamiento testigo (T).

El estudio se realizó en dos etapas; una primera etapa de variables asociadas al sustrato que consistió en la caracterización de las propiedades físicas (retención de humedad, porosidad total y densidad aparente), químicas (contenido nutricional, pH y CE) y microbiológicas (hongos, bacterias y actinomicetes); y una segunda etapa de evaluación agronómica de plántulas de tomate (variedad Hayd slip) y chile dulce (Variedad Nataly F2) que consistió en la medición de las variables de altura de planta (cm), grosor de tallo (cm), número de hojas, largo de raíz (cm), volumen de raíz (ml) y peso seco (g).

Para el análisis de los datos se utilizó un diseño experimental de bloques completos aleatorizados; el arreglo espacial de las bandejas dentro de los bloques fue de parcelas divididas donde la parcela grande estuvo determinada por el método de fertilización y la parcela pequeña por el tipo de sustrato.

De los sustratos analizados en lo que respecta a propiedades físicas óptimas, el S2 no presenta condiciones adecuadas para su uso por lo cual necesita ser utilizado en mezcla para mejorar ésta condición; químicamente el contenido nutricional de todos los sustratos es aceptable según los rangos permitidos, mientras que en general presentaron un valor de pH adecuado para su uso; además se determinó que aquellos a los que se les incorpora abono orgánico en mezcla tienden a incrementar la CE

En el cultivo del chile dulce a los 35 días después de siembra (DDS) la máxima altura se logró con FS4 cuyo valor final fue de 17,45 cm, mientras que el grosor de tallo en los diferentes tratamientos osciló entre 0,2 (S2)-0,4 (S4); por su parte el mayor número de hojas desarrolladas fue de siete. De todas las variables analizadas los valores más bajos obtenidos fueron a partir de la utilización de arena roja como sustrato así como con la fertilización incorporada previo a la siembra. Los valores máximos de de largo de raíz, volumen radical y peso seco fueron de 10,75 cm (TS4), 1,8 ml (IS6) y 0,44 g (FS4) respectivamente.

En el cultivo del tomate la mayor altura obtenida fue de 20,86 cm (FS1); el grosor de tallo alcanzó valores mínimos de 0,2 cm (IS2) y máximos de 0,4 cm; mientras que el número de hojas varió de 2-4 por plántula a los 28 DDS. Así mismo, fue el tratamiento FS4 el que alcanzó una mayor longitud de raíz siendo de 11,5 cm, mientras que el FS1 fue el que obtuvo un mayor volumen radical con 2,67 ml. Por último los valores de peso seco obtenidos fueron de 0,08 (IS2)- 0,44 g (FS1).

Palabras clave: almácigo, sustrato, plántula, tomate, chile dulce

ABSTRACT

The experiment was conducted in greenhouse at the Instituto Tecnológico de Costa Rica (Costa Rica's Institute of Technology) facilities in San Clara, San Carlos; during the months of November and December of 2006 and February-April of 2007. The main objective was to evaluate the effect of six kinds of substrates and three fertilization methods in the growth and development of tomato seedlings (*Lycopersicon esculentum* Mill) and bell pepper (*Capsicum annuum* Lnn) during seed plant stage.

Germinating mix® (S1), red sand (S2), coconut fiber (S3); germinating mix + organic manure (S4), sand + manure (S5) and coconut fiber + organic manure (S6) where used as substrates; while the fertilization methods used were Irrigation of Liquid Manures (F), manure incorporation (I) and witness treatment (T).

The study was made in two stages; a first stage of variables associated to the substrate consisted of the characterization of the physical properties (humidity retention, total porosity and apparent density), chemical (nutritional contents, pH y CE) and microbiological (fungi, bacteria, actinomycetes); and a second stage of organic evolution of the tomato seedlings (Hayd Slip variety) and bell pepper (Nataly F2 Variety) that consisted in the measurement of the variables of height of the plant (cm), width of the stem (cm), number of leafs, length of the roots (cm), volume of the roots (ml) and dry weight (g).

For the analysis of the data, it was used an experimental randomized complete blocks design; the special arrangement of the trays inside the blocks was of divided parcels where the large parcel was divided by the fertilization method and the small parcel by the kind of substrate.

Of the analyzed substrates, concerning to optimal physical properties, the S2 doesn't present adequate conditions for its usage therefore it needs to be utilized in a mix to improve this condition; chemically, the nutritional content of all the substrates is acceptable according to the ranges allowed, while in general, presented an adequate pH value for its use; also it was determined that those that had organic manure incorporated to the mix tend to increase the CE.

The bell pepper at 35 DDS, the maximum height was achieved with FS4 with a total value of 17,45 cm, while the width of the stem in the different treatments oscillated between 0,2 (S2)-0,4 (S4); and the largest number of leafs developed was seven. Of all the variables analyzed, the lowest values obtained after the usage of red sand as substrate and the manure incorporation before planting. The maximum values in length of root, volume of root and dry weight were 10,75 cm (TS4), 1,8 ml (IS6) and 0,44 g (FS4) respectively.

The tomato had a maximum height of 20,86 cm (FS1); the width of the stem reached minimum volumes of 0,2 cm (IS2) and maximum of 0,4 cm; while the number of leafs varied from 2-4 per seedling ad 28 DDS. FS4 reached the maximum root length been 11,5 cm, while the FS1 had the largest volume of root with 2, 67. And the last values of dry weight obtained were 0,08g (IS2)- 0,44g (FS1).

Key words: seed plant, substrates, seedlings, Bell Pepper, Tomato.

1. INTRODUCCIÓN

Durante los últimos años, la agricultura se ha visto beneficiada por una revolución tecnológica que implica el uso de variedades más competitivas y productivas; así como la introducción de nuevos materiales y equipo que permitan un control más exhaustivo de las condiciones medioambientales (sistemas de fertirrigación, materiales de cobertura, etc.) (Pastor, 1999)

Junto a estos cambios tecnológicos se observa una sustitución gradual de la forma de cultivo tradicional por otros sistemas; este fenómeno es más pronunciado en los sectores más intensivos de la agricultura como es el caso de la producción hortícola y ornamental (Valenzuela y Gallardo, 2002).

El cultivo de hortalizas ha sufrido una evolución y un cambio en toda su concepción; ésta nueva situación se caracteriza por una mayor especialización de las diferentes áreas de trabajo. Como resultado de esta especialización, ha existido un cambio paulatino en los métodos de siembra utilizados tradicionalmente debido principalmente, a la existencia de factores limitantes para el desarrollo de los cultivos en el suelo natural; particularmente salinización, enfermedades y agotamiento de los suelos agrícolas (Quesada, 2001; Pastor, 1999).

Este creciente deterioro de la capacidad de uso de la tierra ha llevado a la sustitución gradual del método de siembra directa por el uso de almácigos o semilleros los cuales permiten la obtención de plántulas de calidad. Este sistema de cultivo de plantas en sustrato durante la primera etapa del desarrollo (almácigo) permite un control riguroso del medio ambiente radicular, particularmente de los aspectos relacionados con el suministro de agua y nutrientes para la plántula (Pastor, 1999; Abad *et al*, 1999).

En términos generales, la elaboración del almácigo es el porcentaje más bajo del costo total del cultivo hortícola, sin embargo es el que más puede influir en el resultado y en el porcentaje del costo total de los otros capítulos que intervienen en la producción (Hernández, 1997).

En nuestro país la producción del almácigo supone un mayor costo de producción, ya que el sustrato a utilizar representa un factor fundamental. Debido al alto costo de los sustratos importados surge la necesidad de disponer de un sustrato que se produzca localmente, de buena calidad y estable, valiéndose para ello de materiales autóctonos de cada región (Quesada, 2001).

Por esta razón se debe encaminar la búsqueda hacia sustratos alternativos que sean de fácil disponibilidad y bajo costo.

OBJETIVO GENERAL

- ◆ Evaluar el efecto de seis tipos de sustratos y tres métodos de fertilización en el crecimiento y desarrollo de las plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum*) Mill y chile dulce (*Capsicum annuum*) Lnn.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

- ◆ Evaluar las características físicas, químicas y microbiológicas de los sustratos.
- ◆ Determinar el porcentaje de germinación de las semillas de tomate y chile dulce, en los diferentes sustratos con y sin fertilizantes incorporados previamente.
- ◆ Evaluar el crecimiento de las plántulas a través de la medición de altura, grosor de tallo, largo de raíz, volumen radical, número de hojas, peso seco de plantas y relacionarlas con los tratamientos.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

El “almácigo o semillero” es una etapa en la cual, a partir del control riguroso de las diversas condiciones (ambientales, nutricionales, fitosanitarias y de manejo) se logra la germinación y crecimiento de la semilla con el propósito de obtener en un área específica plántulas de calidad, listas para su transplante. Su uso se ha hecho imprescindible en la cadena de producción de la horticultura moderna ya que, debido al elevado costo de la semilla de las especies hortícolas se hace necesario un sistema especializado que permita no solo el máximo porcentaje de germinación sino también la obtención de plántulas de calidad que garanticen el éxito futuro de la plantación (Quesada, 2001; Leskovar, 2001).

La utilización de los almácigos supone ciertas ventajas sobre el método de siembra convencional:

- Permite atender a las plantas en estados más vulnerables de su desarrollo (germinación).
- Brinda protección de las condiciones adversas en el ambiente como temperaturas extremas, humedad excesiva, etc.
- Permite una mayor eficiencia en el uso de mano de obra debido a que las plantas se tienen concentradas en un área relativamente pequeña.
- Facilita el proceso de homogenización de la plantación permitiendo a los productores establecer poblaciones de plantas de forma casi perfecta, obtener espaciamiento óptimo y uniformidad fisiológica de las plantas.
- Utilización de menor cantidad de semilla (se elimina la necesidad de raleo y el control temprano de malezas en relación a la siembra directa).
- Permite el uso más eficiente del fertilizante y del agua de irrigación durante los estados tempranos de producción (Bolaños, 2001; Leskovar, 2001; Pastor, 1999).

De igual manera, su uso presenta ciertas desventajas:

- El costo de producción en el invernadero y de implantación en el campo suele ser de tres a cuatro veces mayor que el de siembra directa y requiere una mayor especialización del personal y equipamiento (Leskovar, 2001).
- Las plántulas sufren un estrés muy fuerte como consecuencia del trasplante (Bolaños, 2001).

En términos generales el almácigo es intensivo en mano de obra y capital; su producción exitosa requiere de un medio de cultivo adecuado (esterilizado), control de temperatura y luz, manejo efectivo de plagas y enfermedades, una nutrición eficaz y prácticas de manejo apropiadas (Leskovar, 2001). De estos factores, la elección de un buen sustrato es esencial para la obtención de plántulas de calidad; éste a su vez debe presentar bajo impacto ambiental y una relación costo/beneficio adecuada para el sistema productivo en cuestión (Valenzuela y Gallardo, 2002).

Se entiende por sustrato el medio inerte compuesto de tres fases: sólida líquida y gaseosa, que cumple las función de anclaje de las raíces (protegiéndolas de la luz y permitiéndoles la respiración) además de contener el agua y los nutrientes que las plantas necesitan para su crecimiento (Calderón y Cevallos, 2001).

En horticultura el término “sustrato” se aplica a todo material distinto del suelo natural o de síntesis, mineral u orgánico que, colocado en un recipiente, en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radicular, desempeñando, por tanto, un papel de soporte para la planta. El sustrato puede intervenir (material químicamente activo) o no (material inerte) en el proceso complejo de la nutrición vegetal (Abad *et al*, 1999).

Existe gran cantidad de sustratos de uso comercial los cuales se pueden clasificar de acuerdo a sus propiedades y origen de la siguiente manera:

a) Según sus propiedades

- ◆ **Químicamente inertes:** arena silíceo o granítica, grava, roca volcánica, perlita, lana de roca, ardua expandida, etc.
- ◆ **Químicamente activos:** turbas rubias y negras, corteza de pino, residuos lignocelulósicos, vermiculita, etc. (Florian, 1997).

La diferencia entre ambos grupos se establece por su capacidad de intercambio catiónico (CIC). Así, cuando la CIC es pequeña o nula el material actúa exclusivamente como medio de soporte para el cultivo, sin ejercer influencia sobre el intercambio de minerales de los que se alimenta la planta. Los materiales químicamente activos acumulan los nutrientes y forman una reserva, de la cual los va tomando la planta. Actúan por lo tanto como un colchón entre el suministro y la planta, que amortigua cualquier variación del mismo a lo largo del tiempo (Florian, 1997).

b) Según su origen

▪ **Materiales orgánicos**

- Naturales: turbas rubias y negras, fibra de coco.
- Subproductos de actividades agrícolas, urbanas e industriales: En general necesitan un tratamiento de compostaje para ser aptos para el cultivo.
- Sintéticos: son polímeros de la industria de los plásticos, no biodegradables.

▪ **Materiales minerales**

- Naturales: proceden de rocas y minerales diversos: arenas, gravas, arena volcánica, etc.
- Tratados: perlita, lana de roca, vermiculita, arcilla expandida, escorias industriales de altos hornos, estériles de carbón, etc. (Florian, 1997).

Los componentes utilizados con mayor frecuencia como medio radicular son turba-vermiculita-perlita en igual proporción de volumen (1:1:1), turba arena (2:1), turba-perlita (2:1) o turba-poliestireno expandido (2:1). En nuestro país los materiales utilizados como sustratos provienen de materiales importados lo cual representa alrededor de un 80% de los costos de producción del almácigo (Quesada, 2001). Por ésta razón se debe encaminar la búsqueda hacia sustratos alternativos que sean de fácil disponibilidad y bajo costo. La posibilidad de aprovechar como sustrato hortícola la gran diversidad de materiales disponibles en nuestro entorno, está supeditada a un buen conocimiento de sus propiedades, ya que a partir de éstas es posible saber el tipo de adecuación que requieren antes de su uso, sus aplicaciones y establecer las técnicas de manejo pertinentes (Florian, 1997).

Se recomienda en primera instancia realizar una evaluación agronómica de los posibles materiales alternativos para su uso como sustratos, siguiendo de manera rigurosa las siguientes etapas:

- Caracterización de los materiales (química, física y biológicamente)
- Estudio crítico de sus propiedades.
- Mejora sencilla si correspondiera de dichas propiedades.
- Ensayos de crecimiento vegetal (Valenzuela y Gallardo, 2002)

2.1. Caracterización de los materiales

La primera etapa de la aplicación de un sustrato es la caracterización del mismo, con objeto de conocer sus propiedades físicas, químicas y biológicas. Las propiedades de los materiales son factores dominantes, que determinan el manejo posterior del sustrato (recipiente, riego y fertilización) (Abad *et al*, 1999).

Entre los diferentes grupos de sustratos utilizados, los más indicados para el cultivo son aquéllos que no tienen actividad química o la tienen muy reducida. Estos materiales sirven de soporte al cultivo, proporcionan al sistema cierta capacidad de amortiguación de la disponibilidad de agua y nutrientes, inferior a la

de los materiales orgánicos y también aumentan la inercia térmica del ambiente radicular (Florian, 1997).

Un sustrato de calidad debe en forma general estar altamente disponible, debe permitir su estandarización y tener un costo compatible con el cultivo; además debe estar libre de semillas de malas hierbas, nemátodos y otros patógenos, y sustancias que puedan ser tóxicas para el cultivo (Abad, 1995). Así también, debe ser fácil de preparar y manejar; debe poseer una alta porosidad (mayor del 70% para que permita una adecuada aireación; tener una baja densidad aparente, ser estable en el tiempo, poseer un pH adecuado al cultivo (menor a 7) y tener una baja salinidad (Florian, 1997).

En síntesis, un sustrato debe reunir un conjunto de características que lo hagan apto para el cultivo. No obstante, no siempre un solo sustrato reúne todas las características deseables; por ello a veces se recurre a mezclar diversos materiales, buscando que unos aporten lo que les falta a otros (Abad, 1999; Leskovar, 2001).

Según Fonteno (1996) la mayoría de sustratos que se utilizan actualmente son el resultado de la mezcla de dos o más componentes, pero las características (físicas y químicas) del medio obtenido no siempre son iguales a la suma de las propiedades de sus componentes individuales. Esto representa un error de fondo ya que muchos productores se interesan por las propiedades individuales de las materias primas, olvidando así las características resultantes de las mezclas realizadas.

2.1.1. Propiedades físicas de los sustratos

La caracterización física estudia la distribución volumétrica del material sólido, el agua y el aire, así como su variación en función del material matricial. Los métodos de determinación de las relaciones aire-agua de los sustratos difieren de los métodos utilizados en los suelos con idéntico fin (Abad y Noguera, 2000).

Las propiedades físicas están fuertemente ligadas al tipo de material y lo constituyen la porosidad, la densidad aparente y la relación sólido-agua-aire; éstas a su vez influyen directamente sobre la capacidad de retención de cada sustrato (Castilla, 2005).

2.1.1.1. Retención de humedad

Esta propiedad determina la posibilidad de la planta de utilizar el agua, y esta dada en función de la granulometría del sustrato y de la porosidad de las partículas que lo componen (Castilla, 2005).

Para poder caracterizar adecuadamente un material debemos conocer su capacidad de humedad a saturación y la retención a capacidad de campo, es decir la cantidad total de agua que puede contener un sustrato y la cantidad que retiene una vez que el líquido haya sido eliminado por gravedad a tensión cero (Calderón y Cevallos, 2001).

En la práctica existe la retención de humedad en peso la cual indica la cantidad de agua que es capaz de retener un kg de sustrato; además existe la retención de humedad expresada en volumen la cual indica la cantidad de humedad que puede retener la unidad de volumen de sustrato (Castilla, 2005).

Se considera que cuando 2,8 litros de sustrato retienen 1,1 litros de agua su capacidad de retención de humedad es adecuada (Swanson, 1989; citados por Quesada, 2001).

2.1.1.2. Porosidad

La porosidad es el volumen total de un sustrato no ocupado por partículas sólidas. Es la suma total del espacio aéreo y la retención de agua en los poros que contiene un sustrato; esta característica tiene una influencia marcada sobre la retención de agua y nutrientes (Abad y Noguera, 2000).

Su nivel óptimo se sitúa por encima del 85% del volumen del sustrato (Abad *et al*, 1999). No obstante; según Cornell Cooperative Extensión (1997), un sustrato debe poseer al menos un 50% de porosidad del volumen del medio.

Por su parte, una alta porosidad total no indica por sí misma una buena estructura del sustrato, sino que es necesario conocer la relación entre la fracción de la porosidad que proporciona el agua y aquella que proporciona la aireación (Abad y Noguera, 2000).

2.1.1.3. Densidad aparente

Se define como la masa seca del material sólido por unidad de volumen aparente del sustrato húmedo, es decir incluyendo el espacio poroso entre las partículas (Abad y Noguera, 2000).

Su determinación es algo compleja por la cantidad de variables que participan. Se expresa normalmente en g/cm^3 . El grado de compactación y distribución de las partículas influye notablemente en el valor absoluto de la densidad aparente (Castilla, 2005).

La densidad aparente juega un papel preponderante ya que los sustratos y los contenedores se transportan durante su manejo y manipulación, y, como consecuencia, su peso ha de ser tenido en cuenta. De igual manera, el anclaje de las plantas debe ser también considerado como un factor de importancia ya que cuanto más alta sea la planta, más fuerte deberá ser el sustrato (Abad y Noguera, 2000).

Para Abad (1995), en los invernaderos donde el viento no es un factor limitante, la densidad aparente del sustrato puede ser tan baja como $0,15 \text{ g/cm}^3$, mientras que en condiciones al aire libre, las plantas deben ser cultivadas en sustratos más fuertes, con densidad aparente comprendida entre $0,50\text{-}0,75 \text{ g/cm}^3$.

La capacidad de absorción de agua de un sustrato influye en la densidad en húmedo y en seco; por ejemplo, el sustrato Peat moss a pesar de que presenta una densidad en seco relativamente baja, una vez que es saturado, ésta densidad aumenta considerablemente. Así también, la densidad indica el soporte que determinado sustrato aporta a las plántulas que se desarrollan en él (Quesada, 2001).

Según Cornell Cooperative Extensión (1997) un sustrato compuesto debe pesar de 640-1200 kg/m³ para que pueda brindar una buena estabilidad a la plántula que en él se desarrolla. De ésta manera un suelo natural pesa entre 1280-1600 kg/m³ y la arena de 1600-1920 kg/m³. La densidad de masa determina además el espacio poroso total de una mezcla, razón por la que están altamente ligados (Quesada, 2001).

2.1.2. Propiedades químicas

Son aquéllas características del sustrato susceptibles de modificar la composición química de la fase líquida que retienen y particularmente el contenido de los elementos minerales necesarios en la nutrición. Cuanta menor sea la reacción química entre la fase sólida y la fase líquida, mayor es el control sobre la nutrición (Castilla, 2005).

En general un buen sustrato debe tener una buena estabilidad química, que evite cualquier liberación de elementos que puedan generar problemas de salinidad o fitotoxicidad, o inducir en la solución, precipitados indeseables. En el cultivo en sustratos la disponibilidad de elementos minerales es esencial, por lo que el material que se va a utilizar como medio no debe interferir con la disponibilidad de estos (Castilla, 2005).

2.1.2.1. Capacidad de intercambio catiónico

La capacidad de intercambio catiónico (CIC) define la cantidad de cationes que se pueden fijar por unidad de volumen o peso del sustrato, así sustratos con CIC nula o muy baja serán los más adecuados (Castilla, 2005).

El valor óptimo de CIC de los sustratos depende estrechamente de la frecuencia de la fertirrigación, además se ve influenciada por el pH y el tamaño de las partículas. Así, si se aplica fertirriego frecuentemente la capacidad de absorción de los cationes no presenta ninguna ventaja, siendo en este caso necesaria la utilización de materiales inertes, con muy baja o nula CIC. Si por el contrario se aplica el fertirriego de manera intermitente, será interesante la utilización de sustratos con moderada o elevada CIC, en todo caso superior a 20 meq/100g (Abad, 1995).

2.1.2.2. Conductividad eléctrica

Un pequeño aumento en la conductividad eléctrica no es perjudicial para el cultivo, al contrario, ya que permitirá un mejor desarrollo de raíces luego del transplante, si la concentración en el sitio de cultivo es menor, ya que las raíces tenderán a crecer hacia el sitio de menor concentración (Martínez y García, 1993).

Se considera que valores de conductividad eléctrica, medidas en el extracto de saturación superiores a 3,5 mS/cm (a 25 °C) son excesivos para la mayoría de las especies cultivadas (Florian, 1997).

2.1.2.3. pH

El crecimiento y desarrollo de las plantas se ve afectado por condiciones de acidez o alcalinidad extremas. Así, el pH ejerce sus efectos principales sobre la asimilación de los nutrientes, la capacidad de intercambio catiónico y la actividad biológica; por tanto se recomienda mantener el pH del sustrato dentro de un intervalo reducido. La mayor parte de los cultivos hortícolas requieren un pH entre 6 y 7; el pH de la solución nutritiva afecta la solubilidad y la forma de los iones, lo que influye en la asimilación de los mismos, y consecuentemente en el crecimiento de la plántula. El pH de la solución nutritiva tiene efecto en la biomasa y en la partición de la materia seca. Entre 4 y 7 el peso seco se incrementa un 50%, pero la influencia del pH en la partición de la materia seca es insignificante. Cuando el pH es de 9 se afecta la partición pudiéndose encontrar mayor contenido de

materia seca en las raíces y los cotiledones que en tallo y hojas. Así también, un pH superior a 7 disminuye el total de materia seca, y las plantas crecen muy lentamente, con un peso seco menor a una vez y media que aquéllos que se encuentran a pH óptimo (Abad *et al*, 1999).

Algunos sustratos contienen materiales acidificantes o básicos que modifican las condiciones del medio, el nivel óptimo de pH para la solución nutritiva en cultivos hortícolas, oscila entre 5.5-6.5 (Castilla, 2005).

2.1.2.4. Disponibilidad de nutrientes

La mayoría de los sustratos minerales no se descomponen química ni biológicamente por lo cual se pueden considerar deprovistos de nutrientes. Por el contrario, los sustratos orgánicos difieren marcadamente entre sí en el contenido de nutrientes asimilables. Así, algunos (turba *Sphagnum*, mantillo de bosque etc.) poseen un nivel reducido de nutrientes asimilables, mientras que otros (compost) presentan niveles elevados, dependiendo dicho nivel del origen del compost y del proceso de compostaje. Para obtener un óptimo crecimiento de las plantas, debería añadirse siempre nutrientes de forma adicional como fertilizantes de base (incorporados al sustrato) o bien; como fertilizantes incorporados durante el ciclo del cultivo (Abad y Noguera, 2000).

Los métodos de análisis de los nutrientes asimilables consisten fundamentalmente en equilibrar una muestra del sustrato con una determinada solución extractora (por ejemplo agua, $\text{Cl}_2\text{Ca-DTPA}$), acetato amónico, etc) durante un tiempo normalizado, y, una vez alcanzado el equilibrio, determinar los nutrientes disueltos o extraídos por dicha solución. Los métodos analíticos más extendidos presentan una correlación elevada con la respuesta vegetal, en unas determinadas condiciones del sustrato (Bunt, 1988).

El extractante más comúnmente utilizado es el agua. Sin embargo, los métodos empleados para determinar el nivel de fertilidad de los sustratos difieren

en la relación de volúmenes de sustrato o extractante: pasta saturada o suspensiones (1:1,5; 1:5; 1:6; etc.). La elección del método depende de dos factores fundamentales: el número de muestras a analizar y la rapidez en la generación de los resultados (Abad y Noguera, 2000).

