



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA

COORDINACIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

DOCTORADO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

**LUZ LED AZUL Y ROJA EN LA MORFOLOGÍA Y
FISIOLOGÍA DE *Euphorbia pulcherrima* Willd. ex
Klotzch var Valenciana**

TESIS

Que como requisito parcial para obtener el grado de:

DOCTOR EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

PRESENTA:

CAROLINA TRINIDAD DÍAZ BAÑOS

BAJO LA SUPERVISIÓN DE:

DRA. MARÍA TERESA BERYL COLINAS LEÓN



Chapingo, Estado de México, mayo de 2022

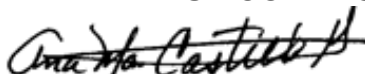
LUZ LED AZUL Y ROJA EN LA MORFOLOGÍA Y FISIOLOGÍA DE *Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzch var Valenciana

Tesis realizada por la C. Carolina Trinidad Díaz Baños bajo la supervisión del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito para el obtener el grado de:

DOCTOR EN CIENCIAS EN HORTICULTURA



DIRECTOR: _____
DRA. MARÍA TERESA COLINAS LEÓN



ASESOR: _____
DRA. ANA MARÍA CASTILLO GONZALEZ



ASESOR: _____
DR. JOEL PINEDA PINEDA



ASESOR: _____
DR. NATANAEL MAGAÑA LIRA



LECTOR EXTERNO: _____
DR. MANUEL MANDUJANO PIÑA

CONTENIDO

LISTA DE CUADROS.....	vi
LISTA DE FIGURAS.....	vii
DEDICATORIA	ix
AGRADECIMIENTOS.....	x
DATOS BIOGRÁFICOS.....	xi
RESUMEN GENERAL.....	xii
GENERAL SUMMARY	xiii
1. INTRODUCCIÓN GENERAL	1
2. IMPORTANCIA DE LA LUZ EN LAS PLANTAS, LA LUZ LED COMO ALTERNATIVA PARA SU MANEJO	3
2.1 Resumen.....	3
2.2. Importancia de la luz en el desarrollo de las plantas	3
2.3 Espectro electromagnético y la zona de radiación fotosintéticamente activa	5
2.4. Pigmentos fotosintéticos y fotorreceptores en la captación de luz	7
2.5. Relación entre la luz, las hormonas y la fotosíntesis	11
2.6. Efectos en el desarrollo a corto y largo plazo: fotomorfogénesis y fotoperiodo	12
2.6.1. Fotomorfogénesis	12
2.6.2. Respuestas fotoperiódicas.....	13
2.7. Respuestas de las plantas a características específicas de iluminación.....	15
2.8. Conclusiones.....	19
2.9. Literatura citada	19
3. LUZ LED AZUL Y ROJA EN LA FISIOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE <i>Euphorbia pulcherrima</i> Willd. ex Klotzsch var Valenciana.....	29
3.1. Resumen.....	29
3.2. Abstract.....	30

3.3. Introducción.....	31
3.4. Materiales y métodos	32
3.4.1. Establecimiento del experimento	32
3.4.2. Condiciones del invernadero.....	32
3.4.3. Material vegetal	32
3.4.5. Fuentes de iluminación	32
3.4.6. Tratamientos.....	33
3.4.7. Diseño experimental	33
3.4.8. Análisis estadístico	33
3.4.9. Variables evaluadas.....	33
3.5. Resultados	36
3.6. Discusión	45
3.6.1. Actividad fotosintética	45
3.6.2. Carotenoides	46
3.6.3. Clorofilas.....	46
3.6.4. Azúcares solubles totales y reductores	47
3.6.5. Fenoles totales	48
3.6.6. Capacidad antioxidante	49
3.6.7. Ácido salicílico	49
3.6.8. Peso seco de tallos.....	50
3.6.9. Longitud de planta	51
3.6.10. Floración	51
3.7. Conclusiones.....	52
3.8. Literatura citada	53
4. FLORACIÓN DE <i>Euphorbia pulcherrima</i> Willd. ex Klotzsch var Valenciana BAJO LUZ LED AZUL Y ROJA.....	61
4.1. Resumen.....	61
4.2. Abstract.....	62

4.3. Introducción.....	63
4.4. Método	64
4.4.1. Material vegetal	65
4.4.2. Fuentes de iluminación y tratamientos	65
4.4.3. Evaluación de tiempos de floración y pigmentación de brácteas	66
4.4.4. Distribución de los tiempos de inicio de la floración y pigmentación de brácteas.....	66
4.5. Resultados y discusión.....	67
4.6. Conclusiones.....	73
4.7. Literatura citada	73

LISTA DE CUADROS

Capítulo II

Cuadro 1. Efecto de diversas longitudes de onda de luz en las plantas.....6

Cuadro 2. Respuestas fisiológicas y morfológicas de las plantas a diferentes longitudes de onda de luz.....16

Capítulo III

Cuadro 1. Técnicas utilizadas para la extracción de metabolitos en hojas de *Euphorbia pulcherrima* var. Valenciana, bajo los diferentes tratamientos considerados.....34

Capítulo IV

Cuadro 1. Modelo de regresión de máxima verosimilitud para los tiempos de floración de *E. pulcherrima* var Valenciana, bajo solo LS, LA y LR. La condición de LS se consideró la variable de referencia. El parámetro e^{b_i} indica la proporción de cambio en el tiempo de floración en relación con la variable de referencia. Se consideró que los tiempos de floración tienen una distribución Log-logística.....68

LISTA DE FIGURAS

Capítulo III

- Figura 1. Actividad fotosintética promedio ($\mu\text{moles CO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$) en *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en etapa vegetativa y de floración. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95%.....37
- Figura 2. Promedio de clorofilas a y b (mg/g peso fresco) en hojas de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en etapa vegetativa, de floración y de floración por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95 %.....38
- Figura 3. Promedio de clorofila total y carotenoides (mg/g peso fresco) en hojas de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en etapa vegetativa, de floración y de floración por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95 %.....38
- Figura 4. Promedio de fenoles totales (mg/g peso fresco) y capacidad antioxidante evaluada como actividad antioxidante equivalente a vitamina C (VCEAC mg/g peso fresco) en hojas de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en etapa vegetativa, de floración y de floración por efectos residuales de los tratamientos. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95%.....40
- Figura 5. Promedio de azúcares solubles totales y azúcares reductores (mg/g peso fresco) en hojas de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en etapa vegetativa, de floración y de floración por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95%.....41
- Figura 6. Promedio de ácido salicílico (mg/g peso fresco) en hojas de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en etapa de floración y de floración por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95 %.....42
- Figura 7. Promedio de días a ciatio visible y pigmentación de brácteas en *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en el primer experimento y por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son

estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95 %.....43

Figura 8. Promedio de peso seco de tallos (g) de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), al final de la etapa de floración y de floración por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95 %.....43

Figura 9. Promedio de longitud de planta (cm) de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), al final de la etapa de floración y de floración por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95 %.....44

Capítulo IV

Figura 1. Distribución de los tiempos de floración y pigmentación de brácteas de *E. pulcherrima* var. Valenciana. A) Distribución de los tiempos de floración y pigmentación de brácteas bajo dos condiciones de luz: LA, luz azul y LR, luz roja; sin extensión del fotoperiodo LS, luz solar. B) Distribución de los tiempos de floración en dos ciclos de evaluación. En 2019 se consideraron plantas que fueron sometidas a extensión del fotoperiodo con LA y LS y en 2020, las mismas plantas sin extensión del fotoperiodo. Letras diferentes en las curvas indican diferencias estadísticamente significativas ($P < 0.05$).....69

DEDICATORIA

A mis hijos Tania Carolina y Luis Antonio

A mi esposo Juan Antonio

Son el motor que me ha permitido avanzar

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a:

El Instituto de Horticultura, por darme la oportunidad de realizarme en esta etapa académica.

Los miembros del comité asesor, por su orientación y valioso apoyo en el desarrollo del trabajo de investigación.

El Químico Agrícola Cecilio Bautista Bañuelos, por su colaboración y asesoría en la implementación de las técnicas para los análisis de laboratorio.

El Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por el apoyo económico brindado para así alcanzar mi meta trazada.

DATOS BIOGRÁFICOS



Datos personales

Nombre	Carolina Trinidad Díaz Baños
Fecha de nacimiento	27 de mayo de 1960
Lugar de nacimiento	Pinotepa Nacional, Oaxaca
CURP	DIBC600527MOCZXR09
Profesión	Maestra en Ciencias en Horticultura
Cédula profesional	11239201

Desarrollo académico

Preparatoria	Preparatoria Federal por Cooperación "Benito Juárez"
Licenciatura	Licenciada en Biología
Maestría	Maestra en Ciencias en Horticultura

RESUMEN GENERAL

Luz LED azul y roja en la morfología y fisiología de *Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzch var Valenciana

Euphorbia pulcherrima, var Valenciana es una planta ornamental, considerada un recurso fitogenético nacional importante como germoplasma para investigación, mejoramiento genético y explotación comercial; sin embargo, se requiere más información sobre su manejo. El objetivo de este estudio fue explorar las respuestas fisiológicas y morfológicas de *E. pulcherrima* var Valenciana asociadas a la ampliación del fotoperiodo usando luz LED azul y roja. El experimento se estableció en invernadero, con un diseño en bloques completos al azar. Se aplicaron tres tratamientos: a) luz azul (LA), b) luz roja (LR) y c) solo luz solar (LS), con ocho repeticiones cada uno. La unidad experimental consistió en tres plantas. La LA y LR se aplicaron durante las etapas vegetativa y reproductiva (144 d). Se evaluaron posibles efectos residuales de los tratamientos en un segundo ciclo de floración. En la etapa vegetativa la LA y la LR no favorecieron la fotosíntesis. La LA disminuyó el contenido de pigmentos y la capacidad antioxidante, pero favoreció la producción de fenoles totales. Morfológicamente, la LA y LR solo incrementaron el peso seco de tallos y retrasaron la aparición de los ciatios y la pigmentación de las brácteas. En la etapa de floración la LA y LR favorecieron la concentración de AST y de ácido salicílico, la LA disminuyó la capacidad antioxidante e incrementó la concentración de fenoles. Comparado con la etapa vegetativa, durante la floración, disminuyeron la concentración de AST y reductores, las clorofilas a, b y totales, los carotenoides y la capacidad antioxidante. Como efecto residual, la LA disminuyó los azúcares reductores y la LR la altura de la planta. Los cambios fisiológicos en *E. pulcherrima* var Valenciana observados al ampliar el fotoperiodo con LA o LR fueron distintos en etapa vegetativa y de floración.

Palabra clave: Nochebuena, etapa vegetativa, etapa reproductiva, efectos residuales.

GENERAL SUMMARY

Blue and red LED light on the morphology and physiology of *Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzch var Valenciana

Euphorbia pulcherrima var Valenciana is an ornamental plant considered an important national phytogetic resource as germplasm for research, genetic improvement, and commercial exploitation; however, more information on its management is required. The objective of this study was to explore the physiological and morphological responses of *E. pulcherrima* var Valenciana due to photoperiod extension using blue and red LED light. The experiment was established in a greenhouse with a randomized complete block design. Three treatments were applied: a) blue light (LA), b) red light (LR), and c) sunlight only (LS), with eight replicates each. The experimental unit consisted of three plants. LA and LR were applied during the vegetative and reproductive stages (144 d). Possible residual effects of the treatments were evaluated in a second flowering cycle. In the vegetative stage, LA and LR did not favor photosynthesis. LA decreased pigment content and antioxidant capacity but favored total phenol production. Morphologically, LA and LR only increased stem dry weight and delayed the appearance of cyathia and bract pigmentation. At the flowering stage, LA and LR favored the concentration of AST and salicylic acid, LA decreased the antioxidant capacity and increased the concentration of phenols. Compared to the vegetative stage, during flowering the concentration of AST and reductants, chlorophylls a, b, and total chlorophylls, carotenoids and antioxidant capacity decreased. As a residual effect, LA decreased reducing sugars and LR decreased plant height. Physiological changes in *E. pulcherrima* var Valenciana observed when the photoperiod was extended with LA or LR were different at vegetative and flowering stages.

Keyword: *Poinsettia*, vegetative stage, reproductive stage, residual effect.

1. INTRODUCCIÓN GENERAL

La luz es determinante en el crecimiento y desarrollo de las plantas. Es la única fuente de energía para la fotosíntesis y en función de su composición espectral y su intensidad, brinda información sobre las condiciones lumínicas de su entorno. Las plantas poseen dos conjuntos de receptores de luz: fotorreceptores fotosintéticos y los fotorreceptores fotomorfogénicos. Ambos participan en una red de detección y señalización que regulan las respuestas de las plantas a los cambios en las condiciones óptimas de luz y son responsables de distintos procesos morfológicos, fisiológicos y de desarrollo.

En la producción de plantas ornamentales bajo condiciones protegidas es frecuente que se modifique la calidad, intensidad y fotoperiodo de la luz, con la finalidad de modificar las características de calidad de las plantas como: tamaño y número de brotes, tamaño y número de flores, periodos de floración, entre otras. Para ello, en la actualidad se utiliza la tecnología de diodos emisores de luz (conocida como LED por sus siglas en inglés). Con esta tecnología es posible aplicar, con mucha precisión, luz con la calidad e intensidad deseada. Además, las lámparas que se utilizan son relativamente de bajo costo y de larga duración.

La nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzch: Euphorbiaceae), es uno de los cultivos ornamentales más importantes del mundo, tanto por su volumen de producción, como por los recursos económicos que genera. En México la variedad Valenciana o nochebuena de sol, es considerada un recurso fitogenético de gran relevancia a nivel nacional, y por lo tanto ha estado sujeta a investigación para conservar su germoplasma y para realizar mejoramiento genético. Con ello se busca incrementar su aprovechamiento comercial, no obstante, para avanzar se requiere más información en ámbitos como el desarrollo, la morfogénesis y la fisiología. Dado que es una planta que responde al fotoperiodo, se considera una planta de días cortos, en este trabajo se planteó identificar sus respuestas morfológicas y fisiológicas cuando se expone a cambios en las condiciones lumínicas. Particularmente se evaluó el efecto de extender el fotoperiodo, con luz de dos longitudes de onda del espectro visible:

luz azul ($460 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) y luz roja ($550 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), tanto en la fotosíntesis como en la producción de pigmentos fotosintéticos y de metabolitos secundarios. Además, se determinaron los cambios en parámetros morfológicos de la planta y en los tiempos de floración y pigmentación de brácteas.

Este documento está compuesto por tres capítulos. En el primero se presenta una revisión sobre el papel que tiene la luz en los procesos fisiológicos y de morfogénesis de las plantas. Se abordan los efectos de la radiación fotosintéticamente activa en la fotosíntesis y en otros procesos de desarrollo de las plantas. Se describen los receptores de luz en las plantas, sus espectros de absorción y funciones. Además, se explica la relación entre la luz captada, la fotosíntesis y la producción de fitohormonas, con la finalidad de tener un panorama general de su interdependencia y del control que ejercen sobre diversos procesos morfológicos y fisiológicos. Finalmente contiene los resultados de diversas investigaciones enfocadas a conocer las respuestas de las plantas a condiciones específicas de iluminación, enfatizando las respuestas de *E. pulcherrima* como planta fotoperiódica.

En un segundo capítulo, se muestran los resultados de las respuestas morfológicas y fisiológicas de *E. pulcherrima* var. Valenciana, sometidas a extensión de fotoperiodo con la adición de LA y LR, en comparación con plantas que solo estuvieron expuestas a luz solar (LS). Los efectos se midieron tanto en etapa vegetativa como etapa de floración en: azúcares, clorofilas, carotenoides, fenoles, capacidad antioxidante y fotosíntesis. Se determinó también la longitud de las plantas y de los entrenudos, el diámetro de los tallos, área foliar y el peso seco de tallos y de hojas. Se evaluaron posibles efectos residuales de los tratamientos en un segundo ciclo de floración, en las variables indicadas.

En el tercer capítulo se describen los cambios en los tiempos de aparición de ciatos y pigmentación de brácteas de *E. pulcherrima* var. Valenciana, como resultado de la extensión del fotoperiodo con LA y LR. Además, se analizó el efecto de las condiciones de temperatura del invernadero en que se desarrollaron las plantas sobre estos mismos parámetros.

2. IMPORTANCIA DE LA LUZ EN LAS PLANTAS, LA LUZ LED COMO ALTERNATIVA PARA SU MANEJO

2.1 Resumen

Las plantas como organismos fotoautótrofos dependen de la luz para su crecimiento y desarrollo. El objetivo de esta revisión es reconocer la importancia de la luz en las diversas etapas del ciclo de vida de las plantas, las longitudes de onda de luz involucradas para su perfecto funcionamiento, los receptores involucrados en su captación y el efecto específico de longitudes de onda de luz en su morfología y fisiología. Es importante conocer los resultados de las investigaciones que han permitido determinar los efectos en aspectos morfológicos y fisiológicos de las plantas, al manipular la calidad, intensidad y fotoperiodo de la luz, mediante el uso de tecnología de iluminación con diodos emisores de luz (LED). A través de los resultados del manejo de la luz, en diversos aspectos de crecimiento y desarrollo de las plantas, será posible seleccionar condiciones óptimas de iluminación para obtener productos de alta calidad. Lo incluido en esta revisión es de gran importancia, en particular en el desarrollo de las plantas de nochebuena, en donde varios aspectos se asocian con las características de la luz aquí mencionadas.

2.2. Importancia de la luz en el desarrollo de las plantas

La luz es un factor ambiental que cambia de forma estacional, diaria y de momento a momento y ante el cual, las plantas responden con cambios fisiológicos y de desarrollo apropiados (Bahtla, 2018). Debido a que las plantas son sésiles y fotoautótrofas, se ven fuertemente influenciadas durante su ciclo de vida por este entorno de luz cambiante (Kami et al., 2010). Como factor ambiental, la luz es fundamental para las plantas como única fuente de energía y como señal del medio que las rodea (Bahtla, 2018; Franklin et al., 2005). Por lo que está estrechamente relacionada con eventos como la germinación, la extensión de las hojas, el alargamiento del tallo, la floración y la morfogénesis (Watanabe, 2011). Diferentes longitudes de onda tienen un papel específico en el crecimiento y desarrollo de las plantas (Rehman et al., 2017).

Como fuente de energía es absorbida y canalizada a través de los fotosistemas II y I para impulsar la fotosíntesis y generar moléculas de energía (NADPH y ATP), que son utilizadas posteriormente para convertir el CO₂ en azúcares (Wu et al., 2021). La luz también influye en el transporte de azúcares, por ejemplo, la sacarosa (Ayre, 2018). En este sentido, Shisido et al. (1990) señalaron que el fotoperiodo o tiempo de exposición a la luz, determina, en parte, el transporte de azúcares de las hojas punto de producción a diversas partes de la planta o sitios de demanda (sumideros), ya que, si el fotoperiodo se extiende, se incrementa el transporte de azúcares y viceversa.

El transporte de sacarosa de la fuente a los sumideros es esencial para las plantas. Cuando el equilibrio entre ambos se altera, se detienen los procesos fisiológicos, de crecimiento y desarrollo (Rehman et al., 2017; Aluko et al., 2021).

La intensidad de luz que recibe una planta es determinante para la fotosíntesis, ya que, si la iluminación es débil, la fotosíntesis no es eficiente y se presentan síntomas de etiolación, en tanto que, con luz intensa se generan radicales de oxígeno que provocan fotoinhibición y ambos fenómenos limitan la productividad primaria (Li et al, 2009; Darko et al., 2014). Dada la importancia de la fotosíntesis, ante el entorno cambiante en la calidad e intensidad de luz, las plantas ajustan su maquinaria fotosintética para mantener un rendimiento óptimo en condiciones limitantes de luz y minimizar los fotodaños en condiciones de luz excesiva (Rochaix, 2014).

Como señal informativa la luz a través de sus componentes clave, como calidad (longitud de onda), intensidad (cantidad de flujo luminoso) y fotoperiodo (duración día/noche) (Liu, 2012), es fundamental para controlar procesos de desarrollo como el fotoperiodismo, el fototropismo y la fotomorfogénesis (Singh et al., 2015). La luz también proporciona información circadiana y estacional utilizada para mediar en procesos como la inducción e inhibición de la floración, la latencia de las yemas, la apertura y cierre de estomas y flores (Mathews, 2006). Asimismo, Dzakovich et al. (2017), señalaron que la calidad y cantidad de luz no sólo influyó en el crecimiento y desarrollo, sino también en el metabolismo secundario. Abidi

et al. (2012) señalaron que debido al impacto que tiene la luz en la fotosíntesis y en la morfogénesis, se considera el factor ambiental que más afecta la arquitectura vegetal. Por otro lado, la luz se considera un potente regulador del crecimiento y desarrollo de las plantas, debido a su impacto en la expresión génica, en la fisiología y el metabolismo (Carvalho & Folta, 2014; Folta & Carvalho, 2015).

En términos generales, ante cambios en los componentes clave de la luz, las plantas responden con cambios a niveles anatómicos, fisiológicos y bioquímicos, que finalmente influyen en su morfología y fisiología (Haliapas et al., 2008).

2.3 Espectro electromagnético y la zona de radiación fotosintéticamente activa

La luz solar está compuesta por un amplio conjunto de ondas electromagnéticas. Algunas llegan hasta la superficie terrestre y son absorbidas o transmitidas por las plantas de forma diferencial (Folta & Carvalho, 2015). Para caracterizar la luz que incide sobre una planta, se requiere describir su intensidad (fotones o energía irradiada), duración (fotoperiodo), calidad (composición espectral) y dirección (ubicación relativa de la fuente y grado de dispersión) (Singh et al., 2015).

En condiciones de iluminación, la calidad de la luz es el componente principal. La luz biológicamente activa se ha clasificado en tres zonas dentro del espectro electromagnético: la zona de radiación fotosintéticamente activa (PAR, por sus siglas en inglés), con una longitud de onda que va de 400 a 700 nm; la zona rojo lejano, de 700 a 750 nm y la zona de radiación ultravioleta (UV) de 200 a 400 nm (Liu, 2012). La zona PAR contiene luz azul, verde, amarilla, naranja y roja, mientras que la zona UV está compuesta por UV-A (320 nm a 400 nm), la UV-B (280 nm a 320 nm) y la UV-C (200 nm a 280 nm) (Liu, 2012).

