



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO**  
**DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA**  
**INSTITUTO DE HORTICULTURA**

**ILUMINACIÓN LED PARA EL CRECIMIENTO Y  
DESARROLLO DE PLANTAS HORTÍCOLAS**

**TESIS**

Que como requisito parcial para obtener el grado de:

**DOCTOR EN CIENCIAS EN HORTICULTURA**

Presenta:

**SILVIA FLORES PÉREZ**

Bajo la supervisión de:

**DRA. ANA MARÍA CASTILLO GONZÁLEZ**



Chapingo, Estado de México, julio de 2021.



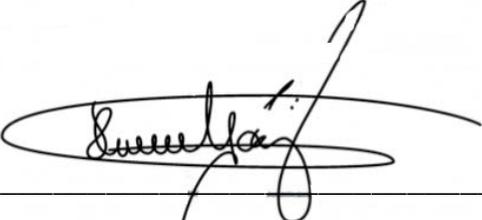
Tesis realizada por **Silvia Flores Pérez** bajo la supervisión del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

**DOCTOR EN CIENCIAS EN HORTICULTURA**

**DIRECTOR:**   
DRA. ANA MARÍA CASTILLO GONZÁLEZ

**ASESOR:**   
DR. LUIS ALONSO VALDÉZ AGUILAR

**ASESOR:**   
DR. EDILBERTO AVITIA GARCÍA

**LECTOR EXTERNO:**   
DR. FERNANDO CARLOS GÓMEZ MERINO

## CONTENIDO

	Página
Hoja de aprobación.....	ii
Lista de cuadros.....	vi
Lista de figuras.....	vii
Dedicatoria.....	viii
Agradecimientos.....	ix
Datos biográficos.....	x
Resumen general.....	xi
Abstract.....	xii
CAPÍTULO 1	
1.1. Introducción general.....	1
1.2. Objetivos.....	2
CAPÍTULO 2	
2.1 Revisión de Literatura.....	2
2.1.1. Introducción.....	2
2.1.2. Calidad de la luz.....	2
2.1.3. Cantidad de luz.....	3
2.1.4. Fotoperiodo.....	3
2.1.5. Fotorreceptores.....	5
2.1.6. Rendimiento cuántico para la fijación de CO <sub>2</sub> .....	6
2.1.7. Efectos de la calidad de la luz sobre el desarrollo de las plantas.....	6
2.2 Referencias.....	12
CAPÍTULO 3	

Crecimiento de <i>Lilium</i> spp. 'Corvara' bajo diferentes longitudes de onda proporcionadas por diodos emisores de luz.....	17
3.1. Resumen.....	18
3.2. Summary.....	19
3.3. Introducción.....	21
3.4. Materiales y métodos.....	21
3.4.1. Localización.....	22
3.4.2. Material vegetal y sustrato.....	22
3.4.3. Solución nutritiva.....	23
3.4.4. Tratamientos.....	23
3.4.5. Diseño experimental.....	24
3.4.6. Variables evaluadas.....	
3.4.6.1. Días a madurez de cosecha y duración de la etapa vegetativa.....	24
3.4.6.2. Altura de planta.....	24
3.4.6.3. Peso fresco y peso seco de la parte aérea....	24
3.4.6.4. Diámetro de tallo.....	25
3.4.6.5. Área foliar.....	25
3.4.6.6. Diámetro de la flor.....	25
3.4.6.7. Número, longitud y diámetro de botones.....	25
3.4.6.8. Color (L, C y H).....	25
3.4.6.9. Densidad estomática.....	25
3.4.6.10. Pigmentos fotosintéticos.....	26
3.4.6.11. Azúcares solubles totales.....	26
3.4.6.12. Vida en florero.....	26
3.4.6.13. Análisis de datos.....	26
3.5. Resultados y discusión.....	26

3.5.1. Variables de crecimiento y floración.....	29
3.5.2. Densidad estomática.....	30
3.5.3. Pigmentos fotosintéticos.....	32
3.5.4. Azúcares solubles totales.....	34
2.5.5. Vida en florero.....	34
3.6. Conclusiones.....	35
3.7. Referencias.....	
CAPÍTULO 4	
Iluminación LED para el crecimiento y desarrollo de plantas hortícolas.....	41
4.1. Resumen.....	42
4.2. Summary.....	43
4.3. Introducción.....	45
4.4 Desarrollo.....	45
4.4.1. Fotorreceptores.....	
4.4.2. Efectos espectrales sobre la morfología de las plantas y la fotosíntesis.....	48
4.4.2.1. Floración.....	51
4.4.2.2. Alargamiento del tallo.....	52
4.4.2.3. Producción de biomasa.....	53
4.4.2.4. Concentración de pigmentos fotosintéticos	53
4.4.2.4.1. Clorofilas.....	54
4.4.2.4.2. Carotenoides.....	55
4.4.2.5. Concentración de compuestos fenólicos.....	57
4.5. Conclusiones.....	57
4.6. Referencias.....	

## LISTA DE CUADROS

	Página
<b>Cuadro 3.1.</b> Temperatura, humedad relativa y CO <sub>2</sub> dentro del cuarto de crecimiento durante el ciclo de cultivo de <i>Lilium</i> spp 'Corvara' con iluminación suplementaria LED.....	21
<b>Cuadro 3.2.</b> Efecto de la luz LED roja, azul, blanca y sus combinaciones sobre las variables de crecimiento de <i>Lilium</i> spp 'Corvara'.....	27
<b>Cuadro 3.3.</b> Efecto de la luz LED roja, azul, blanca y sus combinaciones sobre las variables de floración y vida en florero en plantas de <i>Lilium</i> spp. 'Corvara'.....	29

## LISTA DE FIGURAS

	Página
<b>Figura 3.1.</b> Efecto de la luz LED roja, azul, blanca y sus combinaciones sobre la densidad estomática en hojas de <i>Lillium</i> spp. 'Corvara'. .....	30
<b>Figura 3.2.</b> Efecto de la luz LED roja, azul, blanca y sus combinaciones sobre la concentración foliar de pigmentos: A) antes de la floración y B) después del corte de <i>Lillium</i> spp. 'Corvara'.....	31
<b>Figura 3.3.</b> Efecto de la luz LED roja, azul, blanca y sus combinaciones sobre la concentración de azúcares solubles totales de <i>Lilium</i> spp. 'Corvara'. .....	33
<b>Figura 4.1.</b> Estructuras tridimensionales de fotorreceptores: a) Fitocromo, b) Criptocromo y c) Fototropina.....	46

## DEDICATORIA

Querido Padre, no importa cuántos años han pasado desde tu partida al cielo, pero mi amor y mi agradecimiento hacia ti siguen intactos, yo sigo necesitando de tu mano amiga y de tus palabras:

Te extraño Papá.

A mis hijos Iván y Daniel porque son el motor principal de mi vida, son mi orgullo y mi motivación.

A mi madre, a mis herman@s y a mis sobrin@s, en este año tan difícil nos hemos unido más como familia, lo que significa que siempre nos vamos a amar y apoyar sin condiciones.

## AGRADECIMIENTOS

Al pueblo de México, que por medio del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) hicieron posible la realización de mis estudios de Doctorado.

A mi *Alma Mater*, la Universidad Autónoma Chapingo, al Instituto de Horticultura y a sus profesores, que con sus enseñanzas han contribuido a mi formación.

Al Ing. Josué Jovany Rodríguez López y al Lic. Ángel Daniel López Flores por su participación en el diseño, construcción y operación de las lámparas LED utilizadas en esta investigación y su apoyo en la traducción al idioma inglés.

Al Ing. Iván López Flores por su patrocinio en la compra de materiales y equipo usados en este trabajo, por su apoyo técnico en computación y su ayuda en el diseño y construcción del cuarto de crecimiento del cultivo utilizado en este trabajo.

A la Dra. Ana María Castillo González, por su paciencia, motivación, dedicación y orientación en el proceso de investigación doctoral.

Al Dr. Luis Alonso Valdez Aguilar, por transmitir sus conocimientos en horticultura, sus sugerencias para el desarrollo del cultivo de *Lilium* y por la revisión de esta tesis.

Al Dr. Edilberto Avítia García, por su valioso tiempo dedicado a la revisión de esta tesis.

Al Dr. Fernando Carlos Gómez Merino, por sus observaciones a esta investigación

A los laboratoristas Q. F. B. Ángela Barrera Cortés e Israel Valverde Ibañez por su amistad y su ayuda en la fase de laboratorio.

A mis compañeros del Doctorado por su amistad, en especial a la Dra. Lyzbeth Hernández Ramos por su invaluable apoyo en el área de fitoquímica.

## **DATOS BIOGRÁFICOS**

### **Datos personales**

Nombre: Silvia Flores Pérez

Fecha de nacimiento: 9 de febrero de 1966

Lugar de nacimiento: Ciudad de México.

CURP: FOPS660209MDFLRL02

Profesión: Ing. Agrónomo Especialista en Irrigación, cédula: 08752778

Maestra en Ciencias en Horticultura, cédula: 10316787



### **Desarrollo académico**

Bachillerato: Preparatoria Agrícola, Universidad Autónoma Chapingo

Licenciatura: Departamento de Irrigación, Universidad Autónoma Chapingo

Maestría: Instituto de Horticultura, Universidad Autónoma Chapingo

### **Experiencia laboral**

De 1990 a 1997 prestó sus servicios profesionales en el Distrito de Riego 016 “Estado de Morelos” de la Comisión Nacional del Agua, donde participó en la digitalización de planos de las áreas de riego por medio de sistemas de información geográfica. De 1997 a 2004 trabajó en la Subdelegación de Recursos Naturales en el D. F. en proyectos de acuacultura, de crianza de venados y de producción de árboles de navidad. De 2004 a 2013, laboró en el vivero de Coyoacán D. F., las actividades desarrolladas fueron: propagación de especies aptas para reforestación urbana, elaboración del programa de fertirrigación y control de plagas y enfermedades.

## RESUMEN GENERAL

### ILUMINACIÓN LED PARA EL CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE PLANTAS HORTÍCOLAS

Se ha determinado que las longitudes de onda en los rangos rojo y azul del espectro luminoso, afectan directamente la fotosíntesis. Al utilizar diodos emisores de luz (LEDs) como fuente de iluminación artificial, es posible seleccionar el espectro luminoso más eficiente para la producción de plantas. El objetivo de este trabajo fue: evaluar el crecimiento y desarrollo de *Lilium* spp. 'Corvara' teniendo como única fuente de iluminación lámparas LEDs, con cuatro proporciones de luz rojo: azul (20:80, 40:60, 60:40 y 80:20) y un tratamiento testigo con 100 % de luz blanca. Todos los tratamientos tuvieron una radiación fotosintéticamente activa de  $90 \pm 10 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  durante un fotoperiodo de 14 h. Al usar 80:20 de luz roja: azul, hubo incrementos en las siguientes variables respecto al testigo: altura de planta (21 %), diámetro de flor (5 %) y número de días a madurez (16 días); la vida en florero más larga se obtuvo con 60:40; pero el color de los tépalos más intenso (13 % en la variable Cromo) se tuvo aplicando 20:80; por lo que se concluyó que la calidad de la luz modificó su crecimiento y desarrollo como flor de corte. En este trabajo se incluye un artículo de revisión con el objetivo de tener la información actualizada de estudios relacionados con el uso de la iluminación LED en el cultivo de especies de importancia hortícola; se determinó que la relación de luz rojo: rojo lejano puede controlar el tiempo a la floración y la altura de las plantas. Luz roja y luz azul son responsables de la acumulación de biomasa. La concentración de compuestos fenólicos está relacionada con la disponibilidad de luz azul. Es necesario continuar con las investigaciones para determinar los mecanismos que ocasionan esos cambios en las plantas, así como la interacción calidad y cantidad de luz.

**Palabras clave:** LED, calidad de la luz, vida en florero, flores de corte.

Tesis de Doctorado en Ciencias en Horticultura, Universidad Autónoma Chapingo. 2021.

Autor: M. en C. Silvia Flores Pérez

Director: Dra. Ana María Castillo González

## **ABSTRACT**

### **LED LIGHTING FOR HORTICULTURAL PLANTS GROWTH AND DEVELOPMENT**

Wavelengths in the red and blue ranges of the light spectrum have been determined to directly refer to photosynthesis. By using light-emitting diodes (LEDs) as a source of artificial lighting, it is possible to select the most efficient light spectrum for plant production. The aim of this work was: to evaluate the growth and development of *Lilium* spp. 'Corvara' having as the only illumination source LED lamps, with four proportions of red light: blue light (20:80, 40:60, 60:40 and 80:20) and a control treatment with 100% white light. All treatments had a photosynthetically active radiation of  $90 \pm 10 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  during a photoperiod of 14 h. When using the proportion 80:20 of red and blue light, there were increases in the following variables with respect to the control: plant height (21%), flower diameter (5%) and number of days to maturity (16 days); the longest vase life was obtained with 60:40; but the most intense tepal color (13% in the chroma variable) was obtained by applying 20:80. Therefore, it was concluded that the quality of the light modified its growth and development as a cut flower. This work includes a review article with the aim of having updated information on studies related to the use of LED lighting in the cultivation of species of horticultural importance. It was determined that the red: far red light ratio can control the time to flowering and the height of plants. Red and blue light are responsible for the accumulation of biomass. The concentration of phenolic compounds is related to the availability of blue light. Although it is necessary to continue with research to determine the mechanisms that cause these changes in plants, as well as the interaction of quality and quantity of light.

**Key words:** LED, light quality, vase life, cut flowers.

Doctoral Thesis in Horticulture, Universidad Autónoma Chapingo. 2021.

Author: M. Sc. Silvia Flores Pérez

Advisor: Dr. Ana María Castillo González

# CAPÍTULO 1

## 1.1. INTRODUCCIÓN GENERAL

La luz es uno de los factores ambientales más importantes en la vida sobre la Tierra, y afecta el crecimiento y la morfología de las plantas (Hernández & Kubota, 2016). La iluminación con diodos emisores de luz (LEDs) es un componente fundamental para la agricultura en ambiente controlado, puesto que es posible el crecimiento de cultivos hortícolas en cualquier época del año. Este tipo de iluminación es la primera fuente de luz artificial que tiene la capacidad de un verdadero control sobre la intensidad luminosa, el fotoperiodo y la composición espectral, además de la baja emisión de calor (Morrow, 2008).

Las longitudes de onda más importantes para la fotosíntesis se encuentran en la región azul y roja del espectro luminoso. Los LEDs tienen un ancho de banda de  $\pm 15$  nm y permiten enfocarse en las longitudes de onda más eficientes para la fotosíntesis (Deram, Lesfrud & Orsan, 2014). La eficiencia de los LEDs rojos (650-665 nm) en el crecimiento de las plantas es fácil de entender porque esas longitudes de onda pueden coincidir con el pico de absorción de clorofilas y fitocromos (Darko, Heydarizdeh, Schoefs & Sabzalian, 2014).

El primer LED que se desarrolló fue el rojo, pero la luz roja al 100 % crea un desequilibrio en los fotosistemas I y II (Seo, Arasu, Kim, Park & Kim, 2015). Las plantas necesitan de la luz azul para regular otro tipo de respuestas, además de la fotosíntesis y la producción de biomasa. Plántulas de pimiento (*Capsicum annuum*) cultivadas con 100 % de luz roja tuvieron una longitud excesiva de tallo y una biomasa inferior que cuando se cultivaron bajo la combinación de luz LED roja con luz azul, por lo que se vio la importancia de utilizar ambas (Hernández & Kubota, 2016). En lechuga (*Lactuca sativa*) la combinación de luz roja con luz azul, proporcionó una mejor excitación de los diferentes tipos de fotorreceptores y permitió una mayor actividad fotosintética que la de cualquiera de las dos luces monocromáticas usadas en forma individual (Darko, Heydarizdeh, Schoefs &

Sabzalian, 2014). La proporción de luz azul requerida por diferentes especies es todavía motivo de discusión (Ouzounis, Rosenqvist & Ottosen, 2015).

Las investigaciones con iluminación de fuente única LED publicadas, se enfocan principalmente a la radiación azul y roja. Pocos estudios han probado los beneficios de incluir otras longitudes de onda, como la del ultravioleta, para inducir la producción de metabolitos secundarios (Zhang *et al.*, 2015), el verde, que puede inhibir efectos de la luz azul, como la disminución del área foliar (Meng, Kelly & Runkle, 2019) o el rojo lejano, para promover la elongación del tallo (Hernández & Kubota, 2016).

Los efectos del uso de la iluminación con LEDs fueron investigados primero en *Arabidopsis thaliana* (Folta & Childers, 2008), pero pronto se realizó en cultivos como tomate (*Solanum lycopersicum*) (Deram, Lesfurd & Orsat, 2014), pepino (*Cucumis sativus*) (Hernandez & Kubota, 2016), lechuga (Li & Kubota, 2009), crisantemo (*Chrysanthemum morifolium*) y nochebuena (*Euphorbia pulcherrima*) (Islam, Gislerod, Torre & Olsen, 2015), fresa (*Fragaria x ananassa*) (Folta & Childers, 2008) y algunas otras plantas ornamentales como petunia (*Petunia hybrida*), dalia (*Dahlia pinnata*), rosa (*Rosa* sp.), cosmos (*Cosmos bipinnatus*) y clavel (*Dianthus caryophyllus*) (Kong, Stasiak, Dixon & Zheng, 2018). La mayoría de estas especies tiene importancia económica y se han encontrado proporciones de luz LED que mejoran los productos obtenidos, pero es importante seguir profundizando en su estudio (Folta & Childers, 2008).

## **1.2. OBJETIVOS**

1.2.1. Evaluar el crecimiento y desarrollo de plantas de *Lilium* spp. 'Corvara' teniendo como única fuente de iluminación lámparas con diodos emisores de luz (LEDs), con diferentes proporciones de luces roja y azul.

1.2.2. Obtener la información actualizada del uso de LEDs en especies de interés hortícola por medio del análisis de artículos científicos.

## **CAPÍTULO 2**

### **2.1. REVISIÓN DE LITERATURA**

#### **2.1.1. Introducción**

El desarrollo de las plantas, su fisiología y la respuesta a estímulos está fuertemente influenciada por las condiciones ambientales; dentro de estas, la luz es una de las necesidades primarias de las plantas, ya que les permite procesar los nutrimentos del suelo y convertirlos en su alimento (Morrow, 2008). La luz se debe usar para dirigir el progreso y la dirección de los hábitos de las plantas para afectar los productos finales deseados, por ejemplo, en el cultivo de lechuga, se busca un crecimiento vegetativo robusto y la floración es indeseable, mientras que en fresa, es importante promover la floración para obtener los frutos (Folta & Childers, 2008).