Evidentemente, los niveles de referencia de los parámetros relativos al estado de fertilidad de los sustratos variaran de acuerdo con el método de extracción utilizado (Ansorena, 1994). A continuación se establecen los rangos normales para la interpretación de un análisis de sustratos.

Cuadro 1. Rangos normales para la interpretación de un análisis químico de sustratos siguiendo el procedimiento del extracto medio saturado (Molina, 1999).

Elemento	Unidades	Nivel critico
pH		5,2-6,3 (6,2-6,8) ^{1/}
CE	mS/cm	0,76-3,5
N-NO ₃	mg/l	35-200
N-NH ₄	mg/l	0-20
Ca	mg/l	40-200
Mg	mg/l	20-100
K	mg/l	35-300
P	mg/l	3-50
Fe	mg/l	0,3-3
Zn	mg/l	0,3-3
Cu	mg/l	0,01-5
Mn	mg/l	0,02-3

^{1/}rango si el sustrato posee más de un 20% de suelo en la mezcla.

2.1.3. Propiedades microbiológicas

Según Cadahía (2000) un examen detallado de las propiedades de los sustratos no debe finalizar sin el estudio de sus propiedades biológicas que incluyen:

2.1.3.1. Velocidad de descomposición

Todos los sustratos orgánicos incluso los más estables, son susceptibles a la degradación biológica. La población microbiana es la responsable del proceso de descomposición de la materia orgánica resultando muchas veces su actividad biológica en deficiencias de oxígeno (O) y de nitrógeno (N), liberación de sustancias fitotóxicas y contracción del sustrato (Abad y Noguera, 2000).

De manera general la descomposición de materia orgánica en los medios de cultivo es desfavorable, por lo que se deben adoptar medidas con objeto de minimizar sus efectos sobre las plantas. La disponibilidad de compuestos biodegradables (carbohidratos, ácidos grasos y proteínas) determina la velocidad de descomposición. Por otra parte, las condiciones de cultivo deberían ser también consideradas: si el cultivo se prolonga durante largos periodos de tiempo, resulta recomendable el uso de materiales estables (turberas negras o cortezas de tamaño grueso), mientras que si las plantas son de crecimiento rápido, pueden prosperar en materiales menos resistentes a la degradación (turba *Sphagnum*) (Raviv *et al* 1986; citados por Abad y Noguera, 2000).

Los sustratos de origen mineral son biológicamente inertes, lo que normalmente no ocurre con los sustratos orgánicos, que son biodegradables, pudiendo inducir la liberación de amoníaco o de sustancias fitotóxicas o estimulantes. Hay que evitar el uso de sustratos orgánicos altamente biodegradables ya que esto puede afectar la relación carbono: nitrógeno (C/N); así una relación entre 20/40 es considerada adecuada para el cultivo en sustratos (Castilla, 2005).

2.1.3.2. Efectos de los productos de descomposición

Muchos de los efectos biológicos de los sustratos orgánicos son directamente atribuibles a los ácidos húmicos y fúlvicos, que son los productos finales de la degradación de la lignina y la hemicelulosa. Una gran variedad de funciones vegetales, tanto a nivel de célula como de órgano, son afectadas

positivamente por los ácidos húmicos y fúlvicos *per se*. Las sustancias húmicas actúan, asimismo como transportadoras de los micronutrientes de las plantas (Abad y Noguera, 2000).

2.1.3.3. Actividad reguladora del crecimiento

Es conocida la existencia de actividad auxínica (que controla el crecimiento celular y la iniciación de raíces) en los extractos de muchos materiales orgánicos utilizados en los medios de cultivo de las plantas. Ya que dicha actividad hormonal no ha podido ser relacionada directamente con las sustancias húmicas, se ha atribuido a un efecto sinérgico entre las auxinas (bien producidas naturalmente por la planta, bien aplicadas exógenamente) y los compuestos fenólicos que están presentes en dichos materiales como consecuencia de la degradación de los compuestos orgánicos, especialmente lignina (Raviv *et al* 1986; citados por Abad y Noguera, 2000).

Se desconocen determinadas sustancias existentes en los sustratos orgánicos que tienen un cierto efecto estimulante sobre el crecimiento de las plantas (Baixauli y Aguilar, 2002).

2.1.3.4. Propiedades supresivas

Inhiben el desarrollo de determinados agentes fitopatógenos, especialmente hongos. Estas propiedades se han encontrado en materiales orgánicos compostados, particularmente cortezas de árboles, con marcados efectos supresivos sobre diferentes hongos: *Fusarium*, *Phytophthora*, *Rhizoctonia*, *Phythium*, etc. Las propiedades supresivas de las cortezas de árboles compostadas son debidas al establecimiento de una microflora antagónica/supresiva de los hongos fitopatógenos, durante el proceso de compostaje (Abad y Noguera, 2000).

2.1.3.5. Libre de semillas de malas hierbas y agentes patógenos

Sobre todo en los sustratos naturales y de origen orgánico. Estos sustratos han de estar exentos de sustancias tóxicas (Baixauli y Aguilar, 2002).

2.2. Criterios de elección de un sustrato

Como sustratos se pueden utilizar un elevado número de materiales, la elección del material esta determinada por:

- La disponibilidad del mismo.
- La finalidad de producción.
- El costo del sustrato no debe invalidar otros aspectos o factores, ya que el material elegido debe permitir alcanzar el objetivo propuesto, con el mínimo de riesgos o inconvenientes.
- Las propiedades de los materiales son factores dominantes, que determinan el manejo del sustrato; así las analogías y diferencias entre los diferentes materiales utilizados como sustratos pueden ser comprendidas más fácilmente, si las características de dichos materiales se consideran agrupadas en propiedades físicas, químicas y biológicas.
- La experiencia local en su utilización; ya que existen diferencias marcadas entre zonas en aspectos tales como estructura de los invernaderos y condiciones climáticas del mismo, calidad del agua de riego, especies, variedades y ciclos de cultivo, etc.
- Los problemas ambientales de la eliminación de sus residuos (Abad *et al*, 1999).

Además, un buen sustrato debe tener buenas condiciones físicas (elevada retención de humedad, baja densidad aparente, alta porosidad y alta estabilidad de estructura y características) así como buenas propiedades químicas y biológicas (escasa o nula CIC, salinidad reducida, pH ligeramente ácido y estabilidad biológica) (Castilla, 2005).

En el siguiente cuadro se presentan las propiedades físicas y químicas que debe cumplir un sustrato para ser utilizado en horticultura para la producción de almácigos.

Cuadro 2. Nivel óptimo o de referencia de las propiedades físicas y químicas de los sustratos para la producción de plántulas en semillero (Abad *et al.*, 1999.).

Propiedad	Intervalo aceptable/óptimo
Índice de grosor (%)	30-45
Densidad aparente (g/cm ³)	≤ 0.2
Espacio poroso total (% vol)	> 85
Capacidad de retención total de agua (ml/l)	≥ 500
pH (suspensión acuosa 1:6, vol:vol)	5.3-6.5
Conductividad eléctrica (mS/cm)	0.151-0.5
CIC (meq/100 g)	<20
Para sustratos orgánicos	
Materia orgánica total (%)	> 80
Relación C/N	20-40

Un elevado número de materiales pueden ser utilizados con éxito, bien separadamente o bien en mezcla, en la preparación de los medios de cultivo de las plantas (Handreck y Black, 1991).

2.3. Características de los diferentes sustratos empleados

A partir de éstas condiciones, podemos elegir el sustrato que mejor se adapte a nuestras necesidades, sin embargo, éstos no son los únicos que se pueden utilizar y ni siquiera son necesariamente los mejores. A continuación se presenta una caracterización de los diferentes sustratos:

2.3.1. Fibra de coco

El uso de la fibra de coco como componente de mezclas para sustratos de todo tipo se ha incrementado constantemente durante la última década, debido a sus propiedades físicas y químicas favorables, su amplia disponibilidad y su viabilidad económica (Evans *et al.*, 1996).

La cáscara de coco contiene dos clases de materiales. Uno de aspecto parecido al corcho, pero de poro abierto, de gran capacidad de absorción de agua y de gran capilaridad y otro consistente de fibras de longitud variable que pueden medir hasta 4 cm. (Calderón y Cevallos, 2001).

La cáscara de coco resulta ser un material rico en sales especialmente sodio y cloruros; por lo que se recomienda su lavado antes de ser utilizada, además se recomiendan valores menores a los 75 mg/l de cloruro de sodio (NaCl) en el agua de riego (Quesada, 2001). Sus propiedades físicas se detallan en el siguiente cuadro:

Cuadro 3. Propiedades físicas de la fibra de coco (Calderón y Cevallos, 2001).

Propiedades físicas de la fibra de coco	
Densidad	0.08-0.12 g/cm ³
Porosidad total, % vol.	80-82%
Espacio poroso mayor (> 200 um) % vol	8-12%
Espacio poroso intermedio (>30 y<200) % vol.	4-6%
Espacio poroso capilar, % vol.	60-66%
Capacidad de aire, % vol.	20-30%
Agua fácilmente disponible, AFD, % vol.	45-60%
Granulometría % del peso total	
Pasando malla 4	60%
Pasando malla 16	36%
Fibra de 2-3 cm.	4%

Según Quesada (2001) a pesar de las diferencias en las propiedades químicas entre las distintas fuentes de fibra de coco, se considera que el material es aceptable para ser utilizado en las diversas aplicaciones comerciales.

Arenas *et al* (2002), citados por Quesada (2001), informan observaciones de la fibra de coco respecto al Peat moss en la elaboración de almácigos, según éstos la composición del medio no afectó la emergencia total; sin embargo, si se

observa restricción en el desarrollo radical en un medio exclusivo de fibra de coco, aunque otras variables como el grosor del tallo, el color de la hoja y la apariencia general de las plantas son bastante aceptables. Es notorio como almácigos sembrados con un porcentaje mayor al 50% de fibra de coco en el sustrato, exhiben una reducción en el crecimiento de la planta comparado a los almácigos a base de peat moss; esta respuesta puede estar asociada a una fuerte inmovilización del nitrógeno (N) por acción de microorganismos y a una alta relación C/N (Arenas *et al*, 2002; citados por Quesada, 2001).

2.3.2. Arena

De las diversas arenas, la de río es la más adecuada para utilizar como sustrato, así el tamaño de sus granos deberá estar comprendido entre 0.5-2 mm. Al considerar las arenas, se debe tomar en cuenta que tenga un mínimo contenido de arcillas que traigan problemas de fijación iónica. El uso de muchas arenas puede conllevar a la deficiencia de fósforo (P), ya que la arena puede retener o fijar el P de la solución nutritiva, no dejándolo disponible para las plantas (Calderón y Cevallos, 2001).

Para éstos mismos autores, la arena de río es utilizable solo cuando su contenido de carbonato de calcio (CaCO_3) es inferior al 20%. Por otro lado, las arenas ricas en carbonato de calcio como las arenas de playa no son recomendadas por su capacidad para alterar la solución nutritiva.

El uso de arena como sustrato presenta la ventaja de ser de fácil suministro y barato; además el ahorro de la lucha contra las malezas y su buena conservación. Como desventaja se presenta la difícil aireación en caso de materiales con granos muy finos y el inconveniente de que la humedad del sustrato y la concentración de sales de la solución, presentan fuertes variaciones en caso de no ser manejadas adecuadamente provocando problemas en el crecimiento (Calderón y Cevallos, 2001).

Cuadro 4. Clasificación de las arenas de acuerdo a su granulometría (Calderón y Cevallos, 2001).

Categoría	Tamaño (mm)	Contenido deseable (%)
Arena muy gruesa	1-2	0-5
Arena gruesa	0.5-1.0	70-80
Arena media	0.25-0.5	
Arena fina	0.1-0.25	0-20
Arena muy fina	0.05-0.1	0-2
Limo y arcilla	<0.05	0

2.3.3. Peat moss (musgo esfangíneo)

El Peat moss o musgo esfangíneo, se refiere a algunos materiales orgánicos (vegetales), de origen similar pero que difieren ligeramente en sus propiedades físicas y químicas (Schenelle y Henderson, 1991). Este materia se produce a partir de la descomposición incompleta de hierbas, juncos y musgos de ambientes fríos los cuales son sometidos a condiciones de poco oxígeno y nutrimentos.

El Peat moss es un material muy utilizado en la horticultura ya sea solo o como base para mezcla de materias primas, su principal desventaja es la dificultad de humedecerlo. Ajustando los niveles de pH y la nutrición, se obtienen excelentes resultados en cuanto a rendimiento y calidad (Quesada, 2001).

Según Sawan *et al* (1999), en almácigos de Pepino llevados a producción, la mezcla de peat moss y vermiculita, en una relación 1:1 ha demostrado tener excelentes resultados en comparación con otros sustratos; enmiendas de esta misma mezcla con abono orgánico de cuatro semanas de descomposición, han resultado aún mejores en esta misma producción de pepino.

Los diferentes tipos de Peat moss varían en su grado de descomposición y la especie de planta y clima de origen. Por esta razón la Sociedad Americana para el Análisis de Materiales distingue cuatro tipos de uso hortícola para los Peat moss como lo muestra el siguiente cuadro:

Cuadro 5. Propiedades de diferentes tipos de peat moss de uso hortícola (Cornell Cooperative Extensión, 1997; citados por Quesada, 2001).

Tipo de peat moss	Grado de decaimiento	pH	Capacidad de retención de agua (%)	Contenido nutricional (% N)	Densidad de masa (kg/m ³)
Sphagnum	Muy bajo	3-4	1500-3000	0,6-1,4	72,1-112,1
Hypnum	Bajo	5-7	1200-1800	2-3,5	80,1-160,2
Juncos	Mediano	4-7,5	400-1200	1,5-3,5	160,2-288,4
Peat humus	Alto	5-7.5	150-500	2-3,5	320,4-640,8

Ahora bien, el Peat moss que se deriva del género *Sphagnum*, contiene al menos 90% de materia orgánica en una base de peso seco. Su carácter es ligeramente ácido, pero éste puede ser corregido mediante la adición de calcio (Ca), además presenta una baja salinidad, es de larga duración en mezcla, su composición es uniforme y es muy efectivo en el mejoramiento de la aireación. El *Sphagnum* puede absorber hasta siete veces su propio peso en agua por lo que resulta con excelentes propiedades de retención de agua y nutrimentos (Schnelle y Henderson, 1991).

El Peat moss del género *Hypnum* resulta más barato que el anterior, no obstante presenta el inconveniente de que puede traer microorganismos patógenos o semillas de malezas como consecuencia de las condiciones de las que se obtiene (Schenelle y Henderson, 1991; citados por Quesada, 2001). Este peat moss (*Hypnum*) presenta un contenido de fibra de más del 50% y de materia orgánica de la menos 90% (Fonteno, 1996).

Los juncos (reed-sedge) y el Peat humus descomponen muy rápido interfiriendo de esta manera con las propiedades de drenaje y aireación (Schenell y Henderson, 1991). Los juncos presentan un tamaño de partícula más fina, pero presentan mayor contenido de nutrimentos y una mayor CIC que el peat moss de *sphagnum*; además son ligeramente menos ácidos y su capacidad de retención de agua es más pobre que la del *Sphagnum* (Cornell Cooperative Extensión, 1997; citados por Quesada, 2001).

2.3.4. Compost y Lombricompost

El compost es un proceso biológico, orgánico y aeróbico que implica una aceleración de los procesos de mineralización de la materia orgánica. El compost satisface diversos objetivos beneficiosos para quienes practican su fabricación:

- Reduce la cantidad de los desechos.
- Limita la demanda biológica de oxígeno de los desechos.
- Mejora las características físicas de éstos y facilita su manipulación.
- Reduce los agentes patógenos humanos, animales y vegetales, eliminando las semillas de las malas hierbas y;
- Aminora el uso de la tierra para la aplicación superficial de los desechos (Coyne, 2000).

El uso de compost como sustrato se ha incrementado, llegando en varios casos a sustituir parcial o totalmente al Peat moss ya que presenta buenas características químicas y físicas, no obstante, en Costa Rica, se registran problemas de variabilidad en cuanto a composición, fertilidad, calidad y sanidad con el uso de compost en la producción de almácigos. De aquí la importancia de seleccionar adecuadamente los materiales a utilizar en el proceso de descomposición así como el procedimiento empleado en la obtención del mismo (Quesada, 2001).

Según Coyne (2000), los componentes o consideraciones más importantes asociadas con una fabricación óptima del compost son: 1) el tipo y la composición de los desechos orgánicos; 2) la disponibilidad de los microorganismos; 3) la

aireación; 4) los niveles de nitrógeno (N), carbono (C) y fósforo (P); 5) el contenido de humedad; 6) la temperatura; 7) el pH, y 8) el tiempo.

En tanto que, el tamaño recomendado de las partículas debe variar entre 0,65-2,54 cm para fabricar un compost de óptima calidad, la concentración de Oxígeno del espacio aéreo del compost debe mantenerse por encima del 5%, la porosidad de la mezcla debe ser de un 30%; la relación de C:N no deberá ser inferior a 20:1, ya que esto puede provocar una pérdida de nitrógeno a través de la lixiviación y la volatilización a medida que el nitrógeno se mineraliza, se recomiendan relaciones C:N de 10:1 a 150:1 (Coyne, 2000).

La humedad adecuada resulta fundamental en la elaboración de compost, por lo tanto un contenido de agua del 50-60% es correcto para facilitar el enfriamiento y crecimiento y actividad microbiana. En cuanto al manejo de la temperatura, la fabricación del compost se realiza en dos rangos térmicos: el rango mesófilo que varía de 10-43°C y el rango termófilo que oscila entre 55-60°C. Un rango de pH situado entre 6.5-7.2 es el ideal (Coyne, 2000).

El lombricompost es un método creciente en popularidad que resulta de la utilización de lombrices para el procesamiento de los desechos orgánicos. Es un material de excelente composición para su utilización como sustrato ya que presenta una textura suelta y granulada; además su aporte nutricional es bueno pero variable debido a factores como el tipo de desecho utilizado y la proporción de cada uno; el estado de descomposición y el tiempo de almacenamiento del mismo (Coyne, 2000). Su uso se recomienda en mezcla con suelo, en una proporción de al menos 3 partes de lombricompost por cada parte de suelo (Chacón y Blanco, 1999).

2.3.5. Vermiculita

La vermiculita es un material de capas delgadas producto de la mezcla de aluminio, hierro, magnesio y silicato lo cual le brinda propiedades físicas y químicas ideales; presenta una capacidad de absorción de agua del 24%, además

se caracteriza por una baja densidad de volumen y una alta CIC (capacidad de intercambio catiónico). Debido a que tiende a compactarse con el tiempo, no se recomienda utilizarlo como único sustrato o en mezcla con arena ya que su estructura interna se deteriora afectando el drenaje y disminuyendo el espacio aéreo; de aquí que se debe mezclar con otros materiales como el peat o la perlita permitiendo así mantener una porosidad adecuada (Quesada, 2001).

2.3.6. Perlita

La perlita es un material químicamente inerte que es incorporado en las mezclas de sustratos para mejorar las propiedades del mismo; debido a su composición de origen volcánico la perlita favorece el drenaje del medio, intensifica la aireación y mantiene una baja densidad (Quesada, 2001).

Presenta una densidad real de $2,47 \text{ g/cm}^3$, densidad aparente de $0,12-0,16 \text{ g/cm}^3$, porosidad total del 94-96%; no obstante presenta la desventaja de que debido a su bajo peso, flota cuando el sustrato se humedece por lo que no se recomienda su uso como sustrato solo sino en mezcla con otro material como el Peat (Fonteno, 1996).

2.4. Manejo de semilleros para la producción de plántulas

Para Leskovar (2001) el crecimiento del transplante se puede dividir en cuatro estados principalmente:

- De siembra a emergencia
- De emergencia a la expansión de los cotiledones
- De la expansión de los cotiledones al desarrollo de hojas verdaderas.
- Del desarrollo de hojas verdaderas a la madurez fisiológica (transplante).

El proceso de germinación comienza con la imbibición de la semilla y termina con la expansión del eje embrionario; este proceso incluye tres etapas principalmente: una I etapa de Inhibición de la semilla, una II etapa de activación

metabólica y una III etapa en la que tiene lugar la emergencia de la radícula (Herrera 2002).

Un porcentaje alto de germinación (>90%) es esencial para la obtención de retornos económicos. Generalmente, la germinación aumenta hasta 5-10% más cuando las bandejas son previamente transferidas a las cámaras de germinación climatizadas comparado con aquellas que son transferidas directamente a las mesas del invernadero (Leskovar, 2001).

La germinación de la semilla es afectada por la temperatura, humedad, luz, aireación, genotipo y lotes. La alta temperatura afecta la capacidad y tasa de germinación a través de la absorción de agua, síntesis enzimática y reacciones bioquímicas. Una vez realizada la siembra, la humedad del medio se puede mantener cubriendo las bandejas con plástico (Leskovar, 2001).

De igual manera, el sistema radicular tiene importantes funciones físicas y fisiológicas desde el inicio de la germinación y emergencia, hasta el crecimiento y desarrollo del transplante. El tamaño, morfología y arquitectura puede ejercer un control sobre el tamaño relativo y ritmo de crecimiento del tallo (Leskovar, 2001).

En el caso del Chile o pimiento tiene tres tipos de raíces, una raíz pivotante de origen embrionario, raíces laterales originadas de la raíz principal, y raíces basales originadas en el hipocótilo, zona de transición del tallo y la raíz. El tomate por su parte, posee cuatro tipos, pivotante, laterales, basales y adventicias; sin embargo durante la producción del almácigo la raíz pivotante se pierde (Leskovar, 2001).

Según Florian (1997) en general las condiciones necesarias de humedad, luz, temperatura y nutrientes, al pasar de la etapa inicial a la etapa final de la producción de plántulas son: la temperatura de alta a baja; la humedad de alta a baja; la luz de baja a alta y los nutrientes de baja a alta.

En términos generales, una plántula de calidad se identifica por un tallo vigoroso, una altura de 10-15 cm, ausente o mínima clorosis, buen desarrollo radicular, y libre de enfermedades; no obstante la calidad al transplante estará definida por el consumidor y en menor escala por el productor de plántulas (Leskovar, 2001). Entre los aspectos de manejo más importantes para obtener plántulas de calidad se pueden citar los siguientes:

2.4.1. Riego

Valores óptimos del volumen de agua puede variar entre un 80-40%. La cantidad de agua a aplicar debe compensar la evapotranspiración. Otras formas practicas que indican la necesidad de riego son: cambio de color en la superficie del sustrato (del oscuro húmedo, al claro seco), cambio de peso de las bandejas y tiempo del último riego ; no obstante el mejor indicador es la planta a través de sus cambios morfológicos asociados a estrés hídrico (volumen <25%) los cuales incluyen: menor estiramiento del tallo, hojas de menor superficie, hojas de mayor grosor, cambios angulares y curvaturas de hojas, cambios de color (clorosis), entrenudos cortos, quemaduras marginales de las hojas, ausencia de cotiledones, mayor crecimiento radicular y menor crecimiento vegetativo (Leskovar, 2001).

El primer riego al semillero debe hacerse una vez sembradas las semillas con cuidado de no apelmazar el sustrato, para dicho fin se recomienda la utilización de una manguera provista de una boquilla difusora, o bien mediante un sistema de riego por aspersión. El resto de riegos se irán aplicando periódicamente con el fin de mantener al semillero con la suficiente humedad. En la mayor parte de los semilleros comerciales está extendido el uso de riego por aspersión o en su versión más simple mediante la utilización de mangueras (Leskovar, 2001).

Las plántulas regadas por aspersión han mostrado una mayor producción de raíces basales mientras que en las regadas por subirrigación se observó mayor crecimiento de raíces laterales. El rendimiento final para el cultivo del tomate, no se ha visto afectado por el sistema de riego. En algunas ocasiones, el uso

excesivo de riego aéreo tiende a promover el desarrollo de tallo, mientras que la subirrigación promueve el desarrollo radicular, y así reduce la relación tallo/raíz (Leskovar, 2001).

2.4.2. Fertilización

Para conseguir un crecimiento satisfactorio de las plántulas en los pequeños alvéolos de una bandeja, es necesario un suministro adecuado y constante de elementos nutritivos al medio de cultivo. La composición y la frecuencia de aplicación de la solución nutritiva al sustrato determinan el estado nutritivo, y por lo tanto el crecimiento de las plántulas. Desde el punto de vista práctico es posible controlar la velocidad de crecimiento de las plántulas controlando la concentración de elementos nutritivos en la solución de fertirriego aplicada al medio de crecimiento (Guzmán, 2002).

Generalmente, algunos productores inician la fertilización una vez que las plántulas hayan desarrollado aproximadamente un 50% de la longitud de la primera hoja verdadera. Excesiva fertilización en los estados iniciales pueden ocasionar un crecimiento descontrolado del tallo (Leskovar, 2001).

Cuando nos referimos a la cantidad de nutrientes en solución, los datos son expresados en concentración molar o equivalentes. A continuación se detallan soluciones nutritivas de referencia para el tomate y chile; también se da una solución estándar sólo como referencia ya que las necesidades son muy diferentes según la especie, estado fenológico, sustrato, condiciones climáticas, calidad del agua de riego, etc (Quesada, 2001).

Cuadro 6. Elementos presentes en solución, expresados en meq/l, pH y conductividad eléctrica según cultivos (Steijn, 1995; Alarcón y Egea, 1999; citados por Quesada, 2001).