Folta & Carvalho (2015) señalaron que el intervalo de luz visible (400-700 nm) es considerado el más importante para la fotosíntesis. Sin embargo, las plantas superiores detectan y responden a un rango del espectro de luz que va del UV-C (260 nm) hasta el rojo lejano (720-780 nm). Las plantas utilizan para la fotosíntesis fundamentalmente longitudes de onda de la zona PAR. De acuerdo

con Rehman et al. (2017), en este intervalo, diferentes longitudes de onda tienen un papel específico en el crecimiento y desarrollo de las plantas (Cuadro 1).

Cuadro 1. Efecto de diversas longitudes de onda de luz en las plantas.

Longitud de onda (nm)	Efecto en las plantas
200-280	Altamente tóxico para las plantas, es completamente absorbido por la capa de ozono, no disponible para las plantas en la superficie de la tierra.
280-315	Escaso efecto sobre el crecimiento de las plantas, mayormente absorbido por la capa de ozono.
315-400	Conocida como luz negra, no absorbida por la capa de ozono, baja absorción por los pigmentos (clorofilas y carotenoides), efecto de fotoperiodo.
400-520	Mayor absorción por los pigmentos (clorofilas y carotenoides), fuerte efecto sobre la fotosíntesis.
520-610	Baja absorción por los pigmentos vegetales, poco efecto sobre el crecimiento de las plantas.
610-720	Efectos significativos sobre el crecimiento vegetativo, la fotosíntesis y la floración.
720-1000	Absorción baja, importante para la germinación de semillas y la floración.
> 1000	Contenido a calor.

Rehman et al. (2017).

Otras funciones específicas de la luz en las plantas, dentro de la zona PAR, se indican a continuación. La luz roja y roja lejana (600-700 nm) juegan un papel fundamental en las respuestas bioquímicas, fisiológicas y fotomorfogénicas de las plantas (Kim et al., 2019). En función de la proporción de luz roja o roja lejana, los fitocromos regulan en las plantas respuestas como la germinación de semillas, el establecimiento de plántulas, la transición del desarrollo vegetativo al

reproductivo y la evitación de la sombra o búsqueda de más luz para superar las condiciones de sombra (Chen et al., 2004).

En tanto que la luz azul (390-500 nm) y ultravioleta-A (UV-A; 320-390 nm) regulan una diversidad de respuestas como: el fototropismo, la migración de cloroplastos, captación de calcio, la apertura de estomas y la elongación de tallos (Briggs y Christie, 2002; Massa et al., 2008).

La luz verde, con un espectro de absorción entre los 500-600 nm (Liu & van Iersel, 2021), desempeña funciones como estimular la fotosíntesis en lo profundo del perfil de la hoja y en el dosel, por lo que contribuye a la ganancia de carbono; promover una mayor biomasa y rendimiento e impulsa la fotosíntesis donde otras longitudes de onda son limitadas (Terashima et al., 2009; Smith et al., 2017). Las plantas la absorben entre 10 y 50 % y el resto es reflejada por los cloroplastos, lo que les confiere el color verde a las plantas (Smith et al., 2017).

2.4. Pigmentos fotosintéticos y fotorreceptores en la captación de luz

La luz induce respuestas en las plantas al ser absorbida por moléculas llamadas pigmentos. Éstos son capaces de interactuar con fotones de la porción visible del espectro electromagnético (Bhatla, 2018). La gran mayoría de los procesos biológicos dependen de esta porción del espectro electromagnético (Carvalho et al., 2010). Para captar la luz, las plantas poseen dos tipos de fotorreceptores: pigmentos fotosintéticos que recolectan luz para la fotosíntesis y receptores fotosensibles que regulan las respuestas a la luz no fotosintéticas (Singh et al., 2015). Los primeros se denominan fotorreceptores fotosintéticos y los segundos fotorreceptores fotomorfogénicos (Dutta & Agarwal, 2017). Los fotorreceptores fotosintéticos absorben energía para las reacciones fotosintéticas, en tanto que los fotorreceptores fotomorfogénicos están relacionados con el ajuste de programas de desarrollo y el comportamiento de las plantas en el medio ambiente (Carvalho et al., 2010).

Los fotorreceptores fotosintéticos en las plantas y algas verdes están integrados por las clorofilas (a y b) y por una variedad de carotenoides como el β -caroteno, la zeaxantina, la luteína y el licopeno, que se encargan de absorber diferentes

espectros de luz fundamentales para la fotosíntesis (Rehman et al., 2017; Singh et al., 2015). Estos fotorreceptores, también llamados pigmentos de masa debido a que están presentes en concentraciones relativamente altas en los tejidos vegetales, se caracterizan porque la cantidad de energía absorbida es una fracción relativamente grande de luz incidente (Carvalho et al., 2010). Las antocianinas, que son otro grupo de pigmentos colectores de luz en las plantas superiores, se encargan de evitar la fotoinhibición y el fotodaño al absorber el exceso de radiación (Zheng et al., 2019).

Las clorofilas absorben principalmente en las regiones azul, verde y roja del espectro, pero muy poco en el naranja y el amarillo (Rehman et al., 2017). Tienen absorbancias máximas en longitudes de onda azul (450-475 nm) y roja (650-675 nm) y reflejan predominantemente el verde, lo que confiere este color a las plantas (Carvalho et al., 2010).

Con un espectro de absorción entre 350 y 500 nm, los carotenoides contribuyen a la absorción de luz en el llamado sistema de antena que protege al aparato fotosintético de altas intensidades de luz, al disipar el exceso de energía en forma de calor (Bayat et al., 2018). Al absorber en el intervalo azul del espectro, los carotenoides presentan color amarillo/rojo (Johnson, 2016). Además de ser componentes del aparato fotosintético, el β -caroteno y la clorofila b realizan otras funciones críticas en la biología de las plantas, tales como la recolección de luz, la extinción de la fotooxidación y la coloración de las plantas (Wu et al., 2007)

Las plantas han desarrollado una serie de receptores fotosensibles (fotorreceptores) a través de los cuales monitorean el ambiente de luz, al percibir su cantidad, calidad y duración. Esto les permite tener información acerca de la estación del año, la dirección de la luz, la presencia de competidores (Bhatla, 2018; De wit et al., 2016). Los fotorreceptores son proteínas conectadas a un cromóforo sensor de luz (Folta & Carvalho, 2015) y se activan bajo longitudes de onda específicas (Liu, 2012).

El conjunto de fotorreceptores que poseen las plantas detecta luz ultravioleta-B, ultravioleta-A, azul, roja y roja lejana (Ouzounis et al., 2015). Los fotorreceptores

son los responsables de transformar las señales de luz, y sus vías de señalización asociadas se encargan de dirigir procesos intracelulares que conducen a cambios en la expresión génica que, finalmente, afectan la forma, función y contenido de sustancias en la planta (Folta & Carvalho, 2015). Estos procesos ocurren a partir de que los fotorreceptores convierten la señal de luz física en señal bioquímica y se generan interacciones proteína-proteína, se activan enzimas, para posteriormente propagarse corriente abajo después de la activación de los fotorreceptores (Kong & Okajima, 2016). Es decir, los fotorreceptores al absorber la luz modifican el comportamiento de la planta (Möglich et al., 2010).

Las respuestas activadas por la calidad, cantidad y duración de luz y mediadas por los fotorreceptores, se conocen como respuestas fotomorfogénicas, referidas al cambio de forma en las plantas (Bhatla, 2018; Pinho et al., 2011; Ouzounis et al., 2015). Para ajustar su crecimiento y desarrollo, en las diversas condiciones ambientales que se presentan a lo largo de su vida, las plantas utilizan varias familias de fotorreceptores que monitorean la luz desde los rayos UV-B hasta el rojo lejano (Kami et al., 2010).

Van der Horst & Hellingwerf (2004), indicaron que en la naturaleza hay seis familias de fotorreceptores que son las encargadas de mediar la transducción de señales inducidas por la luz: fitocromos, criptocromos, fototropinas, rodopsinas, xantopsinas y proteínas BLUF. En tanto que Chen et al. (2004), refieren que son tres las familias principales de fotorreceptores que regulan la fotomorfogénesis en las plantas: fitocromos, criptocromos y fototropinas. A través de la coordinación compleja de estos fotorreceptores las plantas responden al entorno de luz, como ya se indicó, mediante cambios fisiológicos y morfológicos (Folta & Carvalho, 2015; Zheng et al., 2019).

Cuando los fotorreceptores absorben un fotón de luz visible, se genera una señal que se transmite a través de vías moleculares y metabólicas complejas, esta señal, finalmente modifica el desarrollo, la morfología y el metabolismo de las plantas (Möglich et al., 2010).

Los fitocromos, fotorreceptores de luz rojo/rojo lejano existen en dos formas isoméricas fotoconvertibles: la que absorbe luz roja (Pr, $\lambda_{\text{max}} \approx 660 \text{ nm}$) y la que absorbe luz rojo lejano (Pfr $\lambda_{\text{max}} 705\text{-}730 \text{ nm}$) (Hughes, 2013; Lin, 2000). Los fitocromos modulan la germinación, el establecimiento de plántulas, las respuestas para evitar la sombra (elongación de tallos y peciolo, incremento del área foliar) y la inducción floral; el desarrollo de plántulas y la inducción floral la controlan en conjunto con criptocromos mediante redes interconectadas (Chen et al., 2004).

Los criptocromos responden a la luz UVA-A/azul del espectro electromagnético (Briggs, 2001; Li y Yang, 2007). Son moléculas que regulan el restablecimiento del ritmo circadiano, el crecimiento del hipocótilo, la inducción de flores, la transición de una plántula que no realiza la fotosíntesis a una que la realiza, la etiolación, la expansión del cotiledón, la síntesis de pigmentos como clorofilas y antocianinas; trabajan en conjunto con fitocromos y fototropinas (Chaves et al., 2011; Chen et al., 2004; Li y Yang, 2007).

Las fototropinas, receptores de luz azul (Briggs and Christie, 2002), median respuestas como: el fototropismo, el movimiento de hojas y la apertura de estomas; permiten una fotosíntesis óptima (Chen et al., 2004; Möglich, et al., 2010), a través de regular el contenido de pigmentos y la posición de los órganos y orgánulos fotosintéticos para optimizar la captación de luz y la fotoinhibición (Pinho et al., 2011).

Los fotorreceptores fotosintéticos y los receptores fotosensibles, además de actuar independientemente, también forman redes para regular de forma conjunta el desarrollo de las plantas (Smith, 2000). Al comparar sus efectos se observa que la red de fotorreceptores regula fundamentalmente los procesos de desarrollo de tejidos nuevos en tanto que la red de fotorreceptores fotosintéticos regula los procesos operativos de rutina (Pocock, 2015). No obstante, la interdependencia entre ambas es necesaria para un buen crecimiento y desarrollo de las plantas (Pocock, 2015).

2.5. Relación entre la luz, las hormonas y la fotosíntesis

La luz y las fitohormonas son fundamentales para la fotosíntesis (Singh et al., 2015). Mientras que la luz es la fuente de energía, las hormonas tienen un papel central en su regulación (Lau & Deng, 2010), además de participar en la foto protección del aparato fotosintético en condiciones de intensidades altas de luz (Müller & Munné-Bosch, 2021). Si la luz tiene una intensidad baja o alta, estas señales de la luz se conectan con el sistema de señalización de las distintas fitohormonas y se disparan distintos procesos (Cacketti et al., 2022).

Se sabe, por ejemplo, que, desde las primeras etapas de desarrollo de las plantas, la luz y las hormonas regulan conjuntamente la biosíntesis de clorofila, uno de los procesos celulares más importantes y esenciales para la fotosíntesis (Liu et al., 2017). Después de que las semillas germinan, las plántulas, al crecer en la oscuridad, entran en el proceso de etiolación y acumulan en sus cotiledones protoclorofilida, que se transforma en clorofila cuando las plántulas se exponen por primera vez a la luz (Liu et al., 2017).

Además, la luz es necesaria para que se formen y se desarrollen los cloroplastos, organelos muy importantes debido a que en su interior ocurre la fotosíntesis y se produce la síntesis de algunas hormonas (Chen et al., 2018). Por esta razón, los cloroplastos modulan los niveles de hormonas como las giberelinas, las auxinas, los brasinólidos y las citocininas, que a su vez son las encargadas de controlar las primeras etapas de su desarrollo (Cacketti et al., 2022). Durante el desarrollo de los cloroplastos, la luz y las hormonas interactúan para modular su tamaño e influyen en la organización de la membrana de los tilacoides, la acumulación de pigmentos, su división y el número de copias del genoma (Stern, 2004).

Islam et al. (2014), señalaron que la calidad de la luz tiene efecto directo en el metabolismo de las hormonas, en tanto que Müller & Munné-Bosch (2021) indicaron que las hormonas tienen efectos en la fotosíntesis. Como se observa, la luz tiene efecto tanto en las hormonas como en la fotosíntesis y a la vez las hormonas en la fotosíntesis.

2.6. Efectos en el desarrollo a corto y largo plazo: fotomorfogénesis y fotoperiodo

Las plantas utilizan la luz en procesos no fotosintéticos como la fotomorfogénesis y las respuestas fotoperiódicas. La luz desencadena cambios en los programas de desarrollo a lo largo del ciclo de vida de una planta, además de respuestas inmediatas de aclimatación fisiológica al medio ambiente como: la tolerancia al estrés, la síntesis de pigmentos y metabolitos secundarios (Pocok, 2015).

2.6.1. Fotomorfogénesis

Varias familias de fotorreceptores informativos facilitan la fotomorfogénesis, a través de monitorear la región azul/ultravioleta y rojo/rojo lejano del espectro (Quail, 2002). Por ejemplo, la luz roja y roja lejana en el sistema de fitocromos se relacionan con la floración de plantas dependientes del fotoperiodo. De esta manera, se sabe que la luz roja suprime la floración cuando las plantas se someten a tratamientos de días largos (Watanabe, 2011).

La fotomorfogénesis se refiere a los cambios en el crecimiento y desarrollo de las plantas en respuesta a las condiciones de luz (Quail, 2002). Este fenómeno contempla un conjunto de cambios regulados por la acción de los fotorreceptores a lo largo del ciclo de vida de una planta (Franklin et al., 2005). Dentro de los cambios morfológicos regulados por la luz se encuentran la germinación de semillas, la transformación de la plántula para convertirse en una planta fotoautótrofa, la expansión de las hojas, el alargamiento del tallo, la arquitectura de la planta madura, la diferenciación y morfogénesis de órganos, así como la floración (Quail, 2002; Watanabe, 2011).

Estos cambios ocurren a lo largo del ciclo de vida de una planta. Por ejemplo, la fotomorfogénesis se observa en la germinación cuando el hipocótilo alcanza la superficie del suelo, posterior a su crecimiento en la oscuridad (escotomorfogénesis), y al percibir la luz se induce su programa de crecimiento fotomorfogénico (Gommers, 2020). Este implica la inhibición del crecimiento acelerado del hipocótilo, el despliegue del gancho apical, la expansión del cotiledón, la diferenciación del cloroplasto (para pasar de una etapa heterótrofa

a una autótrofa), el desarrollo del meristemo apical del brote y el de la raíz (Dewit et al., 2016; Bhatla, 2018).

También se sabe que cuando las plantas se desarrollan dentro de una densa comunidad vegetal que limita la disponibilidad luz, la luz verde es uno de los factores que controlan el “síndrome de evitación de la sombra”, que consiste en un crecimiento acelerado del tallo, alargamiento de los peciolos y una floración temprana, de tal manera que puedan competir con los vecinos, asegurando su sobrevivencia, a través de modificar su morfología (Golovatskaya. & Karnachuk, 2015).

Van Ieperen (2012) indicó que en la fotomorfogénesis los cambios no ocurren de forma aislada, ya que estos influyen en la arquitectura de la planta, de la cual depende la intercepción de la luz, lo que finalmente afecta la fotosíntesis y la producción de biomasa a escala de plantas y cultivos. Sin embargo, Van Ieperen (2012) señaló que el impacto fotomorfogénesis-fotosíntesis, depende en gran medida del tipo de planta, de la etapa de desarrollo y características del cultivo.

2.6.2. Respuestas fotoperiódicas

La duración del periodo de luz en un tiempo de 24 h, se denomina fotoperiodo y regula distintos aspectos del crecimiento de las plantas (Osnato et al., 2022). Las respuestas de las plantas relacionadas con los cambios en la duración del día (fotoperiodo) o respuestas fotoperiódicas, permiten a las plantas adaptarse a los cambios estacionales en su entorno (Thomas, 2003). Respuestas controladas por el fotoperiodo son: la floración, que obedece al tiempo de horas luz (noches largas o cortas), la tuberización y formación de yemas en plantas anuales y el cese del crecimiento en las plantas perennes (Jackson, 2008; Lagercrantz, 2009).

La formación de yemas y la tuberización depende de las horas luz y en épocas desfavorables del año, se induce una fase inactiva o de latencia (Jackson, 2008). La latencia de las yemas es una respuesta a los días más cortos del otoño, en tanto que la tuberización responde en general a los días cortos. Sin embargo, la formación de bulbos en las cebollas queda fuera de este patrón, ya que es activada por los días largos (Thomas, 2003).

Existen diversos fotorreceptores que regulan las respuestas fotoperiódicas en las plantas. Éstos transmiten señales de luz a otras moléculas a través de una actividad enzimática o a través de cambios en su conformación (Lin, 2000). Por otro lado, algunos de los procesos que son afectados por el fotoperiodo utilizan redes de genes similares para responder a los cambios en la duración de los ciclos de luz-oscuridad (Osnato et al., 2022). Cuando la luz es percibida por los fotorreceptores, se desencadena una serie de eventos moleculares que, en cascada, activan los genes asociados al reloj circadiano en diferentes momentos del día y de esta manera se sincronizan los procesos biológicos con el ciclo día-noche (Pokhilko et al., 2012).

A lo largo del ciclo de vida de una planta, el fotoperiodo controla varias etapas de su desarrollo y en algunos casos, en una misma especie, diferentes procesos son regulados por diferentes fotoperiodos. En algunas plantas como los álamos, los días largos desencadenan el crecimiento vegetativo en primavera, en tanto que durante el otoño los días cortos promueven el cese del crecimiento (Osnato et al., 2022).

En cuanto a la floración fotoperiódica, uno de los procesos biológicos más estudiados, se dice que un mismo evento está controlado por fotoperiodos diferentes (Osnato et al., 2022). Debido a que la duración diaria de luz determina si una especie florece o no, hay plantas que florecen en días cortos (noches largas) y otras que florecen cuando los días son largos (noches cortas), e incluso hay plantas que florecen cuando el número de horas luz es igual al número de horas de oscuridad (12 h luz/12 h oscuridad) (Lin, 2000; Osnato et al., 2022).

Según Jackson (2008), los mecanismos moleculares generales que están involucrados en las respuestas fotoperiódicas incluyen la detección de la señal de luz en las hojas, el seguimiento de los ritmos circadianos y la generación de una señal móvil que se transmite a través de toda la planta.

2.7. Respuestas de las plantas a características específicas de iluminación

Las respuestas morfológicas o fisiológicas de las plantas a la luz, en condiciones controladas de cultivo, pueden ser manipuladas mediante el manejo de su intensidad, calidad, dirección y fotoperiodo (Folta & Carvalho, 2015).

El desarrollo de la tecnología de iluminación con diodos emisores de luz (LED) ha permitido manipular los componentes de la luz desde los años 50 del siglo pasado (Massa et al., 2006). A través del tiempo se ha logrado que las lámparas LED tengan características adecuadas para el cultivo de plantas en condiciones controladas, ya que son de tamaño pequeño, durables, con vida útil larga, especificidad de longitud de onda y superficies emisoras relativamente frías (Massa et al., 2008). Tales avances hacen posible la exposición a longitudes de onda que corresponden a las que absorben los receptores de luz de las plantas (Islam et al., 2015).

La tecnología de iluminación LED, aplicada como sistemas de iluminación suplementaria o como fuente única de iluminación, ha permitido explorar las respuestas de las plantas a diversas condiciones de iluminación (Massa et al., 2006). El objetivo es optimizar el espectro de luz de tal forma que se promueva el crecimiento de las plantas, se regule su morfología, se aumente el contenido de nutrientes y se reduzcan los costos de producción (Stutte, 2015). Esto es posible dado que se optimiza la fotosíntesis y se regula la fisiología de las plantas (Kim et al., 2019). En este sentido, Dzakovich et al. (2017) indicaron que las diferentes calidades y cantidades de luz, no sólo pueden influir en el crecimiento y desarrollo de las plantas, sino que también pueden hacerlo en los procesos metabólicos secundarios responsables de determinar el valor nutritivo y las características de sabor de los productos.

Las respuestas de las plantas a condiciones específicas de iluminación han sido diversas y difieren entre especies e incluso entre variedades, a una misma condición de iluminación (Ouzounis et al., 2015). La diversidad de respuestas se atribuye a la variación metabólica en especies que evolucionaron en ambientes diferentes y que tuvieron que optimizar los regímenes de iluminación (Mitchell et

al., 2015). Estos cambios son mediados por los fotorreceptores que las plantas han desarrollado para enfrentar las condiciones en un entorno cambiante (Mitchell et al., 2015).

El uso de la tecnología LED ha contribuido al conocimiento científico al permitir evaluar los efectos de espectros específicos de iluminación en el crecimiento y desarrollo de las plantas (Morrow, 2008). En el Cuadro 2 se muestran algunas de las respuestas de las plantas a características específicas de iluminación LED.

En la floricultura, los productores buscan obtener plantas con una mayor cantidad de flores, flores de mayor tamaño, una altura deseable de la planta, así como una floración rápida (Runkle & Heins, 2006). Para lograr sus objetivos, los floricultores pueden manipular las condiciones de producción en cultivos protegidos, por ejemplo, al truncar o extender el fotoperiodo, controlan los tiempos de floración en plantas fotoperiódicas, ya sea extendiéndolo, adelantando o retrasándolo (Owen et al., 2018). Con iluminación LED, es posible manipular la cantidad, calidad y fotoperiodo de luz. En el caso particular de nochebuena, se han utilizado estos dispositivos, para reducir el tamaño de los tallos, controlar el periodo de floración, incrementar el tamaño y número de las flores, modificar la producción de hormonas y de metabolitos, así como obtener plantas compactas (Islam et al., 2012; Islam et al., 2014; Islam et al., 2015; Zhang & Runkle, 2019).

