



UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS

ESCUELA DE PREGRADO

MEMORIA DE TÍTULO

**EVALUACIÓN DE TRES SUSTRATOS EN LA PRODUCCIÓN DE
PLANTINES DE LECHUGA (*Lactuca sativa* L.) Y SU
COMPORTAMIENTO POSTRASPLANTE**

CARLOS ANDRÉS MUÑOZ BAEZA

SANTIAGO-CHILE
2014

UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
ESCUELA DE PREGRADO

MEMORIA DE TÍTULO

**EVALUACIÓN DE TRES SUSTRATOS EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTINES
DE LECHUGA (*Lactuca sativa* L.) Y SU COMPORTAMIENTO POSTRASPLANTE**

**EVALUATION OF THREE SUBSTRATES IN LETTUCE (*Lactuca sativa* L.)
SEEDLINGS PRODUCTION OF LETTUCE (*Lactuca sativa* L.) AND THEIR
POSTTRANSPLANT BEHAVIOR**

CARLOS ANDRÉS MUÑOZ BAEZA

SANTIAGO – CHILE
2014

UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
ESCUELA DE PREGRADO

**EVALUACIÓN DE TRES SUSTRATOS EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTINES
DE LECHUGA (*Lactuca sativa* L.) Y SU COMPORTAMIENTO POSTRASPLANTE**

Memoria para optar al título profesional de:
Ingeniero Agrónomo
Mención: Fitotecnia

CARLOS ANDRÉS MUÑOZ BAEZA

PROFESORES GUÍAS

Sr. Ricardo Pertuzé C.,
Ingeniero Agrónomo, Ph.D.

CALIFICACIONES

6,5

PROFESORES EVALUADORES

Sra. Loreto Prat del R.,
Ingeniero Agrónomo, Mg. Sc.

6,2

Sr. Víctor Escalona C.,
Ingeniero Agrónomo, Dr.

6,5

SANTIAGO - CHILE
2014

AGRADECIMIENTOS

Quisiera dedicar este trabajo a todas aquellas personas que me acompañaron en este proceso, que me brindaron una palabra de apoyo para seguir adelante, para darme fuerzas y poder terminar esta hermosa etapa universitaria.

Primero que todo, agradezco a mi madre, Elizabeth, sin duda es la persona a quien le debo todo, si no fuese por ella, jamás habría podido estudiar, jamás habría llegado a la Universidad de Chile y mucho menos lograr ser un Ingeniero Agrónomo. Es la persona más importante en mi vida y le agradezco infinitamente haberme permitido estudiar una carrera tan linda.

También agradezco a toda mi familia, en especial a mi hermana Cristina, mis sobrinos Valentina y Matías y a mi primo Emilio. Les agradezco por creer en mí y por apoyarme cuando más lo necesité. No puedo olvidar mencionar a alguien que seguramente estaría muy orgulloso de lograr esta meta, mi tata Plácido.

Sin duda debo agradecer también a todos aquellos que hicieron mis días más alegres, aquellos que en los momentos más estresados estuvieron ahí para aportar con su “buena onda”, me refiero a Gonzalo, Miguel, Darío, Jorge, etc., todos ellos fueron un gran apoyo y una gran distracción cuando necesite reorganizar las ideas y enfocarme en los estudios.

No puedo olvidar a todos mis compañeros de carrera, son muchos para nombrarlos, pero les agradezco enormemente haber hecho de la linda etapa universitaria, una etapa que jamás olvidaré. Especialmente le agradezco a quién fue mi mayor fortaleza, mi compañera por mucho tiempo y la persona que más me ayudo en este proceso, Fernanda.

Finalmente, quisiera agradecer a dos profesores que han sido fundamentales en este proceso, la profesora María Luisa Tapia, quien fue la persona que inculcó en mí el gusto y pasión por la Horticultura e Hidroponía, abriéndome los ojos a un mundo verde y maravilloso. Y en segundo lugar, al profesor Ricardo Pertuzé, quien me “adoptó” en el proceso de titulación, y ha sido fundamental en el logro de este estudio.

ÍNDICE

RESUMEN	1
ABSTRACT.....	2
INTRODUCCIÓN.....	3
Hipótesis	5
Objetivo.....	5
MATERIALES Y MÉTODOS	6
Materiales.....	6
Métodos	7
Diseño experimental y tratamientos.....	7
Establecimiento del ensayo.....	7
Preparación de las bandejas y planchetas de Espuma Agrícola.....	7
Producción de almácigos	8
Riego.....	8
Fertilización	8
Trasplante.....	8
Evaluaciones	9
Etapa de almácigo	9
Etapa de campo	9
Análisis estadístico.....	11
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	13
Etapa de almácigo	13
Altura	14
Área foliar	15
Color de hoja.....	16
Materia fresca.....	17
Materia seca	18
Etapa de campo	19
Porcentaje de plantas perdidas	19

Número de hojas totales	19
Altura de plantas	20
Área foliar	21
Color de hoja.....	22
Materia fresca.....	23
Materia seca	24
Disgregación del cepellón.....	25
CONCLUSIONES	26
BIBLIOGRAFÍA	27
APÉNDICES.....	30
ANEXOS	32

RESUMEN

La producción hortícola nacional abarca una gran diversidad de cultivos, dentro de los cuales la lechuga destaca por sus 5.425 ha (ODEPA, 2013), como también por su consumo masivo.

El presente estudio intenta evaluar la factibilidad de utilizar Espuma Agrícola Ultrafoam® Rooting Media en reemplazo de los sustrato convencionales empleados tanto en horticultura convencional como en hidroponía, como son la turba, perlita expandida y lana de roca, con el objetivo de comprobar una mayor precocidad en la obtención de plantines con aptitudes óptimas para trasplante y también conferir una mayor resistencia al shock postrasplante.

Se produjeron plantines en un invernadero utilizando bandejas plásticas termoformadas con 162 alvéolos de 16 cm³ de volumen por alvéolo. Como sustrato se utilizó turba rubia, lana de roca y perlita expandida, además de la espuma agrícola.

Cuando se obtuvo las condiciones óptimas para el trasplante, los plantines fueron llevados a una parcela experimental para evaluar su comportamiento hasta 20 días postrasplante.

Los resultados mostraron que en la etapa de almácigo los plantines obtenidos en espuma agrícola no fueron más precoces que los producidos en los demás sustratos, siendo los producidos en la mezcla turba-perlita los que mostraron mayor precocidad y superiores estadísticamente en altura, área foliar, color y materia fresca, no encontrándose diferencia estadísticamente significativa en el parámetro de materia seca.

El comportamiento postrasplante de los distintos tratamientos, mostró que la mezcla turba-perlita fue estadísticamente superior solo en el parámetro de materia seca, en tanto que en las demás evaluaciones, no se encontró diferencia entre los tratamientos.

Palabras clave

Plantín

Turba

Perlita

Lana de roca

Espuma agrícola

ABSTRACT

The national horticultural production includes a great variety of crops. Lettuce is one of the most important crops for Chile because of the planted area 5.425 ha according to the Agrarian Policy and Research Office (ODEPA for its acronym in Spanish), and its massive consumption.

This investigation aims to assess the feasibility of using agricultural foam Ultrafoam® Rooting Media in order to replace conventional substrates, like peat moss, expanded perlite and rockwool, used in both conventional horticulture and hydroponics with the objective of proving two facts: that seedlings can be obtained earlier in time with optimal capability to be transplanted and that this product can give them more resistance after being transplanted.

Seedlings were grown in a greenhouse using thermoformed plastic trays with 162 cells of 16 cm³ each. In addition to agricultural foam, peat moss, rockwool and expanded perlite were used as substrates.

When optimal conditions for transplant were found, the seedlings were taken to an experimental plot to evaluate their evolution for 20 days after being transplanted.

The results showed that the seedlings obtained in agricultural foam grew slower than seedlings obtained in the other substrates during the nursery period. The seedlings in which the mixture of peat moss and perlite was used grew faster and were statistically superior in relation to height, foliar area, color and fresh matter criteria and no significant differences were found in relation to dry matter criterion.

The behavior of seedlings after being transplanted showed that the mixture of peat moss and perlite was statistically superior just in the dry matter criterion, while in other evaluations differences were not found.

Key words

Seedlings

Peat moss

Perlite

Rockwool

Agricultural foam

INTRODUCCIÓN

En la actualidad la producción nacional de hortalizas abarca una gran diversidad de cultivos, dentro de los cuales, la lechuga (*Lactuca sativa* L.) se ubica como uno de los principales con 5.425 ha (ODEPA, 2013), destacando también por ser la hortaliza de hoja más cultivada y consumida en forma cruda (Giaconi y Escaff, 2001).

Según estimaciones de ODEPA (2013), el conjunto de la producción hortícola nacional utiliza un total de 67.297 ha, concentrándose en un 84,47% entre las regiones de Coquimbo y del Maule.

Para suplir la demanda de plantas, los productores recurren habitualmente a plantineras, las cuales ofrecen un sinnúmero de alternativas, desde diferentes volúmenes alveolares hasta distintos cultivares, dependiendo de la finalidad de la producción. En términos generales, un plantín de buena calidad para el trasplante de hortalizas, se identifica por ser vigoroso, con una altura de 10 a 15 cm, ausencia o mínima clorosis, buen desarrollo radical y libre de pestes y enfermedades (Leskovar, 2001; Vavrina, 2004; Santos, 2007).

Quesada y Méndez (2005), indican que la necesidad de cumplir con una constancia en oferta y calidad, ha llevado a que la producción de almácigos de hortalizas se desarrolle de tal forma que actualmente sea una especialidad por sí misma. Esto, debido principalmente a que de un buen almácigo depende todo el cultivo posterior, por lo que las aplicaciones tecnológicas y el conocimiento técnico en su elaboración son un requerimiento primordial.

Para que un plantín se desarrolle correctamente, debe contar con un sustrato que proporcione las condiciones óptimas para esto. Dentro de las principales características que definen a un buen sustrato, las físicas son de vital importancia para el normal desarrollo de un plantín, pues determinarán la disponibilidad de oxígeno, la movilidad del agua y la facilidad para la penetración de la raíz. Además, Leskovar (2001) indica que las principales funciones del medio para sostener el crecimiento son: fuente de nutrientes, retención y disponibilidad de agua, mantener un eficiente intercambio de gases, y dar soporte a la planta.