Las plantas perciben diferentes segmentos del espectro de luz emitida por el sol, así como su intensidad y duración o fotoperiodo (Dole & Wilkins, 2005). Con el uso de LEDs es posible regular las características de los fotones que llegan a las plantas, potenciando los efectos benéficos y evitando la influencia adversa de otras longitudes de onda. Por lo tanto, los productos metabólicos de las plantas cultivadas pueden modificarse (Darko, Heydarizdeh, Schoefs & Sabzalian, 2014).

#### **2.1.2. Calidad de la luz**

La calidad de la luz se refiere a la composición del color, a la longitud de onda de los fotones. Un color específico puede ser descrito por su longitud de onda. El rango crucial para las plantas está dentro de los 400 a 700 nm, porque los fotones dentro de este rango son más efectivos para impulsar la fotosíntesis (Deram,

Lefsrud, & Orsat, 2014). Sin embargo, esto no es tan rígido ya que fotones dentro de la región ultravioleta y rojo lejano tienen un efecto fotosintético y contribuyen al crecimiento de las plantas (Shafiq *et al.*, 2021). Cada región del espectro luminoso puede inducir ciertas respuestas en las plantas, por ejemplo, el color de la luz tiene influencia en la arquitectura de la planta, la forma y color de las hojas y en la altura del tallo (Kuan-Hung, Meng-Yuan, Wen-Dar & Chi-Ming, 2013).

### **2.1.3. Cantidad de luz**

La cantidad de luz se refiere a la intensidad luminosa o al número de fotones que inciden en una cierta superficie por segundo o por día. Se puede cuantificar instantáneamente con un sensor cuántico o medir el acumulado por día para obtener la luz integral diaria (DLI), en la región fotosintéticamente activa (PAR) del espectro luminoso (Massa, Graham, Haire, Flemming & Wheeler, 2015).

### **2.1.4. Fotoperiodo**

El fotoperiodo es el tiempo en el que las plantas reciben la luz por día. El desarrollo de las plantas puede ser activado o no dependiendo del número de horas luz recibidas. Varias actividades de las plantas, como la floración, están determinadas por la duración del día, por esta razón las plantas se pueden clasificar a partir de sus respuestas al fotoperiodo (Dole & Wilkins, 2005). En las plantas de día corto (SD), la floración es acelerada cuando el periodo de oscuridad es más largo que un valor crítico de horas luz. Ejemplos de especies SD son crisantemo, nochebuena y dalia. En las plantas de día largo (LD), la producción de flores es acelerada si los periodos de iluminación son mayores que un valor crítico, y ejemplos de especies LD son espinaca (*Spinacea oleracea*), lechuga y chícharo (*Pisum sativum*). También existen plantas que no responden al fotoperiodo (ND) y la floración se da por otros estímulos, como la temperatura o la época del año (Bao *et al.*, 2019).

### 2.1.5. Fotorreceptores

Como organismos fotosintéticos, las plantas están sintonizadas con el entorno de luz externa. Este control exógeno es ejercido por fotorreceptores (Seaton *et al.*, 2018), los cuales reúnen la información fotónica y la traducen en la expresión de genes que regulan el desarrollo de las plantas (Xie *et al.*, 2019).

Los fitocromos son fotorreceptores reversibles con un espectro de absorción de fotones del ambiente principalmente en el color rojo y rojo lejano. Los fitocromos se trasladan al citosol de las células durante la obscuridad y luego se movilizan al núcleo en el periodo de iluminación, donde participan directamente en la expresión de genes (Folta & Childers, 2008). Múltiples formas moleculares de esos receptores se han identificado con diferentes características bioquímicas espectrofotométricas y fisiológicas y sus genes correspondientes que expresan diferentes respuestas (Chen *et al.*, 2018). En tomate y *Arabidopsis* se han identificado cinco formas del fitocromo (PhyA, PhyB, PhyC, PhyD y PhyE), en sorgo (*Sorghum* spp.) y en arroz (*Oryza sativa*) tres, las formas Phy A y Phy B se encuentran en todas las angiospermas investigadas hasta la fecha (Demotes-Mainard *et al.*, 2016).

Los criptocromos son receptores de luz azul y ultravioleta, en el rango de 400 a 500 nm. En el genoma de *Arabidopsis* se han codificado tres criptocromos: Cry1, Cry2 y Cry3 (Liu, Zhong & Lin, 2010), los cuales controlan muchos aspectos de la fisiología y el desarrollo de las plantas como son: la transición a la floración, la expansión foliar y la inhibición de la elongación del tallo (Wang & Folta, 2013). Las fototropinas absorben luz en la región azul del espectro luminoso, con un máximo en 450 nm y son responsables de fenómenos tales como el fototropismo, la expansión de las hojas, la posición de los cloroplastos y la apertura de estomas (Wang, Matthew, Casal, Shapiguzov & Aphalo, 2020); confieren sus efectos a través de cambios en la homeostasis celular del ión  $Ca^{2+}$  y lo movilizan en

respuesta a la luz azul (Kopsell & Sams, 2015). Las longitudes de onda azules también actúan sobre la reubicación del cloroplasto dentro de la célula; con baja intensidad luminosa, los cloroplastos se acumulan en la superficie celular para aumentar su capacidad fotosintética, mientras que con intensidad luminosa más alta, se mueven hacia el lado opuesto a la luz para evitar daños (Kong, Stasiak, Dixon, & Zheng 2018).

De forma sinérgica con los criptocromos, los fitocromos también contribuyen a la regulación dependiente de la luz azul (Demotes-Mainard *et al.*, 2016); mejoran la actividad de criptocromos y fototropinas porque actúan juntos en la regulación lumínica de la apertura de los estomas probablemente porque tienen un paso de señalización común (Wang, Lu, Tong, & Yang, 2016).

#### **2.1.6. Rendimiento cuántico para la fijación de CO<sub>2</sub>**

Diferentes longitudes de onda tienen diversos rendimientos cuánticos para la fijación de CO<sub>2</sub>. La radiación roja tiene el rendimiento cuántico más alto, pero disminuye a mayores longitudes de onda (rojo lejano). En cambio, la luz azul es aproximadamente un 20 % menos eficiente que los fotones rojos, porque es absorbida por pigmentos inactivos para la fotosíntesis (antocianinas) o por carotenoides, que son menos eficientes que las clorofilas en la transferencia de energía a los centros de reacción (Hernández & Kubota, 2016; Wang, Lu, Tong, & Yang, 2016). Pero una intensidad relativamente baja de luz azul tiene efecto sobre la fotosíntesis al inducir la apertura de los estomas y aumentar la fijación de CO<sub>2</sub> (Huché-Thélier *et al.*, 2015).

#### **2.1.7. Efectos de la calidad de la luz sobre el desarrollo de las plantas**

Los efectos de la radiación sobre la fotosíntesis son consecuencia del espectro de absorción específico de los pigmentos fotosintéticos (clorofilas y carotenoides)

y de la absorción de micronutrientos esenciales para la cadena de transporte de electrones en la fotosíntesis (Hernández & Kubota, 2016). La actividad fotosintética aumenta proporcionalmente con el nivel de luz azul, pero sólo cuando la luz azul está presente en conjunto con otras longitudes de onda, como el rojo. En pimiento (*Capsicum annuum*), el número y el tamaño de frutos producidos fueron más altos en plantas cultivadas con LEDs rojo + azul, porque la distribución espectral de la luz roja y azul coincide con la de la absorción de la clorofila y es posible coleccionar una mayor cantidad de fotones (Gangadhar, Mishra, Pandian & Park, 2012).

Las respuestas de las plantas implican interacciones complejas con la intensidad de la radiación y con otras longitudes de onda (Demotes-Mainard *et al.*, 2016). Las plantas reciben la luz en una gama de intensidades y propiedades espectrales, en gran parte debido a los cambios en el dosel y el autosombreado por las hojas superiores. Esto produce fluctuaciones tanto en la cantidad como en la calidad de la luz, que impactan en la elongación de entrenudos, el comportamiento estomático y la ganancia de carbono (Matthews, Vialet-Chabrand & Lawson, 2020).

Para evitar el excesivo sombreado ocasionado por la cercanía de otras plantas o por las hojas de los niveles superiores de la misma planta, se tiene una respuesta conocida como síndrome asociado con la evitación de la sombra, la cual es mediada por fitocromos (Demotes-Mainard *et al.*, 2016). El sombreado de las plantas reduce la radiación fotosintéticamente activa (PAR) y cambia la composición espectral en los niveles más bajos del dosel, las clorofilas y carotenoides absorben la radiación azul y roja fotosintéticamente eficientes, pero reflejan o transmiten la mayoría de las radiaciones del rojo lejano (consideradas ineficientes para la fotosíntesis). Por ello, la radiación debajo del dosel de una planta tiene una relación rojo:rojo lejano más baja que el ápice, lo cual puede

inducir cambios rápidos en la expresión génica y en el crecimiento del tallo de las plantas que le permite competir con las plantas vecinas (Park & Runkle, 2017).

Los tratamientos de luz específicos tienen efecto sobre el estado hormonal endógeno, la morfología de la planta y la expresión génica (Folta & Childers, 2008). Las hormonas regulan los cambios dependientes de la luz en la morfogénesis de las plantas, las giberelinas y las auxinas ajustan el crecimiento diferencial y el alargamiento inducidos por la sombra (Shafiq *et al.*, 2021). En las plantas maduras, las auxinas, las giberelinas y el etileno contribuyen al síndrome asociado con la evitación de la sombra, detectada por la reducción de la relación rojo:rojo lejano (Folta & Childers, 2008). Las giberelinas afectan la división celular en el meristemo subapical y la expansión celular subsecuente, por lo que la reducción en los niveles de giberelinas da como resultado la reducción en el tamaño de los brotes (Islam, Gislérud, Torre & Olsen, 2015).

En el cultivo de plantas ornamentales para maceta es importante tener un crecimiento compacto. Kong, Stasiak, Dixon & Zheng (2018) encontraron que una proporción de 50 % de luz roja + 50 % de luz azul controlaba el alargamiento excesivo del tallo en petunia y geranio (*Geranium* spp.), en comparación con el 100 % de luz roja o con el 100 % de luz azul. Sin embargo, estos resultados no eran consistentes con otras especies como crisantemo. En plantas de nochebuena, al aplicar un tratamiento con 20 % de luz azul + 80 % de luz roja, se inhibió el alargamiento de los brotes hasta un 35 %, en contraste con otro tratamiento con solo 5 % de luz azul, pero, el estado fotoestacionario (relación rojo:rojo lejano) del fitocromo (asociado con alteraciones en el metabolismo de giberelinas, auxinas y ácido abscísico) fue similar en ambos tratamientos, lo que sugiere que los criptocromos pueden controlar el alargamiento del tallo de la nochebuena (Islam, Gislérud, Torre & Olsen 2015).

En lechuga expuesta a luz roja + azul, el alargamiento del tallo aumentó, cuando la intensidad de la luz se redujo de 150 a 50  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , por lo que se sugiere que la intensidad luminosa activa el criptocromo y se inhibe el alargamiento de los tallos (Cope & Bugbee, 2013). Las plantas de día largo son más sensibles a los cambios de calidad de luz que las plantas de día corto y neutral (Kong, Stasiak, Dixon & Zheng, 2018).

La acumulación de biomasa es una función de la radiación incidente y su conversión en carbohidratos mediante la fotosíntesis; la eficiencia en la captura de radiación se ve afectada por la arquitectura de la planta, especialmente por el área foliar (Massa, Graham, Haire, Flemming & Wheeler, 2015; Bugbee, 2016). Mattews, Violet-Chabrand & Lawson (2020) sugirieron que la captura de  $\text{CO}_2$  puede ser influenciada por la apertura estomática inducida por la luz azul, que tiene efecto con una baja intensidad luminosa (5-10  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ). La respuesta de la luz azul estomática, está mediada por las fototropinas que dentro de las células guarda se activan a través de la autofosforilación e inician una cascada de señalización que eventualmente resulta en la apertura estomática. Sin embargo, no todas las especies tienen respuesta estomática a la luz azul, como es el caso del tabaco (*Nicotiana tabacum*). Darko, Heydarizdeh, Schoefs & Sabzalian (2014) atribuyeron el efecto de la acumulación de biomasa a la apertura de estomas y a un mayor contenido de nitrógeno de las plantas suplementadas con luz azul.

Las plantas exhiben diferentes comportamientos de floración en respuesta a fotoperiodos variables (Bao *et al.*, 2019). En *Arabidopsis* la floración se presentó 15 días antes, cuando las plantas se cultivaron bajo luz azul constante, en comparación con las que crecieron bajo luz roja con una intensidad similar, pero se redujo el diámetro de la flor (Huché-Thélier *et al.*, 2015).

Además de los metabolitos primarios, como carbohidratos y aminoácidos, las plantas producen metabolitos secundarios, que son componentes clave para la defensa contra herbívoros, microbios y virus, además de contribuir con olores, sabores y colores específicos de las plantas (Ouzounis, Rosenqvist & Ottosen, 2015). El entorno de luz y la exposición a diferentes longitudes de onda, es uno de los factores más influyentes para la producción de metabolitos secundarios (Carvalho & Folta, 2014). En plantas superiores, dependiendo de la especie y las condiciones de crecimiento, los metabolitos secundarios y los pigmentos de la familia de los flavonoides se acumulan en condiciones de alto estrés lumínico (Darko, Heydarizdeh, Schoefs & Sabzalian, 2014). Los compuestos fenólicos se encuentran en la cutícula, la epidermis y el mesófilo; las antocianinas están involucradas en el color de las flores y los frutos, además, exhiben actividad antimicrobiana y protegen a las células de daños ocasionados por el exceso de luz. Los carotenoides son pigmentos de color amarillo y naranja, que se encuentran dentro de cloroplastos y cromoplastos; proporcionan protección cuando las plantas están sobreexpuestas a la luz y contribuyen a la fotosíntesis al captar fotones en la región donde la absorción de las clorofilas es menor (Ouzounis, Rosenqvist & Ottosen, 2015).

La exposición a radiaciones azul y ultravioleta también tiende a aumentar la producción de compuestos bioactivos que incrementan el contenido de antioxidantes y puede realizar funciones benéficas para la salud humana (Zhang *et al.*, 2015). Para proteger las células y prevenir el daño de las radiaciones ultravioleta, las plantas acumulan flavonoides (Carvalho & Folta, 2014) y se promueve la acumulación de antocianinas (Li & Kubota, 2009). La luz azul es fundamental para iniciar la biosíntesis de clorofila. En pepino el contenido de clorofila aumentó a medida que se incrementó la proporción de luz azul, pero sólo hasta el 75 % (Hernández & Kubota, 2016). En *Arabidopsis*, la luz azul regula al alza los niveles de ARNm de los genes involucrados en el catabolismo de la clorofila (Fantini *et al.*, 2019).

En albahaca (*Ocimum basilicum*), cultivada con radiación ultravioleta B (280 a 320 nm), aumentó la expresión génica de las enzimas fenilalanina amonio liasa (PAL) y chalcona sintasa (CHS), que son clave para la biosíntesis de compuestos fenólicos. A la par, se indujo la formación de especies reactivas de oxígeno (ROS), causando daño a las células, al ADN, a las proteínas y al aparato fotosintético, lo cual es contrarrestado por los mecanismos de defensa de las plantas como la síntesis de compuestos que absorben UV, incluyendo antocianinas, ácidos fenólicos y flavonoides; y compuestos antioxidantes como los carotenoides. Sin embargo, al aplicar radiación UV-B se tiene una reducción significativa en la producción de biomasa, porque daña los componentes del PS II (fotosistema II) y en consecuencia, disminuye la capacidad fotosintética (Dou, Niu & Gu, 2019).

Fantini *et al.* (2019) sugirieron que el criptocromo 1 (Cry1) podría ser el fotorreceptor dominante en las hojas de plantas de tomate, y su ausencia afecta negativamente a varios fenilpropanoides. La expresión del gen que origina la enzima PAL, está bajo el control de la luz ultravioleta A (320-400 nm) y que el criptocromo 2 (Cry2) tiene un papel dominante en la acumulación de carotenoides en los frutos.

Como se ha visto, la luz estimula y dirige el crecimiento y desarrollo de las plantas y el uso de LEDs es una herramienta amigable con el medio ambiente para la producción de cultivos hortícolas (Demotes-Mainard *et al.*, 2016). Por ello, resulta esencial tener un buen equipo de iluminación diseñado a la medida con un espectro de luz óptimo para cada especie.

## 2.2. REFERENCIAS

Bao, S., Hua, C., Huang, G., Cheng, P., Shen, L. & Yu, H. (2019). Molecular basis of natural variation in photoperiodic flowering responses.