Cuadro 2. Respuestas fisiológicas y morfológicas de las plantas a diferentes longitudes de onda de luz.

Calidad de luz	Especie	Respuestas de las plantas	Referencia
Fotosintéticas			
Roja	<i>Cucumis sativus</i> L. cv Hoffmann gigantea	Redujo la fotosíntesis neta, correlacionada con una concentración baja de CO ₂ en hojas y una reducción de la eficiencia operativa del PII.	Savvides et al., 2011
Roja (660nm)	<i>Perilla frutescens</i> Britton var. Otaka <i>Solanum lycopersicum</i> L. var Reiyo	Incrementó la tasa fotosintética bruta, calculada como CO ₂ absorbido por fotón añadido.	Goto et al., 2014

Roja-Azul (70/30%)	<i>Mentha piperita</i> y <i>Mentha spicata</i>	Incremento la actividad fotosintética, comparado con condiciones de campo.	Sabzalain et al., 2014
Verde	<i>Lactuca sativa</i> cv Green Tower	Con una densidad de flujo de fotones fotosintéticos (PPFD) baja, la eficiencia fotosintética disminuyó, debido a una menor absorbancia; en tanto que con un PPFD alto, el rendimiento cuántico de asimilación de CO ₂ se incrementó.	Liu & van Iersel, 2021
Verde	<i>Helianthus annuus</i> L.	Luz verde, añadida a luz blanca de moderada a intensa, impulsó la fotosíntesis con mayor eficiencia que la luz roja.	Terashima et al., 2009

Fisiológicas

Azul	<i>Rosa hybrida</i> 'Radrazz' y <i>Rosa chinensis</i> 'Old Blush'	Redujo la tasa de asimilación neta de CO ₂ , aún con aumento en la conductancia estomática y concentraciones de CO ₂ .	Abidi et al., 2012
Roja-Azul (20/80 %)	<i>Brassica oleracea</i> var Italica (Germinados)	Incrementó la concentración de clorofila, b-caroteno, luteína, carotenoides totales, calcio, magnesio, fósforo, azufre, boro, cobre, magnesio, molibdeno y zinc.	Kopsell et al., 2014
Azul (430-470 nm)	<i>Perilla frutescens</i>	Bajo longitudes de onda inferiores a 445 nm, el contenido de antocianinas se incrementó.	Lee et al., 2014
Roja-Azul (70/30 %)	<i>Mentha longifolia</i> y <i>Mentha spicata</i>	Incrementó el rendimiento de aceite esencial cuatro veces más, comparado con condiciones de campo.	Sabzalain et al., 2014
Roja-Azul (70/30 %)	<i>Rosa hybrida</i> cv Avalanche	Incrementó la concentración de antocianinas, comparado con luz roja o azul solas.	Bayat et al., 2018
Azul-Roja (40/60 %)	<i>Rosa hybrida</i> , <i>Chrysanthemum moriflorum</i> y <i>Campanula portenschlagiana</i>	Bajo esta proporción, la luz azul incrementó la concentración de ácidos fenólicos y flavonoides, comparado con porcentajes inferiores.	Ouzounis et al., 2014

Morfológicas

Roja-Azul	<i>Oryza sativa</i> cv. Sasanishiki y Nipponbare	Incrementó la biomasa, relacionado con mayor acumulación en hojas, más anchas y alargadas.	Ohashi-Kaneko et al., 2006
Azul	<i>Tradescantia zebrina</i> y <i>Chlorophytum comosus</i>	Incrementó el peso seco total de raíces y brotes.	García-Caparrós et al., 2020
Verde (490-540 nm)	<i>Brassica oleracea</i> L.	Bajo 12 h de iluminación, incrementó la longitud media del hypocótilo en 39 %, comparado con luz roja, azul y blanca.	Paniagua-Pardo et al., 2015

Azul (430-470 nm)	<i>Perilla frutescens</i>	Bajo longitudes de onda inferiores a 445 nm, el peso fresco y seco del tallo, la altura de la planta y el diámetro del tallo, se incrementaron de dos a cuatro veces.	Lee et al., 2014
Rojo/Rojo lejano (proporción 1.2 y 1.7)	<i>Nicotiana benthamiana</i>	La luz rojo lejano indujo el alargamiento del tallo y llevó a una disminución en la relación hoja-tallo.	Norikane, 2015
Efectos en <i>Euphorbia pulcherrima</i>			
Roja (630nm)	cv Advent Red y Christmas Eve	30 minutos al final del día no afectaron la longitud ni la floración.	Islam et al., 2012
Azul-Rojo (20 y 80%)	cv Advent Red y Christmas Eve	Como luz suplementaria a la solar, redujo la longitud de los tallos en un 20 a 34 %, el contenido de clorofila y de materia seca, el área de hojas y área de brácteas.	Islam et al., 2012
UV-B y algo de UV-A y UV-C	cv. Infinity Red	Bajo cinco minutos de luz al final del día y alta humedad relativa (90 %), incrementaron en 18 a 24 % la longitud de brotes, en 14-19 % el número de hojas y en 10-21 % el número de brácteas por brote.	Innesa et al., 2018
Rojo lejano	cv White glitter y Marble Star	Cuatro horas de luz al final del día, a intensidad moderada ($13 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), incrementó la longitud de los tallos y retrasó o impidió la coloración de brácteas en ambos cultivares.	Zhang & Runkle, 2019
Rojo-Rojo lejano	cv Freedom Red	Bajo una alta proporción, las plantas fueron más cortas y compactas.	Mata & Botto, 2009
Roja	cv Christmas Spirit y Christmas Eve	30 minutos al final del día, redujo la altura de Christmas Spirit y Christmas Eve en 54 y 34 % respectivamente; asociado con una disminución de 29 y 21 % de giberelina y ácido indol-3-acético respectivamente.	Islam et al., 2014
Azul	cvs Christmas Eve y Christmas Spirit	Un incremento del 5 al 20 %, inhibió el alargamiento del brote en 35 %.	Islam et al., 2012

Con base en lo aquí señalado, finalmente se puede concluir que la a luz es uno de los factores más importantes en el desarrollo de las plantas, las cuales a través de la presencia de diversos fotorreceptores asociados con longitudes de onda y respuestas específicas han apoyado a las plantas superiores en su evolución.

2.8. Conclusiones

La luz, como única fuente de energía para la fotosíntesis y como señal informativa de las condiciones lumínicas que rodean a las plantas, es determinante en su crecimiento y desarrollo. Por lo tanto, las plantas han desarrollado mecanismos que les permiten sobrevivir en entornos de luz cambiantes. Debido a la capacidad de respuesta que tienen las plantas a condiciones variables de iluminación, es posible manipular la calidad, intensidad y fotoperiodo de luz, de tal manera que se expresen características que los productores buscan como factores de calidad.

Los resultados obtenidos de diferentes investigaciones, producto del manejo de la luz mediante el uso de la tecnología de iluminación LED, permitirán en un futuro, determinar las características específicas de iluminación y de otras condiciones ambientales, que las especies requieren, para expresar al máximo las características morfológicas y fisiológicas que cumplan con las expectativas de los productores de plantas de nochebuena y de otras especies.

2.9. Literatura citada

- Abidi, F., Girault, T., Douillet, O., Guillemain, G., Sintès, G., Laffaire, M., Ben-Ahmed, H., Smiti, S., Huché-Thélir, N., & Leduc, N. (2012). Blue light effects on rose photosynthesis and photomorphogenesis. *Plant Biology*, 15(1), 67-74.
- Aluko, O. O., Li, C. Wang, Q., & Liu, H. (2021). Sucrose utilization for improved crop yields: A review article. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(9), 4704
- Ayre, B. G. & Turgeton, R. (2018). Export of photosynthates from the Leaf. In W. W. Adams III, & I. Terashima (Eds.). *The leaf: A platform for performing photosynthesis, advances* (pp. 55-79). Springer.
- 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. *AoB PLANTS*, 10(5), Artículo ply052.

- Bhatla S. C. (2018) Light perception and transduction: In S. C. Bhatla, & M. A. Lal (Eds.), *Plant physiology, development and metabolism* (pp. 519-558). Springer.
- Briggs, W. R, (2001). The phototropin family of photoreceptors. American Society of Plant Physiologists. *The Plant Cell*, 13(5), 993-997.
- Briggs, W. R., & Christie, J. M. (2002). Phototropins 1 and 2: Versatile plant blue-light receptors. *Trends in Plant Science*, 7(5), 204-210.
- Cacketti, L., Luginbuehl, L. H., Schreier, T. B., Lopez-Juez, E., & Hibberd, J. M. (2022). Chloroplast development in green plant tissues: the interplay between light, hormone, and transcriptional regulation. *Phytologist*, (233), 2000-2016.
- Carvalho, S. D., & Folta, K. M. (2014). Environmentally modified organisms – expanding genetic potential with light. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 33(6), 486-508.
- Carvalho, R. F., Takaki, M., & Azevedo, R. A. (2010). Plant pigments: the many faces of light perception. *Acta Physiologiae Plantarum*, 33(2), 241-248.
- Chaves, I., Pokorny, R., Byrdin, M., Hoang, N., Ritz, T., Brettel, K., Essen, L-O., van der Horst, G. T. J., Batschauer, A., & Ahmad, M. (2011). The cryptochromes. Blue light photoreceptors in plants and animals. *Annual Review of Plant Biology*, 62(1), 335-364.
- Chen, M., Chory, J., & Fankhauser, C. (2004). Light signal transduction in higher plants. *Annual Review of Genetics*, 38(1), 87-117.
- Chen, Y., Zhou, B., Li, J., Tang, H., Tang, J., & Yang, Z. (2018). Formation and change of chloroplast-located plant metabolites in response to light conditions. *International Journal of Molecular Sciences*, 19(3), Artículo 654.

- De Wit, M., Galvão, V. C., & Fankhauser, C. (2016). Light-mediated hormonal regulation of plant growth and development. *Annual Review of Plant Biology*, 67(1), 513-537.
- Darko, E., Heydarizadeh, P., Schoefs, B., & Sabzalian, M. R. (2014). Photosynthesis under artificial light: the shift in primary and secondary metabolism. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 369(1640), Artículo 20130243.
- Dutta G., S., & Agarwal, A. (2017). Artificial lighting system for plant growth and development: Chronological advancement, working principles and comparative assessment. In G. S. Dutta (ed.), *Light emitting diodes for agriculture* (pp. 1-25). Smart lighting. Springer.
- Dzakovich, M. P., Gómez, C., Ferruzzi, M. G., & Mitchell, C. A. (2017). Chemical and sensory properties of greenhouse tomatoes remain unchanged in response to red, blue, and far red supplemental light from light-emitting diodes. *HortScience*, 52(12), Artículo 1734-1741.
- Folta, K. M., & Carvalho, S. D. (2015). Photoreceptors and control of horticultural plant traits. *HortScience*, 50(9), 1274-1280.
- Franklin, K. A., Lerner, V. S., & Whitelam, G. C. (2005). The signal transducing photoreceptors of plants. *The International Journal of Developmental Biology*, 49(5-6), 653-664.
- García-Caparrós, P., Marínez-Ramírez, G., Almansa, E. M., Barbero, F. J., Chica, R. M., & Lao, M. T. (2020). Growth, photosynthesis, and physiological responses of ornamental plants to complementation with monochromic or mixed red - blue LEDS for use in indoor environments. *Agronomy*, 10(2), Artículo 284.
- Golovatskaya, I. F., & Karnachuk, R. A. (2015). Role of green light in physiological activity of plants. *Russian Journal of Plant Physiology*, 62(6), 727-740.
- Gommers, C. (2020). The photobiology paradox resolved: Photoreceptors drive photosynthesis and vice versa. *Plant Physiology*, 184(1), 6-7.

- Goto, E., Matsumoto, H., Ishigami, Y., Hikosaka, S., Fujiwara, K., & Yano, A. (2014). Measurements of the photosynthetic rates in vegetables under various qualities of light from light emitting diodes. *Acta Horticulturae*, (1037), 261-268.
- Haliapas, S., Yupsanis, T. A., Syros, T. D., Kofidis, G., & Economou, A. (2008). *Petunia X hybrida* during transition to flowering as affected by light intensity and quality treatments. *Acta Physiologiae Plantarum*, 30 (6), 807-815.
- Hughes, J. (2013). Phytochrome cytoplasmic signaling. *Annual Review of Plant Biology*, 64(1), 377-402.
- Innesa, S. N., Solhaugb, K. A., Arvec, L. E., & Torrea, S. (2018). UV radiation as a tool to control growth, morphology and transpiration of poinsettia (*Euphorbia pulcherrima*) in variable aerial environments. *Scientia Horticulturae*, 235(2), 160-168.
- Islam, M. A., Kuwar, G., Clarke, J. L., Blystad, D.-R., Gislerød, H. R., Olsen, J. E., & Torre, S. (2012). Artificial light from light emitting diodes (LEDs) with a high portion of blue light results in shorter poinsettias compared to high pressure sodium (HPS) lamps. *Scientia Horticulturae*, 147, 136-143.
- Islam, M. A., Tarkowská, D., Clarke, J. L., Blystad, D.-R., Gislerød, H. R., Torre, S., & Olsen, J. E. (2014). Impact of end-of-day red and far-red light on plant morphology and hormone physiology of poinsettia. *Scientia Horticulturae*, 174, 77-86.
- Islam, M. A., Gislerød, 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.
- Jackson, S. D. (2008). Plant responses to photoperiod. *New Phytologist*, 181(3), 517-531.
- Johnson, M. P. (2016). Photosynthesis. *Essays In Biochemistry*, 60(3), 255-273.

- Kami, C., Lorrain, S., Hornitschek, P., & Fankhauser, C. (2010). Light-regulated plant growth and development. *Plant Development*, 91, 29-66.
- Kim, H-J, Lin, M-Y., & Mitchell, C. A. (2019). Light spectral and thermal properties govern biomass allocation in tomato through morphological and physiological changes. *Environmental and Experimental Botany*, 157, 228-240.
- Kong, S.-G., & Okajima, K. (2016). Diverse photoreceptors and light responses in plants. *Journal of Plant Research*, 129(2), 111-114.
- Kopsell, D. A., Sams, C. A., 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(4), 469-477.
- Lagercrantz, U. (2009). At the end of the day: A common molecular mechanism for photoperiod responses in plants? *Journal of Experimental Botany*, 60(9), 2501-2515.
- Lau, O. S., & Deng, X. W. (2010). Plant hormone signaling lightens up: integrators of light and hormones. *Current Opinion in Plant Biology*, 13(5), 571-577.
- Lee, J. C., Lee, C. A., Kim, Y. H., & Yun, S. J. (2014). Shorter wavelength blue light promotes growth of green perilla (*Perilla frutescens*). *International Journal of Agriculture & Biology*, 16(6), 1117-1182.
- Li, Q.-H. & Yang, H.-Q. (2007). Cryptochrome signaling in plants. *Photochemistry and Photobiology*, 83, 94-101.
- Li, Z., Wakao, S., Fischer, B. B., & Niyogi, K. K. (2009). Sensing and responding to excess light. *Annual Review of Plant Biology*, 60(1), 239-260.
- Lin, C. (2000). Photoreceptors and regulation of flowering time. *Plant Physiology*, 123(1), 39-50.
- Liu, W. (2012). Light environmental management for artificial protected horticulture. *Agrotechnology*, 01(01), Artículo 101.

- Liu, J., & van Iersel, M. C. (2021). Photosynthetic physiology of blue, green, and red light: Light intensity effects and underlying mechanisms. *Frontiers in Plant Science*, 12, 1-14.
- Liu, X-, Li, Y., & Zhong, S. (2017). Interplay between light and plant hormones in the control of *Arabidopsis* seedling chlorophyll biosynthesis. *Frontiers in Plant Science*, 8, Artículo 1433.
- Massa, G. D., Emmerich, J. C., Morrow, R. C., Bourget, C. M., & Mitchell, C. A. (2006). Plant-growth lighting for space life support: A review. *Gravitational and Space Biology* 19(2), 19-29.
- Massa, G. D., Kim, H-H., Wheeler, R. M., & Mitchell, C. A. (2008). Plant productivity in response to LED Lighting. *HortScience*, 43(7),1951-1956.
- Mata, D. A., & Botto, J. F. (2009). Manipulation of light environment to produce high-quality poinsettia plants. *HortScience*, 44(3), 702-706.
- Mathews, S. (2006). Phytochrome-mediated development in land plants: red light sensing evolves to meet the challenges of changing light environments. *Molecular Ecology*, 15(12), 3483-3503.
- Mitchell, C. A., Dzakovich, M. P., Gómez, C., López, R., Burr, J. F., Hernández, R., Kubota, C., Currey, C. J., Meng Q., Runkle, E., Bourget, C. M., Morrow, R. C., & Both, A. J. (2015). Light-emitting diodes in horticulture. *Horticultural Reviews*, 43, 1-87.
- Möglich, A., Yang, X., Ayers, R.A., & Moffat, K. (2010). Structure and function of plant photoreceptors. *Annual Review of Plant Biology*, 61(1), 21-47.
- Morrow, R. C. (2008). LED lighting in horticulture. *HortScience*, 43(7),1947-1950.
- Müller, M., & Munné-Bosch, S. (2021). Hormonal impact on photosynthesis and photoprotection in plantas. *Plant Physiology*, 185, 1500-1522.
- Norikane, J. H. (2015). The potencial of LEDs in plant-based bio-pharmaceutical production. *HortScience*, 50(9), 1289-1292.

- Osnato, M., Cota, I., Nebhnani, p., Cereijo, U., & Pelaz, S. (2022). Photoperiod control of plant growth: Flowering time genes beyond flowering. *Frontiers in Plant Science*, 12, Artículo 805635.
- 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.
- 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.
- Ohashi-Kaneki, K., Matsuda, R., Goto, E., Fujiwara, K., & Kurata, K. (2006). Growth of rice plants under red light with or without supplemental blue light. *Soil Science and Plant Nutrition*, 52(4), 444-452.
- Owen, W. G., Meng, Q., & Lopes, R. G. (2018). Promotion of flowering from far red radiation depends on the photosynthetic daily light integral. *HortScience*, 53(4), 1-7.
- Paniagua-Pardo, G., Hernández-Aguilar, C., Rico-Martínez, F., Domínguez-Pacheco, F. A., Martínez-Ortíz, E., & Martínez-González, C. E. (2015). Efecto de la luz LED de alta intensidad sobre la germinación y el crecimiento de plántulas de brócoli (*Brassica oleracea* L.). *Polibotánica*, 40(13), 199-212.
- Pinho, P., Jokinen, K., & Halonen, L. (2011). Horticultural lighting – present and future challenges. *Lighting Research & Technology*, 44(4), 427-437.
- Pocock, T. (2015). Light-emitting diodes and the modulation of specialty crops: light sensing and signaling networks in plants. *HortScience*, 50(9), 1282-1284.
- Pokhilko, A., Fernández, A. P., Edwards, K. D., Southern, M. M., Halliday, K. J., & Millar, A. J. (2012). The clock gene circuit in *Arabidopsis* includes a

- repressilator with additional feedback loops. *Molecular Systems Biology*, 8, Artículo 574.
- Quail, P. H. (2002). Phytochrome photosensory signalling networks. *Nature Reviews Molecular Cell Biology*, 3(2), 85-93.
- Rehman, M., Ullah, S., Bao, Y., Wang, B., Peng, D., & Liu, L. (2017). Light emitting diodes: Whether an efficient source of light for indoor plants? *Environmental Science and Pollution Research*, 24(32), 24743-24752.
- Rochaix, J. D., (2014). Regulation and dynamics of the light-harvesting system. *Annual Review of Plant Biology*, 65(1), 287-309.
- Runkle, E. S., & Heins, R. D. (2006). Manipulating the light environment to control flowering and morphogenesis of herbaceous plants. *Acta Horticulturae*, (711), 51-60.
- Savvides, A., Fanourakis, D., & van Ieperen, W. (2011) Co-ordination of hydraulic and stomatal conductances across light qualities in cucumber leaves. *Journal of Experimental Botany*, 63(3), 1135-1143.
- Sabzaljan, M. R., Heydarizadeh, P., Zahedi, M., Boroomand, A., Agharokh, M., Sahba, M. R., & Schoefs, B. (2014). High performance of vegetables, flowers, and medicinal plants in a red-blue LED incubator for indoor plant production. *Agronomy for Sustainable Development*, 34(4), 879-886.
- Shishido, Y., Seyama, N., Imada, S., & Hori, Y. (1990). Effect of the photosynthetic light period on the carbon budget of young tomato leaves. *Annals of Botany*, 66(6), 729-735.
- Singh, S., Agrawal, S. B., & Agrawal, M. (2015). Role of light in plant development. *International Journal of Plant and Environment*, 1(1), 45-56.
- Smith, H. (2000). Phytochromes and light signal perception by plants-an emerging synthesis. *Nature*, 407(6804), 585-591.

- Smith, H. L., McAusland, L., & Murchie, E. H. (2017). Don't ignore the green light: exploring diverse roles in plant processes. *Journal of Experimental Botany*, 68(9), 2099-2110.
- Stern, D. (2004). Genetics and genomics of chloroplast biogenesis: Maize as model system. *Trends in Plant Science*, 9(6), 293-301.
- Stutte, G. W. (2015). Commercial Transition to LED: A pathway to high-value products. *HortScience*, 50(9), 1297-1300.
- 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(4), 684-697.
- Thomas, B. (2003). Regulators of growth / Photoperiodism. *Encyclopedia of Applied Plant Sciences*, 1, 1077-1084.
- Van der Horst, M. A., & Hellingwerf, K. J. (2004). Photoreceptor proteins, “star actors of modern times”: A review of functional dynamics in the structure of representative members of six different photoreceptor families. *Accounts of Chemical Research*, 37(1), 13-20.
- Van Ieperen, W. (2012). Plant morphological and developmental responses to light quality in a horticultural context. *Acta Horticulturae*, 956 (12), 131-139.
- Watanabe, H. (2011). Light controlled plant cultivation system in Japan – development of a vegetable factory using LEDs as a light source for plants. *Acta Horticulturae*, 907 (2), 37-44.
- Wu, M., Hou, C., Jiang, C., Wang, Y., Wang, C., Chen, H., & Chang, H. (2007). A novel approach of LED light radiation improves the antioxidant activity of pea seedlings. *Food Chemistry*, 101(4), 1753-1758.
- Wu, X., Khan, R., Gao, H., Liu, H., Zhang, J., & Ma, X. (2021). Low light alters the photosynthesis process in cigar tobacco via modulation of the chlorophyll

content, chlorophyll florescence, and gene expression. *Agriculture*, 11(8), Artículo 755.