Pastor (1999) indica que las características físicas de un sustrato están dadas por la estructura interna de las partículas, su granulometría y disposición. Destacándose las siguientes características: Densidad real y aparente, distribución granulométrica, porosidad y aireación, retención de agua, permeabilidad, distribución del tamaño de poros y estabilidad estructural. Así también, las características químicas para un buen sustrato están definidas por la composición del material, el cual determina la transferencia de nutrientes entre el sustrato y la solución del mismo. Las principales características químicas que definen a un sustrato son capacidad de intercambio catiónico, pH, capacidad tampón, contenido de nutrientes y relación Carbono/Nitrógeno.

El carácter biológico de los materiales para sustratos, cuando estos son orgánicos, determina que estos sean susceptibles a degradación mediante reacciones químicas de hidrólisis, o bien, por la acción de microorganismos (Burés, 1999, citado por Pastor, 1999). Por lo tanto, el contenido de materia orgánica y la velocidad de descomposición serán fundamentales para determinar la duración y comportamiento del sustrato.

Dentro de un sustrato ideal, la cantidad de poros debe acercarse a un 85% del total del volumen del alvéolo, para lo cual, los productores de plantines utilizan normalmente sustratos en base a turba en asociación con otros materiales. Los componentes más comunes del medio radical son turba-arena (2:1), turba-perlita (2:1) o turba-poliestireno expandido (2:1) (Leskovar, 2001). No obstante, Tapia y Caro (2009) señalan que los plantines de lechuga producidos en lana de roca granular (Agrolan®) evidencian un mayor crecimiento en el estado de 2^a – 3^a hojas verdaderas respecto a los producidos en perlita expandida.

Otro aspecto importante a tomar en consideración al momento de realizar un almácigo, es el volumen del alvéolo a utilizar y la altura de éste. Milks *et al.* (1989) y Spomer (1975) citados por Ullé *et al.* (2009), encontraron que para un mismo volumen de contenedor, en los de mayor altura el agua estaba más sujeta a la fuerza gravitacional, provocando mayor drenaje interno y desecamiento del sustrato. Por el contrario, en contenedores de menor altura, el agua se encontraba más influenciada por las fuerzas de adhesión entre partículas del sustrato, no dejando drenar ésta tan fácilmente. En ese mismo sentido, trabajos desarrollados con contenedores de altura de 15 cm, 10 cm, 8 cm y 5 cm, encontraron un contenido de agua volumétrica de 64%, 70%, 76% y 82% respectivamente (Fonteno, 1988, citado por Ullé *et al.* 2009). No obstante, la tasa de crecimiento de la parte aérea y radical, están gobernados por factores interdependientes. Ullé *et al.* (2009), indican que la disminución del volumen del contenedor puede provocar una importante restricción del volumen de raíces, comprometiendo el posterior comportamiento postrasplante.

Junto con la elección de un tamaño de alvéolo y sustrato adecuado, Alvarado y Rojas (1996) indican que para obtener un plantín de calidad óptima al trasplante, éste debe tener su sistema de raíces completamente adherido al sustrato, formando una estructura que no presente disgregación. Plantines de lechugas que presenten una agregación óptima del sustrato al momento del trasplante, siempre alcanzarán una tasa de crecimiento mayor que aquellos que presenten disgregación (Aillapán, 1997).

La producción de plantines incluye procesos complementarios a la siembra de semillas o llenado de bandejas, especialmente en este último punto, debido a que las empresas plantineras normalmente reutilizan las bandejas alveoladas para multiplicar los plantines, con el consiguiente riesgo de contagio de enfermedades o pestes¹.

Ultrafoam® Rooting Media, es una espuma agrícola utilizada para la producción industrial de plantines, se presenta como una nueva alternativa de sustrato respecto de los usos

¹ María Luisa Tapia Figueras. Ingeniero Agrónomo M. Sc. Profesor Cátedra Horticultura, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de Chile, 2011 (comunicación personal).

actualmente. No necesita ser desinfectado porque es totalmente aséptico, descartando los costos por desinfección de bandeja, no necesita una bandeja o contenedor para tomar forma, ahorrando costos en el llenado y preparado de la cama de propagación; además brinda una elevada protección a las raíces garantizando un correcto y óptimo rendimiento en el campo; alta capacidad de agua fácilmente disponible, suficiente suministro de aire y baja densidad. Un aspecto fundamental que destaca es la muy baja proporción de sólidos de Ultrafoam® Rooting Media (2% del volumen total) con respecto de cualquier otro material (consecuencia de su elevada porosidad), lo que indica que en un volumen determinado de la espuma agrícola habrá más espacio disponible para el agua y el aire que en un mismo volumen de otro sustrato².

Por lo anteriormente expuesto se plantea la siguiente hipótesis.

Hipótesis

La espuma agrícola Ultrafoam® Rooting Media favorece una mayor precocidad en la obtención de plantines de lechuga y un mejor comportamiento postrasplante.

Objetivo

Evaluar el desarrollo de plantines de lechuga, obtenidos en diferentes sustratos, hasta el estado de 4 hojas y su crecimiento y desarrollo hasta 20 días postrasplante.

² Rodrigo Carmona. Ingeniero Agrónomo. Gerente división Agrícola Flowercenter, 2011 (comunicación personal).

MATERIALES Y MÉTODOS

Este estudio se realizó entre los meses de agosto y noviembre del año 2011, en el Campus Antumapu de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de Chile (33°34'11"S 70°38'39"W, 625 m.s.n.m.). Se establecieron dos etapas, una de producción de plantines en invernadero y una segunda etapa de cultivo propiamente tal que se realizó al aire libre. Las evaluaciones y mediciones del material vegetal se realizaron en el Laboratorio de Horticultura e Hidroponía del Departamento de Producción Agrícola.

Materiales

El material vegetal necesario para el desarrollo del estudio correspondió a semillas de lechuga, *Lactuca sativa* L, cultivar Gallega de Invierno (Seminis). Dichas semillas presentaron un porcentaje de germinación previo a la siembra de 99%, registrado bajo las normas de la International Seeds Testing Association (ISTA, 1999).

Se utilizaron bandejas alveoladas termoformadas marca Protekta®, de 162 alvéolos, cuyas dimensiones exteriores son 54,4 cm x 28,2 cm, mientras que las dimensiones de cada alvéolo son de 4,5 cm de profundidad, diámetro superior de 2,5 cm y diámetro inferior de 1,2 cm. Cada alvéolo con un volumen de 16 cm³, en una configuración de 9 x 18.

Los sustratos empleados en las mezclas evaluadas corresponden a:

- Lana de roca granular Agrolan® (Compañía Industrial El Volcán S.A.).
- Perlita expandida A6 (Harborlite Chile Ltda.).
- Turba rubia, Sunshine Mix N°6 (Sun Gro Horticulture Inc.).
- Espuma agrícola Ultrafoam® Rooting Media (Fenocol, comercializado en Chile por Flowercenter), cuyas planchetas están configuradas en un total de 162 cepellones con un volumen unitario de 14 cm³, una superficie de 4 cm² y una profundidad de 3,5 cm por alvéolo.

Métodos

Diseño experimental y tratamientos

Se utilizó un diseño experimental completamente aleatorizado, con 3 tratamientos y 3 repeticiones (Cuadro 1), donde cada muestra fue elegida al azar.

La unidad experimental en el periodo de almácigo fue de 162 plantines, siendo la unidad muestral de 50 plantines al azar. Una vez que éstos fueron transplantados a condiciones de campo, la unidad experimental fue de 20 plantas por repetición y la unidad muestral de 3 plantas. En terreno se respetó el diseño utilizado durante el almácigo.

Cuadro 1: Tratamientos evaluados

Tratamiento	Sustrato o Mezcla (% base a volumen prehidratado)
T1	70% Turba rubia + 30% Perlita expandida A6
T2	50% Lana de roca + 50% Perlita expandida A6
T3	Espuma Agrícola Ultrafoam® Rooting Media

Establecimiento del ensayo

El lugar físico para el desarrollo de los plantines correspondió a un invernadero de vidrio con aire acondicionado a 20 °C, proporcionado por estufas TGM. Dentro de dicho invernadero se dispuso una mesa de 1,5 m de altura, colocando sobre ésta las bandejas alveoladas y las planchetas de espuma agrícola ordenadas aleatoriamente.

Preparación de las bandejas y planchetas de Espuma Agrícola

Las bandejas de T1 se rellenaron con la mezcla pre hidratada de turba rubia y perlita expandida, mientras que las bandejas de T2 se rellenaron con lana de roca granulada y perlita expandida previamente hidratadas para luego ser sembradas. La espuma agrícola se hidrató al 100%.

Producción de almácigos

Todos los tratamientos fueron sembrados el día 13 de julio del 2011, para luego ser llevados a cámara de germinación a una temperatura constante de 20°C durante 48 horas. En el caso de T1 y T2, las bandejas se rellenaron hasta dejar una altura libre de 1 cm, depositando las semillas y cubriéndolas con el sustrato faltante que correspondía según cada tratamiento. En el caso de la espuma agrícola, las semillas se depositaron en orificios de un cm de profundidad, previamente perforados luego de la hidratación de las bandejas.

El tiempo de producción de almácigos duró hasta el 7 de septiembre del 2011, totalizando 52 días desde siembra hasta el momento óptimo de trasplante (4-5 hojas).

Riego

Previamente a la aplicación del riego en la etapa de almácigo, se midieron los parámetros de temperatura, conductividad eléctrica y pH.

Durante la etapa de almácigo, se abasteció de agua y solución nutritiva Hoagland II-modificada (Hoagland y Arnon, 1950) diluida al 50%, utilizando un sistema de riego subsuperficial, el que por ascenso capilar hidrató a las plántulas; efectuándose periódicamente dependiendo de las condiciones hídricas de los sustratos.

Cuando los plantines estuvieron transplantados, se emplearon 2 cintas de riego por mesa, con goteros distanciados a 0,2 metros, con un caudal de $2 \text{ L}\cdot\text{m}^{-1}\cdot\text{h}^{-1}$.