*Developmental Cell*, 50(1), 90-101.  
<https://doi.org/10.1016/j.devcel.2019.05.018>

Bugbee, B. (2016). Toward an optimal spectral quality for plant growth and development: the importance of radiation capture. *Acta Horticulturae*, 1134, 1-12. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.1>

Carvalho, S. D. & Folta, K. M. (2014). Environmentally modified organism-expanding genetic potential with light. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 33, 486-508. <https://doi.org/10.1080/07352689.2014.929929>

Chen, L., Xue, X., Yang, Y., Chen, F., Zhao, J., Wang, X., Khan, A. & Hu, Y. (2018). Effects of red and blue LEDs on *in vitro* growth and microtuberization of potato single-node cuttings. *Frontiers of Agricultural Science and Engineering*, 5(2), 197-205. <http://journal.hep.com.cn/fase>

Cope, K. R. & Bugbee, B. (2013). Spectral effects of three types of white light-emitting diodes on plant growth and development: absolute versus relative amounts of blue light. *HortScience*, 48(4), 504-509. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.48.4.504>

Darko, E., Heydarizdeh, P., Schoefs, B. & Sabzalian, M. R. (2014). Photosynthesis under artificial light: the shift in primary and secondary metabolism. *Philosophical Transactions of the Royal Society Botany*, 369, 1-7. <https://doi.org/10.1098/rstb.2013.0243>

Demotes-Mainard, S., Péron, T., Corot, A., Bertheloot, J., Le Gourrierec, J., Pelleschi-Travier, S., Crespel, L., Morel, P., Huché-Thélier, L., Boumaza, R., Vian, A., Guérin, V., Leduc, N. & Sakr, S. (2016). Plant responses to red and far-red lights, applications in horticulture. *Environmental and Experimental Botany*, 121, 4-21. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2015.05.010>

Deram, P., Lefsrud, M. G. & Orsat, V. (2014). Supplemental lighting orientation and red to blue ratio of light-emitting diodes for greenhouse tomato production. *HortScience*, 49, 448-452. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.49.4.448>

- Dole, M. J. & Wilkins F. H. (2005). *Floriculture Principles and Species*. 2a. Edition. Prentice Hall. Upper Sadle River, New Jersey, USA. 1023 p.
- Dou, H., Niu, G. & Gu, M. (2019). Pre-harvest UV-B radiation and photosynthetic photon flux density interactively affect plant photosynthesis, growth, and secondary metabolites accumulation in basil (*Ocimum basilicum*) plants. *Agronomy*, 9(8), 434. <https://doi.org/10.3390/agronomy9080434>
- Fantini, E., Sulli, M., Aprea, G., Jiménez-Gómez, J., Bendahmane, A., Perrotta, G., Giuliano, G. & Facella, P. (2019). Pivotal roles of cryptochromes 1a and 2 in tomato development and physiology. *Plant Physiology*, 179, 732-748. [www.plantphysiol.org/cgi/doi/10.1104/pp.18.00793](http://www.plantphysiol.org/cgi/doi/10.1104/pp.18.00793)
- Folta, K. M. & Childers, K. S. (2008). Light as a grow regulator: controlling plant biology with narrow-bandwidth solid-state lighting systems. *HortScience*. 43(7), 1957-1963. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1957>
- Gangadhar, B. H., Mishra, R. K., Pandian, G. & Park, S. W. (2012). Comparative study of color, pungency, and biochemical composition in chili pepper (*Capsicum annuum*) under different light-emitting diode treatments. *HortScience*, 47, 1729-1735. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.47.12.1729>
- Hernández, R. & Kubota, C. (2016). Physiological responses of cucumber seedlings under different blue and red photon flux ratios using LEDs. *Environmental and Experimental Botany*, 121, 66–74. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2015.04.001>
- Huché-Théliier, L., Crespel, L., Le Gourrierc, J., Morel, P., Sark, S. & Leduc, N. (2015). Light signaling and plant responses to blue and UV radiations— Perspectives for applications in horticulture. *Environmental and Experimental Botany*, 121, 22-38. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2015.06.009>
- Islam, M. A., Gislerod, H. R., Torre, S. & Olsen, J. E. (2015). Control of shoot elongation and hormone physiology in poinsettia by light quality provided by light emitting diodes- a minireview. *Acta Horticulturae*, 1104, 131-136. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2015.1104.20>

- Kong, Y., Stasiak, M., Dixon, M. A. & Zheng, Y. (2018). Blue light associated with low phytochrome activity can promote elongation growth as shade-avoidance response: a comparison with red light in four bedding plant species. *Environmental and Experimental Botany*, 155, 345–359. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2018.07.021>.
- Kopsell, D. A. & Sams, C. E. (2015). Blue wavelengths from LED lighting increase nutritionally important metabolites in specialty crops. *HortScience*, 50, 1285-1288. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.50.9.1285>
- Kuan-Hung, L., Meng-Yuan, H., Wen-Dar, H., & Chi-Ming, Y. (2013). The effects of red, blue, and white light-emitting diodes on the growth, development, and edible quality of hydroponically grown lettuce (*Lactuca sativa* L. var. *capitata*). *Scientia Horticulturae*, 150, 86-91. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.10.002>
- Li, Q. & Kubota, C. (2009). Effects of supplemental light quality on growth and phytochemicals of baby leaf lettuce. *Environmental and Experimental Botany*, 67, 59- 64. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2009.06.011>
- Liu, B., Liu, H., Zhong, D., & Lin, C. (2010). Searching for a photocycle of the cryptochrome photoreceptor. *Current Opinion in Plant Biology*, 13(5), 578-586. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2010.09.005>
- Massa, G., Graham, T., Haire, T., Flemming, C., & Wheeler, R. (2015). Light-emitting diode light transmission through leaf tissue of seven different crops. *HortScience*, 50(3), 501-506. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.50.3.501>
- Matthews, J. S. A., Violet-Chabrand, S. & Lawson T. (2020). Role of blue and red light in stomatal dynamic behavior. *Journal of Experimental Botany*, 71(7), 2253-2269. <https://doi.org/10.1093/jxb/erz563>
- Meng, Q., Kelly, N. & Runkle, E. S. (2019). Substituting green or far red radiation for blue radiation induces shade avoidance and promotes growth in *Lettuce* and *kale*. *Environmental and Experimental Botany*, 162, 383-391. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2019.03.016>

- Morrow, R. C. (2008). LED lighting in horticulture. *HortScience*, 43(7), 1947-1950. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1947>
- Ouzounis, T., Rosenqvist, E. & Ottosen, C O. (2015). Spectral effects of artificial light on plant physiology and secondary metabolism: a review. *HortScience*, 50, 1128-1135. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.50.8.1128>
- Park, Y. & Runkle, E. S. (2017). Far-red radiation promotes growth of seedlings by increasing leaf expansion and whole-plant net assimilation. *Environmental and Experimental Botany*, 136, 41-49.
- Seaton, D., Toledo-Ortíz, G., Gampudi, A., Kubota, A., Imaizumi, T., & Halliday, K. (2018). Dawn and photoperiod sensing by phytochrome A. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States*, 115(41), 10523-10528. <https://doi.org/10.1073/pnas.180339898115>
- Seo, J. M., Arasu, M. V., Kim, Y. B., Park, S. U. & Kim, S. J. (2015). Phenylalanine and LED lights enhance phenolic compound production in tartary buckwheat sprouts. *Food Chemistry*, 177, 204–213. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.12.094>
- Shafiq, I., Hussain, S., Raza, M. A., Iqbal, N., Asghar, M., Raza, A., Fan, Y., Mumtaz, M., Shoaib, M. & Yang, F. (2021). Crop photosynthetic response to light quality and light intensity. *Journal of Integrative Agriculture*, 20(1), 4-23. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(20\)63227-0](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(20)63227-0)
- Wang, Y. & Folta, K. (2013). Contributions of green light to plant growth and development. *American Journal of Botany*, 100(1), 70-78. <https://doi.org/10.3732/ajb.1200354>
- Wang, J., Lu, W., Tong, Y. & Yang, Q. (2016). Leaf morphology, photosynthetic performance, chlorophyll fluorescence, stomatal development of lettuce (*Lactuca sativa* L.) exposed to different ratios of red light to blue light. *Frontiers in Plant Science*, 7, 1–10. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00250>.

- Wang, F., Matthew, R., Casal, J. J., Shapiguzov, A. & Aphalo, P. J. (2020). Contributions of cryptochromes and phototropins to stomatal opening through the day. *Functional Plant Biology*, 47(3), 226-238.  
<https://doi.org/10.1071/FP19053>
- Xie, B., Wei, J., Zhang, Y., Song, S., Su, W., Sun, G., Hao, Y. & Liu, H. (2019). Supplemental blue and red light promotes lycopene synthesis in tomato fruits. *Journal of Integrative Agriculture*, 18(3), 590-598.  
[https://doi.org/10.1016/52095-3119\(18\)62062-3](https://doi.org/10.1016/52095-3119(18)62062-3)
- Zhang, C., Ren, G., Li, D., Cahoon, R.E., Chen, M., Zhou, Y., Yu, B. & Cahoon, E. B. (2015). Chlorophyll synthase under epigenetic surveillance is critical for vitamin E synthesis, and altered expression affects tocopherol levels in Arabidopsis. *Plant Physiology*, 168, 1503–1511.  
<https://doi.org/10.1104/pp.15.00594>

## CAPÍTULO 3

### CRECIMIENTO DE *Lilium* spp. 'Corvara' BAJO DIFERENTES LONGITUDES DE ONDA PROPORCIONADAS POR DIODOS EMISORES DE LUZ

### GROWTH OF *Lilium* spp. 'Corvara' UNDER DIFFERENT WAVELENGTHS PROVIDED BY LIGHT EMITTING DIODES

Silvia Flores-Pérez<sup>1§</sup>

Ana María Castillo-González<sup>1</sup>

Luis Alonso Valdez-Aguilar<sup>2</sup>

Edilberto Avítia-García<sup>1</sup>

<sup>1</sup>Instituto de Horticultura. Universidad Autónoma Chapingo. Carretera México- Texcoco km 36.5, Chapingo, Estado de México. C. P. 56230 ([anasofiacasg@hotmail.com](mailto:anasofiacasg@hotmail.com); [avidil\\_ag@hotmail.com](mailto:avidil_ag@hotmail.com)) <sup>2</sup>Departamento de Horticultura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Calzada Antonio Narro 1923, Saltillo, Coahuila. C. P. 25315 ([luisalonso.valdez@uaaan.mx](mailto:luisalonso.valdez@uaaan.mx)).

§Autor para correspondencia ([flopersilvia@hotmail.com](mailto:flopersilvia@hotmail.com)).

### 3.1 RESUMEN

La combinación de diodos emisores de luz (LEDs) rojos y azules es una fuente de luz efectiva para el crecimiento y desarrollo de las plantas. Diversas especies del género *Lilium* son valoradas como flores de corte, pero la información que se tiene del efecto de la calidad de la luz sobre su crecimiento es aún muy escasa y es necesario determinar el espectro de luz óptimo que permita obtener características deseables y un mayor control del crecimiento y floración. El objetivo de este trabajo fue evaluar el crecimiento de *Lilium* spp. 'Corvara', con iluminación suplementaria LED. La proporción porcentual de luces LED roja y azul en cada tratamiento fue: 20:80 (R4B); 40:60 (2R3B); 60:40 (3R2B); 80:20

(4RB) y el testigo (W) con 100 % de luz blanca. Todos los tratamientos tuvieron una radiación fotosintéticamente activa de  $90 \pm 10 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  durante un fotoperiodo de 14 h. El trabajo se realizó en Chapingo, México en 2019 y 2020. Los resultados mostraron que con la iluminación del tratamiento 2R3B y con el testigo se registró la menor cantidad de días a madurez de cosecha (91 días), pero se tuvieron las plantas de menor altura (83 cm). Respecto al testigo se lograron incrementos en las siguientes variables: con el tratamiento R4B, área foliar 26 %, y color de tépalos 13 % en la variable Croma; con 3R2B la vida en florero 6 %; con 4RB, altura de plantas 21 %, diámetro de flor 5 % y el número de días a madurez fue 16.

**Palabras clave:** LED's, iluminación suplementaria, vida en florero, flores de corte.

### 3.2 SUMMARY

The combination of red and blue LEDs is an effective source of light for the growth and development of plants. Diverse species of the genus *Lilium* are highly valued ornamental plants as a cut flowers, but information about the effect of light quality on their growth is scarce and it is necessary to determine the optimal specter of light that give us wanted characteristics and a better control of growth and flowering. The goal of this study is to evaluate the growth of *Lilium* spp. 'Corvara' with supplementary LED lighting. The percentage proportions of blue and red LED light in each treatment were: 20:80 (R4B); 40:60 (2R3B); 60:40 (3R2B); 80:20 (4RB) and the control (W) with 100 % white light. Every treatment got photosynthetically active radiation of  $90 \pm 10 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  during a photoperiod of 14 hours. The work was carried out in Chapingo, Mexico in 2019 and 2020. The results showed that with the light treatment 2R3B and the control it was registered the shortest time to harvest maturity (91 days), but they got the shortest plants (83 cm). As compared to the control, it was achieved increments in the following

variables: with treatment R4B, leaf area 26 %, and tepal color 13 % in the Croma variable; with treatment 3R2B vase life 6 %; with 4RB, plant height 21 %, flower diameter 5 %, and the number of days to harvest maturity 16.

**INDEX WORDS:** LED's, supplementary light, vase life, cut flowers.

### 3.3 INTRODUCCIÓN

A nivel mundial el cultivo de especies del género *Lilium* ocupa el décimo primer lugar en demanda dentro de las ornamentales, lo cual se atribuye a la diversidad de colores y la disponibilidad de la flor durante todo el año (García y Companioni, 2018). En cuanto a la superficie cosechada de plantas ornamentales en México, el cultivo de *Lilium* ocupa el quinto lugar, después de la gladiola (*Gladiolus gandavensis*), crisantemo (*Chrysanthemum morifolium*), rosa (*Rosa* sp.) y nochebuena (*Euphorbia pulcherrima*), en una superficie de 270.18 ha, se alcanzó una producción de 735,472.20 gruesas (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, 2020).

La respuesta de las plantas al espectro de luz recibido, está determinada por la acción de distintos fotorreceptores. De acuerdo con Xie *et al.* (2019), éstos pueden ser agrupados de acuerdo a la región del espectro electromagnético que detecten: los fitocromos detectan el rojo (600 a 700 nm) y rojo lejano (700 a 750 nm) en una relación dinámica de fotoequilibrio y los criptocromos y fototropinas tienen respuesta a la luz azul de 350 a 500 nm (Fantini *et al.*, 2019).

Los diodos emisores de luz (LEDs) son la primera fuente de luz que permite la selección de longitudes de onda específicas en el espectro luminoso que coinciden con la absorbancia de los fotorreceptores de las plantas e impacta en procesos vitales específicos (Morrow, 2008). La cantidad de horas luz por día

impacta directamente en la floración de las plantas. De acuerdo con ello, las plantas se pueden dividir en tres categorías según la duración del día que se requiere para desencadenar la floración: plantas de día corto (SD), plantas de día neutro y plantas de día largo (LD). El *Lilium* se clasifica como de día largo facultativo, es decir, que puede florecer bajo un rango amplio de longitud del día, pero la floración es acelerada bajo días largos (Dole & Wilkins, 2005).

Los LEDs son adecuados para la producción de plantas ornamentales, porque es posible aplicar el espectro de luz específico para regular su crecimiento y mejorar su calidad visual (tamaño, ramificación y color) y potencialmente disminuir el tiempo y los costos de producción (Bourget, 2008). Sin embargo, para aprovechar los beneficios de la iluminación LED en la horticultura, se requiere investigar las respuestas fisiológicas a la luz de cada especie (Folta & Childers, 2008). Estas respuestas son difíciles de prever debido a la complicada interacción de muchos efectos internos diferentes (Wollaeger & Runkle, 2013). La combinación de LEDs rojos y azules es una fuente de luz efectiva para el crecimiento de las plantas; las clorofilas a y b son pigmentos fotosintéticos que absorben principalmente las longitudes de onda azul y roja del espectro de luz (Bayat *et al.*, 2018), sin embargo, la respuesta a la calidad de luz cambia entre especies (Meng & Runkle, 2016) e incluso entre cultivares, por ejemplo en crisantemo (Ochiai *et al.*, 2015).

En plántulas y esquejes de calibrachoa (*Calibrachoa x hybrida*), el desarrollo de raíces y brotes fue 50 % mayor con LEDs azules que con LEDs blancos (Olschowski, Geiger, Herrmann, Sander & Gruneberg, 2016). Con una proporción de 10 % luz azul + 10 % verde +40 % roja + 40% rojo lejano se puede reducir la extensión del tallo un 15 %, y dar como resultado plantas más compactas de cempasúchil (*Tagetes erecta*) y tomate (*Solanum lycopersicum*), (Wollaeger & Runkle, 2013); la altura de plantas de celosía (*Celosia argentea*), impatiens (*Impatiens balsamina*), petunia (*Petunia x hybrida*), salvia (*Salvia officinalis*) y

pensamiento (*Viola odorata*) fue 29 %, 31 %, 55 %, 9 % y 35% más corta, respectivamente, con una proporción de luz roja:azul de 85:15. Con la misma combinación de luz, en boca de dragón (*Antirrhinum majus*), pelargonio (*Pelargonium grandiflorum*) y cempasúchil se obtuvieron plantas con un diámetro de tallo 16 %, 8 % y 13 % respectivamente, mayor que las plantas cultivadas con lámparas de alta presión de sodio (Randall y López, 2014). Al agregar luz azul ( $30 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) a una combinación de luz roja + rojo lejano + blanca, la floración de *Calibrachoa* y petunia ocurrió de 2 a 4 días antes que sin luz azul (Meng & Runkle, 2016).

A nivel mundial *Lilium* es uno de los cultivos de flores de corte y en maceta más importante, principalmente debido a sus flores grandes, fragantes y multicolores con larga vida en florero (Li *et al.*, 2019). El objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto de la iluminación LED en el cultivo de *Lilium* spp. 'Corvara' como flor de corte, para encontrar la proporción de luz LED que permita tener características deseables y un mayor control del crecimiento, floración y vida en florero con iluminación proporcionada por lámparas LEDs con proporciones variables (%) de luz roja:azul (20:80, 40:60, 60:40 y 80:20) y un tratamiento testigo con el 100 % de luz blanca.

### **3.4 MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **3.4.1 Localización.**

El estudio se realizó en un cuarto de crecimiento construido dentro de un invernadero con cubierta de cristal del Instituto de Horticultura de la Universidad Autónoma Chapingo, ubicado a una altitud de 2,240 m y a 19° 29' de latitud norte y 38° 53' de longitud oeste. El cuarto de crecimiento se dividió en cinco compartimientos con una superficie de 0.91 m<sup>2</sup> cada uno. La humedad relativa, la temperatura ambiental y la concentración de CO<sub>2</sub> (Cuadro 3.1) fueron monitoreados con un data logger Perfect Prime® (Japón).

**Cuadro 3.1. Temperatura, humedad relativa y CO<sub>2</sub> promedio dentro del cuarto de crecimiento durante el ciclo de cultivo de *Lilium* spp. 'Corvara' con iluminación LED.**

Mes	Temperatura (°C)		Humedad relativa (%)		Concentración de CO <sub>2</sub> (ppm)	
	Mínima	Máximo	Mínima	Máxima	Mínima	Máxima
Octubre	12	28	33	59	295	490
Noviembre	13	29	25	68	275	552
Diciembre	10	23	30	67	284	499
Enero	9	17	25	67	289	466
Febrero	13	24	24	67	310	474

#### 3.4.2 Material vegetal y sustrato.

Se usaron bulbos de 20 a 22 cm de perímetro de *Lilium* spp. 'Corvara' del tipo oriental (flor con tépalos color rosa con borde blanco); los bulbos se lavaron con agua, se desinfectaron con 2 g L<sup>-1</sup> de Tecto® (ingrediente activo: tiabendazol) y se plantaron a 7 cm de profundidad a partir del ápice del bulbo, en bolsas de plástico negro de 8 L, el 29 de octubre de 2019. Como sustrato se utilizó tezontle rojo con diámetro de partícula de 2 a 3 mm.

#### 3.4.3 Solución nutritiva.

Se utilizó la solución de Steiner (Steiner, 1961) al 75 % (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, H<sub>2</sub>PO<sub>4</sub><sup>-</sup>, SO<sub>4</sub>, K<sup>+</sup>, Ca<sup>2+</sup> y Mg<sup>2+</sup>, con una concentración de 9, 1, 5, 5, 7 y 3 meq L<sup>-1</sup> respectivamente) durante todo el ciclo de cultivo. Para abastecer los micronutrientes se utilizaron 0.025 g L<sup>-1</sup> de TradecorpAz®, el cual contiene una mezcla de fertilizantes quelados con EDTA. Su composición es la siguiente: hierro 7.5 %, manganeso 3.5 %, zinc 0.70 %, boro 0.65 %, cobre 0.28 % y molibdeno 0.26 %. La solución nutritiva fue preparada con agua potable considerando las propiedades químicas para su formulación. El pH de la solución nutritiva se ajustó a 5.7 con ácido

sulfúrico; la conductividad eléctrica fue de  $2.1 \text{ dS m}^{-1}$ . Cada planta se regó todos los días de forma manual con 200 mL los primeros 15 días, después se aplicaron 350 mL.

