UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA

COORDINACIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

DOCTORADO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

INFLUENCIA DE LA CALIDAD DE LA LUZ SOBRE PROCESOS FISIOLÓGICOS EN PASCUITA Y ALBAHACA

TESIS

Que como requisito parcial para obtener el grado de:

DOCTOR EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

Presenta:

CARLOS DE JESÚS MORALES BECERRIL

Bajo la supervisión de:

DRA. MARÍA TERESA BERYL COLINAS Y LEÓN

Texcoco, Estado de México. Diciembre de 2025

INFLUENCIA DE LA CALIDAD DE LA LUZ SOBRE PROCESOS FISIOLÓGICOS EN PASCUITA Y ALBAHACA

Tesis realizada por **Carlos de Jesús Morales Becerril** bajo la supervisión del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

DOCTOR EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

DIRECTORA: _____

Dra. María Teresa Beryl Colinas y León

ASESOR: _____

Dr. Ramón Marcos Soto Hernández

ASESORA: _____

Dra. Ma Teresa Martínez Damián

ASESOR: _____

Dr. Natanael Magaña Lira

LECTOR EXTERNO: _____

Dr. Iran Alia Tejacal

CONTENIDO

Contenido iii

Lista de cuadros v

Dedicatoria vi

Agradecimientos vii

Datos bibliográficos viii

Resumen general ix

Abstract x

1. Introducción general 1

1.1. Fuentes consultadas 5

2. Revisión de literatura 8

2.1. La luz y la fisiología vegetal 8

2.2. Luz LED en la horticultura 12

2.3. Efectos de la calidad de luz en el crecimiento y desarrollo de plantas en invernaderos y cámaras de crecimiento 15

2.3.1. Efectos generales de la luz roja sobre el crecimiento y desarrollo de plantas 20

2.3.2. Efectos generales de la luz azul sobre el crecimiento y desarrollo de plantas 22

2.3.3. Efectos generales de la combinación entre luz roja y azul sobre el crecimiento y desarrollo de plantas 23

2.3.4. Efectos de otros colores de luz sobre el crecimiento y desarrollo de plantas ……..24

2.4. Efectos de la calidad de luz en la propagación de plantas *in vitro* …….. 24

2.5 Las especies de estudio ……..……30

2.5.1. *Euphorbia leucocephala* Lotsy …… 30

2.5.2. Albahaca (*Ocimum basilicum* L.) …… 34

2.5.2.1. Generalidades de la albahaca …….. 34

2.5.2.2. Cultivo de albahaca bajo luz LED …….. 36

2.6. Literatura citada …… 41

3. Artículo científico: Establecimiento *in vitro* de pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) e inducción de callos y tallos bajo diferentes colores de luz LED …… 54

4. Artículo científico: *In vitro* propagation of pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy): effects of different LED light colors on callus, shoots, and roots induction …… 71

5. Artículo científico: Light spectrum influences adventitious root formation and shoot growth in *Euphorbia leucocephala* Lotsy stem cuttings …….. 91

6. Artículo científico: Phytochemical screening of pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) …… 99

7. Artículo científico: Light spectral quality on growth, development and secondary metabolism of basil …… 116

8. Conclusiones generales …… 136

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Efectos de diferentes colores de luz LED sobre diversos aspectos del crecimiento y desarrollo vegetal en diversas especies. 16
Cuadro 2. Efectos de diferentes colores de luz LED sobre aspectos del crecimiento y desarrollo vegetal en diversas especies bajo condiciones in vitro. 25
Cuadro 3. Efectos de diferentes colores de luz LED sobre aspectos del crecimiento y desarrollo vegetal en nochebuena (E. pulcherrima)..... 33

DEDICATORIA

A don Margarito Morales, quien nació a mediados de la década de 1930 en un pueblito oculto en la Sierra de Altotonga en Veracruz. Quien creció entre ríos de agua limpia, frondosas selvas y majestuosas montañas. Quien nunca aprendió a leer o escribir, pero aprendió a observar, escuchar y entender la vida a través de lo que la vida es, realidad.

A don Margarito Morales, a quien conocí mucho antes de conocerme a mí mismo. Quien estuvo ahí mientras aprendía a dar mis primeros pasos y quien me enseñó a correr detrás de los gatos. Quien me enseñó que el sol no solo se mueve de este a oeste y que no hace falta un reloj para saber qué hora es. Quien me enseñó a apreciar la lluvia mientras el viento baila con ella y los rayos la colorean. Quien me enseñó a contemplar, a centrarse en esa belleza única de las cosas, mientras todo lo demás se mueve alrededor.

A don margarito Morales, quien me enseñó, aun siendo un niño, como cultivar el maíz, como podar los limones y como injertar un rosal. Quien me enseñó que la ciencia nace de la observación y que no siempre se necesita de antecedentes para resolver un problema, solo se necesita pensar y hacer.

A don Margarito Morales, quien me enseñó que el amor por la familia es uno de los motores más potentes en la vida. Quien me enseñó que los problemas más grandes se resuelven dando el primer paso. Quien me enseñó a caminar, a caminar no como se camina con los pies, sino a caminar como camina el que aprende con cada paso. Quien me enseñó que al final de todo, todo queda; que el camino se recorre sin apego, de la mano con lo que más quieres, y creando, creando todo lo que puedas crear, no para ti, sino para todos los que vienen caminando detrás.

A don Margarito Morales, quien murió tranquilo una noche de febrero de 2023 y quien tras 90 años caminando, trazó un camino que nada podrá borrar.

A don Margarito Morales, mi papá, a quien debo gran parte de lo que soy.

AGRADECIMIENTOS

A la **Dra. María Teresa Beryl Colinas y León** quien ha estado presente y ha contribuido en gran medida durante mi formación académica. Gracias por guiarme en el camino de la investigación científica.

Al **Dr. Ramón Marcos Soto Hernández**, asesor de este trabajo y quien me ha contagiado la pasión por la fitoquímica. Asimismo, agradezco a su equipo de trabajo por todos los apoyos brindados en la fase experimental de esta investigación.

A la **Dra. Ma Teresa Martínez Damián** y al **Dr. Natanael Magaña Lira** asesores del presente trabajo, por todo el apoyo brindando y las atenciones.

Al **Ing. Cecilio Bautista Bañuelos**, por su ayuda durante la fase experimental del presente trabajo.

Al **Dr. José Luis Rodríguez de la O** y a la **Lic. Gisela García de la Rosa**, por toda su disponibilidad y ayuda durante el cultivo de la pascuita en condiciones *in vitro*.

A la **Universidad Autónoma Chapingo**, sin el sistema que representa, mi formación académica no habría sido posible.

Al **Pueblo de México**, quien a través de la **Secretaría de Ciencias, Humanidades, Tecnología e innovación (SECIHTI)** financiaron mi formación doctoral y la presente investigación.

A mi mamá, mi hermana y todos mis amigos, especialmente a quienes estuvieron presentes durante mi formación doctoral y me apoyaron siempre que lo necesité.

DATOS BIOGRÁFICOS

Datos personales

Nombre: Carlos de Jesús Morales Becerril

Fecha de nacimiento: 2 de octubre de 1996

Lugar de nacimiento: Martínez de la Torre, Veracruz

CURP: MOBC961002HVZRCR01

Profesión: Ingeniero Agrónomo Especialista en Fitotecnia

Cedula profesional: 12193267

Desarrollo académico

Licenciatura: Universidad Autónoma Chapingo, Ingeniería Agronómica Especialista en Fitotecnia. 2014-2019.

Maestría: Universidad Autónoma Chapingo, Maestría en Ciencias en Horticultura. 2020-2021.

Doctorado: Universidad Autónoma Chapingo, Doctorado en Ciencias en Horticultura. 2022-2025.

RESUMEN GENERAL

INFLUENCIA DE LA CALIDAD DE LA LUZ SOBRE PROCESOS FISIOLÓGICOS EN PASCUITA Y ALBAHACA

El uso de la luz artificial en la horticultura moderna ha demostrado favorecer múltiples procesos físicos, metabólicos y fisiológicos asociados a las plantas. Entre los diferentes aspectos luminosos, la modificación de las características espectrales (calidad de luz), permiten inducir cambios específicos en el crecimiento, desarrollo y metabolismo secundario. La pascuita (*Euphorbia leucocephala*) es una planta ornamental cuyo uso a gran escala aun presenta muchos retos, especialmente durante su propagación. La albahaca (*Ocimum basilicum*) es una hierba aromática ampliamente utilizada y que funciona bien como planta modelo para explorar los efectos de la luz LED sobre diversos aspectos del desarrollo. El objetivo de la presente investigación fue evaluar el efecto de diferentes colores de luz LED sobre la reproducción, crecimiento y desarrollo de plantas de *E. leucocephala* y *O. basilicum* en ambientes controlados y semicontrolados. Se realizaron diversos experimentos centrados en evaluar los efectos de luz LED blanca, roja y azul sobre la reproducción de la pascuita por esquejes y por micropropagación, asimismo, se exploró la composición fitoquímica de esta especie. En el caso de la albahaca se evaluó el efecto de los tres colores de luz durante su crecimiento, desarrollo y sobre la producción de metabolitos secundarios. Los resultados mostraron que los cambios en la calidad de la luz permiten generar cambios físicos y fisiológicos durante la propagación de la pascuita y durante el crecimiento, desarrollo y síntesis de metabolitos secundarios en albahaca. Estos resultados contribuyen al desarrollo de métodos de cultivo de pascuita y al conocimiento general de ambas especies, específicamente cuando se cultivan bajo luz artificial.

Palabras clave: luz LED, micropropagación, metabolismo secundario.

ABSTRACT

INFLUENCE OF LIGHT QUALITY ON PHYSIOLOGICAL PROCESSES IN PASCUITA AND BASIL

The use of artificial light in modern horticulture has been shown to enhance various physical, metabolic, and physiological processes in plants. Among the different light-related factors, the modification of spectral characteristics (light quality) makes it possible to induce specific changes in growth, development, and secondary metabolism. Pascuita (*Euphorbia leucocephala*) is an ornamental plant whose large-scale production still faces several challenges, particularly during propagation. *Ocimum basilicum* (basil) is a widely used aromatic herb that also serves as a suitable model species for investigating the effects of LED lighting on various aspects of plant development. The objective of this research was to evaluate the effect of different LED light colors on the propagation, growth, and development of *E. leucocephala* and *O. basilicum* under controlled and semi-controlled environments. Several experiments were conducted to assess the effects of white, red, and blue LED light on the propagation of pascuita through cuttings and micropropagation. In addition, the phytochemical composition of this species was analyzed. In the case of basil, the effects of the three light colors were evaluated during growth and development, as well as on the production of secondary metabolites. The results demonstrated that variations in light spectral quality can induce physical and physiological changes during the propagation of pascuita, as well as influence growth, development, and synthesis of secondary metabolites in basil. These findings contribute to the development of improved cultivation methods for *E. leucocephala* and expand the general understanding of both species, particularly when grown under artificial light.

Key words: LED light spectra, micropropagation, secondary metabolism.

1. INTRODUCCIÓN GENERAL

Las últimas décadas se han caracterizado, en lo que a producción de plantas se refiere, por la búsqueda de métodos que permitan obtener elevadas cantidades de biomasa de alta calidad, inocua y amigable con el ambiente, en espacios pequeños y con una gran eficiencia en el uso de agua, fertilizantes y demás insumos requeridos (Livadariu et al., 2023; Paradiso & Proietti, 2022). Los huertos verticales (en Inglés: vertical farming), las biofábricas y la denominada producción de interior (del Inglés: indoor production) parecen ser los métodos de producción que mejor cumplen con estos objetivos (Dutta Gupta & Agarwal, 2017).

El ambiente luminoso es uno de los parámetros que se maneja con mayor cuidado en estos sistemas de producción, ya que la fotosíntesis y fotomorfogénesis dependen en su mayoría de la calidad de la luz (longitud de onda), intensidad y fotoperiodo (Cavallaro et al., 2022; Zakurin et al., 2020). La tecnología de iluminación LED, por su elevada eficiencia en el uso de energía eléctrica, baja emisión de calor y alta manipulación de la intensidad y calidad de la luz emitida se ha posicionado como la fuente de luz más utilizada en estos sistemas de producción, sustituyendo o complementando a la luz del sol (Dutta Gupta & Agarwal, 2017).

La calidad de la luz utilizada en los sistemas de producción con luz artificial es usualmente policromática, es decir, de amplio espectro y su función es proveer a las plantas de las longitudes de onda incluidas en la parte del espectro electromagnético que corresponde a la radiación fotosintéticamente activa (PAR) que utilizan las plantas para hacer la fotosíntesis, y de longitudes de onda requeridas para la activación de los fotorreceptores (Brini et al., 2022; Paradiso & Proietti, 2022; Zakurin et al., 2020).

Con intensidad y fotoperiodo correctos, la calidad de luz permite el crecimiento adecuado de las plantas e incluso mejora características de los vegetales que son de interés antropocéntrico. La germinación de semillas, el enraizamiento adventicio, el crecimiento, la ramificación, la acumulación de materia seca, la

inducción floral y la acumulación de compuestos que inciden en las propiedades organolépticas como los metabolitos secundarios, son algunas de las variables que pueden modificarse en función del ambiente luminoso (Cavallaro et al., 2022; Paradiso & Proietti, 2022; Trivellini et al., 2023; Zakurin et al., 2020; Zhang et al., 2021).

Con el uso correcto de determinadas longitudes de onda durante los procesos de producción vegetal es posible hacer eficientes los procesos de reproducción de plantas, el crecimiento, la fructificación y la producción de metabolitos secundarios de interés (Cavallaro et al., 2022; Fan et al., 2022; Livadariu et al., 2023; Paradiso & Proietti, 2022). Sin embargo, debido a que las respuestas de las plantas al espectro lumínico al que son expuestas dependen del genotipo, es necesaria la experimentación antes de generar o recomendar el uso de determinados colores de luz para mejorar algún aspecto de la producción agronómica de alguna especie.

La Pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) es una especie vegetal con uso ornamental limitado a plazas y jardines, y en años recientes, explorado para el cultivo a gran escala (Galindo-García et al., 2019). Al igual que la nochebuena, su pariente cercano, la pascuita florece durante los días cortos, por lo que su principal llamativo se da durante el otoño e invierno, coincidiendo con la época navideña.

La pascuita es originaria del sur de México y Centroamérica (Galindo-García et al., 2019) y al igual que muchas otras especies nacionales, la investigación sobre sus propiedades, métodos de cultivo y mejoramiento genético, es muy limitada.

Se ha reportado que la producción de pascuita como planta en maceta se ve limitada por una baja eficiencia en los métodos de reproducción vegetativos (Martínez-Villegas et al., 2015) y en los métodos para reducir el crecimiento vigoroso que la caracteriza. Además de ello, la pascuita no cuenta con variedades botánicas o agronómicas (Galindo-García et al., 2019), lo que limita aún más su expansión como cultivo ornamental. En este sentido, el desarrollo de métodos de

cultivo eficientes y la propuesta de técnicas para mejorar su cultivo en macetas, son prioritarios.

La generación de un método eficiente de reproducción *in vitro* de la pascuita mediante organogénesis indirecta sentaría las bases para la solución de dos de los problemas prioritarios; por un lado, permitiría propagar la especie de manera eficiente y por otro, la obtención de callos y la posibilidad de regenerar plantas completas a partir de ellos, permitiría la exploración de métodos de mejoramiento genético mediante generación de mutaciones, con mira a obtener nuevas variedades. Así mismo, es necesario el establecimiento de un método de reproducción por esquejes que permita general porcentajes de enraizamiento cercanos al 100 % y que sea replicable en condiciones de baja tecnificación, en el sentido de que pueda ser utilizado por pequeños productores.

En ambos casos, las propuestas pueden ser abordadas utilizando diferentes colores de luz LED para buscar promover respuestas específicas para la generación de callos en condiciones *in vitro* y posteriormente plántulas nuevas, así como para la generación de raíces adventicias en esquejes y estacas de pascuita.

La albahaca (*Ocimum basilicum* L.) es una especie aromática ampliamente utilizada. Pertenece a la familia Lamiácea y su cultivo se ha expandido a lo largo y ancho del mundo debido principalmente a sus múltiples propiedades culinarias y usos medicinales (Azizah et al., 2023; Spence, 2024).

A diferencia de la pascuita, la albahaca tiene decenas de variedades botánicas y agronómicas, por lo que su versatilidad para adaptarse a diversos ambientes y ser utilizada con objetivos especificos, es muy amplia (Varga et al., 2017). La investigación al respecto de esta especie es vasta y el cultivo de muchas de sus variedades bajo sistemas de producción con luz artificial, está bien explorado (Sipos et al., 2021).

Debido a que respuestas de la albahaca bajo diferentes ambientes luminosos son ampliamente conocidas, puede considerarse una planta modelo para investigar

los efectos de diferentes colores de luz LED sobre el crecimiento, desarrollo y metabolismo secundario de la especie, especialmente en variedades que aún no han sido cultivadas bajo iluminación artificial.

Por lo anterior, el objetivo general de la presente investigación es evaluar el efecto de diferentes colores de luz LED sobre la reproducción, crecimiento y desarrollo de plantas de *E. leucocephala* y *O. basilicum* en ambientes controlados y semicontrolados. Los objetivos específicos son:

- Generar una metodología para la reproducción de pascuita mediante organogénesis indirecta *in vitro*.
- Probar los efectos de diferentes colores de luz LED durante las diferentes etapas de propagación de pascuita bajo condiciones *in vitro*.
- Evaluar el efecto de diferentes colores de luz LED sobre la reproducción de pascuita por esquejes.
- Explorar la composición fitoquímica de hojas de pascuita, con miras a contribuir al conocimiento de la especie.
- Evaluar los efectos de diferentes colores de luz LED sobre el crecimiento y desarrollo de albahaca “Lime”.
- Evaluar los efectos de diferentes colores de luz LED sobre la acumulación de compuestos fenólicos, flavonoides, aceites esenciales y otros metabolitos secundarios en albahaca.

El presente trabajo está constituido por 8 capítulos, mismos que se describen brevemente a continuación.

1. Introducción. Describe las generalidades del trabajo, su importancia, justificación y los objetivos.
2. Revisión de literatura. Aquí se incluye parte de la información disponible en la literatura científica al respecto de los temas abordados en la tesis. Se abordan los efectos de la luz sobre las plantas, el uso de la iluminación artificial en la horticultura y los antecedentes del uso de esta tecnología en

las especies investigadas, específicamente en las aéreas que se plantean en los objetivos.

3. Articulo científico 1. Se presenta el artículo: Establecimiento *in vitro* de pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) e inducción de callos y tallos bajo diferentes colores de luz LED.
4. Articulo científico 2. Se presenta el artículo: *In vitro* culture of pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy): effects of different led light colors on callus, shoot, and root induction.
5. Articulo científico 3. Se presenta el artículo: Light spectrum influences adventitious root formation and shoot growth in *Euphorbia leucocephala* Lotsy stem cuttings
6. Articulo científico 4.se presenta el artículo: Exploración fitoquímica de pascuita (*Euphorbia leucocephala* lotsy).
7. Articulo científico 5. Se presenta el artículo: Light spectral quality on growth, development and secondary metabolism of basil
8. Conclusiones generales. En este último capítulo se concluye al respecto del trabajo de tesis.

1.1. FUENTES CONSULTADAS

Azizah, N. S., Irawan, B., Kusmoro, J., Safriansyah, W., Farabi, K., Oktavia, D., Doni, F., & Miranti, M. (2023). Sweet Basil (*Ocimum basilicum* L.) A Review of Its Botany, Phytochemistry, Pharmacological Activities, and Biotechnological Development. *Plants, 12*(24), Article 4148. https://doi.org/10.3390/PLANTS12244148

Brini, F., Mseddi, K., Brestic, M., & Landi, M. (2022). Hormone-mediated plant responses to light quality and quantity. *Environmental and Experimental Botany, 202*, Article 105026. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2022.105026

Cavallaro, V., Pellegrino, A., Muleo, R., & Forgione, I. (2022). Light and Plant Growth Regulators on In Vitro Proliferation. *Plants, 11*(7), Article 844. https://doi.org/10.3390/plants11070844

Dutta Gupta, S., & Agarwal, A. (2017). Artificial lighting system for plant growth and development: chronological advancement, working principles, and comparative assessment. In S. Dutta Gupta (Ed.), *Light Emitting Diodes for Agriculture: Smart Lighting*, (pp. 1–25). Springer Nature. https://doi.org/10.1007/978-981-10-5807-3

Fan, C., Manivannan, A., & Wei, H. (2022). Light quality-mediated influence of morphogenesis in micropropagated horticultural crops: A comprehensive overview. *BioMed Research International, 2022*, Article 4615079. https://doi.org/10.1155/2022/4615079

Galindo-García, D. V., Alia-Tejacal, I., Granada-Carreto, L., & Colinas-León, M. T. B. (2019). *Manual de caracterización agronómica de Pascuita Euphorbia leucocephala* Lotsy. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. http://riaa.uaem.mx/xmlui/handle/20.500.12055/1070

Livadariu, O., Maximilian, C., Rahmanifar, B., & Cornea, C. P. (2023). LED technology applied to plant development for promoting the accumulation of bioactive compounds: a review. *Plants, 12*(5), Article 1075. https://doi.org/10.3390/plants12051075

Martínez-Villegas, Y. M., Andrade-Rodríguez, M., Colinas-León, M. T., Villegas-Torres, Ó. G., Castillo-Gutiérrez, A., & Alia-Tejacal, I. (2015). Culture media inorganic salts effect on pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) growth. *Rev. Fitotec. Mex, 38*(4), 369–374.

Paradiso, R., & Proietti, S. (2022). Light-quality manipulation to control plant growth and photomorphogenesis in greenhouse horticulture: the state of the art and the opportunities of modern LED systems. *Journal of Plant Growth Regulation, 41*(2), 742–780. https://doi.org/10.1007/s00344-021-10337-y

Sipos, L., Balázs, L., Székely, G., Jung, A., Sárosi, S., Radácsi, P., & Csambalik, L. (2021). Optimization of basil (*Ocimum basilicum* L.) production in

LED light environments a review. *Scientia Horticulturae*, *289*, Article 110486. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2021.110486

Spence, C. (2024). Sweet basil: an increasingly popular culinary herb. International *Journal of Gastronomy and Food Science, 36*, Article 100927. https://doi.org/10.1016/J.IJGFS.2024.100927

Trivellini, A., Toscano, S., Romano, D., & Ferrante, A. (2023). The role of blue and red light in the orchestration of secondary metabolites, nutrient transport and plant quality. *Plants, 12*(10), Article 2026. https://doi.org/10.3390/plants12102026

Varga, F., Carović-Stanko, K., Ristić, M., Grdiša, M., Liber, Z., & Šatović, Z. (2017). Morphological and biochemical intraspecific characterization of *Ocimum basilicum* L. *Industrial Crops and Products, 109*, 611–618. https://doi.org/10.1016/J.INDCROP.2017.09.018

Zakurin, A. O., Shchennikova, A. V., & Kamionskaya, A. M. (2020). Artificial-light culture in protected ground plant growing: photosynthesis, photomorphogenesis, and prospects of LED application. *Russian Journal of Plant Physiology, 67*(3), 413–424. https://doi.org/10.1134/S102144372003022X

Zhang, S., Zhang, L., Zou, H., Qiu, L., Zheng, Y., Yang, D., & Wang, Y. (2021). Effects of light on secondary metabolite biosynthesis in medicinal plants. *Frontiers in Plant Science, 12*, Article 781236. https://doi.org/10.3389/fpls.2021.781236

2. REVISIÓN DE LITERATURA

A diferencia de los animales y debido a su carácter sésil, las plantas han desarrollado mecanismos específicos para responder a las condiciones ambientales; si están amenazadas por depredadores, sintetizan compuestos químicos repelentes; si baja mucho la temperatura, incrementan el contenido interno de solutos con la finalidad de reducir las temperaturas de congelación; si la radiación solar es muy intensa, sintetizan moléculas que absorben el exceso de energía y protegen a las células del daño por luz ultravioleta. Estos y otros mecanismos aseguran que la planta pueda sobrevivir aun cuando permanece siempre en el mismo lugar. Debido a ello, la percepción de las condiciones ambientales es de vital importancia para los organismos vegetales.

La luz es uno de los factores ambientales que más influye sobre el crecimiento y desarrollo de las plantas, debido principalmente a que confiere a las plantas la energía necesaria para realizar la fotosíntesis y con base en las características luminosas, la planta decide como, cuando y hacia donde crecer (proceso conocido como fotomorfogénesis), así mismo la luz influye sobre la fenología, fisiología y bioquímica de las plantas (Brini et al., 2022; Livadariu et al., 2023; Paradiso & Proietti, 2022; Zakurin et al., 2020).

2.1. LA LUZ Y LA FISIOLOGÍA VEGETAL

La luz es una forma de radiación electromagnética, y el espectro que influye eficazmente sobre el crecimiento y desarrollo vegetal se extiende a través de la Radiación Fotosintéticamente Activa (PAR), que abarca las longitudes de onda desde los 400 hasta los 700 nm; y también se incluyen la luz ultravioleta (UV) (280–400 nm) y la luz roja lejana (FR) (700–780 nm), que influyen sobre la fotomorfogénesis (Dutta Gupta & Jatothu, 2013; Livadariu et al., 2023).

Dentro del espectro luminoso, las diferentes longitudes de onda se visualizan como colores específicos como el azul (400–500 nm), verde (500–600 nm) y rojo (600–700 nm). Cada color y longitud de onda tienen la capacidad de proporcionar cierta cantidad de energía por cada fotón, que es inversamente proporcional a la

longitud de onda, de acuerdo con la formula: E=hc/λ, donde E es la energía contenida en un fotón (J), h es la constante de Planck (6.626 X 10-34 Js), c es la velocidad de la luz y λ la longitud de onda (nm); en este sentido, un fotón de la luz azul contiene una mayor cantidad de energía que un fotón de luz roja (Zakurin et al., 2020; Zhu et al., 2025).

Para caracterizar a la luz y su actividad sobre las plantas, se definen tres parámetros clave (Brini et al., 2022; Fan et al., 2022): 1) la calidad de luz, que se refiere a la composición espectral o las longitudes de onda específicas que componen la radiación, siendo vital porque las plantas poseen fotorreceptores especializados (como los fitocromos, criptocromos y fototropinas) que detectan estos colores para impulsar respuestas fotomorfogénicas. 2) La cantidad de luz (o intensidad luminosa), que se define comúnmente como la densidad de flujo de fotones fotosintéticamente activos (PPFD, del inglés: photosynthetic photon flux density) que cuantifica los fotones PAR incidentes por unidad de área y tiempo (μmol m^{-2} s^{-1}), o mediante la integral diaria de luz (DLI, del inglés: daily light integral) que es la cantidad total de fotones recibidos durante un día. Y 3) el fotoperiodo, que se refiere a la duración del ciclo luz/oscuridad a lo largo del día, un parámetro esencial para la regulación, en muchas plantas, de procesos como la floración (fotoperiodismo).

Las plantas perciben a la luz a través de moléculas denominadas cromóforos, que son capaces de cambiar sus estructuras físicas y químicas por efecto de la energía luminosa (Cavallaro et al., 2022; Paradiso & Proietti, 2022). A través de las reacciones desencadenadas por la activación de los cromóforos, la planta utiliza la energía luminosa para impulsar la fotosíntesis y la detecta como una señal para definir su morfología y desarrollo (Paradiso & Proietti, 2022).

Entre los cromóforos vegetales, se encuentran las clorofilas y los pigmentos accesorios, cuya función principal es realizar la fotosíntesis. Las clorofilas forman el complejo antena-recolector de luz en los tilacoides de los cloroplastos; estos complejos absorben fotones de manera más intensa en las regiones roja (600–700 nm) y azul (400–500 nm) del espectro (Zakurin et al., 2020). La clorofila a

presenta picos de máxima absorción en 430 nm y 662 nm, mientras que la clorofila b lo hace en 453 nm y 642 nm (Zakurin et al., 2020). Los pigmentos accesorios, carotenoides principalmente, absorben luz en la región del azul (400-500 nm) y su función es doble, colectar energía luminosa y enviarla a los centros de reacción, y proteger al aparato fotosintético del daño fotooxidativo cuando la energía luminosa es excesiva (Paradiso & Proietti, 2022).

Otros cromóforos de importancia para las plantas están en los fotorreceptores, proteínas multifuncionales que detectan la calidad, intensidad, dirección y fotoperiodo, y que son los encargados de regular la fotomorfogénesis (Cavallaro et al., 2022; Dutta Gupta & Jatothu, 2013; Fan et al., 2022; Paradiso & Proietti, 2022). Los fotorreceptores se clasifican en:

Fitocromos (PHYs). Han sido clasificados en PHY A, PHY B, PHY C, PHY D y PHY E. Sus regiones de absorción comprenden longitudes de onda de luz roja (600–700 nm) y roja lejana (700–750 nm), aunque también son débilmente afectados por la luz azul (Brini et al., 2022; Paradiso & Proietti, 2022; Zakurin et al., 2020).

Los fitocromos tienen dos formas interconvertibles, la forma Pr (no activa respuestas biológicas) que absorbe luz roja (pico en 650–670 nm) y se convierte en Pfr (sí activa respuestas biológicas), y la forma Pfr que absorbe luz roja lejana (pico en 705–740 nm) y se convierte en Pr (Fan et al., 2022; Paradiso & Proietti, 2022). La relación entre ambas formas y por tanto la relación entre luz roja y roja lejana en el ambiente luminoso de las plantas es de crucial importancia para el equilibrio de fitocromos e indica la actividad del sistema. Los fitocromos regulan procesos fundamentales como la evitación de la sombra (shade avoidance syndrome), la germinación de semillas, la elongación del tallo y pecíolo, el fotoperiodismo y la floración (Paradiso & Proietti, 2022).

Criptocromos (CRYs). Se clasifican en CRY 1, CRY 2 y CRY 3. Perciben luz azul (400–500 nm) y UV-A (320–400 nm) principalmente, aunque también pueden percibir longitudes de onda en el espectro de la luz verde (500-600 nm) (Paradiso & Proietti, 2022; Zakurin et al., 2020). Estos fotorreceptores están relacionados

con la inhibición de la elongación del tallo (desetiolación), la expansión foliar, la regulación del ritmo circadiano, la floración, y la biosíntesis de flavonoides y otros metabolitos secundarios (Paradiso & Proietti, 2022).

Fototropinas (PHOTs). Se clasifican en PHOT A y PHOT B. Absorben luz en la región del azul (400–500 nm) y UV -A (320-400 nm) y sus funciones en las plantas están relacionadas con el control de respuestas rápidas y localizadas que optimizan la eficiencia fotosintética y el crecimiento. Regulan el fototropismo (movimiento del tallo hacia la luz), la apertura de los estomas, el aplanamiento de las hojas y el movimiento de los cloroplastos (acumulación bajo luz baja y evitación bajo luz alta para prevenir fotoxidación) (Paradiso & Proietti, 2022; Zakurin et al., 2020).

Fotorreceptores de la Familia Zeitlupe. Esta familia incluye a ZTL, FKF1 y LKP2, fotorreceptores que son sensibles a las longitudes de onda azul y UV-A, y están principalmente involucrados en el control de respuestas lumínicas más lentas, como el arrastre (entrainment) del reloj circadiano y el momento de la floración (Paradiso & Proietti, 2022; Zakurin et al., 2020).

UVR8. Es el único fotorreceptor específico para la radiación de onda corta, absorbe luz UV-B (280–315 nm) y su activación induce la aclimatación de las plantas a los altos niveles de energía del espectro UV-B, promueve la desetiolación y la biosíntesis de flavonoides protectores para fotoxidación (Paradiso & Proietti, 2022; Zakurin et al., 2020).

Desde el descubrimiento de estos fotorreceptores y de sus actividades se han generado métodos de cultivo agronómicos con la finalidad de influir sobre determinados procesos del crecimiento y desarrollo vegetal mediante la modificación del ambiente luminoso. Sin embargo, fue hasta la década de los 2000, cuando el descubrimiento de la tecnología de iluminación LED permitió acelerar la investigación y el desarrollo de técnicas de producción de plantas bajo luz artificial (Dutta Gupta & Jatothu, 2013; Livadariu et al., 2023).

2.2. LUZ LED EN LA HORTICULTURA

Un LED (Diodo emisor de luz, del Inglés: Light Emmiting Diode) es una fuente de luz de estado sólido, que a diferencia de las lámparas incandescentes (que emiten radiación por el calentamiento de un filamento) o las lámparas de descarga de gas (GDLs, que emiten luz por la liberación de energía de electrones excitados térmicamente), emiten luz a través de la electroluminiscencia, un proceso a través del cual los electrones son impulsados, por una diferencia de potencial eléctrico, a transicionar de un orbital de mayor energía a uno de menor energía dentro de un chip semiconductor liberando fotones (Dutta Gupta & Agarwal, 2017).

Las primeras investigaciones sobre el uso de luz proveniente de LEDs en el cultivo de plantas se llevaron a cabo por científicos de la NASA (Administración Nacional de Aeronáutica y el Espacio de los Estados Unidos) con el objetivo de diseñar sistemas de soporte vital para misiones espaciales (Dutta Gupta & Agarwal, 2017; Paradiso & Proietti, 2022). En esta etapa inicial, los LEDs disponibles eran predominantemente emisores de luz roja y amarilla, y aunque promovían el crecimiento, los resultados con cultivos como la lechuga revelaron la necesidad de complementar con luz azul para evitar la etiolación de las plantas (Dutta Gupta & Jatothu, 2013; Paradiso & Proietti, 2022).

No fue sino hasta 1993 cuando los investigadores Shuji Nakamura, Isamu Akasaki y Hiroshi Amano (Premios Nobel de física en 2014) lograron desarrollar LEDs de luz azul, resolviendo un reto que había tomado varias décadas y allanando el camino para la obtención de luz LED blanca, colores fríos y la reproducción del espectro PAR (Batista et al., 2018; Dutta Gupta & Agarwal, 2017). Con estos inventos y con la mejora en los procesos de fabricación de los LEDs, al inicio de los años 2000 esta tecnología comenzó a ser utilizada para la producción de plantas, dando pie al desarrollo de las denominadas biofábricas y las granjas verticales (Batista et al., 2018).

El extensivo uso de los LEDs como fuentes modernas de iluminación en la horticultura está bien justificado debido a muchas de sus características entre las que destacan:

- Alta eficiencia fotónica. La eficiencia eléctrica de los LEDs ha aumentado continuamente. Mientras que en 2014 los LEDs más eficientes tenían una eficacia similar a las mejores HPS (1.66–1.70 μmol J-1), para 2019, los LEDs ya eran significativamente más eficientes (3.6 μmol J-1) que las mejores HPS (2.1 μmol J-1) (Bugbee, 2017). Esto representa un ahorro en el consumo de energía eléctrica, repercutiendo directamente sobre los costos de producción y la huella ecológica de los sistemas de producción donde se utilizan.
- Emisión espectral. La luz de los LEDs de colores específicos es prácticamente monocromática, es decir emite en bandas de longitud de onda estrechas, lo que permite a los investigadores seleccionar longitudes de onda específicas que coinciden con los picos de absorción de los fotorreceptores y pigmentos de las plantas, abriendo la posibilidad de estimular respuestas específicas para el crecimiento y desarrollo (Dutta Gupta & Agarwal, 2017; Pocock, 2017).
- Manipulación de la intensidad de la luz. Debido a su naturaleza, los LEDs permiten incrementar o reducir la intensidad de emisión de fotones mediante el control de la corriente eléctrica, lo que permite modificar las “recetas” de iluminación específicas para cada especie vegetal (Dutta Gupta & Agarwal, 2017; Pocock, 2017).
- Baja emisión de calor. Los LEDs desperdician muy poca energía en forma de calor y tienen una temperatura superficial baja. Esta característica es crucial, ya que permite colocarlos cerca de las plantas o dentro del dosel sin riesgo de quemaduras; así mismo es posible instalarlos en espacios cerrados como las biofábricas o en cámaras de cultivo vegetal sin elevar mucho la temperatura ambiental (Dutta Gupta & Agarwal, 2017).
- Larga vida útil. Los LEDs tienen una vida útil mucho más larga (entre 50,000 y 100,000 horas), que las viejas fuentes de iluminación como las

lámparas fluorescentes (10,000–15,000 horas) o las HPS (hasta 17,000 horas), lo que reduce significativamente los costos de mantenimiento y reemplazo (Dutta Gupta & Agarwal, 2017).

- Direccionalidad. A diferencia de las fuentes convencionales que emiten luz en todas direcciones, el diseño del LED concentra los fotones en una sola dirección, lo que permite aumentar la eficiencia de la transferencia de radiación a las hojas de las plantas (Dutta Gupta & Agarwal, 2017).
- Control dinámico. Los LEDs permiten el control instantáneo y digital de la intensidad (dimming) y el parpadeo (pulsing), lo cual es difícil o hasta imposible con las antiguas fuentes de iluminación. Esta flexibilidad es útil para el control dinámico de la iluminación complementaria, que puede reducir el consumo de energía o maximizar las respuestas vegetales en función de los objetivos (Dutta Gupta & Agarwal, 2017).
- Seguridad y robustez. Al ser fuentes de estado sólido, son más robustos, más fáciles de manejar, y su desecho es más sencillo ya que no contienen mercurio ni gases a presión (Dutta Gupta & Agarwal, 2017).

Debido a sus múltiples cualidades, los LEDs han permitido generar “recetas luminosas” para el cultivo de genotipos vegetales específicos bajo condiciones ambientales particulares. El uso de luz LED roja en combinación con azul en proporciones especificas es un buen ejemplo, debido a que con estas mezclas se ha logrado impactar positivamente sobre la fotosíntesis, sin dejar de lado el papel de estos colores de luz sobre la fotomorfogénesis (Dutta Gupta & Jatothu, 2013; Fan et al., 2022; Paradiso & Proietti, 2022). La adición de bajas proporciones de luz UV o luz roja lejana a las mezclas de rojo/azul permiten generar cambios “sutiles” en el crecimiento o la síntesis de metabolitos secundarios, afinándose así la especificidad de las “recetas luminosas” (Fan et al., 2022; Livadariu et al., 2023; Zakurin et al., 2020). Hoy en día la literatura científica es vasta respecto al uso, abuso y potencial de la luz LED en la horticultura, habiendo información para cultivos en invernaderos, biofábricas, cultivo in vitro, postcosecha y otras áreas.

2.3. EFECTOS DE LA CALIDAD DE LUZ EN EL CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE PLANTAS EN INVERNADEROS Y CÁMARAS DE CRECIMIENTO.

El uso de luz artificial en invernaderos comenzó siendo clave para la producción invernal en altas latitudes, donde la poca o nula luz solar durante el invierno limita el crecimiento y desarrollo de los cultivos (Paradiso & Proietti, 2022). Con el desarrollo y exploración de los LEDs, el uso de luz artificial en invernaderos dejó de ser limitado a las altas latitudes.