Fertilización

Para el periodo de almácigo, la fertilización fue a través de la solución nutritiva. Cabe destacar que el pH de la solución debió ser corregido a fin de mantenerlo entre 5,5 y 6,5.

En la etapa de cultivo en suelo, la fertilización se realizó en forma tradicional, aportando $75 \text{ kg N}\cdot\text{ha}^{-1}$ en dos parcializaciones para su mayor eficiencia; el fósforo y el potasio se localizaron e incorporaron al momento del trasplante en una dosis de $50 \text{ kg P}_2\text{O}_5\cdot\text{ha}^{-1}$ y $120 \text{ K}_2\text{O}\cdot\text{ha}^{-1}$ respectivamente (Lorente y Yuste, 1998; Giaconi y Escaff, 2001).

Trasplante

Previamente a la selección de plantines para el trasplante, se procedió a preparar la zona de cultivo al aire libre, que consistió básicamente en realizar labores culturales pertinentes a la habilitación del terreno, como son aradura y rastraje. Con esto, el suelo quedó apto para realizar el trasplante de los plantines, labor que fue realizada con la ayuda de una

herramienta cuya forma piramidal permitió que el cepellón entrara fácilmente en el suelo. Luego de esto, se introdujo el cepellón hasta quedar a ras de suelo, presionándolo suavemente para eliminar cualquier burbuja de aire que pudiese quedar remanente en el espacio entre cepellón y suelo.

Luego de alcanzado el estado fenológico óptimo (4 a 5 hojas completamente desarrolladas), los plantines fueron transplantados a campo. Para esto, se consideró un marco de plantación de 15 cm x 15 cm en doble hilera, sobre mesas de 50 cm de ancho.

Evaluaciones

Etapa de almácigo

Durante la etapa de almácigo se realizaron los siguientes análisis diarios:

Cuantificación de días grado a emergencia, cotiledones expandidos, aparición de primera hoja verdadera, 2^a, 3^a y 4^a hojas completamente expandidas. Para lo cual se utilizó la siguiente fórmula:

$$DG = \sum \frac{(T_{max} + T_{min} - T_{umbral})}{2}$$

Temperatura umbral= 5°C (Encalada, 2000, Merlet, 1997).

- **Estados fenológicos:** Se determinó el número de hojas verdaderas cuando el 50% de las plantas de un tratamiento alcanzó dicha hoja verdadera con al menos 15 mm de largo.

Etapa de campo

Al momento del trasplante se realizaron las siguientes mediciones, considerando un total de 50 muestras para las mediciones destructivas:

- **Altura de planta (cm):** Se midieron las plantas desde la inserción de los cotiledones hasta el extremo distal de la hoja más alta. Se utilizó una huincha métrica.
- **Área foliar (cm²):** Se midió el área foliar de todas las hojas de la planta utilizando un Integrador AF LI-COR®, modelo LI-3000A.

- **Color de hoja.** Se midió el color de la 4ª hoja verdadera de cada planta. Se utilizó un Colorímetro Portátil Triestímulo Minolta® Modelo CR-400 con iluminante C, con un ángulo de observación de 0°, calibrado con estándar blanco. La medición se realizó en la zona ecuatorial de la lámina por la cara adaxial. Los resultados se analizaron con un diagrama de cromaticidad del espacio de color $L^*a^*b^*$ y su sólido de color correspondiente.

El “espacio de color” está determinado por las coordenadas L^* , a^* y b^* , que definen un espacio cartesiano, en el que L^* corresponde a la claridad o luminosidad, mientras que a^* y b^* definen la cromaticidad. La Figura 1 grafica los parámetros de color (Minolta, 2007).

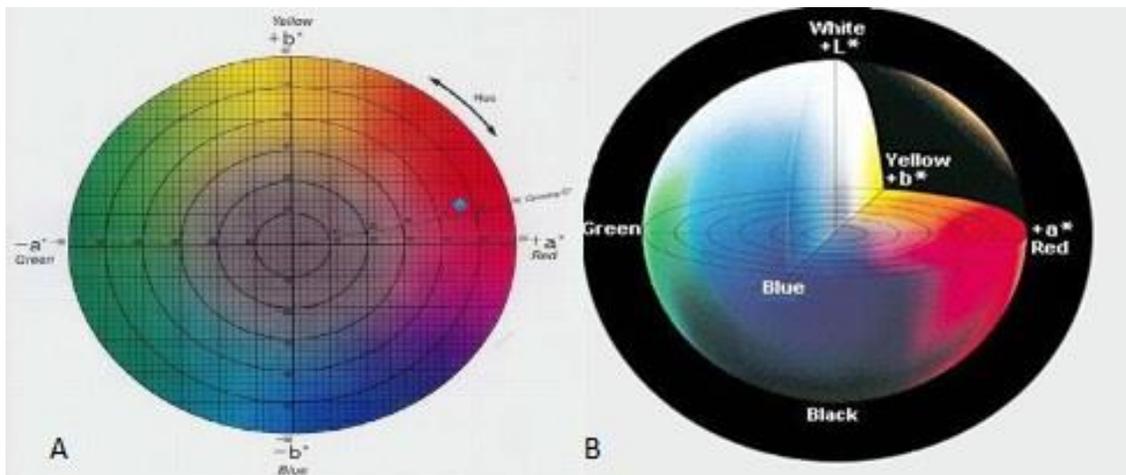


Figura 1. Diagrama de cromaticidad del espacio de color $L^*a^*b^*$ (A) y su sólido de color (B).

En el diagrama de cromaticidad del espacio de color $L^*a^*b^*$ (Figura 1-A), a^* y b^* indican la dirección del color, en donde $+a^*$ es en dirección roja, $-a^*$ en dirección verde, $+b^*$ en dirección amarilla y $-b^*$ en dirección azul. La Figura 1-B representa un sólido de color de las coordenadas de color L^* , a^* , b^* , por lo que el diagrama de color (A) corresponde a un corte horizontal del sólido de color (B), con un valor L^* constante, el que fluctúa entre 0 (negro) y 100 (blanco) (Minolta, 2007).

- **Materia fresca de la parte aérea (g):** Se cortaron las plantas de muestra por debajo de la inserción de los cotiledones y se determinó la masa utilizando una balanza electrónica (Adam Equipment Co Ltd., Modelo AAA 100 L, Dambury, CT, USA) de precisión de 0,1 mg.
- **Materia seca de la parte aérea (g):** Para obtener el materia seca de la parte aérea de las plantas se utilizó una estufa (Labtech modelo LDO-250F, Namyangu, Korea) con circulación forzada de aire a 70°C hasta obtener masa constante y luego se evaluaron utilizando una balanza electrónica (Adam Equipment Co Ltd., Modelo

AAA 100L, Dambury, CT, USA) de precisión de 0,1 mg.

Luego de 20 días postrasplante, se midió lo siguiente, considerando un total de 3 muestras para las mediciones destructivas:

- **Porcentaje de plantas perdidas (%).** Aquellas que presentaron marchitez o que se encontraron muertas.
- **Hojas totales (N°).** Se contó la totalidad de las hojas de cada planta evaluada y luego se promediaron.
- **Altura de planta (cm).** Se midieron las plantas desde la inserción de los cotiledones hasta el extremo distal de la hoja más alta. Se utilizó una huincha métrica.
- **Color de hoja.** Se midió el color de una hoja nueva, completamente desarrollada. Se utilizó un Colorímetro Portátil Triestímulo Minolta® Modelo CR-400 con iluminante C, con un ángulo de observación de 0°, calibrado con estándar blanco. La medición se realizó en la zona ecuatorial de la lámina por la cara adaxial. Los resultados se analizaron con un diagrama de cromaticidad del espacio de color L*a*b* y su sólido de color correspondiente.
- **Materia fresca de la parte aérea:** Se cortaron las plantas de muestra por debajo de la inserción de los cotiledones, y luego se evaluaron utilizando una balanza electrónica (Adam Equipment Co. Ltd., Modelo AAA 100 L, Dambury, CT, USA) de precisión de 0,1 mg.
- **Área foliar (cm²):** Se midió el área foliar de todas las hojas de la planta utilizando un Integrador AF LI-COR®, modelo LI-3000A.
- **Materia seca de la parte aérea (g):** Para obtener la materia seca de la parte aérea de las plantas se utilizó una estufa (Labtech modelo LDO-250F, Namyangu, Korea) con circulación forzada de aire a 70°C hasta obtener masa constante y luego se evaluaron utilizando una balanza electrónica (Adam Equipment Co. Ltd., Modelo AAA 100 L, Dambury, CT, USA) de precisión de 0,1 mg.

Análisis estadístico

Para determinar diferencias estadísticas entre tratamientos, los resultados obtenidos se sometieron a un análisis de varianza (ANDEVA), utilizando el programa estadístico Minitab 16.1. Cuando se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos, los

resultados se sometieron a la prueba de rango múltiple de Tukey con un nivel de significancia del 5% ($p < 0,05$).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Etapa de almácigo

Para el estudio realizado fue necesario contar con plantines que presentaran aptitudes óptimas para el trasplante a campo. Esto se logró luego de 54 días postsiembra (498,15 DG acumulados) en los que los plantines pudieron germinar, crecer y desarrollarse de manera normal. Las temperaturas registradas como DG y acumulación de DG se muestran en la Figura 2.