#### **3.4.4 Tratamientos.**

En cada compartimiento del cuarto de cultivo se ubicó un tratamiento, cada uno consistió en lámparas de 200 Watts, integradas por 20 LEDs monocromáticos TIANLAI® (China) de 10 W cada uno. La proporción porcentual de luces LED roja y azul en cada tratamiento fue: 20:80 (R4B); 40:60 (2R3B); 60:40 (3R2B); 80:20 (4RB) y el testigo (W) con 100 % de luz blanca. Las lámparas se fueron subiendo a medida que las plantas iban creciendo para que la luz incidiera sobre los ápices con una radiación fotosintéticamente activa (PAR) de  $90 \pm 10 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ , la PAR se determinó con un medidor cuántico Hidrofarm® (CA, USA) en el ápice, la parte media y la parte baja de las plantas a medida que se fue desarrollando el cultivo. Las longitudes de onda de los LEDs fueron: azul de 450 a 480 nm con un máximo en 465 nm, roja de 620 a 650 nm con un máximo en 635 nm y blanco con un espectro de luz de 400 a 700 nm. Las longitudes de onda emitidas por los LEDs se midieron con un espectroradiómetro (CS-2000, Konica Minolta®, Japón). Las lámparas se mantuvieron encendidas de forma continua de 7 a 21 h, el encendido y apagado se programó con un temporizador digital Voltech TEM-8 (China).

#### **3.4.5 Diseño experimental.**

Fue un diseño completamente al azar; a cada uno de los cinco tratamientos se le asignó un número, con el software Excel y la función RAND se generaron números aleatorios del 1 al 5, conforme fueron saliendo se ubicaron los tratamientos en cada compartimiento. Se realizó el mismo procedimiento con las nueve repeticiones de cada tratamiento. La unidad experimental consistió en una planta por bolsa, con un total de 45 unidades experimentales.

### **3.4.6 Variables evaluadas**

Los tallos florales se cortaron del 29 de enero al 12 de febrero de 2020, cuando la primera flor de cada planta estaba completamente abierta. De cada tratamiento se tomaron las primeras cuatro plantas para evaluar la vida en florero. A cada tallo se le cortaron las hojas y se tomaron las muestras para determinar la concentración de azúcares solubles totales y pigmentos fotosintéticos. Las variables mencionadas tienen cuatro repeticiones. En las cinco plantas restantes de cada tratamiento se evaluó el área foliar y la densidad estomática, como se describe posteriormente. Las demás variables se midieron en nueve repeticiones por tratamiento. La determinación de las variables evaluadas se describe a continuación:

#### **3.4.6.1 Días a madurez de cosecha y duración de la etapa vegetativa (días).**

Los días a madurez se contaron a partir de la plantación de los bulbos hasta el corte de los tallos florales; la etapa vegetativa se contó a partir de la plantación de los bulbos hasta que fue visible el primer botón floral en cada planta.

**3.4.6.2 Altura de planta (cm).** Se midió con una cinta métrica desde la base del tallo hasta el ápice de los botones florales.

**3.4.6.3 Peso fresco y peso seco de la parte aérea (g).** La planta se separó en parte aérea, bulbo y raíces, se registró el peso fresco con una balanza digital OHAUS® modelo Scout Pro (NJ, Estados Unidos), después las muestras se lavaron con agua destilada, se secaron en un horno con aire circulante BINDER® (Berlín, Alemania) a 65 °C por 48 horas y se volvieron a pesar las muestras.

**3.4.6.4 Diámetro del tallo (mm).** Se midió debajo de la inflorescencia con un vernier digital Trupper® (China).

**3.4.6.5 Área foliar (cm<sup>2</sup>).** Se separaron todas las hojas del tallo y se midieron con un integrador de área foliar LI-COR 3100 (NB, Estados Unidos).

**3.4.6.6 Diámetro de la flor (cm).** Se midió con cinta métrica entre los ápices de los tépalos de la primera flor completamente abierta de cada planta.

**3.4.6.7 Número, longitud (cm) y diámetro de botones (mm).** Se contaron los botones florales de cada planta al corte de los tallos florales; se midió en cada planta la longitud del primer botón cerrado que presentó el color rosa del cultivar, desde su base hasta la parte apical. En el mismo botón se midió el diámetro por la parte más ancha, con un vernier digital Trupper® (China).

**3.4.6.8 Color (L, H, C).** Se determinó en tres puntos diferentes de los tépalos de la primera flor abierta en cada planta, con un espectrofotómetro X-Rite Inc. (MI, Estados Unidos); se obtuvieron los parámetros: L (brillantez), cuyos valores van de 0 a 100, donde 0 representa el color negro y 100 el blanco; H (ángulo de tono), el cual se define como el ángulo entre la hipotenusa y 0° con el eje (verde azul a rojo púrpura); C (pureza de color), el cual reporta el índice de saturación.

**3.4.6.9 Densidad estomática (estomas mm<sup>-2</sup>).** En una hoja por planta, en el envés de hojas basales (a 15 cm de altura desde la base del tallo), de la parte media (a 35 cm de altura) y apicales (a 60 cm de altura), se aplicaron dos capas de barníz transparente en cinco ubicaciones al lado de la nervadura central de cada hoja, se dejaron secar, se cortaron las plantas y se retiraron las capas de barníz de las hojas con la epidermis (negativo de la impresión), se colocaron en portaobjetos y con un microscopio óptico Carl Zeiss® (Alemania), se contó el número de estomas en cinco campos visuales (10x) por cada portaobjeto.

**3.4.6.10 Pigmentos fotosintéticos (mg g<sup>-1</sup> de peso fresco).** Se determinaron las concentraciones de clorofila a, b, clorofila total y carotenoides cuando inició la floración, de los 36 a los 46 días después de la plantación de los bulbos y posteriormente del corte de los tallos florales como lo indica la AOAC (1980) y la técnica descrita por Witham, Blaydes & Devlin (1971). Para este fin se utilizaron dos hojas de reciente maduración por planta. Se leyó la absorbancia a 663, 645 y 470 nm en un espectrofotómetro Thermo Spectronic®, modelo Genesys 10 UV (Estados Unidos).

**3.4.6.11 Azúcares solubles totales (mg g<sup>-1</sup> de peso fresco).** Se evaluaron en hojas al comienzo de la floración y en hojas, bulbos y raíces al momento del corte de los tallos florales, con el método de antrona descrito por Witham, Blaydes

& Devlin (1971). Para ello se pesaron 2 g de la mezcla de tres hojas de reciente maduración, 2 g de las escamas de los bulbos y 2 g de la parte media de las raíces. Las lecturas se realizaron a 600 nm con un espectrofotómetro Thermo Spectronic®, modelo Genesys 10 UV (Estados Unidos). La concentración de azúcares se calculó a partir de una curva patrón que contenía hasta 250 µg mL<sup>-1</sup> de glucosa.

**3.4.6.12 Vida en florero (días).** Se contó desde el corte de las plantas hasta que el 50 % de las flores de cada tallo presentó síntomas de senescencia. Los tallos florales se dejaron a 70 cm de altura cortando la base en diagonal y se eliminó el follaje inferior. Cada tallo se colocó en una probeta de 1 L de capacidad con 500 mL de agua corriente; se tuvo una temperatura promedio de 18.5 °C, la humedad relativa promedio fue de 41.7 %. El consumo de agua por evaporación y transpiración se determinó todos los días en cada contenedor por diferencia entre el volumen inicial y el volumen final, reponiendo el agua consumida.

**3.4.6.13 Análisis de datos.** Se realizó un análisis de varianza y la comparación de medias de Tukey ( $P \leq 0.05$ ) con el programa Statistical Analysis System (SAS) versión 9 (SAS Institute Inc., 2002). Las gráficas se realizaron en el programa Sigmaplot.

## 3.5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 3.5.1 Variables de crecimiento y floración.

Las plantas de *Lilium* oriental 'Corvara' mostraron diferencias estadísticas significativas entre tratamientos ( $P \leq 0.05$ ). En las variables días a madurez de cosecha, duración de la etapa vegetativa, altura de planta, diámetro de tallo, pesos fresco y seco de la parte aérea, diámetro de flor y longitud de botón, el tratamiento 4RB (80 % de luz roja + 20 % de luz azul) registró los valores máximos (Cuadros 3.2 y 3.3). Aunque con ese tratamiento se favoreció el alargamiento de los entrenudos, aumentó la duración del ciclo de cultivo en 15 días respecto al testigo.

**Cuadro 3.2. Efecto de la luz LED roja, azul, blanca y sus combinaciones sobre las variables de crecimiento de *Lilium* spp. ‘Corvara’.**

Tratamiento	Días a madurez de cosecha (días)	Duración de la etapa vegetativa (días)	Altura (cm)	Diámetro de tallo (mm)	Peso fresco parte aérea (g)	Peso seco parte aérea (g)	Área foliar por planta (cm <sup>2</sup> )
R4B	100.2 b	35.9 c	88.1 b	9.4 b	199.6 ab	25.7 ab	1161 a
2R3B	90.9 d	38.2 b	83.2 b	9.5 b	166.3 b	22.1 b	1045 ab
3R2B	97.7 c	36.2 bc	85.2 b	9.5 b	196.3 ab	22.8 b	1044 ab
4RB	106.9 a	46.0 a	101.0 a	10.5 a	238.6 a	28.6 a	1046 ab
W	91.4 d	37.9 bc	83.4 b	9.7 ab	216.5 ab	24.0 b	907 b
CV (%)	1.5	4.0	8.6	6.9	19.1	11.8	7.5
DSH (0.05)	2.0	2.1	10.3	0.9	52.2	3.9	148

Valores en la misma columna seguidos letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey,  $p \leq 0.05$ ); CV: coeficiente de variación; DSH: diferencia significativa honesta. R: luz roja, B: azul y W: blanca; R4B: R 20 % + B 80 %, 2R3B: R 40 % + B 60 %, 3R2B: R 60 % + B 40 %, 4RB: R 80 % + B 20 % y W: 100 % de luz blanca.

Al momento del corte la altura promedio de los tallos del tratamiento 4RB fue de 101 cm, lo cual resulta de gran importancia ya que las normas de calidad para la comercialización de esta flor de corte, se basan en la longitud de los tallos y el número de botones. La empresa Coxflor® (proveedora de bulbos para producción de flores), clasifica la calidad para la comercialización de *Lilium*: Categoría *Plus* 4 a 6 botones por tallo y una altura de 90-110 cm; *Exp* (exportación) 2 a 3 botones por tallo con una altura de 70 a 90 cm; y *Med* (media) de 1 a 2 botones por tallo con una altura de 70 cm. Con base en lo anterior, sólo las plantas cultivadas con el tratamiento 4RB entrarían en la categoría *Plus*, y las demás en la categoría *Exp*. Las plantas de menor altura (83 cm) se obtuvieron con los tratamientos testigo y 2R3B (cuadro 3.2).

Bergstrand, Asp & Schussler (2016) reportaron que la elongación del tallo es una respuesta del fitocromo, el cual se concentra en los meristemos apicales; la luz roja afecta el sistema de fitocromo al convertir Pfr en Pr, reduciendo así el alargamiento del tallo, que se promueve cuando el fitocromo es abundante en la forma Pfr; al agregar luz roja (660 nm) a la luz natural al final del día, redujo la altura de la planta en nochebuena, pero no en crisantemo. Folta & Childers (2008) mencionaron que los niveles más bajos de giberelinas y auxinas se dan en presencia de luz, mientras que en la oscuridad su concentración disminuye.

Deram, Lefsrud & Orsat, (2014) indicaron que al aumentar la proporción de luz azul disminuye la producción de biomasa, pero en esta investigación, en los tratamientos R4B (20:80 rojo: azul) y 4RB (80:20 rojo: azul) se tuvieron resultados en peso seco y en área foliar estadísticamente iguales (Cuadro 3.2). El incremento en peso fresco y seco de las plantas bajo el tratamiento 4RB también correspondió con un mayor diámetro de tallo (Cuadro 3.2) y de flor (Cuadro 3.3). Estos resultados son similares con lo reportado en papa (*Solanum tuberosum*) por Chen *et al.* (2018), ya que el mayor peso seco se obtiene bajo una proporción de 75 % de luz roja + 25 % de luz azul. Ouzounis, Fretté, Rosenqvist & Ottosen (2014) encontraron que en crisantemo, al agregar luz azul a la luz roja, la fotosíntesis es más eficiente porque se capturan fotones en un rango más amplio del espectro luminoso.

Para Bugbee (2016) la eficiencia en la captura de radiación está relacionada con la ganancia de biomasa y por lo tanto, con el aumento del área foliar, y en este trabajo, el área foliar no fue estadísticamente diferente en todos los tratamientos (Cuadro 3.2), a excepción del testigo. En pepino, Hernández & Kubota (2016) obtuvieron la mayor área foliar usando una proporción 20:80 de luz roja:azul; Chen *et al.* (2018) la consiguieron con el 100 % de luz azul, ya que aumenta el grosor de las hojas y por lo tanto su capacidad fotosintética (Wang, Xu & Cui, 2015).

**Cuadro 3.3. Efecto de la luz LED roja, azul, blanca y sus combinaciones sobre las variables de floración y vida en florero en plantas de *Lilium* spp. 'Corvara'.**

Trata miento	Diámetro de flor (cm)	Número de botones	Longitud de botón (cm)	Diámetro de botón (mm)	Vida en florero (días)	Color de tépalos		
						L	C	H
R4B	28.4 ab	5.8 <sup>ns</sup>	14.3 ab	41.5 <sup>ns</sup>	13.3 bc	51.7 c	24.3 a	348.8 <sup>ns</sup>
2R3B	25.3 b	5.5	12.8 b	38.9	14.8 ab	55.2 bc	23.7 a	349.4
3R2B	28.1 ab	4.6	14.5 a	42.9	16.3 a	57.4 b	21.7 ab	352.7
4RB	29.9 a	5.8	14.6 a	38.0	12.3 c	66.3 a	16.2 b	349.5
W	28.5 ab	5.7	14.8 a	42.3	15.3 abc	55.4 bc	21.5 ab	347.6
Cv (%)	9.0	19.4	8.1	9.5	7.2	7.3	24.2	1.8
DSH	3.4	1.43	1.5	5.2	2.2	5.6	7.0	8.4

Valores en la misma columna seguidos de letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey,  $p \leq 0.05$ ); CV: coeficiente de variación; DSH: diferencia significativa honesta. <sup>ns</sup>: no significativo; L: brillantez o luminosidad, C: croma o pureza de color, H: hue o ángulo de tono. R: luz roja, B: azul y W: blanca; R4B: R 20 % + B 80 %, 2R3B: R 40 % + B 60 %, 3R2B: R 60 % + B 40 %, 4RB: R 80 % + B 20 % y W: 100 % de luz blanca.

En el cuadro 3.3 se observa que el valor de C (chroma) se incrementó a medida que aumentó la proporción de luz azul, lo que dio como resultado tépalos de un color rosa más intenso; por el contrario, el mayor valor del L, se presentó en 4RB ocasionando tépalos más pálidos. En rosa, crisantemo y campanula (*Campanula rapunculoides*), Ouzounis, Fretté, Rosenqvist & Ottosen (2014) encontraron que una alta proporción de luz azul incrementó la concentración de antocianinas. El color de las flores es una característica importante en las plantas ornamentales ya que afecta su valor comercial. Los colores de las flores de *Lilium* se derivan principalmente de antocianinas y carotenoides; la cianidina se encuentra en los tépalos de varios colores de flores que van del rosa claro, rosa, rojo oscuro y marrón (Yamagishi, Yoshida & Nakayama, 2012).

### 3.5.2 Densidad estomática.

El cierre estomático inducido por la luz se modula a través del calcio citosólico y un alto suministro de luz no mejora la producción de biomasa debido a la

regulación de los estomas; en tomate, una alta intensidad luminosa indujo el cierre de los estomas y redujo la fotosíntesis (O´Carrigan *et al.*, 2014). En lechuga se alcanzó la densidad estomática más alta con una proporción de luz azul: rojo=1 (Wang, Lu, Tong & Yang, 2016). La apertura estomática es impulsada por dos distintas rutas: con luz roja se tiene el mecanismo que coordina el comportamiento estomático con la fotosíntesis y ocurre a altas tasas de fluencia; la respuesta específica a la luz azul se satura a bajas intensidades (5 a 10  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ), es independiente de la fotosíntesis y provoca la apertura estomática por las mañanas cuando el espectro solar está enriquecido con longitudes de onda del azul (Matthews, Violet-Chabrand & Lawson, 2020).

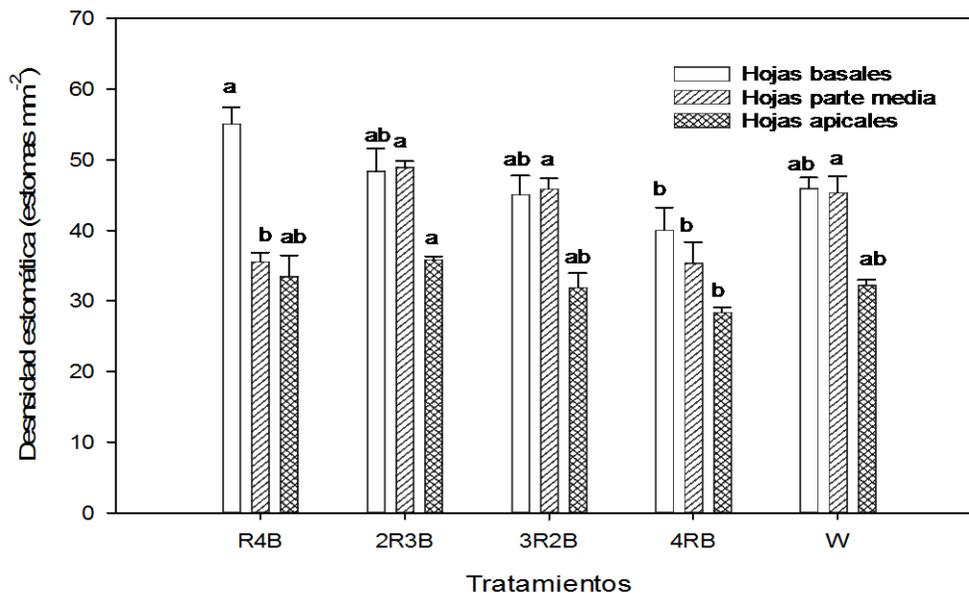


Figura 3.1. Efecto de la luz LED roja, azul, blanca y sus combinaciones sobre la densidad estomática en hojas de *Lilium* spp. ‘Corvara’. Medias con letras distintas son estadísticamente diferentes (Tukey,  $p \leq 0.05$ ); R: luz roja, B: azul y W: blanca; R4B: R 20 % + B 80 %, 2R3B: R 40 % + B 60 %, 3R2B: R 60 % + B 40 %, 4RB: R 80 % + B 20 % y W: 100 % de luz blanca.

