

Universidad Autónoma de Querétaro

Facultad de Ingeniería

Doctorado en Ingeniería de Biosistemas

Rendimiento y producción de metabolitos secundarios en plántula de jitomate con fotoperiodo complementado mediante sistema de iluminación LED

Tesis

Que como parte de los requisitos para obtener el Grado de Doctor en Ingeniería de Biosistemas

Presenta

Humberto Aguirre Becerra

Dirigido por:

Dr. Juan Fernando García Trejo

Dr. Juan Fernando García Trejo

Presidente

Dra. Ana Angélica Feregrino Pérez

Secretaria

Dr. Ramón Gerardo Guevara González

Vocal

Dra. Margarita Contreras Padilla

Suplente

Dr. Enrique Rico García

Suplente

Centro Universitario, Querétaro, Qro.

Octubre 2020

México

Agradecimientos

Familia, amigos y personas especiales en mi vida, no son nada más y nada menos que un solo conjunto: seres queridos de importancia inimaginable en mis diversas facetas de ser humano. No podría sentirme más ameno con la confianza puesta sobre mi persona, especialmente cuando he contado con su apoyo a lo largo de mi formación.

Este nuevo logro se debe gracias a ustedes; he logrado concluir un proyecto que en momentos parecía inalcanzable o interminable; sin embargo, su apoyo y presencia en mi vida me mantuvo de pie, firme y con fé en que mis propósitos personales, laborales y académicos se concluirían con éxito.

Muchas gracias a todos aquellos seres queridos que guardo en mi alma.

Índice

| | |
|--|----|
| Resumen..... | 1 |
| Abstract..... | 2 |
| 1. Introducción..... | 3 |
| 2. Revisión bibliográfica | 4 |
| 2.1 Antecedentes | 4 |
| 2.2. Fundamentación teórica | 8 |
| 2.2.1. La luz | 8 |
| 2.2.2. Fotosíntesis | 9 |
| 2.2.3. Fotomorfogénesis | 11 |
| 2.2.4. Fotoreceptores | 13 |
| 2.2.5. Metabolismo vegetal..... | 16 |
| 2.2.6. Tecnología LED | 21 |
| 3. Hipótesis y objetivos | 22 |
| 3.1. Hipótesis | 22 |
| 3.2. Objetivo general..... | 22 |
| 3.3. Objetivos particulares | 23 |
| 4. Materiales y métodos | 23 |
| 4.1. Elaboración de lámpara LED | 23 |
| 4.1.1. LEDs..... | 24 |
| 4.1.2. Controlador..... | 26 |
| 4.1.3. Electrónica de potencia | 26 |
| 4.1.4 Fuente de suministro de voltaje | 27 |
| 4.2. Prueba no paramétrica de funcionamiento de la lámpara..... | 27 |
| 4.3. Ubicación del área de experimentación | 28 |
| 4.4. Selección de material vegetal | 29 |
| 4.5. Diseño del experimento (Exposición del cultivo a luz artificial) | 29 |
| 4.6. Valoración del efecto de la luz artificial en las plántulas de jitomate | 32 |
| 4.6.1. Biometrías de las plántulas..... | 32 |
| 4.6.2. Capacidad antioxidante (CAO) | 34 |
| 4.6.3. Cenizas..... | 35 |

| | |
|---|----|
| 4.6.4. Determinación de clorofila | 36 |
| 4.6.5. Determinación de fenoles totales..... | 36 |
| 4.6.7. Determinación de flavonoides totales | 37 |
| 4.8. Análisis estadístico | 37 |
| 4.9. Buenas prácticas de laboratorio | 38 |
| 5. Resultados y discusión | 38 |
| 5.1. Pruebas no paramétricas del funcionamiento de la lámpara | 38 |
| 5.2. Biometrías de las plántulas..... | 43 |
| 5.3. Medición de fitoquímicos | 52 |
| 6. Conclusión | 55 |
| 7. Referencias bibliográficas | 56 |

Dirección General de Bibliotecas UAQ

Índice de figuras

| | |
|--|----|
| Figura 1. Elementos del metabolismo del carbono en relación con las rutas de síntesis de metabolitos secundarios. | 17 |
| Figura 2. Estructura química de un fenol | 18 |
| Figura 3. Rutas de síntesis de compuestos fenólicos | 19 |
| Figura 4. Ruta del acetato-malonato o ácido malónico (ruta policétida)..... | 20 |
| Figura 5. Ruta del ácido siquímico | 20 |
| Figura 6. Componentes básicos de un LED..... | 21 |
| Figura 7. Diagrama de flujo con los componentes básicos de la lámpara LED | 24 |
| Figura 8. Tarjeta Arduino UNO..... | 26 |
| Figura 9. LDH-45A-350W, Electrónica de potencia para módulo de leds. | 27 |
| Figura 10. Fuente de alimentación de voltaje modelo SPB-060-12 | 27 |
| Figura 11. Poblado de Amazcala, municipio de El Marqués, estado de Querétaro. En el cuadro naranja, el Campus Amazcala de la UAQ (Google Maps, 2019)..... | 28 |
| Figura 12. Distribución de los tratamientos dentro de la cámara de crecimiento | 31 |
| Figura 13. (a) y (b) instalación de los módulos dentro de la cámara de germinación por encima de los almácigos, (b) módulos activados durante el experimento | 31 |
| Figura 14. Ejemplo de las fotografías de las hojas de las plántulas para análisis de área foliar. | 32 |
| Figura 15. (a) Módulo LED con 16 LEDs rojos, 6 azules, 6 rojo lejano y 4 UV-A; (b) sistema de control del módulo LED (controlador, fuente de voltaje y reguladoras de corriente)..... | 39 |
| Figura 16. (a) Regresión polinomial de los puntos de intensidad luminosa de acuerdo a la distancia horizontal del módulo LED (color azul) con una altura vertical de un metro. (b) Sólido de revolución que muestra la intensidad luminosa de acuerdo al área iluminada..... | 40 |
| Figura 17. (a) Regresión polinomial de los puntos de intensidad luminosa de acuerdo a la distancia horizontal del módulo LED (color azul) con una altura vertical de dos metros. (b) Sólido de revolución que muestra la intensidad luminosa de acuerdo al área iluminada..... | 41 |