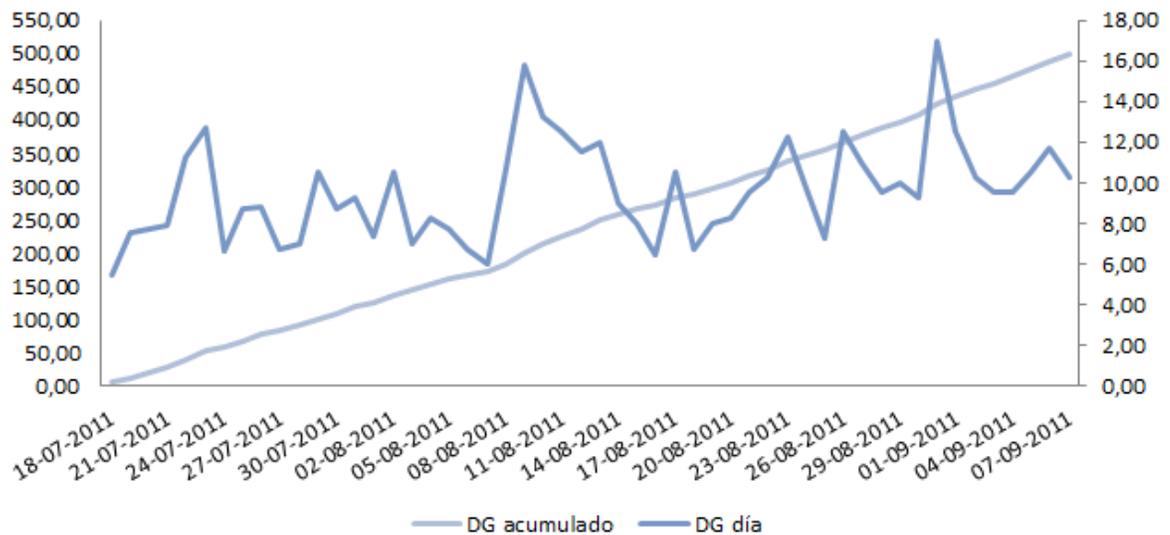


Figura 2: Acumulación de días grado una vez que los plantines fueron trasladados al invernadero. Esto ocurrió luego de dos días en que los tratamientos estuvieron en cámara de germinación.

El Cuadro 2 muestra como los distintos tratamientos completaron su desarrollo en la etapa de plantines, siendo T3 el que mostró valores significativamente mayores que T1 y T2, tardando más días en completar las distintas etapas de desarrollo.

Luego que todos los tratamientos completaron su estado óptimo de trasplante (4^a - 5^a hoja), todos fueron trasplantados el 7 de septiembre de 2011 (52 días postsiembra), seleccionando los plantines más vigorosos y homogéneos de cada tratamiento.

Cuadro 2: Desarrollo fenológico de los plantines previo al trasplante. T1 (70% Turba + 30% Perlita), T2 (50% Lana de roca+50% Perlita), T3 (Espuma agrícola).

Estado fenológico*			
Tratamiento	Máxima emergencia	Cotiledón expandido	5ª hoja verdadera
----- (días desde siembra) -----			
T1	6,67±0,57 b	9,33±0,57 b	45,33± b
T2	7,67±0,57 b	10,33±0,57 b	46, 67± b
T3	9,67±0,57 a	12,33±0,57 a	51,33± a

*Todos los estados fenológicos se consideraron cuando el 50% de las plantas presentaban la condición. Se presentan valores promedio (n=3) y su desviación estándar. Valores en cada columna con letras iguales no presentan diferencias estadísticamente significativas entre sí (Tukey, $P \geq 5\%$).

Altura

La Figura 3 muestra como el tratamiento T1 alcanzó un promedio de 13,6 cm de altura, mostrando diferencias significativas respecto de T2 y T3, los cuales mostraron promedios cercanos a los 9,4 cm de altura. Similar a esto, fue lo obtenido por Román (2011) al comparar sustratos inertes versus el control, formado por una mezcla de turba-perlita expandida en las mismas proporciones (70/30 v/v), en donde pudo observar que en el tratamiento control, los plantines de lechuga cv. Gallega de Invierno promediaron una altura de 8,0 cm, mientras que los plantines en sustratos inertes alcanzaron una altura promedio de 6,1 cm.

La perlita expandida y la lana de roca en T2, así como la espuma agrícola en T3, son absolutamente inertes, lo que los diferencia completamente de T1, el cual está constituido en un 70% por turba, la cual posee una serie de ácidos húmicos, fitoreguladores y materia orgánica, características que permiten a los plantines disponer de compuestos orgánicos primordiales para su desarrollo, justificado de esta manera la mayor altura respecto de T2 y T3 (Figura 3).

Al comparar distintas mezclas de sustratos en la producción de plantines de lechuga, Osorio (2011) observó que la mezcla I (compost-turba-perlita en proporción 70/0/30) fue estadísticamente distinto al tratamiento testigo (compost-turba-perlita en proporción 0/70/30), corroborando la incidencia que tiene la turba en el crecimiento de los plantines.

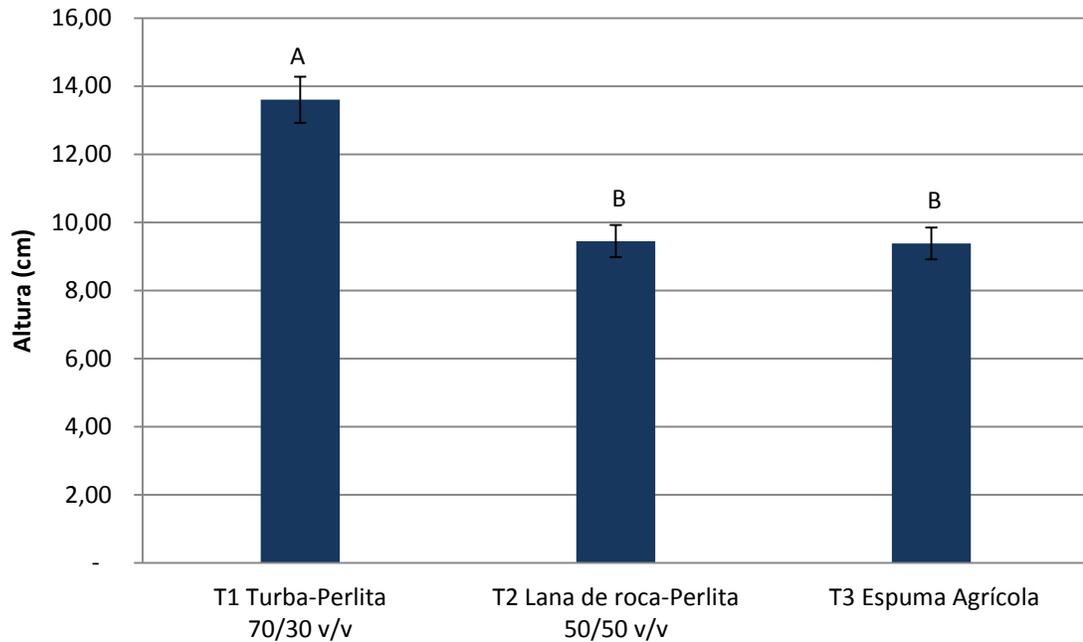


Figura 3. Altura de los plantines al estado de 4-5 hojas verdaderas (54 días post siembra y 498,15 DG. Barras con letras iguales no presentan diferencias estadísticamente significativas entre sí (Tukey, $P \geq 5\%$). El intervalo segmentado en cada barra indica la desviación estándar.

Área foliar

Este parámetro se encuentra en directa relación con la altura obtenida por los plantines al momento del trasplante, mostrando la misma tendencia que las demás mediciones, una considerable superioridad estadística de T1 respecto de los otros tratamientos (Figura 4).

La Figura 4 muestra como T1 supera significativamente en un 44,45% a T2 y en un 50,88% a T3. Tal como en el parámetro de altura, los tratamientos T2 y T3 no presentaron diferencias estadísticamente significativas entre sí. Aillapán (1997) obtuvo resultados similares, donde plantines de lechuga producidos en turba más perlita mostraban mayor área foliar que los producidos solo en sustratos inertes. Así también, Wang y Gregg (1994) observaron que los plantines de especies ornamentales que se desarrollaban en sustratos inertes como lana de roca, perlita y vermiculita, tanto solos como en mezcla, eran de menor tamaño que los producidos en sustratos con turba, presentando mayor área foliar.

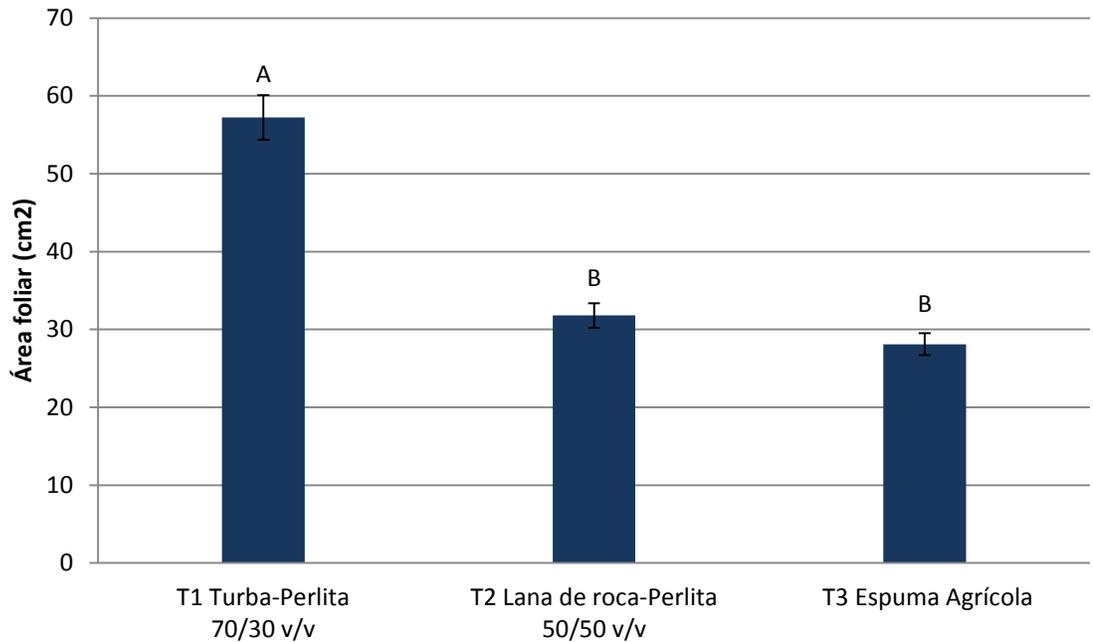


Figura 4. Área foliar de los plantines, al estado de 4-5 hojas verdaderas (54 días post siembra y 498,15 DG). Barras con letras iguales no presentan diferencias estadísticamente significativas entre sí (Tukey, $P \geq 5\%$). El intervalo segmentado en cada barra indica la desviación estándar.

