



**RIDUNAJ**  
Repositorio Institucional  
Digital UNAJ



Universidad Nacional  
**ARTURO JAURETCHE**

## Tesinas de Grado

Jurado, Antonio Marcelo

# Calidad de luz y densidad en plantines de *Solanumlycopersicum* L.

2022

*Instituto: Ingeniería y Agronomía*

*Carrera: Licenciatura en Ciencias  
Agrárias*



Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons.  
Atribución – no comercial – compartir igual 4.0  
<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Documento descargado de RID - UNAJ Repositorio Institucional Digital de la Universidad  
Nacional Arturo Jauretche

Cita recomendada:

Jurado, A. M. (2022). *Calidad de luz y densidad en plantines de Solanumlycopersicum* L. [Tesis de grado, Universidad Nacional Arturo Jauretche]. Disponible en RID - UNAJ Repositorio Institucional Digital UNAJ  
<https://biblioteca.unaj.edu.ar/rid-unaj-repositorio-institucional-digital-unaj>



**Calidad de luz y densidad en el desarrollo de plantines de  
*Solanum lycopersicum* L.**

Licenciatura de Ciencias Agrarias Plan (LC15A)

Antonio Marcelo Jurado

Legajo 8906

[juradopalen@hotmail.com](mailto:juradopalen@hotmail.com)

Tutora: Ing. Agr. M. Sc. Diana Frezza

## **AGRADECIMIENTOS**

Primero que todo agradezco a Dios y a la vida la oportunidad de aprender esta maravillosa profesión. Agradezco enormemente a mi familia por el apoyo incondicional durante toda la carrera. Especialmente a la profesora tutora, Ingeniera Agrónoma Diana Frezza que me brindó todo el apoyo intelectual y la dedicación durante el proceso de este trabajo, como así también a la Ingeniera Agrónoma Mariana Garbi. y a todos los docentes de la Carrera de Licenciatura en Ciencias Agrarias por la posibilidad de realizarnos como alumnos y futuros profesionales. A la Universidad Arturo Jauretche por brindarme el espacio y los medios para desarrollar mis estudios.

## Índice

Resumen.....	3
1. Planteo del problema.....	4
2. Introducción.....	4
3. Objetivos.....	9
3.1 Objetivos específicos.....	9
4. Hipótesis.....	9
5. Materiales y métodos.....	9
6. Resultados y discusión.....	13
7. Conclusiones.....	28
8. Bibliografía.....	30

## Resumen

El tomate es un cultivo de gran importancia para el cinturón verde de Buenos Aires. La iniciación del cultivo, independientemente del sistema de producción, es a través de plantines producidos por el mismo productor o siendo adquiridos en establecimientos especializados. Los plantines se producen en bandejas multialveolares ya que obtienen calidad en cuanto a uniformidad y precocidad, con el fin de lograr un buen establecimiento del cultivo. El objetivo de esta investigación fue evaluar el crecimiento de plantines de tomate de la variedad platense obtenidos en dos tipos de bandeja de germinación y dos calidades de luz. El ensayo se realizó Quilmes, Buenos Aires (34°41'58.1"S 58°17'47.6"W). Los tratamientos fueron dos tamaños de contenedor de 200 celdas (volumen de celda 20cc) y 72 celdas (volumen de celda 75cc) y a dos calidades de luces (blanca y azul) con un fotoperiodo de 18 horas. Se evaluaron variables cuantitativas como: la velocidad de germinación y emergencia, largo de radícula, longitud de hipocótilo y epicótilo, tamaño de cotiledones, peso fresco de raíces y parte aérea, porcentaje de materia seca, tasa de crecimiento absoluto y relativo y variables cualitativas como: color de las hojas y color de raíces y hojas. Se llevó a cabo un diseño completamente aleatorizado (DCA) con arreglo factorial 2x2 con 3 repeticiones. Los datos se sometieron a análisis de varianza (ANOVA). Se utilizó el test de Tukey para la comparación de las medias con un nivel de significancia del 5 %, y se estudiaron las interacciones de tamaño de celda, calidad de luz. Los plantines de tomate producidos en celdas más grandes, sometidas a la luz azul con fotoperiodo de 18 horas, lograron mayor tasa de crecimiento absoluta y relativa como también mayor peso seco, que los iluminados con luz blanca, la respuesta de todos estos parámetros biométricos define la calidad del plantin.

**Palabras claves:** tomate, bandeja multicelda, luz blanca y azul.

## 1. Planteo del problema:

Una buena plántula para trasplante debe ser vigorosa, verde, libre de plagas y enfermedades y con buen desarrollo radical. Una vez trasplantada, debe tolerar los cambios ambientales y de manejo para lograr un óptimo desarrollo (Vavrina, 2002).

¿Qué efectos produce sobre la calidad del plantín de tomate distinta densidad de plantines en contenedores multicelda y cómo se relacionan dichas condiciones del crecimiento con calidad de luz blanca y azul con fotoperiodo de 18 horas?

## 2. Introducción:

El tomate es una especie dicotiledónea perteneciente a la familia de las Solanáceas. Esta familia, es una de las más grandes e importantes entre las angiospermas, comprende unas 2.300 especies agrupadas en 96 géneros (D'Arcy, 1991). Estimaciones de la FAO indican que el tomate es la hortaliza más cultivada e importante en el mundo, siendo el consumo fresco e industria los dos principales destinos de producción, alcanzando en el año 2013; 4,7 millones de hectáreas (ha) y una producción de 164 millones de toneladas (t) (Torres, 2017).

La producción de plantas para trasplante en recipientes ha crecido en los últimos años debido a las grandes ventajas que representa este sistema respecto a los almácigos tradicionales. Tal ha sido el grado de especialización de esta actividad que en los últimos años se ha incrementado el número de empresas productoras de plantines con cepellón, para uso propio o para comercializarlos (Mondino *et al.*, 2007).

Las plantas producidas en recipientes son más precoces y uniformes que las producidas en el suelo en canteros. Su crecimiento puede controlarse fácilmente a través del manejo de la luz, los riegos y nutrientes (Cerny *et al.*, 2004), como también la temperatura y humedad (Muñoz, 2003). Sufren menos estrés al momento del trasplante, ya que llevan el sistema radical en un

cepellón (Mckee, 1981) y el mayor volumen de la raíz mejora el anclaje al momento del trasplante, lo que reduce la incidencia de vuelco por el efecto del viento. Los plantines con una mayor masa de pelos radicales aumentan la capacidad de absorción de nutrientes y agua, y por consecuencia presentan un mejor desarrollo durante su ciclo de cultivo (Dufault, 1998).

En Argentina se cultivan 17.000 ha de tomate (10.500 ha para mercado en fresco y 6.500 ha para industria). Esto representa alrededor del 6% de la superficie total de hortalizas cultivadas. Se producen en el país aproximadamente 1.000.000 t de las cuales 650.000 t son comercializadas para tomate en fresco (Mercado Central, 2015).

El tiempo de ocupación en el invernadero para la producción de plantines varía de 45 hasta 60 días dependiendo de la tecnología del establecimiento productivo, además de estar definido por la época del año y también el volumen del contenedor. Se considera que un plantín está listo para el trasplante cuando sus raíces llenan completamente la celda. Obtener un mejor desarrollo radical en menor tiempo implicaría reducir el tiempo de ocupación en el invernadero y por lo tanto, reducir el costo del plantín (Cuesta y Mondaca, 2014).

La siembra se puede realizar en el sistema de bandejas multiceldas alveoladas, en donde las semillas se colocan en cada celda individualmente. Aquí, el sistema radical se halla confinado dentro en la celda, lo que permite un crecimiento sin competencia hasta alcanzar el tamaño óptimo. Al momento del trasplante se extrae de la celda el conjunto formado por las raíces y el sustrato (Di Benedetto, 2004).

El tiempo de producción del plantín va a variar de acuerdo con el tamaño de celda, condiciones ambientales, manejo cultural, época del año y tipo de mercado de venta (Leskovar, 2001). Ne Smith y Duval (1998), consideran que el volumen del contenedor es de suma importancia, tanto para los productores como para los consumidores de plantines. Una tendencia entre muchos productores comerciales de plantines es utilizar más celdas por bandeja (recipientes de menor volumen), lo que aumenta el número de plantas

producidas, reduciendo al mismo tiempo la necesidad de desarrollar la producción de plantines en un espacio mayor. Esta tendencia también reduce los costos de propagación por planta, ya que estos están directamente relacionados con el volumen y tipo de contenedores. Aunque la utilización de envases más pequeños puede mejorar la eficiencia de la producción de plantines, no está claro cómo las plantas cultivadas con volúmenes de raíces menores, se van a desarrollar bajo las condiciones de producción, posteriores al trasplante. En general, un efecto importante que se observa al reducir el volumen del contenedor es que se aumentan las condiciones de restricción de las raíces de los plantines; así, las plantas que crecen en celdas con volúmenes pequeños experimentan cambios morfológicos y fisiológicos en respuesta a esta reducción. El crecimiento aéreo y radical, la acumulación y partición de biomasa, la fotosíntesis, el contenido de clorofila en las hojas, la relación del agua en la planta, la absorción de nutrientes, la floración y el rendimiento, se verán también afectados por esta restricción (Ne Smith y Duval, 1998). También juega un papel importante el factor tiempo, el cual va a definir la edad del plantín a trasplantar.

En contenedores con múltiples celdas, la distancia entre plantas es otro factor importante por considerar. El espaciamiento afecta la captación de luz, mientras que el factor limitante es la luz, el riego y los nutrientes son proporcionados sin problemas. En general, las plantas que crecen con menor espaciamiento, se desarrollan más altas y tienen menor diámetro a nivel del cuello. El tamaño de las hojas condiciona la densidad de producción. Las especies de hojas grandes deberían cultivarse a baja densidad, mientras que las de hojas más pequeñas y las que tienen acículas pueden producirse en mayores densidades. El espaciamiento entre contenedores afectará la altura, la rectitud de los tallos, el diámetro del cuello y la frondosidad. Además, afecta las actividades diarias de la plantinera, especialmente el riego. (Tara Luna et al., 2012).