Figura 18. (a) Regresión polinomial de los puntos de intensidad luminosa de acuerdo a la distancia horizontal del módulo LED (color rojo) con una altura vertical de un metro. (b) Sólido de revolución que muestra la intensidad luminosa de acuerdo al área iluminada..... 42

Figura 19. (a) Regresión polinomial de los puntos de intensidad luminosa de acuerdo a la distancia horizontal del módulo LED (color rojo) con una altura vertical de dos metros. (b) Sólido de revolución que muestra la intensidad luminosa de acuerdo al área iluminada..... 43

Figura 20. Regresión logística de la longitud de las plántulas a lo largo del experimento. K representa el crecimiento máximo previsto por el modelo en milímetros, r representa la tasa de crecimiento de los organismos y R^2 representa el ajuste del modelo a los puntos..... 45

Figura 21. Regresión logística de peso total de las plántulas a lo largo del experimento. K representa el crecimiento máximo previsto por el modelo en milímetros, r representa la tasa de crecimiento de los organismos y R^2 representa el ajuste del modelo a los puntos..... 48

Dirección General de Bibliotecas UAO

Índice de tablas

| | |
|---|----|
| Tabla 1. Características de los LEDs utilizados para la construcción del módulo.. | 25 |
| Tabla 2. Descripción de los tratamientos para evaluar los niveles de fotoperiodo en plántula de jitomate | 30 |
| Tabla 3. Biometrías de las plántulas correspondientes a la altura, longitud del primer y segundo entrenudo, diámetro de tallo y peso de tallo de las mediciones iniciales, de la primera, segunda y tercera semana de experimento. | 44 |
| Tabla 4. Biometrías de las plántulas correspondientes al peso total de la plántula, porcentaje de peso seco, porcentaje de cenizas, área foliar y peso de las hojas de las mediciones iniciales, de la primera, segunda y tercera semana de experimento. | 47 |
| Tabla 5. Biometrías de las plántulas correspondientes a la longitud total, longitud del primer, segundo y tercer entrenudo, diámetro de tallo, peso fresco y seco de tallo, área foliar, peso fresco y seco de hoja, peso fresco y seco total contenido total de cenizas, área específica de hoja, índice de salud y eficiencia energética al final del experimento. | 49 |
| Tabla 6. Mediciones semanales de contenido de fenoles y flavonoides, capacidad antioxidante (DPPH y FRAP) y clorofila a y b en plántulas de jitomate al principio y durante las cuatro semanas de experimento. | 53 |

Resumen

La luz es un factor abiótico cuya calidad, cantidad y fotoperiodo pueden modificarse para inducir eustress en las plantas, promoviendo la producción de metabolitos especializados y generando cambios en su morfología (fotomorfogénesis). Se han evaluado varias combinaciones de integrales de luz diurna (DLIs) y fotoperiodos con diferentes longitudes de onda, encontrando que varias relaciones de rojo (R) y azul (B) con la adición de rojo lejano (FR) al final del día, por separado, tienen efectos beneficiosos en el desarrollo de la planta, mientras que la adición de UV-A mejora la producción de metabolitos especializados como los fenoles. Sin embargo, el efecto de la adición de horas luz artificial al final del día con la mezcla de R, B, FR y UV-A no se ha evaluado en plantas de interés comercial. El objetivo de este estudio fue determinar el efecto de diferentes fotoperiodos utilizando una combinación fija de R (625 nm) B (460 nm), FR (720 nm) y UV-A (410 nm) sobre plántulas de jitomate ('Saladette', CORDOBA F1) con el objetivo de aumentar la producción de metabolitos especializados y generar cambios beneficiosos en la biomasa y la morfología de las plántulas. Se establecieron cuatro tratamientos: TC (Control) con 0 h, T1 con 4 h, T2 con 8 h, y T3 con 12 h de luz artificial posterior al atardecer proporcionada por un módulo LED. Todos los tratamientos recibieron 12 h de luz natural más las horas de luz artificial durante cuatro semanas. Las plántulas de T2 tuvieron mayor acumulación de biomasa en el tallo que en las hojas, pero menor área foliar, peso seco de la hoja e índice de salud. Las plántulas de T1 fueron visualmente más grandes, pero con un impacto negativo en la acumulación de biomasa e índice de salud. La falta de periodos de oscuridad en las plántulas de T3, generó un impacto negativo en el área foliar y, por tanto, en el área foliar específica, pero presentaron una mayor acumulación de biomasa en la hoja, pero sin diferencia estadísticamente significativa en la biomasa del tallo en comparación con TC. Al final del experimento, la cantidad de contenido fenólico total aumentó en todos los tratamientos en comparación con el control, mientras que el contenido de flavonoides disminuyó. Además, la capacidad antioxidante fue mayor en T2 durante las últimas dos semanas del experimento. Los resultados se discuten en perspectiva de los parámetros de la calidad en la producción de plántula para cultivo bajo invernadero.