Color de hoja

En el Cuadro 3 se presentan los resultados de la caracterización realizada al color de la 4ª hoja verdadera de cada plantín, específicamente se midieron los parámetros del espacio de color L^* , a^* y b^* .

Cuadro3. Caracterización del color de los plantines en la zona ecuatorial de la lámina por la cara adaxial.

Tratamiento	L^*		a^{*ns}	b^{*ns}
T1 (Turba-Perlita)	53,36±0,87	a	-17,05±0,18	28,97±0,80
T2 (Lana de roca-Perlita)	52,72±0,41	ab	-17,46±0,18	29,24±0,19
T3 (Espuma Agrícola)	51,20±0,67	b	-17,43±0,19	27,77±0,92

Se muestran valores promedio ($n=3$) de las evaluaciones de cada tratamiento y su desviación estándar. Valores en cada columna con letras iguales no presentan diferencias estadísticamente significativas entre sí (Tukey, $P \geq 5\%$). Columnas que indican ^{ns} no presentan diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos.

Analizando los datos del Cuadro 3 y la Figura 1 y, los valores para la cromaticidad de T1, T2 y T3 no presentan diferencias estadísticamente significativas, es posible deducir que para el parámetro “Color de hoja”, los tratamientos no tuvieron influencia alguna. Esto no ocurrió en la luminosidad de las hojas, mostrando valores significativamente superiores en T1 respecto de T3.

Materia fresca

Al momento del trasplante, la materia fresca de los distintos tratamientos mostró diferencias estadísticamente significativas, obteniendo T1 una masa un 44% y 50% mayor que T2 y T3 respectivamente (Figura 5).

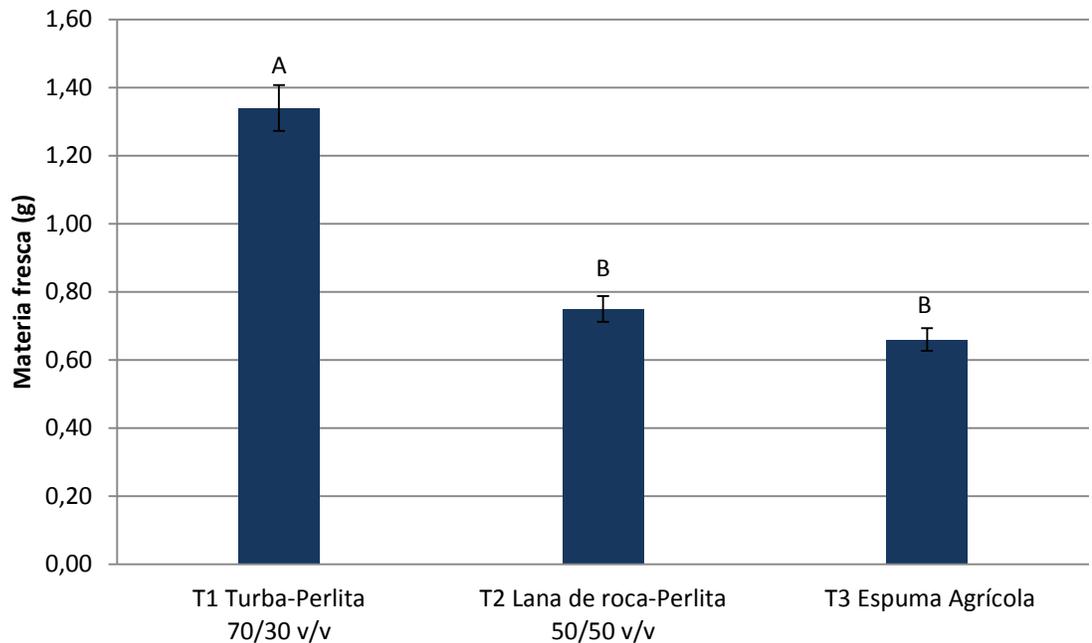


Figura 5. Materia fresca de la parte aérea del plantín, al estado de 4-5 hojas verdaderas (54 días post siembra y 498,15 DG). Barras con letras iguales no presentan diferencias estadísticamente significativas entre sí (Tukey, $P \geq 5\%$). El intervalo segmentado en cada barra indica la desviación estándar.

Es destacable la gran diferencia que presenta T1 respecto de los otros tratamientos, fundado en la actividad biológica que presenta al ser turba en un 70% del volumen total del sustrato. Similar fue lo obtenido por Tapia y Caro (2009), quienes observaron que en plantines de lechuga producidos en sustratos inertes, la materia fresca de la parte aérea al estado de 2-3 hojas verdaderas fluctuó entre 0,248 y 0,162 g/planta.

Materia seca

Acorde a lo sucedido con la materia fresca, T1 mostró una mayor materia seca que T2 y T3, no presentándose diferencias significativas entre estos últimos, promediando 0,2 g para T1 y 0,07 g y 0,06 g para T2 y T3, respectivamente (Figura 6).

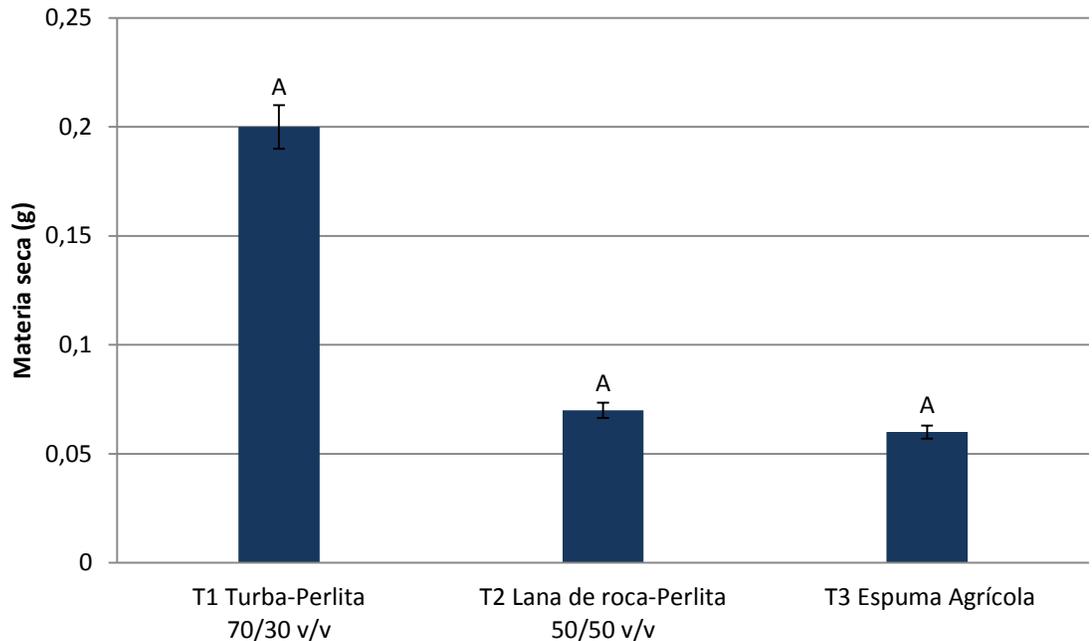


Figura 6. Peso seco de la parte aérea del plantín al estado de 4-5 hojas verdaderas (54 días post siembra y 498,15 DG). Barras con letras iguales no presentan diferencias estadísticamente significativas entre sí (Tukey, $P \geq 5\%$). El intervalo segmentado en cada barra indica la desviación estándar.

Si bien no existe diferencia estadística entre los tres tratamientos, los minerales aportados por la turba en T1 podrían justificar la diferencia de masa respecto de los tratamientos con sustratos inertes. Penningsfeld y Kurzmann (1983) citados por Aillapán (1997), indican que gracias al ácido *B*-indolacético (heteroauxina), entre otras materias orgánicas, estimulan la formación de raíces, favoreciendo un rápido e intensivo desarrollo de éstas. Esta cualidad es determinante para la absorción de nutrientes desde la solución nutritiva, aumentando la concentración de éstos en el plantín y por ende, una mayor acumulación de materia seca.

Etapa de campo

Veinte días postrasplante las plantas fueron evaluadas y analizadas en los siguientes parámetros.

Porcentaje de plantas perdidas

El establecimiento de los plantines en campo depende de la calidad que estos presenten al momento del trasplante. Waine (2003) indica que un plantín de buena calidad permite un establecimiento casi perfecto. Sin embargo, actores ajenos al estudio influyeron directamente en el establecimiento de las parcelas experimentales, como insectos fitófagos, que al momento de ser detectados fueron manejados de manera inmediata.

El Cuadro 4 no muestra diferencias significativas, a pesar que el tratamiento 3 muestra pérdidas de plantas ligeramente más altos que los otros tratamientos. Es importante considerar el hecho de que al momento del trasplante, los plantines de T3 presentaron un menor crecimiento que T1 (Figura 3), lo que asociado al ataque de insectos fitófagos, desencadenó que al momento de tomar las muestras para las evaluaciones postrasplante, el T3 fuera el tratamiento más dañado.

Cuadro 4: Porcentajes de plantas perdidas.

Tratamiento	Promedio plantas vivas	Porcentaje de pérdida
T1 (Turba-Perlita)	14,33 A	28,34%
T2 (Lana de roca-Perlita)	12,67 A	36,67%
T3 (Espuma Agrícola)	12,33 A	38,33%

No se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos (Tukey, $P < 5\%$)

Número de hojas totales

El número de hojas totales que presentaron los tratamientos luego de transcurridos 20 días postrasplante se muestran en la Figura 7.