La luz es uno de los estímulos ambientales que mayor efecto tiene sobre las plantas. No sólo representa una fuente de energía para su crecimiento, sino también una de las principales fuentes de información. A los fenómenos por

medio de los cuales las plantas cesan y responden a la información provista por el ambiente lumínico se los denomina colectivamente fotomorfogénesis, que literalmente significa influencia de la luz en el desarrollo de la forma. (Kendrick y Kronenberg, 1994).

Las hojas absorben fotones en el azul y rojo del espectro de la radiación fotosintéticamente activa (RFA) mientras que la absorción en el verde y especialmente en la región del rojo lejano es más débil y gran parte de estos fotones se reflejan como radiación difusa (radiancia). Ballaré et al. (1991) y Ballaré y Casal (2000), fueron pioneros en demostrar la importancia de la proporción entre el rojo y el rojo lejano (R/RL), como componente fundamental de la sombra entre plantas vecinas, la captación temprana de esta señal por los entrenudos y su relación con la densidad del follaje, la cual modula la cantidad de radiación; también demostraron que las plantas pueden detectar la presencia de plantas vecinas mucho antes de que estén sombreadas.

Los aspectos del ambiente luminoso que pueden proveer información son: la irradiancia (cantidad de luz por unidad de tiempo y superficie), la composición espectral (cantidad de luz en cada zona del espectro), el fotoperiodo (duración diaria del período lumínico) y la dirección de incidencia. Los cambios en estos parámetros del ambiente luminoso constituyen señales que permiten a las plantas detectar (muchas veces en forma anticipada) situaciones ecológicas tan variadas como la proximidad a la superficie del suelo durante el proceso de emergencia, la proximidad de plantas vecinas que representan un riesgo de sombreado futuro, y la llegada de la estación climática más favorable para el crecimiento (Kendrick y Kronenberg, 1994).

## **MECANISMOS DE PERCEPCIÓN**

Las señales lumínicas sólo pueden proveer información a las plantas si éstas poseen receptores adecuados para las mismas. Hasta el momento se han identificado en las plantas tres grupos de fotorreceptores: los fitocromos, que perciben en el rango del R y el RL, los fotorreceptores del azul (criptocromos) y el UV-A, y el (los) fotorreceptor(es) de ultravioleta-B (UV-B) (Mohr, 1994).

## **Fotorreceptores de luz azul**

Numerosos procesos son desencadenados por la luz azul (400-500 nm) en las plantas (Short y Briggs, 1994). Entre estos se encuentran las respuestas fototrópicas, la inhibición del alargamiento del tallo, la apertura de las estomas, la expresión de genes, etc.

Tres fotorreceptores de luz azul han sido identificados hasta ahora a nivel molecular: cry1, cry2 (por criptocromo 1 y 2) y nph1 (por non-phototropic hypocotyl 1). Cry1 y cry2 son flavoproteínas con homología a las fotoliasas bacterianas, pero carecen de actividad reparadora del ADN (Ahmad y Cashmore, 1996). Al igual que las fotoliasas, los criptocromos poseen dos cromóforos, uno de ellos una flavina y el otro una pterina (Ahmad, 1999). La caracterización de mutantes deficientes en estas proteínas, así como de plantas transgénicas que las sobre expresan, indican que el cry1 y el cry2 están involucradas en el control del alargamiento del tallo, la expresión de genes y la floración en respuesta a la luz azul (Cashmore, 1999).

El gen NPH1, por otro lado, parece codificar al fotorreceptor de luz azul involucrado en las respuestas fototrópicas. El nph1 es una flavoproteína con poca homología a los criptocromos, capaz de autofosforilarse en respuesta a la luz azul (Christie et al., 1998). Si bien en estos últimos años se ha avanzado notablemente en la identificación a nivel molecular de los fotorreceptores de la luz azul, aún se conoce muy poco sobre los mecanismos por medio de los cuales la excitación de estos fotorreceptores por la luz desencadena finalmente cambios en el desarrollo de las plantas.

Por otra parte, el tomate es una planta insensible al fotoperiodo para la floración, no obstante, para la fase de crecimiento vegetativo, se requieren entre 8 y 16 horas para el aumento de la materia seca acumulada. Si la iluminación está limitada, se reduce la tasa de fotosíntesis neta, lo que implica una mayor competencia por los productos asimilados, con incidencia en el desarrollo y producción (Nuez, 1995).

### **3. Objetivos**

El objetivo general del trabajo fue evaluar el comportamiento de plantines de tomate que crecen a diferentes densidades y sometidos a distintas calidades de luz con un mismo fotoperiodo.

#### **3.1 Objetivos específicos**

El objetivo específico fue evaluar parámetros biométricos de calidad de plantines de tomate que crecen en dos bandejas de 72 celdas y de 200 celdas, bajo luz blanca y azul y 18 horas de fotoperiodo.

### **4. Hipótesis**

Los plantines de tomate que crecen en las celdas más grandes, sometidas a luz azul con fotoperiodo de 18 horas, logran mejor respuesta en todos los parámetros biométricos que definen la calidad del plantín.

### **5. Materiales y métodos**

El ensayo se realizó en Quilmes, Buenos Aires (34°41'58.1"S 58°17'47.6"W).. Se utilizaron semillas de tomate Platense sembradas el día 10-04-2021 en bandejas multialveolares de plástico negro con celdas de sección troncocónica, diferenciadas por el volumen de la celda. Bandejas de 200 celdas, volumen alvéolo: 20 cc. Medida alvéolo: 23×23 mm. Altura alvéolo: 55 mm. Medida exterior bandeja: 310×530 mm y bandejas de 72 celdas cuya capacidad es 75 cc. Medida: 39×39 mm. Altura del alveolo: 80 mm. Medida exterior bandeja: 268×530 mm.

El sustrato estaba compuesto por 100% de una mezcla comercial para siembra y repique (Bertinat).

Las semillas de la variedad tomate Platense, se pregerminaron un día antes de la siembra sobre un papel cocina húmedo (día 09-04-2021). Al día siguiente las

semillas fueron colocadas en el centro de la celda a una profundidad del doble de su tamaño (profundidad 3 mm), se colocaron dos semillas por celda. Si se siembran a mayor profundidad se tienen problemas con la emergencia y a menor profundidad se corre el riesgo que la semilla quede al descubierto al aplicar el riego.

Se emplearon dos tipos de luces, luz blanca (todo el espectro- tubos LED) y luz azul, se utilizó un filtro LEE para la longitud de onda correspondiente a la azul (450 nm).

Se aplicó un fotoperiodo de 18 horas.

### **Combinación de tratamientos**

1. Luz blanca + tamaño de celda grande.
2. Luz blanca + tamaño de celda pequeño.
3. Luz azul + tamaño de celda grande.
4. Luz azul+ tamaño de celda pequeño.

Se construyeron dos boxes, uno para cada tipo de luz, donde se colocaron las bandejas multiceldas, cuyas dimensiones fueron 40 cm A, x 60 cm L, x 50 cm A. Las paredes y la parte superior fueron recubiertas con aluminio.

Las bandejas de 200 y 72 alveolos fueron cortadas en tres rectángulos de aproximadamente 18 x 27 cm, quedando la bandeja de 72 dividida en 3 partes de 24 y la de 200 en 3 partes dos de 70 alveolos y 1 de 60.

Para colocar las bandejas en cada uno de los boxes se procedió a dos sorteos al azar, en el primero se tuvo en cuenta la posición y en el segundo el tamaño de bandeja. Luego se regó con una fina película de agua.

Las luces LED fueron ubicadas a una altura de la bandeja de 25 cm para la luz azul, por su menor intensidad y a 30 cm para la luz blanca.

Por otro lado, fue medida la intensidad lumínica para la luz blanca y azul con un Luxómetro (aplicación de celular Lux) obteniéndose un promedio en cada uno de los sectores de los boxes de aproximadamente 800 lux.

Se registró la temperatura en cuatro momentos del día a las 7 h, 12 h, 17 h y 22 h utilizándose para ello un termómetro digital.

## Diseño

Se utilizó un diseño completamente aleatorizado (DCA) con arreglo factorial 2x2, con 3 repeticiones. Los muestreos se realizaron cada 10 días aproximadamente.

Total, de plantines  $2 \times 12 \times 3 = 72$

Muestra: 12 plantines por cada tratamiento, 72 plantines.