Zheng, L., He, H., & Song, W. (2019). Application of light-emitting diodes and the effect of light quality on horticultural crops: A review. *HortScience*, 54(10), 1656-1661.

Zhang, M. & Runkle, E. S. (2019). Regulating flowering and extension growth of poinsetia using red and far-red light-emitting diodes for end-of-day lighting. *HortScience*, 54(2), 323-327.

3. LUZ LED AZUL Y ROJA EN LA FISIOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE *Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch var Valenciana

3.1. Resumen

En este estudio se evaluaron, las respuestas fisiológicas y morfológicas de *Euphorbia pulcherrima* var Valenciana a la adición de cinco horas de luz azul (LA-460 nm) o luz roja (LR-660 nm) al final del día (AFD), con el objetivo de determinar el potencial de la tecnología de iluminación LED para modificar su fisiología y morfología, de tal forma que se genere información que pueda ser útil para su manejo. El experimento se realizó en invernadero con un diseño en bloques completos al azar. Se aplicaron tres tratamientos: a) adición de LR; b) adición de LA y c) solo luz solar (LS), con ocho repeticiones cada uno. La unidad experimental consistió en tres plantas con cuatro entrenudos iniciales. La LA y LR se aplicaron durante 144 días, abarcando las etapas vegetativa y reproductiva. Se evaluaron posibles efectos residuales en un segundo ciclo de floración, sin adición de LA y LR. En hojas se evaluó: fotosíntesis; AST y reductores; clorofilas y carotenoides; capacidad antioxidante; fenoles y ácido salicílico. Además, se determinó: la longitud de la planta y entrenudos; el número de brotes; área foliar; diámetro de tallo; peso seco de hojas y tallos. Asimismo, se registraron los días a ciatios visibles y pigmentación de las brácteas. En la etapa vegetativa la LA y la LR no favorecieron la actividad fotosintética. La LA disminuyó el contenido de pigmentos y la capacidad antioxidante, pero favoreció la producción de fenoles totales. Casi todos los parámetros morfológicos no se modificaron por efecto de la LA o LR, excepto el peso seco de tallos que se incrementó y la aparición de los ciatios y la pigmentación de las brácteas que se retrasaron. En la etapa de floración la LA y LR favorecieron la concentración de AST y de ácido salicílico. La LA disminuyó la capacidad antioxidante e incrementó la concentración de fenoles. Comparado con la etapa vegetativa, en la etapa de floración la concentración de metabolitos como: los AST y reductores, las clorofilas a, b y totales, los carotenoides y la capacidad antioxidante disminuyeron. Como efecto residual los azúcares reductores disminuyeron bajo LA y la longitud de la planta disminuyó bajo LR. Los cambios fisiológicos en *E. pulcherrima* var Valenciana, observados con la ampliación del fotoperiodo bajo LA o LR, fueron distintos en etapa vegetativa y de floración. Debido a que la adición de LA y LR por cinco h AFD modifican el tiempo de floración, esto permitirá disponer de flores fuera de la temporada habitual.

Palabras clave: Fotoperiodo, nochebuena, etapa vegetativa, etapa de floración, fotomorfogénesis.

3.2. Abstract

In this study, the physiological and morphological responses of *Euphorbia pulcherrima* var Valenciana to the addition of five hours of blue light (LA-460 nm) or red light (LR-660 nm) at the end of the day (AFD) were evaluated, with the objective of determining the potential of LED lighting technology to modify its physiology and morphology, in order to generate information that could be useful for its management. The experiment was conducted in a greenhouse with a randomized complete block design. Three treatments were applied: a) addition of LR; b) addition of LA and c) sunlight only (LS), with eight replicates each. The experimental unit consisted of three plants with four initial internodes. LA and LR were applied for 144 days, covering the vegetative and reproductive stages. Possible residual effects were evaluated in a second flowering cycle, without the addition of LA and LR. In leaves, photosynthesis; AST and reductants; chlorophylls and carotenoids; antioxidant capacity; phenols and salicylic acid were evaluated. In addition, the following were determined: plant length and internodes; number of shoots; leaf area; stem diameter; dry weight of leaves and stems. Days to visible cyathia and bract pigmentation were also recorded. In the vegetative stage, LA and LR did not favor photosynthetic activity. LA decreased pigment content and antioxidant capacity, but favored total phenol production. Almost all morphological parameters were not modified by LA or LR, except for stem dry weight, which increased, and the appearance of cyathia and bract pigmentation, which were delayed. At the flowering stage, LA and LR favored AST and salicylic acid concentration. LA decreased antioxidant capacity and increased phenol concentration. Compared to the vegetative stage, in the flowering stage the concentration of metabolites such as: AST and reducing sugars, chlorophylls a, b and total chlorophylls, carotenoids and antioxidant capacity decreased. As a residual effect reducing sugars decreased under LA and plant length decreased under LR. Physiological changes in *E. pulcherrima* var Valenciana, observed with photoperiod extension with LA or LR, were different at vegetative and flowering stages. Since the addition of LA and LR for five h AFD modifies the flowering time, this will allow the availability of flowers outside the usual season.

Key words: photoperiod, poinsettia, vegetative stage, flowering stage, photomorphogenesis.

3.3. Introducción

La luz como factor ambiental es vital dado que afecta el crecimiento y desarrollo de las plantas, provoca efectos fotosintéticos, fotomorfogénicos, fotodaños, mutagenéticos y térmicos (Pocock, 2015; Dou et al., 2017). La luz no solo actúa como fuente de energía para la fotosíntesis, sino también como un tipo de señal externa que regula con precisión el desarrollo de las plantas (Bhatla, 2018; Kumari et al., 2014). En este caso, cuando absorben un fotón de luz visible, se genera una señal inicial que se transmite a través de elaboradas vías moleculares y metabólicas, que modifica finalmente el comportamiento de las plantas al influir en varios aspectos del desarrollo, la morfología y el metabolismo (Möglich et al., 2010).

Debido a la importancia que tiene la luz, ésta y otros factores se han manejado en el cultivo en invernadero de *Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzch (Euphorbiaceae) conocida como Nochebuena, en la búsqueda de características que sean atractivas al consumidor, de tal forma que en el mercado se encuentran variedades obtenidas a partir de variedades criollas o de sol (Colinas et al., 2009). En cuanto a estas últimas, hay poca información sobre su manejo (Galindo-García, 2015). Por lo tanto, es importante realizar estudios que permitan conocer sus respuestas fisiológicas y morfológicas a factores ambientales como la luz, a través de su manejo, mediante el uso de las nuevas tecnologías de iluminación con diodos emisores de luz (LED).

Al ser la nochebuena de sol un recurso fitogenético nacional, importante como germoplasma para investigación, mejoramiento genético y explotación comercial (Galindo-García et al., 2012; Galindo-García et al., 2015), se consideró de interés estudiar el uso de la tecnología de iluminación LED, como opción para manipular las respuestas de *E. pulcherrima* bajo condiciones específicas de luz, para generar información útil sin impactar negativamente el ambiente. Por lo tanto, se exploraron las respuestas de *E. pulcherrima* var Valenciana, a la calidad y ampliación del fotoperiodo bajo luz LED monocromática roja y azul al final del día (AFD), como factores que pueden modificar su morfología y producción de

metabolitos; así como el tiempo de aparición de los ciatios y coloración de brácteas.

3.4. Materiales y métodos

3.4.1. Establecimiento del experimento

El experimento se estableció en un invernadero con cubierta de vidrio que se localiza en la Universidad Autónoma Chapingo (Coordenadas: 19° 29' 23" LN y 98° 53' 37" LO; 2250 msnm).

3.4.2. Condiciones del invernadero

Durante el periodo de investigación (julio 2019 a enero 2020) las temperaturas promedio, mínima y máxima fueron: 17.85, 10.1 y 30.24, respectivamente. La humedad relativa promedio fue de 62.6 %. Los datos se registraron mediante dos HOBO®, modelo MX2300 tem/RH, ONSET 1-800-LOGGERS.

3.4.3. Material vegetal

El experimento se realizó utilizando esquejes ya enraizados de *E. pulcherrima* variedad Valenciana. Previo a los tratamientos de luz, se podaron los brotes nuevos para dejar las plantas con cuatro entrenudos. Las plantas se colocaron en bolsas de polietileno negro con capacidad para cuatro litros. Se utilizó un sustrato formado por una mezcla de tierra con hojarasca de pino-encino y lombricomposta, en proporción 3:1. En el trasplante se aplicó un promotor de desarrollo radical (ROOTEX®), y dos aplicaciones posteriores en intervalos de ocho días. En el mes de septiembre se fertilizó con NH_4NO_3 (100 ppm de N) dos veces por semana durante tres semanas. En el segundo ciclo de floración para evaluar efectos residuales se realizaron tres fertilizaciones con solución nutritiva completa (macro y microelementos).

3.4.5. Fuentes de iluminación

La luz se proporcionó con lámparas LED monocromáticas para uso en horticultura (LED Grow Light (E27). Se empleó luz azul (LA; All Blue 460 nm; 36W) y rojo profundo (LR; All Deep Red 660 nm; 36W).

3.4.6. Tratamientos

La luz azul (LA) y la Luz roja (LR) se aplicaron partir de las 18:00 h y hasta las 23:00 h. El flujo de fotones fotosintéticamente activos (PPF, por sus siglas en inglés) aproximado que se proporcionó con la LA fue de $460 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ y con la LR fue de $550 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Las plantas del tratamiento testigo solo recibieron luz solar ($\text{LS} = 109 \mu\text{mol m}^{-2} \text{d}^{-1}$, luz integral diaria). Se emplearon ocho unidades experimentales por cada tratamiento de luz.

El PPF se midió en el centro de la fuente de luz y a una distancia de 20 cm del dosel de la planta, mediante un Quantum Meter (Modelo QMSW-SS, Apogee Instruments, Logan, UT). Los tratamientos iniciaron el 28 de julio y finalizaron el 19 de diciembre de 2019 (144 días). Las lámparas se colocaron 20 cm por arriba del dosel de las plantas. Para conservar esta distancia las lámparas se elevaron conforme las plantas crecieron.

3.4.7. Diseño experimental

El diseño experimental fue en bloques completos al azar. Se establecieron ocho bloques con base en un gradiente de luz dentro del invernadero y 24 unidades experimentales. Cada unidad experimental se conformó por tres plantas, con una separación entre unidades de 50 cm dentro y entre los bloques. Las unidades experimentales que recibieron los tratamientos de LA y LR se aislaron con cortinas de polietileno de doble color: blanco en el interior y negro en el exterior. Durante el día las cortinas permanecieron abiertas para que todas las plantas recibieran la LS que incidió en el invernadero.

3.4.8. Análisis estadístico

Los datos obtenidos de las variables evaluadas se sometieron a un análisis de varianza (ANOVA), prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$) y correlaciones de Pearson, mediante el programa SAS (2002).

3.4.9. Variables evaluadas

Fisiológicas. Se realizaron tres evaluaciones: la primera 83 días posteriores al inicio de los tratamientos de luz, (etapa vegetativa); la segunda durante la floración y pigmentación de brácteas, a 194 días de iniciados los tratamientos

(etapa de floración); y la tercera en el segundo ciclo de floración. En este último caso no se aplicaron tratamientos de luz adicional, con la finalidad de evaluar posibles efectos residuales de los tratamientos del ciclo anterior. Se estimó el promedio de la concentración de: azúcares solubles totales (AST) y azúcares reductores, carotenoides, clorofilas a y b, clorofilas y fenoles totales. Además, se midió la capacidad antioxidante del tejido foliar y la actividad fotosintética. En la segunda y tercera evaluación se determinó la concentración de ácido salicílico.

Para determinar la concentración de los metabolitos indicados en el Cuadro 1 y la capacidad antioxidante en peso fresco (pf), se tomó una muestra aleatoria de cinco a seis hojas maduras por planta, seleccionadas de la parte superior de los tallos. Las concentraciones se midieron por el método de espectrofotometría, mediante un, espectrofotómetro Genesys 10S UV-VIS, Thermo Fisher SCIENTIFIC. En la extracción y determinación de la concentración de cada metabolito, así como la actividad antioxidante, se emplearon las técnicas indicadas en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Técnicas utilizadas para la extracción de metabolitos en hojas de *Euphorbia pulcherrima* var. Valenciana, bajo los diferentes tratamientos considerados.

Metabolito	Técnica	Fuente
Azúcares solubles totales	ANTRONA	Whitam et al. (1971)
Azúcares reductores	Nelson-Somogyi	Somogyi (1952)
Clorofilas a y b, clorofilas totales	Whitam et al.	Whitam et al. (1971)
Carotenoides	Whitam et al.	Whitam et al. (1971)

Fenoles totales	Folin y Ciocalteu descrito por Waterman & Mole	Waterman & Mole (1994)
Actividad antioxidante	Kuskoski et al. modificado por Q. A. Cecilio Bautista Bañuelos	Kuskoski et al. (2005)
Ácido salicílico	Warrier et al.	Warrier et al. (2013)

La actividad fotosintética se midió por medio de un analizador de gases infrarrojos (IRGA, por sus siglas en inglés), modelo LI-6400XT (Li-Cor, Inc., Nebraska EE. UU). La determinación, en cada planta, se realizó en tres hojas maduras no sombreadas y con la misma orientación. Las mediciones se realizaron el 14 de octubre de 2019 (etapa vegetativa) y 05 de diciembre 2019 (etapa de floración).

Morfológicas. Al final de la etapa vegetativa se calculó el promedio del diámetro de tallos y la longitud promedio de la planta y de los entrenudos. Se estimó, además, el promedio del número de brotes (ramas) y de hojas por planta, el porcentaje de hojas caídas, el área y la biomasa foliar y el peso seco de tallos. En ambas etapas de floración se registraron los días a ciatio visible y pigmentación de brácteas. Para determinar efectos residuales de los tratamientos (segundo ciclo de floración), se evaluaron los metabolitos indicados en el Cuadro 1.

Semanalmente se registró la longitud de las plantas, medida desde el cuello hasta los meristemos apicales. La longitud de los entrenudos también se midió semanalmente y para ello se seleccionó un brote por planta. En ambos casos la última medición se realizó cuando se tuvieron tres medidas consecutivas iguales.

Se midieron los diámetros de todos los brotes por planta dentro de cada tratamiento, a la mitad del primer entrenudo. Se utilizó un calibrador digital con una resolución de 0.01 mm.

Se registró el número de brotes, formados después de la poda y a partir de aplicar los tratamientos de luz.

El área foliar y el peso seco de hojas se determinó en cinco hojas seleccionadas al azar de la parte superior de la planta. En el primer caso se utilizó un integrador de área foliar (LI-3100; LI-COR, Lincoln, NE). Estas hojas y los tallos que se formaron a partir de la aplicación de los tratamientos se secaron a 70 °C en una estufa con aire forzado hasta alcanzar un peso constante.

A partir de que se aplicaron los tratamientos de luz, se hizo un registro de los días hasta que fueron visibles los primeros ciatios, así como la pigmentación de las primeras brácteas en los tratamientos y testigos. En el caso del segundo ciclo de floración, para evaluar efectos residuales de los tratamientos (sin aplicar luz adicional), el tiempo se estimó a partir de considerar el mismo día y mes del año anterior, pero aplicado al año siguiente. Se determinaron efectos residuales en los mismos parámetros morfológicos indicados en el primer ciclo de floración.

3.5. Resultados

En la etapa de desarrollo vegetativo de *E. pulcherrima* var. Valenciana, la adición de cinco horas de LA y LR, AFD tuvo efectos significativos ($P < 0.05$) en: actividad fotosintética ($F_{2,62} = 5.5$; $p = 0.006$); clorofilas a ($F_{2,62} = 4.11$; $p = 0.021$) y b ($F_{2,62} = 5.58$; $p = 0.005$); clorofila total ($F_{2,62} = 5.40$; $p = 0.006$); carotenoides ($F_{2,62} = 6.75$; $p = 0.002$); fenoles totales ($F_{2,61} = 4.70$; $p = 0.012$); y capacidad antioxidante ($F_{2,62} = 5.55$; $p = 0.006$). La concentración de azúcares solubles totales y reductores no se modificó significativamente por la adición de LA y LR.

Las plantas sometidas a la adición de LR presentaron una actividad fotosintética promedio ($3.44 \mu\text{moles m}^{-2}\text{s}^{-1}$), significativamente menor ($P < 0.05$), a la que presentaron las plantas que se expusieron a LA ($3.70 \mu\text{moles m}^{-2}\text{s}^{-1}$) y a las que estuvieron bajo solo LS ($4.63 \mu\text{moles CO}_2 \text{m}^{-2}\text{s}^{-1}$) (Figura 1). Sin embargo, plantas expuestas a LA tuvieron una concentración significativamente menor ($p < 0.05$)

de clorofilas ($a = 2.11 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$, $b = 0.84 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$ y total = $2.96 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$), al compararlas con las plantas expuestas a LS ($a = 2.36 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$, $b = 0.99 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$ y total = $3.36 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$) (Figuras 2 y 3). Las plantas bajo LR tuvieron concentraciones de clorofila a ($2.36 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$) y clorofila total ($3.36 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$), estadísticamente no diferentes ($P > 0.05$) a las plantas expuestas a LA y a LS, aunque su concentración de clorofila b ($0.96 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$) fue mayor que las expuestas a LA (Figuras 2 y 3).

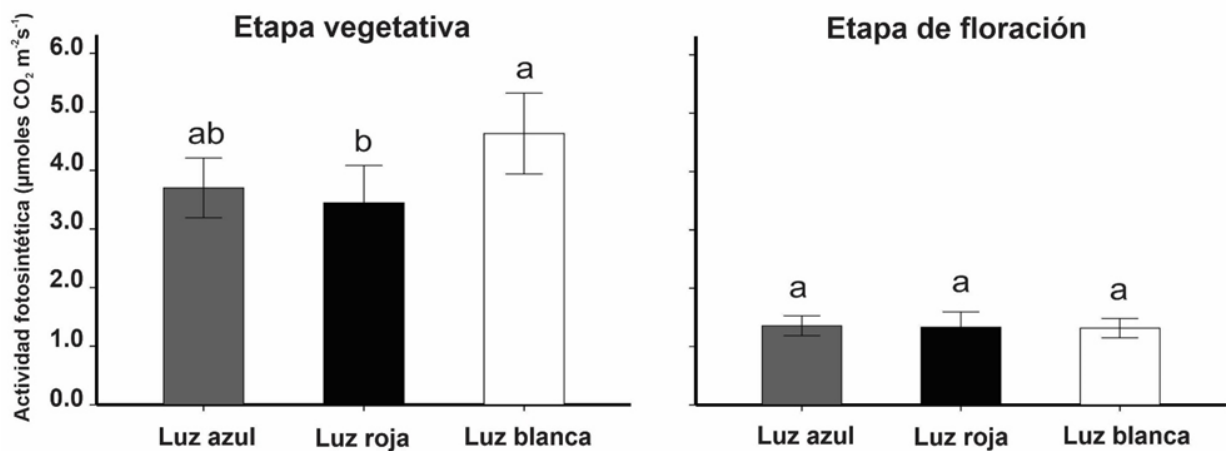


Figura 1. Actividad fotosintética promedio ($\mu\text{moles CO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$) en *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en etapa vegetativa y de floración. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95%.

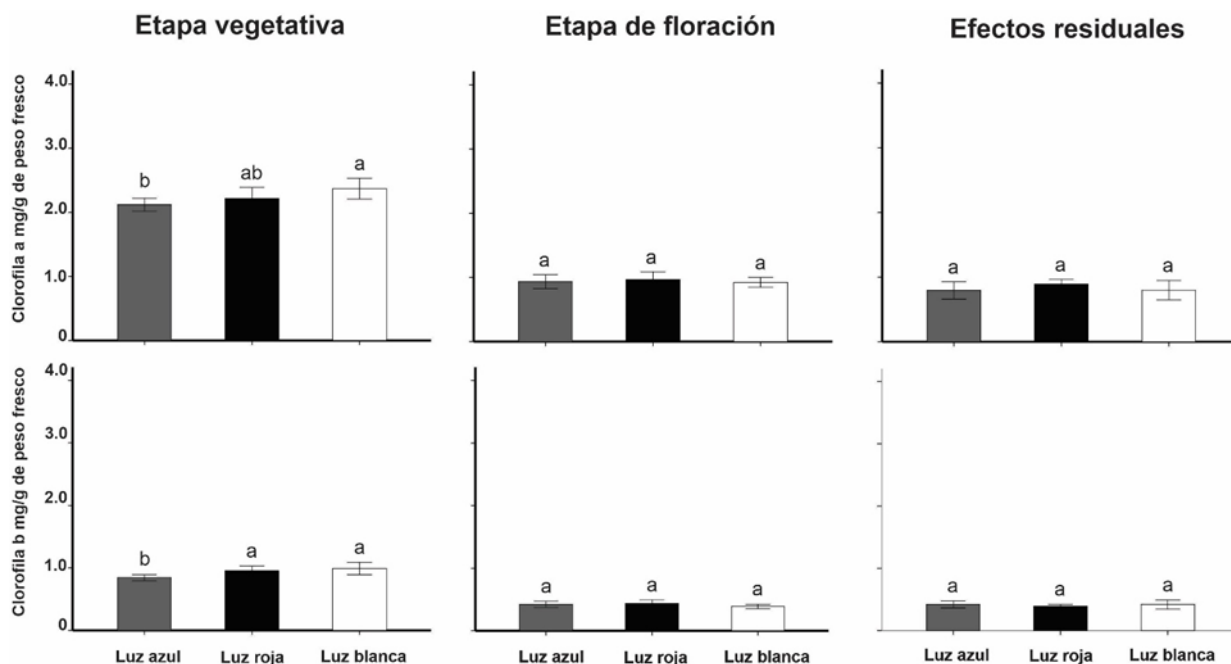


Figura 2. Promedio de clorofilas a y b (mg/g peso fresco) en hojas de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en etapa vegetativa, de floración y de floración por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95 %.