Cultivo	NO ₃ ⁻	NH ₄ ⁺	PO ₄ H ₂ ⁻	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	SO ₄ ²⁻	pH	CE
Solución Estándar	12,0	0,5	1,2	5,0	4,0	2,0	2,0	5,5	1,8
Tomate	13,5	0,92	2,27	7,62	5,34	2,29	2,26	5,5	2,2
Chile	14,0	0,92	2,27	5,50	5,25	2,29	1,75	5,5	1,8

En ensayos realizados con plántulas de tomate y chile en los que manteniendo constantes la cantidad de N aportado y la relación cationes/aniones, se modificaron las proporciones relativas de nitritos y nitratos (NO₃⁻ / NO₄⁺) entre 7 y 14 y las de potasio, calcio (K⁺ / Ca²⁺) entre 0,2 y 0,8 el comportamiento de las plántulas ante situaciones con disminución de las relaciones NO₃⁻ / NO₄⁺ y K⁺ / Ca²⁺ permiten obtener menores relaciones altura/ diámetro (Guzmán, 2002).

El acondicionamiento con niveles bajos de N y P mejora el equilibrio entre el vástago y la raíz. Este efecto se manifiesta en postransplante y es más evidente en chile que en tomate. Por otro lado, las reducciones en la concentración de P durante el acondicionamiento nutritivo reduce la velocidad media de crecimiento y la relación altura/diámetro de las plántulas (Guzmán, 2002).

2.4.3. Manejo fitosanitario

Es conveniente dar al almácigo, a los pocos días de la germinación de las plantas, un tratamiento preventivo con un fungicida la cual debe realizarse en un principio en dosis rebajadas. Aplicaciones con un bactericida orgánico con frecuencia de aplicación de dos a tres días ayuda en la prevención de enfermedades (Leskovar, 2001).

2.4.4. Control de condiciones ambientales

2.4.4.1. *Temperatura*

La planta controla su temperatura mediante la transpiración, disipando hasta un 50% de la energía que absorbe. La temperatura óptima varía para cada estado de desarrollo, y en términos generales es de 18-26 °C para la germinación, 17-24°C para el segundo estado, 15-22°C para el tercer estado, y 14-21°C previo al trasplante (Leskovar, 2001).

La altura de una plántula hortícola esta determinada por la longitud del tallo, el cual depende del número y longitud de los entrenudos individuales. El número de nudos depende de la temperatura promedio diaria, mientras que la longitud depende de cómo se maneja la temperatura durante el ciclo día/noche (Leskovar, 2001).

En condiciones óptimas de temperatura y luminosidad, aumenta la fotosíntesis y la respiración, siempre que no haya limitaciones de agua y nutrición. Cuando la temperatura es óptima, pero a baja luminosidad, disminuye la fotosíntesis, mientras que la respiración continua o aumenta consumiendo hidratos de carbono; y en consecuencia se produce un estrechamiento de las plántulas (Leskovar, 2001).

2.4.4.2. *Intensidad lumínica*

La luz juega dos roles en el crecimiento y desarrollo de las plántulas; primero constituye la fuente de energía para el proceso de fotosíntesis, mediante el cual se da la fijación del carbono para la producción de carbohidratos y; en segundo lugar regula el desarrollo vegetativo y reproductivo. Las mediciones de luz incluyen la cantidad, calidad, duración e intensidad (Leskovar, 2001).

3. MATERIALES Y METODOS

3.1. Ubicación

El estudio se realizó en el invernadero de la finca “La Esmeralda” en las instalaciones del Instituto Tecnológico de Costa Rica, ubicada en Santa Clara de San Carlos. La sede se encuentra en la región tropical húmeda a 105 km de San José a 170 msnm.

3.2. Descripción del invernadero

El invernadero posee un área de 120m² (10m de ancho X 12m de largo X 3,5m de alto); la estructura se encuentra cubierta por plástico de polietileno transparente y malla antiáfidos en las paredes laterales; cuenta con abertura cenital superior, con una altura a la cumbre de 2,5 m y una abertura del cenital de 0,9m. La orientación del invernadero es noroeste.



Figura 1. Invernadero. Finca la Esmeralda. Santa Clara, San Carlos.

3.3. Tratamientos

Para la ejecución del experimento se utilizaron los cultivos de **chile dulce y tomate**, ambos ensayos realizados de manera independiente. Para la aplicación de los tratamientos se creó una clasificación según el método de fertilización y el tipo de sustrato utilizado.

Cuadro 7. Nomenclatura por descripción de los sustratos.

Sustrato	Código	Descripción
Germinating mix	S1	Producto comercial proveniente de la mezcla de musgo esfangíneo + perlita + vermiculita
Arena Roja	S2	De origen volcánico, tamizada a 3mm de diámetro
Fibra de coco	S3	Extraída del endospermo del coco sometido a un proceso de secado y molienda
Germinating mix + abono orgánico	S4	Relación 1:1 Abono orgánico (Lombricompost)
Arena roja + abono orgánico	S5	Relación 1:1 Abono orgánico (Lombricompost)
Fibra de coco + abono orgánico	S6	Relación 1:1 Abono orgánico (Lombricompost)

Cuadro 8. Nomenclatura utilizada según el método de fertilización.

Método de fertilización	Código	Descripción
Fertirriego	F	Solución nutritiva aplicada diariamente con el agua de riego
Testigo	T	Sin la adición de fertilizantes
Incorporado	I	Fertilizantes granulados macerados e incorporados al sustrato previo a la siembra.

Cuadro 9. Totalidad de los tratamientos combinando ambos factores.

Sustrato	Fertilización	Código
Germinating mix	Testigo	TS1
	Fertirriego	FS1
	Incorporado	IS1
Arena roja	Testigo	TS2
	Fertirriego	FS2
	Incorporado	IS2
Fibra de coco	Testigo	TS3
	Fertirriego	FS3
	Incorporado	IS3
Germinating mix + abono orgánico	Testigo	TS4
	Fertirriego	FS4
	Incorporado	IS4
Arena roja + abono org.	Testigo	TS5
	Fertirriego	FS5
	Incorporado	IS5
Fibra de coco + abono org.	Testigo	TS6
	Fertirriego	FS6
	Incorporado	IS6

3.4. Diseño experimental

Se utilizó un diseño de bloques completos aleatorizados; el arreglo espacial de las bandejas dentro del diseño fue de parcelas divididas donde la parcela grande (factor A) estuvo determinada por el método de fertilización y la parcela pequeña (factor B) por el tipo de sustrato (Figura 2).

Como criterio de bloqueo se utilizó la incidencia de luz dentro del invernadero. Cada bloque (tres en total) dentro del invernadero se dividió en tres secciones las cuales representaban la parcela grande y dentro de cada sección se colocaron seis bandejas con los diferentes sustratos distribuidos de manera aleatoria que representaban la parcela pequeña (ver diagrama Anexo 1).

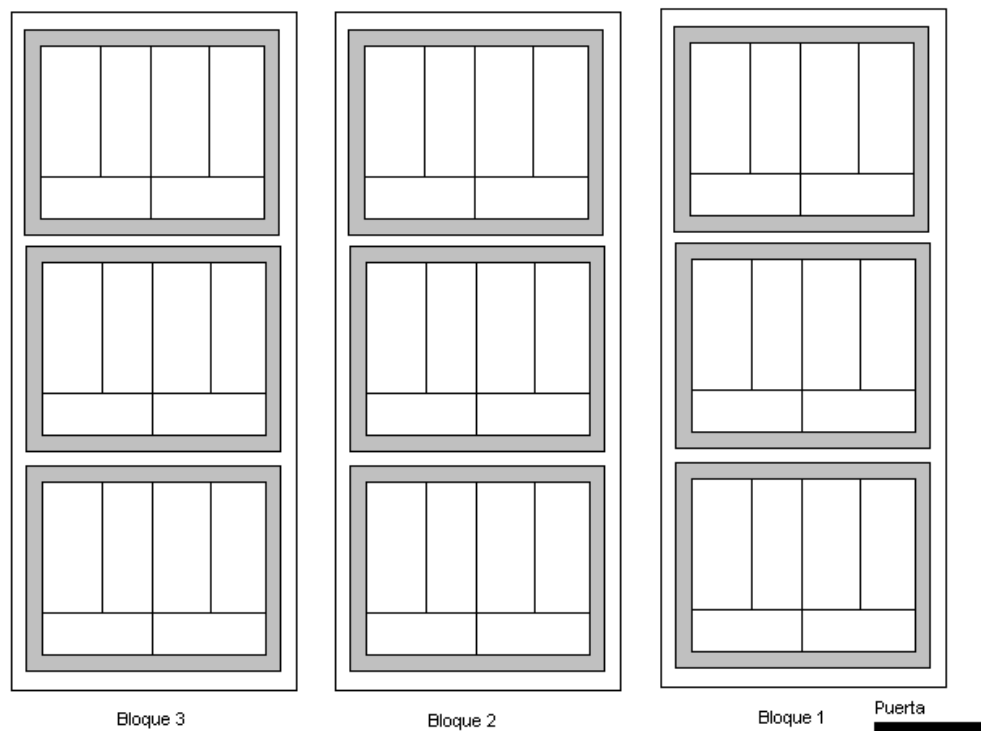


Figura 2. Distribución espacial del diseño dentro del invernadero.

- Parcela grande (Método de fertilización)
- Parcela pequeña (Tipo de sustrato).

El modelo que describe los datos es el siguiente:

$$y_{ijk} = \mu + \alpha_i + P_k + (\alpha P)_{ik} + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + e_{ijk}$$

μ : Factor común entre las parcelas

α_i : Factor parcela grande

P_k : Bloque

$(\alpha P)_{ik}$: error de la parcela grande

β_j : Parcela pequeña.

$(\alpha\beta)_{ij}$: Interacción factor A*B

e_{ijk} : error.

3.5. Material experimental

El material experimental corresponde a plántulas de chile dulce (variedad Nataly provenientes de semillas de la F2) y plántulas de tomate de crecimiento determinado (variedad Hay slipt).

Como recipiente se utilizaron bandejas plásticas de 128 celdas en forma de pirámide invertida. Dentro de cada bandeja se estableció una parcela efectiva de 48 celdas de las cuales se tomaron 12 plántulas distribuidas de manera aleatoria para la medición de las variables de altura, grosor de tallo y número de hojas. Las plántulas fuera de la parcela efectiva se utilizaron para la medición de las variables de largo de raíz, volumen radical, peso fresco y peso seco (Figura 3). En su totalidad se obtuvieron 6912 plántulas de tomate y 6912 plántulas de chile dulce de las cuales se utilizaron 1620 plántulas de cada cultivo en la realización del experimento.

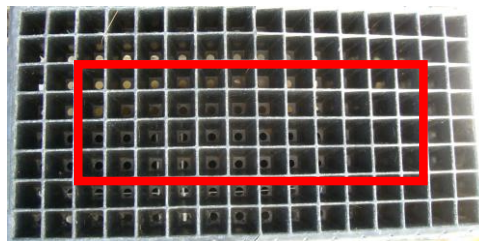


Figura 3. Bandeja mostrando parcela efectiva.

3.6. Variables a evaluar durante el desarrollo del estudio

El estudio se realizó durante los meses de noviembre-diciembre del 2006 (cultivo de tomate) y en los meses de Febrero-Abril del 2007 (chile dulce).

El experimento se dividió en dos etapas principalmente:

- Primera etapa. Variables asociadas al sustrato: caracterización y análisis de las propiedades físicas (porosidad total, retención de humedad y densidad aparente); químicas (contenido nutricional, pH y CE) y; microbiológicas (hongos, actinomicetes y bacterias).
- Segunda etapa. Medición de variables asociadas al crecimiento: evaluación agronómica de las plántulas (germinación, altura, grosor de tallo, número de hojas, largo de raíz, volumen de raíz y peso seco) y; medición de las condiciones ambientales (temperatura, humedad relativa e intensidad lumínica).

3.6.3. Caracterización de los sustratos

3.6.3.1. Acondicionamiento de los sustratos

Todos los sustratos se pasaron por un tamiz de 3mm de diámetro de celda, esto con el fin de uniformizar el tamaño de las partículas; una vez listos se prepararon las respectivas mezclas con las materias primas seleccionadas en una relación 1:1.

3.6.3.2. Evaluación de propiedades físicas

- Porosidad total y retención de humedad

Para la determinación de las propiedades físicas de porosidad total y capacidad de retención de humedad (Figura 4) se procedió a colocar 2l de sustrato en un recipiente de volumen conocido al cual se le añadió agua gradualmente hasta saturar el medio (dejándolo estabilizar por un periodo de 15 minutos); seguidamente se procedió a retirar la tapa de la base del recipiente (provista de un filtro para evitar la salida del sustrato) dejando drenar el agua y recogiéndola en un recipiente para la medición del volumen (beaker, probeta).

Posteriormente cada sustrato fue pesado e introducido al horno a 60°C por un periodo de 72 horas hasta peso constante para la determinación del peso húmedo y el peso seco (se realizaron cuatro repeticiones por sustrato).

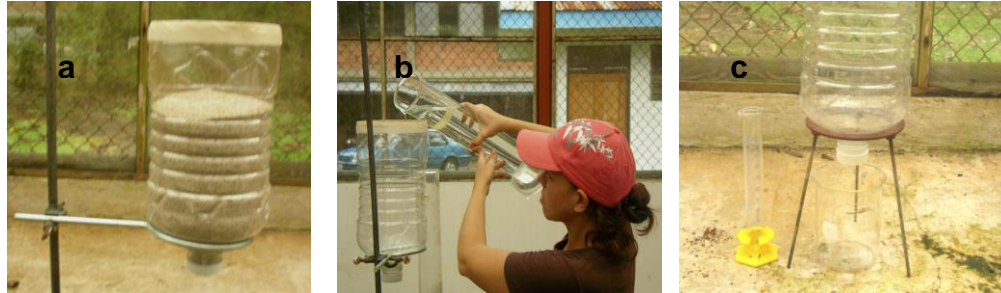


Figura 4. Metodología empleada en la elaboración de las pruebas de retención de humedad. a) se coloca el sustrato en un recipiente de volumen conocido, b) se satura el medio; c) se deja drenar.

La porosidad total (en base al v/v) se determinó mediante la siguiente ecuación (Quesada, 2001):

$$\text{Porosidad total} = \frac{(\text{PSH} - \text{PSS}) + \text{Volumen drenado}}{\text{Vol. de sustrato}} * 100$$

PSH: peso del sustrato húmedo
PSS: peso sustrato seco

La capacidad de retención (en base al volumen v/v) se determinó, mediante la siguiente ecuación (Quesada, 2001):

$$\text{Capacidad de retención de humedad}^* = \frac{(\text{PSH} - \text{PSS})}{\text{Vol. de sustrato}} * 100$$

PSH: peso del sustrato húmedo
PSS: peso sustrato seco

Porcentaje de humedad después de la saturación y drenaje.

- **Densidad Aparente**

Para la medición de densidad aparente (Figura 5) se llenaron seis potes o macetas con los diferentes sustratos a los cuales se les aplicó riego (con una regadera) por un periodo de cuatro días, permitiendo el drenaje natural de las muestras. Finalmente, utilizando cilindros de volumen conocido (86.70cm³) se recolectaron las muestras húmedas las cuales se llevaron al laboratorio para ser

pesadas y secadas al horno a 60°C por un periodo de 72 horas hasta peso constante; finalmente se determinó el peso seco de cada muestra para la determinación de densidad aparente (se realizaron cuatro repeticiones de cada muestra).



Figura 5. Metodología empleada en la determinación de densidad aparente. a) se introduce el cilindro al sustrato, b) se saca el cilindro, c) se lleva al laboratorio para ser secado.

La determinación de la densidad aparente se realizó mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Densidad aparente} = \frac{\text{Peso seco del sustrato (g)}}{\text{Volumen del sustrato (ml)}}$$

3.6.3.3. *Análisis químico*

Los análisis químicos se realizaron en el Laboratorio de CAFESA, para esto se recolectaron muestras de 250 g aproximadamente las cuales fueron colocadas en bolsas plásticas debidamente selladas y rotuladas para su transporte al laboratorio. En el análisis de las muestras se determinó el contenido nutricional (N-NH₄ (nitrógeno amoniacal), N-NO₃, P, K, Mn (manganeso), Mg (magnesio), Fe (hierro), Cu (cobre), Zn (cinc), y Ca), el pH y la conductividad eléctrica de los sustratos.

La metodología utilizada es la de extracto saturado desarrollada por la Universidad Estatal de Michigan (1983; citados por Quesada, 2001) en la que una muestra de medio (400 ml) es saturada con agua destilada hasta formar una pasta que se mantiene en equilibrio por una hora. Posteriormente, se filtra el sustrato

saturado en un embudo Buchner mediante la utilización de una bomba de vacío, este extracto filtrado es analizado con un espectrofotómetro de llama para la lectura del Ca, Mg, P, Fe, Zn, Cu, Mn y Na. El N-NH₄; N-NO₃ y el P se determinan mediante un colorímetro.

3.6.3.4. Análisis microbiológico

Los análisis microbiológicos se realizaron en el Laboratorio propiedad del Dr. Miguel Obregón ubicado en la provincia de Heredia; de igual manera se recolectaron muestras de aproximadamente 250 g las cuales se llevaron al laboratorio para su respectivo análisis. La metodología empleada fue la establecida por el laboratorio; así de manera general el procedimiento se realizó de la siguiente manera:

1. **Medición del pH:** Para la medición del pH se colocó en un beaker 10 g de sustrato con 25 ml de agua esterilizada y se procedió a realizar la medición con el lector de pH previamente calibrado.
2. **Preparación de las muestras:** Para dicho fin se colocaron 10 g de cada sustrato en 100 ml. de agua estéril. De la solución madre se tomó 1 ml el cual fue colocado en un primer tubo de ensayo (con 9 ml de agua esterilizada) para obtener una concentración de 10⁻², de este primer tubo se tomó 0,5 ml el cual se colocó en un segundo tubo para obtener una concentración de 10⁻³ y así sucesivamente se fueron realizando las diluciones hasta obtener un quinto tubo con una concentración de 10⁻⁶ al cual se le extrajo 1 ml y se descartó. Repitiendo dicho procedimiento en las seis muestras.
3. **Siembra de las muestras:** Este procedimiento se llevó a cabo bajo las más estrictas normas de asepsia en una cámara de transferencia previamente sometida a luz ultravioleta y desinfectada con alcohol. Cada muestra requirió de un medio especializado para el crecimiento de los diferentes microorganismos: **Agar nutritivo** para el crecimiento de bacterias aeróbicas y anaeróbicas; **PDA + ácido láctico** para el crecimiento de hongos y **Medio actinomicetes** para el crecimiento de actinomicetes.

Para el crecimiento de hongos y bacterias anaeróbicas, se colocó 1 ml de la concentración 10^{-3} en dos cajas petri, para la determinación de actinomicetes se colocó 1 ml de la concentración 10^{-4} en una caja petri y para bacterias aerobias 1 ml de la concentración 10^{-6} . Finalmente las cajas fueron colocadas en una cámara a 28°C durante cinco días con excepción de las muestras utilizadas en la determinación de bacterias anaerobias las cuales son colocadas en una jarra especial a la cual se le añade un sobre con medio especial para extraer el oxígeno de la misma.

3.6.2. Evaluación en el invernadero

La preparación de los sustratos se realizó en un área ubicada contiguo al invernadero, para dicho fin se procedió en primera instancia a preparar el volumen requerido de cada medio, en el caso de las mezclas se procuró conservar la proporción de distribución de las partículas lo más homogénea posible, la mezcla de los sustratos se realizó manualmente.

El proceso de desinfección de los sustratos se realizó mediante dos métodos: solarización y desinfección química; de esta manera para el proceso de solarización cada sustrato fue colocado sobre un plástico, seguidamente se añadió agua hasta humedecerlo completamente y finalmente se cubrió en su totalidad con otro plástico dejándolo reposar por un periodo de 6 días dentro del invernadero.

Una vez finalizado el proceso de solarización se procedió al llenado de las bandejas y a la desinfección por el método químico utilizando un Funguicida Vitavax en una proporción de 2,5 g/l el cual fue aplicado de manera homogénea en las bandejas por medio de una bomba de espalda 5 días antes de la siembra.

La siembra se realizó de manera manual, las bandejas se humedecieron se cubrieron con plástico negro y se colocaron en una cámara de germinación a una temperatura promedio de $28-32^{\circ}\text{C}$ durante un periodo de siete a ocho días en caso del chile dulce y de cuatro a seis días en el tomate (Anexo 2).

Una vez en el invernadero se procedió a la distribución espacial de las bandejas según el diseño y al manejo agronómico respectivo. El riego de las plántulas se realizó por medio de un brazo móvil del ancho de las mesas de trabajo provisto con tres microaspersores colocados a una distancia de 40 cm cada uno, este se realizó con una frecuencia de dos a tres veces por día dependiendo de las condiciones climáticas (Anexo 3).

Para la elaboración y aplicación de la solución nutritiva se utilizó un tanque colocado en la parte alta del invernadero provisto por una manguera y una terminación de la misma en forma de aspersor. La aplicación de la solución nutritiva se realizó por gravedad (Anexo 4).

3.6.2.1. Fertilización

Para la fertilización incorporada al sustrato se utilizó la fórmula propuesta por Hernández. (1997) (Anexo 5). Las fuentes fertilizantes utilizadas fueron 189 g/m³ de K-MAG (22%K-18%Mg); 560 g/m³ de 10-30-10; 317,4 g/m³ de Cloruro de Potasio (KCl, 60% K) y 7 g/m³ de Fertilón combi 2®. Cada fertilizante fue pesado por separado en una balanza granataria, macerado con un mortero a excepción del Fertilón e incorporado de manera gradual y homogénea previo a la siembra en los diferentes sustratos.

Para la elaboración de la solución nutritiva se modificó la fórmula propuesta por Gil y Sánchez (2003) (Anexo 6) la cual fue modificada de acuerdo a los fertilizantes disponibles. Las fuentes utilizadas fueron; 1228 gr. de Nitrato de Calcio (Ca(NO₃)₂; 16,5%N-23,5%Ca); 477g KCl (60% K); 950 g de Sulfato de Magnesio (MgSO₄, 10%Mg-13%S); 371,3 g de Fosfato monoamónico (NH₄H₂PO₄, 23,5%P-11%N) y Fertilón combi® en 1000 l de agua. Para la aplicación de la solución se manejaron diferentes rangos de conductividad eléctrica (0, 5; 1 y 1,5) la cual se fue incrementando gradualmente de acuerdo a la edad de las plántulas. Mediante la utilización del papel de pH se controló el pH de la solución diariamente. Al tratamiento testigo sólo se le aplicó riego durante toda la etapa del almácigo.

3.6.2.2. Variables de crecimiento

- Porcentaje de germinación.

En la determinación del porcentaje de germinación y sobrevivencia se hizo una primera prueba *in Vitro* (laboratorio) en la cual se colocaron 30 semillas de cada cultivo en 3 cajas petri (10 semillas/ caja) con papel filtro humedecido las cuales se pusieron en un lugar oscuro para la determinación de porcentaje de germinación.

En el invernadero, las bandejas fueron colocadas en una cámara de germinación oscura a una temperatura promedio de 28-32 °C, posteriormente se realizó un conteo del número de plántulas germinadas por bandeja (a los 8 DDS para el chile dulce y a los 6 DDS para el tomate).

- Altura de plántula, grosor de tallo y número de hojas.

La medición de altura de planta se realizó durante toda la etapa del almácigo cada dos días, se hizo con una regla (graduada en centímetros) desde la base de la planta hasta el meristemo apical de la planta. El grosor de tallo se realizó en la base de la planta mediante la utilización de un calibrador graduado en centímetros (cada dos días) (Figura 6). El conteo de las hojas se realizó a partir de la salida de la primera hoja verdadera contando únicamente las hojas salidas en su totalidad.

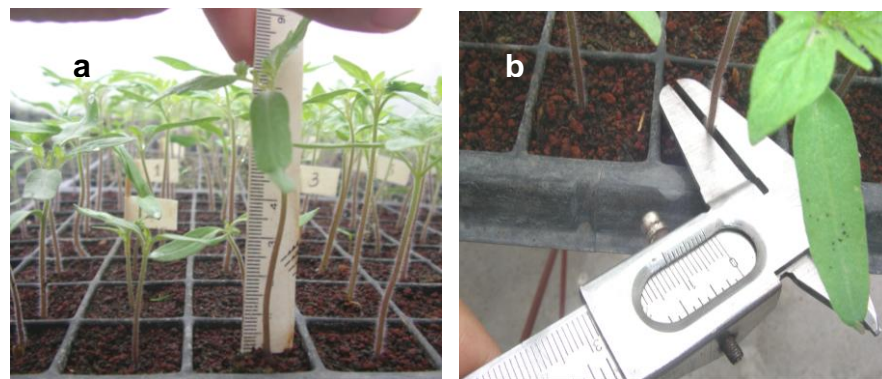


Figura 6. Metodología empleada en la medición de las variables altura de planta y grosor de tallo; a) medición de altura de plántula, b) medición de grosor de tallo.

Para la toma de datos en el laboratorio se procedió en primera instancia a realizar un lavado minucioso de las raíces para eliminar el sustrato, posteriormente se midió el largo de la raíz desde el inicio de la misma hasta la ramificación más larga, esto se logró mediante la utilización de una regla (graduada en centímetros); la medición del volumen radical se obtuvo al introducir la raíz en una probeta (con agua) con capacidad para 5 ml tomando el dato del volumen desplazado por la misma (Figura 7). La determinación de estas variables se realizó cada dos días tomando dos plántulas por bandejas para dicha medición.