FOTOPERIODO	LUZ BLANCA		LUZ AZUL	
	BANDEJA PEQUEÑA	BANDEJA GRANDE	BANDEJA PEQUEÑA	BANDEJA GRANDE
18 HORAS				

Durante la producción de los plantines se midieron las siguientes variables

### Variables cuantitativas:

- Velocidad de germinación y emergencia (días) (%)
- Longitud raíces (cm)
- Longitud de hipocótilo y epicótilo, diámetro (mm)
- Expansión de cotiledones (cm)
- Velocidad (tasa de aparición de hojas)
- Peso Fresco de raíces y parte aérea (g)
- Porcentaje de MS
- Tasa de crecimiento absoluto y relativo (g/días)
- Tasa de aparición de hojas (TAF)

### **A cosecha de plantín**

1. Diámetro y altura de tallo
2. Número de hojas
3. Área foliar ( $\text{mm}^2/\text{plantín}$ )
4. Relación tallo/ raíz

### Variables cualitativas:

- Color de las hojas  
(Color Detector Android, Version 2.6.0 )

### **A cosecha de plantín**

1. Color de raíces
2. Color de hojas

## Técnicas o instrumentos para tomas de datos

Se evaluaron parámetros morfológicos como:

- Altura de planta (cm), longitud de hipocótilo, se midió la longitud de todas las plántulas normales para el cálculo de la longitud media promedio por tratamiento, sumando la longitud de cada una de las plántulas entre el total de plántulas por tratamiento, como un indicador del vigor de la misma (AOSA, 1983) y epicótilo, diámetro (mm) con calibre marca Asimeto.
- Área foliar ( $\text{mm}^2/\text{plantín}$ ), existen diversos métodos de medición y una buena revisión al respecto puede hallarse en el trabajo de Ginzo (1968). Actualmente, existen medidores de área foliar electrónicos de lectura digital directa con apreciación de  $1 \text{ mm}^2$ . También se ha desarrollado un nuevo procedimiento metodológico para el cálculo del área foliar -método destructivo-se cortaron las hojas y se colocaron sobre un papel cuadriculado donde mediante el uso de un escáner de mesa y un software para procesamiento de imágenes (Lallana, 1999). El software Image Meter, versión 3.5.29 es el utilizado en el ensayo.
- Peso fresco de raíces (g) y parte aérea (g). Para determinar el Peso fresco, las plantas fueron extraídas cuidadosamente de las celdas para no perder raicillas. Los plantines se colocaron en tamices de diferentes calibres y se lavaron con agua corriente a baja presión para eliminar restos de sustrato sin perder material vegetal. Se separó la parte aérea de la raíz cortando con bisturí a nivel de la superficie del sustrato. De la parte aérea se separaron hojas y tallos. Las raíces limpias se secaron con papel absorbente y se registró el peso con una balanza Scientech de  $\pm 1\text{mg}$  de precisión.
- Peso seco de raíces (g) y parte aérea (g). El peso de la materia seca se determinó una vez realizado el secado en estufa a  $60^\circ \text{C}$  hasta peso constante. Ambos pesos se determinaron a través de una balanza Scientech de  $\pm 1\text{mg}$  de precisión.
- % de materia seca,  $\%MS = [(\text{peso inicial} - \text{peso seco}) / \text{peso inicial}]$ .

- Tasas de crecimiento absoluto y relativo

Índice	Descripción	Fórmula	Unidades
TAC	Tasa Absoluta de Crecimiento	$(dW/dt)$	g d <sup>-1</sup>
TRC	Tasa Relativa de Crecimiento	$(1/W)(dW/dt)$	g g <sup>-1</sup> d <sup>-1</sup>

W: masa seca total (g); dW/dt: Variación de masa seca en función del tiempo

### **Análisis estadístico**

Se llevó a cabo el análisis estadístico a través de un análisis de varianza (ANOVA). Se utilizó el test de Tukey para la comparación de Medias, con un nivel de significancia del 5%. Se utilizó el software estadístico Infostat. (Versión, año 2017)

## **6. Resultados y discusión**

### **Ambiente**

La temperatura es un factor determinante de la actividad metabólica y del crecimiento y desarrollo de los vegetales. Verlodt (1990) establece el umbral de las temperaturas mínimas nocturnas entre 15-18,5 °C, por debajo de las que se necesitaría aumentar la temperatura para los cultivos de tomate, pimiento, pepino, melón y chauchas. Van de Vooren y Challa (1981) sitúan 12 °C como límite nocturno mínimo para el cultivo de pepino en la optimización dinámica del control climático en invernadero; también Zabeltitz (1992) sugiere 12 °C como límite, por debajo del cual sería necesario aportar calor al invernadero.

El tomate es una hortaliza de clima cálido que no tolera heladas, el rango de temperatura del sustrato deba ser de 12 a 16 °C pc (mínima 10 °C, máxima 30 °C) y la temperatura ambiente para su desarrollo de 21 °C a 24 °C, siendo la óptima 22 °C, a temperaturas menores a 15 °C y mayores a 35 °C puede detener su crecimiento.

En el periodo comprendido entre siembra y finalización del ensayo la temperatura mínima fue de alrededor de los 13,5 °C, y la temperatura máxima de 24,2 °C. Temperaturas que no fueron limitantes para el crecimiento tanto radical como aéreo (Figura 1).

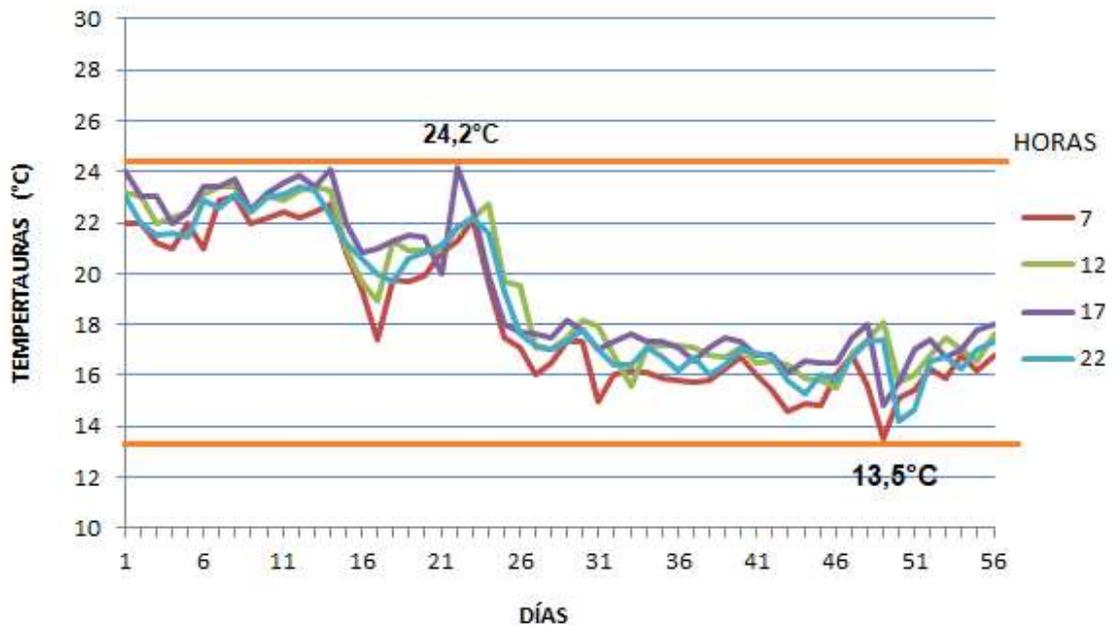


Figura 1. Evolución de la temperatura durante el ensayo

### Germinación y emergencia

La emergencia ocurrió entre los 4 a 7 días, siendo la velocidad de germinación de 6 plantas/ día y el porcentaje 82% en 7 días.

La germinación de las semillas de tomate está comprendida entre 4-8 días, mientras que el porcentaje de germinación está por debajo del 95%, el menor porcentaje obtenido en este ensayo puede deberse a una mala calidad de las semillas, se infiere que las semillas eran viejas o que hayan tenido malas condiciones de almacenamiento. Las semillas son el punto de partida para la

producción y es indispensable que tenga una buena respuesta en las condiciones de siembra y que produzca plántulas vigorosas, para alcanzar el máximo rendimiento. Doria, Jessica (2010)

## **Crecimiento**

Se registró la aparición de los cotiledones a los 10 días de la siembra en la luz blanca en bandejas de 200 celdas y en la luz azul a los 12 días de la siembra tanto en las bandejas de 200 como en las bandejas de 72 celdas.

Se realizaron tres muestreos para ambas luces donde se determinaron los siguientes patrones:

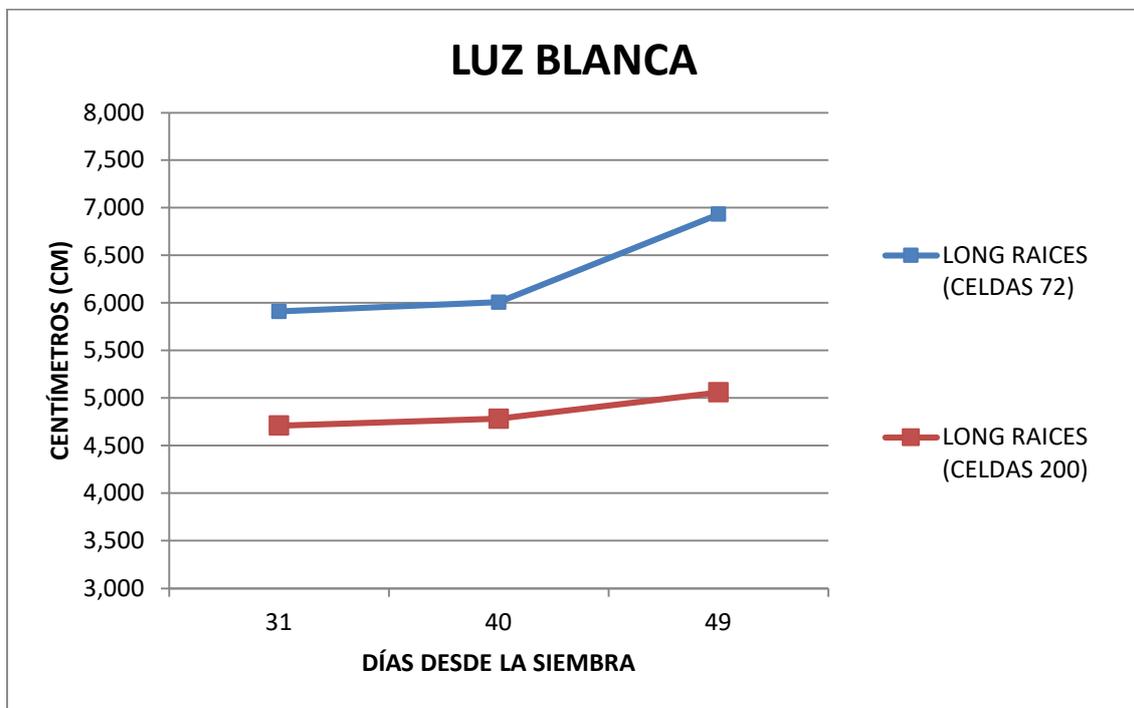
## **Variables cuantitativas**

### **Longitud de raíces y diámetro del tallo**

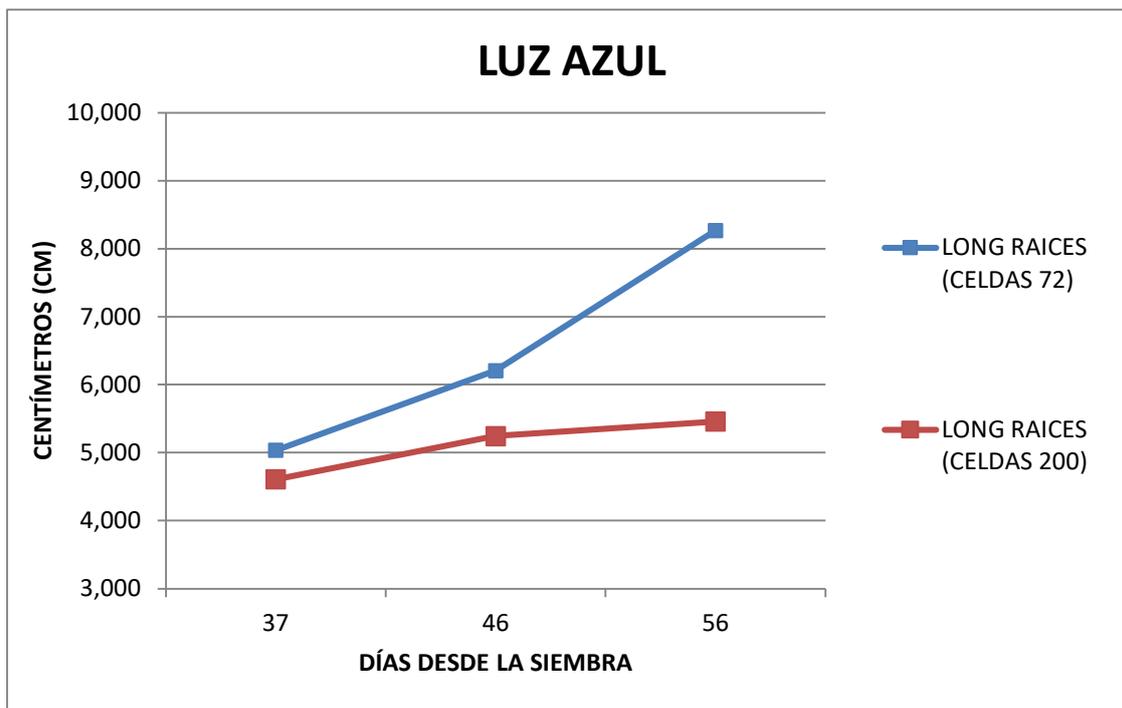
La longitud promedio de las raíces y el diámetro promedio del tallo del tallo de cada uno de los tres muestreos se muestra en las Figuras 2 y 3.

El sistema radical en tomate está formado por una raíz principal que se establece durante la embriogénesis (Scheres et al., 1994). Tras la germinación de la semilla, la raíz principal emerge y crece de forma gravitrópica hacia el suelo fundamentalmente en siembras directas, mientras que en contenedor la estructura de la raíz cambia a una de tipo fascicular, todo esto ocurre, gracias a la elongación producida por la división celular que se dan en el meristemo apical (Beemster y Baskin, 1998). Este meristemo apical funciona como un centro de organización del crecimiento radical, y está constituido por células quiescentes, que permanecen indiferenciadas para seguir promoviendo las sucesivas divisiones celulares del resto de células del meristemo (Verstraeten et al., 2014).

Se puede observar que presentan un cambio significativo ( $p < 0,05\%$ ) en la longitud de las raíces de los plantines por el tamaño de celdas y calidad de luces. Figuras 2 y 3.



**Figura 2. Evolución de la longitud de raíces, de plantines de tomate var. Platense cultivados en bandejas multicedas de 72 y 200, bajo luz blanca con fotoperiodo de 18 horas**



**Figura 3. Evolución de la longitud de raíces, de plantines de tomate var. Platense cultivados en bandejas multiceladas de 72 y 200, bajo luz azul con fotoperiodo de 18 horas**

El tamaño del contenedor y la luz influyeron en el largo de las raíces resultando mayores aquellas provenientes de plantas iluminadas con luz azul y de bandejas de mayor tamaño. La longitud de las raíces es mayor para ambas luces en las celdas de 72 comparadas con las celdas de 200 (Tabla 1), por otro lado, con la iluminación azul en las celdas de 72 se aprecia un incremento de la longitud del tercer muestreo.

**Tabla 1. Porcentaje de aumento en la longitud de raíces, entre la primera medición y la última para la luz blanca y azul, de plantines de tomate var. Platense cultivados en bandejas multiceladas de 72 y 200, bajo luces blanca y azul con fotoperiodo de 18 horas**

BANDEJAS	LUZ BLANCA	LUZ AZUL
72	17,3%	64,2%
200	7,4%	18,4%

Al hacer un comparativo de ambas luces se aprecia en la Figura 4, que para el mismo tipo de bandeja hay un incremento en el diámetro del tallo para las plantas que fueron expuestas a la luz azul.

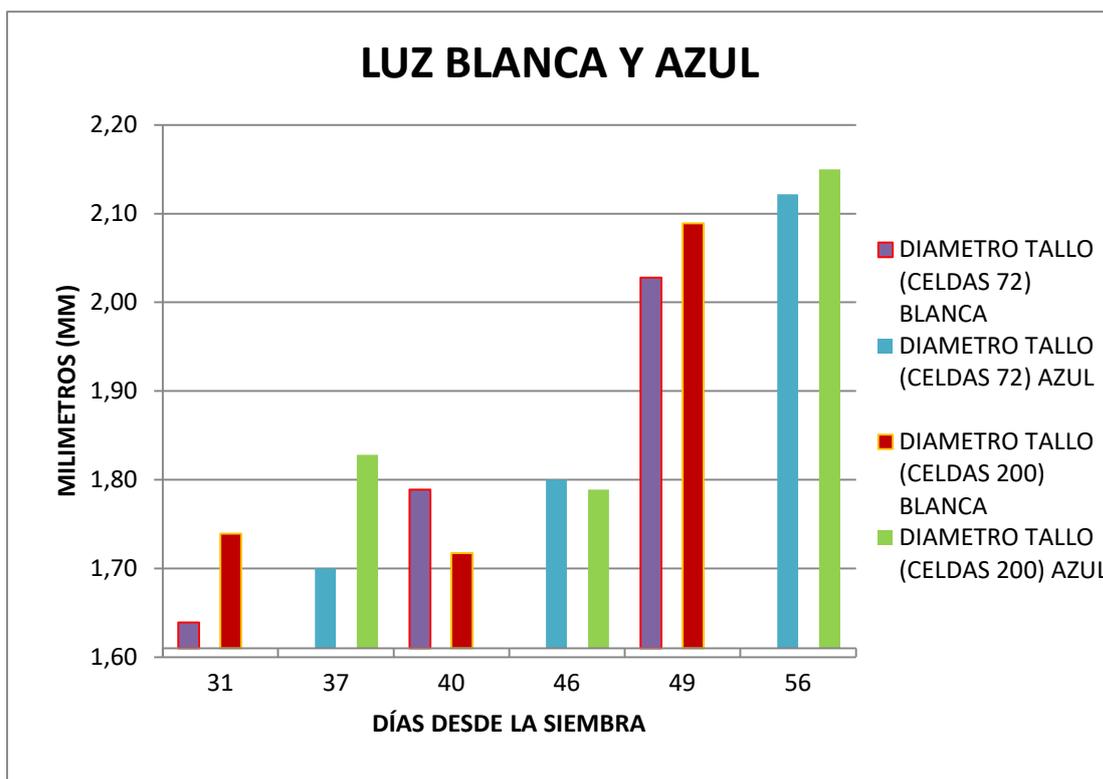
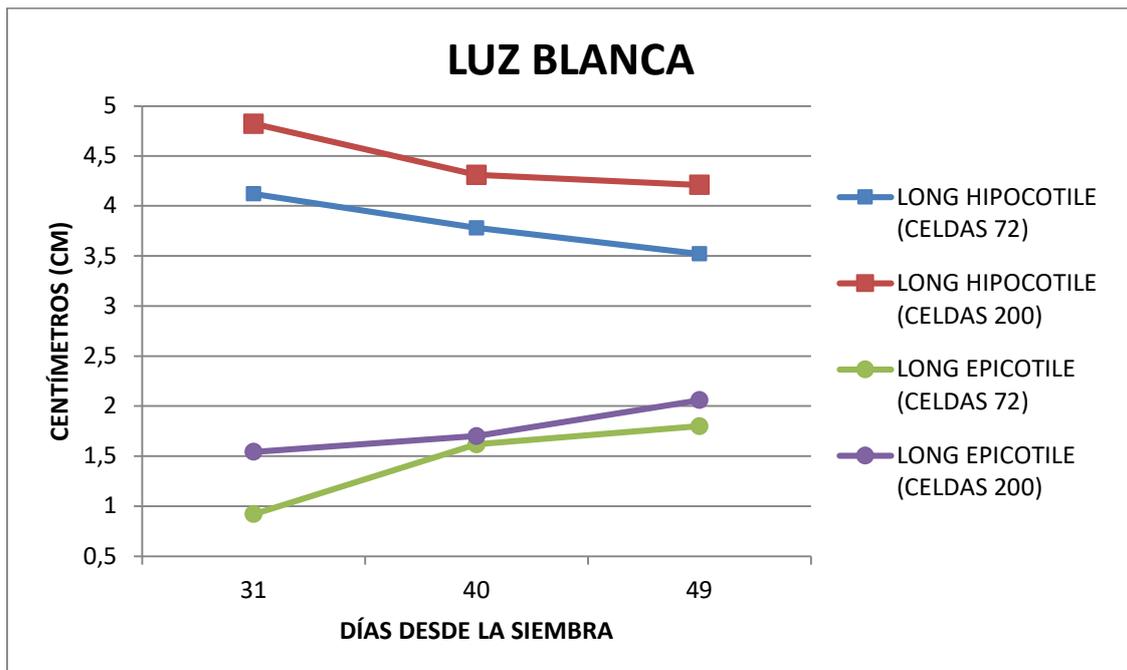


Figura 4. Evolución del diámetro de tallo, de plántulas de tomate var. Platense cultivados en bandejas multiceladas de 72 y 200, bajo luces blanca y azul con fotoperíodo de 18 hs.