Abstract

Light is an abiotic factor whose quality, quantity and photoperiod can be modified to induce eustress in plants, promoting the production of specialized metabolites and generating changes in their morphology (photomorphogenesis). Various combinations of daylight integrals (DLIs) and photoperiods with different wavelengths have been evaluated, finding that various ratios of red (R) and blue (B) with the addition of far red (FR) at the end of the day, by separately, have beneficial effects on the development of plants, while the addition of UV-A improves the production of specialized metabolites such as phenols. However, the effect of adding artificial daylight hours at the end of the day with the mixture of R, B, FR and UV-A has not been evaluated in plants of commercial interest. The objective of this study was to determine the effect of different photoperiods using a fixed combination of R (625 nm) B (460 nm), FR (720 nm) and UV-A (410 nm) on tomato seedlings ('Saladette', CORDOBA F1) with the aim of increasing the production of specialized metabolites and generating beneficial changes in the biomass and seedling morphology. Four treatments were established: CT (Control) with 0 h, T1 with 4 h, T2 with 8 h, and T3 with 12 h of artificial light after sunset provided by an LED module. All treatments received 12 hours of natural light plus hours of artificial light during four weeks. T2 seedlings had higher biomass accumulation on the stem than on the leaves, but less leaf area, leaf dry weight and health index. T1 seedlings were visually larger, but with a negative impact on biomass accumulation and health index. The lack of the darkness period in the T3 seedlings generated a negative impact in the leaf area and, therefore, in the specific leaf area, but they presented a greater accumulation of biomass in the leaf, but without a statistically significant difference in the stem biomass compared to TC. At the end of the experiment, the amount of total phenolic content increased in all treatments compared to the control, while the flavonoid content decreased. Furthermore, the antioxidant capacity was higher in T2 during the last two weeks of the experiment. The results are discussed in perspective of the quality parameters in the production of seedlings for greenhouse cultivation.

1. Introducción

La agricultura protegida ha crecido en México a medida que los productores han tomado conciencia de los beneficios en producción, calidad, control de plagas y riesgo del cambio climático. El cultivo del tomate rojo es el cuarto en importancia por su contribución en el valor de la producción agrícola primaria en México. En 2017, participó con 4.3 por ciento del total, después del maíz grano (17.1%), el aguacate (6.8%) y la caña de azúcar (6.5%). La producción de jitomate bajo invernadero pasó de 733,178 toneladas en 2010 (32.2% del volumen total), a 2.2 millones de toneladas en 2017 (63.3% del volumen total). De acuerdo con datos del SIAP, 35.7% de la superficie sembrada con agricultura protegida en 2017 en México correspondió a tomate rojo. Le siguieron en importancia las berries: fresa, frambuesa y arándano (30.8%), el pepino (11.6%), el pimiento (9.2%) y las ornamentales (4.9%), principalmente (FIRA, 2019).

Debido a la importancia del cultivo del jitomate, es primordial conocer los factores que condicionan el potencial de su producción, siendo la fase de plántula el primer paso para asegurar una buena producción bajo invernadero. Por otra parte, el jitomate es producido durante todo el año, y debido a su importancia dentro de la producción hortícola, las plántulas son principalmente producidas bajo condiciones controladas a larga escala para cumplir con la creciente demanda, donde la luz suplementaria ha sido utilizada como medio para mejorar su crecimiento y obtener producción atemporal con calidad uniforme. (Fan et al., 2013; Kozai, 2007). Por otra parte, las plántulas de esta especie han sido tomadas como modelo experimental para diversas investigaciones, entre las que destaca la exposición a diversas longitudes de onda y valores de integral diaria de luz (DLI), las cuales han producido resultados prometedores.

Dentro de la horticultura se ha desarrollado tecnología con la finalidad de establecer condiciones óptimas de luz para los cultivos. El uso del diodo emisor de luz (LED) ha marcado grandes avances sobre la iluminación agrícola en interiores. Los LEDs

permiten el control de la composición espectral y ajuste de la intensidad luminosa, además tienen la capacidad de producir altos niveles de luz con una baja potencia calorífica radiante y poseen una vida útil prolongada. Los LEDs no contienen electrodos y por lo tanto no se queman como las bombillas incandescentes o fluorescentes que deben reemplazarse periódicamente, consumen mucha energía eléctrica y generan calor (Yeh y Chung, 2009). La presente investigación tiene como objetivo utilizar esta tecnología como medio para la extensión de las horas de luz en el fotoperiodo para producción de plántula de jitomate, con la expectativa de incrementar la cantidad de metabolitos secundarios y obtener cambios benéficos en la morfología y acumulación de biomasa.