En los sistemas de cultivo bajo ambientes protegidos, como los invernaderos, el uso de luz LED se da mediante dos métodos, cuyos conceptos han resultado confusos y ambiguos, algunas veces utilizándose como sinónimos y otras veces entendiéndose como términos completamente diferentes. Si bien la literatura científica no es clara respecto a las definiciones de estos términos, se presenta aquí una idea general para cada uno de ellos, misma que se utilizará en el resto del texto.

- Luz suplementaria. Hace referencia al uso de luz adicional para “suplementar” a la luz solar, es decir para completar los requerimientos del cultivo en cuanto a intensidad luminosa (por ejemplo, cuando hay días nublados) o para completar el fotoperiodo durante los días cortos.
- Luz complementaria. En este caso, el término hace referencia a la calidad de la luz, específicamente a la luz que se utiliza para mejorar o complementar las características espectrales de una fuente de iluminación (solar o artificial) para favorecer respuestas fisiológicas o morfológicas específicas. Por ejemplo, cuando se añaden pequeñas cantidades de luz UV a los tratamientos luminosos para promover la síntesis de compuestos fenólicos.

El uso de estos términos tambien causa confusión cuando la luz solar es sustituida por completo por luz artificial, en este caso, el término más preciso y utilizado en la literatura es: iluminación de fuente única (del inglés: sole-source

lighting), forma de iluminación que es común en granjas verticales, biofábricas y cámaras de cultivo (Dutta Gupta & Agarwal, 2017; Trivellini et al., 2023).

Los efectos generales de diferentes calidades de luz sobre las plantas no han sido del todo caracterizados, debido principalmente a que las respuestas sobre el fenotipo debidas al color de la luz estan influenciadas por la intensidad luminosa, el fotoperiodo, la forma de aplicación de la luz, la interaccion con los demas factores ambientales y el genotipo (Cavallaro et al., 2022; Dutta Gupta & Jatothu, 2013; Fan et al., 2022; Livadariu et al., 2023; Paradiso & Proietti, 2022; Trivellini et al., 2023; Zakurin et al., 2020). El cuadro 1 resume algunas investigaciones realizadas utilizando cambios en la calidad de la luz como factor principal.

Cuadro 1. Efectos de diferentes colores de luz LED sobre diversos aspectos del crecimiento y desarrollo vegetal en diversas especies.

Especie	**Tipo de régimen. Espectro. Intensidad. Fotoperiodo.**	**Efectos Observados**	**Fuente**
Lactuca sativa	Iluminación de fuente única en cámara de crecimiento. Relaciones rojo:azul (R:A) con y sin rojo lejano (FR).200 µmol m^{-2} s^{-1} 18 h dia^{-1}.	Mayor R:A redujo peso fresco y carbohidratos pero aumentó pigmentos y compuestos fenólicos; añadir FR aumentó peso fresco/seco y azúcares solubles/almidón pero redujo antocianinas y fenólicos	Van Brenk et al. (2024)
Lactuca sativa (hoja roja, 2 cultivares)	Luz blanca a 200 µmol m^{-2} s^{-1}; complementada con 3 µmol m^{-2} s^{-1} de rojo, azul, violeta (404 nm), UV-A (368 nm), UV-B (309 nm). 16 h $día^{-1}$. Complemento solo últimos 7 días de ciclo de 28 días.	UV-B aumentó más fuertemente antocianinas y fenólicos totales; azul y rojo también aumentaron antocianinas; UV-B redujo rendimiento (8.9-49% menos peso fresco); violeta aumentó área foliar y biomasa	Zhu et al. (2025)

Especie	Tipo de régimen. Espectro. Intensidad. Fotoperiodo.	Efectos Observados	Fuente
Albahaca y brasicáceas de hoja (varios cultivares)	Iluminación de fuente única en cámara de crecimiento. Mezclas R:A y espectros blancos con verde. 224 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h $día^{-1}$.	Mayor proporción de azul aumentó fotosíntesis neta y clorofila (en algunos cultivares) pero suprimió elongación del tallo y expansión foliar y redujo biomasa aérea (excepto mostaza roja); añadir verde redujo biomasa vs mezclas R/A comparables	Dou et al. 2020.
Solanum lycopersicum (plántulas)	Complementaria sobre luz solar. Azul, verde, ámbar, rojo, blanco, rojo/azul. 328-336 µmol m^{-2} s^{-1}. 12 h dia^{-1}.	Azul produjo plantas más compactas con hojas pequeñas, oblicuas hacia arriba y alto contenido de pigmentos, pero menor fotosíntesis; rojo produjo plantas altas con hojas horizontales grandes y alta fotosíntesis; verde modificó orientación foliar. Azul incrementó contenido de ácidos fenólicos.	Hernández-Adasme et al. 2024.
Artemisia annua	Luz complementaria a luz solar-HPS. Azul, blanco, rojo, verde, UV-B y rojo lejano. 23 µmol m^{-2} s^{-1}.16 h·$día^{-1}$.	Luz verde decremento la biomasa de planta, roja lejana incrementó altura, pero decrementó biomasa y área foliar, luz UV-B inhibió el crecimiento y luz azul promovió la acumulación de artemisina.	Zhang et al. 2023.
Calendula officinalis (2 variedades)	Iluminación de fuente única. Azul (470 nm), rojo (630 nm), blanco, R:A 70:30. 500 µmol m^{-2} s^{-1}.16 h·$día^{-1}$.	Luz azul aumentó contenido de clorofila, carotenoides y flavonoides; luz roja aumentó altura de planta y biomasa; respuestas variaron entre variedades	Moghare Abed & Naderi, 2020.
Solanum lycopersicu	Iluminación de fuente única en cámaras de crecimiento. Blanco, rojo,	Comparados contra luz blanca, los diferentes colores de luz LED incrementaron la biomasa de	Zhan et al. 2023.

Especie	Tipo de régimen. Espectro. Intensidad. Fotoperiodo.	Efectos Observados	Fuente
m (plántulas).	azul y R:B 1:1. 300 µmol m^{-2} s^{-1}.16 h·día^{-1}.	tallos y raíces y decrementaron la de hojas. Luz azul y roja incrementaron la translocación de fotoasimilados hacia tallos y raíces.	
Chrysanthemum morifolium	Luz suplementaria. Extensión de día largo con luz azul y rojo en invernadero (luz natural) y en cámaras de crecimiento (R:A 60:40). 40 µmol m^{-2} s^{-1} para extensión de fotoperiodo. 11 h·día^{-1} + 4 h para extensión de fotoperiodo.	Floración presente en días cortos. Promoción del día largo en invernadero, con luz azul o roja inhibieron la floración. Promoción del día largo en cámaras de crecimiento con luz roja o azul permitió la floración, aunque bajo luz roja el capítulo no se desarrolló bien.	SharathKumar et al. 2021.
Capsicum annuum	Suplementaria a luz solar. Iluminación inter-dosel: R:A y R:A:FR.	Diferencias en calidad de fruto y perfil de compuestos volátiles según régimen de iluminación; R:A:FR modificó composición de volátiles e incrementó peso de frutos. Ambos tratamientos incrementaron dulzura de frutos y contenido de azucares solubles.	Cho et al., 2019.
Chrysanthemum morifolium (esquejes)	Iluminación de fuente única. Rojo, azul, R:A, R:A:FR y blanco. 150 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	Luz azul promovió el crecimiento de la parte aérea y una mayor tasa fotosintética, mientras que luz roja promovió el crecimiento de raíces.	Moosavi-Nezhad et al. 2022.
Plectranthus scutellarioides (7 cultivares)	Iluminación de fuente única en cámaras de crecimiento. Rojo, azul, verde, amarillo y blanco. 100 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	Bajo luz roja se duplicó la formación de raíces y se incrementó el crecimiento vegetativo, el crecimiento de raíces y el verdor de las hojas.	Cho et al. 2019.

Especie	Tipo de régimen. Espectro. Intensidad. Fotoperiodo.	Efectos Observados	Fuente
Rosmarinus officinalis (esquejes apicales, intermedios y basales)	Iluminación de fuente única en cámaras de cultivo. Luz solar natural, fluorescente, LED roja y LED azul. 30 y 50 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	Luz azul promovió una mayor formación y crecimiento de raíces en los tres tipos de esquejes, a través de una sobreexpresión de genes relacionados con la síntesis de auxinas.	Gil et al. 2021.
Thymus vulgaris	Iluminación de fuente única. Blanco, rojo, azul y R:A 75:25, 25:75. 25 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	Luz roja promovió mayor altura de plantas, pero una menor acumulación de biomasa, clorofilas y compuestos fenólicos. R:A 25:75 incrementó biomasa y acumulación de compuestos fenólicos.	Morales-Becerril et al. 2024.
Mentha spicata	Iluminación de fuente única. Blanco, rojo, azul y R:A 1:1. 70 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	Luz roja incrementó altura, pero redujo la acumulación de biomasa. R:B incrementó biomasa, mejoró la arquitectura de la planta, incrementó el número de tricomas e incrementó el contenido compuesto fenólicos y limoneno, el componente principal del aceite esencial.	Chatterje e & Mitra, 2025.
Thymus vulgaris	Iluminación de fuente única. Blanco, rojo, azul y R:A 70:30. 120 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	Luz roja incrementó área foliar, altura de planta y peso seco. Luz blanca y azul incrementaron el contenido de compuestos fenólicos, el poder antioxidante y la proporción de los componentes principales del aceite esencial.	Seyedi et al. 2024.
Mentha canadensis	Luz complementaria a luz LED blanca (161 µmol m^{-2} s^{-1}, 16 h dia^{-1}). Rojo, azul y FR. 6.7, 7.1 y 3.7 µmol m^{-2} s^{-1}, respectivamente.	Luz azul incrementó el contenido de los componentes principales del aceite esencial. Rojo y rojo lejano solo incrementaron el contenido de algunos de los	Ueda et al. 2021.

Especie	Tipo de régimen. Espectro. Intensidad. Fotoperiodo.	Efectos Observados	Fuente
	16 h dia^{-1} junto con la luz blanca y 6 horas extra sin la luz blanca.	componentes, en menor medida que el azul.	
Lycoris longituba	Iluminación de fuente única. Blanco, rojo, azul y R:A 1:1, 1:2 y 2:1. 100 µmol m^{-2} s^{-1}. 12 h dia^{-1}.	R:A 1:2 mejoró el crecimiento, acumulación de biomasa y contenido de pigmentos fotosintéticos. Luz azul incrementó el contenido de galantamina, licorina y licoramina, los alcaloides principales de la planta, a través de la sobrerregulación de genes que participan en su biosíntesis.	Li et al., 2022.

Si bien los efectos particulares de diferentes colores de luz LED sobre las plantas, están en función de múltiples factores, existen tendencias generales asociadas a cada uno de ellos, que son útiles al momento de generar hipótesis y planear experimentos.

2.3.1. EFECTOS GENERALES DE LA LUZ ROJA SOBRE EL CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE PLANTAS

Desde una perspectiva fisiológica y del metabolismo, la luz roja es indispensable para la fotosíntesis ya que las longitudes de onda del rojo (625–675 nm) son las más eficientemente utilizadas por las clorofilas a y b para la generación de energía (Paradiso & Proietti, 2022; van Iersel, 2017). Así mismo, la luz roja es importante para el desarrollo adecuado del aparato fotosintético y la acumulación de carbohidratos de reserva (Paradiso & Proietti, 2022; Trivellini et al., 2023; Zakurin et al., 2020).

En términos de morfología y desarrollo, la luz roja, a través de los fitocromos (PHYs) tiende a promover la elongación celular y la extensión del tallo, lo que

resulta en plantas etioladas o excesivamente largas si se utiliza como única fuente de iluminación (Chatterjee & Mitra, 2025; Morales-Becerril et al., 2024; Seyedi et al., 2024). Esta elongación se debe a la regulación hormonal promovida por la luz roja hacia las giberelinas (GA), hormonas que favorecen la elongación celular en los meristemos (Chatterjee & Mitra, 2025).

En cuanto al crecimiento de órganos, la luz roja promueve un crecimiento en volumen, sin que ello signifique una mayor acumulación de materia seca; las plantas que crecen únicamente bajo este color de luz tienden a tener órganos más grandes y una mayor acumulación de agua en sus tejidos que plantas que crece bajo luz blanca o azul, efectos que en conjunto con la etiolación se les conoce como síndrome de luz roja (Brini et al., 2022; Trivellini et al., 2023). Se ha reportado también que la luz roja es capaz de promover el crecimiento de raíces a través de un incremento en la traslocación de carbohidratos desde la parte aérea hacia la parte radical, así como a través de la movilización de auxinas (Brini et al., 2022; Wu & Lin, 2012).

Respecto a la floración, la luz roja es clave para el mecanismo de reloj biológico al convertir la forma inactiva de fitocromo (Pr) a la forma activa (Pfr), permitiendo a la planta medir la duración del día y la noche y promover la floración en plantas sensibles al fotoperiodo (Brini et al., 2022; Zakurin et al., 2020). La aplicación de luz roja de interrupción nocturna es altamente efectiva para promover la floración en plantas de día largo y para inhibir la floración en plantas de día corto (SharathKumar et al., 2021).

Respecto al metabolismo secundario, los efectos de la luz roja son ambiguos, pues a pesar de que la evidencia muestra que es menos eficiente que otros colores de luz para promover la síntesis de metabolitos secundarios, existen algunos artículos de revisión que posicionan a la luz roja como promotora de la síntesis de flavonoides, especialmente cuando se aplica a altas intensidades (Livadariu et al., 2023; Trivellini et al., 2023; Zhang et al., 2021).

2.3.2. EFECTOS GENERALES DE LA LUZ AZUL SOBRE EL CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE PLANTAS

Respecto al crecimiento vegetativo y la morfología de las plantas, la luz azul es crítica para promover la desetiolación y promover una arquitectura adecuada. Este color de luz inhibe la elongación del tallo y del hipocótilo, sin comprometer la síntesis y acumulación de carbohidratos (Zakurin et al., 2020). Así mismo, la luz azul participa activamente en la fotosíntesis y es esencial para el desarrollo de los cloroplastos y la síntesis de clorofilas (Paradiso & Proietti, 2022; Trivellini et al., 2023). La luz azul, mediada por las fototropinas (PHOTs), regula la apertura de los estomas para el intercambio de gases y la transpiración y facilita el movimiento y reubicación de los cloroplastos dentro de la célula para optimizar la captación de luz y minimizar el daño fotooxidativo (Brini et al., 2022; Paradiso & Proietti, 2022). En este sentido, las plantas que crecer únicamente bajo luz azul tienden a tener una arquitectura robusta, una mayor proporción de materia seca y un mayor contenido de pigmentos fotosintéticos, que bajo otros colores de luz (Chatterjee & Mitra, 2025; Morales-Becerril et al., 2024; Zakurin et al., 2020). La luz azul también ha sido asociada con el favorecimiento del enraizamiento debido a que promueve un incremento en el transporte basípeto de las auxinas (Gil et al., 2021).

La luz azul, a través de los criptocromos, es un componente clave del sistema que controla el fotoperiodismo y el reloj circadiano. A nivel genómico, el mecanismo implica que los CRYs se unen al complejo COP1–SPA1, promoviendo su disociación y la subsiguiente acumulación del factor de transcripción CONSTANS (CO), que es un inductor de la floración (Brini et al., 2022).

Respecto al metabolismo secundario, la luz azul, junto con otras longitudes de onda cortas, como la luz UV, son las más eficaces para promover la acumulación de metabolitos secundarios. La luz azul es altamente eficiente para activar genes que codifican enzimas clave en la ruta de los fenilpropanoides como PAL (fenilalanina amonio-liasa), C4H (cinamato 4-hidroxilasa), CHI (chalcona

isomerasa), FLS (flavonol sintasa) y ANS (antocianina sintasa); incidiendo directamente en la producción de compuestos fenólicos y otros metabolitos secundarios cuya síntesis requiere de esta vía (Livadariu et al., 2023; Sipos et al., 2021; Trivellini et al., 2023; S. Zhang et al., 2021). Así mismo, ha demostrado incrementar el contenido de otros grupos de metabolitos secundarios como los monoterpenoides y alcaloides (Livadariu et al., 2023; Sipos et al., 2021; Trivellini et al., 2023; Zhang et al., 2021).

2.3.3. EFECTOS GENERALES DE LA COMBINACIÓN ENTRE LUZ ROJA Y AZUL SOBRE EL CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE PLANTAS

La combinación de luz roja (600–700 nm) y azul (400–500 nm) se considera esencial en los sistemas de producción vegetal con únicamente iluminación artificial, ya que las longitudes de onda del rojo y azul coinciden totalmente con los picos de absorción de las clorofilas y todos los fotorreceptores (excepto los especializados en luz UV), por lo que las plantas pueden crecer y desarrollarse completamente bajo estos colores de luz (Trivellini et al., 2023; S. Zhang et al., 2021).

Es por lo anterior que esta combinación es necesaria para estimular el crecimiento de la planta y para elevar el contenido de pigmentos y antioxidantes, logrando un rendimiento generalmente mayor que las luces monocromáticas (Li et al., 2022; Morales-Becerril et al., 2024; Van Brenk et al., 2024). No obstante, la proporción óptima de luz R:B es específica para cada especie y etapa de desarrollo.

La combinación de estos colores en proporciones iguales no necesariamente produce efectos intermedios entre los efectos morfológicos de la luz roja y azul monocromáticas, sin embargo, puede decirse que los efectos del síndrome de luz roja son inhibidos por la luz azul y los efectos negativos asociados a la luz azul son evitados por la aplicación de luz roja. Así mismo, un incremento en la proporción de un color de luz sobre la combinación de ambos produce efectos “más cercanos” a los efectos del color de luz que está en mayor proporción, pero no guarda una exacta relación matemática.

2.3.4. EFECTOS DE OTROS COLORES DE LUZ SOBRE EL CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE PLANTAS

La luz verde, que abarca el rango de 500 a 600 nm, si bien no es del todo aprovechada por las plantas, posee una mayor tasa de penetración en el dosel y en las capas interiores de la hoja en comparación con la luz roja o azul (Smith et al., 2017). Esta capacidad única le permite favorecer la fijación de CO_2 y la fotosíntesis en las células del mesófilo más profundas, lo que se ha asociado con la mejora de la productividad (Smith et al., 2017).

La radiación ultravioleta incluye la región UV-A (320–400 nm) y la UV-B (280–320 nm o 280–315 nm). La UV-B es conocida por suprimir la elongación del tallo y la expansión de las hojas, e incluso puede dañar el ADN (Paradiso & Proietti, 2022; S. Zhang et al., 2021). La radiación UV estimula la síntesis y acumulación de compuestos que absorben luz UV, como flavonoides y antocianinas, lo que ayuda a la planta a adaptarse y protegerse (Livadariu et al., 2023; Trivellini et al., 2023).

La luz rojo lejano es una señal fotomorfogénica crucial detectada por el sistema de fitocromos (PHYs). Los PHYs se interconvierten de la forma activa (Pfr) a la forma inactiva (Pr) al absorber rojo lejano (Brini et al., 2022; Zakurin et al., 2020). En el crecimiento y desarrollo, el efecto de esta longitud de onda es mediado por el cociente rojo/rojo lejano, el cual es muy efectivo para controlar el alargamiento del tallo y las hojas. La adición de rojo lejano a otros colores de luz promueve el crecimiento al aumentar la expansión de las hojas y el alargamiento de tallos y hojas, lo que incrementa la recepción de energía lumínica y acelera la tasa de crecimiento (Cho et al., 2019; Moosavi-Nezhad et al., 2022; Van Brenk et al., 2024).

2.4. EFECTOS DE LA CALIDAD DE LUZ EN LA PROPAGACIÓN DE PLANTAS *IN VITRO*

El cultivo *in vitro* de tejidos vegetales es una de las herramientas más versátiles en la biotecnología vegetal y la horticultura, ya que permite la multiplicación

clonal, la conservación de germoplasma, la producción de metabolitos secundarios, la investigación rápida y la obtención de plantas libres de patógenos en condiciones controladas (Cavallaro et al., 2022; Fan et al., 2022). Entre los múltiples factores ambientales que influyen sobre el cultivo *in vitro*, estos sistemas dependen totalmente de fuentes de iluminación artificial que sustituyen a la luz solar.

Históricamente, las lámparas fluorescentes, las incandescentes o las de sodio a alta presión fueron utilizadas en la propagación *in vitro*, sin embargo, sus limitaciones en eficiencia energética, control espectral y emisión de calor condujeron a la adopción progresiva de los LEDs, tal como lo hemos mencionado en apartados anteriores.

La introducción de la tecnología LED en micropropagación ha permitido examinar con detalle los efectos de distintos colores de luz sobre las distintas fases del cultivo in vitro: establecimiento de explantes, formación de callos, organogénesis, elongación de tallos, expansión foliar, rizogénesis y aclimatación. En el cuadro 2 se resumen algunos trabajos realizados bajo condiciones *in vitro* donde los tratamientos fueron diferentes colores de luz LED.

Cuadro 2. Efectos de diferentes colores de luz LED sobre aspectos del crecimiento y desarrollo vegetal en diversas especies bajo condiciones *in vitro*.

Especie	**Tipo de régimen. Espectro. Intensidad. Fotoperiodo.**	**Efectos Observados**	**Fuente**
Rhodiola imbricata	Iluminación de fuente única en condiciones *in vitro*. Rojo, azul, verde, R:V:A 40:40:20 y blanco. 22.45 µmol m^{-2} s^{-1} 16 h dia^{-1}.	Luz roja aceleró la formación y crecimiento de callos. la luz azul incrementó el contenido de salidrosido, un metabolito secundario de interés, además de incrementar el contenido general de compuestos fenólicos.	Kapoor et al. 2018.
Lepidium sativum	Iluminación de fuente única en condiciones *in vitro*. Rojo, azul, verde, amarillo (570 nm), blanco	Luz blanca promovió una mayor acumulación de biomasa en callos y	Ullah et al. 2019.

Especie	Tipo de régimen. Espectro. Intensidad. Fotoperiodo.	Efectos Observados	Fuente
	y oscuridad. 40-50 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	una mayor acumulación de flavonoides de interés.	
Lippia alba (3 quimiotipos)	Iluminación de fuente única en condiciones *in vitro*. Lámparas fluorescentes, luz LED blanca y R:A 3:1. 41 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	Luz R:A incrementó la acumulación de biomasa fresca y seca y la síntesis de pigmentos fotosintéticos. El perfil de compuestos volátiles cambió en función del quimiotipo y el tipo de iluminación.	Batista et al. 2016.
Ananas comosus	Iluminación de fuente única en condiciones *in vitro*. Lámparas fluorescentes, luz LED blanca, roja, azul y R:B 67:33. 80 y 100 µmol m^{-2} s^{-1}.16 h dia^{-1}.	Bajo luz roja se obtuvo una mayor formación de nuevos tallos, pero con menor acumulación de biomasa que bajo los demás tratamientos. Luz blanca incrementó el contenido de clorofilas.	Cavallaro et al. 2023.
Camellia oleifera	Iluminación de fuente única en condiciones *in vitro*. Blanca, roja, azul, R:B 4:1 y 1:4. 50 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	Mayor coeficiente de proliferación bajo R:A 4:1, este mismo tratamiento tuvo mayor número de hojas y mayor grosor en el parénquima de empalizada y esponjoso. Mayor altura de tallos bajo luz roja, mayor área foliar y contenido de clorofilas bajo luz blanca y mayor número de estomas bajo los tratamientos R:A.	He et al. 2020.
Gerbera jamesonii cv. Shy Pink	Iluminación de fuente única en condiciones *in vitro*. Blanca, roja, azul, R:B 1:1 y R:A:V 1:1:1. 40 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	Mayor regeneración de tallos, crecimiento y generación de raíces bajo R:A 1:1. Mayor altura de planta y longitud de peciolos bajo luz roja. Bajo luz azul mayor área foliar y contenido de clorofilas después de aclimatación.	Lim et al. 2023.
Gerbera jamesonii cv. Dura	Iluminación de fuente única en condiciones *in vitro*. Roja, azul, R:B 50:50, 70:30, R:A:B 40:40:20 y R:A:FR	Mayor multiplicación de tallos bajo tratamientos R:A. mayor elongación de tallos y peciolos bajo luz roja. Luz roja estimuló la formación de raíces	Pawłowska et al. 2018.

Especie	Tipo de régimen. Espectro. Intensidad. Fotoperiodo.	Efectos Observados	Fuente
	49:49:2. 40 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	en tallos. luz azul incrementó el contenido materia seca en hojas.	
Myrtus communis	Iluminación de fuente única en condiciones *in vitro*. Roja, azul, R:B 70:30 y lámparas fluorescentes. 35 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	Luz roja promovió una mayor tasa de multiplicación y formación de nuevos tallos. Luz azul promovió in incremento en biomasa fresca. Luz roja incrementó el contenido de flavonoides principales.	Cioć et al. 2018.
Juglans regia cv. Chandler	Iluminación de fuente única en condiciones *in vitro*. Blanca, roja, azul, verde, rojo lejano R:B 70:30, R:FR 70:30 y lámparas fluorescentes. 80 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	Mejor crecimiento vegetativo bajo R:B. Luz roja y FR incrementaron elongación, formación de brotes laterales y síntesis de antocianinas. Luz azul promovió la apertura estomática, mayor fotosíntesis y acumulación de azucares solubles.	Saeedi et al. 2023.
Oncidium varicosum	Iluminación de fuente única en condiciones *in vitro*. Blanca, roja, azul y R:B 2:1, 31.1-76.9 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	Mayor acumulación de peso seco, síntesis de pigmentos fotosintéticos y grosor de hojas bajo R:B. luz azul inhibió la formación de raíces, luz roja incrementó altura de plantas y longitud de raíces.	Magalhães et al. 2025.
Camellia sinensis	Iluminación de fuente única en condiciones *in vitro*. Blanca, roja y azul. 100 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1}.	Mayor generación de raíces en esquejes bajo luz azul. Luz azul incrementa el contenido de auxinas, citoquininas, ABA y ácido jasmonico. La luz azul incrementa la expresión de genes relacionados con 6 transportadores de auxinas.	Shen et al. 2022.

Al igual que los efectos producidos por diferentes colores de luz LED sobre plantas en invernadero, bajo condiciones *in vitro*, las respuestas están en función del genotipo y las diferentes condiciones ambientales.

De manera general, durante la fase de establecimiento de cultivos *in vitro*, la supervivencia de los explantes y el inicio del crecimiento dependen de su

adaptación fisiológica a ambientes totalmente artificiales (Kulus & Woźny, 2020). Se ha reportado que, durante esta etapa, la luz influye en la tasa de oxidación fenólica, la proliferación celular y la reactivación de meristemos axilares (Cavallaro et al., 2022; Kulus & Woźny, 2020). Diversos estudios han reportado que la luz roja (660 nm) y la combinación de rojo con azul promueven una rápida recuperación del metabolismo fotosintético y un crecimiento inicial vigoroso en especies como *Gerbera jamesonii* (Lim et al., 2023; Pawłowska et al., 2018), *Juglans regia* (Saeedi et al., 2023) y *Oncidium varicosum* (Magalhães et al., 2025). Mientras que, la luz azul puede tener efectos negativos especialmente cuando se aplica a altas intensidades, debido a la alta carga energética de sus fotones (Cavallaro et al., 2022).

Durante la formación de callos in vitro el papel de la luz está enfocado en promover el proceso de desdiferenciación celular inducido por el balance entre auxinas y citoquininas en el explante (Cavallaro et al., 2022; Fan et al., 2022). En diversos estudios ha sido reportado que la luz roja incrementa la masa fresca de los callos y promueve una estructura friable favorable para la regeneración de órganos (Kapoor et al., 2018; Ullah et al., 2019). Respecto a luz azul, en general, tiende a reducir la proliferación callogénica, posiblemente por su efecto en la acumulación de compuestos fenólicos y en la activación de vías metabólicas de defensa (Cavallaro et al., 2022).

La proliferación de brotes y la expansión foliar constituyen las etapas centrales de la micropropagación. Se ha señalado que la luz roja y azul (en función de la especie) suelen incrementar la tasa de multiplicación, al promover la brotación lateral mediante la alteración del equilibrio hormonal interno, incrementando la concentración de citoquininas en relación con las auxinas (Cavallaro et al., 2022; Fan et al., 2022) . De la combinación de ambos colores la evidencia muestra que es altamente efectiva para promover simultáneamente alta proliferación y calidad morfológica; bajo estas condiciones, se registran mayores contenidos de clorofilas, tasas fotosintéticas más elevadas y una morfología equilibrada entre elongación y compactación en múltiples especies (Batista et al., 2016; Cavallaro

et al., 2023; He et al., 2020; Lim et al., 2023; Pawłowska et al., 2018; Saeedi et al., 2023), por lo que las mezclas de rojo y azul y colores policromáticos como el blanco, son altamente recomendados para el crecimiento y desarrollo de plántulas *in vitro*.

Una vez que, durante el proceso de propagación in vitro, se han obtenido tallos nuevos, la formación de raíces adventicias es de suma importancia. La rizogénesis adventicia es una fase crítica para la supervivencia *ex vitro*, y su inducción depende tanto del balance hormonal (particularmente auxinas) como de las señales lumínicas (Fan et al., 2022). Tanto la luz roja como la luz azul y sus combinaciones pueden favorecer la formación de raíces a través de mecanismos diferentes no del todo dilucidados. En un experimento en *Camellia sinensis* Shen et al. (2022) demostraron que el papel positivo de la luz azul durante la formación de raíces adventicias de esta especie en condiciones *in vitro* se debe a que incrementan la expresión de genes relacionados con el transporte polar de las auxinas y la síntesis de hormonas que favorecen al enraizamiento adventicio. Otros estudios han demostrado que la luz roja también puede favorecer este proceso debido principalmente a que promueven una mayor movilización de azucares solubles hacia la zona de enraizamiento y promueven un balance hormonal adecuado (Fan et al., 2022).

Finalmente, la aclimatación representa la transición de las condiciones controladas del cultivo *in vitro* a un ambiente *ex vitro* donde la intensidad lumínica, la humedad y el intercambio gaseoso son significativamente mayores y no siempre adecuadas para el crecimiento óptimo de las plantas. La calidad de la luz durante las fases previas influye directamente en la capacidad de las plantas para adaptarse a estas condiciones (Fan et al., 2022; Kulus & Woźny, 2020). Las plántulas generadas bajo luz roja que presentan síndrome de luz roja usualmente tienen una supervivencia reducida durante la aclimatación; las plántulas generadas bajo luz azul o bajo combinaciones de rojo y azul generalmente presentan una mayor capacidad fotosintética, mayor grosor de la cutícula y un sistema estomático más funcional, además de que acumulan compuestos

antioxidantes útiles, características que favorecen la supervivencia durante la aclimatación (Batista et al., 2018; Fan et al., 2022; Kulus & Woźny, 2020).

A manera de resumen, la calidad espectral de la luz LED constituye un factor importante en todas las etapas del cultivo in vitro y sus efectos están en función del genotipo y las demás condiciones ambientales. El uso de determinados colores de luz LED para promover respuestas específicas de una planta en condiciones in vitro es posible, pero es necesaria la realización de experimentos previos para obtener el efecto deseado.

2.5 LAS ESPECIES DE ESTUDIO

2.5.1. *Euphorbia leucocephala* Lotsy

La pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy), también conocida como pascua blanca, flor de niño, flor de leche, neve da montanha (portugués de Brasil) y Snowflake (inglés de Australia), es un arbusto nativo del sur de México y Centroamérica (Galindo-García et al., 2019). Se ha utilizado tradicionalmente con fines ornamentales bajo un estatus de planta fomentada, sin embargo, su uso como especie cultivada con fines de venta a gran escala es muy reciente.

La pascuita se ha clasificado Taxonómicamente (ITIS Integrated Taxonomic Information System, 2025) como sigue:

Reino. Plantae

Subreino. Viridiplantae

Infrareino. Streptophyta

Superdivision. Embryophyta

División. Tracheophyta

Subdivisión. Spermatophyta

Clase. Magnoliopsida

Superorden. Rosanae

Orden. Malpighiales

Familia. Euphorbiaceae

Género. *Euphorbia*

Especie. *Euphorbia leucocephala* Losty.

Y se ha descrito (Burger & Huft, 1995) como arbustos o árboles pequeños de 1 a 5 m de alto, con corona generalmente muy ramificada y redondeada. Tallos de 0.8 a 4 mm de espesor, ligeramente puberulento con pelos finos de 0.2 a 0.4 mm de largo en los nudos, entrenudos glabrescentes circulares en su sección transversal, nudos engrosados, estípulas de 0.3 a 0.7 mm de largo o no aparentes, que se vuelven glándulas. Hojas de 2, 4 o 6 en cada nudo, peciolos de 6 a 24 mm de largo y 0.2 a 0.7 mm de espesor, esparcidamente puberulentos cerca de la base y ápice; láminas de 2.7 a 5 cm de largo y 0.7 a 3 cm de ancho, elíptico-oblonga a oblonga o estrechamente oblonga; ápice obtuso a redondeado, ligeramente emarginado con una pequeña (0.2-0.4 mm) punta mucronada, margen entero, base obtusa, consistencia suave a cartácea, de color verde grisáceo pálido o con marcas rojas, glabras en la parte adaxial y con pocos o muchos tricomas blancos en la parte abaxial, de 11 a 14 nervaduras secundarias por lado, ligeramente conectadas cerca del margen. Inflorescencias terminales o axilares a distales, de 2 a 10 cm de largo, cimosas-paniculadas, con ramas opuestas, nudos principales con pequeñas hojas subyacentes o brácteas en forma de hojas de 10 x 3 mm, flores distales subyacentes a brácteas pecioladas obovadas-espatuladas de 6 a 11 mm de largo, blancas y conspicuas cuando están vivas. Ciatios de 3 a 4 mm de largo, campanulados, pedúnculos de 1 a 2 mm de largo, con lóbulos de aproximadamente 1.5 mm de largo, externamente puberulento debajo de las glándulas, apéndices petaloides triangulares de 1 a 3 mm de longitud y 0.5 a 1 mm de ancho en la base. Frutos de 5 a 6 mm de largo, 4.5 a 5.5 mm de diámetro, subglobosos con tres lóbulos superficiales.

Al igual que la nochebuena, la pascuita florece cuando los días se hacen cortos, por lo que su mayor atractivo se presenta en el otoño e invierno, siendo muy llamativa durante la temporada navideña.

Debido a que es una especie que no presenta variedades botánicas o agronómicas, el mejoramiento genético y el uso a gran escala se ha visto retrasado. Además de esto, los métodos óptimos para el cultivo de la especie aún no han sido del todo establecidos, reportándose problemas para obtener eficiencias elevadas durante la propagación de la especie, así como para generar plantas con porte bajo, adecuadas para establecerse en una maceta y ser visualmente atractivas (Morales-Becerril, 2019).

Un primer paso para abordar estas problemáticas consiste en generar métodos de reproducción eficientes. Debido a que es una planta ornamental, la homogeneidad de las plantas hijas es altamente deseable. Estudios previos han demostrado que la reproducción de esta especie a través de esquejes es viable cuando se utilizan enraizadores sintéticos en dosis adecuadas. Se ha reportado que el enraizamiento adecuado de esquejes y estacas de pascuita puede darse cuando se utiliza ácido-3-indolbutírico a 1000 mg L^{-1} (Martínez et al, 2015) o 600 mg L^{-1} (Morales-Becerril, 2019).

La propagación por semillas también se ha reportado como una opción viable para la reproducción de la pascuita (Galindo-García et al., 2019) sin embargo, tiene la desventaja de no mantener la uniformidad genética en las plantas hijas y el riesgo de que, bajo algunas condiciones ambientales, las plantas no fructifiquen o produzcan semillas.

El cultivo *in vitro* de la planta representa una opción viable para abordar los retos mencionados. Por un lado, la generación de callos y la subsiguiente regeneración de plántulas, permitiría aplicar técnicas de mejoramiento enfocadas en la generación de cambios a nivel de genético con miras a obtener mutantes que puedan dar origen a nuevas variedades. Por otro lado, el desarrollo de un método eficiente para la propagación in vitro de la pascuita permitiría explorar su reproducción en masa y la adopción de estas técnicas por parte de los productores.

Antes de la realización del presente trabajo, solo una investigación, respecto al establecimiento *in vitro* de pascuita, estaba disponible en los acervos científicos.

(Martínez-Villegas et al., 2015) reportaron que era posible establecer tallos de pascuita in vitro y promover su crecimiento cuando se utilizaba el medio WPM sin la adición de cloruro de calcio. Este trabajo representó un gran avance para el cultivo in vitro de la pascuita, sin embargo, la generación de una metodología para la obtención de plántulas completas a partir de explantes, aún era un reto.

Dadas las múltiples ventajas que representa el uso de luz LED durante el cultivo de plantas en invernadero, cámaras de crecimiento y en condiciones in vitro, la exploración del uso de luz LED para contribuir a la resolución de los retos que rodean al cultivo de pascuita es altamente deseable. Respecto a la pascuita, no existe ningún reporte sobre su cultivo *in vitro* o *ex vitro* bajo luz artificial, en embargo existen reportes al respecto de Euphorbia pulcherrima, una de sus parientes más cercanas, trabajos que se resumen en el cuadro 3.

Cuadro 3. Efectos de diferentes colores de luz LED sobre aspectos del crecimiento y desarrollo vegetal en nochebuena (*E. pulcherrima*).

Objetivo	**Tipo de iluminación. Color de luz. Intensidad. Fotoperiodo**	**Observaciones**	**Fuente**
Determinar efecto de calidad de luz al final del día.	Suplementaria a luz solar al final del día. LED roja y azul. 550 y 440 µmol m^{-2} s^{-1}. 5 h dia^{-1}.	La aplicación de luz LED al final del día retrasó la floración por 40 días comparada con solo luz solar.	Colinas-León et al. 2022
Evaluar efecto de luz LED sobre el desarrollo en cámaras de cultivo.	Iluminación de fuente única en cámaras de cultivo. HPS, LED azul y verde, HPS:A 3:1, HPS:V 3:1. 200 µmol m^{-2} s^{-1}. 16 h dia^{-1} y después de 10 semanas 10 h dia^{-1}.	La luz LED sola o con HPS redujo el tamaño de las plantas. luz verde redujo transpiración, clorofilas en hojas, antocianinas en brácteas y la calidad general. Ningún tratamiento afectó la floración.	Thapa, 2016.
Evaluar efecto de luz UV en el crecimiento de 2 variedades.	Complementaria a luz de fuente única en cámaras de cultivo (PAR 150 µmol m^{-2} s^{-1}, 20/10 h dia^{-1}). UV	Aplicación de luz UV redujo el área de la planta, área foliar, área de brácteas, altura de planta e	Innes et al. 2018

	(313 nm). 0.15 W m^{-2}. 40 min al final del día.	incrementó el contenido de clorofilas.	
Evaluar el efecto de la luz roja y roja lejana aplicada al final de día en la morfología y fisiología.	Complementaria a luz HPS (100 µmol m^{-2} s^{-1}, 10 h dia^{-1}) en cámaras de cultivo. Rojo y rojo lejano. 10 µmol m^{-2} s^{-1}. 30 min al final del día.	Luz roja lejana promovió alargamiento de tallos. Luz roja redujo la elongación al inhibir la concentración de giberelinas y auxinas. Ningún tratamiento afectó la floración	Islam et al. 2014
Contrastar HPS contra LED para el crecimiento de plantas.	Luz de fuente única en cámaras de cultivo. HPS (≈ 5 % azul) y LED R:A 20:80.	Luz LED redujo el crecimiento de plantas, el área foliar, el contenido de clorofilas y el peso total. No hubo diferencias en floración.	Islam et al. 2012

Estos trabajos muestran los potenciales efectos del uso de luz LED durante el cultivo de pascuita, sin embargo, la experimentación es muy necesaria, especialmente durante el cultivo in vitro, ya que no se cuenta con información al respecto, incluso en otras especies del mismo género.