### Longitud de hipocótilo y epicótilo

Se realizaron los promedios de los tres muestreos y se pudo comprobar que las plantas iluminadas con luz azul, la longitud del hipocótilo y epicótilo están por debajo de los valores obtenidos para la luz blanca. La luz azul inhibe el alargamiento del tallo en plántulas de dicotiledóneas, siendo el tiempo de respuesta extremadamente rápido, de un minuto o menos (Cosgrove, 1981; Laskowsky y Briggs, 1989). Se ha observado algo similar en la inhibición del crecimiento de hipocótilos de calabaza (*Cucumis* sp.) que se ve precedida por

una fuerte despolarización, de carácter transitorio, de las membranas celulares (Spalding y Cosgrove, 1989). Por otra parte el uso de la luz azul, según Arias Carrillo et al. (2013) tiene un efecto inhibitorio sobre el crecimiento de las plantas por lo que puede ser usada para producir plantas con un crecimiento más compacto, pero con mayor crecimiento radicular, favoreciendo la calidad del plantín. (Figura 4 y 5)



**Figura 4. Evolución de la Longitud para hipocótilo y epicótilo, de plantines de tomate var. Platense cultivados en bandejas multicedas de 72 y 200, bajo luces blanca y azul con fotoperiodo de 18 hs.**

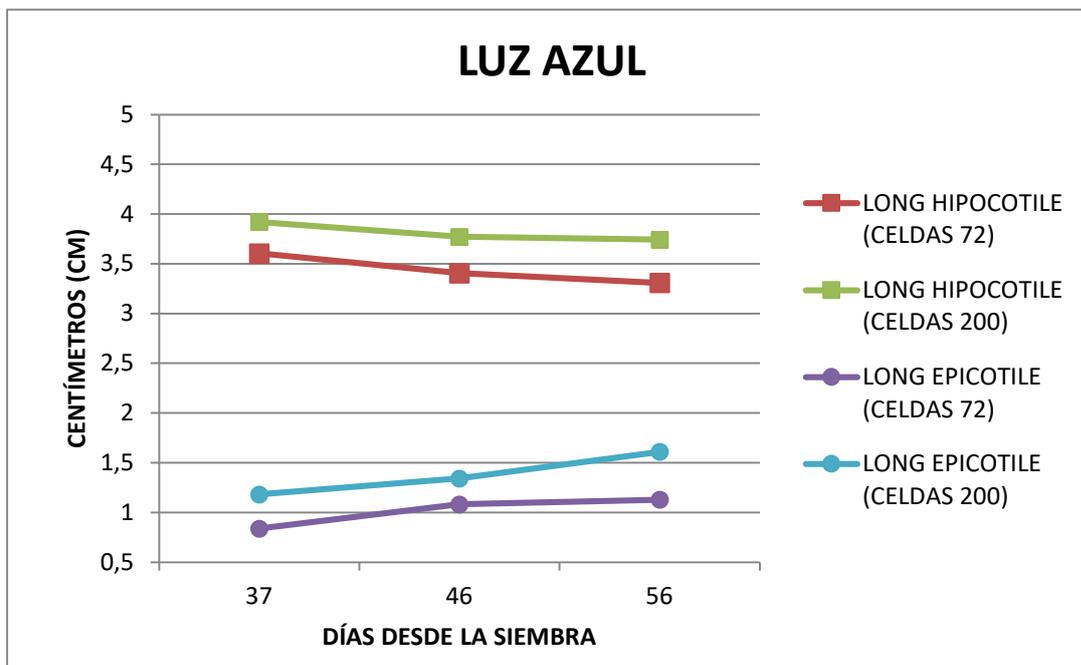


Figura 5. Evolución de la Longitud para hipocótilo y epicótilo, de plantines de tomate var. Platense cultivados en bandejas multiceldas de 72 y 200, bajo luces blanca y azul con fotoperiodo de 18 hs.

### Tasa de aparición de hojas (TAF)

En la Tabla 2 A y B se puede observar la tasa de aparición de hojas. La tasa de aparición de las hojas no tuvo una diferencia significativa con respecto a las bandejas y a la luz (número de hojas/tallo en una unidad de tiempo) influye decisivamente sobre todas las características estructurales de la planta.

La TAF ocupa un lugar principal en el proceso de producción de materia seca (Anslow, citado por Boggiano, 2000), pues es la variable morfogenética que lidera el desarrollo de las características estructurales de la planta, lo cual no tuvo efecto tratamiento en esta experiencia

**Tabla 2. Tasa de aparición de hojas /día de plantines de tomate var. Platense cultivadas en bandejas de 72 y 200 celdas sometido bajo luz blanca (A) y azul (B) por 18 horas**

LUZ BLANCA		
HOJAS	TAF	
	BANDEJA 72	BANDEJA 200
1	0,09	0,09
2	0,17	0,17
3	0,12	0,12
4	0,13	0,13
5	0,13	0,13

LUZ AZUL		
HOJAS	TAF	
	BANDEJA 72	BANDEJA 200
1	0,09	0,09
2	0,15	0,15
3	0,1	0,1
4	0,13	0,13
5	0,13	0,13

### Expansión de cotiledones

La evolución de la expansión de los cotiledones se puede visualizar en las siguientes tablas

**Tabla 3. Expansión de cotiledones, de plantines de tomate var. Platense cultivados en bandejas multiceldas de 72 y 200, bajo luces blanca y azul con fotoperiodo de 18 hs.**

LUZ BLANCA (A)		
MUESTREO	EXPANSIÓN DE COTILEDONES (CM)	
	BANDEJA 72	BANDEJA 200
1	3,7-3,5	3,4-3,6
2	3,6-3,5	3,6-3,5
3	3,4-3,5	3,8-3,8

LUZ AZUL (B)		
MUESTRO	EXPANSIÓN DE COTILEDONES (CM)	
	BANDEJA 72	BANDEJA 200
1	3,7-3,4	3,4-3,5
2	3,8-3,4	3,6-3,6
3	3,8-3,7	3,8-3,7

Las diferencias no son significativas en la longitud, no hay efecto número de celdas por bandeja ni por la luz

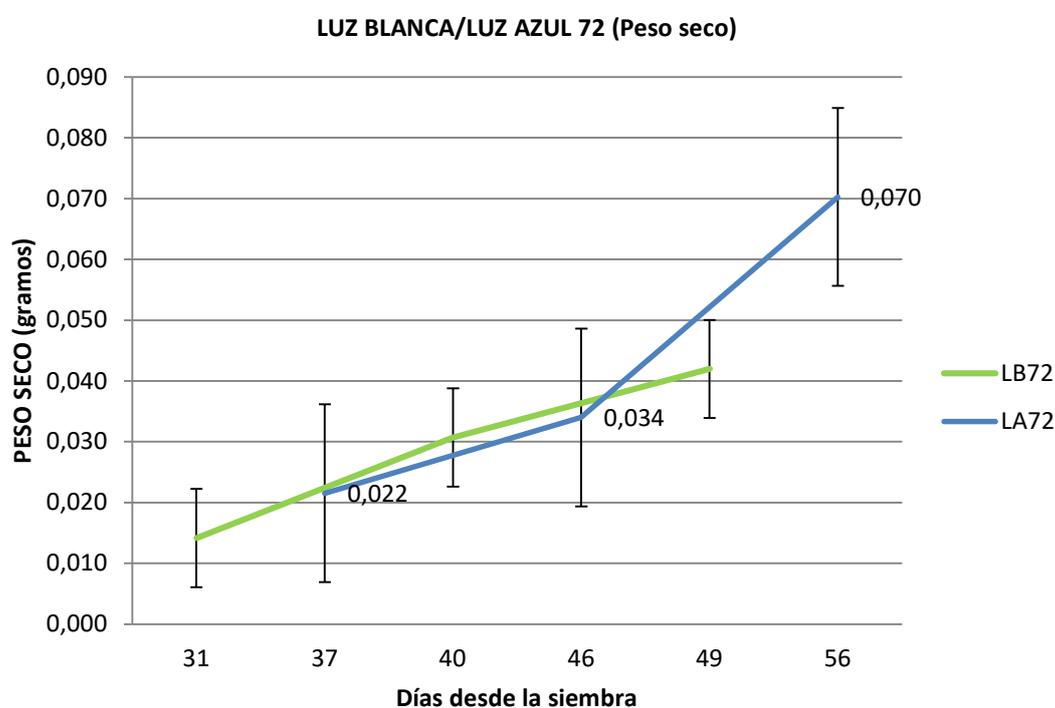
### Peso fresco total (raíces y parte aérea)

Se encontraron diferencias significativas por efecto de la calidad de luz azul con respecto a la luz blanca (p-valor <0,05%), mientras que el volumen del contenedor no afectó el peso fresco.