2. Revisión bibliográfica

2.1 Antecedentes

Las condiciones de luz (calidad, intensidad y fotoperiodo) son unas de las variables ambientales más importantes para la regulación del crecimiento, desarrollo y acumulación de fitoquímicos en plantas, sobretodo de aquellas que crecen en ambientes controlados; además, con el desarrollo de la tecnología LED, la regulación de luz se ha facilitado para proveer de condiciones ideales de luz para las plantas (Bian et al., 2015)

Las plantas, además del metabolismo primario, poseen uno secundario que les permite producir compuestos que forman parte de la respuesta química a estrés (Sepúlveda-Jiménez et al., 2003), y además, tienen diferentes usos y aplicaciones como medicamentos, insecticidas, herbicidas, perfumes o colorantes, entre otros (García y Carril, 2011). La biosíntesis, metabolismo y acumulación de fitoquímicos es afectado por condiciones ambientales (Bian et al., 2015). Se ha demostrado que la exposición a diferentes niveles de luz y temperatura puede influir positivamente en la síntesis de flavonoides en las plantas (Santos et al., 2014), confiriendo protección

a los tejidos vegetales contra los rayos UV (Pavarini et al., 2012). Los compuestos fenólicos de las plantas tienen un gran beneficio en la salud humana al tener propiedades antioxidantes (Santos et al., 2014). Los principales compuestos que tienen actividad antioxidante son: carotenoides, fosfolípidos, tocoferoles (Vitamina E), vitamina C, pigmentos, así como los compuestos fenólicos, los cuales interfieren con el proceso de oxidación al reaccionar con radicales libres, los cuales quelan metales catalíticos y capturan el oxígeno (González-Jiménez, 2012). Algunos de ellos se encargan de la coloración de flores y frutos, confieren protección contra patógenos, entre otras características (Masa, 2011). Los flavonoides son los fenoles más ampliamente conocidos y distribuidos en las plantas. Se ha demostrado que la exposición a la luz o a la temperatura de las plantas o vegetales puede influir en la síntesis positiva de flavonoides (Santos et al., 2014), así como le confieren protección a los tejidos vegetales contra los rayos UV (Pavarini et al., 2012).

El estudio del fotoperiodo en el jitomate se ha orientado a investigar los desórdenes presentados ante iluminación continua, tales como manchas de clorosis (producción insuficiente de clorofila) que comienza en la base de la hoja hasta cubrirla completamente, epinastia (curvatura hacia abajo de la hoja), puntos necróticos (muerte celular), llegando inclusive a la muerte de la planta (Vélez Ramírez, 2014). Los efectos de los niveles de fotoperiodo, intensidades luminosas y fuentes lumínicas han sido ampliamente estudiados en las plantas de jitomate; recientemente se han publicado numerosas investigaciones, algunas de ellas ligadas a prevenir la inhibición de la fotosíntesis ante exposición continua de luz (Ikkonen et al., 2015) mediante descensos diarios de temperatura (Ohyama et al., 2005; Ikkonen et al., 2015; Matsuda et al., 2014), otras han evaluado el efecto de nuevas tecnologías para suministro lumínico entre los que destaca el uso de tecnología LED con resultados orientados a la estimulación de la biosíntesis de fenoles totales, antioxidantes y flavonoides totales en plántulas (Kim et al., 2014), al igual que un incremento en la biomasa de la planta (Ménard et al., 2005).

Algunos efectos positivos en el desarrollo de las plantas pueden ser obtenidos mediante la regulación de la dosis o tiempo de exposición de factores bióticos o abióticos de estrés, también llamado estrés positivo o eustrés (Vázquez-Hernández et al., 2019). En este sentido, la luz puede funcionar como un medio de eustrés para el mejoramiento de la producción e incremento de la síntesis de metabolitos secundarios (Alvarado et al., 2019). La luz suplementaria promueve el crecimiento de vegetales producidos bajo invernadero al incrementar el DLI, el cual puede llegar a ser bajo como resultado de días cortos (estación del año) o días nublados lo que conlleva a una reducción en la tasa de crecimiento, extendiendo el periodo de trasplante en el caso de la producción de plántula (Gómez y Mitchell, 2015). La nueva tendencia en tecnología lumínica apunta hacia la tecnología LED debido a que ofrecen una gran diversidad de bandas estrechas de longitudes de onda para proveer un valor específico dentro del espectro de luz para potencialmente optimizar la estimulación de fotorreceptores que regulan el crecimiento, la morfología (fotomorfogénesis) y la acumulación de biomasa (Gómez y Mitchell, 2015). Las lámparas de luz LED de alta intensidad son una alternativa para el fotoperiodo suplementado debido a su larga vida funcional, baja temperatura de operación, bajo consume energético y salida selectiva del espectro electromagnético (Hernández y Kubota, 2012). La extensión del fotoperiodo es una técnica que puede promover la acumulación de biomasa de los cultivos bajo invernadero debido al incremento en la asimilación neta de CO₂ diaria (Matsuda et al., 2016). El jitomate es producido durante todo al año y ocupa un lugar importante en términos económicos dentro de la horticultura protegida, es por eso que actualmente sus plántulas son consideradas como un modelo experimental. Diversos experimentos donde se evalúa el efecto de diferentes condiciones de luz (cantidad, calidad o fotoperiodo) se han puesto a prueba en plántulas de jitomate. En el experimento de Fan et al. (2013) con plántulas de jitomate cherry, se evaluaron diferentes proporciones e intensidades de luz roja (R) y azul (B) con 12 horas de luz en el fotoperiodo mediante el uso de LEDs, encontrando que el peso fresco y seco, y la eficiencia energética fueron superiores en plantas que crecieron bajo 300 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (DLI de 12.96 $\text{mol m}^{-2} \text{día}^{-1}$); sin embargo, la altura de la plántula y el área específica de la hoja fueron superiores en