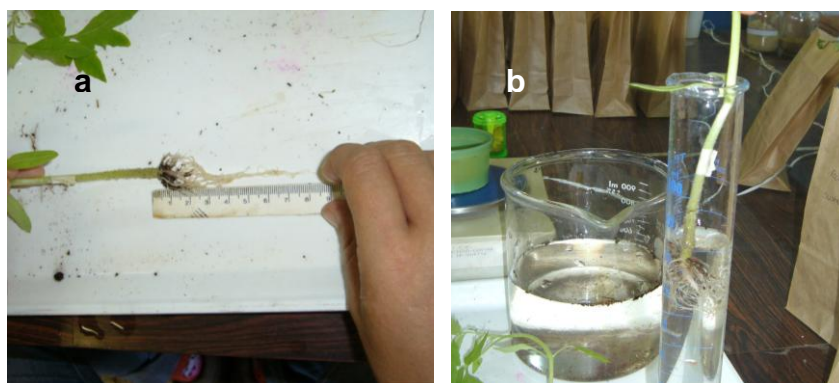


Figura 7. Metodología empleada en la medición de las variables largo y volumen de raíz; a) medición de largo de raíz, b) medición de volumen radical.

La determinación del peso fresco se obtuvo mediante la utilización de una balanza granataria (300 g), finalmente las muestras fueron introducidas al horno a 60 °C por 72 horas para el proceso de secado y determinación del peso seco.

3.6.2.3. *Condiciones climáticas*

Las condiciones ambientales de temperatura, humedad relativa e intensidad lumínica se tomaron diariamente cuatro veces al día en los intervalos de 6:00-7:00 a.m. de 9:00-10:00 a.m., 12:00-1:00 p.m. y 3:00-4:00 p.m.; esto se realizó mediante la utilización de sensores especializados conectados a una calculadora ti-92 y al USBL (Anexo 7); de manera conjunta se documentaron los datos de temperatura con un termómetro de pila (máximas y mínimas) y en algunas ocasiones se utilizó un luxómetro de mano esto con el fin de comparar los datos y precisar la exactitud de los instrumentos utilizados.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Caracterización de los sustratos

Cuando se desea utilizar un nuevo sustrato en la producción de almácigos se debe realizar en primera instancia una caracterización minuciosa de sus propiedades físicas, químicas y microbiológicas; la oportunidad de aprovechar gran cantidad de materiales depende de un buen conocimiento de estas propiedades ya que nos permite determinar las técnicas de manejo pertinentes (contenedor, riego, fertilización, etc.) (Castilla, 2005).

4.1.1. Propiedades físicas

La caracterización de las propiedades físicas de un sustrato estudia la distribución volumétrica del material sólido, el agua y el aire (Abad y Noguera, 2000). Cuando hablamos de densidad aparente (Cuadro 10) de un sustrato valores inferiores a $0,2 \text{ g/cm}^3$ se consideran como ideales, del mismo modo Abad (1995) establece que bajo condiciones de invernadero donde el viento no es un factor limitante la densidad aparente puede ser tan baja como $0,15 \text{ g/cm}^3$. Por esta razón; tanto el germinating mix como la fibra de coco presentan valores óptimos de densidad aparente siendo de $0,20$ y $0,15 \text{ g/cm}^3$ respectivamente; la mezcla de estos dos sustratos con abono orgánico (lombricompost) en una relación 1:1 afectó la característica de densidad aparente incrementando su valor final, dicho valor puede disminuirse considerablemente modificando la relación sustrato: abono, ya que el abono tiende a incrementar la densidad aparente del medio debido a sus características físicas.

Tanto la arena roja como la mezcla de ésta con abono orgánico presentaron valores superiores a los óptimos permitidos para densidad aparente lo cual se puede traducir en una alteración en el crecimiento y desarrollo de las plántulas.

Cuadro 10. Densidad aparente, capacidad de retención y porosidad total de los sustratos utilizados en la producción de almácigos de tomate y chile dulce. San Carlos, 2007.

Código	Sustrato	Densidad aparente g/cm ³	Capacidad de retención (%)	Porosidad Total (%)
S1	Germinating mix	0,20	66,99	98,2
S2	Arena roja	1,00	11,42	60,6
S3	Fibra de coco	0,15	44,39	80,1
S4	Germinating + Abono*	0,33	55,88	90,2
S5	Arena roja + Abono	0,78	29,88	67,9
S6	Fibra de coco + Abono	0,33	48,83	90,1

* El abono utilizado en la realización de las mezclas fue lombricompost

Por su parte, la porosidad total se define como la proporción del volumen del sustrato de cultivo que contiene aire después de que dicho sustrato ha sido saturado con agua y dejado drenar. En cuanto a ésta característica se recomienda como ideal un porcentaje de 75-85% (Fonteno, 1996; citado por Quesada, 2001); los sustratos con mayor porcentaje de porosidad (Cuadro 10) son el germinating mix; el geminating mix + abono; la fibra de coco + abono y la fibra de coco (en orden descendente). Tanto la arena roja como la mezcla de ésta con abono presentaron un bajo porcentaje de porosidad total, lo cual puede influir en el desarrollo radical de las plántulas ya que existe una relación directamente proporcional entre la proliferación de raíces y la porosidad del sustrato (Singh y Sainju, 1998; citados por Quesada, 2001).

Abad *et al* (1999) consideran que aquellos sustratos que presenten al menos un 50% de capacidad de retención de agua son óptimos para su utilización en la producción de almácigos, de aquí que tanto el germinating mix como la mezcla de éste con abono presenten un adecuado porcentaje de capacidad de retención, 66,99 y 55,88% respectivamente (Cuadro 10); caso contrario la fibra de coco necesita ser mezclada con abono orgánico para mejorar su capacidad de retención ya que por sí sola retiene menor cantidad de agua. En tanto que, la arena roja sola y en mezcla no retiene la suficiente cantidad de agua por lo que su utilización como sustrato hortícola puede significar un control más riguroso de las

necesidades hídricas de las plántulas y por lo tanto un mayor número de riegos por día.

En términos generales, la mezcla de abono orgánico (lombricompost) con los diferentes sustratos alteró sus propiedades físicas; en el caso del germinating mix de manera negativa, ya que este sustrato por sí solo presenta valores óptimos de densidad aparente, capacidad de retención y porosidad total y la adición de abono en mezcla afectó dichas características. Por el contrario, la fibra de coco necesita utilizarse en mezcla con abono orgánico para mejorar sus propiedades físicas; sin embargo la relación 1:1 no parece ser la más adecuada por lo que se debe realizar un ensayo variando la relación sustrato:abono, buscando aquella que mejore sus características físicas. Además, según Arenas *et al* (2002) es notorio como en almácigos sembrados con un porcentaje mayor al 50% de fibra de coco existe una reducción en el crecimiento de la planta, lo cual puede estar asociado a una fuerte inmovilización del N por acción de microorganismos y a una alta relación C/N.

En términos de propiedades físicas óptimas, la arena roja sola o en mezcla no parece representar un sustrato adecuado para la germinación y crecimiento de las plántulas, ya que a partir del análisis físico realizado no se obtuvieron buenos resultados que respalden su utilización para dicho fin; quizás podría usarse en proporciones diferentes a las utilizadas en el experimento buscando una relación (arena: abono) más adecuada que mejore sus propiedades físicas.

A pesar de que las propiedades de densidad aparente, porosidad y retención de humedad interactúan para dar un resultado físico, no se encuentra una relación proporcional directa o indirecta al analizar las variables independientemente (Cornell Cooperative Extensión, citados por Quesada 2001). Es decir, un mayor porcentaje de porosidad no representa necesariamente una menor retención de humedad o una menor densidad de masa.

4.1.2. Propiedades químicas

Desde el punto de vista químico, el sustrato debería ser químicamente inactivo, es decir; no debe absorber ni suministrar ningún elemento nutritivo, puesto que esto representa una alteración en la fertilización que se aplica. Dentro del análisis químico, tanto el pH como la conductividad eléctrica son de suma importancia ya que son los que más influyen sobre el ambiente radicular (rizosfera) donde se desarrollan las raíces de las plántulas (Quesada, 2001).

La mayor parte de los cultivos hortícolas requieren un pH entre 6 y 7; Abad *et al* (1999) recomiendan un pH de 5,3-6,5 para la producción de almácigos hortícolas; por lo tanto todos los sustratos analizados presentan un valor de pH aceptable que varía de 6,1-7,4 (Cuadro 11).

En relación a la conductividad eléctrica (Cuadro 11), Florian (1997) considera que valores superiores a 3,5 mS/cm son excesivos, por lo tanto de los sustratos seleccionados el germinating mix, la arena roja y la fibra de coco presentan valores óptimos de conductividad eléctrica, por el contrario aquellos sustratos en mezcla a los que se les adicionó abono orgánico: germinating mix + abono (sustrato 4), arena roja + abono (sustrato 5) y fibra de coco + abono (sustrato 6) presentaron valores muy altos de CE siendo de 11,07; 14,08 y 8,94 mS/cm respectivamente.

En muchos casos cuando se requiere de la escogencia de un tipo de sustrato, se deja de lado el contenido nutricional del mismo debido a que existe la tendencia a utilizar sustratos químicamente inertes, además; en caso de que exista una deficiencia nutricional ésta se puede corregir mediante ajustes en la fertilización. De acuerdo a los resultados obtenidos (Cuadro 11), se observó que en el caso del germinating mix, la arena y la fibra de coco la concentración de nutrientes es mínima siendo esta característica deseable en los sustratos destinados a la producción de almácigos.

Cuadro 11. Concentración de nutrimentos, conductividad eléctrica y pH de los sustratos utilizados en la producción de almácigos de tomate y chile dulce. San Carlos, 2007.

Código	Sustrato	mg/l										pH	CE mS/cm
		N-NH ₄ 0-20	N-NO ₃ 35-200	P 3-50	K 35-300	Ca 40-200	Mg 20-100	Fe 0,3-3	Cu 0,01-5	Zn 0,3-3	Mn 0,02-3		
S1	Germinating mix	0,97	8,56	0,96	9,60	15,40	1,24	Tr	0,01	0,29	0,08	6	1,20
S2	Arena roja	0,18	5,3	1,0	16,7	32,8	8,1	1,6	Tr	Tr	0,4	7,2	0,13
S3	Fibra de coco	0,03	4,0	7,9	240,5	18,3	6,7	1,0	Tr	Tr	0,4	6,1	0,71
S4	Germinating + Abono	2,64	929,3	28,4	4639,3	259,1	142,2	1,4	0,2	0,3	0,5	7,2	11,07
S5	Arena roja + abono	4,06	1242,4	23,2	6231,3	285,7	143,2	1,7	0,4	0,2	0,5	7,4	14,08
S6	Fibra de coco + abono	1,85	652,0	50,7	4987,6	173,1	131,0	1,5	0,2	0,2	0,7	7,0	8,94
	Agua	1,1	0,3	0,8	14,6	26,6	9,5	0,9	Tr	Tr	0,4	-	-
	Lombricompost	8,24	2409,3	27,5	8271,1	481,2	152,6	2,3	0,6	0,3	0,6	7,3	24,1

Por su parte los niveles de fósforo encontrados son aceptables en todos los sustratos ya que dichos valores se encuentran dentro del rango permitido según lo indicado por Molina (1999) este rango debe estar entre 3-50 mg/l.

Todos los sustratos presentan valores normales de $N-NH_4$; sin embargo, los altos niveles de abono orgánico incrementan la concentración de $N-NO_3$, K, Ca y Mg en los sustratos en mezcla.

Para el caso específico de la fibra de coco el contenido de Ca (sustrato solo) fue mínimo; por el contrario al ser mezclado con abono orgánico este sube a 173,1 mg/l considerado como normal ya que según Molina (1999) el rango permitido en un sustrato debe ser de 40-200 mg/l. En cuanto a la concentración de microelementos, el Fe, Cu, Zn y Mn se encuentran dentro de los rangos óptimos permitidos en todos los sustratos según Molina (1999).

4.1.3. Propiedades microbiológicas

Los sustratos deben poseer una serie de características que lo hagan apto para su uso en la producción de almácigos; entre ellas “**ser biológicamente inerte**” es decir; estar libre de microorganismos patógenos y semillas de malas hierbas. Es de suma importancia analizar la población microbiana de los sustratos que se van a utilizar; o bien realizar un proceso de esterilización previo a la siembra que elimine o disminuya en gran medida la población de microorganismos patógenos (Castilla, 2005).

En muchos casos, la incorporación de abono orgánico (compost) supone la incorporación de una amplia gama de microorganismos en su mayoría benéficos que participan en el proceso de compostaje sin embargo; en condiciones poco controladas de manejo, se pueden encontrar microorganismos patógenos que afecten el crecimiento y desarrollo de las plántulas (Coyne, 2000).

Cuadro 12. Resultados de análisis microbiológico de los sustratos utilizados en la producción de almácigos de tomate y chile dulce (previo a la siembra). San Carlos, 2007.

Sustrato	pH	Medio AN (bacterias)		Actino actinomicetes (10 ⁴)	PDA acidificado (hongos) (10 ³)	Observación
		Bacterias anaeróbicas (10 ³)	Bacterias aerobias (10 ⁶)			
Fibra de coco	6.08	<10 ³ UFC/gr.	<10 ⁶ UFC/gr.	2*10 ⁴ UFC	28*10 ³ UFC*	Los actinomicetes se caracterizan por el olor a tierra húmeda. En la muestra de PDA acidificado se aisló el hongo <i>Colletotrichum</i> de color negro.
Germinatin g mix	6.37	<10 ³ UFC/gr.	1.18*10 ⁷ UFC	8 * 10 ⁴ UFC	72*10 ³ UFC	En la muestra se encontró un hongo no patógeno denominado <i>Chyso sporium</i> .
Arena roja (tezontle)	6.92	<10 ³ UFC/gr.	28 * 10 ⁶ UFC	<10 ⁴ UFC	4*10 ⁻³ UFC	<i>Penicillium</i>
Abono orgánico	7.52	<10 ³ UFC	> 10 ⁶ UFC	44 *10 ⁴ UFC	>10 ³ UFC	En el PDA acidificado se encontraron <i>Aspergillus</i> , <i>Penicillium</i> , <i>Fusarium</i> de coloración rojiza y <i>Mucor</i> .
Agua		-	1.20*10 ⁷ UFC	< 10 ⁴ UFC	2 *10 ³ UFC	En la muestra se presentó un hongo omyceto de micelio no septado y <i>Phythium</i> .

* UFC = Unidades formadoras de colonias

Según Obregón (2006)^{1/}, un suelo o sustrato puede considerarse con riqueza microbiana cuando la concentración de microorganismos en los diferentes medios es la siguiente:

Cuadro 13. Concentración microbiana óptima para un sustrato (Obregón, 2006).

Medio	Microorganismo en el cultivo	Concentración
Agar nutritivo	Bacterias aeróbicas	$>10^6$ UFC
Agar nutritivo	Bacterias anaeróbicas	$< 10^3$ UFC
Actino	Actinomicetes	$> 10^4$ UFC
PDA acidificado	Hongos	$>10^3$ UFC (hongo no patógeno)

Esta riqueza microbiana se aplica a los microorganismos benéficos.

En el caso específico del abono orgánico (compost), la concentración de microorganismos presentes debe ser alta ya que en su producción intervienen gran cantidad de organismos (mesófilos y termófilos). Dentro de las bacterias más destacadas podemos encontrar: *Bacillus stearothermophilus*, *Clostridium thermocellum*, *Thermomonospora* y *Thermoactinomyces* y; dentro de los hongos más importantes destacan: *Geotrichum*, *Aspergillus* y *Mucor* principalmente (Coyne, 2000).

A partir del análisis microbiológico realizado a los diferentes sustratos (Cuadro 12) se logró establecer que la concentración de bacterias anaeróbicas es adecuada; en tanto que la concentración de bacterias aeróbicas es $>10^6$ en el abono orgánico, germinating mix y arena roja; siendo $<10^6$ UFC en la fibra de coco.

Por su parte, los actinomicetes pueden encontrarse en el suelo en poblaciones que van de 10^5 a 10^8 propágulos/g de suelo (Coyne, 2000); en un sustrato su concentración debe ser $>10^4$ UFC (Unidades formadoras de colonias; Obregón, 2006). En los diferentes sustratos, la población de actinomicetes es adecuada, principalmente en los materiales orgánicos (abono, fibra y germinating); mientras que en el material de origen mineral (arena roja) es menor, esto se debe a que la mayor parte de ellos son saprofitos; desarrollándose en la descomposición de la materia orgánica (Coyne, 2000).

^{1/} Obregón. M, 2006; comunicación personal)

Los hongos constituyen la fracción más grande de la biomasa microbiana, existen entre $2 \cdot 10^4$ a $1 \cdot 10^6$ propágulos fúngicos/g de suelo (Coyne, 2000); dentro de los hongos aislados se logró la identificación de *Penicillium sp* en la arena roja y el abono orgánico; *Colletotrichum sp* en la fibra de coco; *Chyso sporium sp.* (hongo no patógeno) en el germinating mix y; *Fusarium sp*, *Aspergillus spp.* y *Mucor spp* en el abono orgánico; no obstante como se mencionó anteriormente la presencia de los dos últimos es común en el compost; prestando mayor interés al hongo *Fusarium sp* el cual es patógeno de muchos cultivos principalmente solanáceas.

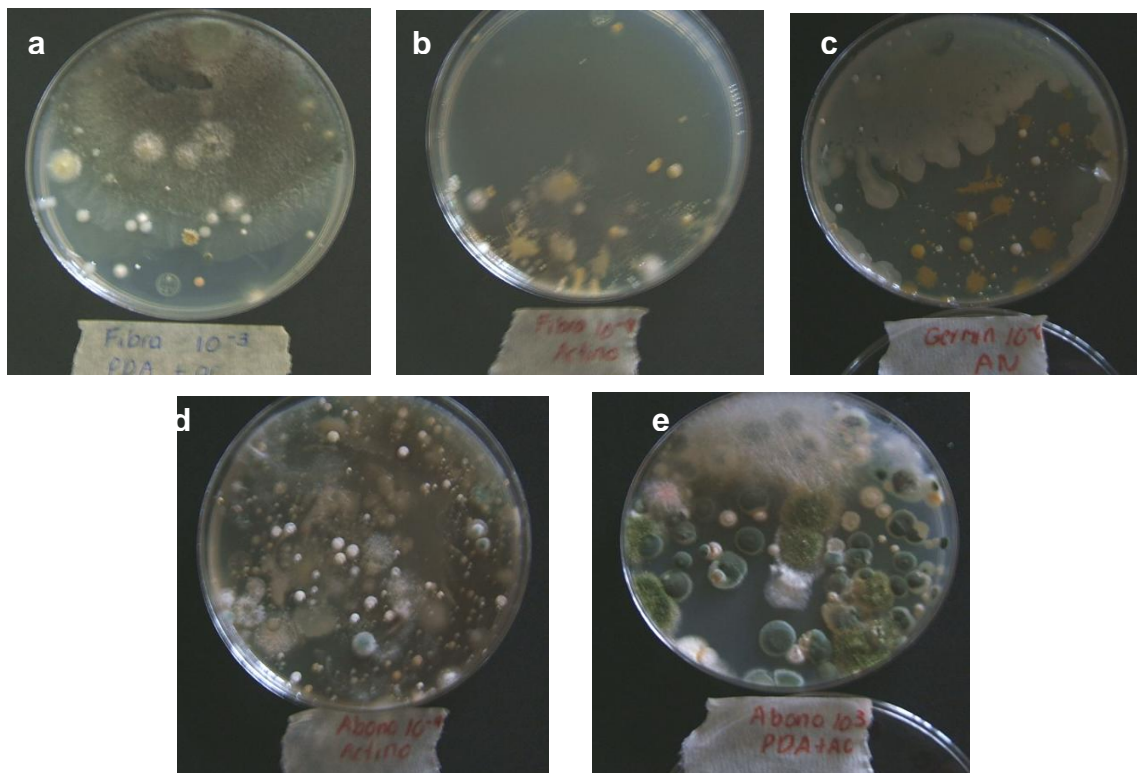


Figura 8. Cajas Petri de análisis microbiológico: a y b fibra de coco (PDA acidificado y medio actinomicetes respectivamente); c germinating mix (Agar nutritivo); d y e abono orgánico lombricompost (medio actinomicetes y PDA acidificado).

4.2. Evaluación agronómica

Después de la caracterización de los materiales, los ensayos de germinación y crecimiento hacen posible comprobar la aptitud del sustrato para el cultivo de plantas (Castilla 2005).

4.2.1. Días a emergencia y porcentaje de germinación

La germinación incorpora aquellos eventos que se inician con la absorción de agua por la semilla seca y terminan con la elongación del eje embrionario. El proceso concluye cuando la radícula penetra y atraviesa las estructuras que rodean al embrión, lo que frecuentemente se conoce como “germinación visible” (Herrera, 2002).

En la cámara de germinación (oscura, temperatura de 28-32°C), el cultivo de chile dulce requirió de un periodo de siete días para completar el proceso de germinación mientras que, el cultivo de tomate requirió de cinco días solamente para realizar dicho proceso.

Dentro de los requerimientos ambientales necesarios para la germinación se consideran esenciales el agua, el oxígeno y la temperatura; es por esto que bajo condiciones controladas de estos factores se logró establecer a nivel de laboratorio que el cultivo de tomate presentó un 70% de germinación mientras que el chile dulce obtuvo tan solo un 40%.

En lo que respecta al porcentaje de germinación en el invernadero; para el cultivo de chile dulce en promedio la germinación fue de 60%, esta fue poco uniforme en los diferentes sustratos siendo mayor en la fibra de coco (80%). Las diferencias en cuanto a germinación y emergencia de las plántulas de chile dulce se debió quizás a que como material de siembra se utilizaron semillas (Variedad Nataly) extraídas de frutos de F1 lo cual no aseguraba un alto porcentaje de germinación previamente comprobado en las pruebas; debido a esto se procedió a

colocar dos semillas por celda con el fin de asegurar una mayor cantidad de material para el transplante.

El cultivo de tomate presentó un porcentaje de germinación del 80% así mismo la fibra de coco obtuvo el mayor porcentaje de germinación (90%); siendo la arena roja la que presentó el porcentaje más bajo (25%).

En términos generales la incorporación de fertilizante al momento de la siembra parece influir en la germinación de las plántulas ya que este tratamiento fue el que presentó el porcentaje más bajo (30% en promedio); no obstante no se cuentan con datos de CE que puedan respaldar tal afirmación.

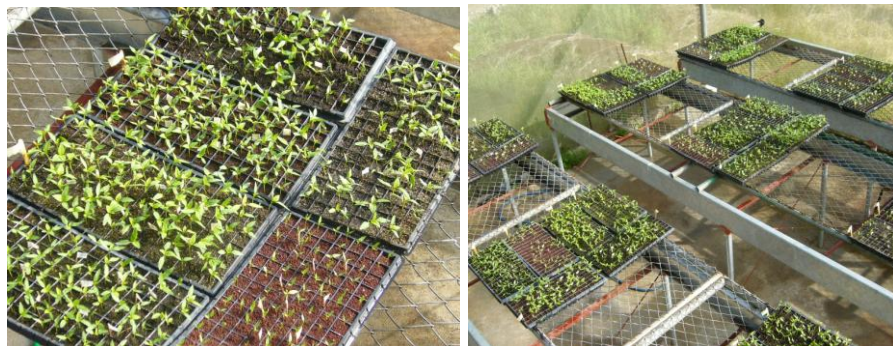


Figura 9. Plántulas de chile dulce en los diferentes sustratos mostrando germinación.

Como se muestra en la Figura 9 en el sustrato donde fue más notoria la diferencia de germinación de ambos cultivos fue en la arena roja, ya que como bien es cierto, la retención de humedad y el intercambio de gases son importantes para iniciar los procesos metabólicos que desencadenan la emergencia por lo que al ser la arena roja un material con baja capacidad de retención de humedad (11,42%) esto pudo afectar en gran medida la disponibilidad de agua necesaria para el proceso de imbibición de la semilla, a pesar de que a este sustrato se le aplicó agua con mayor frecuencia durante su estancia en la cámara de germinación.

La fibra de coco presentó en ambos casos el mayor porcentaje de germinación, no obstante debido a sus características presenta la particularidad de que una vez que las semillas germinadas emiten su radícula ésta no profundiza en el sustrato, sino que es expulsada hacia la superficie de la celda donde la plántula muere por efecto de la desecación, esto se presentó también en la arena roja pero con menor frecuencia.

Para el análisis de los datos obtenidos a partir de la medición de las variables de crecimiento se realizó un análisis de la varianza con la respectiva comparación de medias. El análisis estadístico mostró diferencias significativas entre los diferentes tratamientos; de manera independiente los resultados se analizaron por variables de la siguiente manera:

4.2.2. Altura de planta

La altura de una plántula está determinada por la longitud del tallo, el cual depende del número y longitud de los entrenudos (Leskovar 2001). Los resultados de altura de planta se presentan en los Cuadros 14 y 15, Figuras 10 y 11 (chile y tomate respectivamente).

Cuadro 14. Altura de plántulas de chile dulce (cm) en los diferentes tratamientos.

Fertilización	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
Testigo	9,66 cde	3,22 a	7,45 abcd	12 ef	9,27 bcde	13,4 efg
Fertirriego	11,77 def	4,84 a	13,02 ef	17,45 g	14,9 fg	14,65 fg
Incorporado	6,01 abc	4,45 a	5,07 ab	11,89 ef	9,23 bcde	11,57 defg

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

En promedio una planta de chile dulce alcanza una altura de 15-20 cm a los 35 días después de la siembra (DDS) lo cual se considera óptimo para su transplante al campo; sin embargo este crecimiento está supeditado a una serie de factores como lo son el aporte de agua, nutrientes, energía y aire (Leskovar, 2001). En esta variable se presentaron diferencias significativas por efecto del método de fertilización y del tipo de sustrato, así como de la interacción entre ambos factores (Cuadro 14).