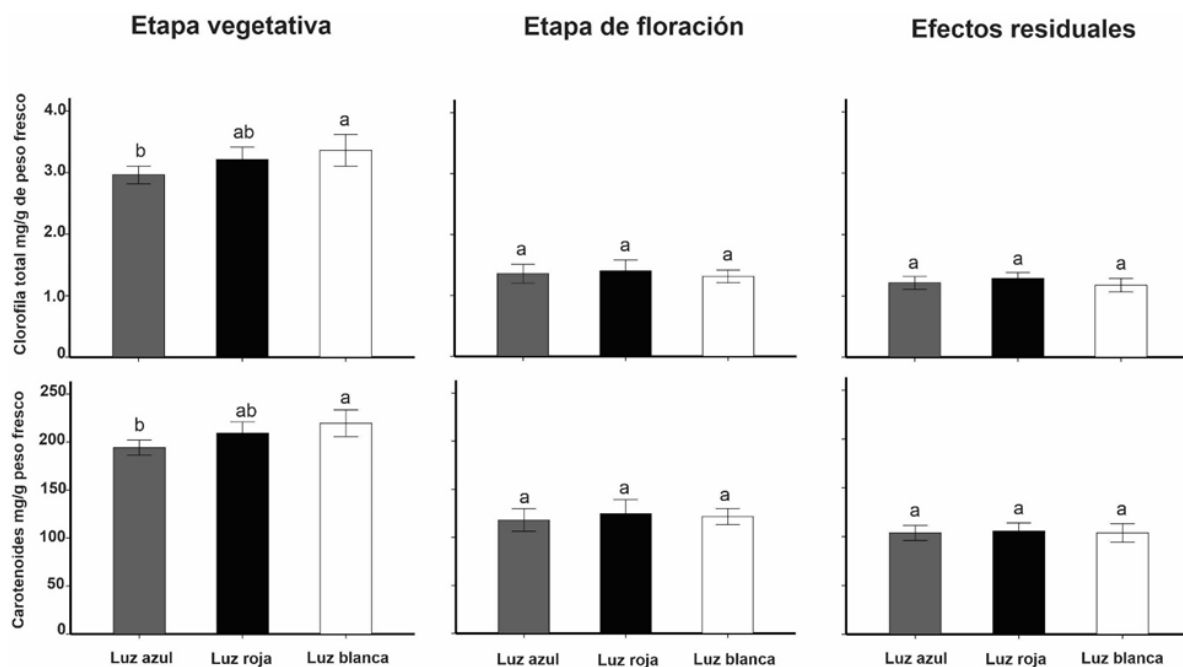


Figura 3. Promedio de clorofila total y carotenoides (mg/g peso fresco) en hojas de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en etapa vegetativa, de floración y de floración por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95 %.

La concentración promedio de carotenoides respondió a los tratamientos de forma similar a las clorofilas (Figura 3). La LA disminuyó significativamente ($p < 0.05$) su concentración ($194.26 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$), en comparación con las plantas expuestas a solo LS ($219.70 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$). Las plantas expuestas a LR presentaron una concentración promedio de carotenoides ($209.35 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$) que no fue estadísticamente diferente ($P > 0.05$) a las plantas que recibieron LA o LS (Figura 3).

A diferencia de lo que ocurre con los pigmentos, la producción promedio de fenoles totales fue significativamente mayor bajo LA ($15.67 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$) en comparación con solo LS ($13.17 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$) (Figura 4). No obstante, tampoco hubo diferencias significativas entre las plantas sometidas a LA o LR ($13.91 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$) y entre las expuestas a LR o solo LS (Figura 4). La capacidad antioxidante evaluada como actividad antioxidante equivalente a vitamina C (VCEAC), no se favoreció bajo LA (VCEAC = 56.04 mg g^{-1}) y no fue estadísticamente diferente ($P > 0.05$) a la que se presentó bajo LR (VCEAC = 58.60 mg g^{-1}), pero si estadísticamente diferente ($P < 0.05$) a la registrada bajo solo LS (60.83 mg g^{-1}) (Figura 4).

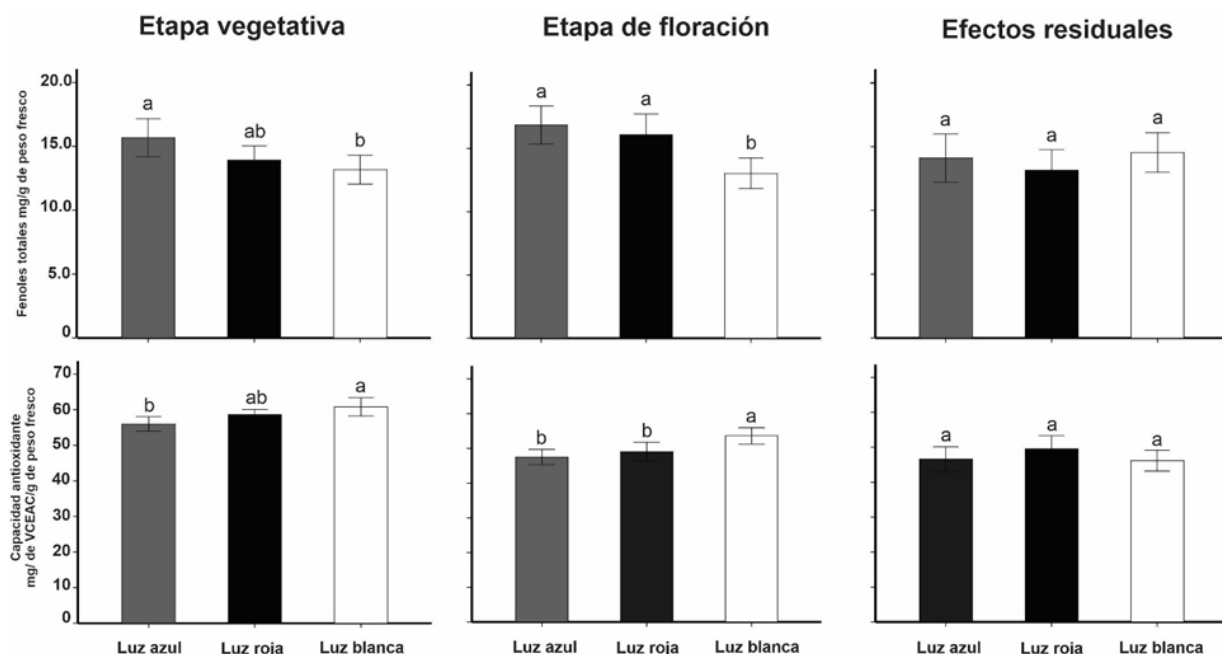


Figura 4. Promedio de fenoles totales (mg/g peso fresco) y capacidad antioxidante evaluada como actividad antioxidante equivalente a vitamina C (VCEAC mg/g peso fresco) en hojas de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en etapa vegetativa, de floración y de floración por efectos residuales de los tratamientos. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95%.

Contrario a lo que se esperaba, entre la capacidad antioxidante y la concentración de fenoles se presentó una correlación negativa ($r = -0.527$; $P < 0.05$). Esto es, al incrementarse la cantidad de fenoles la actividad antioxidante disminuyó.

En la etapa de desarrollo vegetativo la aplicación de LA y LR AFD, no generó cambios significativos en ninguno de los parámetros morfológicos evaluados, al compararse con la aplicación de solo LS.

En la etapa de floración (segunda evaluación de metabolitos), la LA y LR AFD tuvieron efectos significativos ($P < 0.05$) en los siguientes parámetros: azúcares solubles totales ($F_{2,60} = 8.56$; $p = 0.0005$), capacidad antioxidante ($F_{2,60} = 7.58$; $p = 0.001$), fenoles totales ($F_{2,60} = 9.55$; $p = 0.0003$) y ácido salicílico ($F_{2,62} = 5.5$; $p = 0.006$).

La cantidad de AST fue significativamente mayor ($P < 0.05$) con LA (27.65 mg g⁻¹ pf) y LR (27.15 mg g⁻¹ pf), que con solo LS (23.35 mg g⁻¹ pf) (Figura 5), aunque esto no se reflejó en diferencias significativas en la actividad fotosintética (Figura 1). Además, no hubo diferencias significativas en la cantidad de AST entre recibir LA o LR. Es importante resaltar que, en esta etapa, comparada con la etapa vegetativa, se presentó una reducción de más del 80 %, de los azúcares solubles totales en todos los tratamientos (Figura 5).

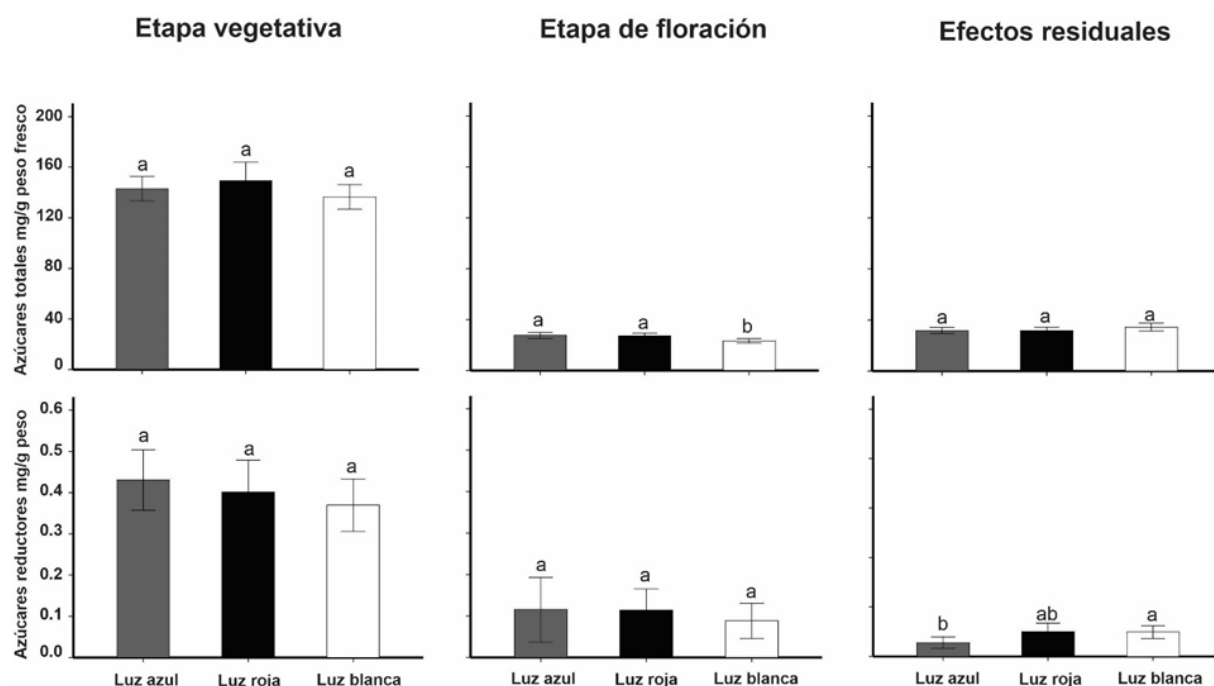


Figura 5. Promedio de azúcares solubles totales y azúcares reductores (mg/g peso fresco) en hojas de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en etapa vegetativa, de floración y de floración por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95%.

Nuevamente, la producción de fenoles totales se vio favorecida por la LA (16.87 mg g⁻¹ pf) en la etapa de floración, su concentración fue significativamente mayor ($P < 0.05$) a la registrada bajo solo LS (13.03 mg g⁻¹) (Figura 4). La cantidad de fenoles totales bajo LR (16.05 mg g⁻¹ pf), no mostró diferencias significativas ($p > 0.05$) con los otros tratamientos (Figura 4). La capacidad antioxidante también se redujo significativamente ($p < 0.05$) bajo LA (VCEAC (47.49 mg g⁻¹), comparado

con solo LS (VCEAC (53.59 mg g^{-1}), pero sin diferencia significativa ($P > 0.05$) con las plantas que recibieron LR (VCEAC (49.02 mg g^{-1}) (Figura 4). Al igual que en la etapa vegetativa, entre la concentración de fenoles y la capacidad antioxidante se estableció una correlación negativa ($r = -0.774$; $P < 0.05$), aunque con un coeficiente de correlación mayor.

La concentración de ácido salicílico también fue significativamente mayor ($P < 0.05$) bajo LA ($0.2998 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$), la aplicación de LR ($0.2515 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$) y solo LS ($0.2307 \text{ mg g}^{-1} \text{ pf}$) no generó diferencias significativas ($P > 0.05$) (Figura 6).

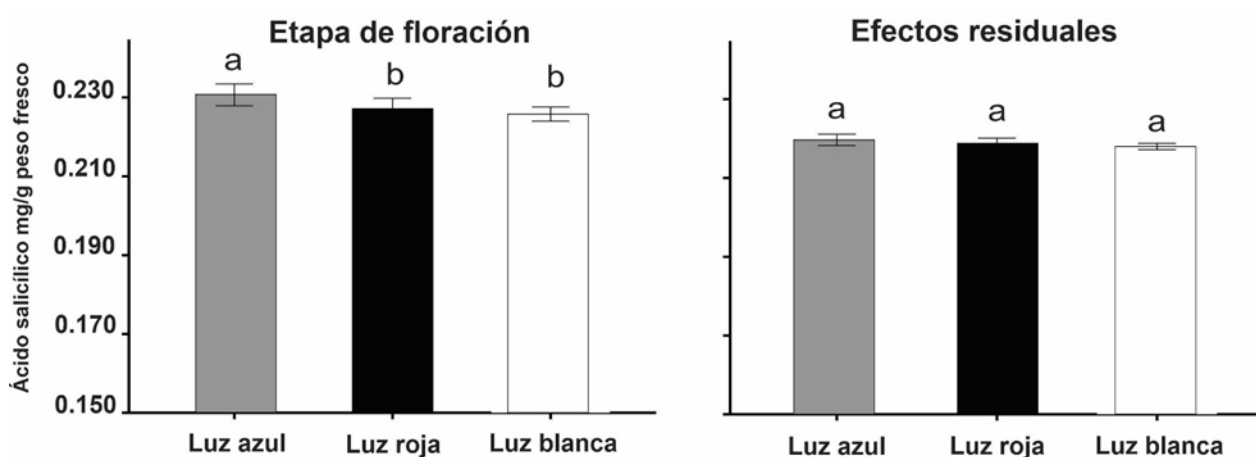


Figura 6. Promedio de ácido salicílico (mg/g peso fresco) en hojas de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en etapa de floración y de floración por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95 %.

En esta etapa la LA y LR generaron efectos significativos ($P < 0.05$) en las variables morfológicas: días a ciatio visible y pigmentación de brácteas ($F_{2,62} = 522.54$; $p = 0.0001$), así como en el peso seco de tallos ($F_{2,62} = 522.54$; $p = 0.0001$). La aparición del ciatio visible y la pigmentación de brácteas bajo LA ocurrió, en promedio, a los 177.5 d de iniciados los tratamientos y bajo LR a los 178 d (Figura 7). Comparado con la aplicación de solo LS (138 d), el proceso se retrasó, en promedio, 39 y 40 d, respectivamente (Figura 7). El peso seco promedio de los tallos se incrementó significativamente bajo LA (21.45 g) y LR

(20.15 g), sin diferencias significativas entre ambos tratamientos. Bajo solo LS el peso seco fue de 15.79 g (Figura 8).

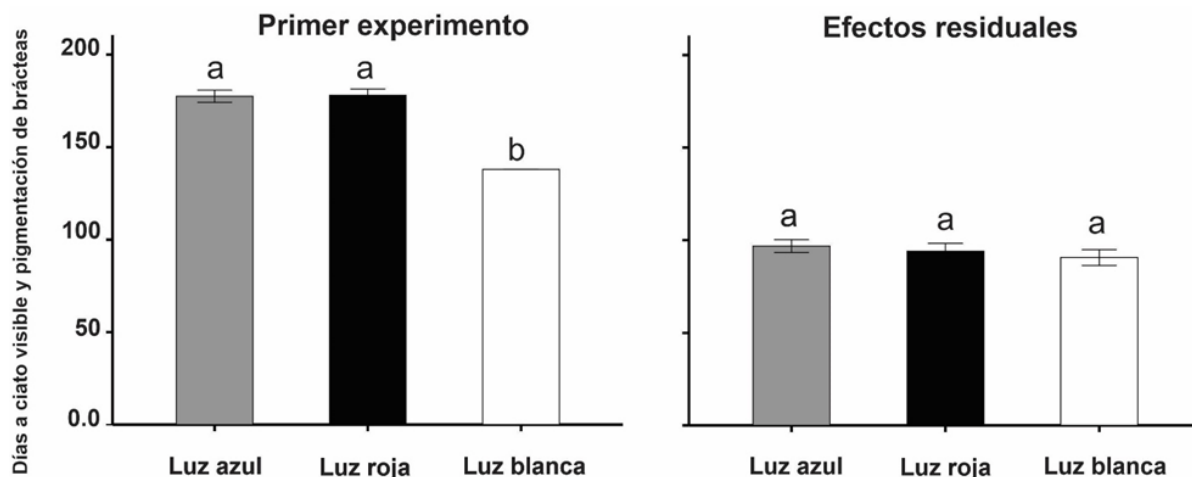


Figura 7. Promedio de días a ciato visible y pigmentación de brácteas en *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), en el primer experimento y por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95 %.

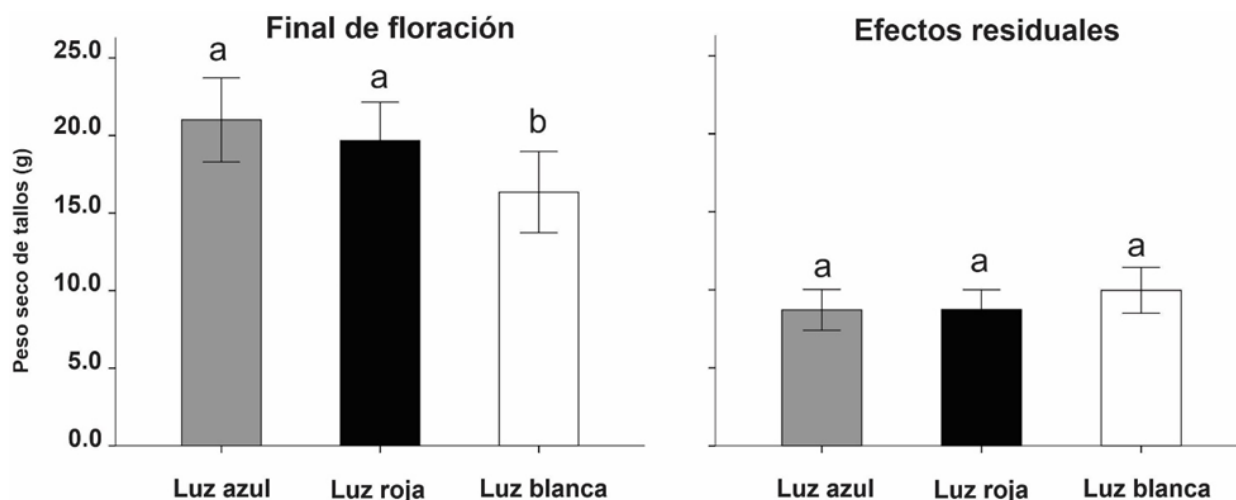


Figura 8. Promedio de peso seco de tallos (g) de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), al final de la etapa de floración y de floración por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95 %.

En el segundo ciclo de floración (tercera evaluación), por efectos residuales y ya sin aplicar LA o LR AFD, únicamente registraron diferencias significativas ($P <$

0.05) los azúcares reductores ($F_{2,49} = 3.69$; $P = 0.032$) y la longitud de las plantas ($F_{2,53} = 3.27$; $P = 0.046$). La cantidad de azúcares reductores fue significativamente menor ($p < 0.05$), en las plantas que se habían sometido a LA (0.1225 mg g⁻¹ pf), comparado con las que habían estado expuestas solo a LS (0.1478 mg g⁻¹ pf), sin diferencias significativas entre haber recibido LA y LR (0.14151 mg g⁻¹ pf) (Figura 5). Las plantas que habían estado sometidas al tratamiento con LR presentaron una longitud (88.78 cm) significativamente menor ($P < 0.05$), comparadas con las que solo recibieron LS (103.65 cm), y sin diferencias significativas con las que recibieron LA (92.40 cm) (Figura 9).

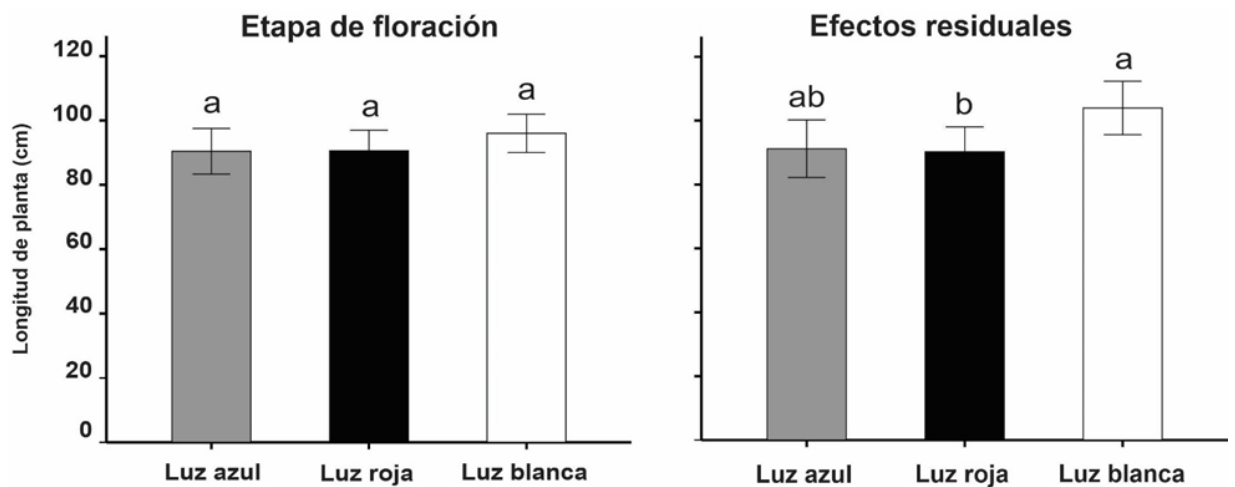


Figura 9. Promedio de longitud de planta (cm) de *E. pulcherrima*, bajo luz LED azul, roja y blanca (solar), al final de la etapa de floración y de floración por efectos residuales. En cada gráfica las medias con la misma letra no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P < 0.05$). Las barras representan el intervalo de confianza al 95 %.