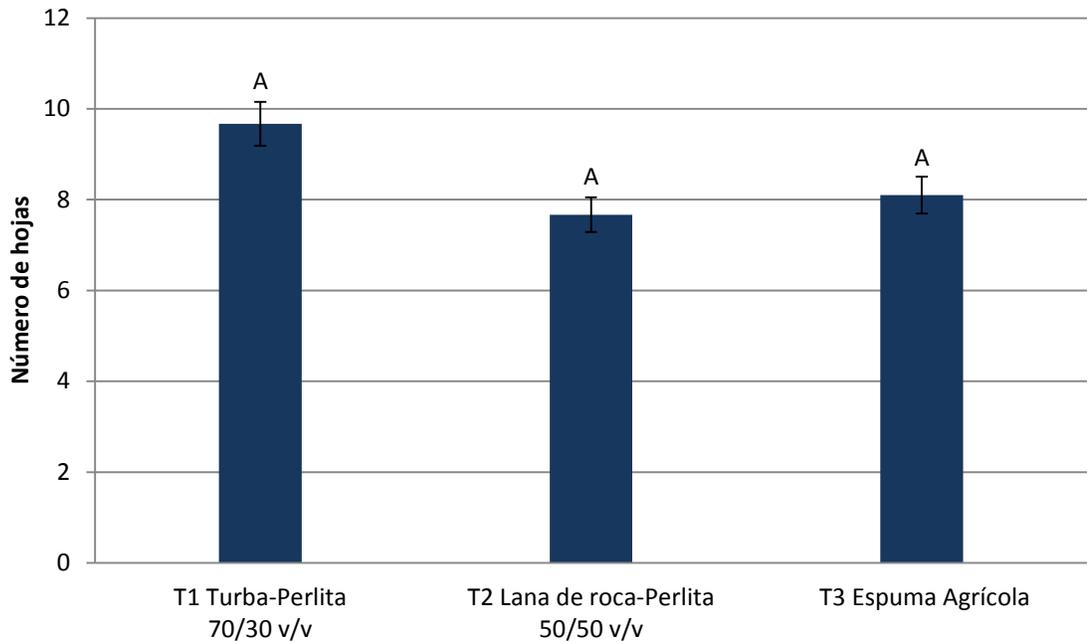


Figura 7. Número de hojas totales 20 días postrasplante. No se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos (Tukey, $P < 5\%$). El intervalo segmentado en cada barra indica la desviación estándar.

Al observar la Figura 7 es posible apreciar que los tratamientos no presentaron diferencias estadísticamente significativas, mostrando que para este parámetro, los sustratos utilizados no tuvieron efecto sobre el shock del trasplante. En donde T1 mostró un promedio de 9,67 hojas por planta, mientras que T2 promedio 7,67 hojas por planta y el tratamiento desarrollado en la Espuma Agrícola (T3), mostró un promedio de 8,11 hojas por planta.

Altura de plantas

Al momento del trasplante las alturas promedios de los distintos tratamientos fueron 13,6; 9,45 y 9,38 cm para T1, T2 y T3 respectivamente. Sin embargo, al observar el desarrollo de la altura 20 días postrasplante (Figura 8), es posible notar que ninguno de los tratamientos difirió estadísticamente respecto a los otros.

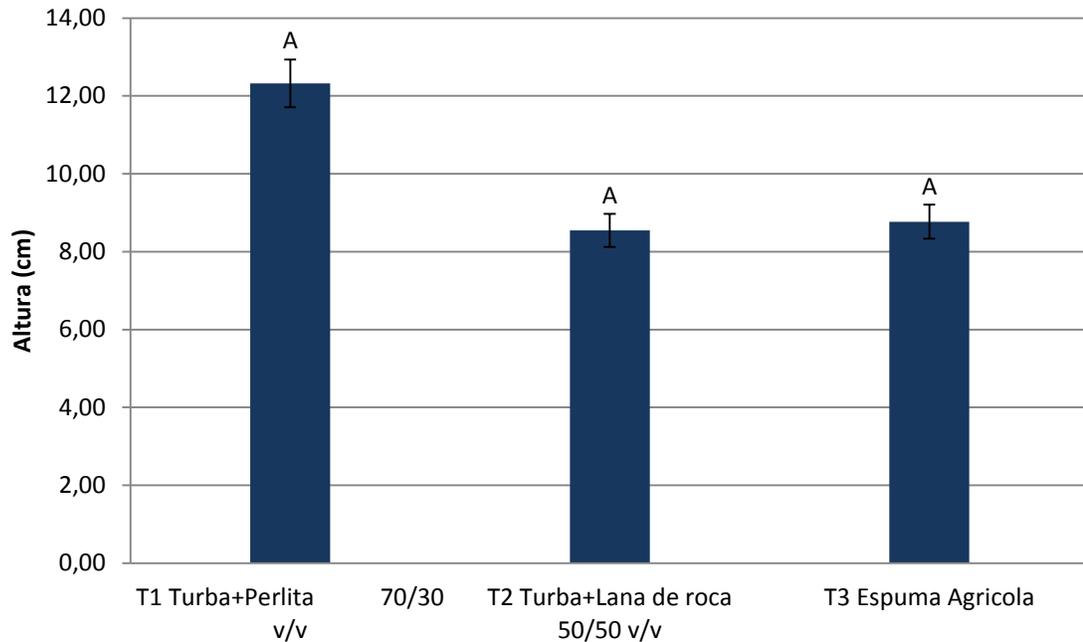


Figura 8. Altura de plantas 20 días postrasplante. Barras con letras iguales no presentan diferencias estadísticamente significativas entre sí (Tukey, $P \leq 5\%$). El intervalo segmentado en cada barra indica la desviación estándar.

El gráfico de la Figura 8 es el resultado del análisis estadístico de la altura final de los tratamientos utilizando además la altura evaluada previamente al trasplante como covariable. Estos resultados demuestran que el shock postrasplante para este parámetro fue homogéneo en todos los tratamientos, resultados que difieren a lo obtenido por Rojas (2001), quien obtuvo un aumento del crecimiento de 6,4% 8 días postrasplante en lechugas del cultivar Divina, en tanto que Aillapan (1997) obtuvo un aumento de 22% y 38% en tratamientos con perlita pura y en mezcla turba-perlita respectivamente, 9 días postrasplante.

Este nulo aumento en la altura puede deberse a las bajas temperaturas presentadas para el periodo de crecimiento al aire libre. Conforme a esto, Smith (2011) señala que con temperaturas cercanas a 0°C , plantas jóvenes de lechugas pueden resistir pero su crecimiento es más lento. Así también, Lorenzo *et al.* (1997), indica que al desender las temperaturas por debajo de los 10°C , los plantines presentan una disminución en la tasa de crecimiento y de asimilación neta, lo que se traduce en una menor altura de las plantas.

Área foliar

Similar a lo observado en el parámetro de altura, el área foliar evaluada 20 días postrasplante tampoco mostró diferencia estadísticamente significativa. Se consideró el área inicial como covariable para poder analizar el desarrollo de este parámetro desde el

trasplante hasta 20 días posteriores (Figura 9).

Considerando que tal como el número de hojas y la altura no presentaron diferencias estadísticamente significativas, era de esperar que el área foliar se comporte de la misma manera. Esto demuestra que a 20 días del trasplante de los plantines, todos los tratamientos han mostrado ser similares respecto a la tolerancia que muestran al shock postrasplante.

Resultados diferentes fueron los obtenidos por Román (2011), quien obtuvo un aumento significativo en el área foliar de plantas de lechuga cv. Gallega de Invierno evaluadas 10 días postrasplante provenientes de plantines desarrollados en turba, lo que se condice a lo propuesto por Pinhiero Henríquez y Marcelis (2000), los que indican que a una mayor presencia de nitrógeno en la fertilización, mayor será el área foliar.

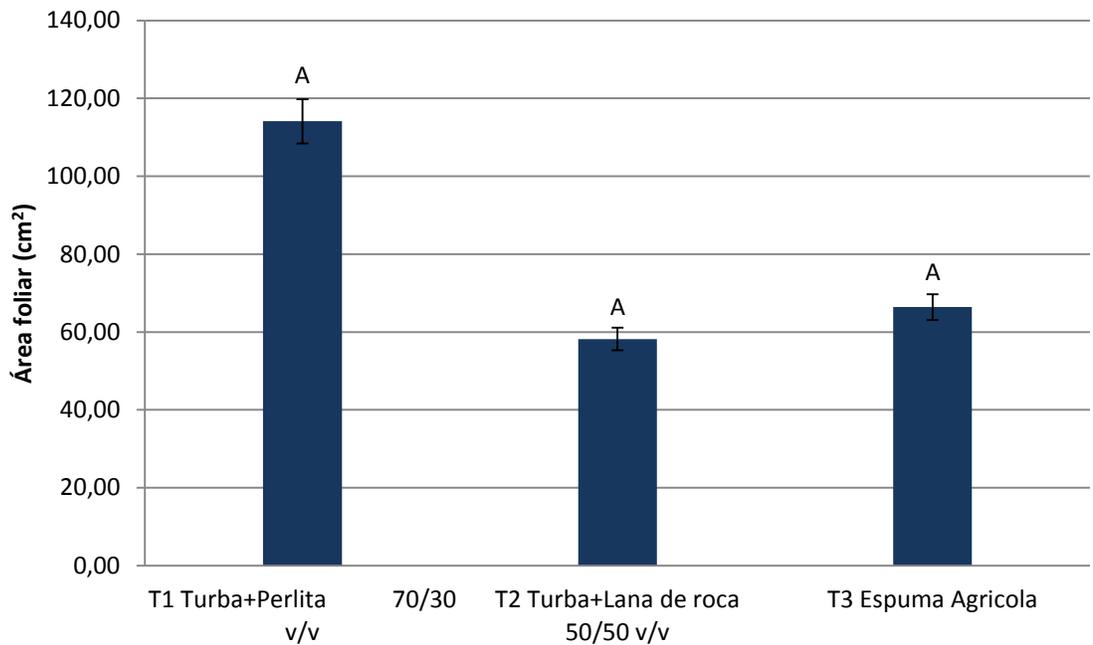


Figura 9. Área foliar de plantas 20 días postrasplante. Barras con letras iguales no presentan diferencias estadísticamente significativas entre sí (Tukey, $P \leq 5\%$). El intervalo segmentado en cada barra indica la desviación estándar.

Color de hoja

Al analizar el diagrama de cromaticidad (Fig. 1A) y el Cuadro 5, es posible notar la similitud entre lo obtenido previo al trasplante y 20 días postrasplante. Sin embargo, para el parámetro a^* , que indica la tendencia hacia el color verde, en T1 se presentaron diferencias estadísticamente significativas respecto de T2 y T3. En cambio, para el parámetro b^* , que indica el amarillo y para la luminosidad (L), no existieron diferencias

estadísticamente significativas entre tratamientos.

Cuadro 5. Caracterización del color de las plantas 20 días postrasplante en la zona ecuatorial de la lámina por la cara adaxial.