2.5.2. Albahaca (*Ocimum basilicum* L.)

2.5.2.1. Generalidades de la albahaca

La albahaca (*Ocimum basilicum* L.) es una especie aromática ampliamente utilizada, que pertenece a la familia Lamiácea. El género *Ocimum* comprende más de 150 especies que están distribuidas en las regiones tropicales y subtropicales de América, África, sur de Europa y Asia (Azizah et al., 2023).

La albahaca es originaria de la India y el sur de Asia y se cree que su expansión por el mundo comenzó cuando fue introducida en la antigua Grecia por Alejandro Magno (356-323 a.C.) y desde ahí, posteriormente llegó a Inglaterra a mediados del siglo XVI y a América a principios del siglo XVII, para terminar siendo cultivada hoy en día en decenas de países (Azizah et al., 2023).

La albahaca es una hierba anual con follaje denso y que produce diferentes componentes aromáticos en función de la variedad y ambiente (Varga et al., 2017). Puede crecer hasta 0.6 metros de altura y su tallo es redondo-cuadrangular, glabro o puberulento; sus hojas suelen ser verdes (aunque hay variedades de hojas moradas), de forma ovalada o elíptico-ovalada, con un ápice mayormente agudo o acuminado, y un margen entero o escasamente aserrado y glandular-punteado (Azizah et al., 2023). La planta puede clasificarse en diferentes morfotipos, como el tipo de hoja de lechuga, hoja pequeña, albahaca verdadera y los tipos de albahaca morada (Carović-Stanko et al., 2011). Además, en función de la composición fitoquímica del aceite esencial, su caracterización se extiende a cinco quimiotipos: linalool, linalool/trans-α-bergamoteno, linalool/metil chavicol, linalool/trans-metil cinamato, y metil chavicol (Varga et al., 2017).

Debido al alto contenido de compuestos antioxidantes y de aceites esenciales esta planta aromática se cultiva a gran escala a nivel mundial. Su uso principal sin duda alguna es el culinario. La albahaca se utiliza en la preparación de platillos específicos, así mismo sus hojas frescas suelen ser utilizadas en ensaladas.

El uso secundario de esta especie es el medicinal. Desde la antigüedad, la albahaca ha sido reconocida por sus propiedades terapéuticas y se ha utilizado en los sistemas de medicina tradicional Unani y Ayurvédica (Azizah et al., 2023). Las comunidades y los médicos tradicionales en todo el mundo han empleado a esta especie para tratar una amplia variedad de dolencias, incluyendo gripe, fiebre, resfriados, así como problemas relacionados con la digestión, la reproducción y la respiración (Azizah et al., 2023; Dhama et al., 2023; Prasongdee et al., 2024; Vassilina et al., 2025).

Los estudios farmacológicos modernos han demostrado que la albahaca y sus compuestos tienen excepcionales propiedades medicinales, que incluyen: actividad antiviral contra virus como el SARS-CoV-2 y el dengue, efectos antibacterianos contra bacterias Gram-positivas y Gram-negativas, propiedades

antifúngicas; actividad antioxidante, potencial antidiabético, cualidades neuro-protectoras y antidepresivas, propiedades anticancerígenas y efectos antiinflamatorios y cicatrizantes de heridas (Azizah et al., 2023; Dhama et al., 2023; Prasongdee et al., 2024; Vassilina et al., 2025).

Todas estas propiedades medicinales y preventivas de deben a los constituyentes químicos de la especie (Dhama et al., 2023). Estos están principalmente representados por compuestos de los grupos fitoquímicos de fenilpropanoides y monoterpenoides. Muchos de estos compuestos están presentes en el aceite esencial que a su vez está compuesto por múltiples grupos de metabolitos secundarios como (Dhama et al., 2023; Varga et al., 2017):

- Monoterpenoides como el linalool, 1,8-cineol (eucaliptol), geraniol, alcanfor, carvacrol, carvona, α-pineno, β-mirceno, y neral.
- Fenilpropanoides como el estragol (metil chavicol), eugenol, metil eugenol, chavicol y metil cinamato.
- Sesquiterpenos como el α-bergamoteno, β-cariofileno y germacreno.
- Polifenoles, entre los que destacan los ácidos fenólicos como el ácido rosmarínico, ácido cafeico, ácido chicórico y ácido ferúlico, así como flavonoides como la rutina, quercetina y antocianinas.
- Fitoesteroles como el β-sitosterol, estigmasterol y campesterol.

Entre esta amplia gama de moléculas, el linalool, el eugenol y el estragol son de los constituyentes más estudiados debido a que contribuyen fuertemente con las actividades antimicrobianas, antioxidantes y anticancerígenas de la planta (Azizah et al., 2023).

2.5.2.2. Cultivo de albahaca bajo luz LED

Debido a su amplia distribución, muchas variedades, facilidad y rapidez de crecimiento y su adaptabilidad a condiciones climáticas controladas, la albahaca ha sido un cultivo ideal para la agricultura en ambientes controlados, como los sistemas hidropónicos y la agricultura vertical (Sipos et al., 2021).

Tal como se explicó en apartados anteriores, el uso de luz LED para el crecimiento de plantas en ambientes controlados está determinado por tres factores intrínsecos al ambiente luminoso: la intensidad, el fotoperiodo y la calidad de la luz. Respecto a este último, que compete a la presente investigación, los reportes en albahaca son vastos y muy variados, por lo que se resumen los efectos generales a continuación.

Efectos de la luz azul

La luz azul (400-500 nm) juega un papel crucial en el crecimiento, desarrollo y el metabolismo secundario de la albahaca. En términos de crecimiento, la albahaca de hoja verde cultivada bajo luz LED azul tiende a desarrollar un patrón de crecimiento compacto (Matysiak & Kowalski, 2019). La luz azul también ha demostrado afectar positivamente el peso fresco de plantas cuando estas se cultivan a intensidades suficientes (ej. 200 μmol m^{-2} s^{-1}), ya que a intensidades más bajas (ej. <100 μmol m^{-2} s^{-1}) el peso fresco puede ser menor (Dou et al., 2018), lo que resalta la importancia de la correcta combinación de espectro y la intensidad luminosa. También ha sido reportado que, a diferencia de muchas otras especies de plantas, la luz azul aumenta el número de estructuras florales en la albahaca (Sipos et al., 2021).

Respecto al metabolismo secundario, la luz azul es un potente estimulador de la producción de múltiples metabolitos secundarios en muchas especies (Livadariu et al., 2023; Trivellini et al., 2023). El cultivo de albahaca bajo luz azul puede mejorar el metabolismo de los compuestos aromáticos y la composición general de los aceites esenciales (Chu et al., 2022; Chutimanukul et al., 2022). Se ha observado que un espectro con una alta proporción de luz azul o el uso de luz azul monocromática, incrementan el contenido fenólico total en las hojas (Sipos et al., 2021). Un estudio de aplicación de luz LED en invernadero durante el invierno, demostró que la luz azul suplementaria produjo el mayor contenido de flavonoles en la albahaca 'Sweet Genovese' (Matysiak & Kowalski, 2019). Además, la luz azul puede inducir contenidos fenólicos superiores en microgreens de albahaca tanto verdes como rojos y se ha reportado que

disminuye el contenido de nitratos (Sipos et al., 2021), compuestos no siempre deseables.

Efectos de la luz roja

La luz roja (600-700 nm) es fundamental para la fotosíntesis y, por tanto, para la generación de biomasa. En cuanto al crecimiento vegetativo, se ha demostrado que el cultivo de albahaca bajo este color de luz incrementa la altura, el área foliar y en muchos casos el peso fresco de plantas (Chu et al., 2022, 2025; Chung et al., 2010; Chutimanukul et al., 2022), aunque puede generar plantas con síndrome de luz roja, que no siempre es deseable. La luz roja también es eficaz en tratamientos nocturnos. La exposición a luz roja durante la noche puede aumentar el número de hojas por planta, la altura de la planta, el tamaño de la hoja y el peso fresco y seco de las hojas en comparación con las plantas mantenidas en oscuridad (Patel et al., 2018).

En términos de fitoquímica, el espectro rojo puede mejorar las propiedades antioxidantes de la albahaca. Se ha demostrado que la luz en el rango de 600-700 nm aumenta el contenido de ácido rosmarínico, luteína, acido ascórbico, α-tocoferol, flavonoides y antocianinas (Sipos et al., 2021). En cultivos *in vitro* (callos), la luz roja (660 nm) demostró un aumento significativo en el contenido total de flavonoides, antocianinas, peonidina y cianidina (Nadeem et al., 2019). Sin embargo, a diferencia de la luz azul, se ha reportado que la luz roja puede aumentar los niveles de nitratos en las plantas (Sipos et al., 2021), lo que no es del todo deseable cuando estas son para el consumo humano.

Efectos de las combinaciones rojo-azul

Las combinaciones de luz roja y azul son ampliamente utilizadas en la agricultura de ambiente controlado, ya que su equilibrio es clave para optimizar tanto el rendimiento como la calidad, debido a que permiten estimular a las clorofilas y a la mayoría de los fotorreceptores vegetales (Cavallaro et al., 2022; Dutta Gupta & Jatothu, 2013; Paradiso & Proietti, 2022). La eficiencia en el uso de energía y el rendimiento de la albahaca varían significativamente en respuesta a las

proporciones relativas de rojo y azul y se ha propuesto que se alcanza un rendimiento máximo en biomasa y calidad de planta cuando la proporción entre las fracciones espectrales roja y azul (R:A) es de 3:1 (Sipos et al., 2021). El uso de esta proporción también puede ajustarse para inducir cambios específicos en la planta, ya sea cambiando ligeramente la intensidad de uno de los colores o añadiendo otros.

La proporción R:B también tiene un impacto directo en el perfil sensorial y del metabolismo secundario. Mientras que un bajo contenido de luz azul puede maximizar el peso fresco del producto, se ha demostrado que el sabor y el aroma son significativamente mejores en caso de un contenido de azul más alto (Sipos et al., 2021). Por lo que la proporción R:A debe ajustarse en función de los objetivos y en todo caso, debe complementarse con otros espectros, como el UV para mejorar el perfil fitoquímico.

Efectos de la luz ultravioleta (UV)

La luz ultravioleta (UV-A y UV-B), actúa como un factor ambiental estresante que modifica drásticamente la fitoquímica de la albahaca, a menudo a expensas de la biomasa (Sipos et al., 2021). Se ha observado que la radiación UV-B suplementaria generalmente disminuye el rendimiento del cultivo tanto en plantas de albahaca verdes como moradas (Dou et al., 2018, 2020). Sin embargo, este estrés induce una fuerte respuesta protectora, por lo que las plantas sintetizan una amplia gama de metabolitos secundarios, resultando en un impacto positivo significativo en los niveles de fitonutrientes (Larsen et al., 2020; Nadeem et al., 2019; Sipos et al., 2021). La UV-B suplementaria (2.5 μmol m^{-2} s^{-1} durante 1-2 horas diarias) incrementó significativamente los compuestos fenólicos totales y las concentraciones de antocianinas (Dou et al., 2018). En hojas de albahaca verde, la UV-B aumentó las concentraciones de antocianinas, fenoles y flavonoides y la capacidad antioxidante se correlacionó positivamente con las dosis de UV-B (Sipos et al., 2021). Un descubrimiento interesante es que el tratamiento con UV-B disminuye la concentración, en el aceite esencial, del metil

eugenol (Nitz & Schnitzler, 2004), lo que se considera beneficioso, ya que el metil eugenol puede ser carcinogénico en grandes cantidades.

Efectos de la luz blanca

La luz blanca, que proporciona un espectro amplio, se utiliza a menudo como luz suplementaria en las recetas de luz LED, como control experimental y como base durante el diseño de recetas luminosas donde se añadirán colores de luz complementarios (Dutta Gupta & Jatothu, 2013; Fan et al., 2022; Livadariu et al., 2023). En la investigación moderna sobre albahaca, la luz blanca rara vez se usa sola, pero es un componente integral de las recetas de luz optimizadas para mejorar la percepción visual y equilibrar el espectro (Nitz & Schnitzler, 2004; Sipos et al., 2021; Solbach et al., 2021). Las respuestas observadas bajo este color de luz, usualmente son similares a las que se obtienen bajo luz natural y en muchos casos son mejores a las observadas bajo luz monocromática (rojo, azul, etc), pero rara vez superan a las observadas bajo espectros optimizados como combinaciones R:A (Degtereva et al., 2023; Dou et al., 2020; Lin et al., 2021; Sipos et al., 2021; Tabbert et al., 2022; Wu et al., 2023).

Efectos de otros colores de luz

Aunque menos estudiados que el rojo y el azul, otros espectros como el verde (500-600 nm) y el rojo lejano (700-800 nm) tienen efectos específicos y beneficiosos sobre la albahaca (Sipos et al., 2021).

La luz verde ha demostrado tener efectos positivos en el crecimiento, penetrando más profundamente en el dosel de la planta. Un estudio encontró que la luz verde (505 nm) aumentaba la biomasa de la planta, el número de hojas por tallo, la longitud del tallo y el área foliar individual (Sipos et al., 2021). Otro estudio (525 nm) también reportó un aumento en el peso fresco de la planta, el peso y el área foliar (Amaki et al., 2011). En cuanto al metabolismo, la luz verde (520 nm) puede aumentar el eugenol, el linalool y los monoterpenoides, aunque también puede disminuir los fenilpropanoides (Carvalho et al., 2016). Además, se ha reportado

que la luz verde (530 nm) disminuye el contenido de nitratos (Sipos et al., 2021), que como mencionábamos anteriormente, no son del todo deseables.

La luz rojo lejano se utiliza principalmente para modular la morfología y la maduración. La adición de rojo lejano durante el crecimiento ha demostrado ser beneficiosa ya que permite aumentar el contenido de materia seca de las hojas y el tallo (Larsen et al., 2020). También se ha reportado que el rojo lejano (735 nm) incrementa el contendo de los sesquiterpenoides (Carvalho et al., 2016).

En conclusión, el cultivo de albahaca bajo luz LED ha sido sumamente investigado. Debido a que respuestas de la albahaca bajo diferentes ambientes luminosos son ampliamente conocidas, puede considerarse una planta modelo para investigar los efectos de diferentes colores de luz LED sobre el crecimiento, desarrollo y metabolismo secundario de la especie, especialmente en variedades que aún no han sido cultivadas bajo iluminación artificial.

2.6. LITERATURA CITADA

Amaki, W., Yamazaki, N., Ichimura, M., & Watanabe, H. (2011). Effects of light quality on the growth and essential oil content in Sweet basil. *Acta Horticulturae, 907*(9), 91–94. https://doi.org/10.17660/ACTAHORTIC.2011.907.9

Azizah, N. S., Irawan, B., Kusmoro, J., Safriansyah, W., Farabi, K., Oktavia, D., Doni, F., & Miranti, M. (2023). Sweet basil (*Ocimum basilicum* L.) a review of its botany, phytochemistry, pharmacological activities, and biotechnological development. *Plants, 12*(24), Article 4148. https://doi.org/10.3390/PLANTS12244148

Batista, D. S., de Castro, K. M., da Silva, A. R., Teixeira, M. L., Sales, T. A., Soares, L. I., das Graças Cardoso, M., de Oliveira Santos, M., Viccini, L. F., & Otoni, W. C. (2016). Light quality affects in vitro growth and essential oil profile in *Lippia alba* (Verbenaceae). *In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant, 52*(3), 276–282. https://doi.org/10.1007/s11627-016-9761-x

Batista, D. S., Felipe, S. H. S., Silva, T. D., de Castro, K. M., Mamedes-Rodrigues, T. C., Miranda, N. A., Ríos-Ríos, A. M., Faria, D. V., Fortini, E. A., Chagas, K., Torres-Silva, G., Xavier, A., Arencibia, A. D., & Otoni, W. C. (2018). Light quality in plant tissue culture: does it matter? *In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant, 54*(3), 195–215. https://doi.org/10.1007/s11627-018-9902-5

Brini, F., Mseddi, K., Brestic, M., & Landi, M. (2022). Hormone-mediated plant responses to light quality and quantity. *Environmental and Experimental Botany*, 202, Article 105026. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2022.105026

Burger, W. C., & Huft, M. (1995). Flora costaricensis: family #113 Euphorbiaceae. *Fieldiana, 36*, 1-169. https://www.biodiversitylibrary.org/part/218997

Bugbee, B. (2017). Economics of LED lighting. In S. Dutta Gupta (Ed.), *Light emitting diodes for agriculture: smart lighting* (pp. 81–99). Springer Nature. https://doi.org/10.1007/978-981-10-5807-3_5

Carović-Stanko, K., Ribić, A., Grdiša, M., Liber, Z., Kolak, I., & Šatović, Z. (2011). Identification and discrimination of *Ocimum basilicum* L. morphotypes. *Proceedings of the 46th Croatian and 6th International Symposium on Agriculture, Croatia,* 481-484.

Carvalho, S. D., Schwieterman, M. L., Abrahan, C. E., Colquhoun, T. A., & Folta, K. M. (2016). Light quality dependent changes in morphology, antioxidant capacity, and volatile production in sweet basil (*Ocimum basilicum*). *Frontiers in Plant Science, 7*, Article 203420. https://doi.org/10.3389/FPLS.2016.01328/BIBTEX

Cavallaro, V., Avola, G., Fascella, G., Pellegrino, A., & Ierna, A. (2023). Effects of spectral quality and light quantity of LEDs on in vitro shoot development and proliferation of *Ananas comosus* L. Merr. *Agronomy, 13*(4), Article 1072. https://doi.org/10.3390/agronomy13041072

Cavallaro, V., Pellegrino, A., Muleo, R., & Forgione, I. (2022). Light and plant growth regulators on in vitro proliferation. *Plants, 11*(7), Article 844. https://doi.org/10.3390/plants11070844

Chatterjee, D., & Mitra, A. (2025). Unlocking the potential of spectral LED lights in enhancing glandular trichome density and accumulation of bioactive specialized metabolites in spearmint. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology,* 271, Article 113239. https://doi.org/10.1016/j.jphotobiol.2025.113239

Cho, K. H., Laux, V. Y., Wallace-Springer, N., Clark, D. G., Folta, K. M., & Colquhoun, T. A. (2019). Effects of light quality on vegetative cutting and in vitro propagation of coleus (*Plectranthus scutellarioides*). *HortScience, 54*(5), 926–935. https://doi.org/10.21273/HORTSCI13903-19

Chu, H. T. T., Vu, T. N., Dinh, T. T. T., Do, P. T., Chu, H. H., Tien, T. Q., Tong, Q. C., Nguyen, M. H., Ha, Q. T., & Setzer, W. N. (2022). Effects of supplemental light spectra on the composition, production and antimicrobial activity of *Ocimum basilicum* L. essential oil. *Molecules, 27*(17), Article 5599. https://doi.org/10.3390/molecules27175599

Chu, H. T. T., Vu, T. N., Dinh, T. T. T., Do, P. T., Tien, T. Q., Tong, Q. C., Ha, Q. T., Tran, K. Q., & Setzer, W. N. (2025). Optimization of supplemental LED spectral quality and light dose for enhancing biomass and essential oil yield of *Ocimum gratissimum* L. under net house Condition. *Molecules, 30*(18). https://doi.org/10.3390/molecules30183753

Chung, J. P., Huang, C. Y., & Dai, T. E. (2010). Spectral effects on embryogenesis and plantlet growth of *Oncidium* “Gower Ramsey.” *Scientia Horticulturae, 124*(4), 511–516. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.01.028

Chutimanukul, P., Wanichananan, P., Janta, S., Toojinda, T., Darwell, C. T., & Mosaleeyanon, K. (2022). The influence of different light spectra on physiological responses, antioxidant capacity and chemical compositions in two holy basil cultivars. *Scientific Reports, 12*(1), Article 588. https://doi.org/10.1038/s41598-021-04577-x

Cioć, M., Szewczyk, A., Żupnik, M., Kalisz, A., & Pawłowska, B. (2018). LED lighting affects plant growth, morphogenesis and phytochemical contents of *Myrtus communis* L. in vitro. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture, 132*(3), 433–447. https://doi.org/10.1007/S11240-017-1340-2/FIGURES/6

Colinas-León, M.T., C. Díaz-Baños, C. T., Castillo-González, A. M., Pineda-Pineda, J., & Magaña-Lira, N. (2022). Flowering of *Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch var Valenciana under blue and red LED light. *Agro Productividad, 15*(9): 141-147. https://doi.org/10.32854/AGROP.V15I9.2282

Degtereva, M., Levin, Y., Gubina, A., Degterev, A., Lamkin, I., Konoplev, G., Tarasov, S., Whaley, A., Whaley, A., Suloev, I., Danilova, A., Gusev, K., & Maimistov, D. (2023). Influence of the spectral composition of illuminating light sources on biometric and phytochemical characteristics of *Ocimum basilicum* L. *Photonics, 10*(12), Article 1369. https://doi.org/10.3390/photonics10121369

Dhama, K., Sharun, K., Gugjoo, M. B., Tiwari, R., Alagawany, M., Iqbal Yatoo, M., Thakur, P., Iqbal, H. M. N., Chaicumpa, W., Michalak, I., Elnesr, S. S., & Farag, M. R. (2023). A comprehensive review on chemical profile and pharmacological activities of *Ocimum basilicum*. *Food Reviews International, 39*(1), 119–147. https://doi.org/10.1080/87559129.2021.1900230

Dou, H., Niu, G., Gu, M., & Masabni, J. (2020). Morphological and physiological responses in basil and brassica species to different proportions of red,

blue, and green wavelengths in indoor vertical farming. *Journal of the American Society for Horticultural Science, 145*(4), 267–278. https://doi.org/10.21273/JASHS04927-20

Dou, H., Niu, G., Gu, M., & Masabni, J. G. (2018). Responses of sweet basil to different daily light integrals in photosynthesis, morphology, yield, and nutritional quality. *HortScience, 53*(4), 496–503. https://doi.org/10.21273/HORTSCI12785-17

Dutta Gupta, S., & Agarwal, A. (2017). Artificial lighting system for plant growth and development: chronological advancement, working principles, and comparative assessment. In S. Dutta Gupta (Ed.), *Light emitting diodes for agriculture: Smart lighting* (pp. 1–25). https://doi.org/10.1007/978-981-10-5807-3

Dutta Gupta, S., & Jatothu, B. (2013). Fundamentals and applications of light-emitting diodes (LEDs) in in vitro plant growth and morphogenesis. *Plant Biotechnology Reports, 7*(3), 211–220. https://doi.org/10.1007/s11816-013-0277-0

Fan, C., Manivannan, A., & Wei, H. (2022). Light quality-mediated influence of morphogenesis in micropropagated horticultural crops: a comprehensive overview. *BioMed Research International, 2022*(1), Article 615079. https://doi.org/10.1155/2022/4615079

Galindo-García, D. V., Alia-Tejacal, I., Granada-Carreto, L., & Colinas-León, M. T. B. (2019). Manual de caracterización agronómica de Pascuita *Euphorbia leucocephala* Lotsy. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. http://riaa.uaem.mx/xmlui/handle/20.500.12055/1070

Gil, C. S., Kwon, S. J., Jeong, H. Y., Lee, C., Lee, O. J., & Eom, S. H. (2021). Blue light upregulates auxin signaling and stimulates root formation in irregular rooting of rosemary cuttings. *Agronomy, 11*(9) Article 1725. https://doi.org/10.3390/agronomy11091725

He, C., Zeng, Y., Fu, Y., Wu, J., & Liang, Q. (2020). Light quality affects the proliferation of in vitro cultured plantlets of *Camellia oleifera* Huajin. *PeerJ,* 8, Article e10016. https://doi.org/10.7717/peerj.10016

Hernández-Adasme, C., Silva, H., Peña, Á., Vargas-Martínez, M. G., Salazar-Parra, C., Sun, B., & Escalona Contreras, V. (2024). Modifying the ambient light spectrum using LED lamps alters the phenolic profile of hydroponically grown greenhouse lettuce plants without affecting their agronomic characteristics. *Plants, 13*(17), Article 2466. https://doi.org/10.3390/plants13172466

Innes, S. N., Solhaug, K. A., Arve, L. E., & Torre, S. (2018). UV radiation as a tool to control growth, morphology and transpiration of poinsettia (*Euphorbia pulcherrima*) in variable aerial environments. *Scientia Horticulturae, 235*, 160–168. https://doi.org/10.1016/J.SCIENTA.2018.02.067

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. https://doi.org/10.1016/J.SCIENTA.2012.08.034

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*(1), 77–86. https://doi.org/10.1016/J.SCIENTA.2014.05.013

Integrated Taxonomic Information System ITIS (2025, November 20). *Euphorbia leucocephala* Lotsy. https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=502541#null

Kapoor, S., Raghuvanshi, R., Bhardwaj, P., Sood, H., Saxena, S., & Chaurasia, O. P. (2018). Influence of light quality on growth, secondary metabolites production and antioxidant activity in callus culture of *Rhodiola imbricata* Edgew. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology, 183*, 258–265. https://doi.org/10.1016/J.JPHOTOBIOL.2018.04.018

Kulus, D., & Woźny, A. (2020). Influence of light conditions on the morphogenetic and biochemical response of selected ornamental plant species under in vitro conditions: a mini-review. *Biotechnologia, 101*(1), 75–83. https://doi.org/10.5114/bta.2020.92930

Larsen, D. H., Woltering, E. J., Nicole, C. C. S., & Marcelis, L. F. M. (2020). Response of basil growth and morphology to light intensity and spectrum in a vertical farm. *Frontiers in Plant Science, 11,* Article 597906. https://doi.org/10.3389/fpls.2020.597906

Li, Q., Xu, J., Yang, L., Sun, Y., Zhou, X., Zheng, Y., Zhang, Y., & Cai, Y. (2022). LED light quality affect growth, alkaloids contents, and expressions of Amaryllidaceae alkaloids biosynthetic pathway genes in *Lycoris longituba. Journal of Plant Growth Regulation, 41*(1), 257–270. https://doi.org/10.1007/s00344-021-10298-2

Lim, M. J., Murthy, H. N., Song, H. Y., Lee, S. Y., & Park, S. Y. (2023). Influence of white, red, blue, and combination of LED lights on in vitro multiplication of shoots, rooting, and acclimatization of *Gerbera jamesonii* cv. 'Shy Pink' plants. *Agronomy, 13*(9), Article 2216. https://doi.org/10.3390/agronomy13092216

Lin, K. H., Huang, M. Y., & Hsu, M. H. (2021). Morphological and physiological response in green and purple basil plants (*Ocimum basilicum*) under different proportions of red, green, and blue LED lightings. *Scientia Horticulturae, 275*, Article 109677. https://doi.org/10.1016/J.SCIENTA.2020.109677

Livadariu, O., Maximilian, C., Rahmanifar, B., & Cornea, C. P. (2023). LED technology applied to plant development for promoting the accumulation of bioactive compounds: a review. *Plants, 12*(5), Article 1075. https://doi.org/10.3390/plants12051075

Magalhães, H. S., Sartori, L. de J., Rodrigues, F. A., Rodrigues, V. A., Pasqual, M., & Dória, J. (2025). Red and blue LED lights affect the morphology, physiology and anatomy of in vitro-cultured *Oncidium varicosum*. *South African Journal of Botany, 185*, 803–810. https://doi.org/10.1016/j.sajb.2025.08.024

Martínez-Villegas, Y. M., Andrade-Rodríguez, M., Colinas-León, M. T., Villegas-Torres, Ó. G., Castillo-Gutiérrez, A., & Alia-Tejacal, I. (2015). Culture media inorganic salts effect on pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) growth. *Rev. Fitotec. Mex, 38*(4), 369–374.

Matysiak, B., & Kowalski, A. (2019). White, blue and red LED lighting on growth, morphology and accumulation of flavonoid compounds in leafy greens. *Zemdirbyste, 106*(3), 281–286. https://doi.org/10.13080/Z-A.2019.106.036

Moghare Abed, S., & Naderi, D. (2020). Stimuli effects of different LEDs on some morphological and biochemical traits of two varieties of *Calendula officinalis*. *Journal of Horticultural Science*, 34(1), 121-136. https://doi.org/10.22059/IJHST.2020.286884.312

Moosavi-Nezhad, M., Alibeigi, B., Estaji, A., Gruda, N. S., & Aliniaeifard, S. (2022). Growth, biomass partitioning, and photosynthetic performance of Chrysanthemum cuttings in response to different light spectra. *Plants, 11,* Article 3337. https://doi.org/10.3390/plants11233337

Morales-Becerril, C. de J. (2019). Desarrollo, reproducción vegetativa y manejo de la altura de pascuita (Euphorbia leucocephala Lotsy) establecida en macetas. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo, México.

Morales-Becerril, C. de J., Colinas-León, M. T., Soto-Hernández, R. M., Martínez-Damián, M. T., & Mendoza-Castelán, G. (2024). Growth and accumulation of phenolic compounds un thyme (*Thymus vulgaris*) based on the balance of red and blue LED lights. *Agrociencia, 58*(2), Article 2624. https://doi.org/10.47163/agrociencia.v58i2.2624

Nadeem, M., Abbasi, B. H., Younas, M., Ahmad, W., Zahir, A., & Hano, C. (2019). LED-enhanced biosynthesis of biologically active ingredients in callus cultures of *Ocimum basilicum*. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology, 190*, 172–178. https://doi.org/10.1016/J.JPHOTOBIOL.2018.09.011

Nitz, G. M., & Schnitzler, W. H. (2004). Effect of PAR and UV-B radiation on the quality and quantity of the essential oil in sweet basil (*Ocimum basilicum* L.). *Acta Horticulturae, 659*, 375–382. https://doi.org/10.17660/ACTAHORTIC.2004.659.50

Paradiso, R., & Proietti, S. (2022). Light-quality manipulation to control plant growth and photomorphogenesis in greenhouse horticulture: the state of the art and the opportunities of modern LED systems. *Journal of Plant Growth Regulation, 41*(2), 742–780. https://doi.org/10.1007/s00344-021-10337-y

Patel, J. S., Radetsky, L., & Rea, M. S. (2018). The value of red light at night for increasing basil yield. *Canadian Journal of Plant Science, 98*(6), 1321–1330. https://doi.org/10.1139/CJPS-2017-0343

Pawłowska, B., Żupnik, M., Szewczyk-Taranek, B., & Cioć, M. (2018). Impact of LED light sources on morphogenesis and levels of photosynthetic pigments in *Gerbera jamesonii* grown in vitro. *Horticulture Environment and Biotechnology, 59*(1), 115–123. https://doi.org/10.1007/s13580-018-0012-4

Pocock, T. (2017). Influence of light-emitting diodes (LEDs) on light sensing and signaling networks in plants. In S. Dutta Gupta (Ed.), *Light emitting*

diodes for agriculture: Smart lighting, (pp. 37–58). https://doi.org/10.1007/978-981-10-5807-3_3

Prasongdee, P., Posridee, K., Oonsivilai, A., & Oonsivilai, R. (2024). A culinary and medicinal gem: exploring the phytochemical and functional properties of thai basil. *Foods, 13*(4), Article 632. https://doi.org/10.3390/FOODS13040632

Saeedi, S. A., Vahdati, K., Sarikhani, S., Daylami, S. D., Davarzani, M., Gruda, N. S., & Aliniaeifard, S. (2023). Growth, photosynthetic function, and stomatal characteristics of Persian walnut explants in vitro under different light spectra. *Frontiers in Plant Science, 14,* Article 1292045. https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1292045

Seyedi, F. S., Nafchi, M. G., & Reezi, S. (2024). Effects of light spectra on morphological characteristics, primary and specialized metabolites of *Thymus vulgaris* L. *Heliyon, 10*(1), Article e23032. https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2023.e23032

SharathKumar, M., Heuvelink, E., Marcelis, L. F. M., & van Ieperen, W. (2021). Floral induction in the short-day plant chrysanthemum under blue and red extended long-days. *Frontiers in Plant Science, 11,* Article 610041. https://doi.org/10.3389/fpls.2020.610041

Shen, Y., Fan, K., Wang, Y., Wang, H., Ding, S., Song, D., Shen, J., Li, H., Song, Y., Han, X., Qian, W., Ma, Q., & Ding, Z. (2022). Red and blue light affect the formation of adventitious roots of tea cuttings (*Camellia sinensis*) by regulating hormone synthesis and signal transduction pathways of mature leaves. *Frontiers in Plant Science, 13,* Article 943662. https://doi.org/10.3389/fpls.2022.943662

Sipos, L., Balázs, L., Székely, G., Jung, A., Sárosi, S., Radácsi, P., & Csambalik, L. (2021a). Optimization of basil (*Ocimum basilicum* L.) production in LED light environments a review. *Scientia Horticulturae, 289,* Article 110486. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2021.110486

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. https://doi.org/10.1093/JXB/ERX098

Solbach, J. A., Fricke, A., & Stützel, H. (2021). Seasonal efficiency of supplemental LED lighting on growth and photomorphogenesis of sweet basil. *Frontiers in Plant Science, 12,* Article 609975. https://doi.org/10.3389/fpls.2021.609975

Tabbert, J. M., Schulz, H., & Krähmer, A. (2022). Facing energy limitations – approaches to increase basil (*Ocimum basilicum* L.) growth and quality by different increasing light intensities emitted by a broadband LED light spectrum (400-780 nm). *Frontiers in Plant Science, 13,* Article 1055352. https://doi.org/10.3389/fpls.2022.1055352

Thapa, S. (2016). Production of poinsettia (*Euphorbia pulcherrima*) with light emitting diodes compared with the traditional high pressure sodium lamp. Master thesis. Norwegian University of Life Sciences. http://hdl.handle.net/11250/2425977

Trivellini, A., Toscano, S., Romano, D., & Ferrante, A. (2023). The role of blue and red light in the orchestration of secondary metabolites, nutrient transport and plant quality. *Plants, 12*(10), Article 2026. https://doi.org/10.3390/plants12102026

Ueda, T., Murata, M., & Yokawa, K. (2021). Single wavelengths of led light supplement promote the biosynthesis of major cyclic monoterpenes in japanese mint. *Plants, 10*(7), Article 1420. https://doi.org/10.3390/plants10071420

Ullah, M. A., Tungmunnithum, D., Garros, L., Hano, C., & Abbasi, B. H. (2019). Monochromatic lights-induced trends in antioxidant and antidiabetic polyphenol accumulation in in vitro callus cultures of *Lepidium sativum* L. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology, 196*, Article 111505. https://doi.org/10.1016/J.JPHOTOBIOL.2019.05.002

Van Brenk, J. B., Courbier, S., Kleijweg, C. L., Verdonk, J. C., & Marcelis, L. F. M. (2024). Paradise by the far-red light: far-red and red:blue ratios independently affect yield, pigments, and carbohydrate production in lettuce, *Lactuca sativa*. *Frontiers in Plant Science, 15*. Article 1383100. https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1383100

Van Iersel, M. W. (2017). Optimizing LED lighting in controlled environment agriculture. In S. Dutta Gupta (Ed.), *Light emitting diodes for agriculture: Smart lighting* (pp. 59–80). Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-10-5807-3_4/FIGURES/10

Varga, F., Carović-Stanko, K., Ristić, M., Grdiša, M., Liber, Z., & Šatović, Z. (2017). Morphological and biochemical intraspecific characterization of *Ocimum basilicum* L. *Industrial Crops and Products, 109*, 611–618. https://doi.org/10.1016/J.INDCROP.2017.09.018

Vassilina, G., Sabitova, A., Idrisheva, Z., Zhumabekova, A., Kanapiyeva, F., Orynbassar, R., Zhamanbayeva, M., Kamalova, M., Assilbayeva, J., Turgumbayeva, A., & Abilkassymova, A. (2025). Bio-active compounds and major biomedical properties of basil (*Ocimum basilicum*, lamiaceae). *Natural Product Research, 39*(5), 1326–1344. https://doi.org/10.1080/14786419.2024.2357662;

Wu, H. C., & Lin, C. C. (2012). Red light-emitting diode light irradiation improves root and leaf formation in difficult-to-propagate *Protea cynaroides* L. plantlets in vitro. *HortScience, 47*(10), 1490–1494. https://doi.org/10.21273/HORTSCI.47.10.1490

Wu, Q., Ye, R., Duan, J., Lin, D., Jia, Y., Dang, F., & Han, T. (2023). Physiological, transcriptomic and metabolomic response of basil *(O. basilicum* Linn. var. pilosum (Willd.) Benth.) to red and blue light. *Horticulturae, 9*(11), Article 1172. https://doi.org/10.3390/horticulturae9111172

Zakurin, A. O., Shchennikova, A. V., & Kamionskaya, A. M. (2020). Artificial-light culture in protected ground plant growing: photosynthesis,

photomorphogenesis, and prospects of LED application. *Russian Journal of Plant Physiology, 67*(3), 413–424. https://doi.org/10.1134/S102144372003022X

Zhan, X., Yang, Q., Wang, S., Wang, Y., Fan, X., & Bian, Z. (2023). The responses of sucrose metabolism and carbon translocation in tomato seedlings under different light spectra. *International Journal of Molecular Sciences, 24*(20), Article 15054. https://doi.org/10.3390/ijms242015054

Zhang, N., Yang, H., Han, T., Kim, H. S., & Marcelis, L. F. M. (2023). Towards greenhouse cultivation of Artemisia annua: the application of LEDs in regulating plant growth and secondary metabolism. *Frontiers in Plant Science, 13,* Article 1099713. https://doi.org/10.3389/fpls.2022.1099713

Zhang, S., Zhang, L., Zou, H., Qiu, L., Zheng, Y., Yang, D., & Wang, Y. (2021). Effects of light on secondary metabolite biosynthesis in medicinal plants. *Frontiers in Plant Science, 12,* Article 781236. https://doi.org/10.3389/fpls.2021.781236

Zhu, Y., Patil, B. S., & Zhen, S. (2025). From ultraviolet-B to red photons: Effects of end-of-production supplemental light on anthocyanins, phenolics, ascorbic acid, and biomass production in red leaf lettuce. *PLOS ONE, 20*(7), Article 0328303. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0328303

3. ARTÍCULO CIENTÍFICO: ESTABLECIMIENTO *IN VITRO* DE PASCUITA (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) E INDUCCIÓN DE CALLOS Y TALLOS BAJO DIFERENTES COLORES DE LUZ LED

POLIBOTÁNICA

Núm. 58: 181-195 Julio 2024 ISSN electrónico: 2395-9525

Establecimiento *in vitro* de pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) e inducción de callos y tallos bajo diferentes colores de luz led

In vitro establishment of pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) and callus and shoot induction under different led light colors

María Teresa Beryl Colinas y León https://orcid.org/0000-0003-2617-5928

Carlos de Jesús Morales-Becerril
Autor de correspondencia: carlos_morales.becerril@hotmail.com
https://orcid.org/0000-0003-0125-6457
Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Texcoco, Estado de México

Ramón Marcos Soto-Hernández https://orcid.org/0000-0001-8577-7991
Área de Botánica, Colegio de Posgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México, México

Natanael Magaña-Lira https://orcid.org/0000-0003-4940-5060
María Teresa Martínez-Damián https://orcid.org/0000-0002-7204-2133
José Luis Rodríguez-de la O https://orcid.org/0000-0002-2331-9984
Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Texcoco, Estado de México, México

Colinas-León, María Teresa; Carlos de Jesús Morales-Becerril; Ramón Marcos Soto-Hernández; Natanael Magaña-Lira; María Teresa Martínez-Damián y José Luis Rodríguez-de la O

ESTABLECIMIENTO *in vitro* DE PASCUITA (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) E INDUCCIÓN DE CALLOS Y TALLOS BAJO DIFERENTES COLORES DE LUZ LED

In vitro ESTABLISHMENT OF PASCUITA (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) AND CALLUS AND SHOOT INDUCTION UNDER DIFFERENT LED LIGHT COLORS

POLIBOTÁNICA
Instituto Politécnico Nacional

Núm. 56: 181-195. Julio 2024

DOI:
10.18387/polibotanica.58.13

RESUMEN: La pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) es una planta con uso ornamental durante la temporada navideña. La nula existencia de variedades agronómicas y protocolos de reproducción vegetativa eficientes son retos asociados a esta especie. La generación de un protocolo de reproducción *in vitro* por organogénesis indirecta representa un primer paso para abordar ambos retos. El objetivo del presente trabajo fue determinar el tipo de explante y agente antioxidante adecuado para establecer a la pascuita *in vitro*, así como evaluar tres colores de luz LED y diferentes combinaciones de benciladenina (BA) y Ácido indol-3-acético (AIA) sobre la formación de callos y posterior generación de tallos. En una primera fase se probó el uso de fragmentos foliares y fragmentos de nudo como propágulos y carbón activado (1 g L^{-1}) y polivinilpirrolidona (PVP, 300 mg L^{-1}) como agentes antioxidantes para establecer a la pascuita *in vitro*. En una segunda fase se probó el efecto de 9 y 12 M de BA en combinación con 5, 8 y 11 M de AIA agregados al medio de cultivo (WPM) y luz LED blanca, roja y azul (10 mol m^{-2} s^{-1} y 16 h fotoperiodo), sobre la generación de callos y posterior formación de tallos en fragmentos de nudos de pascuita. Los resultados mostraron que es posible establecer a la pascuita *in vitro* utilizando como explante fragmentos de nudos y PVP como agente antioxidante; as mismo, es posible generar callos bajo todos los tratamientos evaluados, siendo bajo luz roja donde el proceso se da más rápido (100% al d a 16, bajo otros colores hasta el día 23) y donde se observó100% de callos con formación de tallos; el número y longitud de los tallos estuvo en función de las interacciones entre los tratamientos hormonales y luminosos. Es posible generar callos con cualquiera de los tratamientos hormonales y luminosos evaluados; la luz roja acelera la formación de callos y tallos adventicios de pascuita con características deseables.
Palabras clave: *Euphorbia leucocephala*, cultivo *in vitro*, organogénesis indirecta, iluminación LED.