3.6. Discusión

3.6.1. Actividad fotosintética

Aunque se considera que las longitudes de onda de LA y LR favorecen la fotosíntesis, debido a que coinciden con los picos de absorción de las clorofilas (Bhatla, 2018; Ouzonis et al., 2015), la actividad fotosintética de *E. pulcherrima* durante la etapa vegetativa no se favoreció bajo LA o LR. Sabzalian et al. (2014) indican que la LA puede tener una mayor contribución a la fotosíntesis, pero sus resultados en menta mostraron que ni la LA o LR, por si solas, fueron suficientes para satisfacer su crecimiento. En algunas especies, cuando la LA y LR se combinan, favorecen la fotosíntesis (Kim et al., 2004; Ohashi-Kaneko et al., 2006; Sabzalian et al. (2014), debido a que se produce una mayor excitación de los fotorreceptores, incluidos fitocromos, criptocromos y fototropinas (Darko et al., 2014; Sabzalian et al., 2014). Por otro lado, (Abidi et al, 2012) refieren que las luces monocromáticas son condiciones de iluminación no naturales para las plantas y reducen la tasa de fotosíntesis. En este sentido, Pocok (2015) señaló que bajo LS, con el espectro completo, aún en condiciones de invernadero, tanto el fotosistema I como el II funcionan adecuadamente por la presencia de sus longitudes de onda preferenciales.

La mayor actividad fotosintética bajo LS, podría asociarse también con la mayor concentración de carotenoides registrada bajo esta misma condición de luz, debido a que los carotenoides actúan como pigmentos accesorios y captan luz que se emplea en este proceso (Lal, 2018b). Los carotenoides impulsan la fotosíntesis ya que protegen la maquinaria fotosintética, por lo que, cambios en el perfil de carotenoides altera dicho proceso (Cazzonelli & Pogson 2010; Zulfigar et al., 2021). De igual manera pudo favorecerse por la mayor concentración de clorofilas registradas bajo LS, ya que son componentes clave en el proceso de fotosíntesis (Li et al., 2009). Durante la etapa de floración la actividad fotosintética no mostró diferencias significativas al adicionar LA y LR, no obstante, se registró un descenso general de la tasa de fotosíntesis, que podría estar relacionada con la menor concentración de clorofila en esta etapa.

3.6.2. Carotenoides

Durante la etapa vegetativa de *E. pulcherrima*, se presentó una disminución en la producción de carotenoides cuando las plantas se sometieron a LA o LR AFD. Este fenómeno también se ha reportado en brotes de trigo (*Fagopyrum tataricum* Gaertn.) (Tuan et al., 2013) y en plantas de tomate que crecen bajo condiciones de invernadero (Dzakovich et al., 2017). Sin embargo, Zhang et al. (2011) encontraron un aumento significativo en la cantidad de carotenoides presentes en las glándulas de jugo de tres variedades de cítricos, cultivados *in vitro*, cuando se sometieron a LA, pero no así cuando crecieron bajo LR.

En las dos etapas de floración evaluadas no se observaron efectos en la concentración de carotenoides, por la aplicación de LR y LA. Lo que si se observó fue una disminución del contenido de carotenoides en comparación con la etapa vegetativa. La ausencia de un patrón en el efecto de la LA y la LR confirma el planteamiento de Cazzoneli & Pogson (2010) y Zhang et al. (2011), quienes señalaron que el metabolismo de los carotenoides es un proceso complejo, que presenta cambios durante el ciclo de vida de una planta y que presenta múltiples respuestas a los estímulos ambientales.

3.6.3. Clorofilas

De forma similar a los carotenoides, las concentraciones de clorofila total y de clorofila a (Chl a), disminuyeron por la aplicación de LA y LR. En el caso de la clorofila b (Chl b), la disminución se presentó en las plantas sometidas a LA. Este fenómeno también fue observado por Islam et al. (2012) quienes sometieron plantas de nochebuena a luz LED con una mayor proporción de LA (un incremento de 5 a 20 %). De igual forma Naznin et al. (2019), indicaron una disminución en el contenido de clorofilas en lechuga, espinaca y albahaca, al incrementar la proporción de LA.

Sin embargo, el efecto de las diferentes longitudes de onda sobre la producción de clorofila también es variable. Por ejemplo, Wu et al. (2007) obtuvieron un incremento significativo en el contenido de clorofila en plántulas de chícharo que se sometieron durante 48 h a LA. En este sentido Mitchell et al. (2015) señalaron

que las respuestas de las plantas a la LA pueden variar regional y estacionalmente. No obstante, los resultados obtenidos muestran que en el caso de *E. pulcherrima*, la LA no favoreció la producción de clorofilas. Es posible que dicha respuesta varíe con la proporción de LA. En este caso se aplicó de forma complementaria LA en un 100 %, ya que de acuerdo con Ouzounis et al. (2014), las cantidades específicas de LA que generarían cambios en el contenido de clorofila varían entre especies e incluso entre variedades.

3.6.4. Azúcares solubles totales y reductores

La adición de LA y LR no modificó la concentración de azúcares solubles totales y reductores en la etapa vegetativa y en el segundo ciclo de floración. Sin embargo, en el primer ciclo de floración la adición de LA y LR sí incrementó significativamente la concentración de azúcares solubles totales. Bayat et al. (2018) señalan que la LA y la LR incrementan la cantidad de azúcares totales en plantas de rosa, cuando se comparan con las plantas que sólo reciben luz blanca. Asimismo, Chen et al. (2019) indicaron que la LR mejoró significativamente el contenido de carbohidratos en lechuga; en contraste, la concentración de glucosa y fructosa en hojas de fresa se incrementó significativamente bajo una mezcla de LA y LR, en comparación con LR (Samuolienė et al., 2010).

Como resultado de una mayor tasa de fotosíntesis la concentración de azúcares solubles totales en las hojas (sitios de producción), fue mucho más alta en la etapa vegetativa que durante la floración. En esta última etapa, los resultados muestran que la concentración de AST representó solamente el 18 %, en promedio dentro de cada tratamiento, de lo registrado en la etapa vegetativa. Lal (2018 a) y Wang et al. (2014), refieren que las hojas como sitios fuente pueden registrar una alta concentración de azúcares, pero no se mantiene ahí, ya que, a través de diversos mecanismos, son enviados a los puntos de demanda. Este proceso pudo ser más intenso durante la etapa de floración ya que los meristemas florales son sitios de gran demanda, en virtud de que deben desarrollar tanto las flores como las brácteas. Se ha indicado que la calidad de la luz (Shishido et al., 1990; Wang et al., 2008;) así como un incremento en el

fotoperiodo (Robbins & Pharr, 1987; Shishido et al., 1990) favorecen la asignación de azúcares a los sitios de demanda, aunque Wang et al. (2014) indicaron que existe evidencia de que la influencia de la calidad de la luz en la asignación de fotoasimilados, podría depender de cada especie.

Los efectos de la LA y LR en la producción de azúcares reductores no se reflejaron en la etapa vegetativa ni en el primer ciclo de floración, se observó un incremento significativo solo bajo LS por efectos residuales en el segundo ciclo de floración de este estudio, comparado con LA.

3.6.5. Fenoles totales

Contrario a lo que sucedió con los carotenoides y clorofilas, la presencia de LA y LR incrementó la concentración de fenoles tanto en la etapa vegetativa como en la etapa de floración. La respuesta de las plantas a estos tipos de luz también cambia con las especies. En este sentido Manivannan et al. (2015) señalaron que cuando *Rehmannia glutinosa*, se somete a LA incrementa significativamente la producción de fenoles totales. De igual forma Ouzounis et al. (2014), indicaron que una mayor proporción de LA (de 20 a 40 %), incrementó significativamente la producción de fenoles en *Rosa hybrida*, *Crysanthemum morifolium* y *Campanula portenschlagiana*. Sin embargo, Lobiuc et al. (2017) encontraron un incremento de fenoles en germinados de albahaca que se desarrollaron bajo una mayor proporción de luz roja (2R:1B). Esto mismo sucede en germinados de *Brassica oleracea*, se incrementan los fenoles totales al aumentar la proporción de LR (Craver et al., 2017).

En la etapa de floración la aplicación de LA y LR incrementó en 7 y 7.5 %, respectivamente, los fenoles totales. En virtud de que los fenoles tienen propiedades antioxidantes se ha planteado la hipótesis de que su biosíntesis puede ayudar a las plantas a afrontar mejor el estrés ambiental (Ouzounis et al., 2014). La variación en la producción de fenoles debido a los cambios estacionales y a las variaciones debidas a las diferentes etapas de desarrollo ha sido señalada por Lynn & Chang (1990).

3.6.6. Capacidad antioxidante

En la etapa vegetativa la LA disminuyó la capacidad antioxidante en las hojas de *E. pulcherrima*. La LR no modificó la capacidad antioxidante, no obstante, Zukauskas et al. (2011) señalaron que, para especies como la lechuga, la actividad antioxidante se incrementa significativamente bajo LR suplementaria. Este mismo fenómeno se presentó en plántulas de chícharo (Wu et al., 2007).

En este estudio, el incremento en la concentración de fenoles se asoció con una disminución en la capacidad antioxidante. Lo anterior contrasta con lo señalado por Samuolienė et al. (2013) y Hashempour et al. (2010), quienes reportaron correlaciones positivas fuertes entre la capacidad antioxidante y el contenido de fenoles totales. Distintos autores señalan que, en una mezcla de compuestos, la capacidad antioxidante no se refleja solo por la suma de las capacidades antioxidantes de cada uno, sino que está en función del microambiente en el que se encuentran y de la interacción que se da entre ellos, de tal forma que pueden producirse efectos sinérgicos, antagónicos o posible agotamiento de la capacidad antioxidante (Abeyasinghe et al., 2007; Kuskoski et al., 2005; Ruiz-Reyes et al., 2018). A medida que la concentración de compuestos fenólicos aumenta, existe un mayor choque entre moléculas, lo que da lugar a un incremento en la polimerización y a una disminución en la disponibilidad de grupos hidroxilo, lo que reduce la capacidad antioxidante (Pinelo et al., 2004). En la etapa de floración la capacidad antioxidante disminuyó en todas las condiciones a pesar del aumento en la concentración de fenoles. Lo anterior reafirma la idea de que la capacidad antioxidante es un fenómeno complejo que no depende solamente de la concentración de compuestos como los fenoles.

3.6.7. Ácido salicílico

El incremento en la concentración de ácido salicílico (AS) en las condiciones de LA y LR en este estudio, pero sobre todo en la primera, podría indicar que la luz suplementaria genera estrés en las plantas. Aunque los mecanismos que regulan la producción de AS no son claros, se ha demostrado que las plantas lo producen localmente en respuestas al estrés biótico y abiótico (Lattanzio et al., 2006). La

producción de AS se ha estudiado, en mayor grado, cuando las plantas son atacadas por herbívoros y patógenos. En respuesta a lo anterior se han detectado incrementos en su concentración tanto en el lugar de ataque o de infección, además de encontrarse en la savia del floema y en tejidos no infectados (Lattanzio et al., 2006). La relación entre AS y el estrés por luz ha sido menos estudiado. Ballaré (2014) señaló que en especies intolerantes a la sombra, cuando se perciben señales de competencia por los fotorreceptores informativos, se activan las respuestas de evitación de la sombra y se reduce la expresión de las defensas contra patógenos e insectos; este mecanismo se debe a una regulación negativa simultánea de la señalización del jasmonato y del ácido salicílico debido a bajas proporciones de luz roja:rojo lejano.

3.6.8. Peso seco de tallos

El peso seco de tallos de la nochebuena determinado al final del primer ciclo de floración se incrementó significativamente por la adición de LA y LR AFD. El incremento fue del 26 % bajo LA y del 22 % bajo LR, comparado con las plantas expuestas solo a LS. De forma similar a lo que sucedió con los parámetros bioquímicos, la respuesta de las plantas depende de la especie bajo estudio y de la forma en que se modifica el ambiente lumínico al que son sometidas. En este sentido, Islam et al. (2012) señalaron que plantas de nochebuena sometidas a un aumento del 5 al 20 % de LA suplementaria, redujeron su acumulación de materia seca. Por el contrario, Hanyu & Shoji (2000) observaron que el aumento en la LA o LR causaron incrementos significativos en la materia seca total en *Phaseolus vulgaris*, aunque en los tallos la cantidad de materia seca se vio favorecida más por la LR que por la LA. Sin embargo, en plantas de espinaca, albahaca y pimienta bajo 100% de LR, la biomasa fresca y seca disminuyó (Naznin et al., 2019).

Se ha establecido que la LA induce la producción de fototropinas, proteínas fotorreceptoras, relacionadas entre otros procesos, con respuestas rápidas en la apertura de estomas (Möglich et al, 2010; Briggs & Christie, 2002). Dicha respuesta favorece las relaciones hídricas y la captura de CO₂ (Hogewoning et

al., 2010) y podría explicar el aumento en la biomasa en las plantas de nochebuena sometidas a LA. La LR, por su parte, tiene efectos sobre la biomasa acumulada en virtud de que los fitocromos que actúan como sus receptores, promueven la apertura de estomas y favorecen procesos fisiológicos necesarios para la actividad fotosintética (Goto, 2003).

Un factor más que pudo intervenir en la acumulación de materia en los tallos, fue la ampliación del fotoperiodo; se ha determinado que el fotoperiodo influye fuertemente en la exportación de azúcares, así como en la acumulación de fotosintatos, especialmente cuando se extiende, se incrementa la translocación de azúcares (Shishido et al., 1990).

3.6.9. Longitud de planta

En el primer ciclo de crecimiento, no se observaron efectos de la LR y la LA en la longitud de las plantas de *E. pulcherrima* var. Valenciana. Sin embargo, en el segundo ciclo de crecimiento, a partir de la poda total de los brotes y un nuevo desarrollo, las plantas que estuvieron bajo LR, presentaron, como efecto residual, una disminución significativa en su longitud final promedio, fue 14.34 % menor a las que recibieron solo LS. A pesar de que en las plantas bajo LA también se observó una disminución en su longitud, esta no fue significativa. Al respecto Hisamatsu (2005), señaló que la LR es más eficiente para regular la morfología de las plantas. Islam et al. (2014) encontraron que bajo LR AFD, se presentó una disminución en la longitud de plantas de nochebuena y una disminución significativa en los niveles de giberelinas. El efecto de las giberelinas es conocido por estimular el alargamiento celular e influir en el alargamiento del tallo (Kalra & Bhatla, 2018), por lo tanto, la LR probablemente disminuyó la concentración de giberelinas y redujo el alargamiento de los tallos.

3.6.10. Floración

En este estudio la LA y LR retrasaron significativamente los días a ciatio visible y la pigmentación de brácteas, el retraso fue de 39 y 40 d respectivamente, comparado con recibir solo LS. Se sabe que en *E. pulcherrima* var. Valenciana, ambos procesos ocurren simultáneamente cuando las plantas se someten a

ciclos de noches largas (Galindo-García et al., 2015), contrario a los resultados obtenidos en este estudio. Zhang & Runkle (2019) obtuvieron resultados similares al someter dos variedades de nochebuena a una extensión del fotoperiodo en 4 o 6 h con LR AFD. Sin embargo, 30 minutos AFD de LR no influyeron en estos procesos en otros dos cultivares (Islam et al., 2014). De igual manera, 10 h diarias bajo lámparas con 5 % de LA o iluminación suplementaria bajo LEDs con 20 % de LA y 80 % de LR tampoco retrasaron la floración y pigmentación de brácteas (Islam et al., 2012).

El retraso en la floración y pigmentación de brácteas pudiera explicarse, en primer lugar, por efecto de la LR. Craig & Runkle (2013) señalaron que, en noches largas e ininterrumpidas, la forma Pfr del fitocromo, que inhibe la floración, se convierte en la forma Pr. Una baja concentración de la forma Pfr es insuficiente para inhibir la floración, pero al proporcionar LR, la forma Pr se convierte nuevamente en Pfr e inhibe la floración en plantas de noches largas. En segundo lugar, aunque el efecto de la LA en la floración no está ampliamente estudiado (Craig & Runkle, 2013; Jeong et al., 2014), se ha demostrado que puede inhibirla parcial o totalmente, en función del tiempo de exposición (Jeong et al., 2014), del momento del día en que se aplique o de ambos (Nissim-Levi et al., 2019). Finalmente, es importante considerar que requiere de noches largas para florecer, y en este caso se acortaron al extender el fotoperiodo en cinco h con LA y LR, por lo tanto, esta variedad pudo registrarlo como días largos, retrasando ambos procesos.

3.7. Conclusiones

La luz LED roja o azul como extensión del fotoperiodo, generan cambios morfológicos y fisiológicos en las plantas de *E. pulcherrima* var. Valenciana. Estos efectos se manifiestan en mayor grado en la fisiología que en la morfología y varían en función de las etapas de su ciclo de vida. Las respuestas fisiológicas durante la etapa vegetativa no se conservan en la etapa de floración. El contenido de azúcares, principalmente los solubles totales, el de los carotenoides y de las clorofilas se reducen en la etapa de floración.

Las respuestas de las plantas *E. pulcherrima* var. Valenciana a la calidad de la luz difieren en función de ésta. La luz azul disminuye la producción de clorofilas, a, b y total, así como los carotenoides y la capacidad antioxidante en la etapa vegetativa; incrementa los fenoles en la etapa vegetativa y los azúcares solubles totales durante la floración. Por su parte, la luz roja disminuyó significativamente la actividad fotosintética en etapa vegetativa.

La aplicación de luz azul y luz roja a las plantas de *E. pulcherrima* var. Valenciana disminuyó el peso seco de tallos y retrasó el tiempo de aparición de los ciatios visibles y pigmentación de brácteas. En el segundo ciclo de floración en las plantas sometidas a luz azul, el contenido de azúcares reductores disminuyó y las expuestas a luz roja presentaron una reducción significativa en su longitud.

No es recomendable aplicar solamente LA, ya que disminuye la producción de algunos metabolitos. Sin embargo, al igual que la LR retrasó el tiempo de la floración. Esto abre la posibilidad, en términos tecnológicos, de producir flores de *E. pulcherrima* var. Valenciana fuera de temporada y disponer de ellas para utilizarlas en distintos procesos agroindustriales o farmacéuticos.

3.8. Literatura citada

- Abeyasinghe, D., Li, X., Sun, C., Zhang, W., Zhou, C., & Chen, K. (2007). Bioactive compounds and antioxidant capacities in different edible tissues of citrus fruit of four species. *Food Chemistry*, 104(4), 1338-1344.
- Abidi, F., Girault, T., Douillet, O., Guillemain, G., Sintès, G., Laffaire, M., Ahmed, H. B., Smiti, S., Huché-Thélier, L., & Leduc, N. (2012). Blue light effects on rose photosynthesis and photomorphogenesis. *Plant Biology*, 15(1), 67-74.
- Ballaré, C. L. (2014). Light regulation of plant defense. *Annual Review of Plant Biology*, 65, 335-363.
- Bayat, L., Arab, M., Aliniaieffarad, S., Seif, M., Lastochkina, O., & Li, T. (2018). Effects of growth under different light spectra on the subsequent high light tolerance in rose plants. *AoB PLANTS*, 10(5), Artículo ply 052.

- Bhatla, S. C. (2018). Light perception and transduction: In S. C. Bhatla, & M. A. Lal (Eds.), *Plant physiology, development and metabolism* (pp. 519-558). Springer.
- Briggs, W. R., & Christie, J. M. (2002). Phototropins 1 and 2: Versatile plant blue-light receptors. *Trends in Plant Science*, 7(5), 204-210.
- Cazzonelli, C. I., & Pogson, B. J. (2010). Source to sink: Regulation of carotenoid biosynthesis in plants. *Trends in Plant Science*, 15(5), 266-274.
- Chen, X., Wang, L., Li, T., Yang, Q., & Guo, W. (2019). Sugar accumulation and growth of lettuce exposed to different lighting modes of red and blue LED light. *Scientific Reports*, 9(1), Artículo 6926.
- Colinas, L. M. T. (2009). La nochebuena ayer, hoy y mañana. In C. F de J. Osuna, P. F. García, R. S. Ramírez, C. L. Granada, & G. D. V. Galindo (Com.), *Séptimo Simposium Internacional de Viverismo* (pp. 118-123).
- Craig, D. S., & Runkle, E. S. (2013). A moderate to high red to far red light ratio from light-emitting diodes controls flowering of short-day plants. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 138(3), 167-172.
- Craver, J. K., Gerovac, J. R., Lopez, R. G., & Kopsell, D. A. (2017). Light intensity and light quality from sole-source light-emitting diodes impact phytochemical concentrations within *Brassica* microgreens. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 142(1), 3-12.
- Darko, E., Heydarizadeh, P., Schoefs, B., & Sabzalain, M. R. (2014). Photosynthesis under artificial light: the shift in primary and secondary metabolism. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 369(1640), 20130243-20130243.
- Dou, H., Niu, G., Gu, M., & Masabni, J. (2017). Effects of light quality on growth and phytonutrient accumulation of herbs under controlled environments. *Horticulturae*, 3(2), Artículo 36.