Tratamiento	L* ^{ns}	a*	b* ^{ns}
T1 (Turba-Perlita)	45,728±0,544	13,247±0,336 a	20,693±0,708
T2 (Lana de roca-Perlita)	46,988±2,033	14,190±0,218 b	21,937±1,322
T3 (Espuma Agrícola)	46,623±1,002	14,937±0,335 b	22,357±0,991

Nota: Valores que indican ^{ns} no presentan diferencias estadísticamente significativas entre sí (Tukey, P < 5%). Valores junto a los promedios de las evaluaciones de cada tratamiento indica la desviación estándar.

Al comparar los valores numéricos entre las mediciones pretrasplante y postrasplante, se evidencia que todos los parámetros de color presentan valores menores para el segundo caso. Esto es comprensible ya que en la producción de los plantines todos los nutrientes estuvieron fácilmente disponibles gracias al riego subsuperficial con solución nutritiva, entregando de forma constante los nutrimentos requeridos por los plantines, pudiendo así presentar hojas de un color verde intenso. Situación que no es comparable con el desarrollo en campo, donde las raíces deben explorar el suelo para poder disponer de los minerales necesarios para su crecimiento, que no siempre se encuentran fácilmente disponible. De esta manera, al analizar el color 20 días postrasplante, las hojas se presentan más “pálidas” y con menor luminosidad.

Materia fresca

Si bien todos los tratamientos aumentaron su masa luego de haber realizado el trasplante, las condiciones físicas del sustrato de T3, que permiten que este no pueda disgregarse, a diferencia de T1 y T2, no fueron decidoras al momento de considerar la destrucción de raíces por concepto de disgregación del sustrato. Esto permite suponer que el desarrollo radical en los distintos tratamientos no presentó diferencias por concepto de sustrato, permitiendo que las raíces pudiesen explorar el suelo de manera similar y así obtener agua y nutrientes, no presentando diferencias estadísticamente significativas en la materia fresca de los distintos tratamientos (Figura 10). Tal cual a estos resultados fue lo obtenido por Aillapán (1997), quien a los 20 días postrasplante, no encontró diferencia estadísticamente significativa en lechuga, utilizando tratamientos con turba tanto sola y en mezcla con diversos sustratos inertes, a diferencia de lo obtenido por Román (2011), que al evaluar plantas de lechuga cv. Gallega de Invierno 10 días postrasplante, encontró diferencias estadísticamente significativas entre las plantas provenientes de turba versus las que provenían de sustratos inertes.

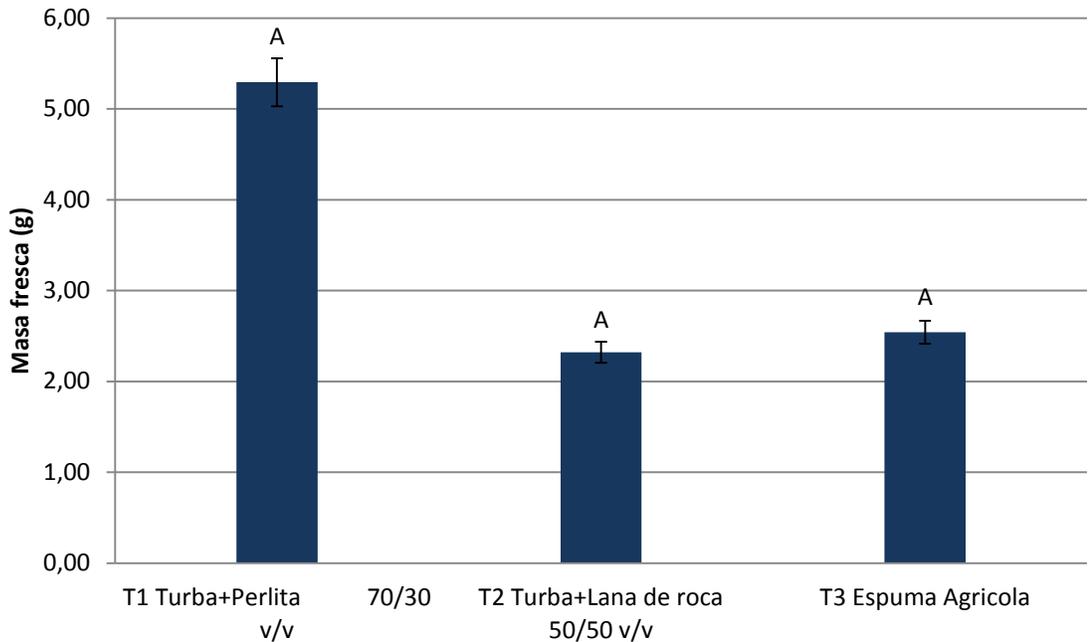


Figura 10. Materia fresca de la parte aérea de las plantas 20 días postrasplante. Barras con letras iguales no presentan diferencias estadísticamente significativas entre sí (Tukey, $P < 5\%$). El intervalo segmentado en cada barra indica la desviación estándar.

Materia seca

Luego de transcurridos 20 días postrasplante, se midió la materia seca de los tratamientos, los cuales se muestran en la Figura 9. En estos, T1 presentó un mayor aumento de masa, siendo estadísticamente superior a T2 y T3.

Según lo observado por Encalada (2000), luego de 17 días postrasplante la masa comienza a aumentar, hecho que se corrobora con lo observado por Román (2011), quien luego de 10 días postrasplante solo registró una masa promedio cercana a los 0,13 g y 0,08 g en plantines cultivados en sustrato turba-perlita (70/30) y lana de roca-perlita (50/50) respectivamente, ambos tratamientos con el cultivar Gallega de Invierno.

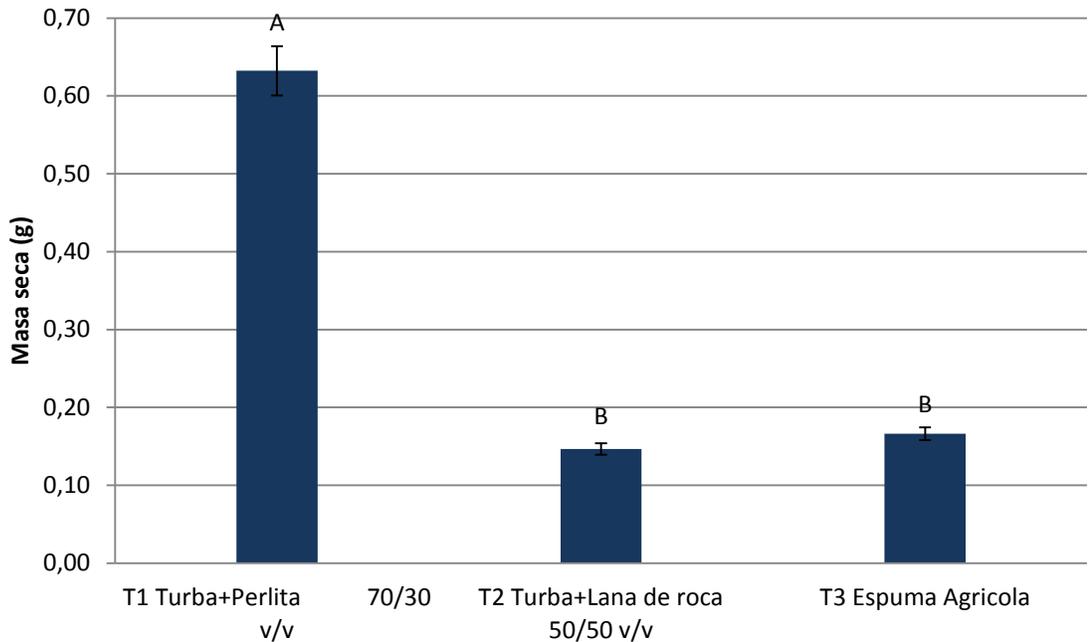


Figura 11. Materia seca de la parte aérea de las plantas 20 días postrasplante. Barras con letras iguales no presentan diferencias estadísticamente significativas entre sí (Tukey, $P < 5\%$). El intervalo segmentado en cada barra indica la desviación estándar.

Disgregación del cepellón

Uno de los factores más importante a considerar al momento de realizar un trasplante, para evaluar el posterior comportamiento de las plantas en suelo, es la disgregación o separación de partículas del cepellón que envuelven la masa radical del plantín a trasplantar. Esta situación determina que una parte de la masa radical se pierda, debido al rompimiento de raíces que implica la disgregación del cepellón.

Al analizar los distintos parámetros que fueron evaluados para T1 (Turba-Perlita 70/30 v/v), T2 (Lana de roca-Perlita 50/50 v/v) y T3 (Espuma agrícola), es posible notar que el sustrato, del punto de vista físico, no tuvo mayor incidencia en el desarrollo de los plantines en suelo, ya que de haber una disgregación de los sustratos de T1 y T2, era de esperar que parámetros como materia fresca y materia seca propusieran una diferencia significativa respecto de T3, debido a la naturaleza de la Espuma Agrícola, que no permite una disgregación del sustrato por tener cohesionadas las partículas del cepellón.

Al observar las figuras 10 y 11, queda en evidencia que la disgregación del cepellón no fue relevante al momento de evaluar los parámetros, sin embargo, es claro que la naturaleza orgánica de T1, permitió que éste mostrara una mayor materia seca al evaluar los plantines 20 días posteriores al trasplante, gracias a una mayor disponibilidad de nutrientes.

CONCLUSIONES

Plantines producidos en Espuma Agrícola Ultrafoam Rooting Media ® no son capaces de presentar mayor precocidad que sus símiles producidos en sustratos convencionales para horticultura e hidroponía (Turba-Perlita y Lana de roca-Perlita, respectivamente).

El shock postrasplante de plantines que se desarrollaron en Espuma Agrícola, no presentan mejores condiciones que Turba-Perlita y Lana de roca-Perlita, pero presenta menor disgregación que la Lana de roca-Perlita al momento de retirar los plantines de las bandejas manteniendo estable y compacto el cepellón al momento del trasplante, protegiendo a las raíces de cualquier daño físico.