Como se muestra en la Figura 10, las mayores alturas en el cultivo de chile se obtuvieron con la aplicación diaria de solución nutritiva; propiamente fue el sustrato 4 (Germinating + abono) el que alcanzó la mayor altura de plántula a los 35 DDS siendo ésta de 17,45 cm seguido por el sustrato 5 (arena roja+ abono) y el sustrato 6 (fibra de coco+ abono) con valores de 14,90 y 14,65 cm respectivamente.

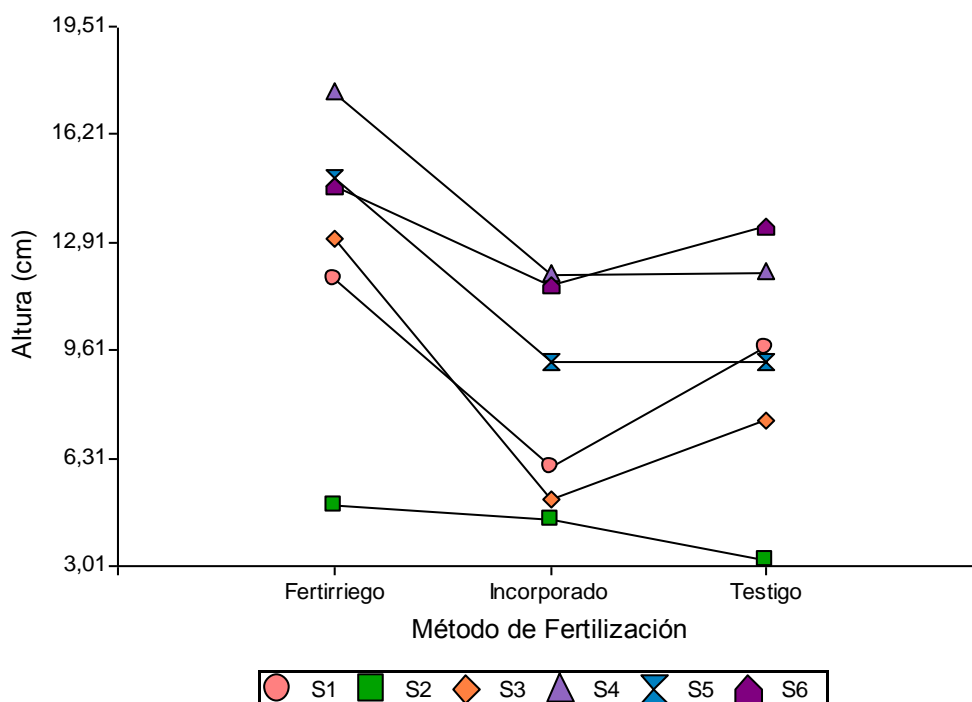


Figura 10. Altura de las plántulas (cm) de chile dulce en los diferentes tratamientos.

La altura de plántula presentó un incremento notable por efecto de la adición de abono orgánico a los diferentes sustratos (germinating mix, arena roja y fibra de coco) presentando diferencias significativas con respecto a la altura de las plántulas sembradas en los sustratos solos. Las alturas más bajas fueron de las plántulas que crecieron en la arena roja siendo significativa la diferencia con los demás sustratos. En cuanto al método de fertilización utilizado es evidente la disminución de la altura en los sustratos a los que se les incorporo el fertilizante previo a la siembra; las plantas del tratamiento testigo presentan alturas comprendidas entre 3,22(S2)–13,39cm(S6); sin embargo éstas no son

consideradas como adecuadas y por último; las plántulas a las que se les aplicó fertirriego presentaron la altura reportada como ideal para el transplante.

Entre los indicadores del vigor de las plántulas de tomate se encuentra la altura, que va de 20-30 cm (Villegas *et al*, 2000) a una edad de 28 días después de la siembra.

Cuadro 15. Altura de plántulas (cm) de tomate en los diferentes tratamientos.

Fertilización	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
Testigo	17,61 g	11,19 cde	10,91 cde	6,62 abc	16,15 efg	17,28 fg
Fertirriego	20,86 g	17,45 fg	17,08 fg	10,59 cd	19,35 g	17,32 fg
Incorporado	12,26 def	4,58 a	11,37 cde	10,21 bcd	5,02 ab	10,12 bcd

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

En el análisis de ésta variable (Cuadro 15, Figura 11.) las interacciones indican que el incremento en la altura de las plántulas se presenta por efecto del método de fertilización, sustrato y la interacción entre ambos factores.

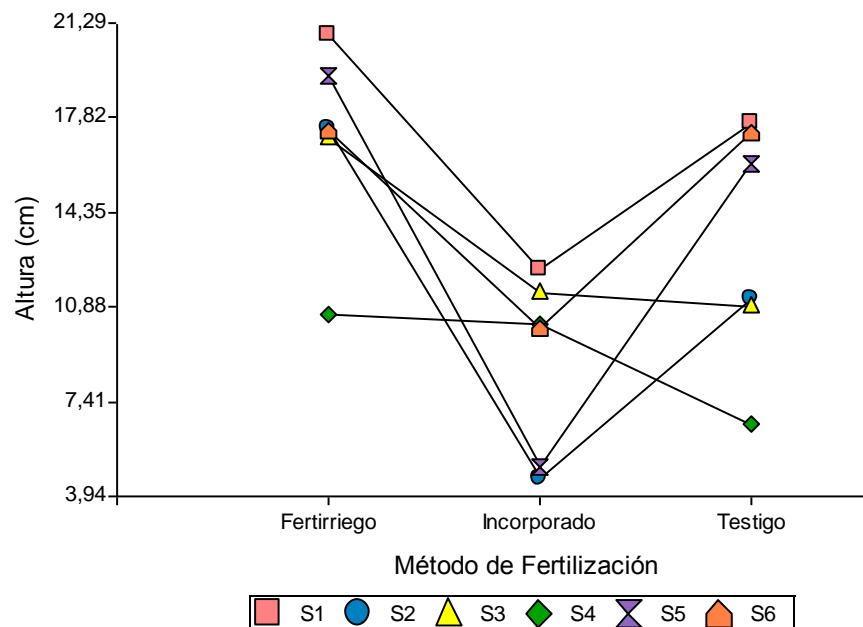


Figura 11. Altura de las plántulas (cm) de tomate en los diferentes tratamientos.

Las mayores alturas en el cultivo del tomate se obtuvieron con el método de fertirriego, así mismo fue el S1 (germinating mix el que obtuvo la máxima altura de 20,86 cm; seguido por el sustrato 5 (Arena roja + abono) con 19,35 cm.

La respuesta de las plántulas de tomate a la aplicación de fertirriego fue casi inmediata, por lo cual se infiere que al agotarse las reservas de la semilla, la planta utilizó los nutrimentos que están en la solución como fuente de energía para el proceso de división celular y desarrollo del tejido vegetal (Villegas *et al*, 2000)

Al igual que el chile dulce, los resultados obtenidos a partir de la incorporación del fertilizante previo a la siembra presentaron la menor altura y existen diferencias estadísticas con los demás tratamientos. Las plántulas que crecieron en el sustrato 2 y 5 (arena roja y la mezcla de ésta con abono) y fueron sometidas a este método de fertilización presentaron las alturas más bajas obtenidas.

4.2.3. Grosor de tallo

El endurecimiento o grosor del tallo reduce la succulencia de la planta; además cierra los estomas, baja la tasa de respiración de la planta y cambia el balance hormonal (incrementa el ácido absícico (ABA)) lo que en conjunto contribuye a disminuir la tasa de crecimiento (Leskovar 2001).

En términos generales una plántula de calidad se identifica por un tallo vigoroso, el grosor del tallo comúnmente esta relacionado con la dureza de la plántula; es decir un tallo de 0,4-0,5 cm es adecuado al momento del transplante.

Cuadro 16. Grosor de tallo (cm) de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos.

Fertilización	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
Testigo	0,3 bcd	0,2 a	0,3 bcd	0,3 bcd	0,3 bcd	0,4 cd
Fertirriego	0,3 bcd	0,2 ab	0,3 bcd	0,4 d	0,3 bcd	0,3 bcd
Incorporado	0,2 abc	0,2 ab	0,2 abc	0,4 cd	0,3 bcd	0,3 bcd

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

Al analizar la variable de grosor de tallo se logró establecer que existen diferencias significativas debido al efecto del método de fertilización y el tipo de sustrato así como de la interacción de estos en ambos cultivos (Cuadro 16).

En el cultivo de chile dulce (Figura 12) se reportaron valores de 0,2-0,4 cm con los tres métodos de fertilización. Los máximos valores de grosor de tallo (0,4 cm) se alcanzaron con el S4 (fertirriego e incorporado) y el S6 del tratamiento testigo.

El sustrato 2 (arena roja) fue el que presentó en los tres métodos de fertilización el menor engrosamiento del tallo alcanzando valores de 0,2 cm; esto debido quizás a la poca exploración que las raíces hacen en el medio producto de las limitaciones de orden físico que presenta este sustrato.

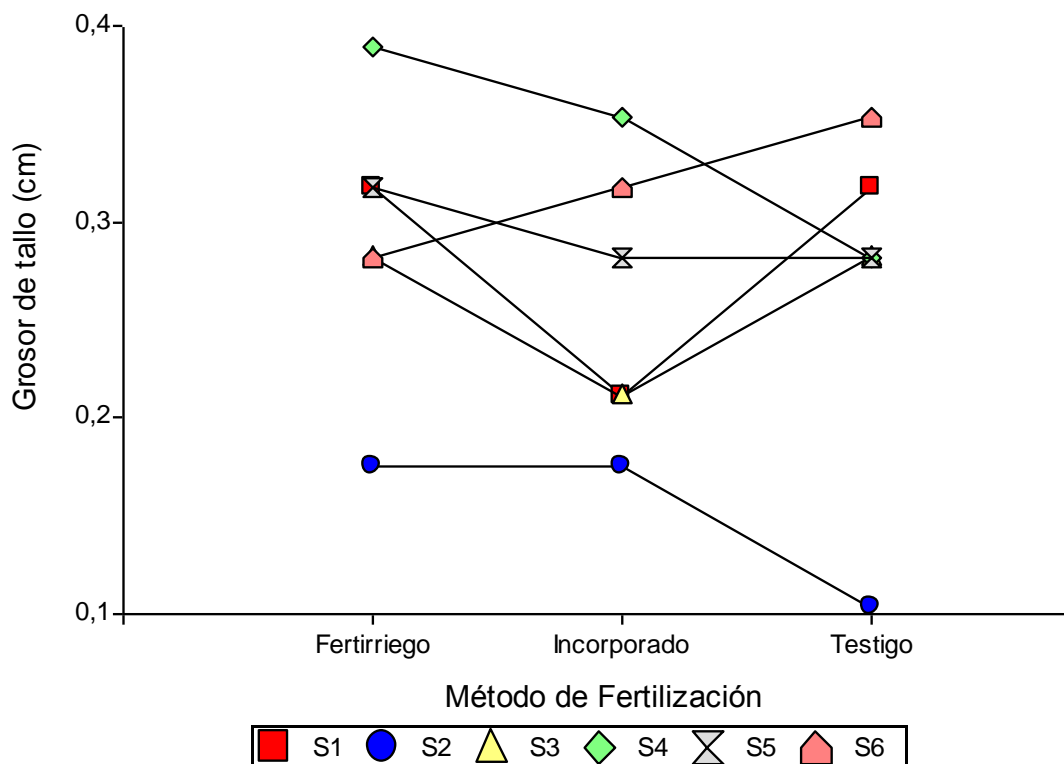


Figura 12. Grosor de tallo (cm) de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos

Cuadro 17. Grosor de tallo (cm) de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos.

Fertilización	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
Testigo	0,4 cd	0,3 abc	0,3 abc	0,3 abc	0,4 bcd	0,4 d
Fertirriego	0,4 cd	0,4 bcd	0,4 cd	0,4 bcd	0,4 cd	0,4 cd
Incorporado	0,4 cd	0,2 a	0,4 bcd	0,4 cd	0,3 ab	0,4 cd

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

En el cultivo de tomate (Cuadro 17, Figura 13) se alcanzaron valores de grosor de tallo de 0,4-0,5 cm en todos los sustratos a los que se les aplicó fertirriego excepto en el S2 cuyo valor osciló entre 0,2-0,4 cm; en el caso de los tratamientos a los que se les incorporó el fertilizante todos presentaron valores de 0,4 cm excepto los del sustrato 2 y la mezcla de éste con abono que presentaron valores de 0,2 y 0,3 cm respectivamente y por último el tratamiento testigo presentó un grosor de 0,3 cm (Sustratos (2, 3 y 4) y 0,4 (sustratos 1,5 y 6).

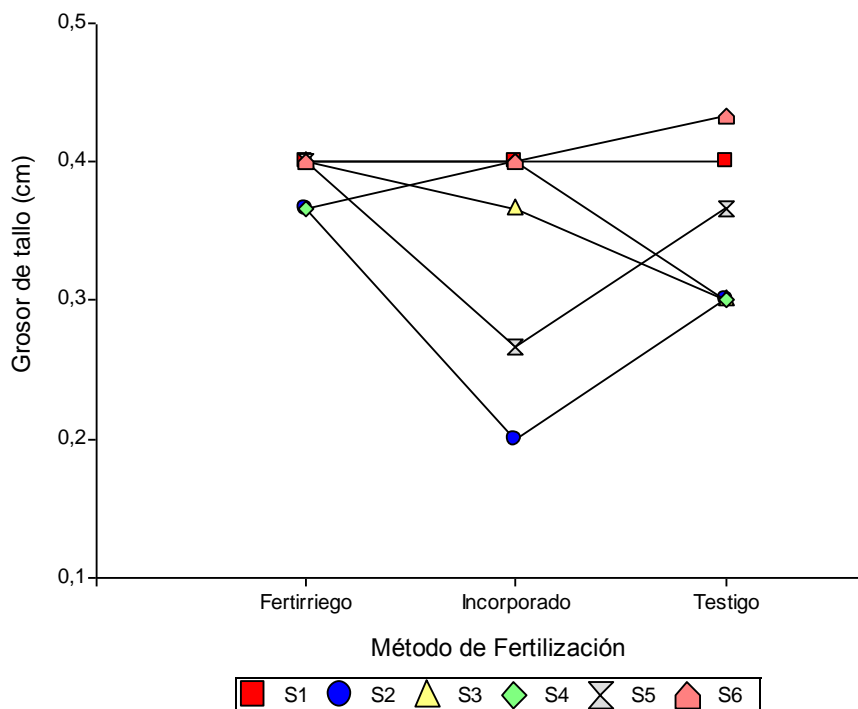


Figura 13. Grosor de tallo (cm) de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos.

En la Figura 14 se muestran plántulas de tomate las cuales cuentan con un grosor de tallo de 0,5 cm el cual le brinda el soporte necesario al momento del transplante.



Figura 14. Plántulas de tomate con grosor de tallo de 0,5 cm y dureza adecuada.

4.2.4. Número de hojas

El número de hojas es un parámetro que debe tomarse en cuenta cuando se evalúa la calidad de las plántulas. En ambos cultivos (Cuadros 18 y 19), existe un efecto del método de fertilización y del sustrato así como de la interacción de estos factores en el número de hojas.

Cuadro 18. Número de hojas de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos.

Fertilización	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
Testigo	6 def	2 a	5 cd	5 cde	4 c	6 ef
Fertirriego	7 f	4 bc	6 ef	7 f	7 f	7 f
Incorporado	4 bc	3 ab	4 bc	6 ef	6 ef	7 f

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

En el cultivo de chile dulce (Figura 15) el menor número de hojas se presentó en general con el sustrato 2 en los tres métodos de fertilización, mientras que la mayor cantidad de hojas (7) se obtuvo en el S1, S4, S5 y S6 (germinating, germinating + abono, arena + abono y fibra + abono) sometidos a la aplicación de solución nutritiva y el S6 (fertilizante incorporado).

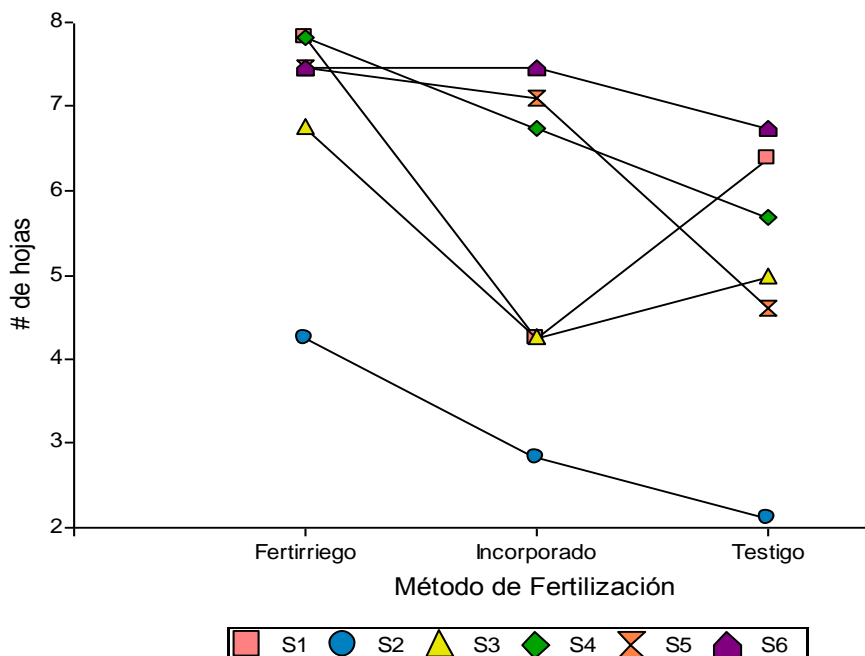


Figura 15. Número de hojas de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos.

En tanto que en los tratamientos donde el fertilizante fue incorporado se obtuvieron en su mayoría diferencias significativas entre los diferentes sustratos siendo el número de hojas de 6 en el S4 y S5; 4 en el S1 y S3; y 3 hojas en el S2. El tratamiento testigo obtuvo de 2-6 hojas; encontrándose en promedio 6 hojas en el S1 y S6; 5 hojas en el S3 y S4; 4 hojas en el S5 y; 2 hojas en el S2.

Las plántulas de tomate deberán permanecer en el semillero o almácigo hasta que hayan desarrollado 2-3 pares de hojas (Villegas *et al* 2000). El máximo de número de hojas obtenido fue de 4 (Cuadro 19, Figura 16).

Cuadro 19. Número de hojas de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos.

Fertilización	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
Testigo	3 abc	3 abc	3 abc	2 ab	3 abc	4 c
Fertirriego	4 bc	3 abc	3 abc	3 abc	4 bc	4 c
Incorporado	3 abc	2 a	3 abc	3 abc	2 ab	3 abc

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

Con el método de fertirriego se obtuvieron 4 hojas en el S1, S5 y S6 y; 3 hojas en el S2, S3 y S4. La incorporación del fertilizante en el sustrato disminuyó el número de hojas de las plántulas encontrándose 2 (S2 y S5) y 3 hojas (S1, S3, S4 y S6); mientras que el tratamiento testigo obtuvo de 2-4 hojas.

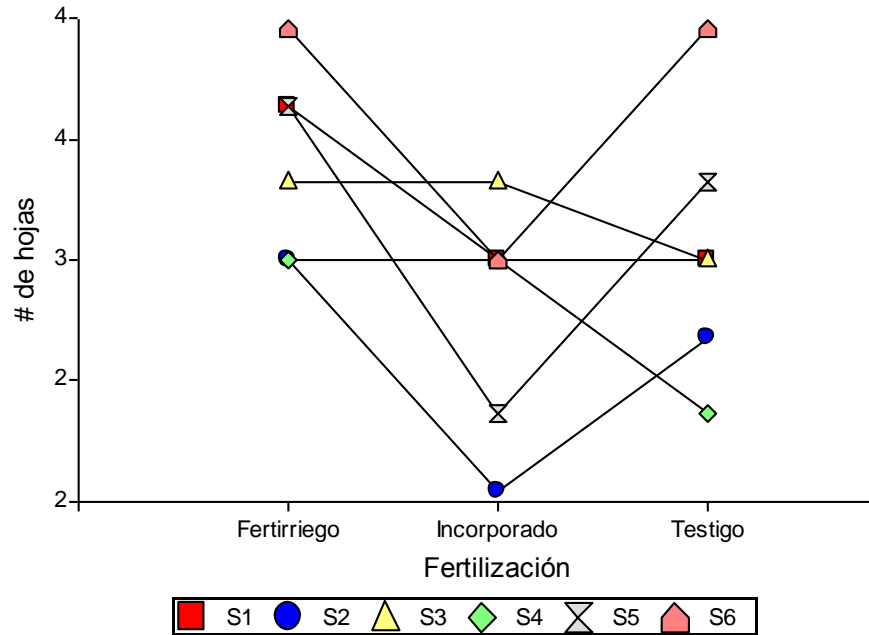


Figura 16. Número de hojas de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos.

Los métodos destructivos utilizados para evaluar el crecimiento vegetal son simples tanto en términos de equipo como en la habilidad técnica requerida para su empleo. Sin embargo demandan una gran cantidad de trabajo aun para procesar muestras pequeñas. Sus mayores desventajas son los errores de muestreo derivados de la cosecha de pocas plantas y de plantas diferentes en cada fecha de muestreo (Herrera).

4.2.5. Largo y Volumen radical

El sistema radicular tiene importantes funciones físicas y fisiológicas desde el inicio de la germinación y la emergencia, hasta el crecimiento y el desarrollo del transplante. El tamaño, morfología y arquitectura puede ejercer un control sobre el tamaño relativo y ritmo de crecimiento del tallo (Leskovar, 2001).

Las plántulas tienen una mayor tasa de crecimiento radicular. El establecimiento al trasplante depende de un desarrollo adecuado del sistema radicular y sus componentes morfológicos, los cuales son diferentes en plántulas en almácigo comparadas con plántulas establecidas por siembra directa (Leskovar 2001).

El crecimiento radicular esta restringido al volumen del medio y la zona de interfase medio/pared de la celda; inicialmente las raíces responden al geotropismo sin embargo, a cierto punto del desarrollo las raíces tienden a crecer de manera horizontal alrededor del medio en la interfase medio/celda, zona de menor crecimiento radicular como en el caso del germinating mix. En esta zona es posible que las raíces respondan menos al geotropismo y más a otro tipo de tropismo: hidrotropismo, oxtropismo (Leskovar, 2001).

En cuanto a esta variable se determinó que existe un efecto tanto del sustrato como de la fertilización y de la interacción de ambos factores en el crecimiento de la raíz (Cuadro 20).

Cuadro 20. Largo de raíz (cm) de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos.

Fertilización	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
Testigo	9,89 cdef	6,51 ab	11,3 f	10,75 ef	9,44 bcdef	8,42 abcdef
Fertirriego	10,31 def	6,49 a	7,79 abcd	9,25 abcdef	8,59 abcdef	8 abcde
Incorporado	8,84 abcdef	7,26 abc	10,03 cdef	8,32 abcde	8,65 abcdef	7,98 abcde

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

En el cultivo de chile dulce, (Figura 17) la máxima longitud de raíz se encontró en el sustrato 3 y 4 del tratamiento testigo siendo de 11,3 y 10,75 respectivamente; seguido por el S1 del tratamiento sometido a fertirriego con una longitud de 10,31 cm. En cuanto a ésta variable, se encontraron diferencias significativas entre los diferentes tratamientos.

En el tratamiento con el fertilizante incorporado se presentaron longitudes de raíz comprendidas entre 7,26 (S2) a 10,03 cm (S3); mientras que en el tratamiento testigo este valor oscilo entre 6,51 (S2)- 11,3 cm (S3).

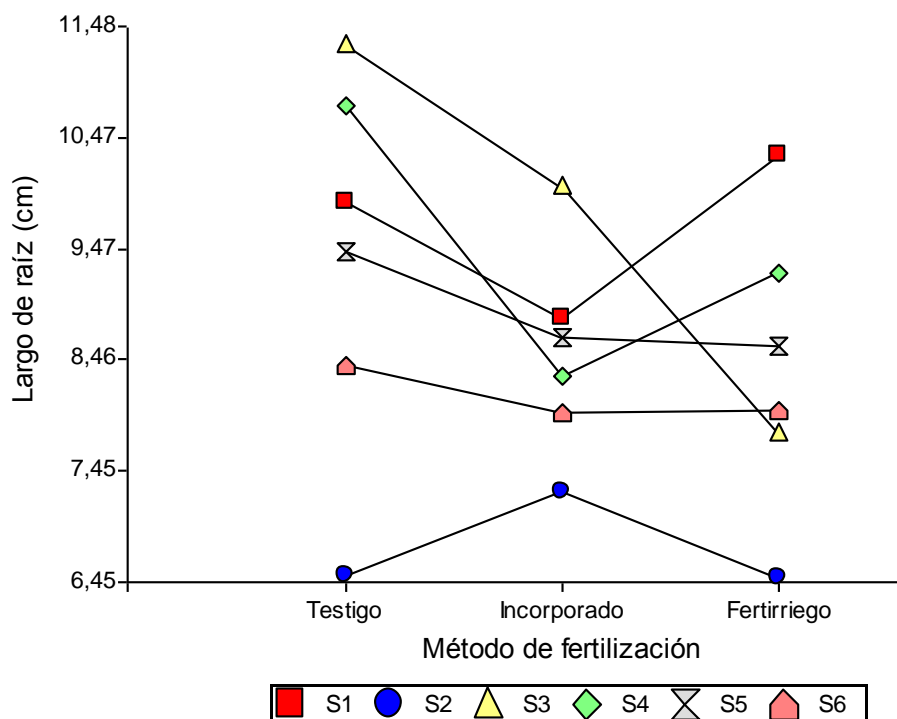


Figura 17. Largo de raíz (cm) de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos.