- Dzakovich, M. P., Gómez, C., Ferruzzi, M. G., & Mitchell, C. A. (2017). Chemical and sensory properties of greenhouse tomatoes remain unchanged in response to red, blue, and far red supplemental light from light-emitting diodes. *HortScience*, 52(12), 1734-1741.
- Galindo-García, D. V., Alia-Tejacal, I., Colinas-León, M. T. B., & Valdez-Aguilar, L. A. (2015). *Caracterización agronómica de la nochebuena de sol Euphorbia pulcherrima Willd. ex Klotzsch*. Universidad Autónoma del Estado de Morelos.
- Galindo-García, D. V., Alia-Tejacal, I., Andrade-Rodríguez, M., Colinas-León, M. T., Canul-Ku, J., & Sainz-Aispuro, M. J. (2012). Producción de nochebuena de sol en Morelos, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3 (4).
- Goto, E. (2003). Effects of light quality on growth of crops plants under artificial lighting. *Environment Control in Biology*, 41(2), 121-132.
- Hashempour, A., Ghazvini, R. F., Bakhshi, D., Ghasemnezhad, M., Sharafti, M., & Ahmadian, H. (2010). Ascorbic acid, anthocyanins, and phenolics contents and antioxidant activity of ber, azarole, raspberry, and cornelian cherry fruit genotypes growing in Iran. *Horticulture Environment and Biotechnology*, 51(2), 1-6.
- Hanyu, H., & Shoji, K. (2000). Effects of blue light and red light on kidney bean plants grown under combined radiation from narrow-band lights sources. *Environment Control in Biology*, 38(1), Artículo 1324.
- Hisamatsu, T. (2005). The involvement of gibberellin 20-oxidase genes in phytochrome-regulated petiole elongation of *Arabidopsis*. *Plant Physiology*, 138(2), 1106-1116.
- Hogewoning, S. W., Trouwborst, G., Maljaars, H., Poorter, H., Van Ieperen, W., & Harbinson, J. (2010). Blue light dose-responses of leaf photosynthesis, morphology, and chemical composition of *Cucumis sativus* grown under different combinations of red and blue light. *Journal of Experimental Botany*, 61(11), 3107-3117.

- Islam, M. A., Kuwar, G., Clarke, J. L., Blystad, D.-R., Gislerød, H. R., Olsen, J. E., & Torre, S. (2012). Artificial light from light emitting diodes (LEDs) with a high portion of blue light results in shorter poinsettias compared to high pressure sodium (HPS) lamps. *Scientia Horticulturae*, 147, 136-143.
- Islam, M. A., Tarkowská, D., Clarke, J. L., Blystad, D.-R., Gislerød, H. R., Torre, S., & Olsen, J. E. (2014). Impact of end -of-day red and far-red light on plant morphology and hormone physiology of poinsettia. *Scientia Horticulturae*, 174, 77-86.
- Jeong, S. W., Hogewoning, S. W., & van Ieperen, W. (2014). Responses of supplemental blue light on flowering and stem extension growth of cut Chrysanthemum. *Scientia Horticulturae*, 165, 69-74.
- Kalra, G., & Bhatla, S. C. (2018). Gibberellins. In S. C. Bhatla, & M. A. Lal (Eds.), *Plant physiology development and metabolism* (pp. 617-628). Springer.
- Kim, S.-J., Hahn, E.-J., Heo, J.-W., & Paek, K.-Y. (2004). Effects of LEDS on net photosynthetic rate growth and leaf stomata of chrysanthemum plantlets in vitro. *Scientia Horticulturae*, 101(2), 143-151.
- Kumari, P., Panwar, S., Singh, K. P., Raju, D. V. S., & Kumar, P. (2014). Artificial lighting systems for ornamental plants-A review. *Journal of Ornamental Horticulture*, 17(1), 1-11.
- Kuskoski, E. M., Asuero, A. G., Troncoso, A. M., Mancini-Filho, J., & Fett, R. (2005). Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Ciencia e Tecnologia de Alimentos*, 25(4), 726-732.
- Lal, M. A. (2018a). Metabolism of Storage Carbohydrates. In S. C. Bhatla, & M. A. Lal (Eds.), *Plant physiology development and metabolism* (pp. 339-377). Springer.
- Lal, M. A. (2018b). Photosynthesis. In S. C. Bhatla, & M. A. Lal (Eds.), *Plant physiology development and metabolism* (pp. 159-226). Springer.

- Lattanzio, V., Lattanzio, V. M. T., & Cardinali A. (2006). Role of phenolics in the resistance mechanisms of plants against fungal pathogens and insects. In F. Imperato (Ed.), *Phytochemistry: Advances in research*, (pp. 23-67). Research signpost.
- Li, Z., Wakao, S., Fischer, B. B., & Niyogi, K. K. (2009). Sensing and responding to excess light. *Annual Review of Plant Biology*, 60(1), 239-260.
- Lobiuc, A., Vasilache, V., Orojan, M., Stoleru, T., Burducea, M., Pintilie, O., & Zamfirache, M-M. (2017). Blue and red LED illumination improves growth and bioactive compounds contents in acyanic and cyanic *Ocimum basilicum* L. microgreens. *Molecules*, 22(12), 2111.
- Lynn, D. G., & Chang, M. (1990). Phenolic signals in cohabitation: Implications for plant development. *Annual Review of Plant Physiology and Molecular Biology*, 41(1), 497-526.
- Manivannan, A., Soundararajan, P., Halimah, N., Ko, C. H., & Jeong, B. R. (2015). Blue LED light enhances growth, phytochemical contents, and antioxidant enzyme activities of *Rehmannia glutinosa* cultured in vitro. *Horticulture Environment and Biotechnology*, 56(1), 105-113.
- Mitchell, C. A., Dzakovich, M. P., Gómez, C., López, R., Burr, J. F., Hernández, R., Kubota, Ch., Currey, Ch. J., Meng. O., Runkle, E. S., Bourget, C. M., Morrow, R. C., & Both, A. J. (2015). Light-emitting diodes in horticulture. *Horticultural Reviews*, 43, 1-87.
- Möglich, A., Yang, X., Ayers, R. A., & Moffat, K. (2010). Structure and function of plant photoreceptors. *Annual Review of Plant Biology*, 61(1), 21-47.
- Naznin, T. N., Lefsrud, M., Gravel, V., & Azad, M. (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), Artículo 93.

- Nissim-Levi, A., Kitron, M., Nishri, Y., Ovadia, R., Forer, I., & Oren-Shamir, M. (2019). Effects of blue and red LED lights on growth and flowering of *Chrysanthemum morifolium*. *Scientia Horticulturae*, 254, 77-83.
- Ohashi-Kaneko, K., Matsuda, R., Goto, E., Fujiwara, K., & Kurata, K. (2006). Growth of rice plants under red light with or without supplemental blue light. *Soil Science and Plant Nutrition*, 52(4), 444-452.
- 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.
- 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.
- Pinelo, M., Manzocco, L., Núñez, M. J., & Nicoli, M. C. (2004). Interaction among phenols in food fortification: Negative synergism on antioxidant capacity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52, 1177-1180.
- Pocock, T. (2015). Light-emitting diodes and the modulation of specialty crops: Light sensing and signaling networks in plants. *HortScience*, 50 (9), 1281-1284.
- Robbins, N. S., & Pharr, D. M. (1987). Regulation of photosynthetic carbon metabolism in cucumber by light intensity and photosynthetic period. *Plant Physiology*, 85(2), 592-597.
- Ruiz-Reyes, S. G., Venegas-Casanova, E. A., Valdiviezo-Campos, J. E., & Plasencia-Cuba, J. L. (2018). Contenido de fenoles totales y capacidad antioxidante in vitro del zumo de “pur pur” *Passiflora tripartita* var. mollissima (Passifloraceae). *Arnaldoa*, 25(3), 1003-1014.
- Sabzalian, M. R., Heydarizadeh, P., Zahedi, M., Boroomand, A., Agharokn, N., Sahba, M. R., & Schoefs, B. (2014). High performance of vegetables,

- flowers, and medicinal plants in a red-blue LED incubator for indoor plant production. *Agronomic Sustainable and Development*, 34, 879-886.
- Samuolienė, G., Brazaitytė, A., Urbonavičiūtė, A., Šabajevienė, G., & Duchovskis, P. (2010). The effect of red and blue light component on the growth and development of frigo strawberries. *Zemdirbyste-Agriculture*, 97(2), 99-104.
- Samuolienė, G., Brazaitytė, A., Sirtautas, R., Viršilė, A., Sakalauskaitė, J., Sakalauskienė, S., & Duchovskis, P. (2013). LED illumination affects bioactive compounds in romaine baby leaf lettuce. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 93(13), 3286-3291.
- Shishido, Y., Seyama, N., Imada, S., & Hori, Y. (1990). Effect of the photosynthetic light period on the carbon budget of young tomato leaves. *Annals of Botany*, 66 (6), 729-735.
- Somogyi, M. (1952). Notes on sugar determination. *Journal of Biological Chemistry*, 195(1), 19-23.
- Tuan, P. A., Thwe, A. A., Kim, Y. B., Kim, J. K., Kim, S.-J., Lee, S., Chung, S.-O., & Park, S. U. (2013). Effects of white, blue and red light-emitting diodes on carotenoid biosynthetic gene expression levels and carotenoid accumulation in sprouts of tartary buckwheat (*Fagopyrum tataricum* Gaertn.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 61(50), 12356-12361.
- Wang, Z., Kong, Y., Cheng, J., & Yang, R. (2008). Effects of supplied light on photosynthetic characteristics and translocation of ¹⁴C-assimilates of cucumber growing under solar greenhouse. *Transactions of the Chinese Society of Agricultural Engineering*, 24, 203-206.
- Wang, L. N., Yang, X. Y., Ren, Z. H., & Wang, X. F. (2014). Regulation of photoassimilate distribution between source and sink organs of crops through light environment control in greenhouses. *Agricultural Sciences*, 5, 250-256.

- Warrier, R. R., Paul M., & Vineetha, M. V. (2013). Estimation of salicylic acid in eucalyptus leaves using spectrophotometric methods. *Genetics and Plant Physiology*, 3(2), 90-97.
- Waterman, P. G., & Mole, S. (1994). *Analysis of phenolic plant metabolites*. Blackwell Scientific Publications.
- Whitam, F. H., Blaydes, D. F., & Devlin R. M. (1971) *Experiments in plant physiology*. Van Nostrand Reinhold Company.
- Wu, M., Hou, C., Jiang, C., Wang, Y., Wang, C., Chen, H., & Chang, H. (2007). A novel approach of LED light radiation improves the antioxidant activity of pea seedlings. *Food Chemistry*, 101(4), 1753-1758.
- Zhang, L., Ma, G., Kato, M., Yamawaki, K., Takagi, T., Kiriwa, Y., Ikoma, Y., Matsumoto, H., Yoshioka, T., & Nesumi H. (2011). Regulation of carotenoid accumulation and the expression of carotenoid metabolic genes in citrus juice sacs in vitro. *Journal of Experimental Botany*, 63(2), 871-886.
- Zhang, M., and Runkle, E. S. (2019). Regulating flowering and extension growth of poinsettia using red and far-red light-emitting diodes for end-of-day lighting. *HortScience*, 54(2), 323-327.
- Zukauskaz, A., Bliznikas, Z., Breivė, K., NovičKovas, A., Samuolienė, G., Urbonavičiūtė, A., Brazaitytė, A., Jankauskienė, J., & Duchovskis, P (2011). Effect of supplementary pre-harvest led lighting on the antioxidant properties of lettuce cultivars. *Acta Horticulturae*, 907, 87-90.
- Zulfigar, S., Sharif, S., Saeed, M., & Tahir, A. (2021). Role of carotenoids in photosynthesis. In M. Zia-UI-Haq, S. Dewanjee, & M. Riaz (Eds.). *Carotenoids: Structure and function in the human body* (pp. 147-185). Springer.

4. FLORACIÓN DE *Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch var Valenciana BAJO LUZ LED AZUL Y ROJA

4.1. Resumen

El objetivo de este estudio fue determinar el efecto de luz azul (LA) y luz roja (LR), aplicada cinco horas al final del día (AFD) y el de la temperatura, sobre la floración de *Euphorbia pulcherrima* var Valenciana. Bajo invernadero se establecieron tres grupos de plantas con ocho unidades experimentales cada uno. Los tres recibieron luz solar (LS), AFD uno estuvo bajo LA (460 nm) y otro bajo LR (660 nm) con un flujo de fotones fotosintéticamente activos de $440 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ y $550 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ respectivamente. Los tratamientos se aplicaron desde el inicio del experimento hasta 144 d. En un segundo ciclo de floración se evaluaron efectos residuales de los tratamientos. En el primer ciclo de floración la aparición de ciatios y pigmentación de brácteas, bajo LA ocurrió en promedio a los 177.5 d de iniciados los tratamientos, y bajo LR a los 178 d. Comparado con la aplicación de solo LS (138 d), el proceso se retrasó, en promedio, 39 y 40 d, bajo LA y LR, respectivamente. No se registraron efectos residuales de los tratamientos en la floración. El retraso prolongado en la floración pudiera no sólo atribuirse a la calidad e intensidad de la luz, sino también al fotoperiodo y a la temperatura diurna registrada por arriba de lo documentado para la etapa de iniciación floral en la var Valenciana. La floración tardía puede representar una oportunidad para disponer de flores por mayor tiempo o disponer de este recurso fuera de temporada para usos diferentes al ornamental, a través del manejo de la luz en invernadero.

Palabras clave: Fotoperiodo, calidad de la luz, floración tardía, temperatura diurna.

4.2. Abstract

The objective of this study was to determine the effect of blue light (BL) and red light (RL), applied five hours at the end of the day (DFA) and that of temperature on flowering of *Euphorbia pulcherrima* var. Under greenhouse three groups of plants were established with eight experimental units each, the three received sunlight (LS), AFD one was under LA (460 nm) and another under LR (660 nm) with an approximate photosynthetically active photon flux of 440 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ and 550 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ respectively; the treatments were applied from the beginning of the experiment until 144 d. In a second flowering cycle, residual effects of the treatments were evaluated. In the first flowering cycle, the appearance of cyathia and bract pigmentation under LA occurred on average at 177.5 d after initiation of the treatments, and under LR at 178 d. Compared to the application of LS alone (138 d), the process was delayed, on average, 39 and 40 d, under LA and LR, respectively. No residual effects of the treatments on flowering were recorded. The prolonged delay in flowering could be attributed not only to the quality and intensity of light, but also to the photoperiod and daytime temperature recorded above that documented for the flower initiation stage in var Valenciana. Late flowering may represent an opportunity to have flowers available for a longer period of time or to have this resource available out of season for uses other than ornamental, through the management of light in the greenhouse.

Key words: Photoperiod, light quality, late flowering, diurnal temperature.

4.3. Introducción

La luz modula diversas respuestas metabólicas, morfológicas y de desarrollo en las plantas (Möglich et al., 2010) y entre las últimas se encuentra la floración (Bhatla, 2018). El efecto en la floración se manifiesta fundamentalmente en especies consideradas fotoperiódicas o dependientes de la duración diaria de la luz para florecer (Lin, 2000). Existen dos grupos de plantas en función de su respuesta al fotoperiodo: las que florecen durante días largos y noches cortas (plantas de días largos-PDL), y las que florecen durante días cortos y noches largas (plantas de días cortos-PDC) (Craig & Runkle, 2013).

Como lo refieren Lin (2000) y Thomas (2006) la duración diaria de la luz o fotoperiodo es fundamental en el tiempo para floración, por lo que, dependiendo de la duración del día, en muchas plantas la floración se promueve o se hace lenta (Chaves et al., 2011).

Las plantas detectan la luz a través de diversas familias de fotorreceptores, mediante los cuales ajustan su crecimiento y desarrollo en diversas condiciones ambientales (Chen et al., 2004). Existen seis familias de fotorreceptores que median en la transducción de señales inducidas por la luz: los fitocromos, criptocromos, fototropinas, rodopsinas, xantopsinas, y proteínas BLUF (Van der Horst & Hellingwerf, 2004).

En horticultura, el manejo de la luz es muy importante, este se ha facilitado mediante el uso de la tecnología de iluminación de diodos emisores de luz (LEDs- Light Emitting Diodes). Mediante su manejo es posible controlar respuestas deseadas en las plantas (Pocok, 2015). Algunas características que pueden manipularse en los cultivos mediante el uso de LEDs son: el rendimiento, extender la temporada de producción, mejorar la calidad del producto y a través del manejo del fotoperiodo controlar la floración de especies sensibles a la duración del día (Kumari et al, 2014). Lo anterior es posible debido a que la tecnología LED permite manipular las componentes clave de la luz como: la cantidad, la calidad y tiempo de exposición o fotoperiodo, factores que son responsables del crecimiento y desarrollo de las plantas (Liu, 2012).

E. pulcherrima o nochebuena, contribuye significativamente a la riqueza de la flora de México (Trejo et al., 2012). Además, es considerada un recurso fitogenético nacional, importante como germoplasma para investigación, mejoramiento genético y explotación comercial (Galindo-García et al., 2015). Por otro lado, su uso comercial es principalmente ornamental, pero existen registros de su uso en otros campos como en la medicina tradicional China (Dai et al., 2019) y en el Kano, Nigeria (Yakubu & Mukhtar, 2011). En México, los aztecas la cultivaban por sus propiedades medicinales, para extraer colorantes y como planta ornamental (Taylor, 2018). Asimismo, hay estudios del uso potencial de algunos de sus metabolitos o extracto total de hojas y brácteas, como agentes de control de enfermedades en plantas (Goel & Sharma, 2013). En este sentido, Yakubu & Mukhtar (2011) señalaron que la Organización Mundial de la Salud, está aprobando de forma progresiva el tratamiento de enfermedades infecciosas con remedios a base de hierbas, debido a la resistencia a múltiples antibióticos que han desarrollado algunos patógenos.

El objetivo de este estudio fue generar información que pueda contribuir a los estudios ya existentes en nochebuena. Para ello, se evaluó el efecto de la extensión del fotoperiodo en cinco h al final del día (AFD) bajo dos calidades de luz LED: azul (LA-460 nm) y roja (LR-660 nm) en la floración y pigmentación de brácteas, de *E. pulcherrima* var. Valenciana (que en esta variedad ocurren simultáneamente), debido a que ambos componentes de la luz pueden manipularse y tienen gran impacto en la floración de esta planta que presenta fotoperiodo de noches largas.

4.4. Método

El experimento se estableció en un invernadero con cubierta de vidrio que se localiza en la Universidad Autónoma Chapingo (Coordenadas: 19° 29' 23" LN y 98° 53' 37" LO; 2250 msnm).

Durante el periodo de investigación las temperaturas promedio, mínima y máxima fueron: 17.85, 10.1 y 30.24 °C en el primer año y 18.2, 10.5 y 30.6 °C en el segundo, respectivamente. La humedad relativa promedio fue de 62.6 % en el

primer año y 60. 8 % en el segundo año. Los datos se registraron mediante dos HOBO®, modelo MX2300 tem/RH, ONSET 1-800-LOGGERS.

4.4.1. Material vegetal

El experimento se realizó con esquejes ya enraizados de *E. pulcherrima* variedad Valenciana, provenientes de Tetela del Monte, Morelos. Previo a los tratamientos de luz, se podaron los brotes para dejar las plantas con cuatro entrenudos. Las plantas se colocaron en bolsas de polietileno negro con capacidad para cuatro litros. Se utilizó un sustrato formado por una mezcla de tierra con hojarasca de pino-encino y lombricomposta, en proporción 3:1. En el trasplante se aplicó un promotor de desarrollo radical (ROOTEX®), y dos aplicaciones posteriores en intervalos de ocho días. En el mes de septiembre se fertilizó con NH_4NO_3 (100 ppm de N) dos veces por semana durante tres semanas. En el segundo ciclo de floración para evaluar efectos residuales se realizaron tres fertilizaciones con solución nutritiva completa (macro y microelementos).

4.4.2. Fuentes de iluminación y tratamientos

La luz se proporcionó con lámparas LED monocromáticas para uso en horticultura (LED Grow Light (E27). Se empleó luz azul (LA; All Blue 460 nm; 36W) y rojo profundo (LR; All Deep Red 660 nm; 36W).

La luz azul (LA) y la Luz roja (LR) se aplicaron partir de las 18:00 h y hasta las 23:00 h. El flujo de fotones fotosintéticamente activos aproximado que se proporcionó con la LA fue de $440 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, y con la LR fue de $550 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Las plantas del tratamiento testigo solo recibieron luz solar (LS = $109 \mu\text{mol m}^{-2} \text{d}^{-1}$, luz integral diaria).

El flujo de fotones fotosintéticamente activos (PPFD, por sus siglas en inglés), se midió en el centro de la fuente de luz y a una distancia de 20 cm del dosel de la planta, mediante un Quantum Meter (Modelo QMSW-SS, Apogee Instruments, Logan, UT). Los tratamientos iniciaron el 28 de julio y finalizaron el 19 de diciembre de 2019 (144 días). Las lámparas se colocaron 20 cm por arriba del dosel de las plantas. Para conservar esta distancia las lámparas se elevaron conforme las plantas crecieron.

Se establecieron 24 unidades experimentales, ocho para cada tratamiento. Cada unidad se conformó por tres plantas, con una separación entre unidades de 50 cm. Las unidades experimentales que recibieron los tratamientos de LA y LR se aislaron con cortinas de polietileno de doble color: blanco en el interior y negro en el exterior. Durante el día las cortinas permanecieron abiertas para que todas las plantas recibieran la LS que incidió en el invernadero.

4.4.3. Evaluación de tiempos de floración y pigmentación de brácteas

El análisis y la comparación de los tiempos de floración de las plantas de Nochebuena que se desarrollaron bajo las distintas condiciones de luz se realizó mediante el llamado Análisis de sobrevivencia (AS) (Lawless, 1982). El AS permite evaluar la ocurrencia y el tiempo en que se presenta un evento (Allison, 2010), como es el caso de la floración (Fox, 1993). El evento que se registró fue la aparición de ciatos y pigmentación de brácteas, ya que es un indicio del inicio de la floración en las plantas de Nochebuena.

La aplicación del AS permitió a) definir el tipo de distribución y las funciones de probabilidad asociadas a los tiempos de inicio de la floración y pigmentación de brácteas; b) comparar estadísticamente la distribución de los tiempos de floración y pigmentación de brácteas en las plantas expuestas a las tres condiciones de luz, y c) estimar un modelo de regresión con el fin de evaluar el efecto de las tres condiciones de luz en tiempos de inicio de la floración y pigmentación de brácteas. Además, con el AS se buscó el modelo estadístico que mejor representó la distribución de los tiempos de ocurrencia del evento y con base en él se hicieron las inferencias para obtener el modelo de regresión (Muenchow, 1986).