aquellas que crecieron bajo $50 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (DLI o de $2.16 \text{ mol m}^{-2} \text{ día}^{-1}$). En esta misma línea, plántulas de jitomate de la variedad 'Komeett' fueron cultivadas bajo diferentes proporciones de R/B con bajo y alto valor de DLI (8.9 ± 0.9 y $19.4 \pm 1.9 \text{ mol m}^{-2} \text{ d}^{-1}$, respectivamente) encontrando que el crecimiento y los parámetros morfológicos, incluyendo la masa fresca de la parte aérea, cantidad de hojas, diámetro de tallo, longitud del hipocotíleo, área foliar, y la concentración de clorofila indicaron que la luz suplementaria tuvo efectos benéficos, especialmente en aquellas con bajos valores de DLI, aunque sin diferencias significativas entre las diferentes proporciones de luz R/B (Hernández y Kubota, 2012).

La suplementación con luz UV-A produce efectos benéficos en el crecimiento y producción de metabolitos secundarios. En la investigación de (Mariz-Ponte et al., 2018) esta longitud de onda produjo un incremento en la longitud de brotes, área de cotiledones, longitud/tamaño y peso fresco en plántulas de jitomate; sin embargo, algunos tratamientos presentaron una reducción en el peso seco mientras que el contenido de clorofila-a (Chl-a) y clorofila-b (Chl-b) no fue afectado. Análogamente, en la investigación de (Kang et al., 2018) se demostró que la luz UV-A estimuló la producción de biomasa con hojas más grandes y sin inducir estrés ya que los niveles de contenido de clorofila permanecieron sin ser afectados. Un experimento con fin-de-día (EOF) rojo lejano (FR) promovió la elongación de los hipocotíleos en plántulas de jitomate de la variedad 'Aloha' y 'Maxifort' al incrementar el tiempo de exposición con menores rangos de dosis; por otra parte, ninguno de los tratamientos afectó el peso seco, diámetro de tallo, ni el índice de plastocrón (Yang et al., 2012). Similarmente, en el experimento de Eguchi et al. (2016) se demostró que el FR y el azul pueden actuar sinérgicamente para prevenir el daño por intumescencia. En el mismo sentido, en el experimento de Brazaityté et al. (2010) revelaron que el crecimiento de trasplantes de plantas jóvenes de jitomate variedad 'Raissa F1' fue mejorado bajo luz UV (380 nm) suplementaria en lámparas que contenían las longitudes de onda correspondientes al azul, rojo y FR, mientras que las que contenían naranja (622 nm), amarillo (595 nm) y verde (520 nm) no fueron adecuados para el crecimiento de los trasplantes.

El objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto de la adición de horas de luz al fotoperiodo natural con una mezcla de luz que comprende las longitudes de onda correspondientes al rojo (625 nm), azul (460 nm), FR (720 nm) y UV-A (410 nm) en plántulas de jitomate. La mezcla de estas cuatro longitudes de onda con una extra EOD-FR se propone con la expectativa de incrementar la producción de metabolitos especializados generar cambios benéficos en la morfología y acumulación de biomasa en las plántulas. Añadir horas de luz artificial al fotoperiodo natural se propone en lugar de fotoperiodo completamente artificial para ahorrar energía, ya que las lámparas solo se activarán de cuatro a doce horas por día y no el día completo, una estrategia comúnmente usada en lugares donde la luz de día provee una cantidad adecuada de radiación solar.

2.2. Fundamentación teórica

2.2.1. La luz

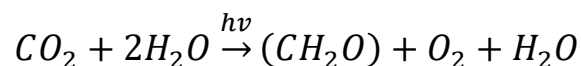
La luz y otros tipos de radiación están compuestos de paquetes individuales de energía llamados fotones. La energía de un fotón dependerá de su longitud de onda: fotones de una longitud de onda corta tendrán una mayor energía, mientras que los fotones correspondientes a una longitud de onda larga, tendrán menos energía. Se considera que la radiación luz solar es el elemento meteorológico más importante del cual dependen la mayoría de las condiciones climáticas de una zona. El sol emite energía dentro de un espectro amplio de radiación electromagnética. Esta variable es la fuente de poder que dirige la circulación de la atmósfera y es el único medio de intercambio de energía entre la tierra y el universo, siendo la base sobre la cual se organiza la vida en nuestro planeta (Meisel et al., 2011). De la cantidad de energía irradiada por el sol, sólo una pequeña fracción incide sobre la atmósfera terrestre, la cual está compuesta por radiación ultravioleta (UV), radiación visible y radiación infrarroja (IR). La mayor parte del UV e IR es absorbida por los gases de la atmósfera: en el caso de la radiación UV por el ozono (O₃) en la estratósfera y en el caso de la

infrarroja, por el vapor de agua y el CO₂. Dada la substancial absorción de ultravioleta e infrarrojo por los gases atmosféricos, la radiación solar que llega a la biosfera posee una proporción mayor de radiación visible que aquella que llega a la parte superior de la atmósfera. Así, el ultravioleta alcanza sólo alrededor de 2%, el infrarrojo 53% y el visible alrededor de 45% (Meisel et al., 2011).