### 3.5.3 Pigmentos.

Antes de la floración, la mayor concentración de clorofila a y total se alcanzó en los tratamientos 2R3B y 4RB y de clorofila b y carotenoides en 4RB.

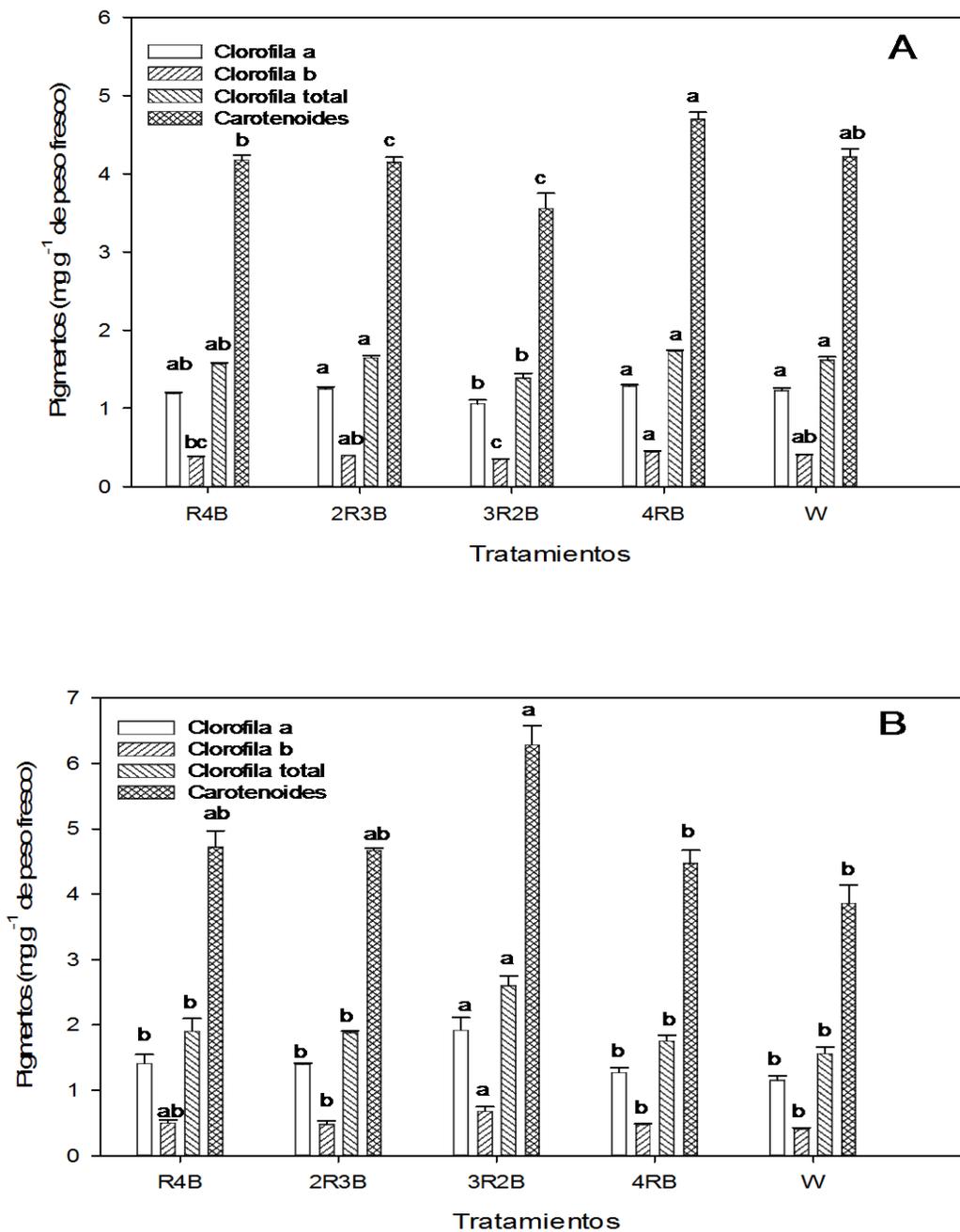
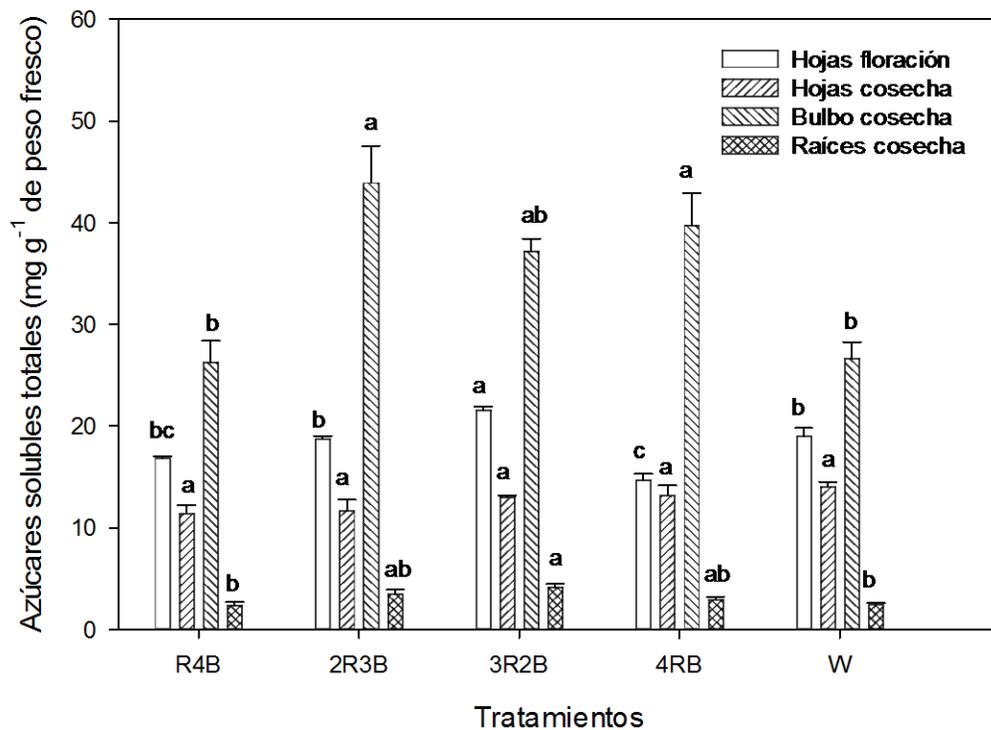


Figura 3.2. Efecto de la luz LED roja, azul, blanca y sus combinaciones sobre la concentración foliar de pigmentos: A) antes de la floración y B) después del corte de *Lillium* spp. 'Corvara'. Medias con letras distintas son estadísticamente diferentes entre tratamientos en cada pigmento evaluado (Tukey,  $p \leq 0.05$ ); R: luz roja, B: azul y W: blanca; R4B: R 20 % + B 80 %, 2R3B: R 40 % + B 60 %, 3R2B: R 60 % + B 40 %, 4RB: R 80 % + B 20 % y W: 100 % de luz blanca.

Al momento del corte de los tallos se obtuvo la mayor concentración de clorofila a, b, total y de carotenoides en 3R2B (Figura 3.2). Folta & Childers (2008) indicaron que las clorofilas a y b tienen sus picos de absorción en el rango del azul y del rojo del espectro luminoso y los carotenoides absorben principalmente en la región azul, por lo que el espectro de absorción de los fotorreceptores se traslapa (Carvalho, Takaki & Azevedo, 2011). Los fitocromos, criptocromos y fototropinas se saturan bajo altas condiciones de luz por lo que es difícil diferenciar el alcance de absorción de fotones de cada uno de ellos, se puede inferir que el contenido de clorofila tiende a aumentar en condiciones de sombra para mejorar la recolección de luz en variedades tolerantes a la sombra (Valladares & Niinemets, 2008). Los diferentes espectros de luz también afectan el contenido de pigmentos, en tomate y pepino (*Cucumis sativus*). Una relación baja (<1) de luz rojo:rojo lejano, disminuye el contenido de clorofila foliar; por lo tanto, en plantas cultivadas bajo luz roja, se encontraron los mayores contenidos de clorofila a, b y carotenoides (Shafiq *et al.*, 2021). En todos los tratamientos fue mayor la concentración de carotenoides, los cuales con un espectro de absorción entre 350 y 500 nm captan de manera eficiente mucha de la luz no absorbida por las clorofilas a y b para la fotosíntesis (Ouzounis, Rosenqvist & Ottosen, 2015). En rosa, la concentración de clorofilas y carotenoides disminuyó en plantas cultivadas tanto bajo luz azul como bajo luz roja monocromáticas, debido al menor rendimiento cuántico del transporte de electrones hacia el fotosistema II (Bayat *et al.*, 2018), mientras que en pepino, el contenido de clorofila aumentó a medida que la proporción de luz azul se incrementó, pero sólo hasta un 75 % (Hernández & Kubota, 2016).

**3.5.4 Azúcares solubles totales.** En todos los tratamientos la concentración de azúcares en las hojas disminuye durante la floración, porque la demanda de fotosintatos se acentúa cuando aparece el botón floral (Figura 3.3). Al momento de la cosecha los azúcares se concentran en el bulbo respecto a los demás órganos (hojas y raíces), ya que las escamas del bulbo al ser hojas modificadas

almacenan agua y sustancias de reserva (Dole & Wilkins, 2005). La acumulación de carbohidratos por la fotosíntesis es una función de la radiación incidente y de su absorción por la clorofila, que es particularmente fuerte en las regiones azul y roja del espectro luminoso (Massa, Kim, Wheeler & Mitchell, 2008). En rosa, la luz roja induce la acumulación de azúcares solubles (Bayat *et al.*, 2018). En tomate, cultivado bajo una relación rojo:rojo lejano (R:FR>1), los carbohidratos generados por las plantas también fueron la principal fuente de nutrientes para los patógenos como *Botritis cinerea*, aunque también participaron en la inducción de metabolitos secundarios como los fenilpropanoides (Courbier *et al.*, 2020).



**Figura 3.3. Efecto de la luz LED roja, azul, blanca y sus combinaciones sobre la concentración de azúcares solubles totales de *Lilium* spp. 'Corvara'. Medias con letras distintas son estadísticamente diferentes entre tratamientos en cada órgano evaluado (Tukey,  $p \leq 0.05$ ); R: luz roja, B: azul y W: blanca; R4B: R 20 % + B 80 %, 2R3B: R 40 % + B 60 %, 3R2B: R 60 % + B 40 %, 4RB: R 80 % + B 20 % y W: 100 % de luz blanca.**

### 3.5.5 Vida en florero.

Las plantas bajo el tratamiento 3R2B acumularon más azúcares en las hojas (Figura 3.3) hasta la floración, que pudieron estar disponibles hasta la poscosecha, por lo que tuvieron una vida en florero más larga (Cuadro 3.3), aunque estadísticamente no es diferente a la vida en florero que se tuvo en los tratamientos 2R3B y testigo.

## 3.6 CONCLUSIONES

La calidad de la luz modifica el crecimiento y floración de *Lilium* spp. 'Corvara'. Con el testigo de 100 % de luz blanca, se tuvo el ciclo de cultivo más corto pero las plantas de menor altura; con 80 % de luz azul se favoreció el desarrollo del área foliar y el color de pétalos más intenso; el tratamiento con 80 % de luz roja dio como resultado las plantas de mayor altura y diámetro de flor, la vida en florero de mayor duración se obtuvo con 60 % de luz roja + 40 % de azul.

## 3.7 REFERENCIAS

AOAC, Association of Official Analytical Chemists. (1980). Official Methods of Analysis. 12th ed. Association of Official Analytical Chemists. Washington, D.C. USA. 1018 p.

Bayat, L., Arab, M., Aliniaiefard, S., Seif, M., Lastochkina, O. & Li, T. (2018). Effects of growth under different light spectra on the subsequent high light tolerance in rose plants. *Annals of Botany PLANTS*, 10: Ply052.

<https://doi.org/10.1093/aobpla/ply052>

Bergstrand, K. J.; Asp, H. & Schussler, H. K. (2016). Grow control of ornamental and bedding plants by manipulation of photoperiod and light quality. *Acta*

*Horticulturae*, 1134, 33-39.

<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.5>

Bourget, C. M. (2008). An introduction to light-emitting diodes. *HortScience*, 43, 1944-1946. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1944>

Bugbee, B. (2016). Toward an optimal spectral quality for plant growth and development: the importance of radiation capture. *Acta Horticulturae*, 1134, 1-12. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.1>

Carvalho, R.; Takaki, M. & Azevedo, R. (2011). Plant pigments: the many faces of light perception. *Acta Physiologiae Plantarum*, 33, 241–248. <https://doi.org/10.1007/s11738-010-0533-7>

Chen, L., Xue, X., Yang, Y., Chen, F., Zhao, J., Wang, X., Khan, A. & Hu, Y. (2018). Effects of red and blue LEDs on *in vitro* growth and microtuberization of potato single-node cuttings. *Frontiers of Agricultural Science and Engineering*, 5(2), 197-205. <http://journal.hep.com.cn/fase>

Courbier, S., Grevink, S., Sluijs, E., Bonhomme, P., Kajala, K., Van Wees, S., Pierik, R. (2020). Far-red light promotes *Botrytis cinerea* disease development in tomato leaves via jasmonate-dependent modulation of soluble sugars. *Plant, Cell & Environment*, 43(11), 2769-2781. <https://doi.org/10.1111/pce.13870>

Deram, P., Lefsrud, M. G. & Orsat, V. (2014). Supplemental lighting orientation and red to blue ratio of light-emitting diodes for greenhouse tomato

production. *HortScience*, 49(4), 448-452.  
<https://doi.org/10.21273/HORTSCI.49.4.448>

Dole, M. J. & Wilkins F. H. (2005). *Floriculture Principles and Species*. 2a. Edition. Prentice Hall. Upper Sadle River, New Jersey, USA.1023 p.

Fantini, E., Sulli, M., Aprea, G., Jiménez-Gómez, J., Bendahmane, A., Perrotta, G., Giuliano, G. & Facella, P. (2019). Pivotal roles of cryptochromes 1a and 2 in tomato development and physiology. *Plant Physiology*, 179(2), 732-748. [www.plantphysiol.org/cgi/doi/10.1104/pp.18.00793](http://www.plantphysiol.org/cgi/doi/10.1104/pp.18.00793)

Folta, K. M. & Childers, K. S. (2008). Light as a grow regulator: controlling plant biology with narrow –bandwidth solid-state lighting systems. *HortScience*, 43(7), 1957-1963. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1957>

García, V. R. & Companioni, G. B. (2018). Lilium: situación actual en México. *Revista de Economía y Sociedad de México*, (23).  
<https://www.eumed.net/rev/tecsistecat/n23/lilium.html>

Hernández, R. & Kubota, C. (2016). Physiological responses of cucumber seedlings under different blue and red photon flux ratios using LEDs. *Environmental and Experimental Botany*, 121, 66–74.  
<https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2015.04.001>

Li, J. W., Zhang, X. C., Wang, M. R., Bi, W., Faisal, M., Texeira da Silva, J. & Wang, Q. (2019). Development, progress and future prospects in

cryobiotechnology of *Lilium* spp. *Plant Methods*, 15, 125.

<https://doi.org/10.1186/s13007-019-0506-9>

Massa, G. D., Kim, H. H., Wheeler, R. M. & Mitchell, C. A. (2008). Plant productivity in response to LED lighting. *HortScience*, 43, 1951-1956.

<https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1951>

Matthews, J. S. A., Violet-Chabrand, S. & Lawson T. (2020). Role of blue and red light in stomatal dynamic behavior. *Journal of Experimental Botany*,

71(7), 2253-2269. <https://doi.org/10.1093/jxb/erz563>

Morrow, R. C. (2008). LED lighting in horticulture. *HortScience*, 43(7), 1947-

1950. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1947>

Meng, Q. & Runkle, E. S. (2016). Moderate intensity blue radiation can regulate flowering, but not extension growth, of several photoperiodic ornamental crops. *Environmental and Experimental Botany*, 134, 12-20.

<https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2016.10.006>

O´Carrigan, A., Hinde, E., Lu, N., Xu, X., Duan, H., Huang, G., Mak, M., Belloti, B., Chen Z. (2014). Effects of light irradiance on stomatal regulation and growth of tomato. *Environmental and Experimental Botany*, 98, 65-73.

<https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2013.10.007>

Ochiai, M., Liao, Y., Shimazu, T., Takai, Y., Suzuki, K., Yano, S. & Fukui, H. (2015). Varietal differences in flowering and plant grow under night-break

treatment with LEDs in 12 *Chrysanthemum* cultivars. *Environmental Control in Biology*, 53, 17-22. <https://doi.org/10.2525/ecb.53.17>

Olschowski, S., Geiger, E. M., Herrmann, J. V., Sander, G. & Gruneberg, H. (2016). Effects of red, blue and white LED irradiation on root and shoot development of *Calibrachoa* cuttings in comparison to high pressure sodium lamps. *Acta Horticulturae*, 1134, 245-250. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.33>

Ouzounis, T., Fretté, X., Rosenqvist, E. & Ottosen, C. O. (2014). Spectral effects of supplementary lighting on the secondary metabolites in roses, chrysanthemums, and campanulas. *Journal of Plant Physiology*, 171(16), 1491-1499. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2014.06.012>

Ouzounis, T., Rosenqvist, E. & Ottosen, C O. (2015). Spectral effects of artificial light on plant physiology and secondary metabolism: a review. *HortScience*, 50(8), 1128-1135. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.50.8.1128>

Randall, W. C. & Lopez, R. G. (2014). Comparison of supplemental lighting from high pressure sodium lamps and light emitting-diodes during bedding plant seedling production. *HortScience*, 49(5), 589-595. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.49.5.589>

SAS Institute Inc. (2002). SAS/STAT Guide for Personal Computers. Version 9. SAS Institute North Caroline. 890 p.