4.4.4. Distribución de los tiempos de inicio de la floración y pigmentación de brácteas

En virtud de que la presencia de ciatos se registró en intervalos de una semana, la distribución y la función de probabilidad asociada a la floración se obtuvo mediante el procedimiento LIFETEST de SAS (SAS Institute Inc., 2013). La comparación de las distribuciones de los tiempos de floración en las plantas

expuestas a las tres condiciones de luz se realizó mediante la prueba Log-Rank (Allison 2010).

El efecto de las condiciones de luz sobre los tiempos de floración y pigmentación de brácteas se evaluó con un modelo de regresión paramétrica de máxima verosimilitud mediante el procedimiento LIFEREG de SAS (SAS, Institute, 2013). Para comparar el efecto de las tres condiciones de luz, se seleccionó la condición de solo LS como variable de referencia. Los coeficientes de regresión y sus errores estándar ($\beta_i \pm EE$), se mejoraron con base en una prueba de bondad de ajuste, que permitió establecer el tipo de distribución que más se ajustó a los tiempos de inicio de la floración. La distribución observada se comparó con las distribuciones teóricas Weibull, Exponencial, Gamma, Log-logística y Log-normal (Allison 2010).

De acuerdo con Allison (2010), los coeficientes de regresión (β_i) obtenidos se transformaron con base en la relación e^{β_i} . El resultado estimó el cambio en el tiempo promedio de floración y pigmentación de brácteas, bajo las condiciones LA y LR, en relación con la condición de solo LS.

4.5. Resultados y discusión

El entorno lumínico del invernadero modificó los tiempos de floración y pigmentación de brácteas de las plantas de nochebuena. La variedad utilizada, denominada de sol, inicia la floración a principios de octubre, bajo las condiciones del experimento, este proceso ocurrió hasta la segunda semana de diciembre del año 2019.

Las plantas que se sometieron solo a LS presentaron una distribución de los tiempos de floración y pigmentación de brácteas que fue estadísticamente diferente a la que presentaron las plantas sometidas a LA ($\chi^2 = 47$; g.l. = 1; $P < 0.0001$) y a LR ($\chi^2 = 47$; g.l. = 1; $P < 0.0001$). Sin embargo, entre LA y LR no se presentaron diferencias significativas en los tiempos de floración ($\chi^2 = 0.6$; g.l. = 1; $P = 0.438$). En promedio ($\pm$ error estándar), el tiempo de floración de las plantas sometidas solo a LS (20 ± 0.01) fue seis semanas menor a las que se expusieron a LA (25.87 ± 0.193) y a LR (26 ± 0.209) (Figura 1A).

El modelo de regresión estimado (Cuadro 1) indica que el tiempo de floración y pigmentación de brácteas presentó incrementos estadísticamente significativos cuando se aplicó la LR y LA complementaria. En ambos casos, el incremento promedio del tiempo de floración se estimó cercano al 30 %.

Cuadro 1. Modelo de regresión de máxima verosimilitud para los tiempos de floración de *E. pulcherrima* var Valenciana, bajo solo LS, LA y LR. La condición de LS se consideró la variable de referencia. El parámetro e^{bi} indica la proporción de cambio en el tiempo de floración en relación con la variable de referencia. Se consideró que los tiempos de floración tienen una distribución Log-logística.

Parámetro	G. l.	$\beta_i \pm e. e.$	e^{bi}	χ^2	$Pr > \chi^2$
Intercepto	1	2.996 ± 0.004	.	553691	< 0.001
LA	1	0.2543 ± 0.0059	1.29	2382.44	< 0.001
LR	1	0.2616 ± 0.0058	1.30	2503.54	< 0.001
LS*	0	0			
Escala	1	0.019 ± 0.002			

En el año 2020 las mismas plantas, que ya no fueron sometidas a la adición de luz LED, presentaron una distribución de sus tiempos de floración significativamente diferente a la que se presentó en 2019 ($\chi^2 = 150.9$; g.l. = 1; $P < 0.0001$). A diferencia de lo que ocurrió en 2019, dónde el tiempo de floración promedio ($\pm e. e.$) fue de 23.9 (± 0.345) semanas, en 2020 fue de sólo 13.07 (± 0.163) semanas (Figura 1B).

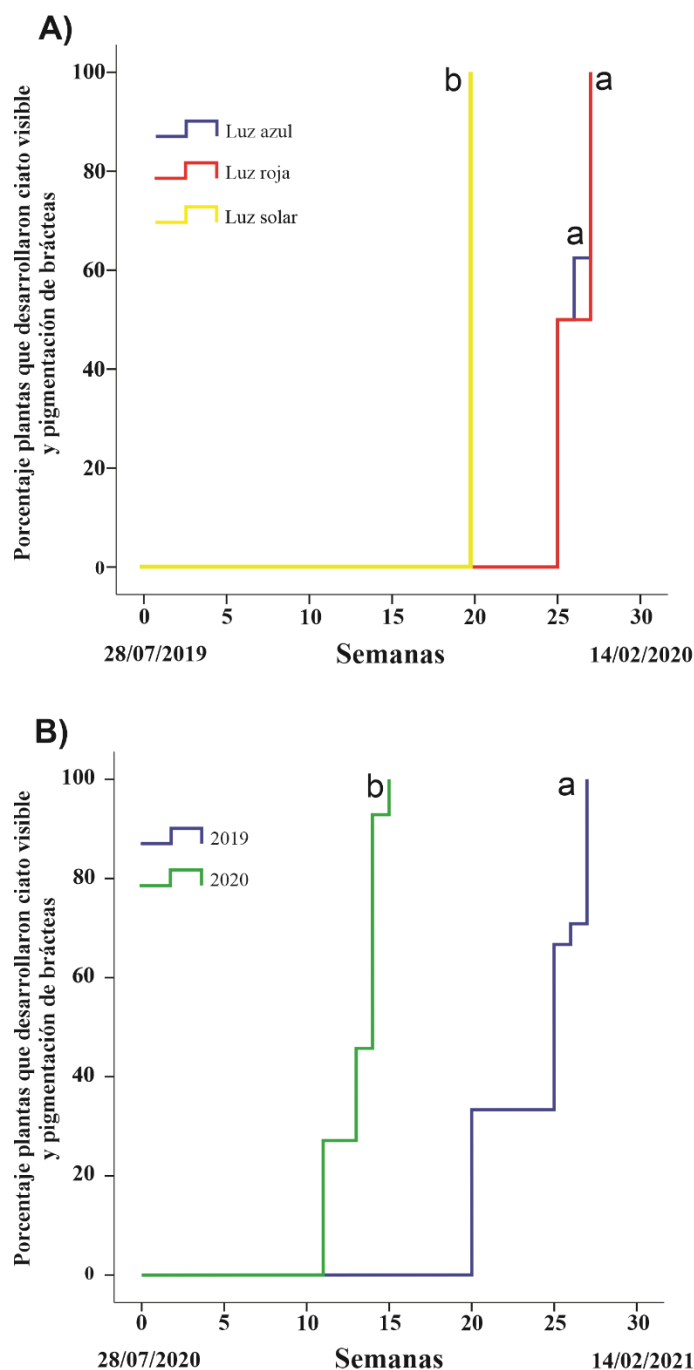


Figura 1. Distribución de los tiempos de floración y pigmentación de brácteas de *E. pulcherrima* var. Valenciana. A) Distribución de los tiempos de floración y pigmentación de brácteas bajo dos condiciones de luz: LA, luz azul y LR, luz roja; sin extensión del fotoperiodo LS, luz solar. B) Distribución de los tiempos de floración en dos ciclos de evaluación. En 2019 se consideraron plantas que fueron sometidas a extensión del fotoperiodo con LA y LS y en 2020, las mismas plantas sin extensión del fotoperiodo. Letras diferentes en las curvas indican diferencias estadísticamente significativas ($P < 0.05$).

El retraso en la floración y pigmentación de brácteas de *E. pulcherrima* var Valenciana bajo los tratamientos de luz puede estar relacionado no solo con el fotoperíodo, sino también con la calidad e intensidad de la luz, así como con la temperatura. La nochebuena es una planta considerada de noches largas. Ecke III et al. (2004) indicaron que la iniciación floral requiere de una duración crítica de la noche mayor de 11 h y 40 minutos y en particular Galindo-García et al. (2015) encontraron que la variedad requiere por arriba de 11 h de oscuridad, para la iniciación y desarrollo de las flores. El incremento del periodo de iluminación en cinco h (8 de oscuridad), fue, posiblemente, uno de los factores que contribuyó al retraso de la floración. Los ciatios fueron visibles, e inició la pigmentación de brácteas, en el mes de enero, eventos que debieron de ocurrir a principios del mes de octubre (primera semana), puesto que la mayoría de ecotipos de nochebuena de sol, como se considera la variedad Valenciana, se denominan tempranos (Galindo-García et al., 2015). La inducción a la floración ocurre a fines del mes de septiembre, cuando las brácteas empiezan a pigmentarse y pueden observarse los ciatios a inicios de octubre (Kannangara & Hansson, 1988). En *E. pulcherrima*, como planta fotoperiódica obligatoria, la duración del día es determinante. Esto es, el tiempo de exposición a la luz o fotoperiodo determina si crece vegetativamente o florece (Berghage & Heins, 1990). En este sentido, Runkle & Heins (2006) indicaron que para que ocurra la floración en plantas obligatorias de días cortos se requiere de periodos de oscuridad largos e ininterrumpidos.

Cabe señalar también que el número de noches largas a las que la planta está expuesta es determinante. Kannangara & Hansson (1988) sometieron a *E. pulcherrima* durante tres semanas a condiciones de días cortos y posteriormente a luz continua. Esto evitó la producción de primordios florales o pigmentación brácteas, en tanto que, en otro grupo de plantas, estos eventos se presentaron a la cuarta semana de días cortos. Lo anterior parece indicar que se requiere un tiempo específico bajo días cortos para el desarrollo de flores y pigmentación de brácteas. Esto pudiera explicar porque, en la variedad Valenciana, el retraso de la floración bajo los tratamientos de LR y LA se extendió tres semanas después

de que se interrumpió la ampliación de las horas luz y se incrementó el periodo de oscuridad (13 y 29-01-2020).

La temperatura es otro factor que pudo estar relacionado con la extensión del periodo vegetativo en la var Valenciana, en virtud de que se considera determinante para la floración (Ecke III et al., 2004). Schnelle et al. (2006) indicaron que la etapa de iniciación floral parece ser muy sensible a temperaturas altas y se puede provocar su retraso (“retraso por calor”). Existen diversos efectos en la floración que se relacionan con las temperaturas nocturnas, diurnas o promedio diario, pero las respuestas dependen del cultivar (Alden & Faust, 2021). En este estudio las temperaturas promedio diurnas, registradas en el interior del invernadero en la última semana de septiembre, fecha en la que debió ocurrir la inducción floral (Galindo-García et al., 2012), fueron hasta cuatro grados más altas que las recomendadas para esta etapa (20 –22 °C según Ecke III et al. (2004). En este sentido, Runkle & Heins (2006) indicaron que, por arriba de las temperaturas óptimas, la iniciación de la floración puede presentar “retraso por calor”; por otro lado, Berghage & Heins (1990) señalaron que el retraso por calor hace sinergismo con la reducción en el número de horas de oscuridad. En este sentido, Alden & Faust (2021) observaron retraso en la floración en dos variedades de *E. pulcherrima*, una resistente al calor y otra sensible, cuando éstas estuvieron expuestas a temperaturas altas (24-28 °C) y a un periodo de 12 h de oscuridad, mientras que, bajo 14 h de oscuridad en las mismas condiciones de temperatura, el tiempo de floración no se afectó.

En el segundo ciclo de floración y pigmentación de brácteas, sin extender el fotoperiodo, también se registró retraso en la floración, aunque sin diferencias significativas entre tratamientos. En las plantas que estuvieron solo bajo luz solar los eventos ocurrieron la tercera semana de octubre (podría hablarse de una semana de retraso, comparado con los datos registrados en campo) y en las plantas que estuvieron bajo LA y LR (fotoperiodo extendido) ocurrieron durante la primera y segunda semana de noviembre (retraso de tres semanas). El retraso en la floración y pigmentación de brácteas en este segundo ciclo puede atribuirse

a las temperaturas registradas, superiores a las recomendadas para la inducción floral.

Finalmente, el tercer factor que contribuyó posiblemente en el retraso de la floración es la calidad de la luz (espectro de luz). Craig & Runkle (2013), refieren que la floración de las plantas de noches largas puede inhibirse con iluminación nocturna, pero que faltan estudios para definir un espectro capaz de controlarla, ya que los tiempos de exposición y la calidad de ésta, tienen efectos diferentes. Runkle (2017) señaló que, a una intensidad alta, $20 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ o más, la LA puede inhibir la floración de plantas de días cortos. No obstante, también se han detectado cambios en función del tiempo de exposición (Jeong et al., 2014), del momento del día en que se aplique o de ambos (Nissim-Levi et al., 2019).

Algunos estudios han demostrado que la floración de *E. pulcherrima*, puede verse afectada por la extensión del fotoperiodo con LR AFD, pero al igual que con la LA, su efecto está en función de su proporción, intensidad y el tiempo de exposición (Islam et al., 2014; Zhang & Runkle, 2019). Islam et al. (2012), encontraron que la aparición de ciatios y pigmentación de brácteas no se afectó al someter dos variedades de nochebuena a 30 minutos de LR de baja radiación ($5 \text{ mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) AFD. Sin embargo Zhang & Runkle (2019) encontraron que cuatro h AFD de una alta proporción luz roja:rojo lejano (0.73:0.04 respectivamente), más dos h de rojo lejano (seis h en total) retrasaron la floración de dos cultivares de nochebuena. No obstante, también se ha documentado que las respuestas entre los cultivares de *E. pulcherrima* a la LR son variables.

Por lo tanto, el retraso en el tiempo de floración y pigmentación de brácteas de la var Valenciana, tal como lo señalaron Kami et al. (2010), pudo ser el resultado conjunto de temperaturas diurnas elevadas, así como de las características de la luz: fotoperiodo, calidad e intensidad. Debido a que el crecimiento y desarrollo de las plantas están regulados por estos tres elementos (Liu, 2012). Por lo tanto, en ambientes controlados, la luz, así como la temperatura, pueden manipularse con el objetivo de influir en la morfología y en los tiempos de floración (Runkle & Heins, 2006).

4.6. Conclusiones

La extensión del fotoperiodo en cinco h, la temperatura diurna por arriba de 24 °C en el periodo de iniciación floral y la calidad de la luz (roja o azul) no son factores que favorezcan la floración de *E. pulcherima* var. Valenciana, para su venta como planta ornamental en la temporada decembrina.

Las temperaturas diurnas por arriba de 24 °C durante la iniciación floral, aunado a la ampliación de cinco horas en el fotoperiodo, así como la calidad e intensidad de la luz, pudieron ejercer sinergismo y retrasaron por un tiempo amplio (39 y 40 días, bajo luz azul y roja respectivamente) la floración y pigmentación de brácteas de *E. pulcherrima* var Valenciana. La luz azul y roja no provocó efectos residuales en el tiempo de floración y pigmentación de brácteas.

4.7. Literatura citada

- Alden, M., & Faust, J. E. (2021). Unravelling the role of temperature and photoperiod on poinsettia heat delay. *HortScience*, 56(9), 1097-1103.
- Berghage, R. D., & Heins, R. D. (1990). *Temperature* (2nd ed.). Ohio State University.
- Bhatla, S. C. (2018). Light perception and transduction. In S. C. Bahatla, & M. A. Lal (Eds.), *Plant physiology development and metabolism* (pp. 519-558). Springer.
- Chaves, I., Pokorny, R., Byrdin, M., Hoang, N., Ritz, T., Brettel, K., Essen, L-O., van der Horst, G. T. J., Batschauer, A., & Ahmad, M. (2011). The cryptochromes. Blue light photoreceptors in plants and animals. *Annual Review of Plant Biology*, 62(1), 335-364.
- Chen, M., Chory, J., & Fankhauser, C. (2004). Light signal transduction in higher plants. *Annual Review of Genetics*, 38(1), 87-117.
- Craig, D. S., & Runkle, E. S. (2013). A moderate to high red to far red light ratio from light-emitting diodes controls flowering of short-day plants. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 138(3), 167-172.

- Dai, Y., Liu, S., Xu, J., Zhao, C., & Gu, Q. (2019). Triterpenoids from *Euphorbia pulcherrima* with inhibitory effects on osteoclastogenesis. *Fitoterapia*, 134, 355-361.
- Ecke III, P., Faust, J. E., Williams, J., & Higgins, A. (2004). *The Ecke poinsettia manual*. Ball Publishing.
- Fox, G. A. (1993). Failure-time analysis: emergence, flowering, survivorship, and other waiting times. In S. M Scheiner, & J Gurevitch (Eds.). *Design and analysis of ecological experiments* (pp. 253–289). Chapman and Hall.
- Galindo-García, D. V., Alia-Tejacal, I., Andrade-Rodríguez, M., Colinas-León, M. T., Canul-Ku, J., & Sainz-Aispuro, M. J. (2012). Producción de nochebuena de sol (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch) en Morelos, México. *Revista Mexica de Ciencias Agrícolas*, 4, 751-763.
- Galindo-García, D. V., Alia-Tejacal, I., Colinas-León, M. T. B., & Valdez-Aguilar, L. A. (2015). *Caracterización agronómica de la nochebuena de sol Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch. Universidad Autónoma del Estado de Morelos.
- Goel, A., & Sharma, K. (2013). Effect of *Euphorbia pulcherrima* leaf and inflorescence extract on various cytomorphological parameters of *Aspergillus fumigatus*. *International Journal of Biological, Agricultural, Biosystems, Life Science and Engineering*, 7(9), 859-862.
- Islam, M. A., Kuwar, G., Clarke, J. L., Blystad, D.-R., Gislerød, H. R., Olsen, J. E., & Torre, S. (2012). Artificial light from light emitting diodes (LEDs) with a high portion of blue light results in shorter poinsettias compared to high pressure sodium (HPS) lamps. *Scientia Horticulturae*, 147, 136-143.
- Islam, M. A., Tarkowská, D., Clarke, J. L., Blystad, D.-R., Gislerød, H. R., Torre, S., & Olsen, J. E. (2014). Impact of end-of-day red and far-red light on plant morphology and hormone physiology of poinsettia. *Scientia Horticulturae*, 174, 77-86.

- Jeong, S. W., Hogewoning, S. W., & van Ieperen, W. (2014). Responses of supplemental blue light on flowering and stem extension growth of cut chrysanthemum. *Scientia Horticulturae*, 165, 67-74
- Kami, C., Lorrain, S., Hornitschek, P., & Fankhauser, C. (2010). Light-regulated plant growth and development. *Plant Development*, 91, 29-66.
- Kannangara, C. G., & Hansson, M. (1998). Arrest of chlorophyll accumulation prior to anthocyanin formation in *Euphorbia pulcherrima*. *Plant Physiology and Biochemistry*, 36(12), 843-848.
- Kumari, P., Panwar, S., Singh, K. P., Raju, D. V. S., & Kumar, P. (2014). Artificial lighting systems for ornamental plants-a review. *Journal of Ornamental Horticulture*, 17(1), 1-11.
- Lin, C. (2000). Photoreceptors and regulation of flowering time. *Plant Physiology*, 123(1), 39-50.
- Liu, W. (2012). Light environmental management for artificial protected horticulture. *Agrotechnology*, 1(1), 1-4.
- Lawless, J. F. (1982). *Statistical methods and model for lifetime data*. John Wiley & Sons.
- Möglich, A., Yang, X., Ayers, R. A., & Moffat, K. (2010). Structure and function of plant photoreceptors. *Annual Review of Plant Biology*, 61(1), 21-47.
- Muenchow, G. (1986). Ecological use of failure time analysis. *Ecology*, 67, 246–250.
- Nissim-Levi, A., Kitron, M., Nishri, Y., Ovadia, R., Forer, I., & Oren-Shamir, M. (2019). Effects of blue and red LED lights on growth and flowering of *Chrysanthemum morifolium*. *Scientia Horticulturae*, 254, 77-83.
- Pocock, T. (2015). Light-emitting diodes and the modulation of specialty crops: light sensing and signaling networks in plants. *HortScience*, 50, (9), 1281-1284.

- Runkle, E. (2017, Febrero). Effects of blue light on plants. Michigan State University, *Extension Floriculture Team*.
- Runkle, E. S., & Heins, R. D. (2006). Manipulating the light environment to control flowering and morphogenesis of herbaceous plants. *Acta Horticulturae*, 711, 51-60.
- SAS Institute Inc. (2013). SAS/STAT® 13.1 User's Guide. Cary, NC: SAS Institute Inc.
- Schnelle, R. A., Barett, J. E., & Clark, D. G. (2006). High temperature delay of floral initiation in modern poinsettia cultivars. *Acta Horticulturae*, 711, 273-278.
- Taylor, J. (2018). Poinsettia: Uncommon history of a common plant. *Journal of the California Garden & Landscape History Society*, 21(1), 3-17.
- Thomas, B. (2006). Light signals and flowering. *Journal of Experimental Botany*, 57(13), 3387-3393.
- Trejo, L., Feria-Arroyo, T. P., Olsen, K. M., Eguiarte, L. E., Arroyo, B., Gruhn, J. A., & Olson, M. E. (2012). Poinsettia's wild ancestor in the mexican dry tropics: Historical, genetic, and environmental evidence. *American Journal of Botany*, 99 (7), 1146-1157.
- Van der Horst, M. A., & Hellingwerf, K. J. (2004). Photoreceptor proteins, "star actors of modern times". A review of the functional dynamics in the structure of representative members of six different photoreceptor families. *Accounts of Chemical Research*, 37(1), 13-20.
- Yakubu, A., & Mukhtar, M. D. (2011). In vitro antimicrobial activity of some phytochemical fractions of *Euphorbia pulcherrima* L. (poinsettia). *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(12), 2470-2475.
- Zhang, M., & Runkle E. S. (2019). Regulating flowering and extension growth of poinsettia using red and far-red light-emitting diodes for end-of-day lighting. *HortScience*, 54(2), 323-327.