ABSTRACT: Pascuita *(Euphorbia leucocephala* Lotsy) is a plant commonly used for ornamental purposes during the Christmas season. The lack of agronomic varieties and efficient vegetative reproduction protocols pose challenges for this species. The development of an in vitro reproduction protocol through indirect

Sometido a: Polibotánica
Estatus: publicado

Núm. 58: 181-195 Julio 2024 ISSN electrónico: 2395-9525

organogenesis represents a first step in addressing both challenges. The objective of this study was to determine the suitable type of explant and antioxidant agent for *in vitro* establishment of pascuita, as well as to evaluate three LED light colors and different combinations of benzyladenine (BA) and indole-3-acetic acid (IAA) on callus formation and subsequent shoot generation. In the first phase, the use of leaf fragments and node fragments as explants, along with activated charcoal (1 g L^{-1}) and polyvinylpyrrolidone (PVP, 300 mg L^{-1}) as antioxidant agents, was tested for *in vitro* establishment of pascuita. In the second phase, the effect of 9 and 12 M BA in combination with 5, 8, and 11 M IAA added to the culture medium (WPM) and white, red, and blue LED light (10 mol m^{-2} s^{-1} and 16 h photoperiod) were tested on callus generation and subsequent shoot formation in pascuita node fragments. Results showed that it is possible to establish pascuita *in vitro* using node fragments as explants and PVP as an antioxidant agent. Additionally, callus formation was observed under all evaluated treatments, with the fastest process occurring under red light (100% by day 16, compared to day 23 under other colors), and 100% of calli showing shoot formation under red light. The number and length of shoots depended on the interactions between hormonal and light treatments. Callus formation with desirable characteristics and subsequent shoot formation can be achieved with any of the evaluated hormonal and light treatments; red light accelerates callus and adventitious shoot formation in pascuita.
Key words: *Euphorbia leucocephala*, *in vitro* culture, indirect organogenesis, LED lighting.

INTRODUCCIÓN

La pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) es una especie vegetal arbustiva originaria de México y Centroamérica, utilizada como ornamental en la temporada navideña. Se propaga principalmente por esquejes y semillas. Su reproducción en masa por diferentes técnicas de micropropagación no está reportada y solo existe un antecedente en la literatura científica que proporciona información sobre el establecimiento exitoso y posterior enraizamiento de esquejes apicales de pascuita *in vitro* (Martínez-Villegas et al., 2015). La nula existencia de variedades comerciales de esta especie es uno de los grandes problemas para los productores y una oportunidad para la investigación en mejoramiento genético. Diversas técnicas de transformación y generación de mutaciones pueden ser aplicadas sobre callos *in vitro* en programas de mejoramiento genético. Lo anterior deja clara la necesidad de generar una metodología para el establecimiento *in vitro* y la formación de callos de pascuita, como un primer paso para abordar parte de los retos asociados a la producción agronómica de esta especie.

La formación de callos *in vitro* de cualquier especie vegetal involucra la posibilidad de generar variaciones somaclonales en ese tejido y en aquellos formados a partir del mismo (Duta-Cornescu et al., 2023). Cuando se desea propagar una especie ornamental (como es el caso de la pascuita) por organogénesis indirecta, la presencia de variaciones somaclonales puede representar un problema, especialmente aquellas que se expresan en el fenotipo, pues lo que se desea en dichos casos, es la generación de plántulas idénticas a la planta madre. Estas variaciones pueden ser también utilizadas durante el mejoramiento genético, especialmente para la generación de nuevos genotipos (Duta-Cornescu et al., 2023) y como en el caso de la pascuita, para la generación de nuevas variedades. Si bien, el objetivo del presente trabajo no involucra la promoción o detección de estas variaciones, son un factor importante para considerar durante el establecimiento *in vitro* de cualquier especie.

El establecimiento de tejidos vegetales *in vitro* es afectado por múltiples factores como el medio de cultivo, reguladores de crecimiento, tipo de explantes y ambiente del cuarto de incubación. Diversas especies del género *Euphorbia* y la familia Euphorbiaceae se han cultivado *in vitro* previamente, existiendo protocolos de micropropagación para nochebuena (*Euphorbia pulcherrima*) (D´Onofrio & Morini, 2001; Perera & Trader, 2010), *Euphorbia helioscopica* (Aljibouri et al., 2014) y *Jatropha curcas* (Daud et al., 2013). El medio de cultivo MS es el más utilizado en la micropropagación de especies de esta familia; sin embargo, se ha reportado que esquejes de pascuita se adaptan mejor al medio WPM sin presencia de $CaCl_2$ (Martínez-Villegas et al., 2015).

Núm. 58: 181-195 Julio 2024 ISSN electrónico: 2395-9525

La generación de callos está fuertemente influenciada por la adición de reguladores del crecimiento al medio de cultivo (Ikeuchi et al., 2013). De manera general se conoce que el balance entre auxinas y citoquininas estimula las reacciones necesarias para la generación de callos, tallos o raíces de un explante *in vitro* (Ikeuchi et al., 2013). Las auxinas sintéticas más utilizadas para promover la formación de callos son el ácido indol-3-acético (AIA) ácido indol-3-butírico (AIB) y el ácido 2,4-diclorofenoxiacetico (2,4-D); y respecto a citoquininas, las más empleadas son la benciladenina (BA), cinetina y zeatina. En nochebuena "Prestige Red", la adición de 4 µM de AIA con 8, 10 o 12 µM de BA mostró ser óptima para la generación de callos (Perera & Trader, 2010); para las variedades Agelika, Dorothee y Regina lo fue la adición al medio de 1 µM de 4-CPA (ácido 4-clorofenoxiacetico) y 0.9 µM de BA (D´Onofrio & Morini, 2001); mientras que en *E. helioscopica* el uso de 1 mg L^{-1} de BA y 0.8 mg L^{-1} de 2,4-D generó buenos resultados para el mismo objetivo (Aljibouri et al., 2014).

El estado fisiológico de los tejidos empleados y sus niveles hormonales endógenos son de vital importancia para la desdiferenciación celular y la formación de callos (Mostafa et al., 2020). Se sabe que en los meristemos se encuentra un grupo de células no diferenciadas que usualmente permiten una generación óptima de callos (Sobańska et al., 2023); sin embargo, de acuerdo con la teoría de la totipotencia celular, no solo las células meristemáticas son capaces de generar callos (Mostafa et al., 2020). Respecto a especies de la familia Euphorbiaceae, se ha logrado inducir la formación de callos a partir de fragmentos foliares en nochebuena (Pickens et al., 2005), *Euphorbia hirta* (Amos Samkumar et al., 2019) y *Croton urucurana* (Lima et al., 2008); mientras que a partir de meristemos apicales (ápices) o axilares (nudos o fragmentos de nudos) la formación de callos se ha reportado en nochebuena (Perera & Trader, 2010), *Phyllanthus urinaria* (Catapan et al., 2002), *E. helioscopica, Euphorbia peplus*, *Euphorbia granulata* y *E. hirta* (Aljibouri et al., 2014).

Entre los factores ambientales que influyen sobre el establecimiento de plantas *in vitro*, la calidad de la luz es de los más importantes (Cavallaro et al., 2022). A través de los fotorreceptores las plantas responden a la intensidad luminosa, longitud de onda y fotoperiodo, desencadenando procesos que controlan la bioquímica, fisiología y morfología vegetal. Si bien es común que en micropropagación se utilice luz blanca para el mantenimiento de las plantas in vitro, varias investigaciones han demostrado que la luz roja y la azul pueden desencadenar múltiples reacciones fisiológicas que permiten acelerar o hacer eficientes varios de los procesos necesarios para lograr la regeneración vegetal (Daud et al., 2013; Li et al., 2017; Pawłowska et al., 2018; Yu et al., 2019). Sobre nochebuena se ha reportado que la luz roja favorece la formación de callos en comparación con la luz azul y blanca (D´Onofrio & Morini, 2001), efecto que ha sido observado también en otras especies (Adil et al., 2019; Budiarto, 2010; Younas et al., 2018; Yu et al., 2019), por lo que se puede atribuir que dicha respuesta se debe a que este color de luz favorece un balance hormonal adecuado para la formación de callos (Yu et al., 2019).

Pruebas realizadas previo al establecimiento del presente trabajo mostraron altos porcentajes de necrosamiento en fragmentos de hojas de pascuita establecidos in vitro bajo el medio WPM sin CaCl2, lo que dejó clara la necesidad de probar el uso de antioxidantes y otro tipo de propágulo para lograr establecer a la pascuita in vitro.

Por lo anterior, el presente trabajo tuvo como objetivo determinar el tipo de explante y agente antioxidante adecuado para establecer a la pascuita in vitro, así como evaluar tres colores de luz LED y diferentes combinaciones de benciladenina (BA) con ácido indol-3-acético (AIA) sobre la formación de callos y posterior generación de tallos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Ubicación, manejo de explantes y medio de cultivo

El experimento se llevó a cabo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del Departamento de Fitotecnia de la Universidad Autónoma Chapingo (UACh). Se utilizaron

plantas madre de *E. leucocephala* de un año de edad cultivadas bajo invernadero en la UACh. Se fertilizaron una vez por semana con una solución del fertilizante Ultrasol® Multipropósito a 1 mg L^{-1}. Para el saneamiento de las plantas se utilizó INTERMICIN 500® (Estreptomicina, Oxitetraciclina y Sulfato tribásico de cobre) a 1 g L^{-1} aplicado al riego a las cuatro y dos semanas previas a la obtención de los explantes. Dado que previo a la obtención de los explantes (4 de noviembre) iniciaron los días cortos, las plantas madre se trataban diariamente con 4 horas de luz adicional (8:00 PM – 12:00 AM) utilizando luz blanca fría (PHILIPS® EcoHome LEDBulb 12MX) a 85 µmol m^{-2} s^{-1} para evitar la floración.

El presente trabajo se realizó en dos fases (descritas en los siguientes apartados), en ambas, los explantes se obtuvieron del antepenúltimo verticilo formado en ramas de las plantas madre (figura 1); durante el transporte del invernadero al laboratorio, estas estructuras estuvieron sumergidas en una solución antioxidante (150 mg L^{-1} de ácido cítrico más 100 mg L^{-1} de ácido ascórbico). El método de desinfección consistió en lavado con jabón y agua corriente adicionado con 5 gotas de Tween® por 10 min, posteriormente lavado con solución de FUNLATE 50® (benomilo) a 1 g L^{-1} e INTERMICIN 500® (estreptomicina, oxitetraciclina y cobre) a 2 g L^{-1} por 10 min en agitación constante y finalmente lavado con hipoclorito de sodio comercial al 10 % por 5 min; ya dentro de la campana de flujo laminar se enjuagaron una sola vez con agua destilada y para su posterior manejo permanecieron en solución antioxidante (150 mg L^{-1} de ácido cítrico más 100 mg L^{-1} de ácido ascórbico).

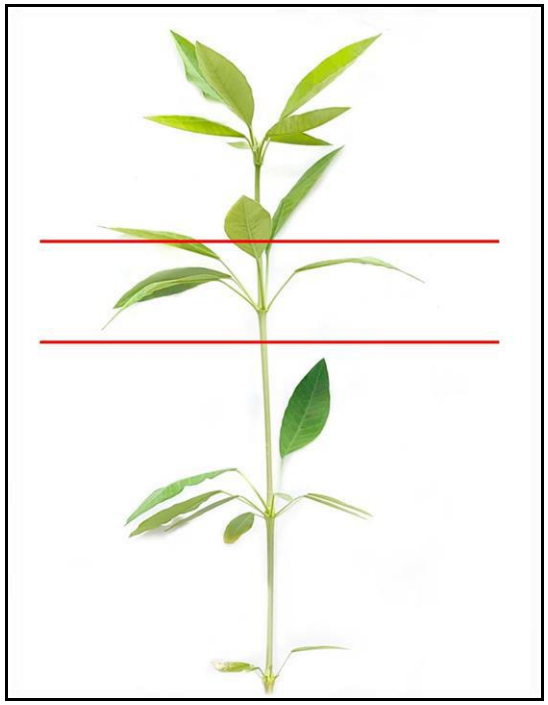

Figura 1. Zona de las ramas de pascuita de donde se obtuvieron los explantes.
Figure 1. Zone of the Pascuita´s branches from which the explants were taken.

En ambas fases del trabajo se utilizó el medio de cultivo WPM (Woody Plant Medium) modificado por Martínez-Villegas et al. (2015), cuya composición es: NH_4NO_3, 400 mg L^{-1}; $Ca(NO_3)_2$ $4H_2O$, 695 mg L^{-1}; $MgSO_4$, 370 mg L^{-1}; KH_2PO_4, 170 mg L^{-1}; Na_2 EDTA $2H_2O$, 37.2 mg L^{-1}; $FeSO_4$ $7H^2O$, 27.8 mg L^{-1}; H_3BO_3, 6.2 mg L^{-1}; $MnSO_4$ $4H_2O$, 22.3 mg L^{-1}; $ZnSO_4$ $7H_2O$, 8.6 mg L^{-1}; Na_2MoO_4 $2H_2O$, 0.25 mg L^{-1}; y $CuSO_4$ $5H_2O$, 0.25 mg L^{-1}. Se adicionó también 3 % de sacarosa, 100 mg L^{-1} de mio-inositol y 0.4 mg L^{-1} de tiamina-HCl; el pH se ajustó a 5.7 y se agregó 0.7 % de agar (Sigma-Aldrich). El medio se colocó en tubos de ensayo, aproximadamente 20 mL de medio en cada uno.

Iluminación

En ambas fases de trabajo los tubos de ensayo se establecieron dentro de cajas de aislamiento luminoso, de 60 x 40 x 35 cm de largo, ancho y alto, respectivamente, estas estaban forradas con papel aluminio para promover una iluminación homogénea. Como fuentes luminosas se utilizaron paneles con 100 módulos de LED 5630 (TUNIX® LA-CCH50505) de1.5 W, de colores rojo, blanco y azul establecidos en un área de 9 x 30 cm en la parte central de la tapa superior de la caja. La iluminación se mantuvo a 10 µmol m^{-2} s^{-1} (medido a la base de la caja de aislamiento) y 16 h de fotoperiodo. Las características espectrales de cada fuente de iluminación se muestran en la tabla 1 y fueron medidas con un espectroradiómetro Apogee® modelo StelarNet PS-300.

Tabla 1. Características espectrales de las fuentes luminosas.
Table 1. Spectral characteristics of the light sources.

	Blanco	Rojo	Azul
Densidad de flujo de fotones (µmol m^2 s^{-1})	10	10	10
Longitud de máxima emisión (nm)	447.5, 547.5	556.5	451
UV (300-400 nm)	1.40 %	4.87 %	6.98 %
Azul (400-500 nm)	30.62 %	2.58 %	85.44 %
Verde (500-600 nm)	47.87 %	4.60 %	2.89 %
Rojo (600-700 nm)	18.17 %	83.35 %	2.14 %
Rojo lejano (700-800 nm)	1.94 %	4.60 %	2.55 %
Proporción Azul/Rojo	1.68	0.03	39.85

Fase 1. Explante y agente antioxidante

En esta primera fase buscó determinar el tipo de explante y agente antioxidante adecuado para establecer a la pascuita *in vitro*. Se diseñó un experimento factorial donde se probaron dos tipos de propágulos: fracción central de la hoja (1 cm^2 aproximadamente, figura 2c) establecida con la superficie abaxial hacia el medio de cultivo y una cuarta parte de un nudo desprovisto de hojas y peciolos (figura 2b); y dos antioxidantes: polivinilpirrolidona (PVP, adicionada al medio a 300 mg L^{-1}) y carbón activado (adicionado al medio a 1 g L^{-1}). Cada una de las combinaciones generó un tratamiento y cada tratamiento tuvo dieciocho repeticiones que se establecieron bajo los tres colores de luz LED, seis por cada color. La unidad experimental fue un tubo de ensayo con el tratamiento respectivo. A los diez días se contabilizó el porcentaje de necrosamiento en cada tratamiento, sin considerar aquellas unidades experimentales que se hubieran contaminado.

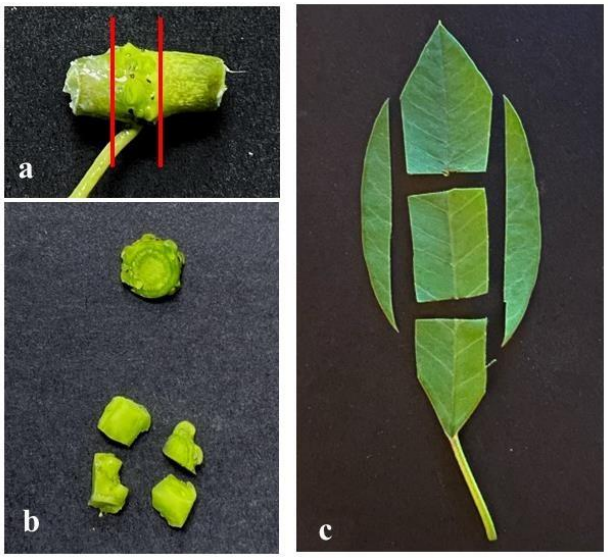

Figura 2. Explantes probados para establecer a la pascuita *in vitro*. a) Zona del nudo de donde se tomaron los explantes. b) Nudo entero y nudo fraccionado en cuatro partes. c) La parte central de la hoja se utilizó como el segundo explante probado.
Figure 2. Explants tested for *in vitro* establishment of Pascuita. a) Node zone from which the explants were taken. b) Whole node and node divided into four parts. c) The central part of the leaf was used as the second tested explant.

Las unidades experimentales sin necrosamiento o contaminación se mantuvieron en observación por 60 días, con la finalidad de detectar si formaban callo.

Para el análisis estadístico en esta primera fase se utilizó una prueba de Friedman ($P \leq 0.05$) para detectar diferencias en el porcentaje de necrosamiento entre los diferentes tratamientos. Se utilizó el programa estadístico SAS® System versión 9.0.

Fase 2: BA/AIA y tipo de luz en la inducción de callos y tallos adventicios
Una vez obtenidos los resultados de necrosamiento del experimento anterior se estableció la segunda fase, cuyo objetivo era inducir la formación de callos y posteriormente tallos. Utilizando fragmentos de nudo como propágulos y PVP como antioxidante (300 mg L^{-1}) se diseñó un experimento factorial donde se probaron tres colores de luz LED (blanco, rojo y azul, 10 µmol m^{-2} s^{-1} y 16 h de fotoperiodo) y dos concentraciones de benciladenina (BA, 9.0 y 12.0 µM) en combinación con tres concentraciones de ácido indol-3-acético (AIA, 5, 8 y 11 µM). La combinación de los factores generó 18 tratamientos, se establecieron cinco repeticiones por cada uno. La unidad experimental consistió en un tubo de ensayo con el tratamiento respectivo.

Se evaluó la formación de callos a los 10, 16 y 23 días de establecido el experimento, registrando como positivo la formación de callo en al menos 50% de la superficie del explante. El porcentaje de unidades experimentales con callos formados por tratamiento se calculó sin considerar aquellos tubos en que hubiera contaminación o necrosamiento de explantes. El tamaño de los callos se registró considerando una escala empírica utilizando cruces, donde +: callos pequeños (< 0.5 cm), ++: callos medianos (0.5-1.0 cm) y +++: callos grandes (> 1.0 cm). Los callos se mantuvieron bajo los tratamientos luminosos respectivos y se contabilizó el porcentaje de unidades experimentales con tallos presentes por tratamiento a los días 59, 72 y 90 después de establecido el experimento.
A los 90 días de establecido el experimento se contabilizó el número de tallos y la longitud promedio de los tallos en cada unidad experimental. Para obtener las medias de estas variables en cada tratamiento, no se tomaron en cuenta aquellos casos en que aun con presencia de callos, no hubiera tallos formados.
Se realizaron pruebas de Kruskal-Wallis ($P \leq 0.05$) para detectar el efecto del color de luz y las combinaciones de los tratamientos hormonales sobre el porcentaje de callos y tallos adventicios formados. Para las variables número de tallos y longitud de tallos formados, se aplicó análisis de varianza (ANAVA) y prueba de comparación de medias de Duncan ($P \leq 0.05$). Se utilizó el programa estadístico SAS® System versión 9.0.

RESULTADOS

Fase 1. Explante y agente antioxidante
En todo el experimento solo se observó una unidad experimental contaminada (bacteria no identificada), lo que corresponde a 1.38 % del total. Se detectaron diferencias significativas (Friedman, $P \leq 0.05$) para las combinaciones entre tipo de propágulo y antioxidante utilizado. No se observaron diferencias estadísticas significativas ($P \leq 0.05$) en el porcentaje de necrosamiento debidas al tipo de antioxidante cuando se utilizaban fragmentos de hoja como propágulo (tabla 2), sin embargo, cuando se utilizaron fragmentos de nudos, la adición de PVP al medio mostró una reducción significativa ($P \leq 0.05$) del necrosamiento en comparación con la adición de carbón activado.

Tabla 2. Efecto de dos antioxidantes adicionados al medio de cultivo sobre el necrosamiento de dos tipos de propágulos de pascuita evaluado a los diez días.

Table 2. Effect of two antioxidants added to the culture medium on the necrosis of two types of pascuita propagules evaluated at ten days.

Explante	Antioxidante	Necrosamiento (%) – DE
Fragmento de hoja	Polivinilpirrolidona	72.33 – 20.76 a*
	Carbón activado	77.67 – 9.24 a
Fragmento de nudo	Polivinilpirrolidona	5.67 – 8.0 c
	Carbón activado	27.67 – 7.54 b

*Medias seguidas de la misma letra no difieren estadísticamente (Friedman, P ≤ 0.05). DE: desviación estándar. *Means followed by the same letter do not differ statistically (Friedman, P ≤ 0.05). SD: standard deviation.

Posterior a la toma de datos, se conservó el experimento para observar su evolución. En ningún caso se observó formación de callo u órganos adventicios, dejando clara la necesidad de adicionar reguladores del crecimiento para la generación de estas estructuras. En los explantes de hoja hubo necrosamiento en el 50 % a los 35 días, mientras que más del 50 % de los explantes de fragmento de nudo permanecieron sin necrosamiento hasta el final de las observaciones (60 días).

Fase 2: BA/AIA y tipo de luz en la inducción de callos y tallos adventicios

El análisis estadístico mostró que únicamente el efecto del color de luz fue significativo (Kruskal-Wallis, P = 0.047) sobre el porcentaje de unidades experimentales con callo formado al día 10. Para los días 16 y 23 no se observaron efectos significativos (P ≤ 0.05) del color de luz LED aplicado o de los tratamientos hormonales.

La formación de callos de pascuita inició durante la primera semana. A los diez días de establecido el experimento el mayor porcentaje de unidades experimentales con callo presente se registró bajo luz roja (tabla 3), sin presentar diferencia estadística (Kruskal-Wallis, P ≤ 0.05) al porcentaje registrado bajo luz blanca. El menor porcentaje de formación de callos se observó bajo luz azul. Para el día 16, el tratamiento con luz roja había alcanzado el 100 % de unidades experimentales con callo formado. Para el día 23 todas las unidades experimentales tenían callos formados.

Tabla 3. Formación de callos de pascuita bajo diferentes colores de luz LED
Table 3. Callus formation of Pascuita under different LED light colors

Color de luz	Unidades experimentales con callo (%)		
	Día 10 (± DE)	Día 16 (± DE)	Día 23 (± DE)
Blanco	84.17 ± 18.35 a*	95.83 ± 9.32	100 ± 0
Rojo	93.33 ± 9.43 a	100 ± 0	100 ± 0
Azul	64.17 ± 18.35 b	88.33 ± 11.79	100 ± 0

*Porcentajes seguidos de letras iguales, no difieren estadísticamente (Kruskal-Wallis, P ≤ 0.05). DE.: desviación estándar.
*Percentages followed by the same letters do not differ statistically (Kruskal-Wallis, P ≤ 0.05). SD: standard deviation.

Respecto al tamaño de los callos, los más grandes se presentaron bajo luz roja y blanca (tabla 4), aunque el tamaño varió en función del tratamiento hormonal.

Tabla 4. Tamaño de callos de pascuita formados bajo diferentes colores de luz LED y tratamientos hormonales.
Table 4. Size of Pascuita calli formed under different LED light colors and hormonal treatments.

Tratamiento hormonal	Color de luz

BA (μM)	AIA (μM)	Blanco	Rojo	Azul
	5	++	++	+
9	8	++	++	+
	11	+++	++	++
	5	++	+++	+
12	8	+++	+++	++
	11	++	+++	+

+: callos pequeños (< 0.5 cm), ++: callos medianos (0.5-1.0 cm), +++: callos grandes (> 1.0 cm). n=5. el número de cruces en la tabla representa la moda en cada tratamiento.

+: small calli (< 0.5 cm), ++: medium-sized calli (0.5-1.0 cm), +++: large calli (> 1.0 cm). n=5. The number of crosses in the table represents the mode in each treatment.

Las características de los callos no mostraron grandes diferencias (fig. 3). Bajo luz roja y con tratamiento hormonal de BA 9 μM y AIA 11 μM se observó la presencia de una tonalidad rosa en la superficie de los callos. Respecto al área del explante cubierta por callo, fue bajo luz azul donde se detectó menor crecimiento de este tipo de células

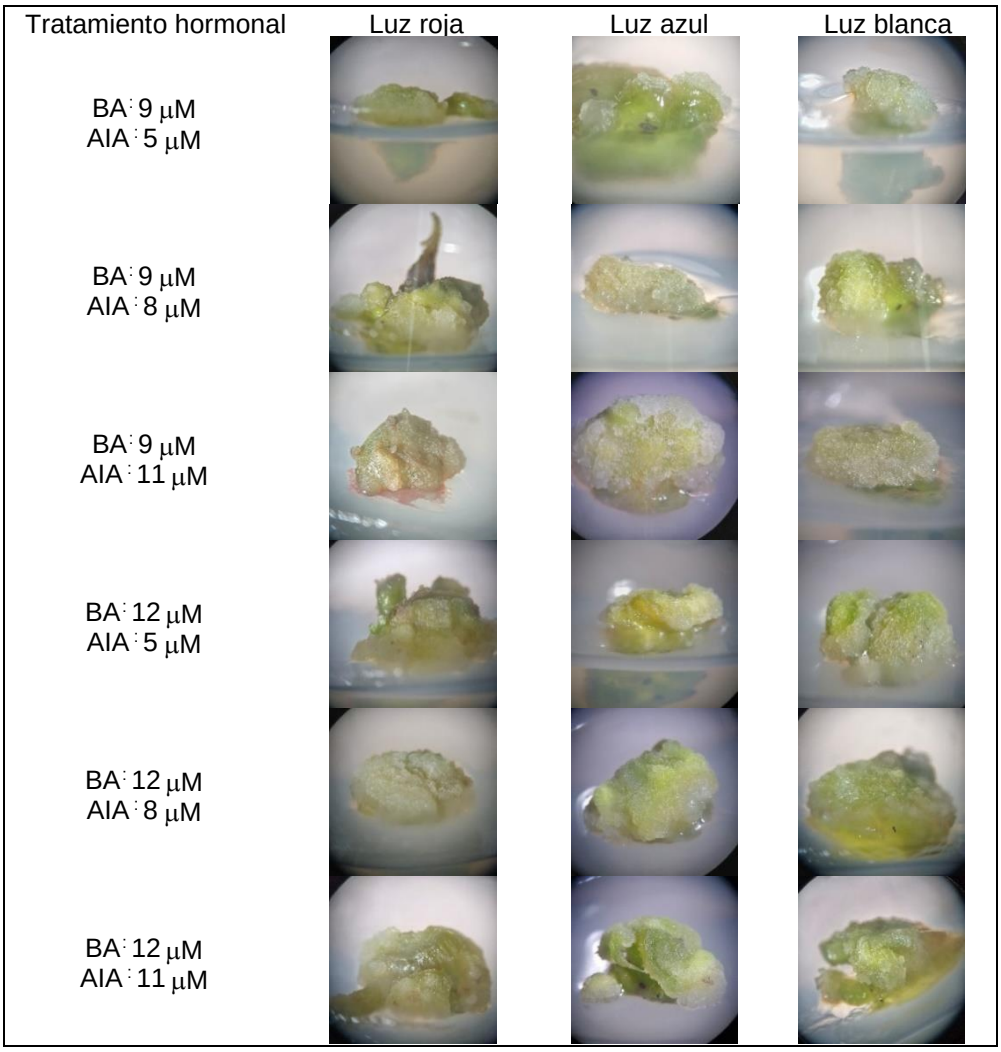

Figura 3. Callos de pascuita formados bajo diferentes colores de luz LED y tratamientos hormonales. BA: benciladenina AIA: Ácido indol-3-acético.

Figure 3. Pascuita calli formed under different LED light colors and hormonal treatments. BA: benzyladenine AIA: indole-3-acetic acid.

La formación de tallos se observó en todos los tratamientos. Al día 59, solo los tratamientos hormonales fueron significativos estadísticamente (Kruskal-Wallis, P = 0.039) sobre el porcentaje de unidades experimentales con tallos. Para el día 72 solo se observó significancia para el factor color de luz (P = 0.017), mientras que para el día 90, ninguno de los factores evaluados fue significativo para esta variable. El análisis de varianza para el número y longitud de tallos mostró que para ambas variables hubo efectos significativos (P ≤ 0.05) del color de luz aplicado, los tratamientos hormonales y la interacción de ambos.

La formación de tallos en función de los tratamientos hormonales para el día 59 fue máxima cuando se usaron 5 µM de AIA y disminuyó en función del aumento en la concentración de la auxina, independientemente de la concentración de BA en el medio (tabla 5).

Tabla 5. Formación de tallos adventicios a partir de callos de pascuita en función de diferentes tratamientos hormonales *in vitro*.

Table 5. Formation of adventitious shoots from pascuita calli based on different in vitro hormonal treatments.

Tratamiento		Unidades experimentales con tallos (%)		
BA (µM)	AIA (µM)	Día 59 (± DE)	Día 72 (± DE)	Día 90 (± DE)
9	5	83.33 ± 11.79 a*	91.67 ± 0	100 ± 0
	8	30.00 ± 7.07 b	61.11 ± 20.79	72.22 ± 20.79
	11	23.33 ± 2.36 c	58.33 ± 31.18	66.67 ± 31.18
12	5	83.33 ± 11.79 a	91.67 ± 11.79	100 ± 0
	8	41.67 ± 23.57 b	75.00 ± 20.41	100 ± 0
	11	28.33 ± 20.95 c	50.00 ± 20.41	83.33 ± 23.57

*Porcentajes seguidos de letras iguales, no difieren estadísticamente (Kruskal-Wallis, P ≤ 0.05). DE: desviación estándar.

*Percentages followed by the same letters do not differ statistically (Kruskal-Wallis, P ≤ 0.05). SD: standard deviation.

En función de los tratamientos luminosos, al día 72 de iniciado el experimento se registró un mayor porcentaje de unidades experimentales con tallos adventicios formados bajo luz roja (tabla 6), seguido por luz azul y blanca, estas últimas sin ser estadísticamente diferentes entre sí (Kruskal-Wallis, P ≤ 0.05). Al día 90 no se detectaron diferencias entre los tratamientos, sin embargo, cabe resaltar al tratamiento con luz roja como el único donde el 100 % de las unidades experimentales formaron tallos.

Tabla 6. Formación de tallos adventicios de pascuita a partir de callos bajo diferentes colores de luz LED.

Table 6. Formation of Pascuita adventitious shoots from calli under different LED light colors.

Color de luz	Unidades experimentales con tallos (%)		
	Día 59 (± DE)	Día 72 (± DE)	Día 90 (± DE)
Blanco	54.17 ± 33.59	66.67 ± 23.57 b*	79.17 ± 22.44
Rojo	45.00 ± 22.17	95.83 ± 9.32 a	100 ± 0
Azul	45.83 ± 30.33	51.39 ± 23.77 b	81.94 ± 28.22

*Porcentajes seguidos de letras iguales, no difieren estadísticamente (Kruskal-Wallis, P ≤ 0.05). DE. desviación estándar.

*Percentages followed by the same letters do not differ statistically (Kruskal-Wallis, P ≤ 0.05). SD: standard deviation.

Si bien no se realizaron estudios histológicos para determinar el origen de los nuevos tallos, al día 72 se observó que estos se originaban en la superficie de los callos (fig. 3). Bajo luz roja en combinación con 9 µM de BA y 11 µM de AIA fue posible observar un elevado número de primordios de tallo sobre la superficie del callo (fig. 3b), muchos de ellos se desarrollaron y fueron cuantificados a los 90 días.

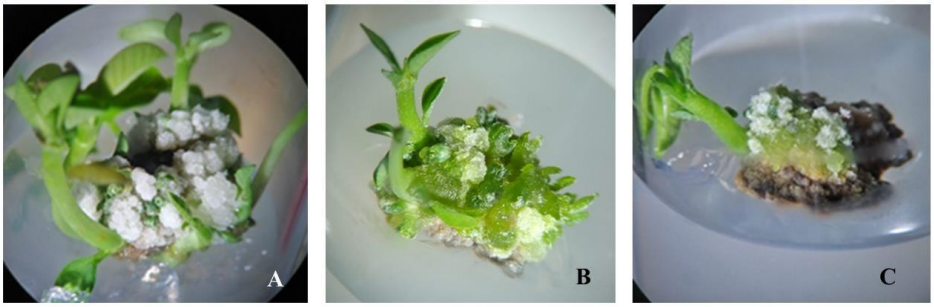

Figura 4. Tallos de pascuita formados *in vitro* bajo luz blanca (A), roja (B) y azul (C) en medio WPM adicionado con 9 µM de BA y 11 µM de AIA, a los 72 d as del establecimiento.
Figure 4. *In vitro*-formed Pascuita shoots under white (A), red (b), and blue (c) light in WPM medium supplemented with 9 µM BA and 11 µM IAA, at 72 days after establishment.

El número y la longitud de los tallos adventicios formados estuvieron en función de las diferentes combinaciones entre el color de luz aplicado y el balance hormonal del medio. El mayor número de tallos se obtuvo bajo luz blanca en los tratamientos hormonales que contenían 5 µM de AIA y en luz roja con 9 µM de BA y 11 µM de AIA (tabla 7). Respecto a la longitud de los tallos, los valores mayores se registraron bajo múltiples tratamientos hormonales en los colores rojo y azul.

Tabla 7. Número y longitud de tallos de pascuita formados a partir de callos bajo diferentes tratamientos hormonales y luminosos *in vitro*.
Table 7. Number and length of pascuita shoots formed from calli under different *in vitro* hormonal and light treatments.