- Schluter, U., Muschak, M., Berger, D. & Altmann, T. (2003). Photosynthetic performance of an *Arabidopsis* mutant with elevated stomatal density (sdd1-1) under different light regimes. *Journal of Experimental Botany*, 54(383), 867-874. <https://doi.org/10.1093/jxb/erg087>
- SIAP. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (2020). Anuario estadístico de la producción agrícola. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. Ciudad de México. [www.gob.mx/siap](http://www.gob.mx/siap)
- Shafiq, I., Hussain, S., Raza, M. A., Iqbal, N., Asghar, M., Raza, A., Fan, Y., Mumtaz, M., Shoaib, M. & Yang, F. (2021). Crop photosynthetic response to light quality and light intensity. *Journal of Integrative Agriculture*, 20(1), 4-23. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(20\)63227-0](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(20)63227-0)
- Steiner, A. A. (1961). A universal method for preparing nutrient solutions of a certain desired composition. *Plant and Soil*, 15(2), 134-154. <https://doi.org/10.1007/BFO1347224>
- Valladares, F., Niinemets, U. (2008). Shade tolerance, a key plant feature of complex nature and consequences. *Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 39, 237-257. <https://doi.org/10.1145/annurev.ecolsys.39.110707.173506>
- Wang, X. Y., Xu, X. M. & Cui, J. (2015). The importance of blue light for leaf area expansion, development of photosynthetic apparatus, and chloroplast ultrastructure of *Cucumis sativus* grown under weak light.

*Photosynthetica*, 53(2), 213–222. <http://dx.doi.org/10.1007/s11099-015-0083-8>

Wang, J., Lu, W., Tong, Y. & Yang, Q. (2016). Leaf morphology, photosynthetic performance, chlorophyll fluorescence, stomatal development of lettuce (*Lactuca sativa* L.) exposed to different ratios of red light to blue light. *Frontiers in Plant Science*, 7, 1–10.

<https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00250>

Witham, F. H., Blaydes, D. F. & Devlin, R. M. (1971). *Experiments in Plant Physiology*. Van Nostrand Reinhold Company. New York, USA. 245 p.

Wollaeger, H. M. & Runkle, E. S. (2013). Growth responses of ornamental annual seedlings under different wavelengths of red light provide by light-emitting diodes. *HortScience*, 48(12), 1478-1483.

<https://doi.org/10.21273/HORTSCI.48.12.1478>

Xie, B., Wei, J., Zhang, Y., Song, S., Su, W., Sun, G., Hao, Y. & Liu, H. (2019). Supplemental blue and red light promotes lycopene synthesis in tomato fruits. *Journal of Integrative Agriculture*, 18(3), 590-598.

[https://doi.org/10.1016/52095-3119\(18\)62062-3](https://doi.org/10.1016/52095-3119(18)62062-3)

Yamagishi, M., Yoshida, Y. & Nakayama, M. (2012). The transcription factor LhMYB12 determines anthocyanin pigmentation in hybrid lilies (*Lilium* spp.) and regulates pigment quantity. *Molecular Breeding*, 30(2), 913-925.

<https://doi.org/10.1007/s11032-011-9675-6>

**CAPÍTULO 4**  
**ILUMINACIÓN LED PARA EL CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE**  
**PLANTAS HORTÍCOLAS**  
**LED LIGHTING FOR HORTICULTURAL PLANTS GROWTH AND**  
**DEVELOPMENT**

Silvia Flores-Pérez<sup>1§</sup>

Ana María Castillo-González<sup>1</sup>

Luis Alonso Valdez-Aguilar<sup>2</sup>

Edilberto Avítia-García<sup>1</sup>

<sup>1</sup>Instituto de Horticultura. Universidad Autónoma Chapingo. Carretera México-  
Texcoco km 36.5, Chapingo, Estado de México. C. P. 56230

([anasofiacasg@hotmail.com](mailto:anasofiacasg@hotmail.com); [avidil\\_ag@hotmail.com](mailto:avidil_ag@hotmail.com)) <sup>2</sup>Departamento de  
Horticultura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Calzada Antonio  
Narro 1923, Saltillo, Coahuila, C. P. 25315 ([luisalonso.valdez@uaaan.mx](mailto:luisalonso.valdez@uaaan.mx)).

§Autor para correspondencia ([flopersilvia@hotmail.com](mailto:flopersilvia@hotmail.com))

#### 4.1 RESUMEN

Como fuente de iluminación en el cultivo de plantas hortícolas, numerosos investigadores han aplicado tratamientos con diodos emisores de luz (LEDs) porque es posible obtener una amplia variedad de espectros de luz específicos para las longitudes de onda deseadas, en la búsqueda de comprender los efectos espectrales sobre el crecimiento y desarrollo de las plantas. Este artículo revisa los resultados obtenidos por diversos investigadores, con el objetivo de contar con la información actualizada de estudios relacionados con la determinación del espectro de iluminación óptimo con el cual sea posible controlar las respuestas fisiológicas y alcanzar características deseables que eleven su valor comercial.

Diferentes calidades espectrales afectan el crecimiento y desarrollo de las plantas hortícolas; la proporción rojo: rojo lejano es importante para controlar la floración, pero con fotoperiodos largos se inhibe en plantas de día corto y se favorece en plantas de día largo. La luz roja y azul absorbidas por las clorofilas son responsables de la fotosíntesis y la producción de biomasa; el alargamiento del tallo se promueve con la adición de luz rojo lejano y se controla aplicando luz azul o verde; aunque los picos de absorción de las clorofilas y los carotenoides están dentro de las regiones roja y azul del espectro, su concentración aumenta bajo luz azul. Además, la concentración de compuestos fenólicos está relacionada con la disponibilidad de luz azul.

**Palabras clave:** LEDs, iluminación suplementaria, calidad de la luz, metabolitos secundarios

## 4.2 SUMMARY

As a source of illumination in the cultivation of horticultural plants, several researchers had applied treatments with light emitting diodes (LED) because it is possible to obtain a wide variety of specific light spectra, for the desired wavelength in the search to understand the spectral effects over the growth and development of plants. This article reviews the results obtained by various researchers, with the aim of having updated information from studies related to the determination of the optimal illumination spectrum with which it is possible to control physiological responses and achieve desirable characteristics that increase its commercial value. Different spectral qualities affect the growth and development of horticultural plants; the red: far red ratio is important to control flowering, but with long photoperiods it is inhibited in short-day plants and favored in long-day plants; red and blue light absorbed by chlorophylls are responsible for photosynthesis and biomass production; stem elongation is promoted with the addition of far red light and controlled by applying blue or green light; Although the absorption peaks of chlorophylls and carotenoids are within the red and blue

regions of the spectrum, their concentration increases under blue light. Likewise, the concentration of phenolic compounds is related to the availability of blue light.

**Keywords:** LEDs, supplementary lighting, light quality, secondary metabolites

### 4.3 INTRODUCCIÓN

Para aumentar la capacidad de producción de alimentos se han desarrollado sistemas de cultivo controlado mediante iluminación artificial (Darko, Heydarizdeh, Schoefs & Sabzalian, 2014). Los diodos emisores de luz (LED), emiten luz desde un chip de diodo semiconductor, debido a la transición de electrones de orbitales de mayor a menor energía, y el exceso es liberado en forma de radiaciones electromagnéticas (Bourget, 2008). Los LEDs son fuentes de luz monocromáticas y tienen una longitud de onda de emisión específica, y dado que se encuentran disponibles para todas las longitudes de onda en el rango visible, se puede obtener una amplia variedad de espectros de luz específicos para las longitudes de onda deseadas, de manera que con su uso es posible personalizar las lámparas para cualquier etapa fenológica de los cultivos (Pattison, Tsao & Krames, 2016). La luz emitida por los LEDs aumenta el crecimiento de las plantas e incide en su morfología, porque las longitudes de onda proporcionadas pueden coincidir con el pico de absorción de los fotorreceptores (Pattison, Tsao, Brainard & Bugbee, 2018). Las lámparas LED generan calor, pero es insignificante en comparación con el producido por las lámparas convencionales, por lo que es posible disminuir los costos de iluminación por su larga vida útil (50,000 h), su alta eficiencia y especificidad de longitud de onda (Deram, Lefsrud & Orsat, 2014).

El primer LED comercial se produjo a fines de la década de los 60's del siglo XX y desde entonces ha habido una mejora gradual en su diseño con el avance de la tecnología de semiconductores para que toda la energía de entrada se convierta en fotones fotosintéticos (Kusuma, Pattison & Bugbee, 2020). Sin

embargo, el precio de una lámpara LED es aproximadamente ocho veces más alto que el precio de una bombilla halógena y el doble del precio de una lámpara fluorescente; además de los componentes ópticos, es necesario incluir los controladores y su montaje; mientras que en las lámparas fluorescentes e incandescentes la distribución de la luz es omnidireccional, en los LEDs es predominantemente unidireccional (Nardelli, Deuschle, Dalpaz de Acevedo, Novaes & Ghisi 2017)

La calidad de la luz tiene influencia en la morfología de las plantas, pero los efectos varían entre especies y los mecanismos aún no se comprenden (Pattison, Tsao, Brainard & Bugbee, 2018). Deram, Lesfurd & Orsat (2014) señalaron que la combinación de luz azul (425-490 nm) y luz roja (610-700 nm) son los mejores espectros de luz para la fotosíntesis de las plantas; la luz roja lejana contribuye muy poco a la fotosíntesis de las plantas debido a su mala absorción por las hojas y la excitación desequilibrada de los dos fotosistemas, lo que conduce a bajos rendimientos cuánticos, pero promueve la elongación del tallo (Hernández & Kubota, 2016); la luz azul regula diferentes procesos de las plantas como la apertura de estomas, maduración de cloroplastos y biosíntesis de clorofila (Shafiq *et al.*, 2021). Al incluir longitudes de onda del ultravioleta es posible inducir la producción de metabolitos secundarios (Meng, Kelly & Runkle 2019).

Este artículo revisa los resultados obtenidos por diversos investigadores, con el propósito de contar con la información actualizada de estudios relacionados con la determinación del espectro de iluminación óptimo con el cual sea posible controlar las respuestas fisiológicas (control del tiempo a la floración y del alargamiento del tallo, producción de biomasa, pigmentos fotosintéticos y compuestos fenólicos) en plantas de importancia hortícola, para obtener características deseables que eleven su valor comercial. Los objetivos del artículo son: identificar lo que se conoce del tema y qué aspectos deben ser investigados.

## 4.4 DESARROLLO

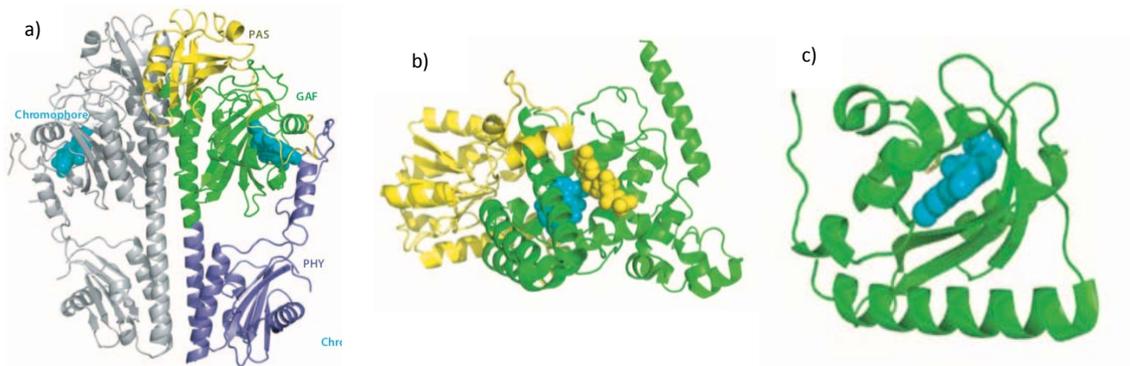
### 4.4.1 Fotorreceptores

Las plantas han desarrollado sistemas fotorreceptores para captar longitudes de onda fisiológicamente importantes, desde la luz ultravioleta hasta la luz roja lejana (Kong, Stasiak, Dixon & Zheng, 2018). Las plantas perciben señales de su entorno, que les permiten adaptarse y modificar su ciclo biológico, como longitudes de onda de luz específicas percibidas a través de diferentes tipos de fotorreceptores (Demotes-Mainard *et al.*, 2016). Debido a que la estructura polipeptídica y las cadenas laterales de aminoácidos no absorben en el rango visible, los fotorreceptores contienen un componente orgánico llamado cromóforo, que es el sitio principal de absorción de fotones (Moglich, Yang, Ayers & Moffat, 2010).

Las plantas detectan el entorno de luz y se adaptan a las condiciones ambientales cambiantes, responden a los cambios en la calidad y cantidad de la luz a través de respuestas fisiológicas y de desarrollo conocidas como fotomorfogénesis (Kopsell & Sams, 2015; Darko, Heydarizdeh, Schoefs & Sabzalian, 2014), en comparación con la intensidad de la luz y el fotoperiodo, la calidad de la luz muestra efectos mucho más complejos sobre la morfología y fisiología de las plantas (Wang, Lu, Tong & Yang, 2016).

Los fitocromos detectan la proporción de luz roja (de 600 a 700 nm) y roja lejana (de 701 a 800 nm) a través de su cromóforo fitocromobilina (Moglich, Yang, Ayers & Moffat, 2010); son proteínas solubles, constituidas por dos subunidades idénticas de unos 1200 aminoácidos (Figura 4.1), cada subunidad consta de un dominio amino terminal, globular (al que se une un cromóforo) y de un dominio carboxilo terminal (Demotes-Mainard *et al.*, 2016). El fitocromo, tras absorber luz roja, se convierte en una forma capaz de absorber radiación roja lejana, forma que regresa a su condición inicial tras realizar dicha absorción. Estas dos

configuraciones se denominan Pr (absorbe luz roja y se aloja en el citoplasma) y Pfr (absorbe luz roja lejano, se localiza preferentemente en el núcleo); las formas interconvertibles de Pr y Pfr, constituyen el sistema de receptores del fitocromo. El rojo y el rojo lejano actúan de forma antagónica para inhibir o inducir los efectos de sombra, como el alargamiento del tallo o la reducción en la ramificación (Chen & Chory, 2011; Hernández & Kubota, 2016; Kong, Stasiak, Dixon & Zheng, 2018). A pesar de la definición clásica de PAR (de 400 a 700 nm), diversos estudios indican que los fotones de color rojo lejano son fotosintéticamente sinérgicos con fotones de longitud de onda más corta (Zhen & Van Iersel, 2017) por lo tanto, los fotones del color rojo lejano deberían incluirse en la definición de PAR por su papel en la fotosíntesis (Zhen & Bugbee, 2020).



**Figura 4.1 Estructuras tridimensionales de fotorreceptores: a) Fitocromo, b) Criptocromo y c) Fototropina. Los cromóforos se muestran en cian, dominios de unión de cromóforos en verde y dominios de proteínas adicionales en amarillo y azul. Tomado de Moglich, Yang, Ayers & Moffat, 2010.**

Los criptocromos y las fototropinas (Figura 4.1), son receptores de luz ultravioleta (de 100 a 400 nm) y de luz azul (de 400 a 500 nm), con efectos en la reducción de la altura de las plantas y la expansión de las hojas (Snowden, Cope & Bugbee, 2016; Hernández & Kubota, 2016), se activan con baja intensidad luminosa ( $5$  a  $10 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) (Kopsell & Sams, 2015). Ambos fotorreceptores poseen dos

cromóforos, por lo que existe la posibilidad de interacción entre señales (Moglich, Yang, Ayers & Moffat, 2010). Debido a la absorción por pigmentos inactivos para la fotosíntesis (antocianinas), los fotones azules son ~ 20 % menos eficientes que los fotones rojos (Wang, Xu & Cui, 2015).

Los carotenoides son pigmentos de color amarillo y naranja, que se encuentran dentro de cloroplastos y cromoplastos; proporcionan protección cuando las plantas están sobreexpuestas a la luz y contribuyen a la fotosíntesis al captar fotones en la región donde la absorción de las clorofilas es menor (Ouzounis, Rosenqvist & Ottosen, 2015).

La clorofila a, absorbe fotones en las regiones roja y azul del espectro (430 y 663 nm), la clorofila b, absorbe en 453 y 642 nm, pero ambas tienen poca absorbancia en la región de la luz verde; la absorción de estas longitudes de onda de luz no siempre se correlaciona directamente con la biosíntesis de clorofilas y carotenoides (Ouzounis, Rosenqvist & Ottosen, 2015). Las antocianinas están involucradas en el color de la flor y los frutos, pero al mismo tiempo exhiben actividad antimicrobiana y protegen a las células de daños ocasionados por el exceso de luz; asimismo, tienen diferentes espectros de absorción y esta variación permite a las plantas captar un amplio espectro de luz compuesta (Zielinska-Dabkowska, Hartman & Sigillo, 2019).

Los fotones verdes de 500 a 600 nm mejoran la percepción humana del color, pero tienen baja eficiencia de iluminación (Morrow, 2008); son hasta un 10 % menos eficientes para la fotosíntesis que los fotones rojos (Kusuma, Pattison & Bugbee, 2020), pero penetran más profundamente en el mesófilo de las hojas (Terashima, Fujita, Inoue, Chow & Oguchi, 2009). Los síntomas asociados a la sombra (elongación excesiva del tallo) pueden ser inducidos por la adición de luz verde (Zhang, Maruhnich & Folta, 2011; Meng, Kelly & Runkle, 2019).

#### **4.4.2 Efectos espectrales sobre la morfología de las plantas y la fotosíntesis**

Cuando se comenzaron a utilizar los LEDs se caracterizaron los efectos de la luz monocromática sobre hojas o plantas de *Arabidopsis* (Alter, Dreissen, Luo & Matsubara, 2012). Se creía que los fotones de luz roja y azul eran los más eficientes por lo que se debía de seleccionar el espectro de iluminación solo con las longitudes de onda de luz fisiológicamente eficientes, evitando desperdiciar la energía en colores improductivos como el verde (Kusuma, Pattison & Bugbee, 2020). Sin embargo, las curvas de respuesta fotosintética se desarrollaron a partir de hojas individuales. En los últimos años esta tendencia ha cambiado hacia un enfoque más integral; la eficiencia de la luz ya no se evalúa por la respuesta de una sola hoja, sino por la respuesta de todo el dosel y de poblaciones de plantas (Bugbee, 2016; Snowden, Cope & Bugbee, 2016). Aunque se han hecho muchos esfuerzos en la comprensión de los mecanismos de la percepción de la luz para mejorar la producción de cultivos hortícolas (Carvalho, Takaki & Azevedo, 2011) aún no conocen por completo los efectos de las fuentes de radiación de múltiples longitudes de onda en el crecimiento y desarrollo de comunidades de plantas (Bugbee, 2016). La mezcla de diferentes longitudes de onda con el uso de LEDs tiene efecto en el metabolismo primario (producción de aminoácidos, nucleótidos, azúcares y lípidos) y secundario (terpenos, fenoles y alcaloides) de las plantas con la modificación dinámica de la cantidad y calidad de la luz en diferentes fases de crecimiento (Darko, Heydarizdeh, Schoefs & Sabzalian, 2014).