Nótese en las Figuras 18 y 19 el desarrollo radical de plántulas de chile dulce en los diferentes sustratos (tratamiento testigo y fertirriego), en donde se muestra que una raíz más larga no necesariamente implica mayor volumen ya que este último esta determinado por las ramificaciones presentes.



Figura 18. Plántulas de chile dulce mostrando desarrollo radical en los diferentes sustratos (Fertirriego).

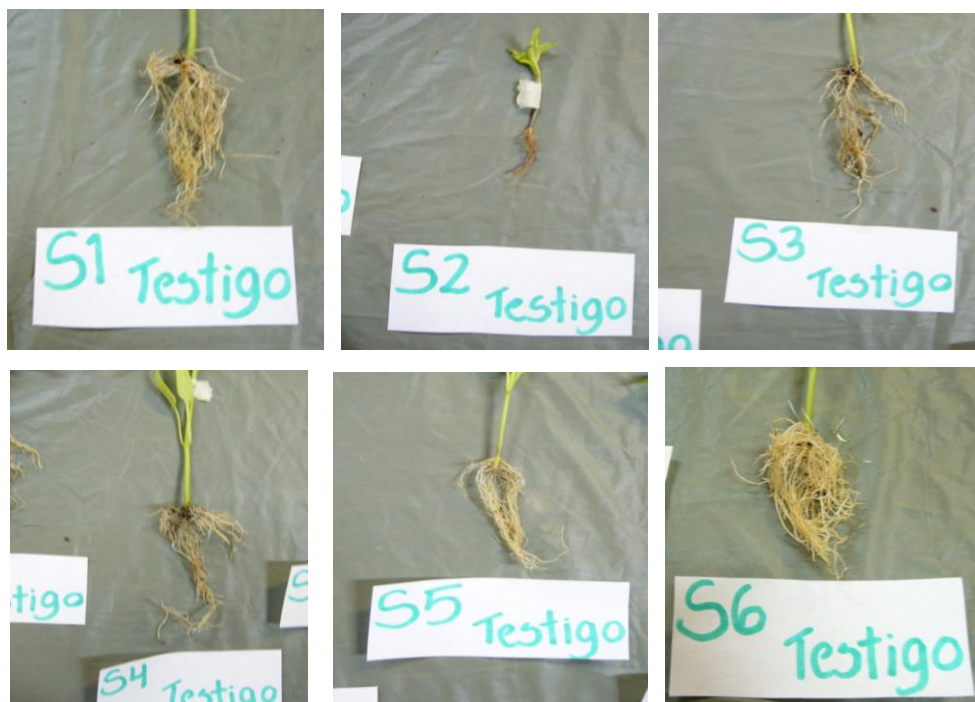


Figura 19. Plántulas de chile dulce mostrando desarrollo radical en los diferentes sustratos (tratamiento testigo).

En el cultivo del tomate la máxima longitud de raíz se obtuvo con el sustrato 1 sometido a fertirriego (11,5 cm) y al tratamiento testigo (10,6 cm) seguido por el sustrato 3 al que se le aplicó solución nutritiva con 10,5 cm. Los sustratos 5 y 6 obtuvieron raíces más largas en el tratamiento testigo, mientras que el S2 y S4 obtuvieron menor longitud de raíz bajo este mismo tratamiento siendo de 6,8 y 4,62 cm respectivamente.

Cuadro 21. Largo de raíz (cm) de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos.

Fertilización	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
Testigo	10,6 de	6,8 abcd	7,76 abcde	4,62 ab	8,41 abcde	8,78 bcde
Fertirriego	11,5 e	6,94 abcd	10,5 de	7,11 abcde	7,16 abcde	7,78 abcde
Incorporado	9,39 cde	5,12 abc	9,52 cde	7,58 abcde	3,96 a	6,95 abcd

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

La incorporación del fertilizante a la siembra representa los valores más bajos de longitud de raíz en los sustratos 1, 2, 5 y 6; siendo el sustrato S5 el que presenta la raíz más corta de todos los tratamientos (3,96 cm.)

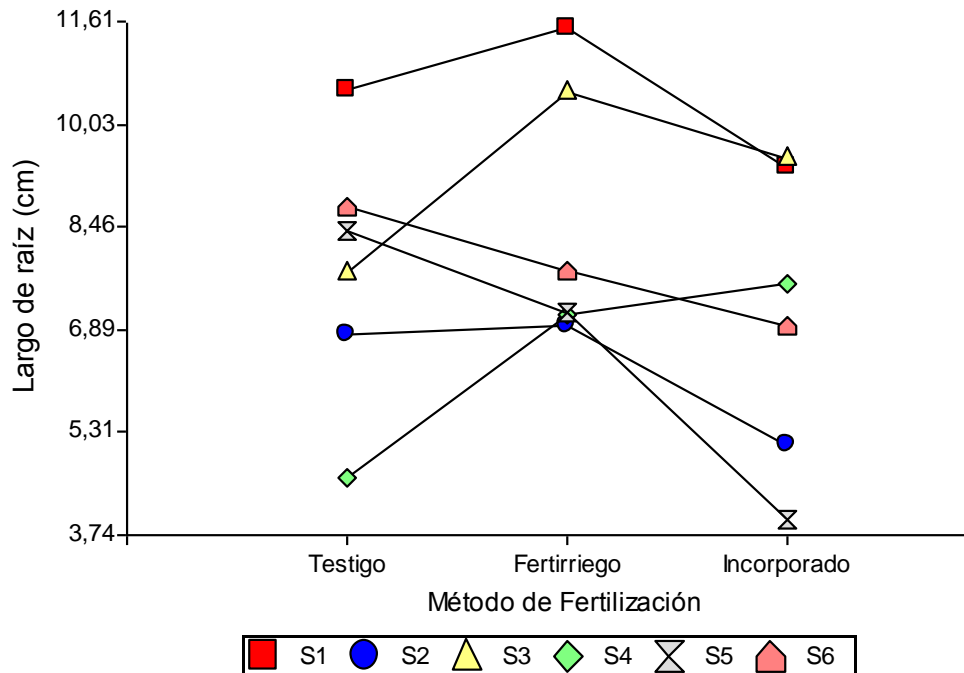


Figura 20. Largo de raíz (cm) de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos.

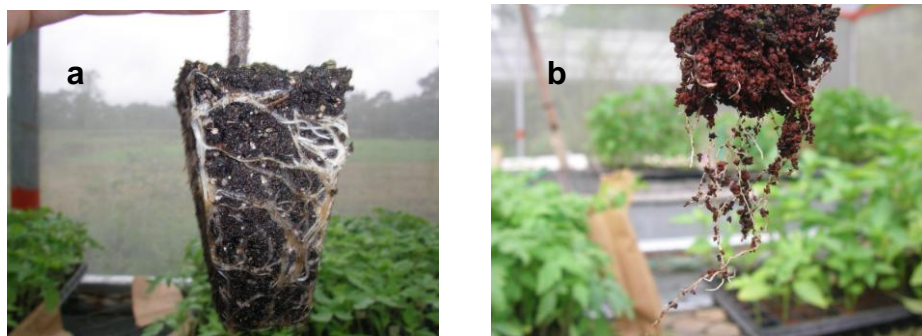


Figura 21. Desarrollo radical de plántulas de tomate; a) desarrollo radical de plántulas de tomate; b) Pobre desarrollo radical de plántulas de tomate (S2)

Para la variable de volumen radical el análisis estadístico mostró que no existe un efecto del método de fertilización, sin embargo si se manifiestan diferencias estadísticas entre el tipo de sustrato y un efecto de la interacción de éste con el método de fertilización (Cuadro 22).

Cuadro 22. Volumen de raíz (ml) de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos.

Fertilización	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
Testigo	1,6 fgh	0,1 a	1,5 efgh	1,4 defgh	1,3 defgh	1,6 gh
Fertirriego	1,6 efgh	0,1 ab	1 cdefg	1,5 efgh	1,1 defg	0,9 cdef
Incorporado	0,8 bcd	0,3 abc	0,9 cde	1,6 efgh	1,5 efgh	1,8 h

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

En el cultivo de chile dulce (Figura 22) los sustratos en mezcla (S4, S5 y S6) alcanzan mayor volumen radical con el fertilizante incorporado a la siembra con respecto a los tratamientos testigo y fertirriego; la adición de fertilizante a la siembra, y los nutrientes proporcionados por el abono orgánico, aumenta el desarrollo de raíces laterales incrementando el volumen de la raíz en la celda de crecimiento. Mientras que, el S2 muestra una menor longitud de raíz, sin embargo en cuanto al volumen éste sustrato presenta un valor mayor que con el tratamiento testigo y el fertirriego. El mayor volumen de raíz se obtuvo en el S6 con el fertilizante incorporado siendo de 1,8 ml, en tanto que el menor valor se obtuvo con el S2 (tratamientos testigo y fertirriego) con 0,1 ml. La fertilización en el riego parece contribuir en el desarrollo de la parte aérea, sin embargo no existe un efecto de la fertilización en el volumen radical.

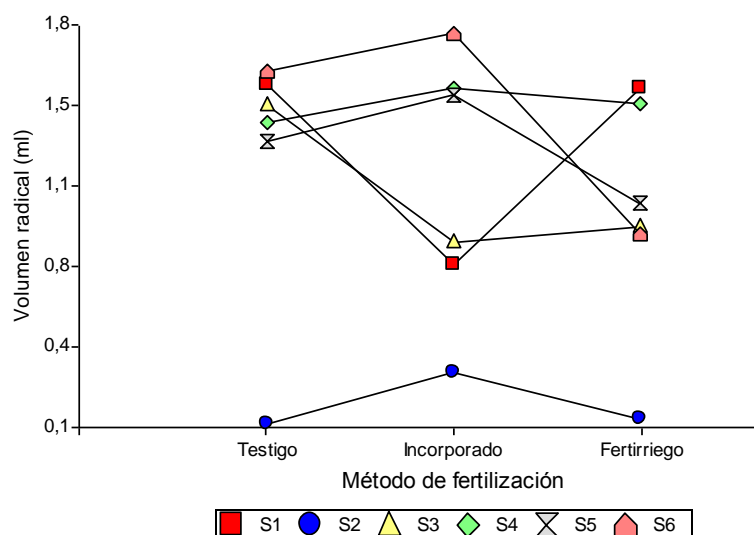


Figura 22. Volumen de raíz (ml) de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos.

El tomate presentó el mayor volumen radical en el S1 (fertirriego) seguido por el S6 del tratamiento testigo siendo de 2,67 y 2,33 ml respectivamente; mientras que el S2 con el fertilizante incorporado obtuvo un menor volumen de raíz con 0,4 ml.

Cuadro 23. Volumen de raíz (ml) de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos.

Fertilización	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
Testigo	2,03 cdef	1,47 bcde	1,53 bcde	0,67 ab	1,87 cdef	2,33 ef
Fertirriego	2,67 f	1,73 cde	2,17 def	1,27 abcd	1,7 cde	1,9 cdef
Incorporado	2,13 def	0,4 a	1,77 cdef	1,57 bcde	0,53 a	1,13 abc

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

La incorporación del fertilizante a la siembra en el S4 incrementa el volumen de la raíz (1,57ml) en comparación con el tratamiento testigo y fertirriego, mientras que el S5 obtuvo la mayor altura en el tratamiento testigo (1,87 ml).

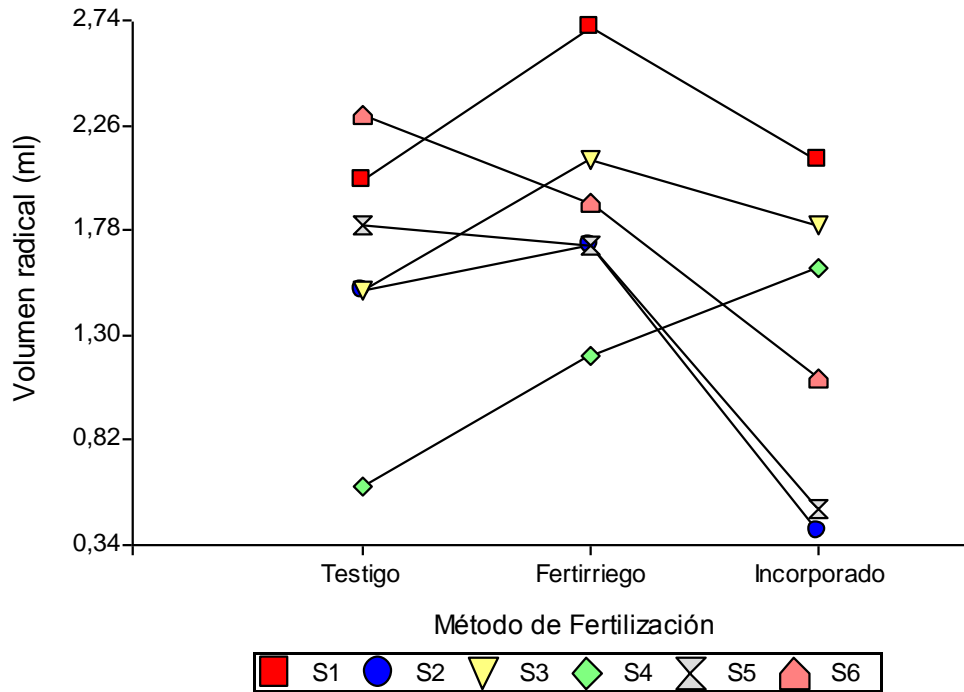


Figura 23. Volumen de raíz (ml) de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos

En general algunos de los sustratos (germinating mix, germinating mix + abono y fibra de coco + abono) ofrecieron mayor resistencia a la extracción de las raíces limitando la calidad y cantidad de raíces para la evaluación.

A pesar de que la arquitectura y morfología de la raíz no forma parte de las variables a evaluar cabe destacar que el desarrollo de la misma difiere según el sustrato. En el tratamiento con germinating mix como sustrato, se presenta una raíz muy fibrosa la cual esta conformada por ramificaciones que van de gruesas a extremadamente finas las cuales se aglomeran en la interfase sustrato-celda; mientras que la fibra de coco presenta un sistema radical conformado por ramificaciones más gruesas sin embargo el desarrollo de las mismas es limitado, en algunos casos, pudo encontrarse la raíz pivotante enrollada alrededor de la celda; la arena roja al momento de germinar tiende a expulsar la plántula hacia fuera lo que en algunos casos hace que muera.

Las características físicas de sustrato y la disponibilidad de nutrientes influyen enormemente en el desarrollo radical de una plántula no obstante, se deben considerar otros factores como la disponibilidad de agua en el medio. Se deben manejar adecuadamente los niveles hídricos durante esta etapa compensado la evapotranspiración diaria ya que periodos de estrés hídricos (volumen de agua <25%) se pueden traducir en un mayor crecimiento radicular; así mismo, en casos de humedad excesiva en el medio de la bandeja, el crecimiento radicular generalmente puede superar la base de la celda (hidrotropismo) (Herrera, Leskovar 2001).

4.2.6. Peso seco de plántulas

El crecimiento vegetal es concebido como un cambio irreversible de tamaño, usualmente medido en términos de gramos de materia seca acumulados por unidad de tiempo; sin embargo la medición del peso seco a lo largo del periodo de almácigo requiere de la destrucción de la planta lo que hace imposible precisar de manera exacta el crecimiento de una planta en específico (Rodríguez, 2001).

Cuadro 24. Peso seco (g) de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos.

Fertilización	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
Testigo	0,38 defg	0,08 a	0,21 bc	0,29 cde	0,2 abc	0,43 fg
Fertirriego	0,37 defg	0,1 ab	0,27 cd	0,44 g	0,35 defg	0,34 defg
Incorporado	0,13 ab	0,09 ab	0,14 ab	0,38 defg	0,31 cdef	0,4 efg

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

En el Cuadro 24 y Figura 24 se presentan los valores de peso seco de plántulas de chile dulce. Comparando los diferentes tratamientos se logro establecer que existe una mayor acumulación de peso seco en las plántulas que crecieron en el S4 (Fertirriego), seguido por S6 (testigo) siendo de 0,44 y 0,43 g respectivamente.

Los valores más altos de peso seco de la plántula correspondieron al S4 sometido a la aplicación diaria de fertirriego el cual representa a la vez el tratamiento con mayor altura de planta, número de hojas y grosor de tallo.

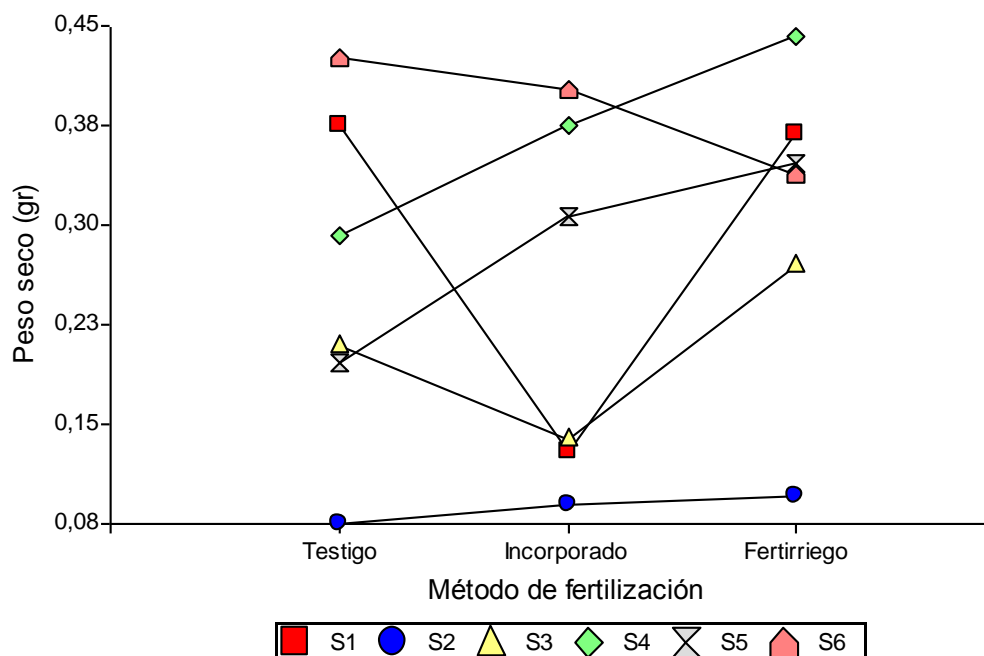


Figura 24. Peso seco (g) de plántulas de chile dulce en los diferentes tratamientos.

La menor cantidad de peso seco se logró en las plántulas que crecieron en el sustrato 2 del tratamiento testigo e incorporado siendo de 0,08 y 0,09 g respectivamente. Existen diferencias significativas (Tukey $P < 0,05$) entre todos los sustratos del tratamiento testigo; mientras que con el método de fertirriego las diferencias son significativas entre el S1, S5 y S6 con respecto al S2, S3 y S4.

En el cultivo del tomate, el análisis de los datos evidencia un efecto debido al método de fertilización y el tipo de sustrato así como de la interacción de ambos factores (Cuadro 22, Figura 25).

Cuadro 25. Peso seco (g) de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos.

Fertilización	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
Testigo	0,35 cd	0,22 abc	0,23 abc	0,11 ab	0,32 cd	0,43 d
Fertirriego	0,44 d	0,35 cd	0,31 cd	0,22 abc	0,36 cd	0,33 cd
Incorporado	0,31 cd	0,08 a	0,27 bc	0,31 cd	0,1 ab	0,22 abc

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

En el cultivo del tomate, la máxima cantidad de peso seco se logro con el S1 del tratamiento de fertirriego el cual alcanzó un valor promedio de 0,44 g seguido por el S6 (testigo) con 0,43 g de materia seca; mientras que los valores más bajos se presentaron con el S2 con el fertilizante incorporado siendo de 0,08g consistentemente con lo que ya se ha discutido para otras variables agronómicas.

Para el tratamiento testigo los valores de peso seco van de 0,11 (S4) – 0,43 g (S6); mientras que con el fertilizante incorporado los valores alcanzados oscilan de 0,08 (S2) – 0,31 (S1 y S4). Por su parte el tratamiento sometido a la aplicación diaria de solución nutritiva obtuvo valores de peso seco superiores en los sustratos S1, S2, S3 y S5 con respecto a los otros tratamientos sometidos a distinta forma de fertilización (testigo e incorporado).

En el tratamiento de fertirriego existen diferencias significativas del S1 y S4 con respecto a los demás sustratos; mientras que en el tratamiento testigo estas diferencias son entre el S4 y S6 con los demás sustratos.

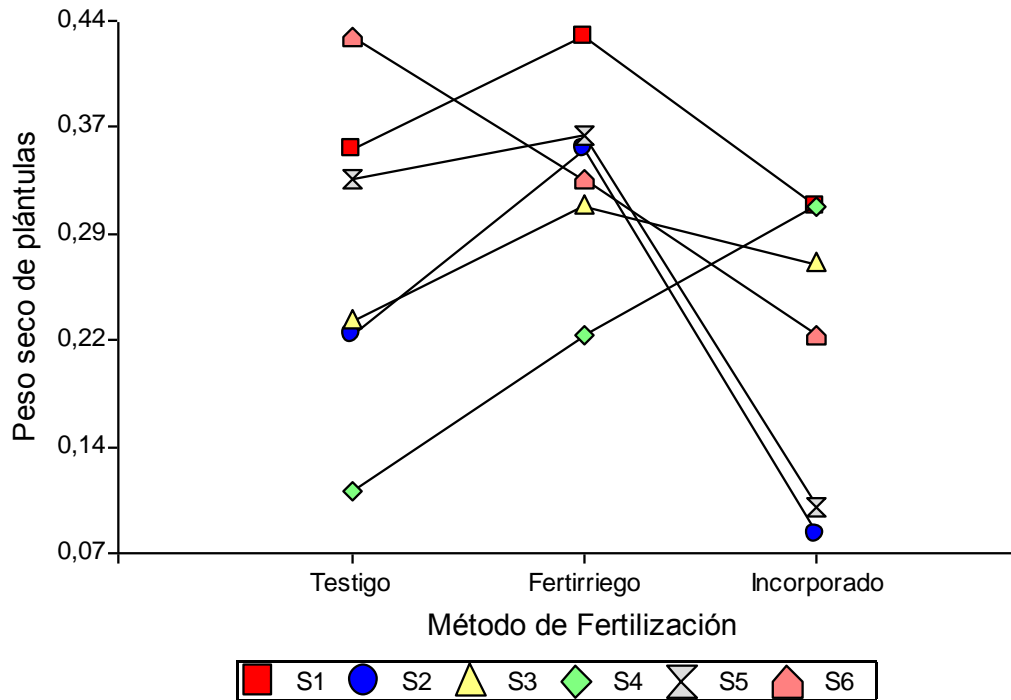


Figura 25. Peso seco (g) de plántulas de tomate en los diferentes tratamientos.

4.2.7. Crecimiento de plántulas

El crecimiento es la consecuencia de la división celular (aumento en número) y la elongación celular (incremento en tamaño). El proceso de diferenciación celular también es considerado como parte del crecimiento. Sin embargo, las variaciones de crecimiento responden a las condiciones climáticas que determinan periodos de menor o mayor crecimiento (Leskovar, 2001)

Para el cultivo de chile dulce, de los tratamientos analizados las mayores alturas se alcanzaron a partir de la aplicación de la solución nutritiva (Cuadro 23 y Figura 26) en los diferentes sustratos, notándose desde el inicio del almácigo la superioridad de los sustratos S4, S5 y S6 con respecto a los demás mientras que, en el S2 el incremento en altura fue muy reducido durante toda la etapa.

Cuadro 26. Altura de plántulas (cm) de chile dulce en los diferentes sustratos sometidos a fertirriego durante la etapa de almácigo.

DDS*	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
16	3,03	2,07	2,46	3,31	3,02	3,04
18	3,39	2,57	2,76	3,81	3,41	3,60
20	3,94	2,90	3,15	4,37	3,80	3,94
22	4,61	3,29	3,78	5,29	4,59	4,66
24	5,32	3,48	4,23	6,17	5,23	5,34
26	6,16	3,58	5,01	7,39	6,18	6,21
28	7,58	3,84	6,50	9,68	8,15	8,00
30	9,08	4,12	8,59	12,47	10,27	10,10
32	10,55	4,46	10,49	14,83	12,31	12,10
34	11,77	4,83	13,02	17,45	14,90	14,65

* Días después de siembra

Durante los primeros días el aumento en la altura es muy semejante en todos los sustratos; sin embargo a partir de los 22 DDS se empezó a incrementar la altura de las plántulas que se encontraban en los sustratos en mezcla; mientras que a los 28 DDS el S3 aceleró el crecimiento incrementando su valor final con respecto al S1.