Color de luz	BA (µM)	AIA (µM)	Número de tallos (± DE)	Longitud de tallos (cm) (± DE)
Blanco	9	5	4.00 ± 0 a*	0.50 ± 0.14 c
		8	1.00 ± 0 f	0.70 ± 0 bcd
		11	1.20 ± 0.43 ef	0.76 ± 0.49 bcd
	12	5	4.00 ± 0 a	0.30 ± 0.08 d
		8	2.75 ± 0.43 bc	0.37 ± 0.20 d
		11	1.00 ± 0 f	0.85 ± 0.15 bcd
Rojo	9	5	2.25 ± 0.83 cde	0.89 ± 0.11 bcd
		8	2.60 ± 0.8 c	2.06 ± 0.85 a
		11	3.67 ± 0.47 ab	0.87 ± 0.17 bcd
	12	5	2.80 ± 0.4 bc	1.36 ± 0.37 abc
		8	2.50 ± 0.5 cd	1.41 ± 0.39 ab
		11	2.50 ± 0.5 cd	1.45 ± 0.23 ab
Azul	9	5	2.75 ± 0.43 bc	0.95 ± 0.38 bcd
		8	1.00 ± 0 f	1.45 ± 0.05 ab
		11	1.00 ± 0 f	0.90 ± 0.1 bcd
	12	5	2.00 ± 0 cdef	1.95 ± 0.17 a

8	1.33 ± 0.47 ef	1.40 ± 0.36 ab
11	1.50 ± 0.5 ef	0.45 ± 0.05 d

*Medias seguidas por la misma letra, no son diferentes estadísticamente (Duncan, $P \leq 0.05$). AIA: Ácido indol-3acetico. BA: benciladenina. DE: desviación estándar.

*Means followed by the same letter are not statistically different (Duncan, $P \leq 0.05$). AIA: Indole-3-acetic acid. BA: Benzyladenine. SD: Standard deviation.

DISCUSIÓN

Fase 1. Explante y agente antioxidante

Los resultados (tabla 2) mostraron que el uso de fragmentos de nudos como propágulo y PVP como antioxidante, permiten el establecimiento de la pascuita *in vitro* con mínimo necrosamiento del tejido. El necrosamiento de explantes *in vitro* de debe a múltiples factores, entre los que destacan la oxidación de algunos componentes celulares por la acción de radicales libres y la oxidación de compuestos fenólicos por la enzima polifenol oxidasa (Ahmad et al., 2013). Se ha reportado también, que explantes con meristemos apicales o axilares son menos propensos a necrosarse (Azofeifa, 2009). En este sentido, la respuesta observada en el presente trabajo puede adjudicarse a que, en los fragmentos de nudos están presentes meristemos axilares, mientras que, los fragmentos de hoja no se encuentran en crecimiento activo. Así mismo, si bien no se ha reportado la composición fitoquímica de las hojas de pascuita, puede especularse que contienen compuestos altamente oxidables. Otra de las posibilidades por las que se observó un mayor necrosamiento en fragmentos de hoja pudiera ser que, durante la desinfección, las células de estos explantes están expuestas directamente a los agentes oxidantes utilizados y a la abrasión. Respecto al uso de antioxidantes se ha descrito al carbón activado y a la polivinilpirrolidona como absorbentes de compuestos fenólicos (Azofeifa, 2009), su eficiencia depende de la dosis, el genotipo y las características del tipo de explante sobre el que se utilicen (Amente & Chimdessa, 2021) en este trabajo, el uso de PVP a 300 mg L^{-1} agregado al medio de cultivo resultó ser más eficiente que 1 g L^{-1} de carbón activado para el control del necrosamiento de fragmentos de verticilos de pascuita *in vitro*.

Fase 2: BA/AIA y tipo de luz en la inducción de callos y tallos adventicios

La formación de callos que se presentó en todos los tratamientos hormonales (figura 1) es un buen indicador del potencial de reproducción *in vitro* que tiene la pascuita. La mayor velocidad de formación de callos bajo luz roja seguida por la velocidad observada bajo luz azul (tabla 3) está relacionada con los efectos de la calidad de la luz sobre el balance hormonal interno del propagulo. Una mayor formación de callos en proporción y tamaño en incubación con luz roja frente a otros colores de luz también se ha observado en nochebuena (D´Onofrio & Morini, 2001), anturio (Budiarto, 2010), algodón (Yu et al., 2019), *Withania somnífera* (Adil et al., 2019) y *Silybum marianum* (Younas et al., 2018).

Una posible explicación a los resultados observados considera que el nivel endógeno de AIA correlaciona con la formación y mantenimiento del callo (Centeno et al., 1996), así mismo se ha reportado que varios reguladores del desarrollo de raíces laterales participan en la formación de callos en condiciones *in vitro* (Ikeuchi et al., 2013). La luz roja promueve el incremento de la concentración interna de AIA de manera indirecta (Alallaq et al., 2020), mientras que la luz azul promueve la sobreexpresión de genes relacionados con la síntesis de AIA y la formación de raíces (Gil et al., 2021; Shen et al., 2022), lo que explicaría un incremento interno de esta hormona en los propágulos bajo luz roja o azul en comparación con los establecidos bajo luz blanca y, por tanto, una mayor velocidad en la formación de callos. Esta teoría ha sido apoyada parcialmente por Yu et al. (2019) quienes bajo luz roja observaron una mayor formación de callos en algodón, acompañada de un incremento en el contenido interno de AIA y un balance AIA/ZA cercano a 0.5, sin embargo, bajo luz azul dicho balance se redujo considerablemente (aproximadamente 0.35) debido a una reducción en la concentración interna de AIA y no a un incremento en la concentración de zeatina.

Un patrón especifico en la formación de tallos en función de la concentración hormonal en el medio, se observó al día 59 (tabla 5); independientemente de la concentración de BA un incremento en la concentración de AIA redujo el porcentaje de unidades experimentales con

Núm. 58: 181-195 Julio 2024 ISSN electrónico: 2395-9525

tallos formados (Kruskal-Wallis, $P \leq 0.05$). Generalmente es aceptado que las respuestas observadas *in vitro* están en función del balance hormonal en el medio de cultivo, es así como un balance que tiende hacia las auxinas promueve la formación de raíces, un balance neutro la formación de callos y un balance que tiende hacia las citoquininas promueve la formación de tallos (Ikeuchi et al., 2013). Si bien a los dias 72 y 90 el patrón no fue observado, la disminución de la concentración de AIA que favorece un balance hacia la BA explica los resultados observados al día 52.

Los efectos del color de la luz sobre el inicio en la formación de tallos pueden interpretarse por la influencia positiva de la luz roja sobre la acumulación de auxinas (Yu et al., 2019) y de la luz azul sobre la acumulación de citoquininas (Kohler et al., 1980), lo que explica mayor formación de tallos bajo luz azul en diferentes especies (Budiarto, 2010; Cybularz-Urban et al., 2015; Dutta Gupta & Sahoo, 2015; Jeong & Sivanesan, 2018); sin embargo, en el presente trabajo se han encontrado resultados diferentes, ya que bajo luz roja se observó una mayor formación de nuevos tallos (tabla 6). Una posible explicación es que el inicio de la formación de tallos adventicios fue disparado por la concentración de hormonas exógenas (tabla 5) al día 59, dejando múltiples meristemos adventicios formados, pero sin desarrollarse los suficiente para ser considerados como brotes; por efecto de la luz roja se promovió el alargamiento de dichos meristemos adventicios y fueron detectados al día 72.

El color de luz y tratamientos hormonales en combinación, produjeron los efectos observados sobre el número y longitud de tallos (tabla 7). La formación de tallos adventicios se ha asociado a un balance hormonal que favorece a las citoquininas frente a las auxinas (Ikeuchi et al., 2013), por lo que es común la adición únicamente de citoquininas a los medios de cultivo con la finalidad de promover la formación de tallos adventicios. En este trabajo, los tratamientos con 5 µM de AIA acompañados de 9 0 12 µM de BA favorecieron dicho balance; fue bajo luz blanca y azul donde se pudo detectar que estos tratamientos generaban un mayor número de tallos frente a los demás tratamientos hormonales. Bajo luz roja fue el tratamiento con 9 µM de BA y 11 µM de AIA en el que se obtuvo la media mayor, sin poder adjudicarse en este caso un efecto debido a un balance hormonal hacia las citoquininas adicionadas al medio.

La longitud de los tallos también estuvo en función de la interacción entre el color de luz y el tratamiento hormonal (tabla 7). Una mayor longitud de tallos *in vitro* bajo luz roja frente a luz azul y blanca se ha reportado en *Ajuga multiflora* (Jeong & Sivanesan, 2018), *Rehmannia glutinosa* (Manivannan et al., 2015), vid (Poudel et al., 2008) y Oncidium (Chung et al., 2010), dejando claro el papel de este color de luz sobre el alargamiento de tallos. Los resultados aquí mostrados presentan las medias más altas de longitud de tallos en tratamientos asociados a la luz roja, sin embargo, también bajo luz azul se registraron longitudes de tallos que no fueron diferentes estadísticamente ($P \leq 0.05$) a las observadas bajo luz roja, si bien esto puede resultar contradictorio, los efectos observados se adjudican a la baja intensidad luminosa utilizada en el presente trabajo.

CONCLUSIONES

El uso de fragmentos de nudos de pascuita como propágulo y polivinilpirrolidona como antioxidante permiten establecer a la pascuita en condiciones *in vitro* con un mínimo necrosamiento, así mismo, permiten generar callos bajo cualquiera de los tratamientos hormonales y luminosos evaluados. La mejor combinación de BA/AIA para la inducción de tallos fue 9 o 12 µM BA / 5 µM AIA. La luz roja acelera la formación de callos y mejora la obtención de tallos adventicios de pascuita. Los resultados de la presente investigación representan un primer paso para la generación de un método de reproducción de la especie por cultivo *in vitro* y para la futura exploración de métodos para la generación de nuevas variedades de pascuita.

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen a la Universidad Autónoma Chapingo por el financiamiento de este estudio.

Recibido:
30/enero/2024

Aceptado:
21/junio/2024

LITERATURA CITADA

Adil, M., Haider Abbasi, B., & ul Haq, I. (2019). Red light controlled callus morphogenetic patterns and secondary metabolites production in *Withania somnifera* L. *Biotechnology Reports*, *24*. https://doi.org/10.1016/j.btre.2019.e00380

Ahmad, I., Hussain, T., Ashraf, I., Maryam, M. N., Rafay, M., & Iqbal Muhammad. (2013). Lethal effect of secondary metabolites on plant tissue culture. American-Eurasian Project is under review View project Local fruit and vegetable drying techniques to reduce malnutrition View project. *American-Eurasian J. Agric. & Environ. Sci.*, *13*(4), 539–547. https://doi.org/10.5829/idosi.aejaes.2013.13.04.1975

Alallaq, S., Ranjan, A., Brunoni, F., Novák, O., Lakehal, A., & Bellini, C. (2020). Red Light Controls Adventitious Root Regeneration by Modulating Hormone Homeostasis in *Picea abies* Seedlings. *Frontiers in Plant Science*, *11*. https://doi.org/10.3389/fpls.2020.586140

Aljibouri, A. M., Yakoub Zokian, S. A., & Almusawi, A. H. (2014). Response of four medical plants of *Euphorbia* species in callus initiation in vitro. *Journal of Biotechnology Research Center*, *8*(1), 66–71.

Amente, G., & Chimdessa, E. (2021). Control of browning in plant tissue culture: A review. *Journal of Scienfitic Agriculture*, *5*, 67–71. https://doi.org/10.14393/BJ-v34n1a2018-36311

Amos Samkumar, R., Premnath, D., & David Paul Raj, R. S. (2019). Strategy for early callus induction and identification of anti-snake venom triterpenoids from plant extracts and suspension culture of *Euphorbia hirta* L. *3 Biotech*, *9*(7). https://doi.org/10.1007/s13205-019-1790-9

Azofeifa, Á. (2009). Problemas de oxidación y oscurecimiento de explantes in vitro. *Agronomía Mesoamericana*, *20*(1), 153–175. http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=43711514016

Budiarto, K. (2010). Spectral qualitu affects morphogenesis on anthurium plantlet during in vitro culture. *Agrivita volume*, *32*(3), 234–240.

Catapan, E., Luís, M., Da Silva, B., Moreno, N., & Viana, A. M. (2002). Micropropagation, callus and root culture of *Phyllanthus urinaria* (Euphorbiaceae). *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, *70*, 301–309.

Cavallaro, V., Pellegrino, A., Muleo, R., & Forgione, I. (2022). Light and Plant Growth Regulators on In Vitro Proliferation. *Plants*, *11*(7). https://doi.org/10.3390/plants11070844

Centeno, M. L., Rodriguez, A., Feito, I., Fermindez, B., & Weiler, E. W. (1996). Relationship between endogenous auxin and cytokinin levels and morphogenic responses in *Actinidia deliciosa* tissue cultures. *Plant Cetl Reports*, *16*, 58–62.

Chung, J. P., Huang, C. Y., & Dai, T. E. (2010). Spectral effects on embryogenesis and plantlet growth of *Oncidium* "Gower Ramsey". *Scientia Horticulturae*, *124*(4), 511–516. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.01.028

Cybularz-Urban, T., Hanus-Fajerska, E., & Bach, A. (2015). Callus induction and organogenesis in vitro of *Cattleya* from protocorms-like bodies (PLBs) under different light conditions. *Acta Sci. Pol. Hortorum Cultus*, *14*(6), 29–38. www.acta.media.pl

D´Onofrio, C., & Morini, S. (2001). Effect of light quality on in vitro production of callus explants of three Poinsettia cultivars. En *Acta Hort* (Vol. 560).

Daud, N., Faizal, A., & Geelen, D. (2013). Adventitious rooting of *Jatropha curcas* L. is stimulated by phloroglucinol and by red LED light. *In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant*, *49*(2), 183–190. https://doi.org/10.1007/s11627-012-9486-4

Dutta Gupta, S., & Sahoo, T. K. (2015). Light emitting diode (LED)-induced alteration of oxidative events during in vitro shoot organogenesis of *Curculigo orchioides* Gaertn. *Acta Physiologiae Plantarum*, *37*(11). https://doi.org/10.1007/s11738-015-1990-9

Duta-Cornescu, G., Constantin, N., Pojoga, D. M., Nicuta, D., & Simon-Gruita, A. (2023). Somaclonal variation—Advantage or disadvantage in micropropagation of the medicinal plants. *International Journal of Molecular Sciences, 24*(1), 838. https://doi.org/10.3390/ijms24010838

Gil, C. S., Kwon, S. J., Jeong, H. Y., Lee, C., Lee, O. J., & Eom, S. H. (2021). Blue light upregulates auxin signaling and stimulates root formation in irregular rooting of rosemary cuttings. *Agronomy*, *11*(9). https://doi.org/10.3390/agronomy11091725

Ikeuchi, M., Sugimoto, K., & Iwase, A. (2013). Plant callus: Mechanisms of induction and repression. *Plant Cell*, *25*(9), 3159–3173. https://doi.org/10.1105/tpc.113.116053

Jeong, B. R., & Sivanesan, I. (2018). Impact of light quality and sucrose on adventitious shoot regeneration and bioactive compound accumulation in *Ajuga multiflora* Bunge. *Scientia Horticulturae*, *236*, 222–228. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.03.056

Kohler, K.-H., Dsrfler, M., Gbring, H., & Moritz-Arndt, E. (1980). The Influence of Light on the Cytokinin Content of *Amaranthus* Seedlings. *biologia plantarum (PRAHA)*, *22*(2), 128–134.

Li, C. X., Xu, Z. G., Dong, R. Q., Chang, S. X., Wang, L. Z., Khalil-Ur-Rehman, M., & Tao, J. M. (2017). An RNA-seq analysis of grape plantlets grown in vitro reveals different responses to blue, green, red LED light, and white fluorescent light. *Frontiers in Plant Science*, *8*(JANUARY). https://doi.org/10.3389/fpls.2017.00078

Lima, E. C., Paiva, R., Cravo Nogueira, R., Pereira Soares, F., Bucsam Emrich, E., & Naves Silva, A. Á. (2008). Callus induction in leaf segments of *Croton urucurana* Baill. *Ciênc. agrotec.*, *32*(1), 17–22.

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. https://doi.org/10.1007/s13580-015-0114-1

Martínez-Villegas, Y. M., Andrade-Rodríguez, M., Colinas-León, M. T., Villegas-Torres, Ó. G., Castillo-Gutiérrez, A., & Alia-Tejacal, I. (2015). Culture media inorganic salts effect on pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) growth. *Rev. Fitotec. Mex*, *38*(4), 369–374.

Mostafa, H. H. A., Wang, H., Song, J., & Li, X. (2020). Effects of genotypes and explants on garlic callus production and endogenous hormones. *Scientific Reports*, *10*(1). https://doi.org/10.1038/s41598-020-61564-4

Pawłowska, B., Żupnik, M., Szewczyk-Taranek, B., & Cioć, M. (2018). Impact of LED light sources on morphogenesis and levels of photosynthetic pigments in *Gerbera jamesonii* grown in vitro. *Horticulture Environment and Biotechnology*, *59*(1), 115–123. https://doi.org/10.1007/s13580-018-0012-4

Perera, D., & Trader, B. W. (2010). Poinsettia "Prestige Red" (*Euphorbia pulcherrima*) In Vitro Propagation. *HortScience*, *45*(7), 1126–1128. http://www.ecke.com/Search/Variety_Results.

Pickens, K. A., Cheng, Z. M., & Trigiano, R. N. (2005). Axillary bud proliferation and organogenesis of *Euphorbia pulchurrima* Winter Rose. *In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant*, *41*(6), 770–774. https://doi.org/10.1079/IVP2005706

Poudel, P. R., Kataoka, I., & Mochioka, R. (2008). Effect of red- and blue-light-emitting diodes on growth and morphogenesis of grapes. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, *92*(2), 147–153. https://doi.org/10.1007/s11240-007-9317-1

Shen, Y., Fan, K., Wang, Y., Wang, H., Ding, S., Song, D., Shen, J., Li, H., Song, Y., Han, X., Qian, W., Ma, Q., & Ding, Z. (2022). Red and Blue Light Affect the Formation of Adventitious Roots of Tea Cuttings (*Camellia sinensis*) by Regulating Hormone Synthesis and Signal Transduction Pathways of Mature Leaves. *Frontiers in Plant Science*, *13*. https://doi.org/10.3389/fpls.2022.943662

Sobańska, K., Jedryszek, P., Kern, C., Basińska-Barczak, A., Pniewski, T., & Long, S. P. (2023). An efficient indirect plant regeneration from shoot apical meristem (SAM) derived embryogenic callus of *Miscanthus × giganteus*. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, *47*, 102576. https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.bcab.2022.102576

Younas, M., Drouet, S., Nadeem, M., Giglioli-Guivarc'h, N., Hano, C., & Abbasi, B. H. (2018). Differential accumulation of silymarin induced by exposure of *Silybum marianum* L. callus cultures to several spectres of monochromatic lights. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, *184*, 61–70. https://doi.org/10.1016/j.jphotobiol.2018.05.018

Núm. 58: 181-195 Julio 2024 ISSN electrónico: 2395-9525

Yu, Y., Qin, W., Li, Y., Zhang, C., Wang, Y., Yang, Z., Ge, X., & Li, F. (2019). Red light promotes cotton embryogenic callus formation by influencing endogenous hormones, polyamines and antioxidative enzyme activities. *Plant Growth Regulation*, *87*(2), 187–199. https://doi.org/10.1007/s10725-018-0461-x

4. Artículo científico: *In vitro* PROPAGATION OF PASCUITA (*Euphorbia leucocephala* Lotsy): EFFECTS OF DIFFERENT LED LIGHT COLORS ON CALLUS, SHOOTS, AND ROOTS INDUCTION

In vitro propagation of pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy): effects of different LED light colors on callus, shoots, and roots induction[1]

Carlos de Jesús Morales-Becerril[1], María Teresa Colinas-León[1]*, Ramón Marcos Soto-Hernández[2], María Teresa Martínez-Damián[1], Natanael Magaña-Lira[1], José Luis Rodríguez de la O.

[1]Chapingo Autonomous University, Texcoco, Estado de México-56230, Mexico, [2]Colegio de Posgraduados, Montecillo, Texcoco, Estado de México-56230, Mexico.

*Corresponding author: María Teresa Colinas-León, lozcol@gmail.com, +52 595 951 7682.

ABSTRACT

Background: The use of different LED light colors in plant micropropagation has become a common practice due to the morphological and physiological responses of plants to specific light wavelengths and intensities. This study aimed to determine the effects of red, white, and blue LED light on the micropropagation of pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy), an ornamental plant native from Mexico and Central America.

Materials and methods: Under *in vitro* conditions, the effects of these three LED light colors at 90 µmol m^{-2} s^{-1} were evaluated on callus formation, shoot induction and growth. In a second phase, using the shoots formed in the previous stage, the influence of the LED light colors on *in vitro* root induction was evaluated with or without the addition of indole-3-acetic acid (IAA).

Results: Red light promoted callus induction and growth, with responses observed from the first days of culture, while blue light favored shoot formation. During the rooting phase, red light proved to be the most efficient, as it induced the highest number of roots and achieved 100% rooting, regardless of IAA presence.

[1]Sometido a: Journal of Biotechnology, Computational Biology and Bionanotechnology
Estatus: enviado

Conclusions: Using different LED light colors during pascuita micropropagation is an effective tool for modulating plant responses throughout the various stages.

Keywords: Artificial lighting, ornamental plants, micropropagation.

INTRODUCTION

The factors that determine the success of *in vitro* plant propagation are classified in two groups: chemical and physical. Chemical factors include the composition of the culture medium, the addition of growth regulators and the addition of other compounds; while physical factors include temperature, humidity, and light conditions in the incubation rooms (Cavallaro et al., 2022). Regarding the latter, the use of different LED light wavelengths during *in vitro* culture stages has become a common practice.

Since the initial development of LED (Light Emitting Diodes) technology, has been evident its potential for *in vitro* plant propagation (Livadariu et al., 2023) due to its favorable characteristics for these processes. These characteristics include long lifespan, low heat emission, high energy efficiency, low power consumption and the capacity to emit specific light wavelengths (Fan et al., 2022).

Among the various light spectra, red and blue wavelengths induce significant effects on plant morphology, influencing cell differentiation, shoot elongation, root development and leaf expansion (Muleo and Morini, 2008; Lim et al., 2023; Ptak et al., 2024). Additionally, blue and red lights impact photosynthesis and the photosynthetic apparatus because these colors are primarily absorbed by chlorophylls (Nacheva et al., 2023). Plant exposure to these light wavelengths, particularly under high light intensities, can modify pigment production and other secondary metabolites (Gupta and Sood, 2023; Jiao et al., 2023; Livadariu et al., 2023). However, these and other light responses are genotype-dependent (Fan et al., 2022; Livadariu et al., 2023), highlighting the need to investigate each species' response under specific lighting conditions.

Pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) is an ornamental plant native from Mexico and Central America, whose potential uses are still under exploration. It is commonly propagated through cuttings; however, low rooting rates have driven the search

for more efficient asexual propagation methods, such as *in vitro* culture (Colinas-León et al., 2024).

The establishment of pascuita under *in vitro* conditions using different LED light colors was reported using

Colinas-León et al. (2024) conducted experiments to establish *in vitro* cultures of pascuita under different LED light colors. In that study, it was reported that pascuita can be successfully established *in vitro* and that callus and shoot formation can be induced under various combinations of indole-3-acetic acid (IAA) and benzyladenine (BA), as well as different LED light colors at 10 µmol m^{-2} s^{-1}, with red light showing particularly positive effects. Nonetheless, several aspects remain to be investigated, such as the interaction between LED light colors and plant growth regulators, the impact of higher light intensities, and the influence of light quality on rooting and plantlet acclimatization.

This study aimed to evaluate the effects of white, red, and blue LED lights (90 µmol m^{-2} s^{-1}) on callus, shoot, and root induction in pascuita under *in vitro* conditions. So, two experiments were considered: the first evaluated the effects of these light colors on callus and shoot induction, while the second experiment analyzed root formation under these light colors in the presence or absence of IAA. The results showed that blue light accelerates and enhances shoot induction, whereas red light promotes callus induction and callus growth. In the second stage, red light favored root induction and roots growth, regardless of IAA presence.

MATERIALS AND METHODS

Plant Material and Explant Sterilization

The explants were taken from 3-year-old *Euphorbia leucocephala* Lotsy mother plants, grown under greenhouse conditions in 11.6 L pots with a substrate composed of peat, perlite, and compost in a 2:2:1 ratio. The explants (nodal fragments) were collected from the last whorl formed below the apex in 3-month-old stems. The leaves and petioles were removed, the explants were transported to the laboratory and submerged in an antioxidant solution consisting of 150 mg L^{-1} citric acid and 100 mg L^{-1} ascorbic acid.

The sterilization process involved washing the explants with soap, running water, and 5 drops of Tween® for 10 minutes. The explants were then washed with a fungicide solution (Benomyl 50%) at 1 g L^{-1} and a bactericide (Streptomycin, oxytetracycline and tribasic copper sulfate) at 2 g L^{-1} for 10 minutes under constant agitation. Subsequently, the explants were immersed in 10% commercial sodium hypochlorite for 5 minutes and, finally, rinsed with distilled water inside a laminar flow hood. From there on, the explants were kept in the antioxidant solution (150 mg L^{-1} citric acid and 100 mg L^{-1} ascorbic acid).

Light Treatments

The experiments were conducted in light isolation chambers measuring 40 x 40 x 80 cm (length, width, and height, respectively), lined with aluminum foil. These chambers were placed in growth rooms maintained at a temperature of 22 ± 2 °C. For illumination, white (TIANLAI TLRL-02, Tianlai, China), red, and blue (HYDROFARM PPB1004, Hydrofarm, USA) LED lamps were used. Their spectral characteristics are provided in Table 1 and were measured with an Apogee StelarNet PS-300 spectroradiometer (StellarNet, USA). The height at which the LED lamps were placed was adjusted to achieve an average light intensity of 90 μmol m^{-2} s^{-1} on the chamber floor (Apogee QMSW-SS, Apogee Instruments, USA). The photoperiod was set to 16 hours.

Callus and Shoot Induction

The nodal segments were divided into four parts, and each fragment was placed in a test tube containing 20 mL of modified WPM (Woody Plant Medium) as described by Martínez-Villegas et al. (2015) with the following composition: NH_4NO_3, 400 mg L^{-1}; $Ca(NO_3)_2 \cdot 4H_2O$, 695 mg L^{-1}; $MgSO_4$, 370 mg L^{-1}; KH_2PO_4, 170 mg L^{-1}; $Na_2EDTA \cdot 2H_2O$, 37.2 mg L^{-1}; $FeSO_4 \cdot 7H_2O$, 27.8 mg L^{-1}; H_3BO_3, 6.2 mg L^{-1}; $MnSO_4 \cdot 4H_2O$, 22.3 mg L^{-1}; $ZnSO_4 \cdot 7H_2O$, 8.6 mg L^{-1}; $Na_2MoO_4 \cdot 2H_2O$, 0.25 mg L^{-1}; and $CuSO_4 \cdot 5H_2O$, 0.25 mg L^{-1}. The medium also contained 3% sucrose, 100 mg L^{-1} myo-inositol, 0.4 mg L^{-1} thiamine-HCl, 300 mg L^{-1} PVP, 5 μmol AIA, and 12 μmol BA. The pH was adjusted to 5.7, and 0.7 % agar was added. Thirty replicates were established for each treatment.

The cultures were maintained for 30 days. Every ten days, callus or shoot appearance, the percentage of callus coverage on the explants (visual assessment), and the number and average length of shoots were measured. At the end, the number of leaves was also recorded, and the SPAD value was measured using a Konica Minolta SPAD-502PLUS (Konica Minolta, Japan).

Root induction

For root induction, 20 shoots with a length between 1 and 2 cm were subcultured for each light treatment. The same culture medium (without growth regulators) used for callus induction was employed in this stage. Half of the shoots were cultured in medium with 2.5 μmol AIA, and the other half in medium without the auxin. The shoots subcultured for rooting were established under the same light treatment from which they originated.

The cultures were maintained for 40 days. Every ten days, percentage of explants with root induction, the number of roots, and their length were recorded.

Acclimatization and Transfer of Seedlings to the Greenhouse

Forty days after root induction was initiated, the seedlings were removed from the test tubes, and the roots were carefully washed with running water to eliminate the adhered culture medium. The seedlings were placed in plastic trays with a specialized dome to regulate air intake, which was kept closed for the first three days, opened to 50% during the following week, and fully opened during the last week. The cavities in the tray (50 mL) contained a substrate composed of peat, perlite, and vermiculite in a 3:1:1 ratio. The planted trays were moved to the greenhouse (28 ± 5 °C, 60 ± 15% R.H.) and kept under shaded conditions for 20 days. Finally, the seedlings were transferred to 0.78 L pots with a substrate composed of peat, perlite, and compost in a 3:2:1 ratio, where they continued their development.

Data analysis

The results of the number and length of stems formed were subjected to a one-way analysis of variance (ANOVA), followed by Duncan's multiple range test at $p \leq 0.05$. Data involving percentages and the number and length of roots were analyzed using Kruskal-

Wallis tests at $p \leq 0.05$. All statistical analyses were performed using SAS 9.0 software (SAS Institute Inc., Cary, NC, USA).

RESULTS

Callus and shoot induction

The light treatments induced different responses in the formation of calluses and shoots (Fig. 1). Calluses and shoots were formed under all treatments. Under red light, 100% of the explants formed calluses within 10 days, while shoot formation was only observed under blue light in the same period.

The simultaneous formation of calluses and shoots in the same explant was observed under all treatments; however, the percentage of explants covered by callus was higher under red light, reaching nearly 100% within the first ten days of cultivation (Table 2). Under blue light, the lowest callus coverage was recorded, with areas showing no callus formation even in the absence of shoots (Fig. 2).

The treatments significantly affected shoot formation and growth (Table 2). Under blue light, the highest number of shoots per explant was observed at all three evaluation dates, while red light treatment resulted in the lowest number of shoots. The seedlings cultivated under white light exhibited the greatest length at both 20 and 30 days of cultivation, whereas those grown under red light had the shortest lengths on average (< 1 cm) at all evaluation times.

Under blue light a higher number of shoots were formed per explant, also the highest number of leaves per explant was also recorded (Table 3), which contributed to the highest fresh weight and total dry weight under this light treatment. In the red light treatment, the lowest weights, but no statistical differences ($p \leq 0.05$) were detected when compared to the white light treatment.

SPAD units, which measure the greenness of the leaves and, therefore, are an indicator of chlorophyll content, was another important variable that proved significant in this study. Seedlings cultivated under white and blue light had the highest SPAD values, while those grown under red light had the lowest values (Table 3).

Root induction

The different LED light colors and the presence of indole-3-acetic acid (IAA) in the medium had a significant effect on the shoots rooting (Fig. 3). Red light accelerated rooting, with the presence of roots observed from the first ten days of cultivation (Fig. 3). Under this light color, regardless of the presence or absence of IAA, 100% of the seedlings developed roots by 30 days of cultivation. Under white light, roots were only observed when IAA was present in the medium. Under blue light, root development was recorded only after 40 days of cultivation.

Under red light, not only was 100% rooting achieved, the highest number of roots was also observed at 40 days of cultivation (Fig. 4), with an average of 31.6 roots per plantlet when IAA was added to the medium, and 3.0 roots per plantlet when this growth regulator was not added. Under blue light, the lowest number of roots was recorded, although it was under white light without the addition of IAA where no root formation was observed.

The light color and the presence of IAA in the culture medium also affected root growth. Treatments without IAA added to the medium promoted greater root growth, regardless of the light color (Fig. 4). The seedlings rooted under red light in a medium without IAA showed the longest roots (5.3 cm), while the shortest roots were observed under blue light.

Acclimatization of seedlings and transfer to the greenhouse

Acclimatization of the plantlets was carried out effectively. 100% of the seedlings taken from the test tubes successfully adapted to the greenhouse conditions, and 50 days after being transferred, they appeared visibly healthy and with adequate growth (Fig. 5).

DISCUSSION

Callus and shoot induction

Light is one of the most important environmental factors affecting plant physiology, growth, and development (Fan et al., 2022; Livadariu et al., 2023). Various studies have investigated the effects of light conditions on the establishment and regeneration of

different plant species on *in vitro* conditions, concluding that modifications in light intensity, photoperiod, or light quality directly impact physiological and morphological plant growth (Fan et al., 2022).

Previous research on *Euphorbia leucocephala* (Colinas-León et al., 2024) demonstrated that different LED light colors influence *in vitro* establishment, callus formation, and shoot generation, with red light showing the highest efficiency in callogenesis and adventitious shoot formation. However, the present study revealed that modifying light intensity also alters the expected responses, highlighting the importance of this parameter in *in vitro* development.

In vitro propagation of plants involves multiple stages. The initial phases focus on callus induction-proliferation and shoot formation. Our results indicate that red light enhances callus induction, with 100% of explants forming calluses in the first 10 days of culture; in contrast, under white light, this percentage was reached at 20 days, while under blue light, it took 30 days (Fig. 1). Beyond accelerating callus induction, red light also promoted greater proliferation, with explants showing a callus coverage percentage exceeding 90%, whereas under white or blue light, these values were significantly lower (Table 2). The positive effects of red light on *in vitro* callus generation and proliferation have also been reported in cotton (Yu et al., 2019) and *Withania somnífera* (Adil et al., 2019).

These findings can be explained by the differential impact of LED light colors on internal hormone balance and the genes expression involved in callus formation (Adil et al., 2019). The appropriate auxin-to-cytokinin ratio for callus induction is species-specific and environmentally dependent (Sidik et al., 2024). In cotton, Yu et al. (2019) reported that red light promoted an increase in endogenous indole-3-acetic acid (IAA) levels, resulting in a balanced ratio of approximately 0.5 between IAA and zeatin; conversely, under blue light, the hormone balance shifted towards higher cytokinin concentrations, potentially explaining the lower callus formation observed under blue light.

Regarding shoot formation, blue light was the most effective treatment. New shoots were observed as early as 10 days after culture initiation under this condition, whereas no shoots were recorded under white or red light at the same time point (Fig. 1). Additionally,

blue light maximized shoot production, with 3.0 shoots per explant at 30 days, compared to 1.1 and 0.5 shoots under white and red light, respectively (Table 2). Previous studies have similarly reported that blue LED light promotes shoot proliferation against red and white light in species such as stevia (Ptak et al., 2024) and *Chinchona officinalis* (Vivanco-Galván et al., 2022). As observed in callogenesis, this effect may be related to internal hormonal changes that create optimal conditions for shoot formation (Li et al., 2017; Yu et al., 2019).

In this study, shoot proliferation primarily resulted from the sprouting of pre-existing meristems in the explants rather than the induction of new meristems (Fig. 2). This finding contrasts with previous reports that attribute to blue light the ability to induce new meristems while suppressing their sprouting (Burritt et al. 2003; Muleo and Morini, 2008; Cavallaro et al., 2022). However, these discrepancies may be due to differences in genotype, explant type, and the phenological stage of the donor plant.

Shoots developed under white light exhibited the greatest elongation, forming the longest shoots under this condition (Table 2). Literature generally identifies red light as the most effective for promoting shoot elongation, while blue light is known to inhibit this process (Manivannan et al., 2021; Cavallaro et al., 2022; Fan et al., 2022; Lim et al., 2023; Ptak et al., 2024). However, in this study, shoot induction under red light occurred more slowly than under white or blue light (Fig. 1), which allowed greater shoot growth under white light over time.

Shoots cultured under blue light exhibited the highest total fresh and dry weight values, as well as the greatest number of leaves, although no significant differences were observed between blue and white light treatments for leaf number (Table 3). Similar results were found in grape by Li et al., (2017), who attributed these effects to blue light-induced overexpression of histone-related genes, which positively correlated with cell division. Different LED light colors also modify internal hormone balance (Yang et al., 2015), and blue light has been reported to be more efficient than red light in increasing photosynthetic rates (Guo et al., 2023), directly influencing dry matter accumulation in *in vitro* plantlets.

Light is a crucial factor in chlorophyll biosynthesis. Different light colors can affect plant pigments production by activating photoreceptors (Cavallaro et al., 2022). In this study, the highest chlorophyll concentrations (measured as SPAD units) were registered under white and blue light (Table 3). Our results align with multiple studies that identify blue light as a key promoter of chlorophyll biosynthesis (Li et al., 2017; Adil et al., 2019; Chen et al., 2019; Lim et al., 2023; Nacheva et al., 2023); this effect is attributed to blue light ability to regulate the overexpression of genes involved in chlorophyll synthesis pathways (Chen et al., 2019).

Root induction

Rooting is one of the critical stages in *in vitro* plant propagation. The use of different LED light colors during this process significantly influences the results (Fan et al., 2022). This study evaluated the effects of white, red, and blue LED light in combination with the presence or absence of IAA in the culture medium, in root induction and growth. The results showed that red light enhanced root induction (Fig. 4) and increased the number of roots formed (Fig. 5), both in the presence and absence of auxin. These findings align with previous studies identifying red light as the most effective for root induction (Manivannan et al., 2021; Cavallaro et al., 2022; Fan et al., 2022; Gupta and Sood, 2023; Nacheva et al., 2023). On the other hand, blue light has also been reported to induce adventitious rooting better than red and white light under *in vitro* conditions (Cavallaro et al., 2022; Fan et al., 2022; Guo et al., 2023), suggesting that these responses are genotype dependent.

Our results also demonstrated a synergistic effect between different light colors and the presence of IAA in the culture medium (Fig. 4-5), the addition of auxin further enhanced root induction and root number. It is well known that auxins play a key role in adventitious root formation (Adem et al., 2024) and that seedling exposure to blue and red light promotes the overexpression of genes associated with auxin production, root formation, and root branching (Yun et al., 2023). This suggests that adventitious roots can be induced under blue and red light and that this effect can be further amplified by adding synthetic auxins to the culture medium.

With the aim of developing an efficient *in vitro* propagation protocol for *Euphorbia leucocephala*, and considering the results of this study, a strategy could involve the use of

blue LED light during the initial phase (to promote shoot formation from axillary meristems) followed by red LED light to promote root induction. This approach would shorten the time required to obtain plantlets compared to continuous white light exposure. Likewise, for protocols requiring callus formation, our results suggest the use of red LED light to improve this process. Future studies should focus on testing this sequential lighting approach by conducting experiments that evaluate the effects of changing light colors at different stages in the *in vitro* propagation process for *E. leucocephala*.

CONCLUSIONS

The different LED light colors tested influenced various stages of *Euphorbia leucocephala* micropropagation. Red LED light efficiently promoted callus induction and proliferation, while blue LED light favored shoot formation and growth, resulting in the highest chlorophyll concentrations (SPAD) and fresh and dry weight. For root induction, red LED light was the most effective, achieving 100 % of rooting at 30 days, with the highest roots number and length. Future research should focus on testing an optimized *in vitro* propagation protocol for *E. leucocephala*, utilizing blue LED light for shoot induction followed by red LED light for root formation; this approach would shorten propagation time compared to using only white light.

Conflict of Interest

The authors declare no conflicts of interest.

Data Availability Statement

Data are contained within the article.