La distribución espectral de las fuentes de luz en la producción vegetal determina las respuestas fotomorfogénicas, aunque existe mucha redundancia entre las redes de señalización y de detección de las plantas. Este hecho aumenta la complejidad de la programación de la luz LED para generar las cualidades de cultivo deseadas (Kopsell & Sams, 2015). Carvalho & Folta (2014) propusieron el concepto de “organismos ambientalmente modificados”, a los cuales se les han adaptado los parámetros ambientales controlables (incluida la luz), para producir

cambios deseables en la productividad. Si bien se han hecho esfuerzos para desarrollar modelos globales para los parámetros de iluminación LED (Nicole *et al.*, 2016), la relación de la luz con las plantas es compleja y aún queda mucho por descubrir (Deram, Lesfurd & Orsat, 2014).

De acuerdo con la literatura publicada se ha experimentado con diferentes especies de plantas, combinaciones espectrales y fotoperiodos, lo que dificulta sacar conclusiones generales pese a ello se consideran importantes los siguientes aspectos en el cultivo de plantas hortícolas:

**4.4.2.1 Floración.** Entre las respuestas fisiológicas reguladas por fotorreceptores, la transición de la fase vegetativa a la reproductiva es crucial porque el momento apropiado de la floración conduce directamente al éxito reproductivo y se puede controlar de acuerdo con la demanda del mercado. Una proporción baja de luz roja: roja lejana induce la fotomorfogénesis asociada con peciolo largo, hojas con bajo contenido de clorofila y floración precoz. El fitocromo B en células del mesófilo puede regular la floración por esta vía (Endo, Araki & Nagatani, 2016; Demotes-Mainard *et al.*, 2016). Otra señal luminosa informativa es el fotoperiodo como un mecanismo para la floración estacional, que se lleva a cabo en los tejidos vasculares y que el criptocromo 2 tiene una participación importante (Endo Araki & Nagatani, 2016).

Para Cerdan & Chory (2003) la transición a la floración en las plantas está regulada por la temperatura y la luz; la calidad espectral afecta la floración de plantas de día corto (SD) y de plantas de día largo (LD) de manera diferente; los fotoperiodos de días largos se pueden imitar mediante la extensión del día o la interrupción nocturna, al administrar luz roja a mitad de la noche se inhibe la floración de las SD: crisantemo (*Chrysanthemum morifolium*), cosmos (*Cosmos bipinnatus*), dalia (*Dahlia pinnata*) y botón de oro (*Calendula officinalis*). Una

combinación de luz roja y roja lejana promueven la floración de LD en clavel (*Dianthus c.*) y rudbeckia (*Rudbeckia f.*); la luz azul al 100 % no tiene efecto en la floración de SD ni en LD (Meng & Runkle 2015). Se puede utilizar la iluminación de baja intensidad para inhibir la floración de SD y promoverla en LD, bajo un fotoperiodo corto de luz natural (Bugbee, 2016). El descanso nocturno con fotoperiodos cortos inhibe la diferenciación floral de LD y promueve la formación de botones florales en SD. La luz roja afecta el sistema del fitocromo al convertir Pfr en Pr, reduciendo así el alargamiento del tallo, que se promueve cuando el fitocromo es abundante en la forma Pfr (Bergstrand, Asp & Schussler, 2016).

En el cultivo de crisantemo la floración se puede retrasar en días cortos para promover el crecimiento vegetativo y que las plantas alcancen una talla comercial. Liao *et al.* (2014) y Ochiai *et al.* (2015) determinaron que la respuesta del crisantemo a la calidad de la luz difiere entre cultivares y que la luz de longitud de onda distinta a la roja también puede afectar el control de la floración.

Se pueden aprovechar las respuestas del espectro de la luz para reducir el alargamiento de los brotes en la flor de nochebuena sin afectar el tiempo de floración, con una exposición a luz LED de 80:20 de luz roja: azul. Regulando la diferencia de temperatura entre el día y la noche (DIF), es posible tener la morfogénesis deseada (Islam, Gislerod, Torre & Olsen, 2015). La adición de luz del rojo lejano promovió la floración en petunia (*Petunia x hybrida*) y boca de dragón (*Antirrhinum majus*), pero la inhibió en cempasúchil (*Tagetes erecta*) (Craig & Runkle, 2012). Una interrupción nocturna de 4 h con luz verde ( $10 \mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$ ) promovió la floración en petunia (Park, Muneer, Soundararajan, Manivnnan & Jeong, 2016). Con una relación R:  $\text{FR} \leq 1$ , se acelera la floración como una respuesta al estrés que se desencadena en la producción de semillas, como una forma de permitir que la descendencia sobreviva en un ambiente hostil, es decir, como una adaptación evolutiva de los fotorreceptores durante la reducción de la calidad espectral de la luz (Carvalho, Takaki & Azevedo, 2011).

**4.4.2.2 Alargamiento del tallo.** En horticultura ornamental, la forma de las plantas para su comercialización en maceta es uno de los componentes esenciales de su calidad visual y por lo tanto de su valor comercial (Demotes-Mainard *et al.*, 2016). Para el control de la altura del tallo se utilizan retardadores del crecimiento vegetativo, riego reducido y la diferencia de temperatura entre el día y la noche (DIF) negativa, pero estos métodos pueden generar mayores costos que el uso de LEDs (Bergstrand, Asp & Schussler, 2016).

La luz roja afecta el fitocromo al convertir Pfr (forma activa) en Pr (forma inactiva), reduciendo el alargamiento del tallo, que se promueve cuando el fitocromo es abundante en la forma Pfr. Esto se asoció con alteraciones en el metabolismo de giberelinas, auxinas y ácido abscísico, aunque esto varía entre especies (Chen & Chory, 2011). Un régimen de luz de 620 nm (roja) antes del periodo de luz natural y 525 nm (luz verde) al final del día, controló eficazmente el alargamiento en calibrachoa (*Calibrachoa x hybrida*) y geranio de jardín (*Pelargonium spp.*), la luz solar natural redujo la altura de nochebuena, pero no de crisantemo (Bergstrand, Asp & Schussler, 2016).

En rábano (*Raphanus sativus*), con luz blanca cálida (11 % de luz azul) aumentó el alargamiento del tallo y la expansión de las hojas, mientras que con luz blanca fría (28 % de luz azul) se tuvieron plantas más compactas (Cope & Bugbee 2013). En algunas especies, los fotones de color rojo lejano aumentan la expansión de las hojas, pero también la elongación del tallo (Kusuma, Pattison & Bugbee, 2020). Usando luz rojo lejano al final del día (2 a 4  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ), los hipocótilos de tomate (*Solanum lycopersicum*) y pepino (*Cucumis sativus*) se alargaron de 22 a 43 % más que el tratamiento control (Kubota, Chia, Yang, & Li, 2012). Nanya, Ishigami, Hikosaka & Goto (2012) reportaron que en tomate el alargamiento del tallo dependía de la cantidad de luz azul, con 75  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  de luz azul LED se suprime el crecimiento de tallos y se promueve la floración.

Olschowski, Geiger, Herrmann, Sander & Grüneberg (2016) encontraron que en calabacito, bajo LEDs azules, se tuvo mayor alargamiento de brotes y área foliar, mientras que la longitud total de las raíces fue mayor con LEDs blancos ( $80 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ). La luz verde (de 500 a 600 nm) no había atraído mucho interés en relación con el crecimiento de las plantas, pero Bergstrand, Asp & Schussler (2016) determinaron que la luz verde reduce el alargamiento del tallo en crisantemo, porque desencadena reacciones dependientes del criptocromo y no del fitocromo.

**4.4.2.3 Producción de biomasa.** En la horticultura, los dos componentes esenciales del rendimiento comercial de un cultivo son la producción de biomasa, que depende directamente de la fotosíntesis y está relacionada con el aumento del área foliar y con la PAR recibida por las hojas (Bugbee, 2016) y el valor nutricional del producto (Demotes-Mainard *et al.*, 2016). Las longitudes de onda más importantes para la fotosíntesis se encuentran en la región azul y roja del espectro. En tomate, Deram, Lesfurd & Orsat (2014) encontraron que la mayor producción de biomasa (excluyendo frutos) y de fruto, ocurrió con la relación 19:1 y 5:1 respectivamente de luz rojo: azul. En fresa (*Fragaria x ananassa*), Naznin, Lefsrud, Gravel & Hao (2016b) tuvieron una acumulación mayor de biomasa seca y fresca y un número de inflorescencias mayor en plantas cultivadas con una proporción 10:1 y 19:1 de luz rojo: azul. Ouzounis, Fretté, Rosenqvist & Ottosen (2014) reportaron que la producción de biomasa fue menor con 100 % de luz roja en crisantemo, porque los pigmentos capturan fotones en un rango más estrecho, haciendo menos eficiente la fotosíntesis.

La lechuga (*Lactuca sativa*) es sensible a la calidad de la luz (Wang, Lu, Tong & Yang, 2016). Li & Kubota (2009) determinaron que aumentó el peso seco (15%), la longitud del tallo (14 %), longitud de la hoja (44 %) y el ancho de la hoja (15 %) al adicionar luz roja lejana ( $160 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) comparado con luz blanca, debido a que se mejora la intercepción de luz por el aumento del área foliar. En lechuga,

col (*Brassica oleracea*) y cilantro (*Coriandrum sativum*) el peso seco fue mayor con una relación 10:1 de luz rojo: azul (Naznin, Lefsrud, Gravel & Hao, 2016a). En impatiens (*Impatiens walleriana*), petunia y salvia (*Salvia officinalis*), al aumentar la luz azul se redujo la extensión del tallo, obteniendo plantas más compactas, pero disminuyó la biomasa y el área foliar (Wollaeger & Runkle, 2013). En boca de dragón, la adición de luz rojo lejano al rojo y azul (relación 2:4:1), aumentó la eficiencia fotosintética y la posterior acumulación de biomasa sin una expansión excesiva de hojas y tallos (Park & Runkle, 2016).

#### **4.4.2.4 Concentración de pigmentos fotosintéticos**

**4.4.2.4.1 Clorofilas.** Las clorofilas a y b en el tejido foliar maximizan la absorción de luz a 663 y 642 nm y a 430 y 453 nm, respectivamente (Lesfurd, Kopsell & Sams, 2008). Las moléculas de clorofila, además de su participación en la fotosíntesis, son las precursoras de los tocoferoles cuya síntesis ha sido un objetivo importante para mejorar el contenido de antioxidantes y el valor nutritivo de las plantas (Zhang *et al.*, 2015). Además, a los derivados de la clorofila se les atribuyen propiedades consistentes con la prevención del cáncer (McQuistan *et al.*, 2012). Los microgreens o microhortalizas son vegetales que se consumen en las etapas iniciales de desarrollo y su reacción a la iluminación es diferente en comparación con las plantas maduras (Brazaitytė *et al.*, 2016). Kopsell, Sams, Barickman & Morrow (2014) encontraron un aumento en la concentración de clorofila en microgreens de brócoli (*Brassica oleracea*) que crecen bajo luz LED en comparación con lámparas fluorescentes o incandescentes; en su estudio, las concentraciones más altas de clorofila se encontraron bajo una proporción 80:20 de luz rojo: azul ( $350 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ). Kopsell & Sams (2015) mencionaron que la luz azul es importante porque aumenta los pigmentos de los tejidos y de esta forma se mejora el valor nutricional de los brotes, pero las respuestas pueden diferir según la ontogenia de las plantas y la genética de las especies; en hojas de tomate se incrementa la concentración de clorofila bajo luz azul (Fantini *et al.*, 2019). Randall & López (2014) encontraron que las plantas cultivadas con luz

LED roja: azul (50:50), tenían hojas significativamente más gruesas (55 %) y células en empalizada más largas (47 %); el contenido de clorofila aumentó en *Pelargonium* (21 %) y en salvia (15 %), en comparación con plantas cultivadas con lámparas de alta presión de sodio.

**4.4.2.4.2 Carotenoides:** funcionan para ayudar a recolectar energía que se transfiere a los centros de reacción fotosintética principalmente en el rango de longitud de onda azul-verde. Como están estrechamente relacionados con la fotosíntesis, los factores más importantes que influyen en los cambios en el contenido de carotenoides son la cantidad y la calidad de la luz, por lo que es necesario hacer la correcta elección para obtener el máximo contenido (Lesfurd, Kopsell & Sams, 2008; Verdaguer, Jansen, Llorens, Morales & Neugart, 2017). Las clorofilas y los carotenoides tienen una alta absorción de luz en los rangos de 400-500 y 630-680 nm, pero los picos de absorción de varios carotenoides difieren: luteína (448 y 640 nm),  $\beta$ -caroteno (454 y 640 nm) y xantofilas (446 nm) (Lesfurd, Kopsell & Sams, 2008; Li & Kubota, 2009). El  $\beta$ -caroteno y el licopeno están relacionados con la disminución de enfermedades cardiovasculares, la zeaxantina y la luteína protegen de daños inducidos por la luz (McQuistan *et al.*, 2012).

Kopsell, Sams, Barickman & Morrow (2014) mencionaron que las verduras crucíferas son fuentes abundantes de antioxidantes con potencial anticancerígeno; en brócoli, encontraron concentraciones más altas de  $\beta$ -caroteno y luteína aplicando una proporción 80:20 de luz roja: azul; mientras tanto, las concentraciones más altas de neoxantina y violaxantina (precursores del ácido abscísico) se encontraron bajo un tratamiento con luz fluorescente/incandescente a  $250 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . En lechuga la concentración de carotenoides aumentó (12 %) con luz azul, pero se redujo (11 %) al aplicar luz roja lejana a 730 nm ( $160 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) respecto a un tratamiento control de luz blanca (Li & Kubota 2009). En frutos de tomate cultivados bajo luz azul, aumentó la

concentración de licopeno (Fantini *et al.*, 2019), y se indujo la acumulación de  $\beta$ -caroteno,  $\beta$ -criptoxantina, trans-violaxantina y luteína en los sacos de jugo de mandarina (*Citrus reticulata* 'Satsuma') y naranja (*Citrus sinensis* 'Valencia') aplicada en poscosecha (Zhang *et al.*, 2015).

Con 100 % de luz LED azul se tuvo mayor concentración de carotenoides totales en hojas de pimiento (*Capsicum annuum*) y de capsaicinoides en frutos, en comparación con luz roja al 100 %, pero el color, el número y diámetro de frutos mejoró con la relación 1:1 rojo: azul (Gangadhar, Mishra, Pandian & Park, 2012). Naznim, Lefsrud, Gravel & Kalam (2019) determinaron que la proporción ideal para maximizar el contenido total de carotenoides en lechuga y espinaca (*Spinacea oleracea*) fue 91:9 de luz rojo: azul. En brotes de brócoli, aumentaron las concentraciones de  $\beta$ -caroteno, vioxalantina y glucosinolatos (antioxidante con potencial anticancerígeno) y de P, K, Mg, Ca, S B, Cu, Fe, Mn, Mo, Na y Zn cuando se cambió de un espectro con proporción 88:12 de luz rojo:azul ( $350 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) a un ambiente con 100 % de luz azul ( $41 \pm 2 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) en un periodo de 5 días antes de la cosecha; los impactos de la luz azul en la apertura de estomas y la actividad de transporte de membrana puede ser la causa del aumento en la acumulación de nutrimentos (Kopsell & Sams, 2013) y de la tasa fotosintética (Deram, Lesfurd & Orsat, 2014; Wang, Lu, Tong & Yang, 2016).

**4.4.2.5 Concentración de compuestos fenólicos.** De acuerdo con Darko, Heydarizdeh, Schoefs & Sabzalian, (2014) entre los sistemas de iluminación artificial, los LED presentan la máxima eficiencia de radiación fotosintéticamente activa (80 a 100 %) que se utiliza para la formación de diversas vías metabólicas, como las implicadas en la síntesis de compuestos fenólicos. Estos son responsables del color (rojo, rosa, azul o púrpura), el sabor comestible, el olor y las propiedades antioxidantes de las plantas (Khanam, Oba, Yanase & Murakami, 2012). La biosíntesis de compuestos fenólicos está relacionada con la inducción del criptocromo y por lo tanto, de la disponibilidad de luz azul; las antocianinas

son flavonoides solubles en agua, la longitud de onda de inducción específica de las antocianinas varía entre especies y puede ser inducida por el fotorreceptor UV-B, o alguna combinación de este con el fitocromo y criptocromo (Iwai, Ohta & Tsuchiya, 2010; Seo, Arasu, Kim, Park & Kim, 2015; Ouzounis, Rosenqvist & Ottosen, 2015).

En tomate bajo luz azul hay sobreproducción de antocianinas (Fantini *et al.*, 2019). En hojas de lechuga, Li & Kubota (2009) detectaron que al agregar luz ultravioleta A ( $18 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) y luz azul ( $130 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ), aumentaba la concentración de antocianinas en un 11 % y 33 % respectivamente; la de fenoles totales se incrementó en 12 % con luz roja, mientras que el suplemento de luz roja lejana ( $160 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) redujo la concentración de antocianinas (40 %), pero existe la evidencia de que la síntesis de antocianinas depende no solo de la variedad vegetal, sino también de la estacionalidad, en lechuga de hoja roja, bajo luz verde, la mayor concentración de antocianinas se presentó en otoño (Samouliene *et al.*, 2012).

Naznim, Lefsrud, Gravel, & Kalam (2019) detectaron que la adición de luz azul en proporción 91:9 de luz rojo: azul era esencial para mejorar el contenido de pigmentos en lechuga y espinaca. En rosa (*Rosa sp.*), crisantemo y campánula (*Campanula rapunculoides*) una proporción de 60:40 de luz rojo: azul aumentaron los ácidos fenólicos y flavonoides, por lo que, la luz azul puede predisponer a las plantas a afrontar mejor el estrés ambiental (Ouzounis, Fretté, Rosenqvist & Ottosen, 2014). En albahaca (*Ocimum basilicum*) las concentraciones de antocianinas, compuestos fenólicos y flavonoides aumentaron en 9, 18 y 28 % respectivamente al aplicar radiación ultravioleta-B una hora por cinco días, a  $160 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  (Dou, Niu & Gu, 2019). En microgreens de mostaza (*Sinapsis alba*), albahaca, remolacha (*Beta vulgaris*) y perejil (*Petroselinum crispum*), la luz ultravioleta (366 y 390 nm) aplicada tres días antes de la cosecha, fue favorable

para la acumulación de antioxidantes, pero insignificante sobre los parámetros de crecimiento (Brazaitytė *et al.*, 2016).

Durante el almacenamiento de las frutas, Kokalj *et al.* (2016) encontraron que al adicionar luz amarilla (590 nm) aumentó la concentración de fenoles totales en manzana (*Malus domestica* 'Ganny Smith') y en tomate, pero no en pimiento.