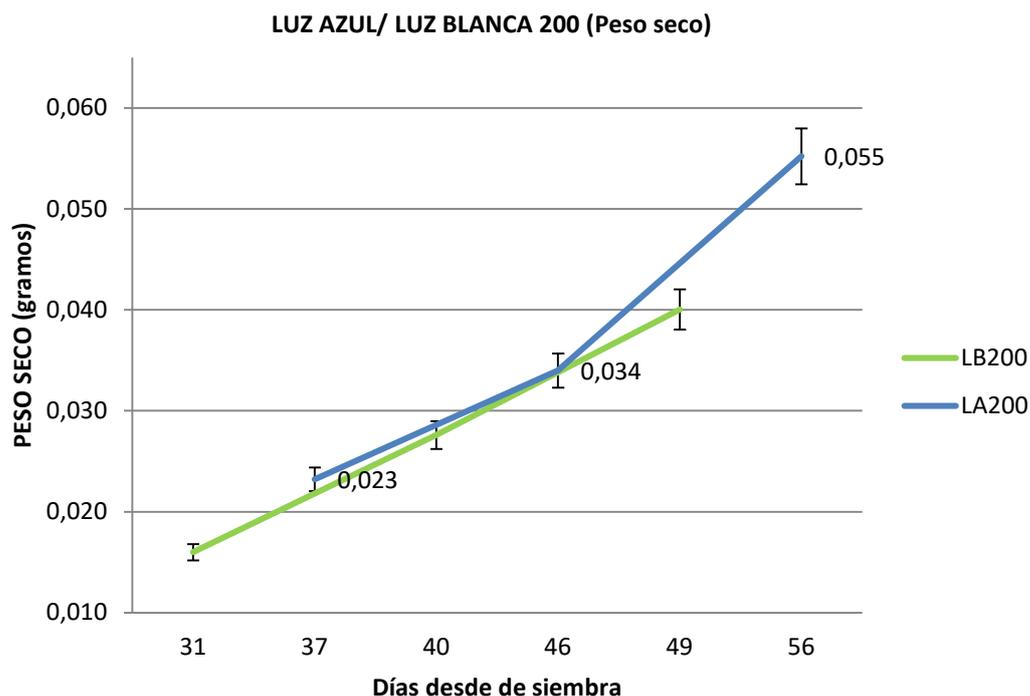
Las luces rojas y azules tienen mayor impacto en el crecimiento de las plantas debido a que son las principales fuentes de energía para la asimilación de CO<sub>2</sub> fotosintético en las plantas (Vale et al., 2015).

### Peso seco total

Se encontró diferencias significativas en la calidad de luz p- valor <0,05%, no así para el volumen del contenedor (Figura 6 y 7).



**Figura 6. Evolución del peso seco total, de plantines de tomate var. Platense cultivados en bandejas multiceldas de 72 alveolos, bajo luces blanca y azul con fotoperiodo de 18 horas**



**Figura 7. Evolución del peso seco total, de plantines de tomate var. Platense cultivados en bandejas multiceldas de 200 alveolos, bajo luces blanca y azul con fotoperiodo de 18 horas**

El análisis de esta variable es particularmente apropiado para plantas que se encuentran en una fase exponencial de crecimiento, y es por ello que es muy usado, en estudios ecológicos, en los que se evalúa la competencia temprana entre plantas (Tei et al., 1996; Grotkopp et al., 2010).

### **Porcentaje de materia seca (%MS)**

La materia seca no vario significativamente, en la calidad de luz esta apenas por encima de p-valor >0,05% dando como resultado p-valor= 0.055, lo mismo sucede con el volumen del contenedor.

La distribución de la materia seca entre los diferentes órganos de la planta tienen un papel fundamental en la producción de un cultivo, ya que el rendimiento de éste viene dado por la capacidad de acumular biomasa en los órganos que se destinan a la cosecha (Peil y Gálvez, 2005), por lo que es

importante partir con un buen plantín que posea un buen porcentaje de MS lo que permitirá en entre otras cosas un buen establecimiento del mismo en el lugar definitivo.

### **Tasa de crecimiento absoluto y relativo**

De acuerdo con Jarma et al. (2006), puede observarse que la tasa de crecimiento absoluta como la relativa, incremento en el tiempo es mayor para la luz azul con respecto a la luz blanca.

En este sentido, dos variables importantes que se deben tener en cuenta son el efecto de la restricción radical asociada con el tamaño del contenedor (Pagani et al., 2013; Coro et al., 2014; Di Matteo et al., 2015) y el efecto de la calidad del sustrato de cultivo utilizado (Di Benedetto, 2011; Di Benedetto y Pagani, 2012; Thibaud et al., 2012; Pagani et al., 2015), dos aspectos a los que se le ha prestado relativamente poca atención (Poorter et al., 2012a) y que pueden causar alteraciones en el desarrollo radical y, por lo tanto, en su tasa de crecimiento relativa. No habiendo diferencias significativas entre las bandejas de 200 y 72 para el mismo tipo de luz (Tabla 4).

**Tabla 4. Tasa de crecimiento absoluta y tasa de crecimiento relativa (gr/día) durante el crecimiento de plantines, de tomate var. Platense cultivado en bandejas de 72 y 200 celda bajo luz blanca y azul por 18hs.**

INDICE	LUZ BLANCA		LUZ AZUL	
	BANDEJA 200	BANDEJA 72	BANDEJA 200	BANDEJA 72
TAC	0,0013	0,0016	0,0017	0,0026
TRC	0,0471	0,0398	0,0594	0,0558

### **Número de hojas**

La cosecha del plantín se realizó con 4 hojas verdaderas, para la luz blanca fue de 49 días y para la luz azul fue de 56 días respectivamente.

## Área foliar

La importancia del área foliar y la intercepción de la luz por un cultivo se ve reflejada en muchas de las prácticas agronómicas que se realizan: determinación de una apropiada densidad y distribución uniforme de plantas, fertilización, riego, entre otras. Otro aspecto importante en la intercepción de la luz es la arquitectura foliar de la planta, es decir cómo están distribuidas las hojas con relación al tallo y su inclinación respecto a la vertical (Giménez, 1992).

Durante el ciclo de crecimiento del cultivo, en el área foliar hay diferencias significativas  $<0,05\%$  con la azul, con respecto a la luz blanca después del día 46, sin embargo, no hay diferencias con el volumen del contenedor (Figura 8).

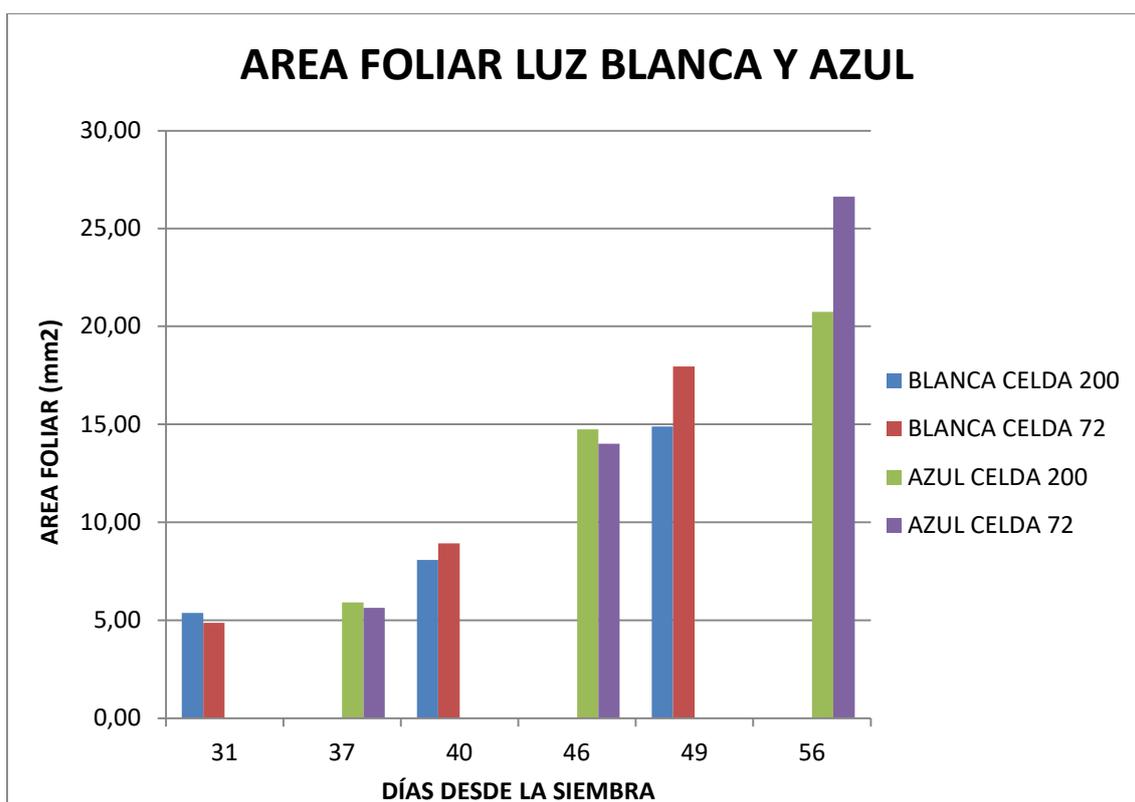


Figura 8. Evolución del área foliar, de plantines de tomate var. Platense cultivados en bandejas multiceldas de 72 y 200, bajo luces blanca y azul con fotoperíodo de 18 hs.

## Relación parte aérea / raíz

La relación parte aérea/radical se considera un buen indicador de la supervivencia del plantín al trasplante, ya que refleja la relación de equilibrio entre fotosíntesis, transpiración y absorción de agua (Titttonelli, 1999).

Los resultados obtenidos se puede observar que las bandejas de 72 celdas, iluminadas con ambas luces tuvieron una menor relación parte aérea /raíz en relación con las bandejas de 200 celdas para ambas luces lo que indica que a mayor volumen de celda más desarrollo radicular habrá. Cabe destacar que los plantines más uniformes en su desarrollo fueron los de bandejas de 72 celdas, iluminados con luz azul. Un factor muy importante para determinar esta relación es la elección del sustrato, ya que el utilizado no es el más adecuado para este ensayo pudiendo influir en los resultados.