Acknowledgments

This research received funding from Universidad Autónoma Chapingo through project D.G.I.P. 23049-C-66. M-B. C. d. J. thanks Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI, México) for the financial support for his doctoral studies. Authors thanks Gisela de la Rosa for technical support.

Declaration of Generative AI and AI-assisted Technologies in the Writing Process

The use of AI and AI-assisted technologies was not applied in the writing process.

Author Contributions

M-B. C de J: conceptualization, methodology, formal analysis, investigation, writing original draft preparation, writing-review-editing, resources and project administration. C-L. M. T: conceptualization, supervision, writing original draft preparation, resources, founding acquisition and project administration. S-H. R. M.: conceptualization, writing original draft preparation, writing-review-editing. M-D. M. T.: conceptualization, writing original draft preparation, writing-review-editing. M-L. N.: conceptualization, writing original draft preparation, writing-review-editing. R-de la O. J. L.: methodology, resources.

REFERENCES

Adem M, Sharma L, Shekhawat GS, Šafranek M, Jásik J. 2024. Auxin signaling transportation and regulation during adventitious root formation. Current Plant Biology. 40, 100385. https://doi.org/10.1016/j.cpb.2024.100385.

Adil M, Abbasi B, Haq I. 2019. Red light controlled callus morphogenetic patterns and secondary metabolites production in *Withania somnifera* L. Biotechnology Reports. 24, e00380. https://doi.org/10.1016/j.btre.2019.e00380.

Burritt DJ, Leung M. 2003 Adventitious shoot regeneration from *Begonia x erythrophylla* petiole sections is developmentally sensitive to light quality. Physiologia Plantarum, 118(2): 289–296. https://doi.org/10.1034/J.1399-3054.2003.00083.X.

Cavallaro V, Pellegrino A, Muleo R, Forgione I. 2022. Light and plant growth regulators on *in vitro* proliferation. Plants. 11(7), 844. https://doi.org/10.3390/plants11070844.

Chen L, Yang Y, Jiang Y, Zhao J, Zang H, Wang X, Hu Y, Xue X. 2019. RNA-Seq analysis reveals differential responses of potato (*Solanum tuberosum* L.) plantlets cultured *in vitro* to red, blue, green, and white light-emitting diodes (LEDs). Journal of Plant Growth Regulation. 38(4): 1412–1427. https://doi.org/10.1007/s00344-019-09944-7.

Colinas-León MT, Morales-Becerril CJ, Soto-Hernández RM, Martínez-Damián MT, Magaña-Lira N, Rodríguez-DeLaO JL. 2024. Establecimiento *in vitro* de pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) e inducción de callos y tallos bajo diferentes colores de luz led. Polibotánica. 58(29): 181-195. https://doi.org/10.18387/polibotanica.58.13

Fan C, Manivannan A, Wei H. 2022. Light quality-mediated influence of morphogenesis in micropropagated horticultural crops: a comprehensive overview. BioMed Research International, 2022, 4615079. https://doi.org/10.1155/2022/4615079.

Guo Y, Zhong Y, Mo L, Zhang W, Chen Y, Wang YC, Meng X. 2023. Different combinations of red and blue LED light affect the growth, physiology metabolism and photosynthesis of *in vitro*-cultured *Dendrobium nobile* 'Zixia'. Horticulture, Environment, and Biotechnology. 64(3): 393-407. https://doi.org/10.1007/s13580-022-00491-x.

Gupta R, Sood H. 2023. Emerging technologies for the production of *in vitro* raised quality rich *Swertia chirayita* by using LED lights. Sustainability. 15(2), 1714. https://doi.org/10.3390/su15021714.

Jiao J, Fu JX, Yao L, Gai QY, He XJ, Feng X, Fu YJ. 2023. The growth, adventitious bud formation, bioactive flavonoid production, antioxidant response, and cryptochrome-mediated light signal transduction in *Isatis tinctoria* L. hairy root cultures exposed to LED lights. Industrial Crops and Products. 195, 116496. https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2023.116496.

Li CX, Xu ZG, Dong RQ, Chang SX, Wang LZ, Khalil-Ur-Rehman M, Tao JM. 2017. An RNA-seq analysis of grape plantlets grown *in vitro* reveals different responses to blue, green, red LED light, and white fluorescent light. Frontiers in Plant Science. 8(1), 78. https://doi.org/10.3389/fpls.2017.00078.

Lim MJ, Murthy HN, Song HY, Lee SY, Park SY. 2023. Influence of white, red, blue, and combination of LED lights on *in vitro* multiplication of shoots, rooting, and acclimatization of *Gerbera jamesonii* cv. 'Shy Pink' plants. Agronomy. 13(9), 2216. https://doi.org/10.3390/agronomy13092216.

Livadariu O, Maximilian C, Rahmanifar B, Cornea CP. 2023. LED technology applied to plant development for promoting the accumulation of bioactive compounds: A Review. Plants. 12(5), 1075. https://doi.org/10.3390/plants12051075.

Manivannan A, Soundararajan P, Park YG, Jeong BR. 2021. Physiological and proteomic insights into red and blue light-mediated enhancement of *in vitro* growth in *Scrophularia kakudensis* A potential medicinal plant. Frontiers in plant science. 11, 607007. https://doi.org/10.3389/fpls.2020.607007.

Martínez-Villegas YM, Andrade-Rodríguez M, Colinas-León MT, Villegas-Torres ÓG, Castillo-Gutiérrez A, Alia-Tejacal I. 2015. Culture media inorganic salts effect on pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) growth. Revista Fitotecnia Mexicana 38(4): 369-374.

Muleo R, Morini S. 2008. Physiological dissection of blue and red light regulation of apical dominance and branching in M9 apple rootstock growing *in vitro*. Journal of plant physiology. 165(17): 1839–1846. https://doi.org/10.1016/j.jplph.2008.01.007

Nacheva L, Dimitrova N, Koleva-Valkova L, Stefanova M, Ganeva T, Nesheva M, Tarakanov I, Vassilev A. 2023. *In vitro* multiplication and rooting of plum rootstock 'Saint Julien' (*Prunus domestica* subsp. insititia) under fluorescent light and different LED spectra. Plants. 12(11), 2125. https://doi.org/10.3390/plants12112125.

Ptak A, Szewczyk A, Simlat M, Pawłowska B, Warchoł M. 2024. LED light improves shoot multiplication, steviol glycosides and phenolic compounds biosynthesis in *Stevia rebaudiana* Bertoni *in vitro* culture. Scientific Reports. 14, 30860. https://doi.org/10.1038/s41598-024-81696-1.

Sidik NJ, Agha HM, Alkamil AA, Alsayadi MMS, Mohammed A. 2024. A mini review of plant tissue culture: the role of media optimization, growth regulators in modern agriculture, callus induction and the applications. AUIQ Complementary Biological System. 1(2): 96-109. https://doi.org/10.70176/3007-973X.1019.

Vivanco-Galván O, Jiménez-Gaona Y, Castillo D, Lucero H. 2022. Blue LED light enhances the growth of *Cinchona officinalis* L. cultured *in vitro*. Organic and

Hybrid Sensors and Bioelectronics XV. 12210: 29-35. https://doi.org/10.1117/12.2633167

Yang FO, Mao JF, Wang J, Zhang S, Li Y. 2015. Transcriptome analysis reveals that red and blue light regulate growth and phytohormone metabolism in Norway spruce [*Picea abies* (L.) Karst.]. PLoS ONE. 10(8), 127896. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0127896.

Yu Y, Qin W, Li Y, Zhang C, Wang Y, Yang Z, Ge X, Li F. 2019. Red light promotes cotton embryogenic callus formation by influencing endogenous hormones, polyamines and antioxidative enzyme activities. Plant Growth Regulation. 87(2): 187–199. https://doi.org/10.1007/s10725-018-0461-x.

Yun F, Liu H, Deng Y, Hou X, Liao W. 2023. The Role of Light-Regulated Auxin Signaling in Root Development. International Journal of Molecular Sciences. 24(6), 5253. https://doi.org/10.3390/ijms24065253.

Table 1. Spectral characteristics of the light treatments used.

Light color	Peak emission (nm)	Photon flux density (%)				
		UV (300-400 nm)	Blue (400-500 nm)	Green (500-600 nm)	Red (600-700 nm)	Far red (700-800 nm)
White	445 y 556	0.76	35.79	42.95	18.15	2.35
Red	660	0.17	0.29	0.85	96.97	1.71
Blue	459	0.43	97.78	1.55	0.11	0.13

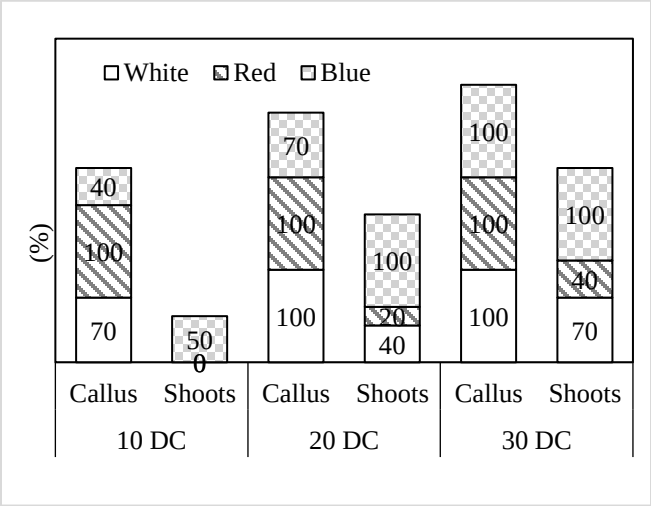

Figure 1. Effect of different LED light colors on the percentage of explants that formed calluses or shoots of *Euphorbia leucocephala* during three *in vitro* cultivation periods. DC: days of cultivation.

Figure 2. Effect of three LED light colors on the multiplication and *in vitro* growth of *Euphorbia leucocephala* shoots after 30 days of cultivation. W: white LED, B: blue LED, R: red LED. Scale bar = 1 cm.

Table 2. Effect of different LED light colors on the percentage of the explant covered with callus, and the number and length of shoots formed of *Euphorbia leucocephala* during three *in vitro* cultivation periods.

Days of cultivation	Parameter	White	Blue	Red
10	Callus coverage (%)	68 a*	18 b	92 a
	Shoots number	0.7 b	2.3 a	0.2 b
	Shoot length (cm)	0.84 a	0.93 a	0.34 b
20	Callus coverage (%)	77 a	18.5 b	92 a
	Shoots number	0.8 b	2.9 a	0.3 a
	Shoot length(cm)	1.87 a	1.08 b	0.66 b
30	Callus coverage (%)	79 b	41 c	100 a
	Shoot number	1.1 b	3.0 a	0.5 c
	Shoot length (cm)	2.5 a	1.6 b	0.67 c

*Means followed by the same letter in the same row are not statistically different (Duncan $p \leq 0.05$. Kruskal-Wallis $p \leq 0.05$, for callus coverage).

Table 3. Effects of different LED light colors on various variables evaluated in pascuita *in vitro* at 40 days of culture.

LED color	TFW	TDW	Leaves/ plant	Chlorophyll (SPAD)
White	0.281 b*	0.028 b	6.0 a	29.10 a
Blue	0.521 a	0.055 a	6.5 a	27.27 a
Red	0.304 b	0.027 b	4.5 b	19.10 b

*Means followed by the same letter in the same row are not statistically different (Duncan $p \leq 0.05$). TFW: total fresh weight, TDW: total dry weight.

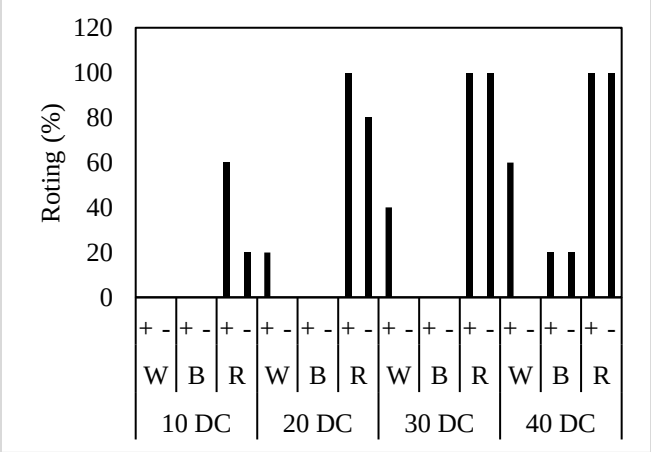

Figure 3. Effects of different LED light colors and presence of indole-3-acetic acid on rooting percentage at different *in vitro* culture days. W: white, B: blue, R: red. "+": with IAA, "-": without IAA. DC: days of cultivation.

	W - IAA	W	B - IAA	B	R - IAA	R
Roots/plant	8.8 b	0.0 d	1.4 cd	1.0 d	31.6 a	3.0 c
Length (cm)	1.75 bc	0.0 d	0.7 c	0.8 c	1.8 b	5.3 a

Figure 4. Effect of three LED light colors and presence of IAA on roots formed in *Euphorbia leucocephala* shoots after 40 days of in vitro culture. W: white, B: blue, R: red, IAA: indole-acetic acid. Scale bar = 1 cm. Means followed by the same letter in the same row are not statistically different (Kruskal-Wallis $p \leq 0.05$).

Figure 5. *Euphorbia leucocephala* plants from *in vitro* propagation under different LED light colors, after 50 days of acclimatization in the greenhouse. W: white, B: blue, R: red. Scale bar = 1 cm.

5. ARTÍCULO CIENTÍFICO: LIGHT SPECTRUM INFLUENCES ADVENTITIOUS ROOT FORMATION AND SHOOT GROWTH IN *Euphorbia leucocephala* Lotsy STEM CUTTINGS

Journal of Floriculture and Landscaping 2025, 11: 11-17
https://updatepublishing.com/journal/index.php/jfcls
doi: 10.25081/jfcls.2025.v11.9631

ISSN: 2075-6240

Light spectrum influences adventitious root formation and shoot growth in *Euphorbia leucocephala* Lotsy stem cuttings

Carlos de Jesús Morales-Becerril[1], María Teresa Colinas-León[1]*, Ramón Marcos Soto-Hernández[2], María Teresa Martínez-Damián[1], Natanael Magaña-Lira[1]

[1]Chapingo Autonomous University, Texcoco, Estado de México-56230, Mexico, [2]Colegio de Posgraduados, Montecillo, Texcoco, Estado de México-56230, Mexico

Received June 20, 2025
Revised: August 12, 2025
Accepted: August 13, 2025
Published: September 08, 2025

***Corresponding Author:**
María Teresa Colinas-León E-mail: lozcol@gmail.com

ABSTRACT

Euphorbia leucocephala Lotsy (commonly known as "pascuita") is a popular ornamental species in Mexico, especially during the Christmas season. It is mainly propagated by stem cuttings; however, low rooting rates and poor plantlet quality limit its commercial potential. Light-emitting diode (LED) lighting has been shown to affect vegetative propagation in various species. This study evaluated the effects of different LED light spectra on adventitious root formation and shoot development in apical and basal cuttings of *E. leucocephala*. A split-plot design was used with four light treatments—white, red, and blue LEDs (90 µmol m^{-2} s^{-1}, 16-hour photoperiod) and natural light—as main plots and cutting types (apical and basal) as subplots. After nine weeks, red LED light induced the highest rooting percentage (82%) and root development. Basal cuttings produced the longest roots (13.65 cm) and the highest number of roots per cutting (7.87). Shoot growth was also enhanced by LED lighting compared to natural light, particularly under red and blue light, with basal cuttings showing the most vigorous development. These results demonstrate that LED lighting, especially red and blue spectra, significantly improves adventitious rooting and the quality of plantlets obtained from stem cuttings of *E. leucocephala.*

KEYWORDS: Adventitious rooting, Steam cuttings, Plantlets, LED lighting

INTRODUCTION

Euphorbia leucocephala Lotsy, commonly known as "pascuita", is a perennial ornamental plant belonging to the family Euphorbiaceae. Like poinsettia (*Euphorbia pulcherrima*), *E. leucocephala* is a short-day species that flowers naturally during the autumn and winter months. It is native to southern Mexico and Central America; however, its ornamental use during the Christmas season has facilitated its distribution to other regions worldwide (Acevedo-Rodríguez & Strong, 2012).

In Mexico, commercial production of *E. leucocephala* remains limited and is primarily concentrated in areas where poinsettia is grown (García *et al.,* 2019). The absence of commercial cultivars, difficulties in producing compact, pot-adapted plants, and the low rooting success of cuttings—often accompanied by poor seedling quality—are the main limitations to its broader commercial adoption.

Propagation is typically conducted in spring using mature stem cuttings treated with commercial rooting agents rich in indole-3-butyric acid (IBA). These cuttings are usually maintained either outdoors or in greenhouses under high relative humidity. However, this method is associated with high cutting mortality and significant variability in the quality of the resulting plantlets (Martínez-Villegas *et al.,* 2015; García *et al.,* 2019). Successful vegetative propagation of *E. leucocephala* depends on achieving a high rooting rate-ideally close to 100% and producing healthy, compact plantlets with short internodes and at least three new branches to form the plant's primary structure.

Adventitious root formation is a complex physiological process influenced by several intrinsic factors, including plant growth regulators, water relations, nutrient status, and the ontogenetic and physiological maturity of the cutting (Guan *et al.,* 2015). The initiation phase of root formation is characterized by intense metabolic activity, driven by an auxin-rich hormonal

Copyright: © The authors. This article is open access and licensed under the terms of the Creative Commons Attribution License (http://creativecommons.org/licenses/by/4.0/) which permits unrestricted, use, distribution and reproduction in any medium, or format for any purpose, even commercially provided the work is properly cited. Attribution — You must give appropriate credit, provide a link to the license, and indicate if changes were made.

Sometido a: Journal of Floriculture and Lansdcaping
Estatus: publicado

balance in the basal region of the cutting, which stimulates enzymatic activity and the synthesis of DNA, RNA, and proteins (Druege *et al.,* 2016). During the root elongation and shoot development phases, carbohydrate reserves in the stem are depleted to supply energy and structural carbon to the growing tissues (Druege *et al.,* 2019).

In practice, the auxin-dominated hormonal environment is typically achieved through the application of synthetic auxins to the propagules (Roth *et al.,* 2024). Additionally, the rooting potential of a cutting is closely related to the physiological and ontogenetic maturity of the donor tissue, as well as the availability of stored carbohydrates and nutrients-factors that strongly influence both the number and quality of adventitious roots (Druege *et al.,* 2019). A thorough understanding of these aspects, combined with optimal design of rooting environments, can lead to improved propagation outcomes. However, opportunities still exist to enhance the efficiency of the underlying biochemical and physiological processes.

The spectral quality of light plays a critical role in regulating plant biochemical and physiological responses (Abidi *et al.,* 2013; Ouzounis *et al.,* 2015; Kulus & Woźny, 2020; Livadariu *et al.,* 2023). Within the light spectrum, wavelengths between 400 and 700 nm referred to as photosynthetically active radiation (PAR) are absorbed by plants and drive photosynthesis, thereby directly influencing growth (Davis & Burns, 2016). Beyond PAR, both shorter and longer wavelengths can also be perceived by plant photoreceptors, triggering signal cascades that regulate growth, development, morphology, and secondary metabolism (Ouzounis *et al.,* 2015).

In the context of vegetative propagation by stem cuttings, several studies have demonstrated that manipulating light quality, particularly with LEDs, can enhance rooting success and improve the quality of resulting plantlets (Daud *et al.,* 2013; Alallaq *et al.,* 2020; Gil *et al.,* 2020, 2021; Shen *et al.,* 2022). For example, LED light has been shown to facilitate the transport of endogenous auxins from the leaves to the rooting zone (Shen *et al.,* 2022), while blue light can increase the expression of auxin biosynthesis genes, promoting adventitious rooting (Gil *et al.,* 2020, 2021). Red light has been reported to stimulate root formation by suppressing the accumulation of hormones that antagonize auxin activity (Alallaq *et al.,* 2020).

In addition to these hormonal effects, red and blue LED light can influence photosynthetic activity, as their wavelengths align with the peak absorption spectra of chlorophylls (Ouzounis *et al.,* 2015; Davis & Burns, 2016). The sugars produced via photosynthesis serve as essential energy sources and structural precursors for growing roots and shoots, contributing to the development of more vigorous plantlets (Druege *et al.,* 2019); However, this process also increases internal water demand, which can become detrimental if the developing root system is not yet capable of sufficient water uptake (Guan *et al.,* 2015; Druege *et al.,* 2019).

The advent of LED technology has facilitated the development of new artificial lighting systems for rooting chambers and greenhouses. Nonetheless, species-specific responses to light spectra are common (Abidi *et al.,* 2013; Manivannan *et al.,* 2017; Christiaens *et al.,* 2019; Gil *et al.,* 2020; Schroeter-Zakrzewska & Pradita, 2021) In the case of *E. leucocephala*, no published studies have addressed the influence of spectral light quality on adventitious rooting.

Given this knowledge gap, the objective of the present study was to evaluate the effects of LED lighting at different wavelengths on adventitious root formation and shoot development in apical and basal cuttings of *Euphorbia leucocephala*.

MATERIALS AND METHODS

The experiment was conducted from August to October 2022 in a greenhouse at the Graduate Program in Horticulture, Chapingo Autonomous University (Mexico). Three-year-old *Euphorbia leucocephala* mother plants, previously established in the same greenhouse, were used as the source of cuttings. These plants were grown in 12-inch pots filled with a substrate composed of peat, perlite, and soil in equal proportions, and fertilized biweekly with Ultrasol® Multipurpose at a concentration of 2000 mg L^{-1}. Additionally, three weeks prior to cutting collection, Ultrasol® Micro-mix was applied via irrigation at a rate of 1000 mg L^{-1}.

Explants were obtained from the branches of ten randomly selected mother plants out of a total population of 53 plants. Each cutting consisted of a stem segment containing two nodes and the corresponding internode. The lower node was defoliated, while five leaves were retained on the upper node. Cuttings were classified into two types based on their position on the branch: basal (taken from the lower part of the branch) and apical (consisting of the penultimate formed internode). All cuttings were treated with Radix® 1500 rooting hormone at the base prior to planting.

Cuttings were inserted into 50-cell trays, each cavity filled with 100 mL of a substrate consisting of perlite and peat in a 3:1 ratio. Each tray contained 25 apical and 25 basal cuttings, randomly distributed. The trays were then placed inside light-isolated plastic chambers (80×40×80 cm; length×width×height), whose interiors were white and exteriors black. Three light treatments were established inside the chambers using white, red, and blue LED light sources, with two replicates per treatment. Additionally, natural light treatment was included by placing two trays outside the chambers under ambient conditions.

The experiment followed a split-plot design, with light quality as the main plot factor and cutting type (apical or basal) as the subplot factor. The experimental unit was a single *E. leucocephala* cutting.

LED light sources were installed at the top of each chamber at a height that allowed a photosynthetic photon flux density (PPFD) of 90 µmol m^{-2} s^{-1}, measured 10 cm above the substrate using an Apogee® QMSW-SS quantum sensor. Red and blue light treatments used two HYDROFARM® PPB1004 LED lamps per chamber, while the white light treatment used two TIANLAI® TLRL-02 panels per chamber. The spectral characteristics of each light source (Table 1) were determined after installation using an Apogee® StelarNet PS-300 spectroradiometer. A photoperiod of 16 hours was maintained throughout the experiment.

Inside the isolation chambers, the average temperature was 24.34 °C and the average relative humidity was 58.52% (data logger Elitech® RC-51H). Outside the chambers, the average temperature was 21.8 °C, relative humidity was 49.48%, and average daytime light intensity was 203.44 µmol m^{-2} s^{-1} (data logger HOBO® Onset).

Six weeks after the beginning of the experiment, 10 apical and 10 basal cuttings were randomly taken from each treatment to assess

root presence or absence. The same procedure was repeated at nine weeks. To evaluate the morphological characteristics of the plantlets formed at nine weeks, three basal and three apical-derived plantlets were randomly selected from each replicate within each treatment. The number of primary adventitious roots, total root length, and fresh and dry weight of the root system were measured. Weight measurements were conducted using an analytical balance (METTLER® model AJ150L), and drying was performed in a forced-air oven (Aparatos Márquez®) at 60 °C until constant weight.

For the aerial part, the number of new shoots was counted and their length measured using a standard ruler. Fresh and dry weights of the new shoots, including leaves, were determined using the same methodology as for the roots. Leaf greenness index was assessed using a SPAD chlorophyll meter (KONICA MINOLTA®), and total leaf area per plantlet was measured using a leaf area meter (LI-COR®, model LI-3100).

Physiological variables including net CO_2 assimilation, intercellular CO_2 concentration, stomatal conductance, and transpiration rate were measured using an infrared gas analyzer (LI-COR® USA, model LI-6400) on five randomly selected plantlets from each isolation chamber.

To compare rooting percentages across treatments, Kruskal– Wallis tests were applied (P≤0.05). For variables related to plantlet characteristics, analysis of variance (ANOVA) was conducted using the following model: $Y_{ijkl} = \mu + \beta_i + L_j + \varepsilon_{ij} + M_k + (LM)_{ij} + \varepsilon_{ijk} + R_l + (LR)_{jk} + (MR)_{kl} + (LMR)_{jkl} + \varepsilon_{ijkl}$, where Y_{ijkl} is the observed value of the response variable Y, μ is the overall mean, β_i is the block effect, L_j is the light treatment effect, ε_{ij} is the error a, M_k is the cutting tipe effect, $(LM)_{ij}$ is the light x cutting type interaction, ε_{ijk} is the error b, R_l is the replicate effect, $(LR)_{jk}$ is the light x replicate interaction, $(MR)_{kl}$ is the cutting type x replicate interaction, $(LMR)_{jkl}$ is the three-way interaction and ε_{ijkl} is the error c. For leaf physiological variables, ANOVA was conducted under a randomized complete block design.

Table 1: Spectral characteristics of the light sources

	White	Red	Blue
Photon flux density (μmol m^{-2} s^{-1})	90	90	90
Emmision peak (nm)	445 y 556	660	459
UV (300-400 nm)	0.76%	0.17%	0.43%
Blue (400-500 nm)	35.79%	0.29%	97.78%
Green (500-600 nm)	42.95%	0.85%	1.55%
Red (600-700 nm)	18.15%	96.97%	0.11%
Far red (700-800 nm)	2.35%	1.71%	0.13%
Blue/Red	1.97	0.003	903.05

Where significant differences were detected, Tukey's HSD test was applied for mean separation (P≤0.05). All analyses were conducted using SAS® software version 9.0.

RESULTS

Rooting percentage was statistically significant (P≤0.05) only in response to light quality (Table 2) at both six and nine weeks after the start of the experiment.

For variables related to plantlet characteristics, the analysis of variance revealed a significant interaction between light quality and cutting type for the following variables: shoot dry weight, number of shoots, leaf area, root fresh weight, and root dry weight (Table 3). For the remaining variables, significant effects (P≤0.05) were observed for both light quality and cutting type, except for shoot fresh weight and shoot dry weight, where only light quality had a significant effect.

Regarding the physiological variables evaluated in the leaves, the analysis of variance (Table 4) showed statistically significant effects attributable to the type of light applied.

One of the most relevant variables in experiments involving plant propagation by cuttings is the rooting percentage. In the present study, high rooting percentages were observed under red light treatment at six and nine weeks after the experiment began, while the lowest values were recorded under natural light conditions (Table 5).

In addition to promoting a higher rooting percentage, red light also induced a greater number of roots and increased root length (Table 6). Regarding the effect of light color on root fresh and dry weight accumulation, no statistically significant differences were observed (P≤0.05). When comparing the effects of cutting type within each light treatment, significant differences were detected only under white light and only for the variable root fresh weight, where apical cuttings showed a higher mean value than basal cuttings (Table 6).

Table 2. Results of the Kruskal-Wallis test for rooting percentage

Week	Factor	Chi-square	df	Pr > Chi-square
6	Light quality	10.51	3	0.01*
	Cutting type	0.01	1	0.92
	Light x cutting	12.86	7	0.08
9	Light quality	11.81	3	0.01**
	Cutting type	0.05	1	0.83
	Light x cutting	12.94	7	0.07

df: degrees of freedom. ** = P ≤ 0.01; * = P ≤ 0.05.

Table 3: Analysis of variance (ANOVA) for the evaluated variables

SV	df	SFW	SDW	NS	SL	SPAD	LA	NR	RL	RFW	RDW
Bloque	1	0.017	0.002	0.021	2.341	6.848	24.041	0.083	1.021	0.001	0.00006
L	3	4.77**	0.19**	2.91*	99.183**	286.099**	1930.666**	37.278**	226.38**	0.878**	0.004
Ea	3	0.023	0.0004	0.132	0.21	2.572	2.131	0.139	0.444	0.006	0.0006
C	1	0.004	0.0001	0.187*	11.407**	58.675*	469.062**	14.083**	3.741*	0.091**	0.00002
L x C	3	0.038	0.004	0.41**	1.379	15.371	226.431**	1.361	1.936	0.219**	0.001*
Eb	4	0.006	0.0005	0.021	0.277	3.695	11.296	0.208	0.438	0.002	0.0001
R	2	0.005	0.00003	0.437	0.187	2.313	11.165	0.271	0.226	0.001	0.000005
L x R	6	0.002	0.0001	0.326	0.14	5.573	4.465	0.132	0.115	0.0002	0.00001
C x R	2	0.001	0.0001	0.437	0.062	0.461	19.546	0.396	0.151	0.0003	0.0000002
L x C x R	6	0.001	0.00005	0.16	0.21	0.978	10.141	0.424	0.279	0.001	0.00002
Ec	16	0.001	0.00005	0.125	0.126	0.488	4.632	0.292	0.21	0.0004	0.00002
TOTAL	47										
CVa		14.36	9.11	12.915	5.715	4.186	3.991	5.082	4.983	12.527	31.857
CVb		7.402	9.158	5.132	6.574	5.017	9.188	6.224	4.951	8.142	15.988
CVc		3.565	3.086	12.571	4.434	1.823	5.884	7.364	3.427	3.076	6.113

SV=source of variation; df=degrees of freedom; L=light quality; Ea=error a; C=cutting type; Eb=error b; R: replication, Ec=error c; CV=coefficient of variation; SFW=shoot fresh weight; SDW=shoot dry weight; NS=number of shoots; SL=shoot length; SPAD=chlorophyll index; LA=leaf area; NR=number of roots; RL=root length; RFW=root fresh weight; RDW=root dry weight; **=$P \leq 0.01$; *=$P \leq 0.05$

Table 4: Analysis of variance for leaf physiological variables

Source variation	df	CO_2 assimilation	CO_2 internal concentration	Stomatal conductance	Transpiration
Block	1	0.04	498.51	0.00005	0.0004
Light quality	3	9.87**	33825.44**	0.008**	4.25**
Error	35	0.50	1958.75	0.0007	0.17
Total	39				
CV		13.48	25.57	34.78	25.67

df=degrees of freedom; CV=coefficient of variation; **=$P \leq 0.01$; *=$P \leq 0.05$

Table 5. Rooting percentage of pascuita cuttings under different LED light treatments

Light treatment	Rooting (%)	
	Week 6	Week 9
White LED	57 a[z]	67 b
Red LED	71 a	82 a
Blue LED	49 b	69 b
Natural light	17 c	41 c
CV.	34.07	28.34

CV: coefficient of variation. [z]Percentages followed by the same letters in the same column are not significantly different (Kruskal-Wallis, $P \leq 0.05$).

The accumulation of fresh and dry weight in the adventitious roots formed depended on the interaction between light type and cutting type (Table 3). Fresh root weight did not differ statistically ($P \leq 0.05$) between apical and basal cuttings under red, blue, and natural light. However, under white LED light, apical cuttings accumulated a higher amount of fresh biomass than basal cuttings. Although the analysis of variance revealed a significant interaction effect on dry root weight, Tukey's test did not detect statistically significant differences ($P \leq 0.05$) between apical and basal cuttings for any light treatment. Except for the differences observed under white light, numerically higher mean fresh and dry root weights were recorded in basal cuttings

under the other light treatments. Basal cuttings also exhibited a higher number and greater length of roots, which were statistically different (Tukey, $P \leq 0.05$) from those recorded in apical cuttings (Figure 1).

Table 6. Characteristics of adventitious roots in apical and basal pascuita cuttings under different LED light treatments.

Light treatment	Cutting type	FRW (g)	DRW (g)	NR	RL (cm)
White LED	Apical	0.98 a[z]	0.11 a	7.66 b[y]	13.84 b
	Basal	0.48 b	0.08 a		
Red LED	Apical	0.85 a	0.08 a	8.42 a	16.67 a
	Basal	0.90 a	0.09 a		
Blue LED	Apical	0.58 a	0.07 a	8.50 a	15.86 a
	Basal	0.65 a	0.07 a		
Natural light	Apical	0.23 a	0.05 a	4.75 c	7.10 c
	Basal	0.25 a	0.06 a		
HSD		0.15	0.04	0.73	1.31

FRW: fresh root weight. DRW: dry root weight. NR: number of roots. RL: root length. HSD: honest significant difference. [z]Means between apical and basal cuttings within each light treatment followed by the same letter are not significantly different (Tukey, $P \leq 0.05$). [y]Means within the same column followed by the same letter are not significantly different (Tukey, $P \leq 0.05$).

The number of newly formed stems in pascuita seedlings was influenced by the interaction between light type and cutting type (Table 3); significant differences between cutting types were

detected only under red light (Tukey, P≤0.05; Table 7), with basal cuttings producing a higher number of stems. The highest means for this variable were recorded in both apical and basal cuttings under blue light, although no significant differences were detected. The different light types also affected shoot growth (Table 7). Seedlings grown under red light produced stems with the greatest length and fresh weight. Under this light treatment, the highest values for dry weight and leaf area were also observed. For these two variables, the ANOVA indicated a significant interaction between light type and cutting type (Table 3); however, Tukey's test detected a significant difference only for the leaf area of cuttings rooted under white light. Cutting type also influenced the length of the new stems (Figure 2), with longer stems recorded in seedlings from basal cuttings. Regarding the physiological characteristics of newly developed leaves in pascuita seedlings (Table 8), the highest values for most variables were recorded under red and blue LED light. An exception was the net CO_2 assimilation rate, for which no statistically significant differences were found (Tukey, P≤0.05) between these LED light treatments and natural light.

Table 7: Characteristics of shoots in pascuita seedlings obtained from apical and basal cuttings rooted under different light treatments.

Light treatment	Cutting type	NS	SL (cm)	SFW (g)	SDW (g)	LA (cm^2)	SPAD
White LED	Apical	2.83^{az}	8.05^{by}	1.13^{b}	0.21^{a}	33.52^{b}	38.77^{b}
	Basal	3.17^{a}			0.26^{a}	51.48^{a}	
Red LED	Apical	2.50^{b}	11.42^{a}	1.80^{a}	0.38^{a}	51.90^{a}	31.78^{c}
	Basal	3.00^{a}			0.38^{a}	48.93^{a}	
Blue LED	Apical	3.33^{a}	8.20^{b}	1.07^{b}	0.27^{a}	30.12^{a}	39.11^{b}
	Basal	3.33^{a}			0.22^{a}	34.30^{a}	
Natural light	Apical	2.33^{a}	4.38^{c}	0.26^{c}	0.07^{a}	18.27^{a}	43.61^{a}
	Basal	2.00^{a}			0.08^{a}	24.10^{a}	
HDS		0.43	0.90	0.30	0.06	10.08	3.16

NS=number of stems; SL=stem length; SFW=shoot fresh weight; SDW=shoot dry weight; LA=leaf area; SPAD=chlorophyll content; HSD=Honest Significant Difference. ^{z}Means between apical and basal cuttings within each light treatment followed by the same letter are not significantly different (Tukey, *P*≤0.05). ^{y}Means within the same column followed by the same letter are not significantly different (Tukey, P≤0.05).

Table 8: Physiological characteristics of leaves formed in pascuita cuttings rooted under different light treatments

Light treatment	A (µmol m^{-2} s^{-1})	CI (ppm)	SC (mmol s-1)	Tr (mmol m-2m-2 s-1)
White LED	3.86^{bz}	127.52^{b}	0.03^{b}	0.79^{c}
Red LED	5.97^{a}	242.11^{a}	0.08^{a}	2.03^{a}
Blue LED	5.96^{a}	200.22^{a}	0.07^{a}	2.23^{a}
Natural light	5.25^{a}	122.38^{b}	0.04^{b}	1.39^{b}
CV	13.14	31.4	38.91	26.12
HSD	0.85	53.38	0.02	0.49

A=CO_2 assimilation; CI=intercellular CO_2 concentration; SC=stomatal conductance; Tr=transpiration; CV=coefficient of variation; HSD=honest significant difference. ^{z}Means within each column followed by the same letter are not significantly different (Tukey, P≤0.05).

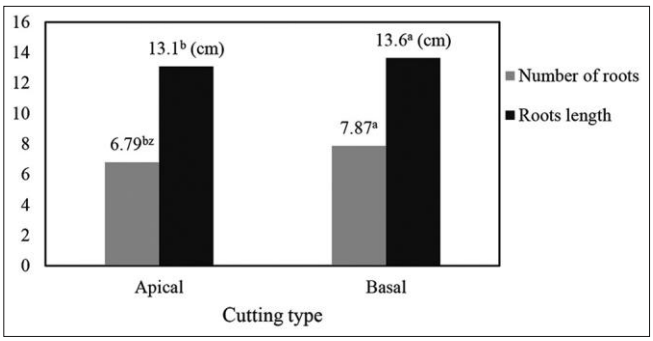

Figure 1: Effect of cutting type on the formation and growth of adventitious roots in pascuita. ^{z}Bars representing the same variable followed by the same letter are not significantly different (Tukey, P≤0.05).

DISCUSSION

At six weeks after the start of the experiment, the highest rooting percentages were observed under red and white LED light treatments, while the lowest rooting percentage was recorded under natural light (Table 5). By week nine, the highest rooting percentage (82%) was obtained under red LED light, whereas natural light produced the lowest average, with only 41% of cuttings rooted. These results also indicate that red LED light accelerates the adventitious rooting process, achieving a higher rooting percentage at week six than that observed under natural light by week nine. A similar effect has been reported in *Tripterospermum japonicum* (Moon *et al.*, 2006), *Protea cynaroides* (Wu & Lin, 2012) and *Jatropha curcas* (Daud *et al.*, 2013).

The effect of red light on adventitious rooting of *pascuita* cuttings not only accelerates this process but also promotes the formation of a greater number of roots and enhances root elongation (Table 6). However, regarding the latter variables, the red-light effect was not statistically different (P≤0.05) from that of blue light. Positive effects of red and blue light in promoting adventitious root formation have been previously reported, and their explanation has mainly been attributed to the role of these light spectra in promoting a favorable hormonal balance for rooting. Alallaq *et al.* (2020) demonstrated that red light enhances adventitious root formation in *Picea abies* by reducing jasmonate and cytokinin concentrations, which act as repressors of rooting. In rosemary, blue light was shown to accelerate rooting and enhance root growth in cuttings taken from the apical and intermediate parts of the mother plant; these responses were accompanied by increased expression of genes associated with indole-3-acetic acid (IAA) biosynthesis (Gil *et al.*, 2021). Similary, in tea (*Camellia sinensis*) cuttings, blue and red light were found to influence adventitious rooting by regulating the expression of genes involved in IAA biosynthesis and transport (Shen *et al.*, 2022).