#### 4.5 CONCLUSIONES

Se ha determinado que la calidad de la luz afecta el crecimiento y desarrollo de las hortalizas: la proporción rojo: rojo lejano es importante para controlar la floración, pero con fotoperiodos largos se inhibe en plantas de día corto (SD) y se favorece en plantas de día largo (LD); la luz roja y azul absorbidas por las clorofilas son responsables de la fotosíntesis y por lo tanto de la producción de biomasa; el alargamiento del tallo se promueve con la adición de luz rojo lejano y se controla aplicando luz azul o verde; aunque los picos de absorción de las clorofilas y los carotenoides están dentro de las regiones roja y azul del espectro, su concentración aumenta bajo luz azul, asimismo, la concentración de compuestos fenólicos está relacionada con la disponibilidad de luz azul. Sin embargo, se requiere más investigación para determinar los efectos de la calidad de la luz en otras especies, las proporciones de cada longitud de onda y los mecanismos que ocasionan esos cambios en las plantas, así como la interacción calidad y cantidad de la luz.

#### 4.6 REFERENCIAS

Alter, P., Dreissen, A., Luo, F. L. & Matsubara, S. (2012). Acclimatory responses of *Arabidopsis* to fluctuating light environment: comparison of different sunfleck regimes and accessions. *Photosynthesis Research*, 113, 221-237. <https://doi.org/10.1007/s11120-012-9757-2>

- Bergstrand, K. J., Asp, H. & Schussler, H. K. (2016). Growth control of ornamental and bedding plants by manipulation of photoperiod and light quality. *Acta Horticulturae*, 1134, 35-39.  
<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.5>
- Bourget, C. M. (2008). An introduction to light-emitting diodes. *HortScience*, 43(7), 1944-1946. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1944>
- Brazaitytė, A., Viršilė, A., Samuolienė, G., Jankauskienė, J., Sakalauskienė, S., Sirtautas, R., Novičkovas, A., Dabašinskas, L., Vaštakatiė, V., Miliauskienė, J. & Duchovskis, P. (2016). Light quality: growth and nutritional value of microgreens under indoor and greenhouse conditions. *Acta Horticulturae*, 1134, 277–284.  
<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.37>
- Bugbee, B. (2016). Toward an optimal spectral quality for plant growth and development: the importance of radiation capture. *Acta Horticulturae*, 1134, 1-12. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.1>
- Carvalho, R.; Takaki, M. & Azevedo, R. (2011). Plant pigments: the many faces of light perception. *Acta Physiologiae Plantarum*, 33, 241–248.  
<https://doi.org/10.1007/s11738-010-0533-7>
- Carvalho, S. D. & Folta, K. M. (2014). Environmentally modified organism-expanding genetic potential with light. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 33, 486-508. <https://doi.org/10.1080/07352689.2014.929929>

- Cerdan, P. D. & Chory, J. (2003). Regulation of flowering time by light quality. *Nature*, 423, 881-885. <https://doi.org/10.1038/nature01636>
- Chen, M. & Chory, J. (2011). Phytochrome signaling mechanism and the control of plant development. *Trends in Cell Biology*, 21, 664-671. <https://doi.org/10.1016/j.tcb.2011.07.002>
- Cope, K. R. & Bugbee, B. (2013). Spectral effects of three types of white light-emitting diodes on plant growth and development: absolute versus relative amounts of blue light. *HortScience*, 48(4), 504-509. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.48.4.504>
- Craig, D. S. & Runkle, E. S. (2012). Using LEDs to quantify the effect of the red to far-red ratio of night-interruption lighting on flowering of photoperiodic crops. *Acta Horticulturae*, 956, 179–186. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2012.956.18>
- Darko, E., Heydarizdeh, P., Schoefs, B. & Sabzalian, M. R. (2014). Photosynthesis under artificial light: the shift in primary and secondary metabolism. *Philosophical Transactions of the Royal Society Botany*, 369, 1-7. <https://doi.org/10.1098/rstb.2013.0243>
- Demotes-Mainard, S., Péron, T., Corot, A., Bertheloot, J., Le Gourrierec, J., Pelleschi-Travier, S., Crespel, L., Morel, P., Huché-Théliier, L., Boumaza, R., Vian, A., Guérin, V., Leduc, N. & Sakr, S. (2016). Plant responses to red and far-red lights, applications in horticulture. *Environmental and*

*Experimental Botany*, 121, 4-21.

<https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2015.05.010>

Deram, P., Lefsrud, M. G. & Orsat, V. (2014). Supplemental lighting orientation and red to blue ratio of light-emitting diodes for greenhouse tomato production. *HortScience*, 49, 448-452.

<https://doi.org/10.21273/HORTSCI.49.4.448>

Dou, H., Niu, G. & Gu, M. (2019). Pre-harvest UV-B radiation and photosynthetic photon flux density interactively affect plant photosynthesis, growth, and secondary metabolites accumulation in basil (*Ocimum basilicum*) plants.

*Agronomy*, 9(8), 434. <https://doi.org/10.3390/agronomy9080434>

Endo, M., Araki, T. & Nagatani, A. (2016). Tissue-specific regulation of flowering by photoreceptors. *Cellular and Molecular Life Sciences*, 73, 829–839.

<https://doi.org/10.1007/s00018-015-2095-8>

Fantini, E., Sulli, M., Aprea, G., Jiménez-Gómez, J., Bendahmane, A., Perrotta, G., Giuliano, G. & Facella, P. (2019). Pivotal roles of cryptochromes 1a and 2 in tomato development and physiology. *Plant Physiology*, 179, 732-

748. [www.plantphysiol.org/cgi/doi/10.1104/pp.18.00793](http://www.plantphysiol.org/cgi/doi/10.1104/pp.18.00793)

Gangadhar, B. H., Mishra, R. K., Pandian, G. & Park, S. W. (2012). Comparative study of color, pungency, and biochemical composition in chili pepper (*Capsicum annuum*) under different light-emitting diode treatments.

*HortScience*, 47, 1729-1735.

<https://doi.org/10.21273/HORTSCI.47.12.1729>

- Hernández, R. & Kubota, C. (2016). Physiological responses of cucumber seedlings under different blue and red photon flux ratios using LEDs. *Environmental and Experimental Botany*, 121, 66–74.  
<https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2015.04.001>
- Islam, M. A., Gislérød, H. R., Torre, S. & Olsen, J. E. (2015). Control of shoot elongation and hormone physiology in poinsettia by light quality provided by light emitting diodes- a minireview. *Acta Horticulturae*, 1104, 131-136.  
<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2015.1104.20>
- Iwai, M., Ohta, M. & Tsuchiya, H. (2010). Enhanced accumulation of caffeic acid, rosmarinic acid and luteolin-glucoside in red perilla cultivated under red diode laser and blue LED illumination followed by UV-A irradiation. *Journal of Functional Foods*, 2, 66–70.  
<https://doi.org/10.1016/j.jff.2009.11.002>
- Khanam, U. K. S., Oba, S., Yanase, E. & Murakami, Y. (2012). Phenolic acids, flavonoids and total antioxidant capacity of selected leafy vegetables. *Journal of Functional Foods*, 4, 979–987.  
<https://doi.org/10.1016/j.jff.2012.07.006>
- Kokalj, D., Hribar, J., Cigić, B., Zlatić, E., Demšar, L., Sinkovič, L., Šircelj, H., Bizjak, G. & Vidrih, R. (2016). Influence of yellow light-emitting diodes at 590 nm on storage of apple, tomato and bell pepper fruit. *Food Technology and Biotechnology*, 54, 228–235.  
<https://doi.org/10.17113/ftb.54.02.16.4096>

Kong, Y., Stasiak, M., Dixon, M. A. & Zheng, Y. (2018). Blue light associated with low phytochrome activity can promote elongation growth as shade-avoidance response: a comparison with red light in four bedding plant species. *Environmental and Experimental Botany*, 155, 345–359.

<https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2018.07.021>

Kopsell, D. A. & Sams, C. E. (2013). Increases in shoot tissue pigments, glucosinolates, and mineral elements in sprouting broccoli after exposure to short-duration blue light from light emitting diodes. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 138, 31-37.

<https://doi.org/10.21273/JASHS.138.1.31>

Kopsell, D. A., Sams, C. E., Barickman, T. C. & Morrow, R. C. (2014). Sprouting broccoli accumulate higher concentrations of nutritionally important metabolites under narrow-band light-emitting diode lighting. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 139, 469-477.

<https://doi.org/10.21273/JASHS.139.4.469>

Kopsell, D. A. & Sams, C. E. (2015). Blue wavelengths from LED lighting increase nutritionally important metabolites in speciality crops. *HortScience*, 50, 1285-1288.

<https://doi.org/10.21273/HORTSCI.50.9.1285>

Kubota, C., Chia, P., Yang, Z. & Li, Q. (2012). Applications of far-red light emitting diodes in plant production under controlled environments. *Acta Horticulturae*, 952, 59– 66.

<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2012.952.4>

- Kusuma, P., Pattison, P. M. & Bugbee, B. (2020). From physics to fixtures to food: current and potential LED efficacy. *Horticulture Research*, 7, 56. <https://doi.org/10.1038/s41438-020-0283-7>
- Lefsrud, M. G., Kopsell, D. A. & Sams, C. E. (2008). Irradiance from distinct wavelength light-emitting diodes affect secondary metabolites in kale. *HortScience*, 43, 2243-2244. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.2243>.
- Li, Q. & Kubota, C. (2009). Effects of supplemental light quality on growth and phytochemicals of baby leaf lettuce. *Environmental and Experimental Botany*, 67, 59-64. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2009.06.011>
- Liao, Y., Suzuki, K., Yu, W., Zhuang, D., Takai, Y., Ogasawara, R., Shimazu, T. & Fukui H. (2014). Night break effect of LED light with different wavelengths on floral bud differentiation of *Chrysanthemum morifolium* Ramat `Jimba´ and `Iwa no hakusen´. *Environmental Control in Biology*, 52, 45-50. <https://doi.org/10.2525/ecb.52.45>
- McQuistan, T.J., Simonich, M.T., Pratt, M.M., Pereira, C.B., Hendricks, J.D., Dashwood, R. H., Williams, D.E. & Bailey, G.S. (2012). Cancer chemoprevention by dietary chlorophylls: A 12,000-animal dose-dose matrix biomarker and tumor study. *Food and Chemical Toxicology*, 50(2), 341-352. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2011.10.065>

- Meng, Q. & Runkle, E. S. (2015). Low intensity blue light in night-interruption lighting does not influence flowering of herbaceous ornamentals. *Scientia Horticulturae*, 186, 230–238. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.01.038>
- Meng, Q., Kelly, N. & Runkle, E. S. (2019). Substituting green or far red radiation for blue radiation induces shade avoidance and promotes growth in *Lettuce* and *kale*. *Environmental and Experimental Botany*, 162, 383-391. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2019.03.016>
- Moglich, A., Yang, X., Ayers, X. A. & Moffat, K. (2010). Structure and function of plant photoreceptors. *Annual Review of Plant Biology*, 61, 21-47. <https://doi.org/10.1146/annurev-arplant-042809-112259>
- Morrow, R. C. (2008). LED lighting in horticulture. *HortScience*, 43, 1947-1950. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1947>.
- Nanya, K., Ishigami, Y., Hikosaka, S. & Goto, E. (2012). Effects of blue and red light on stem elongation and flowering of tomato seedlings. *Acta Horticulturae*, 1134, 223-229. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2012.956.29>
- Nardelli, A., Deuschle, E., Dalpaz de Acevedo, L., Novaes, P. J. & Ghisi, E. (2017). Assessment of light emitting diodes technology for general lighting: a critical review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 75, 368-379. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2016.11.002>.

Naznin, M. T., Lefsrud, M., Gravel, V. & Hao, X. (2016a). Different ratios of red and blue LED light effects on coriander productivity and antioxidant properties. *Acta Horticulturae*, 1134, 223-230.

<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.30>

Naznin, M. T., Lefsrud, M., Gravel, V. & Hao, X. (2016b). Using different ratios of red and blue LEDs to improve the growth of strawberry plants. *Acta Horticulturae*, 1134, 211-217.

<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.17>

Naznin, M. T., Lefsrud, M., Gravel, V. & Kalam A. O. (2019). Blue light added with red LEDs enhance growth characteristics, pigments content, and antioxidant capacity in lettuce, spinach, kale, basil and sweet pepper in a controlled environment. *Plants*, 8(4), 93.

<https://doi.org/10.3390/plants8040093>

Nicole, C. C. S., Charalambous, F., Martinakos, S., Van de Voort, S., Li, Z., Verhoog, M. & Krijn, M. (2016). Lettuce growth and quality optimization in a plant factory. *Acta Horticulturae*, 1134, 231–238.

<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.31>

Ochiai, M., Liao, Y., Shimazu, T., Takai, Y., Suzuki, K., Yano, S. & Fukui, H. (2015). Varietal differences in flowering and plant growth under night-break treatment with LEDs in 12 *Chrysanthemum* cultivars. *Environmental Control in Biology*, 53, 17-22. <https://doi.org/10.2525/ecb.53.17>

- Olschowski, S., Geiger, E. M., Herrmann J. V., Sander, G. & Grüneberg, H. (2016). Effects of red, blue, and white LED irradiation on root and shoot development of *Calibrachoa* cuttings in comparison to high pressure sodium lamps. *Acta Horticulturae*, 1134, 245–250.  
<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.33>
- Ouzounis, T., Fretté, X., Rosenqvist, E., & Ottosen, C. O. (2014). Spectral effects of supplementary lighting on the secondary metabolites in roses, chrysanthemums, and campanulas. *Journal of Plant Physiology*, 171 (16), 1491–1499. <http://dx.doi.org/10.1016/j.jplph.2014.06.012>.
- Ouzounis, T., Rosenqvist, E. & Ottosen, K. (2015). Spectral effects of artificial light on plant physiology and secondary metabolism: a review. *HortScience*, 50, 1128-1135.  
<https://doi.org/10.21273/HORTSCI.50.8.1128>
- Park, Y. & Runkle, E. S. (2016). Investigation the merit of including far-red light radiation in the production of ornamental seedlings grown under sole-source lighting. *Acta Horticulturae*, 1134, 259–265.  
<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.35>
- Park, G. Y. Muneer, S., Soundararajan, P., Manivnnan, A. & Jeong, B. R. (2016). Light quality during night interruption affects morphogenesis and flowering in *Petunia hybrida*, a qualitative long-day plant. *Horticulture, Environment and Biotechnology*, 57, 371–377.  
<https://doi.org/10.1007/s13580-016-0071-3>

- Pattison, P. M., Tsao, J. Y. & Krames, M. R. (2016). Light-emitting diode technology status and directions: opportunities for horticultural lighting. *Acta Horticulturae*, 1134, 413-426. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.53>
- Pattison, P. M., Tsao, J., Brainard, G. & Bugbee, B. (2018). LEDs for photons, physiology and food. *Nature*, 563, 493-500. <https://doi.org/10.1038/s41586-018-0706-x>
- Randall, W. C. & Lopez, R. G. (2014). Comparison of supplemental lighting from high pressure sodium lamps and light emitting-diodes during bedding plant seedling production. *HortScience*, 49, 589-595. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.49.5.589>
- Samuolienė, G., Brazaitytė, A., Sirtautas, R., Sakalauskienė, S., Jankauskienė, J., Duchovskis, P. & Novičkovas, A. (2012). The impact of supplementary short-term red led lighting on the antioxidant properties of microgreens. *Acta Horticulturae*, 956, 649–656. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2012.956.78>
- Shafiq, I., Hussain, S., Raza, M. A., Iqbal, N., Asghar, M., Raza, A., Fan, Y., Mumtaz, M., Shoaib, M. & Yang, F. (2021). Crop photosynthetic response to light quality and light intensity. *Journal of Integrative Agriculture*, 20(1), 4-23. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(20\)63227-0](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(20)63227-0)
- Seo, J. M., Arasu, M. V., Kim, Y. B., Park, S. U. & Kim, S. J. (2015). Phenylalanine and LED lights enhance phenolic compound production in

Tartary buckwheat sprouts. *Food Chemistry*, 177, 204–213.  
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.12.094>

Snowden, M. C., Cope, K. R. & Bugbee, B. (2016). Sensitivity of seven diverse species to blue and green light interactions with photon flux. *PLoS ONE* 11(10):e0163121. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0163121>.

Terashima, I., Fujita, T., Inoue, T., Chow, W. S. & Oguchi, R. (2009). Green light drives leaf photosynthesis more efficiently than red light in strong white light: revisiting the enigmatic question of why leaves are green. *Plant and Cell Physiology*, 50, 684–697. <https://doi.org/10.1093/pcp/pcp034>

Verdaguer, D., Jansen, M. A., Llorens, L., Morales, L. O. & Neugart, S. (2017). UV-A radiation effects on higher plants: exploring the known unknown. *Plant Science*, 255, 72–81. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2016.11.014>

Wang, J., Lu, W., Tong, Y. & Yang, Q. (2016). Leaf morphology, photosynthetic performance, chlorophyll fluorescence, stomatal development of lettuce (*Lactuca sativa* L.) exposed to different ratios of red light to blue light. *Frontiers in Plant Science*, 7, 1–10.  
<https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00250>

Wang, X. Y., Xu, X. M. & Cui, J. (2015). The importance of blue light for leaf area expansion, development of photosynthetic apparatus, and chloroplast ultrastructure of *Cucumis sativus* grown under weak light. *Photosynthetica*, 53(2), 213–222. <http://dx.doi.org/10.1007/s11099-015-0083-8>

- Wollaeger, H. M. & Runkle, E. S. (2013). Growth responses of ornamental annual seedlings under different wavelengths of red light provided by light-emitting diodes. *HortScience*, *48*, 1478-1483.  
<https://doi.org/10.21273/HORTSCI.48.12.1478>
- Zhang, T., Maruhnich, S. A. & Folta, K. M. (2011). Green light induces shade avoidance symptoms. *Plant Physiology*, *157*, 1528–1536.  
<https://doi.org/10.1104/pp.111.180661>
- Zhang, C., Zhang, W., Ren, G., Li, D., Cahoon, R.E., Chen, M., Zhou, Y., Yu, B. & Cahoon, E. B. (2015). Chlorophyll synthase under epigenetic surveillance is critical for vitamin E synthesis, and altered expression affects tocopherol levels in Arabidopsis. *Plant Physiology*, *168*, 1503–1511. <https://doi.org/10.1104/pp.15.00594>
- Zhen, S. & Van Iersel, M. W. (2017). Far- red light is needed for efficient photochemistry and photosynthesis. *Journal of Plant Physiology*, *209*, 115-122. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2016.12.004>
- Zhen, S. & Bugbee, B. (2020). Far-red photons have equivalent efficiency to traditional photosynthetic photons: implications for re-defining photosynthetically active radiation. *Plant Cell & Environment*, *3*(5), 1259-1272. <https://doi.org/10.1111/pce.13730>
- Zielinska-Dabkowska, K. M., Hartman J. & Sigillo, C. (2019). Set-up for visually and biologically effective illumination for ornamental indoor plants. *Sustainability*, *11*(9), 1-32. <https://doi.org.10.3390/su11092642>