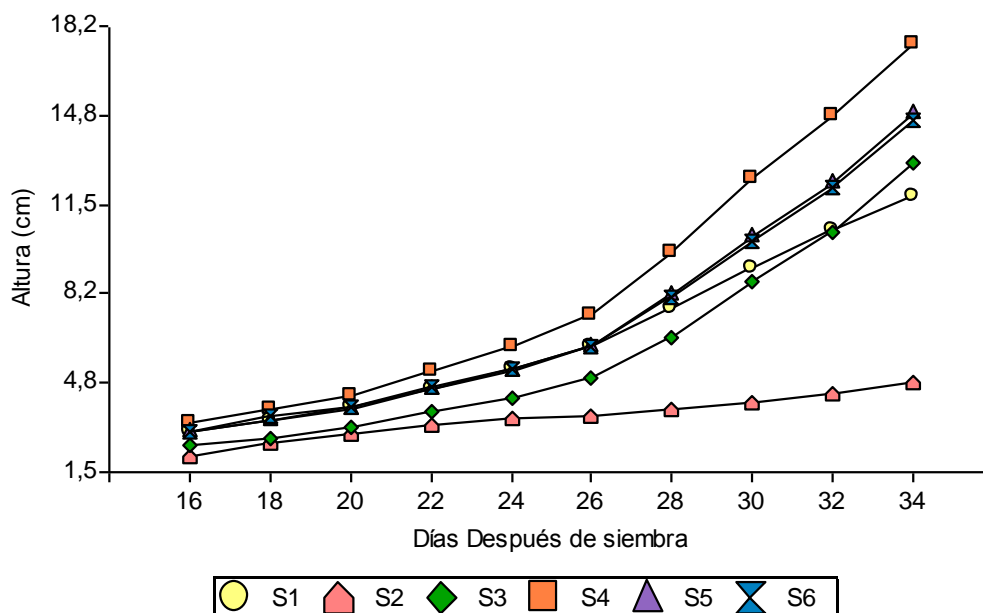


Figura 26. Curva de crecimiento de plántulas de chile dulce en los diferentes sustratos (fertirriego).

Cuadro 27. Altura de plántulas (cm) de tomate en los diferentes sustratos sometidos a fertirriego durante la etapa de almácigo.

DDS*	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
14	6,71	5,42	3,96	2,53	5,85	4,29
16	8,13	6,46	4,62	3,11	7,83	5,52
18	9,64	7,63	5,38	3,47	9,23	6,36
20	12,31	9,76	7,31	4,29	11,88	8,17
22	15,45	12,13	10,28	5,42	14,22	10,34
24	17,96	14,09	13,47	6,89	16,06	12,78
26	20,10	16,19	16,20	8,64	17,53	15,64
28	20,86	17,45	17,08	10,59	19,35	17,32

* Días después de siembra

En cuanto al cultivo de tomate su respuesta a la aplicación del fertirriego fue evidente con respecto a los demás métodos de fertilización; sin embargo fue el sustrato S1 el que mantuvo la superioridad en la altura con respecto a los demás sustratos durante todo el almácigo, sin embargo la mezcla de éste con abono orgánico (lombricompost) en una relación 1:1 no parece presentar el mismo efecto en este cultivo ya que como se nota en la Figura 27 la altura alcanzada es mucho menor a la del resto de los sustratos.

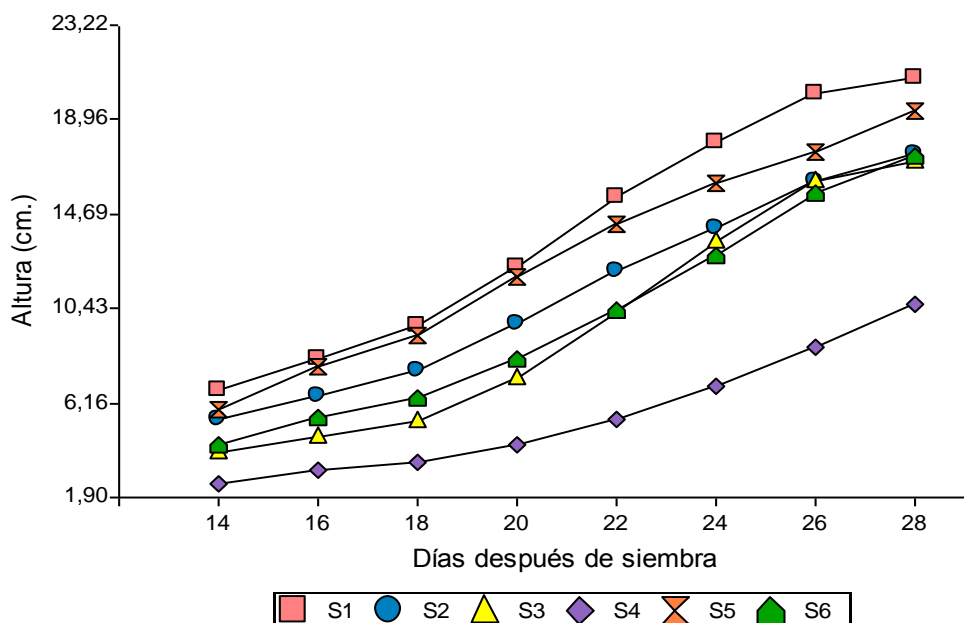


Figura 27. Curva de crecimiento de plántulas de tomate en los diferentes sustratos (fertirriego).

Cuadro 28. Altura de plántulas (cm) de chile dulce en los diferentes sustratos, (tratamiento testigo) durante la etapa de almácigo.

DDS*	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
16	3,23	1,95	2,50	3,36	3,39	3,28
18	3,69	2,18	2,90	4,02	3,86	3,79
20	4,38	2,45	3,24	4,66	4,36	4,31
22	5,03	2,67	3,67	5,70	4,96	5,04
24	5,86	2,78	4,13	6,74	5,54	5,99
26	6,64	2,85	4,63	7,81	6,13	7,01
28	7,77	2,91	5,40	9,15	6,94	8,91
30	8,41	2,95	6,16	10,15	7,69	10,46
32	9,12	3,06	6,83	11,22	8,41	12,04
34	9,67	3,22	7,45	12,00	9,27	13,39

* Días después de siembra

En el tratamiento testigo (chile dulce) durante los primeros días del almácigo el crecimiento de los sustratos S1, S4, S5 y S6 fue muy parejo sin embargo a partir de los 20 DDS el S4 incrementó el crecimiento a un ritmo más acelerado hasta los 28 DDS aproximadamente, en donde fue el S6 el que incremento su valor final alcanzando una altura final de 13,39 cm.

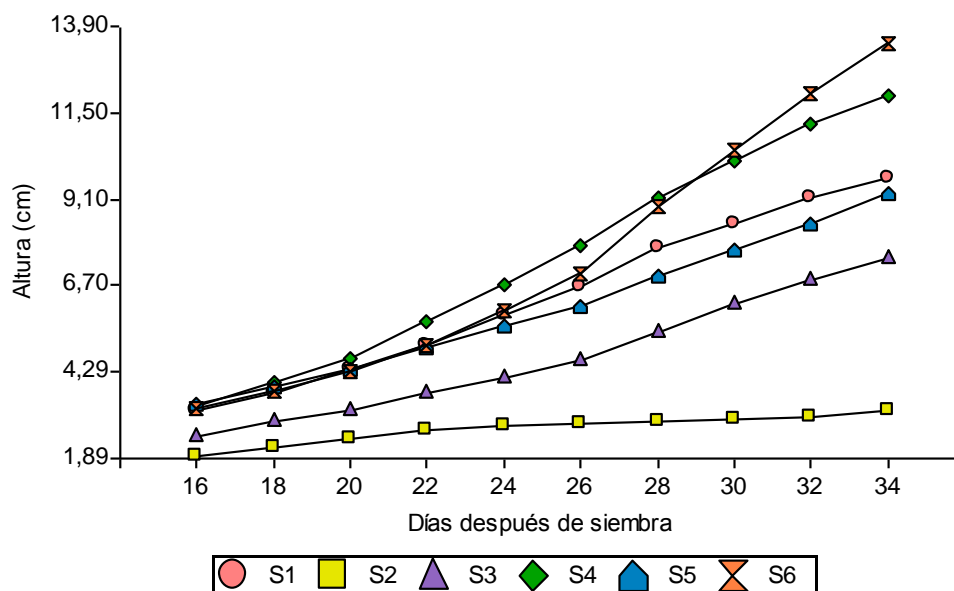


Figura 28. Curva de crecimiento de plántulas de chile dulce en los diferentes sustratos (tratamiento testigo).

Cuadro 29. Altura de plántulas (cm) de tomate en los diferentes sustratos, (tratamiento testigo) durante la etapa de almácigo.

DDS	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
14	5,96	4,45	3,98	2,10	6,11	4,60
16	7,98	5,78	4,41	2,42	8,26	5,80
18	10,00	6,52	4,89	2,78	9,43	6,96
20	12,50	7,85	5,61	3,13	11,25	9,21
22	14,59	8,98	6,69	3,64	12,90	11,20
24	15,99	9,99	8,08	4,48	14,15	13,80
26	17,19	10,62	9,48	5,59	15,22	16,09
28	17,61	11,19	10,91	6,62	16,15	17,28

* Días después de siembra

En el cultivo de tomate, el incremento en la altura durante todo el almácigo fue desigual en los diferentes sustratos; encontrándose durante los primeros 18 DDS un crecimiento similar entre el sustrato S1 y S5; sin embargo a partir de este momento se presentó un mayor incremento en la altura del S6 sobrepasando al S5 al final del periodo.

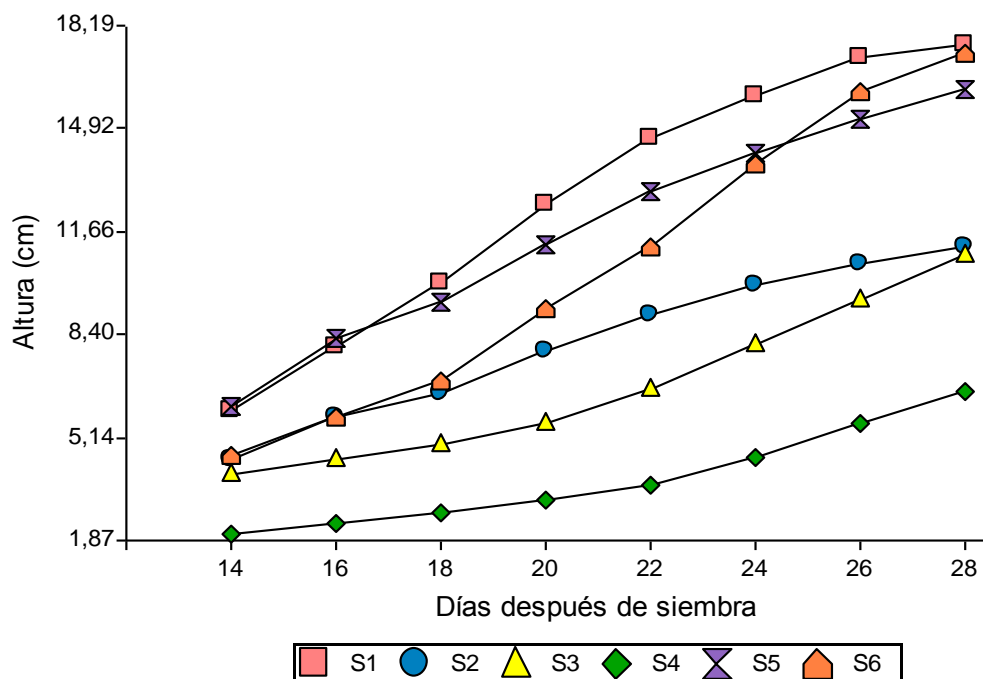


Figura 29. Curva de crecimiento de plántulas de tomate en los diferentes sustratos (tratamiento testigo).

Cuadro 30. Altura de plántulas (cm) de chile dulce en los diferentes sustratos con el fertilizante incorporado durante la etapa de almácigo.

DDS*	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
16	2,14	2,32	1,76	2,54	2,63	2,50
18	2,57	2,54	1,97	2,98	2,99	2,81
20	2,96	2,82	2,25	3,44	3,42	3,34
22	3,34	3,11	2,47	4,11	4,06	3,91
24	3,83	3,50	2,77	4,84	4,66	4,71
26	4,03	3,57	2,92	5,70	5,27	5,42
28	4,70	3,80	3,56	7,36	6,52	7,12
30	5,04	3,93	3,95	8,97	7,44	8,70
32	5,46	4,11	4,44	10,41	8,27	9,94
34	6,01	4,45	5,07	11,89	9,23	11,57

* Días después de siembra

Comparando las diferentes alturas a lo largo de la etapa de almácigo se evidencia en gran medida el poco desarrollo de las plántulas a las cuales se les incorporó el fertilizante previo a la siembra. En el cultivo de chile dulce, los sustratos en mezcla obtuvieron una mayor altura de plántula sin embargo los valores alcanzados no son los aceptables para su transplante al campo. Durante los primeros 24 DDS el crecimiento es muy paralelo en todos los sustratos y es a partir de este momento que inicia un mayor incremento en la altura de los materiales en mezcla.

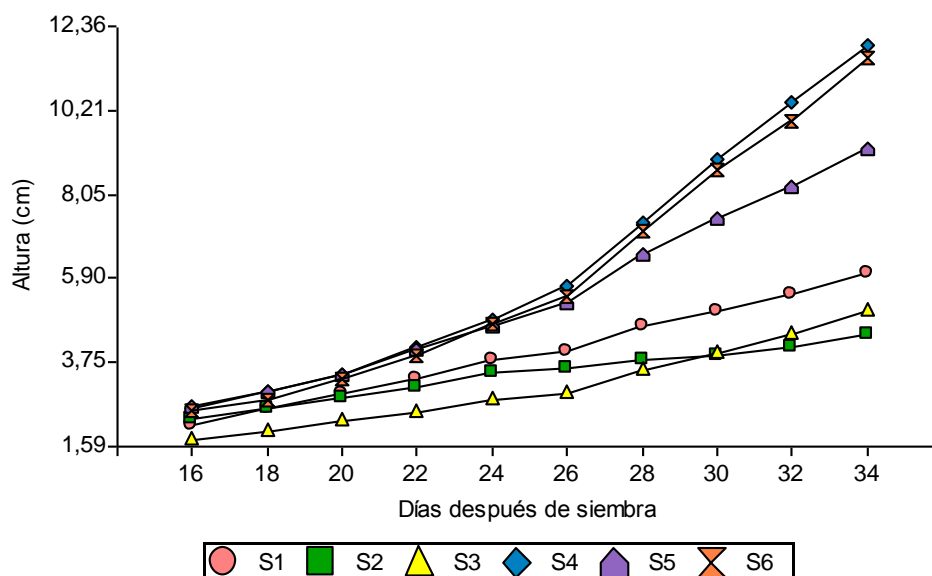


Figura 30. Curva de crecimiento de plántulas de chile dulce en los diferentes sustratos (fertilizante Incorporado).

Cuadro 31. Altura de plántulas (cm) de tomate en los diferentes sustratos con el fertilizante incorporado durante la etapa de almácigo.

DDS*	Sustrato					
	1	2	3	4	5	6
14	4,33	2,09	4,04	3,28	1,50	2,98
16	5,42	2,30	4,79	4,21	1,97	3,74
18	6,08	2,70	5,33	4,87	2,24	4,17
20	7,45	3,22	6,65	5,78	2,68	5,14
22	9,25	3,68	8,50	6,98	3,26	6,66
24	10,42	4,10	9,84	8,55	3,94	8,02
26	11,62	4,43	10,99	9,74	4,51	9,37
28	12,26	4,58	11,37	10,22	5,02	10,11

* Días después de siembra

En el cultivo de tomate las mayores alturas se obtuvieron con el S1 durante toda la etapa del almácigo, seguido por el S3 y S4; mientras que es evidente la disminución de la altura en las plántulas que crecieron en el medio con arena roja sola y en mezcla.

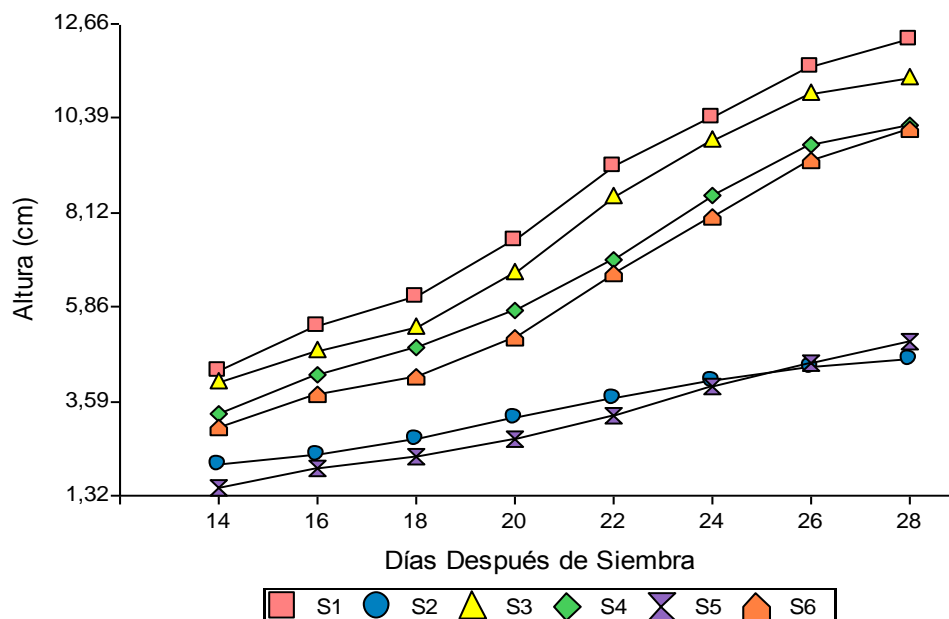


Figura 31. Curva de crecimiento de plántulas de tomate en los diferentes sustratos (fertilizante Incorporado).

4.2.8. Condiciones ambientales

En la medición de las condiciones ambientales se establecieron cuatro intervalos de tiempo durante el día que van de 6:00-7:00 a.m., de 9:00-10:00 a.m.; 12:00 md-1:00 p.m. y de 3:00-4:00 p.m. La temperatura promedio se registra en la Figura 32 y la humedad relativa en la Figura 33; la totalidad de los datos se encuentran registrados en el Cuadro 32.

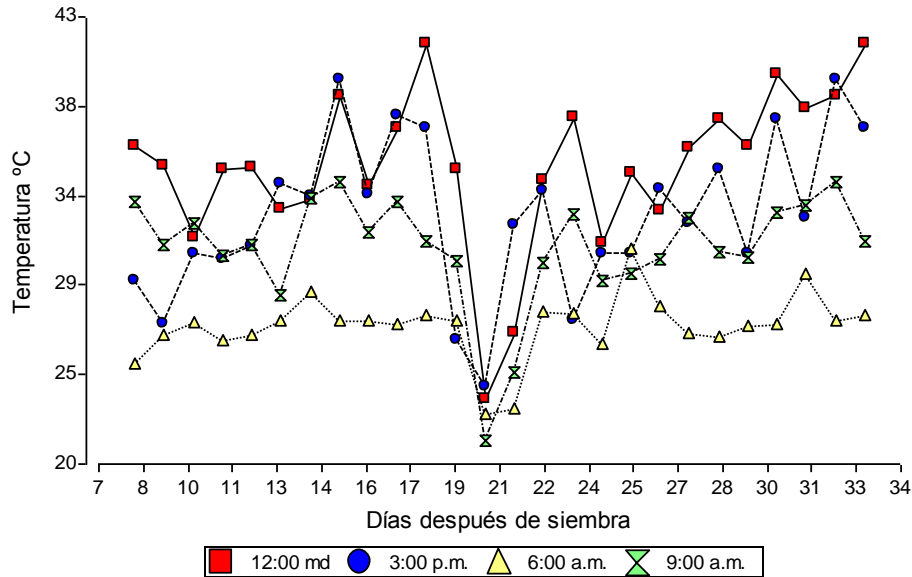


Figura 32. Temperatura (°C) diaria promedio durante la realización del experimento de chile dulce.

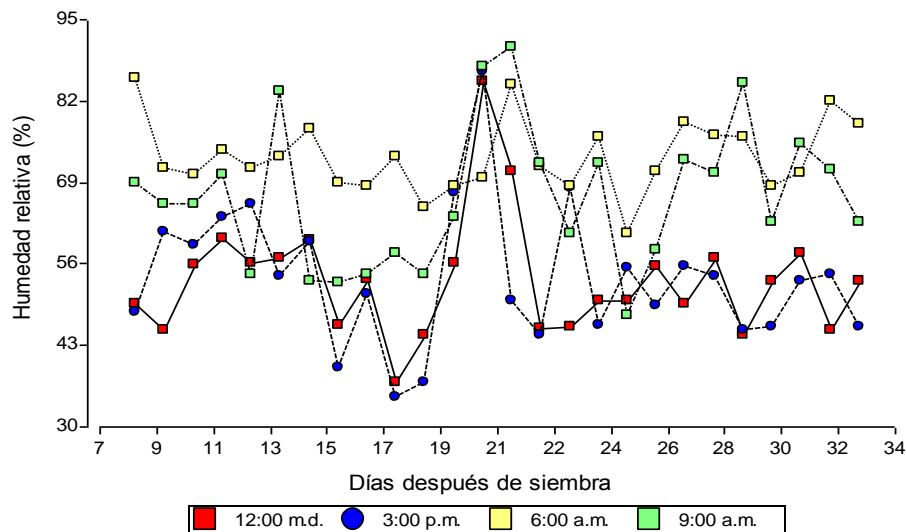


Figura 33. Humedad relativa (%) promedio durante la realización del experimento de chile dulce.

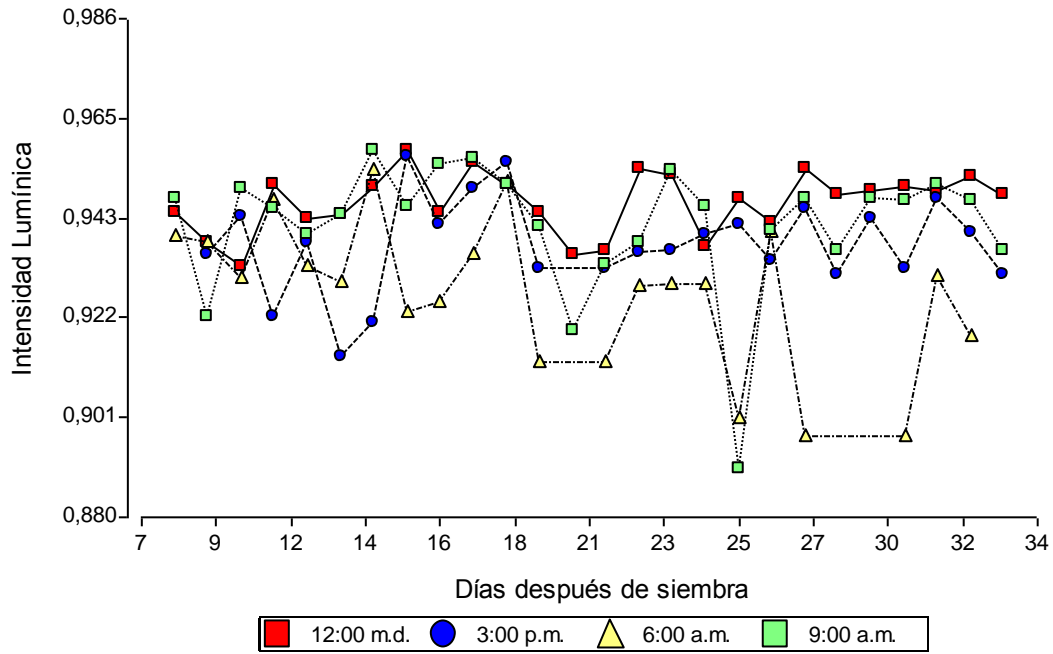


Figura 34. Intensidad Lumínica promedio durante la realización del experimento de chile dulce.

5. CONCLUSIONES

En base a las condiciones en que se realizó el ensayo se concluye que:

- 1) El sustrato comercial germinating mix presenta características físicas y químicas aceptables para ser utilizado como sustrato hortícola lo cual se demostró notablemente en ambos cultivos.
- 2) Debido a sus propiedades físicas inadecuadas, la arena roja no permitió el crecimiento y desarrollo propicio de las plántulas, lo cual resultó en valores significativamente inferiores en las diferentes variables agronómicas evaluadas.
- 3) La adición de abono orgánico a los sustratos (fibra de coco, germinating mix y arena roja) mejoró la respuesta de las plántulas durante el crecimiento del almácigo.
- 4) En términos de propiedades microbiológicas la mezcla de abono orgánico con los diferentes sustratos resulta en la incorporación de una gran cantidad de microorganismos (benéficos y patógenos) por lo cual se debe cuidar el origen del material a utilizar y realizar un proceso de desinfección adecuado previo a la siembra que elimine los organismos patógenos presentes en el sustrato.
- 5) El mayor porcentaje de germinación se obtuvo con la fibra de coco como sustrato en ambos experimentos, mientras que el menor porcentaje de germinación se obtuvo con la arena roja.
- 6) De los sustratos empleados en el crecimiento de plántulas de chile dulce, el S4 (germinating mix + abono) resaltó en cuanto a los resultados obtenidos de altura de planta, grosor de tallo y número de hojas.

- 7) La aplicación de solución nutritiva diariamente permitió un mayor crecimiento y desarrollo de las plántulas; así mismo las bandejas a las que se les aplicó este método de fertilización mostraron una evolución más rápida y homogénea con respecto a los demás tratamientos.
- 8) Las plántulas de tomate y chile dulce presentaron una rápida respuesta a la aplicación de solución nutritiva; sin embargo en el cultivo del tomate fue más notable el efecto en la nutrición de las plántulas.
- 9) La incorporación de fertilizante previo a la siembra retardó la emergencia de las plántulas lo cual produjo un crecimiento retardado con respecto a los demás tratamientos.
- 10) La incorporación de fertilizante a la siembra y la mezcla abono orgánico con el sustrato influye en la formación de raíces laterales en el caso del cultivo de chile dulce incrementando el volumen radical con respecto a los otros tratamientos.
- 11) En algunos casos el tratamiento testigo mostró valores superiores de altura de planta, grosor de tallo y número de hojas con respecto a las plántulas del tratamiento incorporado, sin embargo estos resultados no son consecuentes en todos los tratamientos.
- 12) En todos los tratamientos existe una interacción del método de fertilización con el sustrato; así, en el cultivo de chile dulce fue la interacción del S4-fertirriego el que presentó la mejor respuesta en el crecimiento, mientras que en el cultivo del tomate fue el S1 con el método de fertirriego fue el que sobresalió en la evaluación agronómica.