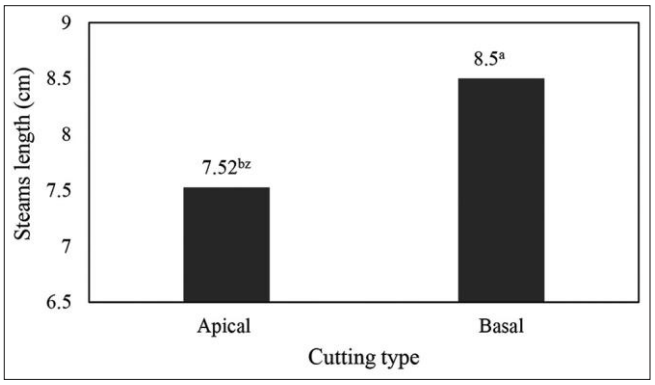

Figure 2. Stem elongation in apical and basal pascuita cuttings rooted under different light treatments. ᶻBars followed by the same letter are not statistically different (Tukey, $P \leq 0.05$).

2015). In the present study, a greater number of roots and increased root length were observed when basal cuttings were used (Figure 1). A higher number of roots in basal compared to apical cuttings has been reported in rosemary (Gil *et al.,* 2021), *Prunus subhirtella* (Osterc *et al.,* 2016) and *Dalbergia melanoxylon* (Amri *et al.,* 2010). In a rosemary experiment evaluating different LED light colors on adventitious rooting in apical, intermediate, and basal cuttings, greater root formation was observed in basal cuttings. However, the authors could not associate this response with increased expression of genes related to auxin synthesis, as that effect was only observed in apical and intermediate cuttings under blue light (Gil *et al.,* 2021). Similarly, it has been reported that during adventitious rooting in rose, apical cuttings show higher auxin accumulation than basal cuttings (Otiende *et al.,* 2021), an effect also demonstrated in chrysanthemum (Gil *et al.,* 2020). These findings suggest that the higher rooting capacity of basal cuttings is not due to increased auxin accumulation, implying the involvement of other factors. According to Druege *et al.* (2016) the accumulation and availability of carbohydrates and nutrients to meet the demands of the rooting process may be the key factor conferring high rooting capacity to basal cuttings.

In ornamental plants cultivated for their flowers, the number of stems in seedlings is a crucial variable, as it determines the number of subsequent branches and the final plant architecture. In the case of pascuita, seedlings with more stems have greater potential for higher commercial quality. In this study, no statistically significant differences (Tukey, $P \leq 0.05$) were observed for the number of new shoots between cutting types in most light treatments. However, basal cuttings showed a tendency to promote the formation of new shoots (Table 7 & Figure 2).

During vegetative propagation of plants, the growth of new shoots is supported by the reserves stored in the original stems. Once the new leaves are capable of photosynthesis, they become a source of carbohydrates for further growth (Barbier *et al.,* 2015). Similar results to those found in this study have been reported in rosemary, where basal cuttings produced seedlings with greater growth, and artificial fluorescent, red, and blue light enhanced this response compared to natural light (Gil *et al.,* 2021); these authors attributed the response to higher carbohydrate reserves in basal cuttings. Moosavi-Nezhad *et al.* (2022) found that during rooting of chrysanthemum cuttings, red light promoted greater carbohydrate accumulation in the leaves, which functioned as a source for the development of new vegetative organs. However, they also observed that the shoot-to-root weight ratio increased under blue light and decreased under red light.

During adventitious rooting and seedling development, photosynthesis plays an important role as an energy source. Measurements taken in this study (Table 8) showed that CO_2 assimilation was lowest under white LED light (3.857 µmol m^{-2} s^{-1}) compared to other treatments, while stomatal conductance, internal CO_2 concentration, and transpiration were higher under red and blue LED light. The photosynthetic process is the result of multiple factors, many of which are influenced by light quality. Chlorophylls absorb most of the light energy in the red and blue regions of the spectrum (Ouzounis *et al.,* 2015; Davis & Burns, 2016), which explains the effects observed under these light colors. The results of this study demonstrated the potential of using different LED light colors to influence the vegetative propagation process of pascuita using basal and apical cuttings. Although red and blue light were shown to improve adventitious rooting and new seedling formation, large-scale application of this technology should be based on assessments of energy use and economic feasibility, which should be addressed in future research.

CONCLUSIONS

The use of LED lighting during pascuita propagation by cuttings significantly influenced adventitious root formation and new shoot development. The section of the mother plant from which cuttings were taken interacted with the light treatment used during seedling formation. Basal cuttings generally performed better across most evaluated variables. Overall, red and blue LED lighting during adventitious rooting of pascuita cuttings promoted the development of seedlings with desirable traits.

REFERENCES

Abidi, F., Girault, T., Douillet, O., Guillemain, G., Sintes, G., Laffaire, M., Ahmed, H. Ben, Smiti, S., Huché-Thélier, L., & Leduc, N. (2013). Blue light effects on rose photosynthesis and photomorphogenesis.*Plant Biology, 15*(1), 67-74. https://doi.org/10.1111/j.1438-8677.2012.00603.x

Acevedo-Rodríguez, P., & Strong, M. T. (2012). Catalogue of seed plants of the West Indies. In *Smithsonian Contributions to Botany* (Vol. 98)

Washington, DC: Smithsonian Institution. https://doi.org/10.5479/SI.0081024X.98.1

Alallaq, S., Ranjan, A., Brunoni, F., Novák, O., Lakehal, A., & Bellini, C. (2020). Red Light Controls Adventitious Root Regeneration by Modulating Hormone Homeostasis in *Picea abies* Seedlings. *Frontiers in Plant Science, 11*, 586140. https://doi.org/10.3389/fpls.2020.586140

Amri, E., Lyaruu, H. V. M., Nyomora, A. S., & Kanyeka, Z. L. (2010). Vegetative propagation of African Blackwood (*Dalbergia melanoxylon* Guill. & Perr.): Effects of age of donor plant, IBA treatment and cutting position on rooting ability of stem cuttings. *New Forests, 39*, 183-194. https://doi.org/10.1007/s11056-009-9163-6

Barbier, F. F., Lunn, J. E., & Beveridge, C. A. (2015). Ready, steady, go! A sugar hit starts the race to shoot branching. *Current Opinion in Plant Biology, 25*, 39-45. https://doi.org/10.1016/j.pbi.2015.04.004 Christiaens, A., Gobin, B., Van Huylenbroeck, J., & Van Labeke, M. C. (2019). Adventitious rooting of Chrysanthemum is stimulated by a low red: far-red ratio. *Journal of Plant Physiology, 236*, 117-123. https://doi.org/10.1016/j.jplph.2019.03.008

Daud, N., Faizal, A., & Geelen, D. (2013). Adventitious rooting of *Jatropha curcas* L. is stimulated by phloroglucinol and by red LED light. *In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant, 49*(2), 183-190. https://doi. org/10.1007/s11627-012-9486-4

Davis, P. A., & Burns, C. (2016). Photobiology in protected horticulture. *Food and Energy Security, 5*(4), 223-238. https://doi.org/10.1002/fes3.97

Druege, U., Franken, P., & Hajirezaei, M. R. (2016). Plant hormone homeostasis, signaling, and function during adventitious root formation in cuttings. *Frontiers in Plant Science, 7*, 381. https://doi. org/10.3389/fpls.2016.00381

Druege, U., Hilo, A., Pérez-Pérez, J. M., Klopotek, Y., Acosta, M., Shahinnia, F., Zerche, S., Franken, P., & Hajirezaei, M. R. (2019). Molecular and physiological control of adventitious rooting in cuttings: phytohormone action meets resource allocation. *Annals of Botany, 123*(6), 929-949. https://doi.org/10.1093/aob/mcy234

García, G. D. V., & Alia-Tejacal, I. (2019). *Manual de caracterización agronómica de pascuita (Euphorbia leucocephala* Lotsy). Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

Gil, C. S., Jung, H. Y., Lee, C., & Eom, S. H. (2020). Blue light and NAA treatment significantly improve rooting on single leaf-bud cutting of Chrysanthemum via upregulated rooting-related genes. *Scientia Horticulturae, 274*, 109650. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109650

Gil, C. S., Kwon, S. J., Jeong, H. Y., Lee, C., Lee, O. J., & Eom, S. H. (2021). Blue light upregulates auxin signaling and stimulates root formation in

irregular rooting of rosemary cuttings. *Agronomy, 11*(9), 1725. https:// doi.org/10.3390/agronomy11091725

Guan, L., Murphy, A. S., Peer, W. A., Gan, L., Li, Y., & Cheng, Z. M. (Max). (2015). Physiological and Molecular Regulation of Adventitious Root Formation. *Critical Reviews in Plant Sciences, 34*(5), 506-521. https:// doi.org/10.1080/07352689.2015.1090831

Kulus, D., & Woźny, A. (2020). Influence of light conditions on the morphogenetic and biochemical response of selected ornamental plant species under in vitro conditions: A mini-review. *Biotechnologia, 101*(1), 75-83. https://doi.org/10.5114/bta.2020.92930

Livadariu, O., Maximilian, C., Rahmanifar, B., & Cornea, C. P. (2023). LED technology applied to plant development for promoting the accumulation of bioactive compounds: A review. *Plants, 12*(5), 1075. https://doi.org/10.3390/plants12051075

Manivannan, A., Soundararajan, P., Park, Y. G., Wei, H., Kim, S. H., & Jeong, B. R. (2017). Blue and red light-emitting diodes improve the growth and physiology of in vitro-grown carnations 'Green Beauty' and 'Purple Beauty'. *Horticulture Environment and Biotechnology*, *58*(1), 12-20. https://doi.org/10.1007/s13580-017-0051-2

Martínez-Villegas, Y. M., Andrade-Rodríguez, M., Colinas-León, M. T., Villegas-Torres, Ó. G., Castillo-Gutiérrez, A., & Alia-Tejacal, I. (2015). Culture media inorganic salts effect on pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) growth. *Revista Fitotecnia Mexicana, 38*(4), 369-374.

Moon, H. K., Park, S.-Y., Kim, Y. W., & Kim, C. S. (2006). Growth of Tsuru-rindo (*Tripterospermum japonicum*) cultured in vitro under various sources of light-emitting diode (LED) irradiation. *Journal of Plant Biology, 49*(2), 174-179. https://doi.org/10.1007/BF03031014

Moosavi-Nezhad, M., Alibeigi, B., Estaji, A., Gruda, N. S., & Aliniaeifard, S. (2022). Growth, Biomass Partitioning, and Photosynthetic Performance of Chrysanthemum Cuttings in Response to Different

Light Spectra. *Plants, 11*(23), 3337. https://doi.org/10.3390/ plants11233337

Osterc, G., Petkovšek, M. M., & Stampar, F. (2016). Quantification of IAA metabolites in the early stages of adventitious rooting might be predictive for subsequent differences in rooting response. *Journal of Plant Growth Regulation, 35*(2), 534-542. https://doi.org/10.1007/s00344-015-9559-9

Otiende, M. A., Fricke, K., Nyabundi, J. O., Ngamau, K., Hajirezaei, M. R., & Druege, U. (2021). Involvement of the auxin–cytokinin homeostasis in adventitious root formation of rose cuttings as affected by their nodal position in the stock plant. *Planta, 254*, 65. https://doi.org/10.1007/ s00425-021-03709-x

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

Roth, O., Yechezkel, S., Serero, O., Eliyahu, A., Vints, I., Tzeela, P., Carignano, A., Janacek, D. P., Peters, V., Kessel, A., Dwivedi, V., Carmeli-Weissberg, M., Shaya, F., Faigenboim-Doron, A., Ung, K. L., Pedersen, B. P., Riov, J., Klavins, E., Dawid, C.,… Weinstain, R. (2024). Slow release of a synthetic auxin induces formation of adventitious roots in recalcitrant woody plants. *Nature Biotechnology, 42*(11), 1705-1716. https://doi.org/10.1038/s41587-023-02065-3

Schroeter-Zakrzewska, A., & Pradita, F. A. (2021). Effect of colour of light on rooting cuttings and subsequent growth of chrysanthemum (*Chrysanthemum × grandiflorum* Ramat./Kitam.). *Agriculture, 11*(7), 671. https://doi.org/10.3390/agriculture11070671

Shen, Y., Fan, K., Wang, Y., Wang, H., Ding, S., Song, D., Shen, J., Li, H., Song, Y., Han, X., Qian, W., Ma, Q., & Ding, Z. (2022). Red and blue light affect the formation of adventitious roots of tea cuttings (*Camellia sinensis*) by regulating hormone synthesis and signal transduction pathways of mature leaves. *Frontiers in Plant Science, 13,* 943662. https://doi.org/10.3389/fpls.2022.943662

Wu, H. C., & Lin, C. C. (2012). Red light-emitting diode light irradiation improves root and leaf formation in difficult-to-propagate *Protea cynaroides* L. plantlets *in vitro*. *HortScience,*

47(10), 1490-1494. https://doi.org/10.21273/HORTSCI.47.10.1490

6. ARTÍCULO CIENTÍFICO: PHYTOCHEMICAL SCREENING OF PASCUITA (*Euphorbia leucocephala* Lotsy)

PHYTOCHEMICAL SCREENING OF PASCUITA (*Euphorbia leucocephala* Lotsy)

Abstract. Pascuita (*Euphorbia leucocephala* Lotsy) is a plant with ornamental uses, which has not been explored in other areas such as phytochemistry. The objective of this study was to characterize the phytochemical profile of pascuita by evaluating the distribution of secondary metabolites in apical, intermediate, and basal leaves. Methanolic extracts (80 %) from dried leaves were analyzed using preliminary phytochemical tests and thin-layer chromatography (TLC). The content of total phenols, flavonoids, tannins, and terpenoids was quantified by spectrophotometry. Likewise, the main molecules among the phenolic compounds were detected and quantified by HPLC. Qualitative results confirmed the presence of phenolic compounds, flavonoids, tannins, and terpenoids, and the absence of alkaloids and saponins. Quantification revealed statistically significant differences ($p \leq 0.05$) dependent on leaf position. Apical leaves showed the highest content of total phenols (1.46 mg GAE g^{-1} DW) and flavonoids (0.309 mg QE g^{-1} DW). Conversely, basal leaves showed the highest concentrations of tannins (0.280 mg g^{-1} DW) and terpenoids (0.048 mg UAE g^{-1} DW). HPLC exploration demonstrated the presence of catechin in high concentration (19.7 mg g^{-1} DW), as well as other molecules from the phenolic compounds group. These findings contribute to the knowledge of the species and promote further research in the area.

Keywords: Euphorbiaceae, secondary metabolism, spectrophotometry, HPLC.

INTRODUCCIÓN

Within the Euphorbiaceae family, the genus *Euphorbia* is distinguished as one of the most extensive and important in terms of anthropocentric uses (Kemboi et al., 2020). With approximately 2,000 described species, this genus exhibits remarkable morphological, anatomical, and physiological plasticity, adapting to habitats ranging from arid deserts to humid forests (Adil et al., 2024; Kemboi et al., 2020).

Despite its diversity, species of the genus share distinctive characteristics that facilitate their recognition. The most notable are the production of latex, a distinctive feature of the Euphorbiaceae family, and the presence of the cyathium, a unique and highly specialized floral structure, characterized by the presence of male flowers reduced to a single stamen and a single central female flower, all surrounded by bracts, functioning as a single reproductive unit to attract pollinators (Hafeez, 2023; Kemboi et al., 2020).

Many species of the genus have been used in traditional medicine in various cultures around the world. Ethnobotanical knowledge accumulated over centuries documents the use of various parts of *Euphorbia* plants to treat diverse ailments and pathologies such as digestive disorders, respiratory ailments, skin problems, and some uses are even reported for treating various types of cancer (Chen et al., 2023; Hafeez, 2023; Kemboi et al., 2020; Srivastava et al., 2024). These medicinal properties are due to the different molecules that make up the metabolome of the various species used.

Among the main groups of secondary metabolites that characterize these plants, terpenoids and phenolic compounds stand out (Aljohani et al., 2022; Hafeez, 2023; Kemboi et al., 2020). Regarding terpenoids, diterpenoids and triterpenoids are considered the most characteristic and structurally diverse constituents of the *Euphorbia* genus. Among the diterpenoids, compounds such as jatrophane, ingenane, daphnane, tigliane, and lathyrane are prominent (Kemboi, 2020). In the case of triterpenoids, the molecular diversity is very broad, and among the various *Euphorbia* species, more than 10 structural groups have been reported, notably

the tirucallanes and euphanes, which are unique to the genus, and the cycloartanes and lanostanes, which have also been reported in other plant genera (Kemboi et al., 2020).

Regarding phenolic compounds, flavonoids are well-represented in this genus. Among the most common are spinacetin and patuletin from *E. pulcherrima* (Aljohani et al., 2022), quercetin, and rutin (Adil et al., 2024; Soliman et al., 2021). The presence of phenolic acids such as ferulic acid (Medeiros De Araújo et al., 2014), cinnamic acid, vanillic acid (Adil et al., 2024), pyrogallol, and caffeic acid (Soliman et al., 2021) has also been reported.

In addition to terpenoids and phenolic compounds, phytochemical screenings of various *Euphorbia* species have confirmed the presence of other classes of secondary metabolites such as alkaloids, saponins, volatile compounds, and tannins, which are frequently detected in qualitative analyses of species like *E. pulcherrima*, *E. parviflora*, and *E. helioscopia* (Adil et al., 2024; Basnett et al., 2023; Ndam et al., 2016; Soliman et al., 2021; Waheed et al., 2020).

Despite the vast information available on the phytochemistry of the genus, many species remain understudied, including pascuita (*E. leucocephala* Lotsy), a plant with ornamental uses native to Mexico and Central America, whose potential for use is just beginning to be explored (Morales-Becerril et al., 2025). Regarding the phytochemistry of this species, only the work of Chen et al. (2023) is available, who reported the presence of several terpenoids. These authors isolated three molecules new to science from pascuita leaves: leucocephin A, leucocephin B (compounds particularly notable for possessing a rare structure and belonging to the rearranged abeo-megastigmane group), and leucocephin C (a molecule classified as a megastigmane); additionally, three already known triterpenoids: hollongdione, 3-acetoxy-lup-12,20(29)-diene (a lupane derivative), and β-amyrin acetate (an oleanane derivative).

While this information is of utmost importance for the knowledge of the species, it remains unknown what other groups of secondary metabolites exist in pascuita and what potential use they may have. The objective of the present work is to

explore and report the presence of different groups and molecules of secondary metabolites in apical, intermediate, and basal leaves of *E. leucocephala*, through preliminary phytochemical analysis tests, high-performance liquid chromatography, and spectrophotometric quantification.

MATERIALS AND METHODS

Plant cultivation and sample collection

Four-year-old *E. leucocephala* plants, cultivated in a greenhouse at Chapingo Autonomous University and obtained by vegetative propagation (cuttings) from a single mother plant, were used. The plants were established in 12-inch pots with a substrate composed of peat, perlite, and compost in a 1:1:1 ratio. General plant management consisted of pruning to the base of the plant in March and a second pruning to two nodes in May, irrigation every third day, and fertilization with Ultrasol® Multipurpose at 1000 mg L^{-1} every 2 weeks and Ultrasol® Micro at 1000 mg L^{-1} every month.

Samples were taken from branches approximately 3 months old in August 2025. To obtain adequate biological replicates, the population of pascuita plants was divided into three groups based on their location in the greenhouse. From each plant (approximately 15 plants per group), 10 leaves were collected from the apical part, 10 from the intermediate part, and 10 from the basal part. The leaves were mixed according to their position on the plants and their group within the greenhouse. By this way, samples of apical, intermediate, and basal leaves were generated with three replicates each. The samples were dried in an oven (Aparatos Márquez®) at 30 °C to constant weight and subsequently ground into a fine powder.

Detection of secondary metabolite groups

From the dried and ground leaves, 1 g samples were taken and extracted with 80% methanol, using 3 sonication cycles (10 min on, 5 min rest). The plant material was separated from the extract by centrifugation at 1000 g for 5 minutes. To determine the presence of different groups of secondary metabolites,

preliminary phytochemical tests (Shaikh & Patil, 2020) were performed as described in Table 1, comparing the extracts against positive and negative controls.

Table 1. Preliminary phytochemical tests for the detection of secondary metabolite groups.

Phytochemical group	Test	Positive control	Negative control
Phenolic compounds	1 ml of extract + 2-3 drops of Folin reagent + 5% sodium carbonate. Blue coloration indicates the presence of phenolic compounds.	Gallic acid	Water
Flavonoids	1 ml of extract + small strip of metallic Mg + 2-3 drops of concentrated HCl. Pink coloration indicates the presence of flavonoids.	Naringenin	Water
Tannins	1 ml of extract + 2-3 drops of ferric chloride. Green-blue precipitate indicates the presence of tannins.	Tannic acid	Water
Alkaloids	1 ml of extract + 1 drop of 10% HCl, incubated in a 60 °C water bath for 20 min, add 2 drops of Dragendroff reagent. Brown-red color indicates the presence of alkaloids.	*Eritrina sp*. Alkaloids	Water
Terpenoids	1 ml of extract is concentrated in a water bath, resuspended in 1 ml of chloroform, and 2-3 drops of concentrated HCl are added. Reddish-brown color indicates the presence of terpenoids.	Ursolic acid	Chloroform
Saponins	0.5 g of the ground sample is suspended in 3-5 ml of water and vortexed for 1 min. Persistent foam indicates the presence of saponins.	Yucca saponins	Water

Once the groups of metabolites present were detected, the presence of molecules from these groups was confirmed by thin-layer chromatography (Table 2), using the same extracts as for the preliminary phytochemical tests.

Table 2. Characteristics of the methodologies used for thin-layer chromatography.

Phytochemical group	Standard molecule	Mobile phase (Eluent)	Developing agent
Phenolic compounds	Gallic acid	Ethyl acetate – methanol 9:1	Folin reagent + sodium carbonate
Flavonoids	Quercetin	Ethyl acetate – methanol 1:1	NP + polyethylene glycol
Tannins	Tannic acid	Ethyl acetate – methanol 9:1	3% Ferric chloride
Terpenoids	Ursolic acid	Toluene – chloroform – ethanol 1:1:1	Anisaldehyde + heat

Quantification by spectrophotometry

Total phenolic compounds. For the quantification of total phenolic compounds and flavonoids, extracts were prepared in the same manner as for the detection of the different groups of secondary metabolites. An aliquot of 5 µL was taken from the extract, 495 µL of water, 25 µL of Folin reagent, and 975 µL of 2.5 % sodium carbonate were added; and it was incubated in darkness at room temperature for one hour. The absorbance of the colored product was read at 740 nm (Spectronic® GENESYS) subtracting the value of a blank. The quantification of total phenolic content was performed using a calibration curve with gallic acid as a standard (0–12 mg L^{-1}, $Y = 0.0551x + 0.0006$, $R^2 = 0.9987$).

Flavonoids. An aliquot of 20 µL of the extract was mixed with 980 µL of 80 % methanol, 2000 µL of 1 M potassium acetate, and 2000 µL of 10 % aluminum chloride and incubated in darkness at room temperature for 40 min. The absorbance of the colored product was measured at 415 nm (Spectronic® GENESYS) subtracting the value of a blank. The quantification of total flavonoids

was performed using a calibration curve with quercetin as a standard (0-12 mg L^{-1}, Y = 0.0089x - 0.0028, R^2 = 0.9964).

Tannins. 0.5 g of sample was extracted with 5 ml of 70 % acetone using 3 sonication cycles (10 min on, 5 min rest) and the residual plant material was separated from the extract by centrifugation at 1000 g for 5 min. 100 µL of the extract was mixed with 3000 µL of 95:5 v/v butanol-HCl and 100 µL of 2 % ferric ammonium sulfate in 2 N HCl; in test tubes with bakelite caps, the mixtures were brought to boiling in a water bath for 1 hour and after being cooled for 3 min in ice, their absorbance was read at 550 nm subtracting the value of a blank.

Terpenoids. 5 g of sample was extracted with 5 ml of 75 % ethanol using 3 sonication cycles (10 min on, 5 min rest) and the residual plant material was separated from the extract by centrifugation at 1000 g for 5 min. To an aliquot of 25 µL of the extract, 95 µL of absolute ethanol, 100 µL of 5 % vanillin in glacial acetic acid, and 400 µL of perchloric acid were added ; the mixture was placed in a 60 °C water bath for 15 min and cooled to room temperature for 15 min; subsequently, 2500 µL of glacial acetic acid was added and its absorbance was read at 550 nm (Spectronic® GENESYS) subtracting the value of a blank. The quantification of total terpenoid content was performed using a calibration curve with ursolic acid as a standard (0–80 mg L^{-1}, Y= 0.0022x - 0.0039, R^2 = 0.9977).

Detection and quantification of compounds by HPLC

A high-performance liquid chromatograph (Agilent Technologies® 1100) was used, equipped with a 1200 autosampler and a DAD 1100 detector. Chromatographic peak integration was performed using ChemStation® Software. For the detection and quantification of flavonoids, the Hypersil ODS column (125 x 4.0 mm), 5µm particle diameter, was used. The mobile phase was a gradient of A: Water pH 2.5 with TFA and B: ACN (acetonitrile), with a flow rate of 1 mL/min, column temperature of 30 °C, and 25 min analysis time. The standards used were quercetin, rutin, phloridzin, naringenin, myricetin, phloretin, apigenin and galangin.

For phenolic acids, a Nucleosyl column (125 x 4.0 mm) from Macherey-Nagel was used. The mobile phase used a gradient of (A) H_2O at pH 2.5 with TFA (trifluoroacetic acid) and (B) ACN (acetonitrile). Flow rate 1 mL/min, temperature 30 °C, variable injection volume, and 25 min analysis time. The standards used were caffeic, gallic, chlorogenic, vanillic, p-hydroxybenzoic, p-coumaric, ferulic and syringic acids.

Statistical analysis

The concentration values of the different groups of secondary metabolites obtained by spectrophotometry, as well as the concentration of the molecules identified by HPLC, were subjected to analysis of variance (ANOVA) and subsequently to Tukey's mean comparison tests to detect differences among the types of leaves used. The SAS® statistical program was used.

RESULTS AND DISCUSSION

Detection of secondary metabolite groups

The preliminary tests showed the presence of general phenolic compounds, flavonoids, tannins, and terpenoids in pascuita leaves obtained from three parts of the plant (Table 3). The presence of alkaloids and saponins was not detected. In the case of flavonoids and terpenoids, the color intensity in the tests indicated a possible different concentration depending on the part of the plant from which the leaves were taken.

Table 3. Preliminary phytochemical tests for the detection of secondary metabolite groups in pascuita (*E. leucocephala* Lotsy) leaves.

Sample	Phenols	Flavonoids	Alkaloids	Tannins	Saponins	Terpenoids
Apical leaves	+++	++	0	+++	0	+
Intermediate leaves	+++	+	0	+++	0	++
Basal leaves	+++	0	0	+++	0	+

Thin-layer chromatography confirmed the presence of molecules associated with the groups of secondary metabolites identified by the preliminary tests (Figure 1).

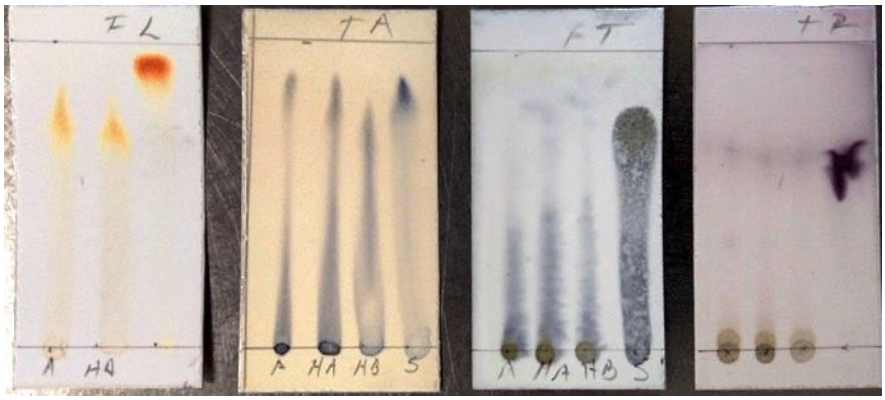

Figure 1. Thin-layer chromatography for the groups of secondary metabolites detected in pascuita leaves. From left to right: flavonoids, tannins, total phenolic compounds, and terpenoids. Order of samples: apices, apical leaves, basal leaves, stock. Standards: quercetin (flavonoids), tannic acid (tannins), gallic acid (total phenolics), and ursolic acid (terpenoids).

The presence of phenolic compounds in the plant kingdom is a ubiquitous characteristic, as the synthesis of these molecules provides plants with protection against adverse environmental effects, and they also contribute during growth, reproduction, and plant pigmentation (Bhatla & Lal, 2023). Flavonoids, a particular group of phenolic compounds, function as protective molecules against diseases, tissue oxidation, pollinator attraction, and cellular protection against ultraviolet light (Bhatla & Lal, 2023). In the case of tannins, the functions are also diverse and include everything from protection against herbivores to allelopathic relationships (Bhatla & Lal, 2023).

In the *Euphorbia* genus, the presence of phenolic compounds in general, as well as flavonoids and tannins in particular, has been reported in *E. hirta* (Arra Basma et al., 2011), *E. pulcherrima* (Rauf & Muhammad, 2013; Sharif et al., 2015), *E. parviflora* (Adil et al., 2024), *E. cuneata* (Soliman et al., 2021), and *E. heterophylla* (Mahomoodally et al., 2020).

Terpenoids, another group of secondary metabolites, are synthesized by plants to fulfill a variety of functions ranging from conferring aromas, defense against predators, and some even participate directly in the plant's physiological processes (Bhatla & Lal, 2023). Triterpenoids, a specific class of terpenoids, are widely distributed in the *Euphorbia* genus and have been reported in *E. hirta* (Arra Basma et al., 2011), *E. pulcherrima* (Rauf & Muhammad, 2013; Sharif et al., 2015), *E. parviflora* (Adil et al., 2024), *E. cuneata* (Soliman et al., 2021), and *E. leucocephala* (Chen et al., 2023).

Quantification of secondary metabolite groups by spectrophotometry

The quantification of the different groups of secondary metabolites detected showed that there are significant differences in their content depending on the point of the plant from which the leaves were taken (Table 4).

Table 4. Quantification of different groups of secondary metabolites in pascuita leaves by spectrophotometry.

Phytochemical group	Apical leaves	Intermediate leaves	Basal leaves	CV	HSD
Total phenolics (mg GA g-1 DW)	35.31 ± 0.692 a	32.13 ± 0.282 b	30.10 ± 0.681 c	1.79	1.462
Flavonoids (mg QT g-1 DW)	11.08 ± 0.157 a	6.95 ± 0.215 b	4.96 ± 0.261 c	2.81	0.539
Tannins (mg g-1 DW)	2.20 ± 0.060 b	2.21 ± 0.137 b	2.83 ± 0.081 a	4.09	0.247
Terpenoids (mg g-1 UA DW)	17.45 ± 0.074 c	20.57 ± 0.968 b	30.49 ± 0.906 a	3.36	1.920

Means followed by the same letter, in each group, are not statistically different (Tukey $p \leq 0.05$). CV: coefficient of variation. HSD: honestly significant difference. Standards used in calibration curves: gallic acid (total phenolics), quercetin (flavonoids), and ursolic acid (terpenoids).

Variation in secondary metabolite content as a function of leaf age has not been reported in plants of the *Euphorbia* genus; however, it is a common phenomenon

in the plant kingdom. These variations have been explained through the plant's defense strategy and physiological limitations related to growth and resource allocation (Lambdon & Hassall, 2005). It has been proposed that young leaves tend to accumulate a higher concentration of defensive phenolic compounds because their protection against adverse environmental factors is important as they are close to growth points, in addition to being photosynthetically efficient and rich in nitrogen and other nutrients (Brenes-Arguedas et al., 2006; Lambdon & Hassall, 2005). It has also been proposed that the measurable concentration of phenolic compounds decreases as a function of leaf maturity due to a dilution effect from the increase in dry matter content and a possible transformation of flavonoids into larger molecules like tannins (Brenes-Arguedas et al., 2006), which would explain a higher concentration of flavonoids in young leaves and a higher concentration of tannins in mature leaves.

Detection and quantification of compounds by HPLC

Eight molecules from the phenolic compounds group were detected and quantified by HPLC. Three flavonoids and five phenolic acids (Table 5). Among the flavonoids, catechin is the main molecule, with the maximum concentration detected in apical leaves (19.7 mg g^{-1} DW).

Table 5. Phenolic compounds in pascuita leaves detected by HPLC

Molecule	Apical leaves (mg g-1 DW)	Intermediate leaves (mg g-1 DW)	Basal leaves (mg g-1 DW)	CV	HSD
Catechin	19.70 ± 0.93 a	10.40 ± 0.90 b	12.79 ± 0.52 a	5.65	2.02
Hesperidin	1.48 ± 0.22 ab	1.99 ± 0.30 a	0.93 ± 0.19 b	16.49	0.61
Naringenin	0.03 ± 0.05	0.09 ± 0.0002	0.09 ± 0.0004	42.86	ns
Ferulic acid	2.68 ± 0.21	2.94 ± 0.20	2.66 ± 0.29	8.53	ns

Protocatechuic acid	1.36 ± 0.12 c	2.49 ± 0.11 b	3.61 ± 0.34 a	8.83	0.55
Gallic acid	6.41 ± 0.043 a	3.44 ± 0.074 c	4.77 ± 0.35 b	13.56	0.52
Syringic acid	3.29 ± 0.11 b	13.35 ± 0.69 a	12.21 ± 3.23 a	19.83	4.78
P-Hydroxybenzoic acid	0.41 ± 0.033 b	1.00 ± 0.048 a	0.38 ± 0.011 b	5.79	0.087

Means followed by the same letter, in each group, are not statistically different (Tukey P 0.05). CV: coefficient of variation. HSD: honestly significant difference. ns: non significative.

The high content of phenolic compounds and flavonoids in plants of the *Euphorbia* genus has been reported in *E. parviflora* (Adil et al., 2024), *E. convolvuloides*, *E. heterophylla*, and *E. hirta* (Mahomoodally et al., 2020), where total phenolic compounds have been found in concentrations from 35.84 to 129.73 mg GA g^{-1} DW , and flavonoids in concentrations from 30.53 to 68.98 mg RE g^{-1} DW; however, under no circumstances the presence of catechin was reported in concentrations like the one reported here. Catechin is a flavonoid highly valued for its antioxidant activity, and in plants like *Camellia sinensis*, its concentration is between 1-4 mg g^{-1} DW, although the total content of its related molecules can exceed 150 mg g^{-1} DW (Wang et al., 2012). This places pascuita as a plant rich in catechin.

Regarding phenolic acids, gallic acid and syringic acid stand out for their concentrations in pascuita leaves. Of these, the presence of gallic acid has been reported in *E. heterophylla* at concentrations of 0.20 mg g^{-1} DW (Mahomoodally et al., 2020), a concentration much lower than that reported here.

These results show pascuita as a plant rich in secondary metabolites, especially phenolic compounds. Although its use as a medicinal plant has not been reported, its potential as a producer plant for useful molecules should be explored.

CONCLUSIONS

The phytochemical exploration of pascuita confirms the presence of phenolic compounds, flavonoids, tannins, and terpenoids in its leaves, while alkaloids and saponins were not detected. The distribution of these metabolites is not homogeneous, as it varies significantly according to the developmental stage (age) of the leaf. Apical (young) leaves are the main reservoir of total phenols and flavonoids; conversely, basal (mature) leaves showed significantly higher concentrations of tannins and terpenoids.

REFERENCES

Adil, M., Filimban, F. Z., Ambrin, Quddoos, A., Sher, A. A., & Naseer, M. (2024). Phytochemical screening, HPLC analysis, antimicrobial and antioxidant effect of *Euphorbia parviflora* L. (Euphorbiaceae Juss.). *Scientific Reports, 14*(1), Article 5627. https://doi.org/10.1038/s41598-024-55905-w

Aljohani, A. S. M., Alhumaydhi, F. A., Rauf, A., Hamad, E. M., & Rashid, U. (2022). In vivo anti-inflammatory, analgesic, sedative, muscle relaxant activities and molecular docking analysis of phytochemicals from *Euphorbia pulcherrima*. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine, 2022*, Article 7495867. https://doi.org/10.1155/2022/7495867

Arra Basma, A., Zakaria, Z., Latha, L. Y., & Sasidharan, S. (2011). Antioxidant activity and phytochemical screening of the methanol extracts of *Euphorbia hirta* L. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine, 4*(5): 386–390. https://doi.org/10.1016/S1995-7645(11)60109-0

Basnett, A., Pradhan, S., Das, R., & Sharma, C. (2023). To investigate phytochemical parameter, pharmacognostical evaluation, pharmacological (anti-bacterial) activity of the extract of *Euphorbia pulcherrima*. *Journal of Drug Delivery and Therapeutics, 13*(8), 60–67. https://doi.org/10.22270/jddt.v13i8.5931

Bhatla, S. C., & Lal, M. A. (2023). Secondary metabolites. In S. C. Bhatla, & M. A. Lal (Eds.), *Plant Physiology, Development and Metabolism,* (pp. 765–808). https://doi.org/10.1007/978-981-99-5736-1_33

Brenes-Arguedas, T., Horton, M. W., Coley, P. D., Lokvam, J., Waddell, R. A., Meizoso-O'Meara, B. E., & Kursar, T. A. (2006). Contrasting mechanisms of secondary metabolite accumulation during leaf development in two tropical tree species with different leaf expansion strategies. *Oecologia, 149(*1), 91–100. https://doi.org/10.1007/s00442-006-0423-2

Chen, H. T., Chuang, C. W., Cheng, J. C., Yeh, Y. J., Chang, T. H., Shi, Y. T., & Chao, C. H. (2023). Terpenoids with anti-influenza activity from the leaves of *Euphorbia leucocephala*. *Natural Product Research, 37*(6), 936–943. https://doi.org/10.1080/14786419.2022.2098739

Hafeez, N. (2023). Phytochemical and pharmacological studies on *Euphorbia pulcherrima*: a review. *Phytopharmacology Research Journal, 2*(3), 13–16. https://www.ojs.prjn.org/index.php/prjn/article/view/56

Kemboi, D., Peter, X., Langat, M., & Tembu, J. (2020). A review of the ethnomedicinal uses, biological activities, and triterpenoids of *Euphorbia* species. *Molecules, 25*(17), Article 4019. https://doi.org/10.3390/molecules25174019

Lambdon, P. W., & Hassall, M. (2005). How should toxic secondary metabolites be distributed between the leaves of a fast-growing plant to minimize the impact of herbivory?. *Functional Ecology, 19*, 299–305. https://doi.org/10.1111/j.1365-2435.2005.00966.x

Mahomoodally, M. F., Dall'Acqua, S., Sinan, K. I., Sut, S., Ferrarese, I., Etienne, O. K., Sadeer, N. B., Ak, G., & Zengin, G. (2020). Phenolic compounds analysis of three *Euphorbia* species by LC-DAD-MSn and their biological properties. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical*

Analysis, 189, Article 113477. https://doi.org/10.1016/j.jpba.2020.113477

Medeiros De Araújo, K., De Lima, A., Silva, J. D. N., Rodrigues, L. L., Amorim, A. G. N., Quelemes, P. V., Dos Santos, R. C., Rocha, J. A., De Andrades, É. O., Leite, J. R. S. A., Mancini-Filho, J., & Da Trindade, R. A. (2014). Identification of phenolic compounds and evaluation of antioxidant and antimicrobial properties of Euphorbia tirucalli L. *Antioxidants, 3*(1), 159–175. https://doi.org/10.3390/antiox3010159

Morales-Becerril, C. de J., Colinas-León, M. T., Soto-Hernández, R. M., Martínez-Damián, M. T., & Magaña-Lira, N. (2025). Light spectrum influences adventitious root formation and shoot growth in *Euphorbia leucocephala* Lotsy stem cuttings. *Journal of Floriculture and Landscaping, 11*, 11–17. https://doi.org/10.25081/jfcls.2025.v11.963

Ndam, L. M., Mih, A. M., Tening, A. S., Fongod, A. G. N., Temenu, N. A., & Fujii, Y. (2016). Phytochemical analysis, antimicrobial and antioxidant activities of *Euphorbia golondrina* L.C. Wheeler (Euphorbiaceae Juss.): an unexplored medicinal herb reported from Cameroon. *SpringerPlus, 5*(1), Article 264. https://doi.org/10.1186/s40064-016-1928-8

Rauf, A., & Muhammad, N. (2013). Phytochemical and pharmacological evaluation of aerial parts of *Euphorbia pulcherrima* L. Wudpecker *Journal of Pharmacy and Pharmacology, 2*(2), 15–20.