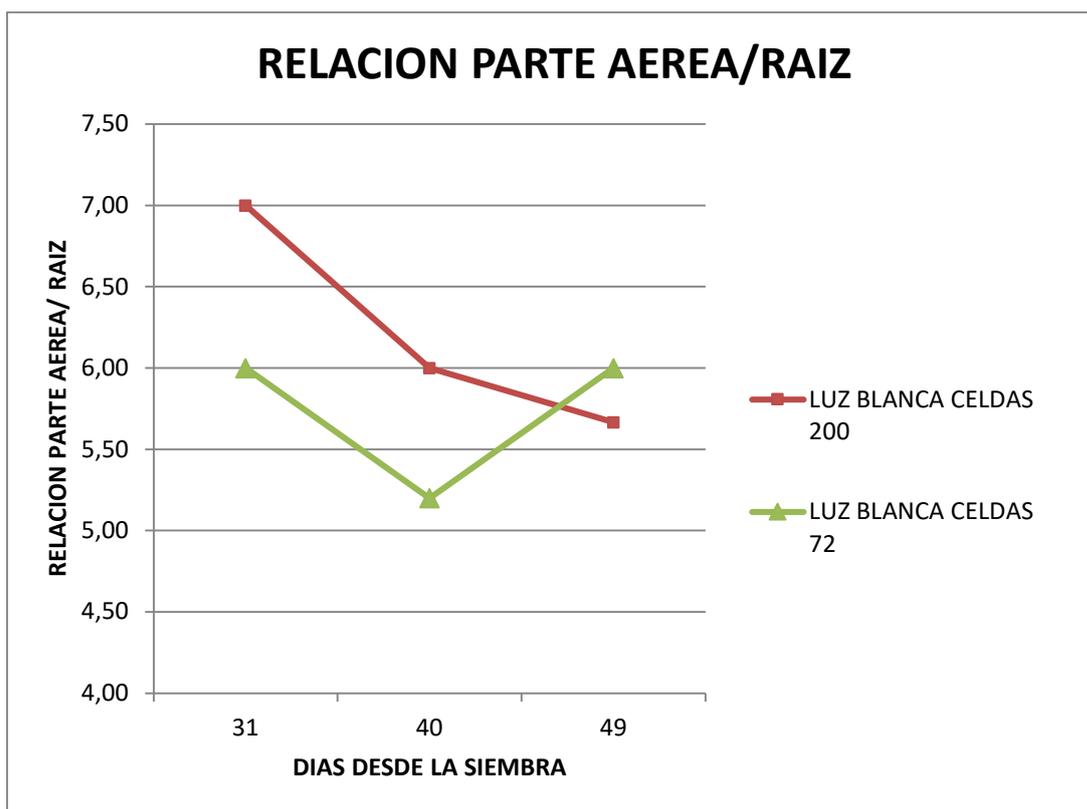
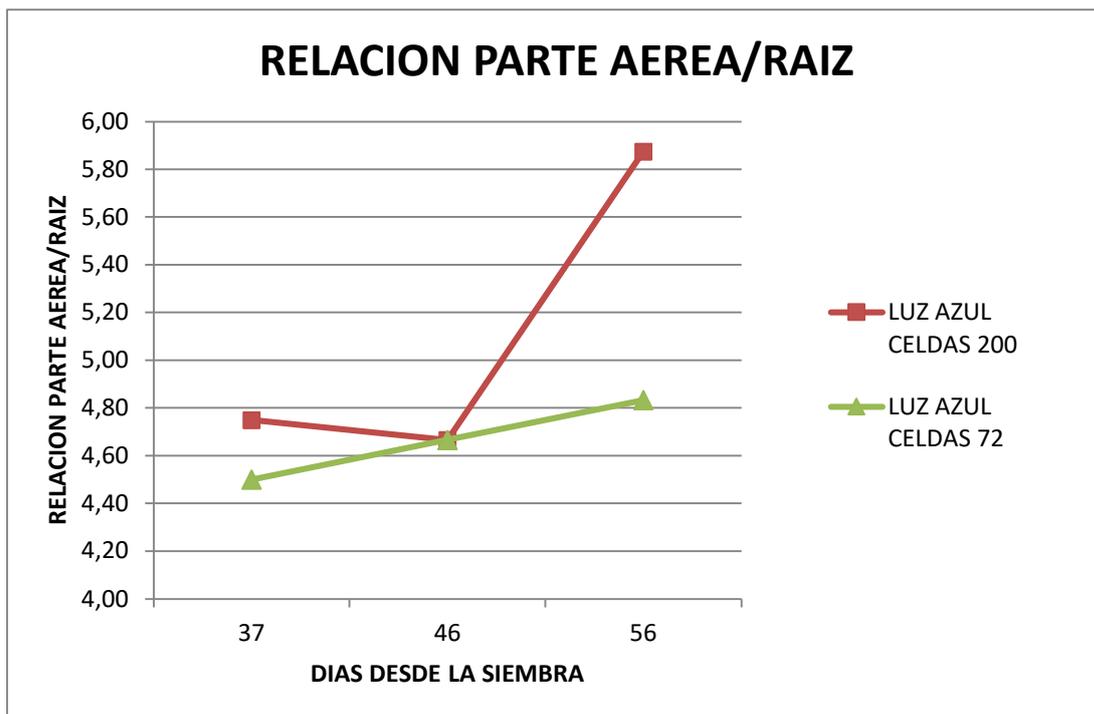


Figura 9. Relación parte aérea/ raíz, de plantines de tomate var. Platense cultivados en bandejas multicedas de 72 y 200, bajo luz blanca con fotoperiodo de 18 horas



**Figura 10. Relación parte aérea/ raíz, de plantines de tomate var. Platense cultivados en bandejas multicedas de 72 y 200, bajo luz azul con fotoperiodo de 18 hs.**

El crecimiento y el desarrollo de un vegetal están influenciados, entre otros factores, por la intensidad y la calidad de la luz captada por los órganos que realizan la fotosíntesis. Cuando se generan cambios en la calidad o en la intensidad de la radiación incidente, en esta relación parte aérea raíz se encuentran diferencias significativas en la luz y en el volumen del contenedor.

### **Variables cualitativas**

Para la luz blanca se observaron tres tipos de verde en las bandejas de 72 celdas (verde musgo, pino, verde ejército) y en las bandejas de 200 (verde Lincoln, green sap, verde musgo). Para la luz azul en las bandejas de 72 celdas (verde musgo, green sap, verde mayo), en las bandejas de 200 celdas (verde máximo, verde musgo, verde ruso).

De acuerdo a los resultados obtenidos se observó que las bandejas de 72 celdas para ambas luces, el color verde de las hojas fue más intenso con

respecto a las bandejas de 200 celdas. Comparando ambas luces, con la luz blanca se obtuvo más intensidad que con la luz azul.

Los máximos de absorción de la clorofila se encuentran en la longitud de onda de 400 a 450 nm (color azul) y de 650 a 700 nm (color rojo). Las longitudes de onda que refleja le otorgan el color verde.

### **Color de las raíces**

El color de las raíces para las bandejas de 72 celdas y 200 celdas, iluminadas con luz blanca y azul respectivamente fueron de un color blanco.

## **7. Conclusiones**

Sobre la base de las condiciones del ensayo se acepta la hipótesis, por la cual los plantines que fueron sometidos a un fotoperiodo de 18 horas, en bandejas de 72 y 200 celdas con una iluminación de luz azul (450 nm), resultaron ser de mayor calidad respecto de los otros plantines en bandejas de 72 y 200 celdas con uso de luz blanca, debido a que presentaron mayor tasa de crecimiento absoluta y relativa.

Por otra parte, se demostró que las bandejas de mayor volumen y acompañadas de la iluminación azul tuvieron una mayor longitud de las raíces, como también más peso seco. Este trabajo se realizó entre los meses de abril y junio del año 2021 lo que indica que sería útil para adelantar la producción de plantines para su comercialización, ya que no es la temporada ideal del cultivo debido a las bajas temperaturas.

En los plantines iluminados con luz azul hubo algunos factores como la intensidad de la luz azul que no fueron homogéneos para todas las celdas, por lo que se tuvieron que elevarse 5 cm los mismos tardaron siete días más, que los iluminados con luz blanca pero los mismos fueron más compactos, con mayor peso seco, con una buena coloración y sanidad.

De esta experiencia surgen nuevas preguntas aplicando otros fotoperiodos y también utilizarlos con interrupciones con el objetivo de economizar la energía eléctrica, utilizar diferentes sustratos para futuros ensayos. Asimismo, evaluar calidad de plantín bajo diferentes temperaturas de manera de optimizar los recursos

## 8. Bibliografía

Ahmad, M., y Cashmore, A. R., 1996. Seeing blue: the discovery of cryptochrome. *Plant Molecular Biology* 30, 851-861.

Ahmad, M., 1999. Seeing the world in red and blue: insight into plant vision and photoreceptors. *Current Opinion in Plant Biology* 2, 230-235.

Anslow, R.C. 1966. The rate of appearance of leaves on tillers of the gramineae. *Herbage Abstracts (Farnham Royal)*. 36 (supl. 3): 149 – 155

Association of Official Seed Analysts. 1983. Seed Vigor Testing Handbook, Contribution No. 32 to the Handbook on Seed Testing..

Arias Carrillo, Alma Lucía; Hollos Vergara, Kelly; Montes Hernández, Anderson; 2013. Efectos de la luz sobre el desarrollo de plántulas. Facultad de ciencias básicas y de la Educación. Universidad Popular del César.

Ballaré, C.L. y J.J. Casal. 2000. Light signals perceived by crop and weed plants. *Field Crop Research* 67:149-160.

Ballaré, C.L., A.L. Scopel y R.A. Sánchez. 1991. Photocontrol of stem elongation in plant neighborhoods: effects of photon fluence rate under natural conditions of radiation. *Plant Cell Environ.* 14: 57-65.

Beemster, G. T. S., and Baskin, T. I. (1998). Analysis of cell division and elongation underlying the developmental acceleration of root growth in *Arabidopsis thaliana*. *Plant Physiol.* 116, 1515–1526.