Aproximadamente 95% de los rayos ultravioleta recibidas en la Tierra son UV-A (320-400 nm) y sólo el 5% UV-B (280-320 nm). Los rayos ultravioleta UV-C (200-280 nm) son bloqueados por la capa de ozono atmosférico (Sánchez-Sañdaña, 2009). El ozono absorbe radiación solar entre los 200 y 340 nm, dejando pasar una pequeña parte de la fracción UV-B hacia a la superficie terrestre. Esta fracción de UV-B, junto a la totalidad de la radiación UV-A, más la correspondiente a la radiación visible (400 a 700 nm), forman parte del espectro percibido por los organismos en la biosfera (Meisel et al., 2011).

2.2.2. Fotosíntesis

El proceso mediante el cual las plantas, algas u procariotas utilizan directamente la energía del sol para sintetizar compuestos orgánicos a partir de CO₂ se llama fotosíntesis. Este proceso está compuesto de una serie compleja de reacciones que involucran la absorción y conversión de la luz, transferencia de electrones y una cascada de señalización enzimática de varias etapas que convierte CO₂ y H₂O en carbohidratos. La fotosíntesis es un proceso biológico de oxidación-reducción. CO₂ es el aceptor de electrones, y el agua es el elemento que sirve como donador de electrones. (CH₂O representa el carbohidrato generado por la reducción de CO₂). En otras palabras, el agua es oxidada y los electrones liberados son energizados y transferidos al CO₂, resultando en O₂ y un carbohidrato. La siguiente reacción muestra el fenómeno de la fotosíntesis, donde $h\nu$ representa la energía de la luz.



La forma plana de las hojas expone una gran superficie foliar hacia la fuente de luz, y su grosor asegura que la luz pueda penetrar lo suficiente para llegar a los cloroplastos. Los cloroplastos son organelos celulares que consisten de una doble membrana exterior que encierra a un medio semifluido, el estroma. Empotrado en el estroma, se encuentran los tilacoides, pequeños discos interconectados entre sí, y apilados en pequeños grupos llamados grana. Las reacciones fotosintéticas que dependen de la luz (fotosíntesis dependiente de la luz) ocurren en los tilacoides, mientras que las reacciones que continúan por un tiempo en la oscuridad (fotosíntesis independiente de la luz) ocurren en el estroma (Audesirk et al., 1996).

Los cloroplastos contienen varias moléculas pigmentos que absorben diferentes longitudes de onda. La clorofila es el pigmento clave que absorbe longitudes de onda correspondientes al violeta, azul y rojo. Otras moléculas dentro de los cloroplastos son llamados pigmentos accesorios que absorben la energía de otras longitudes de onda y la transfieren a la clorofila a, la principal en plantas. La clorofila b es considerada como un pigmento accesorio. Por otra parte, los carotenoides también son pigmentos accesorios que absorben parte de la luz azul y verde (Audesirk et al., 1996).

2.2.2.1. Fotosíntesis dependiente de la luz

En las reacciones dependientes de la luz, la clorofila y otras moléculas empotradas en las membranas de los tilacoides, capturan la energía de la luz y la convierten en energía química que se almacena en las moléculas de ATP (adenosina trifosfato) y NADPH (nicotinamida adenina dinucleotido fosfato). Oxígeno es liberado como subproducto. En esta parte de la fotosíntesis se encuentra el fotosistema I (PSI) y el fotosistema II (PSII), ambos trabajan de forma simultánea y son activados por la luz. La clorofila y los pigmentos carotenoides del PSII absorben la energía de la luz que es utilizada para energizar y liberar electrones de las moléculas del centro de reacción, las cuales son moléculas transportadoras de electrones empotradas en las membranas de los tilacoides. Los electrones son pasados por una cadena

transportadora de electrones donde liberan su energía. Parte de esta energía es usada para crear un gradiente de iones de hidrógeno a través de la membrana de los tilacoides que dirige la síntesis de ATP. Las clorofilas del centro de reacción que son privadas de electrones en el PSII reemplazan sus electrones al dividir la molécula de agua. Los H^+ resultantes son usados para la síntesis de NADPH mientras se libera oxígeno como subproducto. En el PSI la energía de los electrones liberados es capturada por las moléculas de NADPH. Los electrones perdidos en el PSI son reemplazados por aquellos asociados al PSII. Los productos de las reacciones dependientes de la luz son NADPH, ATP y O_2 (Audesirk et al., 1996).

2.2.2.2. Fotosíntesis independiente de la luz

En las reacciones independientes de la luz, enzimas en el estroma usan la energía almacenada en las moléculas de ATP y NADPH para la síntesis de glucosa y otras moléculas orgánicas. Para la síntesis de una molécula de glucosa a través del ciclo C_3 , seis moléculas de CO_2 son capturadas por seis moléculas de RuBP (Ribulosa-1,5-bisfosfato). Una serie de reacciones que utilizan la energía del ATP y NADPH (obtenidas de las reacciones dependientes de la luz) producen 12 moléculas de G3P (gliceraldehído-3-fosfato, también conocido como triosa fosfato). Dos de estas moléculas se unen para formar una molécula de glucosa. La energía del ATP se utiliza para regenerar seis RuBP de las diez moléculas de G3P. Las reacciones independientes de la luz generan glucosa y ADP (adenosín difosfato) y $NADP^+$ (nicotinamida adenina dinucleótido fosfato) (moléculas sin energía) que serán recargadas en las reacciones dependientes de la luz (Audesirk et al., 1996).