Shaikh, J. R., & Patil, M. (2020). Qualitative tests for preliminary phytochemical screening: An overview. *International Journal of Chemical Studies, 8*(2), 603–608. https://doi.org/10.22271/chemi.2020.v8.i2i.8834

Sharif, H. B., Mukhtar, M. D., Mustapha, Y., & Lawal, A. O. (2015). Preliminary investigation of bioactive compounds and bioautographic studies of whole plant extract of *Euphorbia pulcherrima* on *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Salmonella typhi*, and *Pseudomonas*

aeruginosa. *Advances in Pharmaceutics, 2015*, 1–14. https://doi.org/10.1155/2015/485469

Soliman, M. S. M., Abdella, A., Khidr, Y. A., Hassan, G. O. O., Al-Saman, M. A., & Elsanhoty, R. M. (2021). Pharmacological activities and characterization of phenolic and flavonoid compounds in methanolic extract of Euphorbia cuneata vahl aerial parts. Molecules, 26(23), Article 7345. https://doi.org/10.3390/molecules26237345

Srivastava, S. S., Panchani, D. T., Modi, N. R., scholar, R., & Professor, A. (2024). Phytochemical analysis of *Euphorbia* species of Gujarat, India: a review. International Association of Biologicals and Computational Digest, 3(1) 22-33. https://doi.org/10.56588/iabcd.v3i1.195

Waheed, K., Muhammad, S. K., Shomaila, A., Muhammad, Z., Izhar, U., & Ullah, S. (2020). Antimicrobial activity and phytochemical screening of *Euphorbia helioscopia*. *Planta Daninha, 38*, Article e020213727. https://doi.org/10.1590/s0100-83582020380100011

Wang, Y., Gao, L., Shan, Y., Liu, Y., Tian, Y., & Xia, T. (2012). Influence of shade on flavonoid biosynthesis in tea (*Camellia sinensis* (L.) O. Kuntze). *Scientia Horticulturae, 141*, 7-16. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.04.013

7. ARTÍCULO CIENTÍFICO: LIGHT SPECTRAL QUALITY ON GROWTH, DEVELOPMENT AND SECONDARY METABOLISM OF BASIL

LIGHT SPECTRAL QUALITY ON GROWTH, DEVELOPMENT AND SECONDARY METABOLISM OF BASIL

Abstract

Light quality is a critical factor that regulates plant physiology in controlled environment agriculture. The main of this study was to evaluate the impact of three LED light spectra (white, red, and blue) at an intensity of 90 µmol m^{-2} s^{-1} on the growth, morphology, and secondary metabolism of basil (*Ocimum basilicum* L. 'Lime') during an 84-day cycle. Growth variables (biomass, growth rates, SPAD) and phytochemicals (total phenols and flavonoids) were measured. The results showed distinct photomorphogenic and physiological effects. Blue light promoted greater plant height (53.3 cm), superior root development, and a higher dry matter percentage (14.40%). White light tended to maximize dry aerial biomass (3.187 g), although it was not statistically different from the other treatments. Notably, red light delayed flowering. Phytochemically, blue light induced the highest accumulation of total phenolic compounds, tripling the content compared to white and red light. Conversely, red light maximized the concentration of flavonoids. It is concluded that LED spectral quality differentially modulates resource allocation, with blue light being an effective tool to promote the accumulation of phenolic compounds, while red light is optimal for flavonoid synthesis, and white light promotes an adequate balance between growth, development, and secondary metabolism.

Keywords: photomorphogenesis, spectral quality, phenolic compounds.

INTRODUCTION

Basil (*Ocimum basilicum* L.) is one of the most economically important aromatic herbs globally, valued for its distinctive flavor profile, essential oil content, and diverse bioactive compounds that confer medicinal properties (Spence, 2024). The cultivation of basil extends beyond traditional culinary applications, encompassing pharmaceutical, nutraceutical, and cosmetic industries due to its rich secondary metabolite composition, including phenolic compounds, flavonoids, and volatile organic compounds (Spence, 2024).

Modern agricultural practices increasingly focus on optimizing both biomass production and phytochemical quality in basil cultivation. The economic value of basil is determined not only by fresh weight yield but also by the concentration and composition of bioactive compounds, particularly essential oils and phenolic compounds (Sipos et al., 2021; Spence, 2024). This dual requirement for quantity and quality has driven interest in developing cultivation strategies that can simultaneously enhance plant growth and secondary metabolite accumulation.

Light quality represents one of the most critical environmental factors influencing plant growth, development, and metabolic processes (Brini et al., 2022; He et al., 2024; Sipos et al., 2021). Light spectral composition regulates plant photomorphogenesis and physiology through multiple photoreceptor systems and downstream signaling pathways, thereby controlling morphological characteristics, photosynthetic performance, and metabolic resource allocation (Brini et al., 2022; Livadariu et al., 2023; Morales-Becerril et al., 2024; Zakurin et al., 2020). The development of light-emitting diode (LED) technology has revolutionized controlled environment agriculture by enabling precise manipulation of spectral composition with improved energy efficiency compared to traditional lighting systems (Livadariu et al., 2023; Solbach et al., 2021; Zakurin et al., 2020).

The photoreceptor-mediated responses to specific wavelengths provide the mechanistic foundation for spectral optimization in crop production. Blue light (400-500 nm) is primarily perceived by cryptochromes and phototropins, promoting chlorophyll synthesis, stomatal opening, and photoprotective

responses, while red light (600-700 nm) is detected by phytochromes and efficiently drives photosynthetic processes (Livadariu et al., 2023; Zakurin et al., 2020). White light, containing a broad spectrum of wavelengths, typically provides balanced activation of multiple photoreceptor systems (Livadariu et al., 2023; Zakurin et al., 2020). Understanding these wavelength-specific responses is essential for designing LED lighting regimes that optimize the balance between vegetative growth and secondary metabolite production.

Recent research has demonstrated significant but context-dependent effects of LED spectral composition on basil physiology, growth parameters, and secondary metabolite profiles (Chutimanukul et al., 2022; Degtereva et al., 2023; Knyazeva et al., 2025; Solbach et al., 2021; Tabbert et al., 2022; Teliban et al., 2025) Studies have consistently reported trade-offs between biomass accumulation and phytochemical concentration, with outcomes varying depending on spectral composition, photon flux density, cultivar characteristics, and developmental stage (Chandra et al., 2022; Chu et al., 2025; Eghbal et al., 2024; Jokic et al., 2025; Sipos et al., 2021).

The objective of this study was to evaluate the impact of different LED light spectra on the growth and development of basil plants (*Ocimum basilicum* L., 'Lime' variety), from the initial growth stage until harvest. Furthermore, the study aimed to determine the effects of these light qualities on the plants' final morphological characteristics and their phytochemical composition.

MATERIALS AND METHODS

Plant material and growing conditions

The experiment was conducted in greenhouses at the Universidad Autónoma Chapingo (Mexico) from August to November 2024. Basil of the ‘Lime’ variety was used. Seeds were germinated in peat moss and subsequently, seedlings were transplanted into 12-inch pots containing a substrate mixture of peat moss and perlite in a 2:1 (v/v) ratio.

The crop cycle, from transplanting to harvest, lasted 84 days and was divided into three periods for analytical purposes: 1) seedling period, from transplanting until

day 18, when apical pruning (pinching) was performed to promote lateral branching; 2) vegetative growth period, from pruning until day 42; and 3) flowering period, from day 42 until the final harvest on day 84.

During the seedling period, irrigation was applied every 3 days (250 mL of water per pot), and a single fertilization (Ultrasol® Multipropósito, SQM S.A., Chile) was provided on day 10 after transplanting. In the subsequent periods, irrigation was performed every two days, and fertilization was applied weekly.

LED light treatments and experimental design

The potted plants were placed inside light isolation chambers constructed from wood and plastic (white interior), with dimensions of 80 cm (length) × 40 cm (width) × 80 cm (height). Different light sources were installed inside the isolation chambers according to the treatment.

For the red and blue light treatments, two HYDROFARM® PPB1004 LED lamps were used. For the white light treatment, two TIANLAI® TLRL-02 panels were employed. The height of the light sources was adjusted to ensure an irradiance of 90 µmol m^{-2} s^{-1} at the chamber floor level, measured with an Apogee® QMSW-SS photoradiometer. The specific spectral characteristics of each treatment are documented in Table 1. Spectral measurements were performed using an Apogee® StelarNet PS-300 spectroradiometer. A constant photoperiod of 16 hours was maintained throughout the experiment.

Table 1. Spectral characteristics of different treatments

Light characteristics	**White**	**Red**	**Blue**
Maximum emission peak (nm)	445 y 556	660	459
UV (300-400 nm)	0.76 %	0.17 %	0.43 %
Blue (400-500 nm)	35.79 %	0.29 %	97.78 %
Green (500-600 nm)	42.95 %	0.85 %	1.55 %
Red (600-700 nm)	18.15 %	96.97 %	0.11 %
Far red (700-800 nm)	2.35 %	1.71 %	0.13 %

The mean temperature inside the isolation chambers was 25.32 °C, and the average relative humidity was 63.52%. Both values were recorded using an Elitech® RC-51H data logger. A completely randomized experimental design was used.

Evaluated variables

On days 7, 11, 18, 24, 42, 64, and 84, three plants per treatment were sampled to quantify the following variables: height (cm), number of branches, shoot fresh weight, shoot dry weight (dried at 60 °C until constant weight), SPAD units (KONICA MINOLTA®), root length (cm), root fresh weight, and root dry weight. All weight measurements were performed using an analytical balance (METTLER® model AJ150L).

Based on the total dry weight (shoot dry weight + root dry weight), growth rates and the dry matter percentage (DM) were calculated for each of the specified periods.

The Absolute Growth Rate (AGR) was calculated using the formula:

$$AGR = \frac{W_2 - W_1}{D_2 - D_1}$$

Where W is the total dry weight and F is the day the weight was recorded.

The Relative Growth Rate (RGR) was calculated using the formula:

$$RGR = \frac{Ln(W_2) - Ln(W_1)}{D_2 - D_1}$$

Where Ln(W) is the natural logarithm of the total dry weight and D is the day of measurement.

The Dry Matter Percentage (DM) was calculated using the formula:

$$DM = \frac{PS}{PF} * 100$$

Where DW is the total dry weight and FW is the total fresh weight.
Additionally, at harvest, three supplementary plants per treatment were collected for the determination of secondary metabolites. The shoot material was dried at 40 °C until constant weight, and the resulting dry material was used for the following evaluations:

Total phenolic compounds. For the extraction of phenolic compounds, 0.5 g of dry and ground plant material was used. It was placed into test tubes with 10 ml of 80% methanol. The tubes were covered and taken to a bath with ultrasound in a cycle, 10 min on, 5 min off and another 10 min on. Finally, the plant material was separated from the extract by centrifuging at 1000 g for 5 min. To quantify the total phenolic compounds from the supernatant, a 20 µL aliquot was taken, which was incubated with 480 µL of water, 25 µL of a Folin-Ciocalteau reagent solution 1:1 and 975 µL of a 2.5% sodium carbonate solution for an hour at room temperature. The absorbance of the colored product was measured at 740 nm in a spectrophotometer (Thermo Scientific GENESYS 10S UV-Vis) against a white value. The concentration value of total phenolic compounds was calculated from a standard tannic acid curve (1–20 mg L^{-1}, coefficient of correlation R^2 = 0.9963).
Flavonoids concentration. For the extraction of flavonoids, 0.5 g of dry and ground plant material was used. It was placed into test tubes with 10 ml of 95% methanol. The tubes were covered and taken to a bath with ultrasound in a cycle, 10 min on, 5 min off and another 10 min on. To quantify total flavonoids, a 250 µL aliquot was taken from the extract and incubated for 40 min at room temperature with 980 µL
of methanol at 95 %, 2000 µL of potassium acetate 1 M and 2000 µL of 10 % aluminum chloride. Absorbance was measured at 415 nm with a spectrophotometer (Thermo Scientific GENESYS 10S UV-Vis) against a white without any quercetin nor extracts of the sample. The value of flavonoids concentration was calculated from a standard quercetin curve (1.25–10 mg L^{-1}, coefficient of correlation R2 = 0.9934).

Statistical analysis

The variables calculated for each period (absolute growth rate, relative growth rate, dry matter percentage, and root-to-shoot ratio) and the variables evaluated at harvest (plant height, shoot fresh weight, shoot dry weight, dry matter percentage, SPAD units, root length, root fresh weight, root dry weight, total phenolic compounds content, and flavonoid content) were subjected to an analysis of variance (ANOVA) using the linear model: $Y_{ij}=\mu+T_i+\epsilon_{ij}$ where Y_{ij} is the response obtained in the j-th replicate of the i-th treatment, μ is the overall mean, T_i is the effect attributed to the i-th treatment, and ϵ_{ij} is the random error term.

Variables for which the ANOVA was statistically significant were subjected to a Tukey's honest significant difference (HSD) test for mean comparison ($P \leq 0.05$). All statistical analyses were performed using the SAS® software (SAS Institute Inc., Cary, NC, USA).

RESULTS AND DISCUSSION

Effects of Light Quality on Basil Growth and Development

The different LED light spectra had significant effects on the evaluated growth and development variables of basil. For detailed analysis, the experimental cycle was segmented into three phenological phases: seedling growth (from germination until day 18), post-pruning vegetative growth (days 18 to 42), and the flowering/maturation period (days 42 until harvest on day 84). Quantifiable effects of light quality on plant growth and development were observed across all phases.

Phase 1: Seedling Growth (Days 0–18)

During the seedling phase, red light induced the highest plant height values (Figure 1A) and favored overall growth, which was reflected in greater dry matter (DM) accumulation and a superior Absolute Growth Rate (AGR). The Relative Growth Rate (RGR), an indicator of the plant’s efficiency in producing DM based on its accumulated biomass, was maximal under red light and minimal under white light ($P<0.05$) (Figure 1C).

The positive effects of red light on early growth are attributed to its role in the early activation of phytochromes, which stimulates true leaf formation, photosynthesis, and consequently, overall growth (Degtereva et al., 2023). The increased

elongation of basil seedlings due to red light is also linked to the shade avoidance syndrome, a phytochrome-mediated response that helps seedlings maximize light (Chatterjee & Mitra, 2025; Solbach et al., 2021; Zakurin et al., 2020).

In contrast, root development was favored by blue light. In this first phase, blue light promoted greater root growth, evidenced by a higher root-to-shoot ratio (R:S) (Figure 1F) in both fresh and dry weight. The positive effect of blue light on root morphogenesis has been previously reported in basil (Eghbal et al., 2024; Sipos et al., 2021; Wu et al., 2023) and is associated with its function in promoting auxin transport (Eghbal et al., 2024). This rootward auxin transport under blue light is due to the activation of the transcription of PIN (PIN-FORMED) efflux carriers via the deactivation of the COP1 repressor (Trivellini et al., 2023).

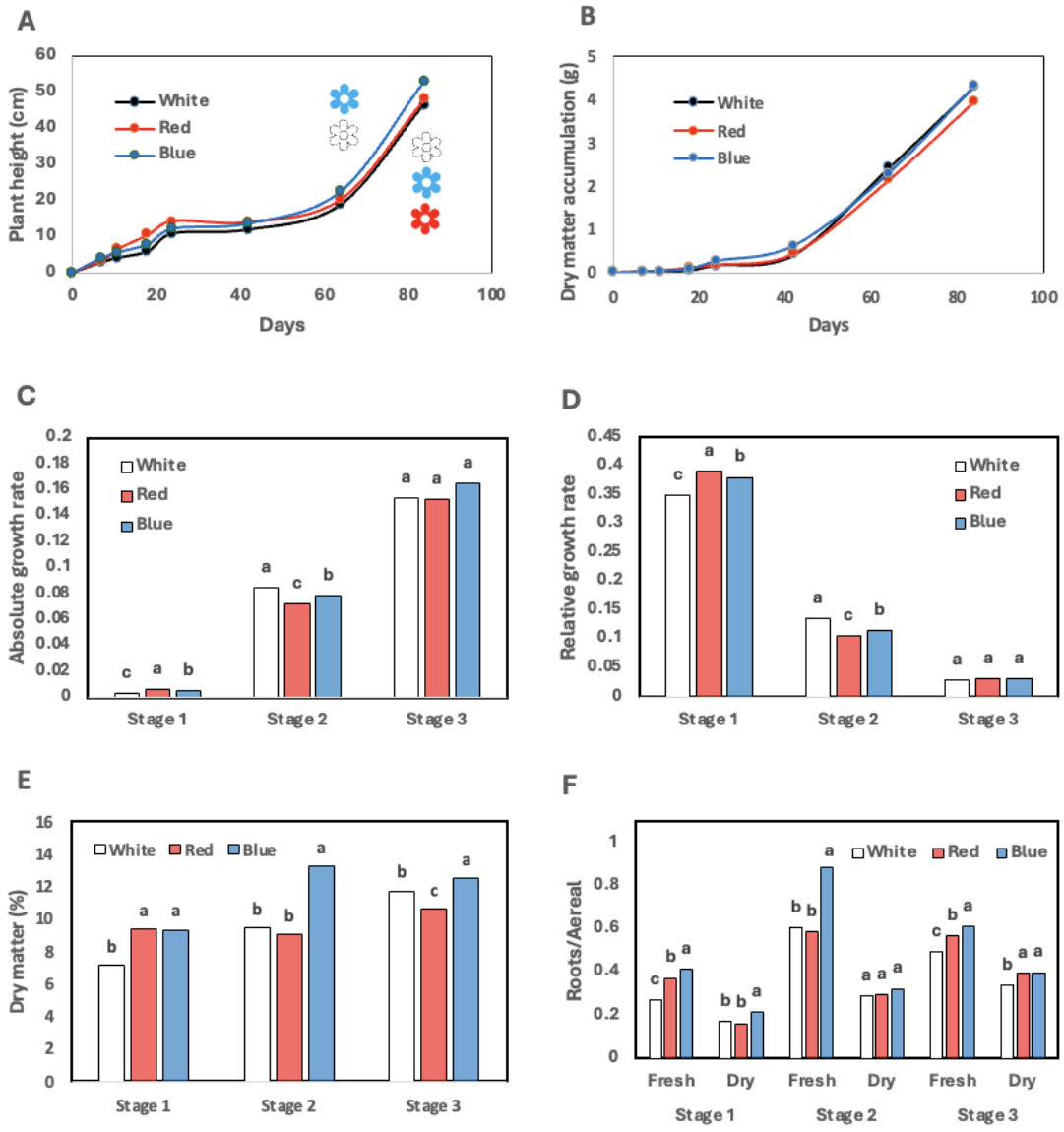

Figure 1. Effects of different light quality treatments on growth and development variables of basil (*Ocimum basilicum* L.) throughout the cultivation cycle. The phases were chronologically defined as: Phase 1 (days 0–18), Phase 2 (days 18–42), and Phase 3 (days 42–84). Identical letters above the bars within each phase indicate no statistically significant differences among treatments (Tukey, $P \leq 0.05$).

Phase 2: Post-Pruning Vegetative Growth (Days 18–42)

The second growth phase, from pruning until the onset of flowering, was characterized by an acceleration in plant height increase under blue light. This was presumably because the sprouting of axillary buds after pinching was visibly faster under this spectrum compared to red or white light (non-quantified observations). Paradoxically, blue light has also been reported to induce the shade avoidance syndrome (typically associated with red light) in basil (Larsen et al., 2020; Solbach et al., 2021), as these wavelengths can also activate phytochromes (Brini et al., 2022; Larsen et al., 2020).

During this period, dry matter accumulation also increased significantly under blue light (Figure 1B). Although growth rates showed higher values under white light, overall growth under blue light was distinguished by favoring root growth and lower water accumulation in tissues, which translated into a higher percentage of dry matter (Figure 1E).

The greater growth efficiency observed under white light is due to its broader light spectrum compared to the use of monochromatic wavelengths (red or blue), providing an appropriate spectral balance for the photosynthetic process (Brini et al., 2022; Degtereva et al., 2023; Trivellini et al., 2023). The use of monochromatic light not only represents a form of stress for photosynthesis but also entails a series of photomorphogenic responses. In the case of blue light, its higher energy per photon compared to red light implies greater stress for the photosynthetic apparatus, especially at high intensities (Jokic et al., 2025). Furthermore, through the activity of cryptochromes and phototropins, blue light promotes stomatal opening and lower water use efficiency (Degtereva et al., 2023; Jokic et al., 2025), which explains why plants under this treatment accumulate a higher dry matter percentage than under other LED light colors.

Phase 3: Flowering/Maturation (Days 42–84) and Harvest Characteristics

Similar to the previous phase, the last growth phase was characterized by recording the tallest plants and greater root growth under blue light. During this period, growth rates showed no significant statistical differences (Tukey, $P \leq 0.05$) between treatments, mainly attributed to the fact that the onset of flowering implies a cessation of vegetative growth.

At the beginning of this phase (day 42), only under white and blue light had 100% of the plants started flowering, whereas under red light, flowering had not yet begun (Figure 1A). This delay in flowering under red light can be explained by the role of phytochrome B activated by this wavelength in inhibiting flowering in dicots (Zakurin et al., 2020). Likewise, in sunflower (*Helianthus annuus*), a high proportion of blue LED light combined with other colors has been shown to accelerate flowering compared to treatments with lower proportions, due to a change in the expression of genes related to circadian cycle perception and gibberellin synthesis (He et al., 2024).

The characteristics of the plants at harvest are crucial for utilizing basil for culinary, therapeutic, or ornamental purposes. This study demonstrated that cultivation under blue light promoted the harvest of taller plants with a higher dry matter yield expressed as a percentage of dry weight (Table 2). However, the greatest amount of dry plant material per plant was recorded under white light, although statistical analysis did not detect significant differences among the three treatments.

Table 2. Effects of different LED light quality treatments on the morphological characteristics of 'Lime' basil plants (*Ocimum basilicum L*.) at harvest (day 84).

Light color	**Height (cm)**	**AFW (g)**	**ADW (g)**	**DM (%)**	**SPAD**	**RL (cm)**	**RFW (g)**	**RDW (g)**
White	46.7 b	25.48 a	3.187	12.51 b	28.1 a	25.5 c	14.040 a	1.127 b
Red	48.0 b	24.413 a	2.856	11.70 b	25.6 b	27.7 b	14.813 a	1.109 c
Blue	53.3 a	21.263 b	3.061	14.40 a	28.3 a	30.0 a	14.823 a	1.267 a
HSD	2.77	1.28	ns	1.00	1.63	1.82	0.93	0.017
C.V.	2.24	2.15	4.59	3.11	2.38	2.62	2.03	0.59

AFW: aerial fresh weight. ADW: aerial dry weight. DM: dry matter RFW: roots fresh weight. RDW: roots dry weight. RL: root length. HSD: honest significant difference. Means within the same column followed by the same letter are not significantly different (Tukey, P ≤ 0.05).

Regarding the plant architecture at harvest, the light spectrum induced notable morphological differences, under white light plants displayed a well-defined canopy with an inverted triangle shape (Figure 2). Under red light the final plant shape was like a triangle, characterized by curved branches and leaves with reduced greenness (evidenced by lower SPAD values, Table 2). Under blue light plants were tall, featuring elongated stems and smaller leaves (Figure 2).

Figure 2. Effects of different light colors on physical characteristics of 'Lime' basil plants (*Ocimum basilicum L*.) at harvest (day 84).

Secondary metabolism

Among medicinal plants, basil has been highlighted for its numerous properties, including the promotion of relaxation, the enhancement of concentration, and its support in health recovery from various ailments (Chu et al., 2025; Chutimanukul et al., 2022; Jokic et al., 2025). All these functional properties are attributed to the secondary metabolites characteristics of the species, particularly phenolic compounds and essential oils (Ou et al., 2025; Tabbert et al., 2022; Zhang et al., 2021).

The production and accumulation of secondary metabolites are highly susceptible to environmental conditions. In the current study, the total phenolic compound content at harvest was significantly modified by the light spectrum. Specifically, the blue light treatment tripled the content of these secondary metabolites compared to the white and red light treatments (Figure 3).

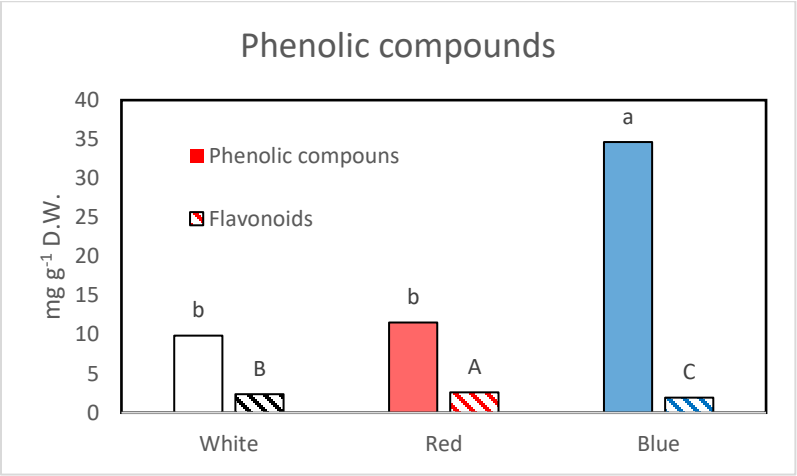

Figure 3. Effects of different light colors on phenolic compounds and flavonoids accumulation on 'Lime' basil plants (*Ocimum basilicum L*.) at harvest (day 84). Identical letters above the bars within each variable indicate no statistically significant differences among treatments (Tukey, $P \leq 0.05$).

However, the content of flavonoids, a specific group within phenolic compounds, exhibited a different behavior: their accumulation was maximal under the red light treatment, decreasing under the white and blue light treatments (Figure 3).

The positive effect of blue light on increasing the accumulation of phenolic compounds has been consistently reported in basil (Chutimanukul et al., 2022; Jokic et al., 2025; Knyazeva et al., 2025; Sipos et al., 2021; Wu et al., 2023; Zhang et al., 2021) and other crops (Morales-Becerril et al., 2024; Seyedi et al., 2024) This response is associated with the ability of blue light (and to a lesser extent, other spectra) to activate a series of genes that encode key enzymes in the synthetic pathway, such as Phenylalanine ammonia-lyase (PAL), 4-Coumarate CoA ligase (4CL), and Chalcone synthase (CHS), which are directly involved in

the biosynthesis of these secondary metabolites (Ahmadi et al., 2021; Chatterjee & Mitra, 2025; Zhang et al., 2021).

These results demonstrate that modifying light quality during the growth and development of basil generates specific changes, which can be used according to production objectives. Understanding the effects of different monochromatic light colors provides the basis for designing "light recipes" for the optimal production of plant species of interest in controlled environments.

CONCLUSIONS

LED spectral quality (white, red, and blue) significantly modulates photomorphogenesis and secondary metabolism of 'Lime' basil. Blue light promotes the greatest plant height, root development, and dry matter accumulation. White light tends to maximize aerial biomass, while red light delays floral induction. In secondary metabolism, blue light triplicates the concentration of total phenolic compounds, and red light maximizes flavonoid accumulation.

REFERENCES

Ahmadi, T., Shabani, L., & Sabzalian, M. R. (2021). LED light sources improved the essential oil components and antioxidant activity of two genotypes of lemon balm (*Melissa officinalis* L.). *Botanical Studies, 62*(1), Article 9. https://doi.org/10.1186/s40529-021-00316-7

Brini, F., Mseddi, K., Brestic, M., & Landi, M. (2022). Hormone-mediated plant responses to light quality and quantity. *Environmental and Experimental Botany, 202*, Article 105026. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2022.105026

Chandra, M., Kushwaha, S., Mishra, B., & Sangwan, N. (2022). Molecular and structural insights for the regulation of terpenoids in *Ocimum basilicum*

and *Ocimum tenuiflorum*. *Plant Growth Regulation, 97*(1), 61–75. https://doi.org/10.1007/s10725-022-00796-y

Chatterjee, D., & Mitra, A. (2025). Unlocking the potential of spectral LED lights in enhancing glandular trichome density and accumulation of bioactive specialized metabolites in spearmint. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology, 271*, Article 113239. https://doi.org/10.1016/j.jphotobiol.2025.113239

Chu, H. T. T., Vu, T. N., Dinh, T. T. T., Do, P. T., Tien, T. Q., Tong, Q. C., Ha, Q. T., Tran, K. Q., & Setzer, W. N. (2025). Optimization of supplemental LED spectral quality and light dose for enhancing biomass and essential oil yield of *Ocimum gratissimum* L. under net house condition. *Molecules, 30*(18), Article 3753. https://doi.org/10.3390/molecules30183753

Chutimanukul, P., Wanichananan, P., Janta, S., Toojinda, T., Darwell, C. T., & Mosaleeyanon, K. (2022). The influence of different light spectra on physiological responses, antioxidant capacity and chemical compositions in two holy basil cultivars. *Scientific Reports, 12*(1), Article 588. https://doi.org/10.1038/s41598-021-04577-x

Degtereva, M., Levin, Y., Gubina, A., Degterev, A., Lamkin, I., Konoplev, G., Tarasov, S., Whaley, A., Whaley, A., Suloev, I., Danilova, A., Gusev, K., & Maimistov, D. (2023). Influence of the spectral composition of illuminating light sources on biometric and phytochemical characteristics of *Ocimum basilicum* L. *Photonics, 10*(12), Article 1369. https://doi.org/10.3390/photonics10121369

Eghbal, E., Aliniaeifard, S., Mehrjerdi, M. Z., Abdi, S., Hassani, S. B., Rassaie, T., & Gruda, N. S. (2024). Growth, phytochemical, and phytohormonal

responses of basil to different light durations and intensities under constant daily light integral. *BMC Plant Biology, 24*(1), Article 935. https://doi.org/10.1186/s12870-024-05637-w

He, W., Chai, Q., Zhao, C., Yin, W., Fan, H., Yu, A., Fan, Z., Hu, F., Sun, Y., & Wang, F. (2024). Response of blue light in different proportions on the growth & flowering in sunflower. *Scientia Horticulturae, 338*, Article 113689. https://doi.org/10.1016/J.SCIENTA.2024.113689

Jokic, L., Pappert, I., Khanh, T. Q., & Kaldenhoff, R. (2025). Effect of Light Intensity and Light Spectrum of LED Light Sources on Photosynthesis and Secondary Metabolite Synthesis in *Ocimum basilicum*. *Plants, 14*(9), Article 1334. https://doi.org/10.3390/plants14091334

Knyazeva, I. V., Panfilova, O., Vershinina, O., Kahramanoğlu, I., Smirnov, A. A., & Titenkov, A. (2025). The effect of additional night and pre-harvest blue and red LEDs and white lighting during the day on the morphophysiological and biochemical traits of basil varieties (*Ocimum basilicum* L.) under hydroponic conditions. *Horticulturae, 11*(7), Article 784. https://doi.org/10.3390/horticulturae11070784

Larsen, D. H., Woltering, E. J., Nicole, C. C. S., & Marcelis, L. F. M. (2020). Response of basil growth and morphology to light intensity and spectrum in a vertical farm. *Frontiers in Plant Science, 11*, Article 597906. https://doi.org/10.3389/fpls.2020.597906

Livadariu, O., Maximilian, C., Rahmanifar, B., & Cornea, C. P. (2023). LED technology applied to plant development for promoting the accumulation of bioactive compounds: a review. Plants, 12(5), Article 1075. https://doi.org/10.3390/plants12051075

Morales-Becerril, C. J., Colinas-León, M. T., Soto-Hernández, R. M., Martínez-Damián, M. T., & Mendoza-Castelan, G. (2024). Growth and accumulation of phenolic compounds in thyme (*Thymus vulgaris*) based on the balance of red and blue LED lights. *Agrociencia, 58(*2), Article 2624. https://doi.org/10.47163/agrociencia.v58i2.2624

Ou, Q., You, H., Yi, A., Wang, Z., Xie, Q., Gao, L., Wang, J., & Niu, J. (2025). Metabolome and transcriptome revealed the biosynthesis pathway of aromatic compounds in *Ocimum basilicum* var. pilosum. *Ornamental Plant Research, 5*, Article e025. https://doi.org/10.48130/opr-0025-0024

Seyedi, F. S., Nafchi, M. G., & Reezi, S. (2024). Effects of light spectra on morphological characteristics, primary and specialized metabolites of *Thymus vulgaris* L. *Heliyon, 10*(1), Article e23032. https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2023.e23032

Sipos, L., Balázs, L., Székely, G., Jung, A., Sárosi, S., Radácsi, P., & Csambalik, L. (2021). Optimization of basil (*Ocimum basilicum* L.) production in LED light environments – a review. Scientia Horticulturae, 289, Article 110486. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2021.110486

Solbach, J. A., Fricke, A., & Stützel, H. (2021). Seasonal efficiency of supplemental LED lighting on growth and photomorphogenesis of sweet basil. *Frontiers in Plant Science, 12*, Article 609975. https://doi.org/10.3389/fpls.2021.609975

Spence, C. (2024). Sweet basil: an increasingly popular culinary herb. *International Journal of Gastronomy and Food Science, 36*, Article 100927. https://doi.org/10.1016/J.IJGFS.2024.100927

Tabbert, J. M., Schulz, H., & Krähmer, A. (2022). Facing energy limitations – approaches to increase basil (Ocimum basilicum L.) growth and quality by different increasing light intensities emitted by a broadband LED light spectrum (400-780 nm). *Frontiers in Plant Science, 13*, Article 1055352. https://doi.org/10.3389/fpls.2022.1055352

Teliban, G. C., Pavăl, N. E., Mihalache, G., Burducea, M., Stoleru, V., & Lobiuc, A. (2025). Modulated light elicitation and associated physiological and molecular processes in phenolic compounds production *in Ocimum basilicum* L. microgreens. *Horticulturae, 11*(1), Article 56. https://doi.org/10.3390/horticulturae11010056

Trivellini, A., Toscano, S., Romano, D., & Ferrante, A. (2023). The role of blue and red light in the orchestration of secondary metabolites, nutrient transport and plant quality. *Plants, 12*(10), Article 2026. https://doi.org/10.3390/plants12102026

Wu, Q., Ye, R., Duan, J., Lin, D., Jia, Y., Dang, F., & Han, T. (2023). Physiological, transcriptomic and metabolomic response of basil (*O. basilicum* Linn. var. pilosum (Willd.) Benth.) to red and blue light. *Horticulturae, 9*(11), Article 1172. https://doi.org/10.3390/horticulturae9111172

Zakurin, A. O., Shchennikova, A. V., & Kamionskaya, A. M. (2020). Artificial-light culture in protected ground plant growing: photosynthesis, photomorphogenesis, and prospects of LED application. *Russian Journal of Plant Physiology, 67*(3), 413–424. https://doi.org/10.1134/S102144372003022X

Zhang, S., Zhang, L., Zou, H., Qiu, L., Zheng, Y., Yang, D., & Wang, Y. (2021). Effects of light on secondary metabolite biosynthesis in medicinal

plants. *Frontiers in Plant Science, 12*, Article 781236. https://doi.org/10.3389/fpls.2021.781236

8. CONCLUSIONES GENERALES

La realización de los diferentes trabajos de investigación, condensados en los artículos científicos presentados, permiten concluir lo siguiente.

- El cambio en la calidad de la luz influye significativamente sobre diversos aspectos de la fisiología vegetal de pascuita y albahaca, cuando son establecidas bajo luz artificial.
- El uso de diferentes colores de luz LED durante el establecimiento *in vitro* de la pascuita, permite generar cambios morfológicos que pueden ser utilizados para cumplir objetivos como: generación de callos, regeneración de tallos y enraizamiento adventicio.
- El uso de diferentes colores de luz LED a intensidades altas (90 μmol m^{-2} s^{-1}) durante la micropropagación de la pascuita, permite acelerar los procesos necesarios para la multiplicación de la especie y deja evidencia de que esta tecnología puede ser utilizada para reducir los requerimientos de reguladores del crecimiento sintéticos durante el cultivo *in vitro*.
- El uso de diferentes colores de luz LED durante la propagación de pascuita por esquejes, permite generar cambios útiles para acelerar y hacer más eficiente la generación de plántulas de buena calidad y con altos porcentajes de éxito.
- La exploración fitoquímica de la pascuita contribuyó al conocimiento de la especie y mostró que esta planta es rica en metabolitos secundarios, por lo que puede explorarse su uso más allá del ornamental.
- El cultivo de albahaca ´Lime´ bajo luz artificial, demostró que el crecimiento, desarrollo y metabolismo secundario de la planta es influenciado por el color de la luz, permitiendo entender los efectos de ambientes monocromáticos sobre este genotipo.