Boggiano, P. 2000. Dinâmica da produção primária da pastagem nativa em área de fertilidade corrigida sob efeito de adubação nitrogenada e oferta de forragem. Tesis Doctorado. Porto Alegre, Brasil. Universidade Federal do Rio Grande do Sul. 179 p

Cashmore, A.R., Jarrillo, J. A., Wu, Y.-J., and Liu, D.,1999. Cryptochromes: blue light receptors for plants and animals. *Science* 284, 760-765.

Cerny, T. A., Rajapakse, N. C., Rieck, J. R., 2004. Height control of vegetable seedlings by greenhouse light manipulation. *Journal of vegetable crop production* 10(1): 67-80. doi:10.1300/J068v10n01\_08.

Christie, J. M., Reymond, P., Powell, G. K., Bemasconi, P., Raibekas, A. A., Liscum, E., and Briggs, W. R. (1998). Arabidopsis NPH1: a flavoprotein with the properties of a photoreceptor for phototropism. *Science* 282, 1698-1701.

Coro, M.; Araki, A.; Rattin, J.; Miravé, P.; Di Benedetto, A. 2014. Lettuce and celery responses to both BAP and PBZ related to the plug cell volume. *American Journal of Experimental Agriculture* 4 (10), 1103-1119.

Cosgrove, D.J. 1981. Rapid Suppression of Growth by Blue Light Occurrence, Time Course, and General Characteristics. *Plant Physiol.* 67:584—590.

Cuesta, G. Mondaca E., 2014. Efecto de un biorregulador a base de auxinas sobre el crecimiento de plantines de tomate. *Revista Horticultura* 20(2), pág. 216.

D'Arcy W.G. 1991. The Solanaceae since 1976, with a review of its biogeography. En: Hawkes J.G., Lester R.N., Nee M. y Estrada R. N. Eds. *Solanaceae III: Taxonomy, Chemistry and Evolution*, pp. 75-137, The Royal Botanical Gardens, Kew, Londres.

Di Benedetto, A. 2004. Cultivo intensivo de especies ornamentales. Bases científicas y tecnológicas. Ed. Facultad de Agronomía Universidad de Buenos Aires. Buenos Aires. 272 pp.

Di Benedetto, A y A Pagani. 2012. Difficulties and Possibilities of Alternative Substrates for Ornamental Bedding Plants: An Ecophysiological Approach. *En: Draguhn, C & N Ciarimboli (eds). Peat: Formation, Uses and Biological Effects*. Pp. 1-34. Nova Science Publishers, Inc.

Di Mateo, J.; Rattin, J.; Di Benedetto, A. 2015. Increase of spinach growth through the use of larger plug cell volume and an exogenous BAP spray. *American Journal of Experimental Agriculture* 6 (6), 372-383.

Doria, Jessica, 2010. Generalidades sobre las semillas, su producción conservación y almacenamiento. Cultivos Tropicales, 2010, vol. 31, no. 1, p. 74-85.

Dufault, R. J. 1998. Vegetable transplant nutrition. HortTechnology 8(4): 515-523. Disponible en <http://horttech.ashspublications.org/content/8/4/515.full.pdf>. Accedido 16/05/2020.

Giménez, C. 1992. Bases fisiológicas de la producción hortícola. pp. 57-74. En: Nueva Horticultura, Ramos, E. y Rallo L. (Eds.), Ed. Mundi Prensa, Madrid, 183 p.

Ginzo, H.D. 1968. Revisión de métodos para medir el área foliar. Ciencia e Investigación 24: 83-87.

Grotkopp, E.; Erskine-Ogden, J.; Rejmanek, M. 2010. Assessing potential invasiveness of woody horticultural plant species using seedling growth rate traits. Journal of Applied Ecology 47 (6), 1320-1328.

Jarma, A., T. Rengifo, y H. Aramendiz-Tatis. 2006. Fisiología de estevia en función de la radiación en el Caribe colombiano. II Análisis de crecimiento. Agronomía Colombiana, 24(1): 38-47.

Kendrick, R. E., y Kronenberg, G. H. M, 1994. Photomorfogenesis in plants, 2 Edition (Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publishers)

Lallana, V.H. 1999. Medición del área foliar mediante escáner y software Idrisi. Revista Fave 13(2):27-33.

Laskowski, M.J. and W.R. Briggs. 1989. Regulation of Pea Epicotyl Elongation by Blue Light. Fluence-Response Relationships and Growth Distribution. Plant Physiol. 89:293-298.

Leskovar, D. 2001. Producción y ecofisiología del trasplante hortícola. Texas A & University, USA. Buenavista, Saltillo, Coahuila. 25 pp.

Mckee, J. M. T. 1981. Physiological aspects of transplanting vegetables and other crops. II Methods used to improve transplant re-establishment. Horticultural Abstracts 51: 355-368.

Mercado Central 2015 Ficha Técnica Disponible en <http://www.mercadocentral.gov.ar/sites/default/files/docs/fichatecnica-tomate-2015.pdf> Accedido 06/06/2020

Mohr, H., 1994. Coacción between pigment systems. In Photomorphogenesis in Plants, R. E. Kendrick and G. H. M. Kronenberg, eds. (Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publishers), pp. 353-373.

Mondino, M.C.; Ferrato, J. A.; Longo, A.; Grasso, R.; Ortiz M., M. 2007. Evaluación de la situación estructural, tecnológica y organizacional de los plantineros de la Región de Rosario. XXX Congreso Argentino de Horticultura. Horticultura Argentina 26(61): 340.

Muñoz R., J. J. 2003. La producción de plántulas en invernadero, pp. 207-230. *In*: Manual de Producción Hortícola en Invernadero. Muñoz R., J. J.; Castellanos, J. Z. (eds.). Incapa. Celaya, Guanajuato, México. [ [Links](#) ]

Ne Smith, D. & Duval, J. 1998. The Effect of Container Size. HortTechnology 8: 495-498

Nuez, F. 1995. El cultivo del tomate. Editorial Mundi-Prensa Libros Gandhi. ISBN: 84-7114- 549-9. México D.F. 797 p.

Pagani, A.; Molinari, J.; Di Benedetto, A. 2013. BAP spray and plastic container responses on *Asparagus officinalis* L. crown growth. Journal of Life Science 7 (8), 827-835.

Pagani, A.; Molinari, J.; Lavado, R.S.; Di Benedetto, A. 2015. Behavior of *Impatiens wallerana* Hook. F in alternative pot substrates: mechanisms involved and research perspectives. Journal of Plant Nutrition 38 (14), 2135-2203

Peil, R. y Gálvez, J. 2005. Reparto de materia seca como factor determinante de la producción de las hortalizas de fruto cultivadas en invernadero. Agrociencia 11: 05-11.

Poorter, H.; Buhler, J.; Van Dusschoten, D.; Climent, J.; Postma, J.A. 2012a. Pot size matters: a meta-analysis of the effects of rooting volume on plant growth. Functional Plant Biology 39 (11), 839-850.

Scheres, B., Wolkenfelt, H., Willemsen, V., Terlouw, M., Lawson, E., et al. (1994). Embryonic origin of the Arabidopsis primary root and root meristem initials. *Development* 120, 2475–2487.

Short, T. W., y Bn'ggs, W. L. (1994). The transduction of blue light signals in higher plants. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Molec. Biol.* 45, 143-171.

Spalding, E.P. y D.J. Cosgrove. 1992. Mechanism of Blue-Light-Induced Plasma-Membrane Depolarization in Etiolated Cucumber Hypocotyls. *Planta* 188:199-205.

Tei, F.; Scaife, A.; Aikman, D.P. 1996. Growth of lettuce, onion, and red beet. 1. Growth analysis, light interception, and radiation use efficiency. *Annals of Botany* 78 (5), 633-643.

Tittonelli, P. A; J. De Grazia; A. Chieza. 1999. Calidad del plantín de pimiento en función del volumen disponible para la exploración radicular y la porosidad del sustrato. *Actas del XXII Congreso Argentino de Horticultura*. Septiembre, San Miguel de Tucumán, Argentina.

Thibaud, J.; Mc. Loughlin, T.; Pagani, A.; Lavado, R.; Di Benedetto, A. 2012. Alternative substrates and fertilization routine relationships for bedding pot plants: *Impatiens wallerana*. *European Journal of Horticultural Science* 77 (4), 182-191.

Torres P., Andrea 2017 Manual de cultivo de tomate bajo invernadero, INIA, Boletín N° 12.

Tara Luna, Thomas D. Landis, y R. Kasten Dumroese, 2012. Disponible en [https://www.fs.fed.us/rm/pubs\\_other/rmrs\\_2012\\_luna\\_t001.pdf](https://www.fs.fed.us/rm/pubs_other/rmrs_2012_luna_t001.pdf). Accedido 26/06/2020.

Vale AP, Santos J, Brito NV, Marinho C, Amorím V, Rosa E, Oliveira MBPP, 2015. Effect of refrigerated storage on the bioactive compounds and microbial quality of Brassica oleaceae sprouts. *Postharvest Biology and Technology*

Van De Vooren, JPF y Challa, H. ( 1981 ). Aspectos biológicos de la optimización dinámica en climatización de invernaderos. *Acta Horticulturae* 115, 341 - 346.

Vavrina, 2002. An Introduction to de Production of Containerizaed Vegetable Transplant HS849. Horticultural Sciences Department, University of Florida.

Verlodt, H. (1990): Greenhouses in Cyprus, protected cultivation in the Mediterranean climate. FAO, Rome.

Verstraeten, I., Schotte, S., y Geelen, D. (2014). Hypocotyl adventitious root organogenesis differs from lateral root development. *Front Plant Sci.* 5, 495.

Zabeltitz, C. (1992): "Current state of technology and introduction to innovation in greenhouse horticulture"; *Acta horticulture*, 312; pp. 19-28.