2.2.3. Fotomorfogénesis

El ciclo de vida de las plantas sésiles está sincronizado con el cambio de estaciones (Searle y Coupland, 2004). La luz es uno de los elementos más importantes y obvios para el correcto desarrollo de las plantas. La energía de la luz solar es utilizada por las plantas para crecer y desarrollarse mediante el proceso de fotosíntesis. La respuesta de las plantas a los estímulos lumínicos se lleva a cabo a través de

moléculas llamadas fotoreceptores que son activados por longitudes de onda específicas dentro del espectro electromagnético. La intensidad de la luz también juega un papel importante, es por eso que las plantas han desarrollado mecanismos que les permiten minimizar un eventual daño por exceso o falta de radiación (Meisel et al., 2011). Los fotoreceptores activan señalizaciones específicas cuyo efecto induce fenómenos fotomorfogénicos u otros sistemas de defensa (Alvarado et al., 2019).

El fotoperiodismo en plantas hace referencia a su respuesta ante la duración del día, las cuales se clasifican en plantas de “días cortos” con 12 horas de luz o menos, “días largos” con más de 12 horas de luz y “siempre floración” dependiendo de la cantidad de luz necesaria para producir flor o fruto (Kellerman, 1926). Las fluctuaciones en la duración del día y variaciones de temperatura (también llamado termoperiodo) proporcionan información a la planta que utiliza para sincronizar “sus decisiones” de desarrollo (Searle y Coupland, 2004). El estudio de climas artificiales en plantas se intensificó a principios del siglo XX con la finalidad de cultivarlas a su máxima capacidad (Arthur et al., 1930). Se sabe que la luz es un elemento obvio para el bienestar de cualquier ser vivo (Kellerman, 1926), inclusive se reporta el uso de lámparas de gas sobre plantas a finales del siglo XIX (Corbett, 1899), pero no fue hasta las investigaciones del Dr. W.W. Garner que se determinó que los cambios en la duración de periodos de luz y oscuridad tenía un efecto crucial en el desarrollo de las plantas; además, fue él quien designó la palabra “fotoperiodismo” e hizo la clasificación de plantas de “días cortos”, “días largos” y “siempre floración” (Kellerman, 1926). La habilidad de una planta para maximizar su actividad fotosintética depende de su capacidad para sensar, evaluar y responder a la calidad, cantidad y dirección de la luz (Briggs y Olney, 2001). El estudio de la fotomorfogénesis tiene como objetivo modificar los procesos en los cuales la luz es absorbida y estudiar las respuestas morfológicas que ocurren en la planta (Furuya, 1983).

2.2.4. Fotoreceptores

Los fotoreceptores son proteínas especialmente diseñadas para percibir la luz de acuerdo a ciertas longitudes de onda que la componen. Un cofactor llamado cromóforo es lo que permite a los fotoreceptores la habilidad de percibir las señales lumínicas (Burgie y Vierstra, 2014). Se han identificado cinco sistemas fotoreceptores a la fecha: los fitocromos, criptocromos, fototropinas, miembros de la familia Zeitlupe y los UVR8 (UV Resistance Locus 8) (Bantis et al., 2018).

2.2.4.1. Fitocromos

La luz roja inhibe la floración en plantas de día corto, pero induce la floración en plantas de día largo, mientras que la luz infrarroja induce la floración en plantas de día corto e inhibe la floración en plantas de día largo. Los fitocromos son pigmentos proteicos que ocurren en dos formas; el fitocromo 660, sensible a la luz roja (660 nm) y el fitocromo 735, sensible a la luz infrarroja (735 nm). El F660 es la forma inactiva con la cual la planta almacena el compuesto de actividad potencial, en tanto el F735 es la sustancia activa. La luz fomenta la reacción fotoquímica de la transformación del F660 en F735 y la luz infrarroja transforma el F735 en F660. F735 es también transformado en F660 en la oscuridad por una reacción mediada por enzimas y que requiere oxígeno. Durante el día el fitocromo existe predominantemente en la forma F735 y durante la noche es convertida en la forma F660 enzimáticamente. La velocidad con que el F735 es convertido en F660 proporciona a la planta un “reloj” para medir la duración de la oscuridad (Viljee et al., 1996). Los procesos mediados por fitocromos son activados por pequeños pulsos de luz roja que interrumpen a la oscuridad e incluyen la activación de la germinación de la semilla, inhibición de elongación del tallo en almácigos expuestos a oscuridad y regulación de la floración; en cada caso, el efecto de la luz roja se revierte mediante la subsecuente exposición a luz roja lejana (Briggs y Olney, 2001).