La condición biológicamente activa de un sustrato es determinante al momento de la producción de plantines. Aunque plantines en sustratos inertes sean irrigados con solución nutritiva, no son capaces de desarrollarse de manera similar a los producidos en Turba.

Las condiciones óptimas para producción de plantines en Espuma Agrícola, no son físicamente relevantes a la hora de producir plantines comparados con un sustrato biológicamente activo.

BIBLIOGRAFÍA

- Aillapán, E. 1997. Evaluación de sustratos para la preparación industrial de plantines hortícolas. Memoria Ingeniero Agrónomo. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile, Santiago, Chile. 70 p.
- Alvarado, P., y R. Rojas. 1996. Producción comercial de plantines libres de estrés. *Agroeconómico* 34:6-13.
- Encalada, M. 2000. Evaluación agronómica de cultivares de lechuga del tipo “baby” bajo sistema de cultivo hidropónico. Memoria Ingeniero Agrónomo. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas. Santiago, Chile. 80p.
- Giaconi, V. y M. Escaff. 2001. Cultivo de hortalizas. 15ª Edición. Editorial Universitaria, Santiago, Chile. 337p.
- Hoagland, D. and D. Arnon. 1950. The water-culture method for growing plants without soil. California Agricultural Experiment Station. The Collage of Agriculture University of California. Circular N° 347. 32p.
- ISTA, 1999. International Seed Testing Association. 1999. International ruler for seed testing. *Seed. Science and Technology* 27: Supplement. 333 p.
- INE. 2010. El Choclo: La hortaliza más cultivada de Chile. [en línea] Disponible en <www.ine.cl> Leído el 13 de diciembre de 2010.
- Leskovar, D. I. 2001. Producción y ecofisiología del transplante hortícola. [en línea] Disponible en:<www.uaaan.mx/academic/Horticultura/Memhort01/Curso.pdf> Leído el 27 de noviembre de 2010.
- Lorente, J. y M. Yuste. 1998. Biblioteca de la agricultura. Tomo 3. 2º Ed. Editorial Idea Books, Barcelona, España. 800p.
- Lorenzo, P., M. Sánchez, E. Medrano, I Escobar y M. García. 1997. Incorporación de sistemas de calefacción en la horticultura bajo plástico del sur mediterráneo. *Acta Hort.* 17:371-378.
- Merlet, A. 1997. Efecto del sombreado en el desarrollo, crecimiento y calidad organoléptica de lechuga (*Lactuca sativa* var. *Acephala*. L.) cultivar Grand Rapids. Memoria Ingeniero Agrónomo. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas. Santiago, Chile. 79 p.

ODEPA. 2013. Superficie cultivada con hortalizas. [en línea] disponible en <<http://www.odepa.gob.cl>> Leído el 20 de mayo de 2014.

Osorio, C. 2011. Evaluación de distintas fórmulas de sustratos orgánicos para la producción de plantines de lechuga y repollo. Memoria Ingeniero Agrónomo. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile, Santiago, Chile. 46 p.

Pastor, J.N. 1999. Utilización de sustratos en viveros. Terra Latinoamericana 17(3): 231-235.

[en línea] Disponible en: <<http://redalyc.uaemex.mx/redalyc/src/inicio/ArtPdfRed.jsp?iCve=57317307>> Leído el 20 de noviembre de 2010.

Pinheiro Henríquez, A.R. and L.F. Marcelis. 2000. Regulation of growth at steady-state nitrogen nutrition in lettuce (*lactuca sativa* L.): Interactive effects of nitrogen and irradiance. Annal of Botany 86: 1073-1080.

Quesada, G. y C. Méndez. 2005. Evaluación de sustratos para almácigos de hortalizas. Agronomía Mesoamericana 16(2): 171-183. Disponible en: <<http://redalyc.uaemex.mx/pdf/437/43716207.pdf>> Leído el 15 de noviembre de 2010.

Rojas, M. 2001. Contenido de nitrato y crecimiento en cultivares de lechuga (*lactuca sativa* L.) sometida a tratamientos diferenciales de nitrógeno en cultivo hidropónico. Memoria Ingeniero Agrónomo. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas. Santiago, Chile. 102p.

Román, E. 2011. Crecimiento, desarrollo y calidad de lechugas, establecidas en campo, utilizando plantines producidos en sustratos inertes. Memoria Ingeniero Agrónomo. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile, Santiago, Chile. 46 p.

Santos, B.M. 2007. Transplant production. Horticultural Sciences Department, Florida Cooperative Extension Service. IFAS Extension. University of Florida. Disponible en: <<http://edis.ifas.ufl.edu/pdffiles/CV/CV10400.pdf>> Leído el 27 de marzo de 2012.

Smith, R. 2011. Leaf lettuce production in California. Agriculture and Natural Resources, University of California. Publication 7216. 6 p.

Tapia, M and J. Caro. 2009. Production of lettuce seedlings (*Lactuca sativa* L.) in granular rockwool and perlite for use in hydroponic. Cien.Inv.Agr. 36 (3):385-393.

Ullé, J., S. Ponso, L. Ré y M. Pernuzzi. 2009. Evaluación de plantines de hortalizas de hoja y repollo, provenientes de dos volúmenes de contenedor y tres mezclas de sustratos, para su transplante a campo. Informe técnico del centro regional de Buenos Aires Norte. P. 29-35.

Vavrina, C. 2004. Transplant production. Horticultural Science Department, Florida

Cooperative Extension Service. IFAS Extension. University of Florida. Florida, EEUU. September, 2007. 3 p.

Waine, L. 2003. El uso de almácigos en la producción de hortalizas. Division of agricultura and natural resources. University of California. Disponible en <<http://anrcatalog.ucdavis.edu>> Leído 13 de marzo 2012.

Wang, Y. and L. Gregg. 1994. Medium and fertilizer affect the performance of Phalaenopsis orchids during two flowering cycles. HortScience 29 (4):269-271.

APÉNDICES

Apéndice I: Temperaturas máximas, mínimas, medias, días grado diarios y acumulados desde siembra a trasplante.

Día	Fecha	T° máxima	T° mínima	T° Media	DG día	DG acumulado
		----- (°C) -----				
1	18-07-2011	21,0		10,50	5,50	5,50
2	19-07-2011	24,5	0,5	12,50	7,50	13,00
3	20-07-2011	23,5	2,0	12,75	7,75	20,75
4	21-07-2011	24,0	1,9	12,95	7,95	28,70
5	22-07-2011	30,3	2,3	16,30	11,30	40,00
6	23-07-2011	33,0	2,5	17,75	12,75	52,75
7	24-07-2011	21,0	2,3	11,65	6,65	59,40
8	25-07-2011	24,5	3,0	13,75	8,75	68,15
9	26-07-2011	23,7	4,0	13,85	8,85	77,00
10	27-07-2011	20,5	3,0	11,75	6,75	83,75
11	28-07-2011	22,0	2,0	12,00	7,00	90,75
12	29-07-2011	23,0	8,0	15,50	10,50	101,25
13	30-07-2011	23,5	4,0	13,75	8,75	110,00
14	31-07-2011	24,0	4,5	14,25	9,25	119,25
15	01-08-2011	22,3	2,5	12,40	7,40	126,65
16	02-08-2011	24,5	6,5	15,50	10,5	137,15
17	03-08-2011	22,5	1,5	12,00	7,00	144,15
18	04-08-2011	22,0	4,5	13,25	8,25	152,40
19	05-08-2011	22,5	3,0	12,75	7,75	160,15
20	06-08-2011	21,0	2,5	11,75	6,75	166,90
21	07-08-2011	20,0	2,0	11,00	6,00	172,90
22	08-08-2011	27,0	4,5	15,75	10,75	183,65
23	09-08-2011	33,0	8,5	20,75	15,75	199,40
24	10-08-2011	29,5	7,0	18,25	13,25	212,65
25	11-08-2011	29,0	6,0	17,50	12,50	225,15
26	12-08-2011	27,0	6,0	16,50	11,50	236,65
27	13-08-2011	26,5	7,5	17,00	12,00	248,65
28	14-08-2011	24,0	4,0	14,00	9,00	257,65
29	15-08-2011	23,0	3,0	13,00	8,00	265,65
30	16-08-2011	20,0	3,0	11,50	6,50	272,15
31	17-08-2011	24,0	7,0	15,50	10,50	282,65
32	18-08-2011	21,0	2,5	11,75	6,75	289,40
33	19-08-2011	25,0	1,0	13,00	8,00	297,40

34	20-08-2011	26,0	0,5	13,25	8,25	305,65
35	21-08-2011	28,0	1,0	14,50	9,50	315,15
36	22-08-2011	27,0	3,5	15,25	10,25	325,40
37	23-08-2011	27,5	7,0	17,25	12,25	337,65
38	24-08-2011	25,0	4,5	14,75	9,75	347,40
39	25-08-2011	20,5	4,0	12,25	7,25	354,65
40	26-08-2011	26,0	9,0	17,50	12,50	367,15
41	27-08-2011	24,5	7,5	16,00	11,00	378,15
42	28-08-2011	23,0	6,0	14,50	9,50	387,65
43	29-08-2011	26,0	4,0	15,00	10,00	397,65
44	30-08-2011	26,5	2,0	14,25	9,25	406,90
45	31-08-2011	38,0	6,0	22,00	17,00	423,90
46	01-09-2011	29,0	6,0	17,50	12,50	436,40
47	02-09-2011	26,0	4,5	15,25	10,25	446,65
48	03-09-2011	25,0	4,0	14,50	9,50	456,15
49	04-09-2011	26,0	3,0	14,50	9,50	465,65
50	05-09-2011	29,0	2,0	15,50	10,50	476,15
51	06-09-2011	29,5	4,0	16,75	11,75	487,90
52	07-09-2011	27,0	3,5	15,25	10,25	498,15

ANEXOS

Anexo I: Solución nutritiva utilizada.

Concentración de macro y micronutrientes.

Elemento	Concentración (ppm)
N	125,00
P	60,00
K	160,00
Mg	38,00
Ca	161,70
B	0,22
Mn	0,55
Cu	0,03
Mo	0,03
Fe	0,50
Zn	0,05

- Conductividad eléctrica: 1,8 - 2,1 dS/m
- pH: 5,8 - 6,3
- Temperatura: 9,4 - 12,1°C