6. RECOMENDACIONES

- 1) Es necesario que antes de implementar un sustrato para uso agrícola se realicen pruebas de campo variando las proporciones de sustratos en las mezclas; así como los materiales a ser mezclados con el fin de obtener el que mejor se adecue a las necesidades del productor.
- 2) Al utilizar abono orgánico se debe conocer el proceso de producción al que ha sido sometido o bien realizar un análisis microbiológico con el fin de determinar la presencia de organismos patógenos que puedan afectar el desarrollo de las plántulas.
- 3) La utilización de arena roja como sustrato para la elaboración de almácigo parece no ser adecuado; sin embargo la utilización de este material en partículas más pequeñas ha sido de gran auge en otros países; por lo cual se podría implementar un ensayo de crecimiento en este material con diferente tamaño de partícula para así encontrar aquella que presente mejor resultado.
- 4) La solución nutritiva aplicada diariamente al almácigo debe estar perfectamente equilibrada (igual cantidad de cationes y aniones) ya que, el desequilibrio puede ocasionar problemas de deficiencias, toxicidades o bien antagonismo entre los diferentes nutrientes que afecten el crecimiento de las plántulas.
- 5) Es importante que al incorporar el fertilizante a la siembra se realice de manera homogénea con el fin de asegurar una mejor distribución del mismo en todas las celdas de la bandeja.

- 6) Si se desea incorporar fertilizante a la siembra es recomendable buscar una fuente de liberación más lenta que persista por más tiempo en el sustrato.

- 7) Cuando se desea realizar un ensayo en el cual se impliquen variables asociadas al crecimiento como altura, grosor de tallo, etc; se debe procurar realizar las mediciones durante las primeras horas de la mañana y en periodos de tiempo similares para asegurar así la homogeneidad de los datos y aprovechar la turgencia adecuada de la plántula.

7. BIBLIOGRAFIA

- **ABAD, M.** 1995. "Sustratos para el cultivo sin suelo". En: El cultivo del tomate. Coord. F. Nuez. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. España. Pp 131-166.
- **ABAD, M.; NOGUERA, P.; SEGURA, V.** 1999. Los sustratos para el semillero Hortícola. Cap. 4. Compendios de Horticultura. Ediciones de Horticultura. Barcelona. Pág. 59-68.
- **ABAD, M. y NOGUERA, P.** 2000. "Sustratos para el cultivo sin suelo y Fertirrigación". En: Fertirrigación: Cultivos hortícolas y ornamentales. 2^{da} Edición. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid España. pp 287-338.
- **ANSORENA, J.** 1994. Sustratos: Propiedades y Caracterización. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. España. 172 pp.
- **ARENAS, M.; VAVRINA, C. S.; CONELL, J. A.; HANLON, E. A.; HOCHMUTH, G. J.** 2002. Coir as an alternative to peat in media for tomato transplant production. Hortscience. 37 (2). pp. 309-312.
- **AZCON-BIETO, J.; TALON, M.** 2000. Fundamentos de Fisiología vegetal. Primera edición. Editorial McGRAW-HILL. Madrid. España. 113-130; 435-450 pp.
- **BAIXAULI, C. y AGUILAR, J.** 2002. Cultivo sin suelo de Hortalizas. Edita: Generalitat Valenciana. Valencia. España. 11-91pp.
- **BOLAÑOS, A.** 2001. Introducción a la Olericultura. Primera Edición. Editorial Universidad Estatal a Distancia. Pág. 335.
- **BUNT, A.C.** 1988. Media and mixes for Container grown plants. 2^{da} edición. Editorial Unwin Hyman Ltda. London. 309 pp.
- **CADAHIA, C.** 2000. Fertirrigación: Cultivos hortícolas y ornamentales. 2^{da} edición. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 474 pp.
- **CALDERON, F; CEVALLOS, F.** 2001. "Los sustratos". Dr. Calderón laboratorios Ltda. Bogota. Colombia.
- **CALIFORNIA PLANT HEALTH ASSOCIATION.** 2004. Manual de Fertilizantes: para cultivos de alto Rendimiento. Editorial LIMUSA. Distrito Federal. México. Pág.

- **CASTILLA, N.** 2005. "El medio radicular: suelo y sustratos". En: Invernaderos de plástico. Tecnología y Manejo. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. España. pp 255-306.
- **CHACON, A. G.; BLANCO, J. M.** 1999. Manual practico para la fabricación de abono orgánico utilizando lombrices. San José. Costa Rica. 40 p.
- **CORNELL COOPERATIVE EXTENSION.** 1997. Something to grow on. Department of Floriculture and Ornamental Horticulture. Cornell University. Enero 2007. Disponible en: www.cals.cornell.edu/dept/flori/growon/media
- **COYNE, M.** 2000. Microbiología del suelo: un enfoque exploratorio. Editorial Paraninfo. España.
- **ESTRADA, G.** 1997. Caracterización y preparación de fertilizantes líquidos para fertirrigación. En: Fertirrigación. Primera Edición. Editor Francisco Silva Mojica. Bogotá, Colombia. 164p.
- **EVANS, M. R.; KONDURU, S.; STAMPS, R. H.** 1996. Source variation in physical and chemical properties of coconut coir dust. Hortscience. 31 (4). 965-967 pp.
- **FLORIAN, P.** 1997. Sustratos: Propiedades y desventajas. Conferencia Internacional en Hidroponía comercial. Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias. Valencia. España.
- **FONTENO, W.** 1996. Sustratos: tipos y propiedades físicas y químicas. En: Guía del productor: agua, sustratos y nutrición en los cultivos de flores bajo invernadero. Editado por Reed, D. Ball Publishing-Hortitecnia Ltda. Colombia. pp 93-123.
- **GIL, I.; SANCHEZ, F.; MIRANDA, I.** 2003. Producción de Jitomate en Hidroponía bajo Invernadero. Manual de manejo. Editorial AGRIBOT. Chapingo. México.
- **GUZMAN, M.** 2002. Acondicionamiento Nutritivo en semilleros y respuestas postransplante en Hortalizas. Dpto. de Producción Vegetal. Universidad de Almería. Buenavista Saltillo Coahuila. 2-17 pp.
- **HANDRECK, K. A. Y BLACK, N.D.** 1991. Growing media for Ornamental Plants and Turf. New South Wales University Press, Kensington, 401 pp.
- **HERNÁNDEZ, A.** 1997. Producción de plántulas en semillero. En: IV Congreso Internacional de Nuevas Tecnologías Agrícolas. Jalisco, México. Pág. 17-20.

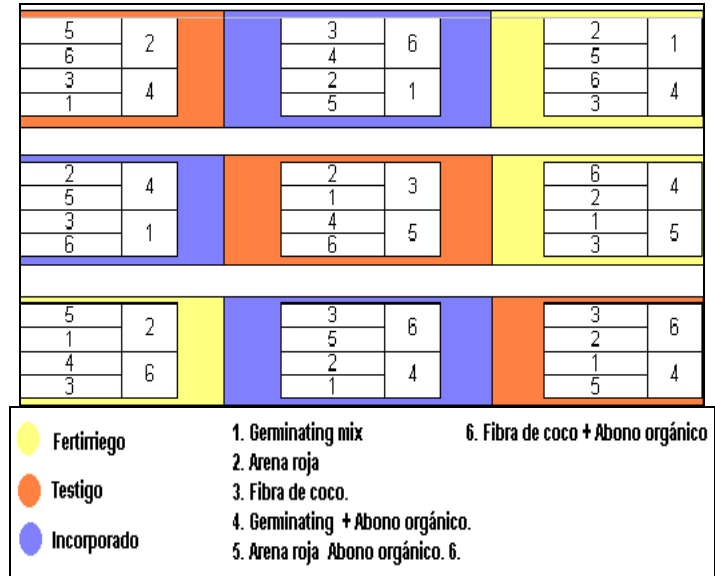
- **HERRERA, J.** 2002. Germinación y crecimiento de la planta En: Fisiología de la producción de los cultivos tropicales. Volumen IV. Editorial Universidad de Costa Rica. San José. 7-42 pp.
- **KUEHL, R. O.** 2000. "Diseños de parcelas divididas". En: Diseño de experimentos. Segunda Edición. Editorial Thomson Learning. México. 469-490 pp.
- **LESKOVAR, D.** 2001. Producción y ecofisiología del transplante hortícola. Texas A. and University. Buenavista Saltillo Coahuila. 18 pp.
- **MAETÍNEZ, E; GARCÍA, M.** 1993. Cultivos sin suelo. Ediciones de Horticultura S.L., Reus. 123 pp.
- **MOLINA, E.** 1999. Análisis químico de medios de crecimiento vegetal. Centro de Investigaciones Agronómicas. Universidad de Costa Rica. Material mimeografiado. 2p.
- **PASTOR, N.** 1999. Utilización de Sustratos en viveros. TERRA Latinoamericana UACH. Volumen 17, Número 003. pp. 231-235.
- **PEREZ, J.; HURTADO, G.; APARICIO, V.; ARGUETA, Q.; LARIN, M.** 2000. Guía técnica: Cultivo del Tomate. Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal. San Salvador. El Salvador. 36 pp.
- **QUESADA, G.** 2001. Caracterización fisicoquímica de materias primas y sustratos y su efecto sobre el desarrollo de plantas de almácigos de hortalizas en ambiente protegido. TFG 24390. Universidad de Costa Rica.
- **SÁNCHEZ, F.; ESCALANTE, E.** 2001. Hidroponía. Segunda edición. Editorial Uach. México. 119-151 pp.
- **SAWAN, O.; EISSA, A. M.; ABOU-HADID, A.F.** 1999. The effect of different growing media on cucumber seedling production, fruit yield and quality under green house conditions. Acta Horticulturae, Proc. Intl. Sym. On Greenhouse Management for better yield and Quality in Mild Winter climates. 486: 369-378.
- **SCHENELLE, M.A.; HENDERSON, J.C.** 1991. Containers and media for the nursery. Oklahoma Cooperative Extensión Service. Extensión Facts. Oklahoma State University. 4p.
- **SOCIEDAD COLOMBIANA DE LA CIENCIA DEL SUELO.** 1997. Fertirrigación. Primera Edición. Editor Francisco Silva Mojica. Bogotá, Colombia. 164p.

- **VALENZUELA, O. y GALLARDO, C.** 2002. "Sustratos hortícolas". En: XXV Congreso Argentino de Horticultura. Facultad de Ciencias Agropecuarias (UNER).
- **VILLEGAS, O; RODRIGUEZ, N; TREJO, L; ALCANTAR G.** 2000. Potencial de la miel de abeja en la nutrición de plántulas de tomate. Instituto de Recursos Naturales. Colegio de Postgraduados UCh. Terra Latinoamericana. Volumen 19 Número 1. Montecillos, Estado de México, México.
- **WAYNE, L.** 2000. "El uso de almácigos en la producción de hortalizas" University of California. Publication 8013. Okland. California. 6 pp.

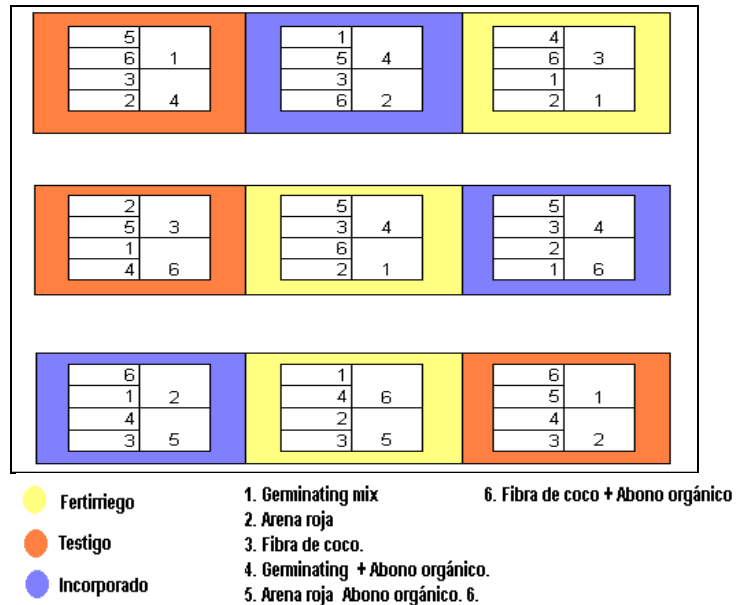
8. ANEXOS

ANEXO 1. Distribución espacial de los tratamientos en las mesas de trabajo dentro del invernadero.

- Experimento Chile dulce



- Experimento Tomate



ANEXO 2. Cámara de germinación de semillas.



ANEXO 3. Sistema de riego.



ANEXO 4. Tanque para la elaboración de la solución nutritiva.



ANEXO 5. Cuadro de elementos agregados por m³ de sustrato (aproximadamente)
(Hernández, 1997)

ELEMENTO	CANTIDAD (GRAMOS)
Nitrato N	4
Amonio A	60
Fósforo P ₂ O ₅	168
Potasio K ₂ O	288
Magnesio (MgO)	34
Hierro (Fe)	13.5
Manganeso (Mn)	5.0
Cobre (Cu)	8.3
Boro (B)	1.0
Molibdeno (Mo)	4.5
Zinc Zn	3.2

Según lo anterior;

$$\begin{aligned} \text{NH}_4 &= 18 \text{ g} & (60 \cdot 14) / 18 &= 46.7 \text{ g N} \\ \text{NO}_3 &= 62 \text{ g} & (4 \cdot 14) / 62 &= \underline{0.90 \text{ g N}} + \\ & & & \mathbf{47.6 \text{ g de N}} \end{aligned}$$

0.0476 Kg ó 47.6 g

Fuente 10-30-10

$$\begin{aligned} 100 \text{ g (10-30-10)} &\rightarrow 30 \text{ g de P}_2\text{O}_5 \\ X \text{ g (10-30-10)} &\rightarrow 168 \text{ g} \end{aligned}$$

560 g (de 10-30-10 para aportar
168 g de P₂O₅)

$$\begin{aligned} 100 \text{ g (10-30-10)} &\rightarrow 10 \text{ g de N} \\ 560 \text{ g (10-30-10)} &\rightarrow X \text{ g} \end{aligned}$$

560 g (de 10-30-10 me aportan

56 g de N).

Potasio
288-56g = 232 g faltantes

Fuente K-Mag (22% K - 18% Mg)

100 g (K-Mag) → 18g de MgO

X g (K-Mag) → 34 g

Necesitó **189 g** de K-Mag para aportar 34 gr. de MgO100 g (K-Mag) → 22 g de K₂O

189 g (K-Mag) → X g

Aportan 41,58 g de K₂O

232 – 41,58 = 190,42 g de K

Fuente KCl (60% K)100 g (K-Mag) → 60 g de K₂O

X g (K-Mag) → 190,42 g

Necesito **317,4 g** de KCl

Fuente	Cantidad (g/m ³)
10-30-10	560
K-Mag	189
KCl	317,4

ANEXO 6 Fórmula propuesta por la literatura para la aplicación de fertirriego

Se requiere disolver en 1000 litros de agua:

MACRONUTRIMENTOS	
Nitrato de calcio	1228 g
Nitrato de potasio	646 g
Sulfato de Magnesio	950 g
Ácido fosfórico	172,5 ml
MICRONUTRIMENTOS	
Sulfato ferroso	18.62 g
Sulfato de manganeso	4.1 g
Sulfato de cobre	2.0 g
Sulfato de zinc	2.2 g
Ácido bórico	2.9 g

Acido fosfórico

Densidad 1,834 g/ml

$$172,5 \text{ ml} * \frac{1,834 \text{ g}}{\text{ml}} = 316,4 \text{ g H}_3\text{PO}_4$$

$$\text{PM} = 97,99 \text{ g}$$

$$97,99 \text{ g (H}_3\text{PO}_4) \rightarrow 30,97 \text{ ppm. de P}$$

$$316,4 \text{ g (H}_3\text{PO}_4) \rightarrow X \text{ ppm. de P}$$

100 ppm de P

Fosfato monoamónico

$$\text{PM} = 114,98$$

$$114,98 \text{ g (NH}_4\text{H}_2\text{PO}_4) \rightarrow 30,97 \text{ ppm. de P}$$

$$X \text{ g (NH}_4\text{H}_2\text{PO}_4) \rightarrow 100 \text{ ppm. de P}$$

371,3 g de NH₄H₂PO₄

$$114,98 \text{ g (NH}_4\text{H}_2\text{PO}_4) \rightarrow 14 \text{ ppm. de N}$$

$$371,3 \text{ g (NH}_4\text{H}_2\text{PO}_4) \rightarrow X \text{ ppm de N}$$

45 ppm. de N

Nitrato de Potasio

$$\text{PM} = 101,11 \text{ g}$$

$$101,11 \text{ g (KNO}_3) \rightarrow 39,10 \text{ ppm. de K}$$

$$646 \text{ g (KNO}_3) \rightarrow X \text{ ppm de K}$$

250 ppm. de K

$$101,11 \text{ g (KNO}_3) \rightarrow 14,01 \text{ ppm. de N}$$

$$646 \text{ g (KNO}_3) \rightarrow X \text{ ppm de N}$$

89,5 ppm. de K

Compuesto	Cantidad (g)	PM* (g)	Peso equivalente (PM/ # equiv**)
Ca(NO ₃) ₂	1228	164	82
KCl	477	74,6	74,6
MgSO ₄	950	246,5	123,25
NH ₄ H ₂ PO ₄	371,3	115	115

PM*=peso molecular ; # equiv**=número de equivalentes.

Partes por millón (ppm)

$$\text{ppm} = \text{mg/kg ; ml/m}^3;$$

$$\text{ppm} = (\text{meq/L}) * \text{peso atómico}$$

- Calculo de meq/l (mili equivalentes/litro) de cationes y aniones.

	PM	ppm	meq/l
Ca ²⁺	40	300	7,5
NO ₃ ⁻	62	464	7,5
K ⁺	39,1	250	6,4
Mg ²⁺	24	92	3,9
SO ₄ ⁻	96	370	3,9
NH ₄ ⁺	18	58	3,2
H ₂ PO ₄ ⁻	97	313	3,2

- Sumatoria de cationes y aniones.

cationes		aniones	
Ca	7,5	NO3	7,5
Mg	3,9	SO4	3,9
NH ₄	3,2	H2PO4	3,2
Σ	14,6	Σ	14,6

- Cuadro de doble entrada para diseñar solución nutritiva de tratamiento sometido a fertirrigación.

meq/L	NH ₄	Ca	Mg	H	Total
NO ₃		7,5			7,5
H2PO ₄	3,2				3,2
SO ₄			3,9		3,9
Total	3,2	7,5	3,9	-	14,6

ANEXO 7. Instrumentos utilizados en la medición de las condiciones ambientales.



ANEXO 8. Condiciones climáticas registradas dentro del invernadero durante los meses de Febrero-Abril 2007. Santa Clara. San Carlos.

Fecha	Hora	DDS	Temp (°C)	HR (%)	Intensidad Lumínica	Fecha	Hora	DDS	Temp (°C)	HR (%)	Intensidad Lumínica
07/02/2007	6:00	8	25,05	85,6	0,93962	20/02/2007	6:00	21	22,81	84,5	0,91269
07/02/2007	9:00	8	33,47	69,0	0,94763	20/02/2007	9:00	21	24,68	90,5	0,93361
07/02/2007	12:00	8	36,38	49,5	0,94474	20/02/2007	12:00	21	26,73	70,8	0,93650
07/02/2007	3:00	8	29,39	48,3	0,69014	20/02/2007	3:00	21	32,26	50,0	0,93272
08/02/2007	6:00	9	26,54	71,2	0,93828	21/02/2007	6:00	22	27,74	71,5	0,92871
08/02/2007	9:00	9	31,28	65,4	0,92248	21/02/2007	9:00	22	30,32	72,0	0,93806
08/02/2007	12:00	9	35,29	45,3	0,93828	21/02/2007	12:00	22	34,61	45,7	0,95409
08/02/2007	3:00	9	27,21	61,0	0,93560	21/02/2007	3:00	22	34,07	44,5	0,93628
09/02/2007	9:00	10	32,36	65,4	0,94986	22/02/2007	9:00	23	32,85	60,8	0,95364
09/02/2007	12:00	10	31,65	55,8	0,93316	22/02/2007	12:00	23	37,82	45,9	0,95275
09/02/2007	3:00	10	30,85	58,9	0,94362	22/02/2007	3:00	23	27,41	68,1	0,93672
10/02/2007	6:00	11	26,32	74,2	0,94696	23/02/2007	6:00	24	26,10	76,3	0,92938
10/02/2007	9:00	11	30,67	70,1	0,94540	23/02/2007	9:00	24	29,39	71,9	0,94585
10/02/2007	12:00	11	35,13	60,0	0,95052	23/02/2007	12:00	24	31,32	50,0	0,93739
10/02/2007	3:00	11	30,50	63,4	0,92248	23/02/2007	3:00	24	30,77	46,1	0,93984
11/02/2007	6:00	12	26,54	71,2	0,93316	24/02/2007	6:00	25	31,03	60,7	0,90067
11/02/2007	9:00	12	31,28	54,2	0,94006	24/02/2007	9:00	25	29,81	47,8	0,89021
11/02/2007	12:00	12	35,28	56,0	0,94340	24/02/2007	12:00	25	34,96	50,2	0,94741
11/02/2007	3:00	12	31,14	65,4	0,93828	24/02/2007	3:00	25	30,83	55,4	0,94185
12/02/2007	6:00	13	27,29	73,2	0,92960	25/02/2007	6:00	26	28,03	70,8	0,94029
12/02/2007	9:00	13	28,68	83,5	0,94429	25/02/2007	9:00	26	30,52	58,3	0,94073
12/02/2007	12:00	13	33,13	56,8	0,94429	25/02/2007	12:00	26	33,03	55,6	0,94251
12/02/2007	3:00	13	34,44	54,0	0,91381	25/02/2007	3:00	26	34,15	49,3	0,93428

13/02/2007	6:00	14	28,82	77,5	0,95342	26/02/2007	6:00	27	26,61	78,6	0,89689
13/02/2007	9:00	14	33,63	53,2	0,95787	26/02/2007	9:00	27	32,67	72,6	0,94741
13/02/2007	12:00	14	33,61	59,8	0,95008	26/02/2007	12:00	27	36,23	49,6	0,95386
13/02/2007	3:00	14	33,75	59,6	0,92137	26/02/2007	3:00	27	32,42	55,6	0,94563
14/02/2007	6:00	15	27,32	69,0	0,92315	27/02/2007	6:00	28	26,45	76,4	0,58176
14/02/2007	9:00	15	34,49	53,1	0,94607	27/02/2007	9:00	28	30,88	70,5	0,93650
14/02/2007	12:00	15	38,97	46,2	0,95787	27/02/2007	12:00	28	37,70	57,0	0,94830
14/02/2007	3:00	15	39,73	39,4	0,95653	27/02/2007	3:00	28	35,14	53,9	0,93138
15/02/2007	6:00	16	27,34	68,3	0,92560	28/02/2007	6:00	29	27,04	76,1	0,30669
15/02/2007	9:00	16	31,88	54,2	0,95498	28/02/2007	9:00	29	30,65	84,8	0,94741
15/02/2007	12:00	16	34,30	53,4	0,94473	28/02/2007	12:00	29	36,34	44,5	0,94941
15/02/2007	3:00	16	33,87	51,2	0,94207	28/02/2007	3:00	29	30,77	45,5	0,94318
16/02/2007	9:00	17	33,46	57,6	0,95609	01/03/2007	9:00	30	32,94	62,5	0,94718
16/02/2007	12:00	17	37,30	37,1	0,95520	01/03/2007	12:00	30	40,08	53,3	0,95008
16/02/2007	3:00	17	37,91	34,7	0,94986	01/03/2007	3:00	30	37,70	45,9	0,93272
17/02/2007	6:00	18	27,54	65,1	0,95097	02/03/2007	6:00	31	29,74	70,4	0,93116
17/02/2007	9:00	18	31,41	54,2	0,95052	02/03/2007	9:00	31	33,30	75,1	0,95052
17/02/2007	12:00	18	41,58	44,7	0,95052	02/03/2007	12:00	31	38,28	57,6	0,94937
17/02/2007	3:00	18	37,30	37,1	0,95520	02/03/2007	3:00	31	32,69	53,2	0,94741
18/02/2007	6:00	19	27,34	68,3	0,91269	03/03/2007	6:00	32	27,32	81,9	0,91825
18/02/2007	9:00	19	30,43	63,4	0,94162	03/03/2007	9:00	32	34,49	71,0	0,94696
18/02/2007	12:00	19	35,16	56,0	0,94451	03/03/2007	12:00	32	38,97	45,3	0,95220
18/02/2007	3:00	19	26,41	67,2	0,93272	03/03/2007	3:00	32	39,73	54,3	0,94040
19/02/2007	6:00	20	22,52	69,7	0,67412	04/03/2007	6:00	33	27,54	78,2	0,58176
19/02/2007	9:00	20	21,24	87,5	0,91936	04/03/2007	9:00	33	31,41	62,5	0,93650
19/02/2007	12:00	20	23,30	85,1	0,93584	04/03/2007	12:00	33	41,58	53,3	0,94830
19/02/2007	3:00	20	23,96	86,7	0,85616	04/03/2007	3:00	33	37,30	45,9	0,93138