2.2.4.2. Criptocromos

Criptocromo es la palabra que generalmente se usaba para designar a los receptores de luz azul en la planta. El estudio de los receptores de luz azul es complicado debido a que la mayoría de la acción del espectro para las respuestas activadas por la luz azul es similar al espectro de absorción de las flavoproteínas y carotenoides, con bandas de actividad en las regiones de azul y UV-A del espectro (Briggs y Olney, 2001). Los criptocromos perciben las longitudes de onda correspondientes a la luz azul (495–400 nm) y la UV-A (400–315 nm) y su efecto está relacionado con el ritmo circadiano, la elongación del hipocótilo, biosíntesis de antocianinas, apertura de estomas, fotoperiodo de la floración, dormancia y germinación de semillas y adaptación a ambientes enriquecidos con luz verde (Barrero et al., 2014; Devlin y Kay, 2000; Zhang et al., 2011). Los criptocromos son una familia de flavoproteínas asociadas a dos cromóforos, Flavina Adenina Dinucleótido (FAD) y Metiniltetrahidrofolato (MTHF). La luz captada por el cromóforo es transformada en energía química que se transfiere a la proteína provocando un cambio conformacional que promueve su fosforilación in vivo. En la planta modelo *Arabidopsis thaliana* se han caracterizado dos criptocromos (CRY1 y CRY2) que participan en distintos procesos regulados por luz azul. En plantas jóvenes, Cry2 se expresa en altos niveles en los primordios de la raíz y el tallo y presenta baja expresión en hipocotilo, raíz y cotiledones. Asimismo, Cry1 manifiesta una fuerte expresión en prácticamente todos los tejidos aéreos y está ausente en raíces. Dicha expresión es regulada por el reloj circadiano de la planta. Intracelularmente, Cry2 se acumula continuamente en el núcleo y es bastante inestable frente a la luz, siendo degradado por el proteosoma. Por el contrario, Cry1 se encuentra en el núcleo sólo en condiciones de oscuridad, y posee mayor estabilidad frente a la luz (Meisel et al., 2011).

2.2.4.3. Fototropinas

Las fototropinas son una familia de flavoproteínas que actúan como fotorreceptores de luz UV-A/azul. Estas proteínas están asociadas al cromóforo Flavina Mononucleótido (FMN) en cada uno de sus dominios LOV (dominio que responde a estímulos de luz y cambios en concentraciones de oxígeno y de voltaje). Las fototropinas poseen actividad Ser/Thr quinasa en su dominio carboxilo terminal, el cual es el responsable de transducir la señal luminosa censada. En *Arabidopsis thaliana* se han caracterizado dos fototropinas, PHOT1 y PHOT2. Phot1 se expresa uniformemente en hojas y se acumula en la membrana plasmática de células de la epidermis, mesófilo y células guardianas. Ambas fototropinas regulan su expresión por luz. A alta intensidad luminosa Phot1 disminuye su expresión, mientras Phot2 disminuye su expresión en oscuridad. A su vez, ambas fototropinas se acumulan en la membrana plasmática. Phot1 participa en respuesta frente a baja intensidad luminosa, mientras Phot2 participa en la respuesta a altas intensidades luminosas. Río abajo de las fototropinas, existen proteínas como NPH3 y RPT2, que son capaces de interactuar con factores de transcripción. Se ha demostrado que el factor de transcripción ARF7 (factor de respuesta a auxina 7) es regulado con la activación de fototropinas frente a un estímulo luminoso. En la respuesta fototrópica, se generan cambios en la dirección del crecimiento de la planta, proceso en el cual participa activamente la hormona auxina (Meisel et al., 2011).

2.2.4.4. Familia zeitlupe y UVR8

Los miembros de la familia Zeitlupe, denominados ZTL, FKF1 y LKP2 son reguladores positivos de la elongación del hipocótilo en respuesta a la luz (Legris, 2017). Perciben la luz a través de un dominio LOV (Light Oxygen or Voltage) que une FMN y activa un complejo E3 ligasa SCF. UVR8 fue el último fotorreceptor descrito, el cual no une un cromóforo, sino que se vale de los residuos triptófano en su estructura para percibir la luz ultravioleta. Dependiendo de las condiciones se encuentra como dímero o como monómero, que es la forma activa y se localiza en

el núcleo donde interactuando con otros factores regula la expresión génica (Hayes et al., 2017; Legris, 2017).

2.2.5. Metabolismo vegetal

El metabolismo es el conjunto de reacciones químicas que realizan las células de los seres vivos para sintetizar sustancias complejas a partir de otras más simples, o viceversa (García y Carril, 2011). Las plantas, además del metabolismo primario, poseen uno secundario que les permite producir y acumular compuestos de naturaleza química diversa denominados metabolitos secundarios, los cuales tienen diferentes usos y aplicaciones como medicamentos, insecticidas, herbicidas, perfumes o colorantes, entre otros (García y Carril, 2011). Algunos metabolitos secundarios forman parte de la respuesta química contra el daño ocasionado por heridas y ataque de microorganismos patógenos en las plantas (Sepúlveda-Jiménez et al., 2003). Algunos compuestos pertenecientes a los grupos de alcaloides participan matando directamente al microorganismo patógeno o restringiendo su invasión al resto de la planta, otros contribuyen a destruir las especies reactivas de oxígeno que son tóxicas para la célula, los fenilpropanoides con aminas se incorporan a la pared celular para incrementar su rigidez y reducir su digestibilidad por insectos, algunos alcaloides son neurotóxicos, etc. (Sepúlveda-Jiménez et al., 2003). Las principales rutas de biosíntesis de metabolitos secundarios derivan del metabolismo primario del carbono (Figura 1). Se agrupan en cuatro clases principales:

- Terpenos. Entre los que se encuentran hormonas, pigmentos o aceites esenciales.
- Compuestos fenólicos. Cumarinas, flavonoides, lignina y taninos.
- Glicósidos. Saponinas, glicósidos cardiacos, glicósidos cianogénicos y glucosinolatos.
- Alcaloides.

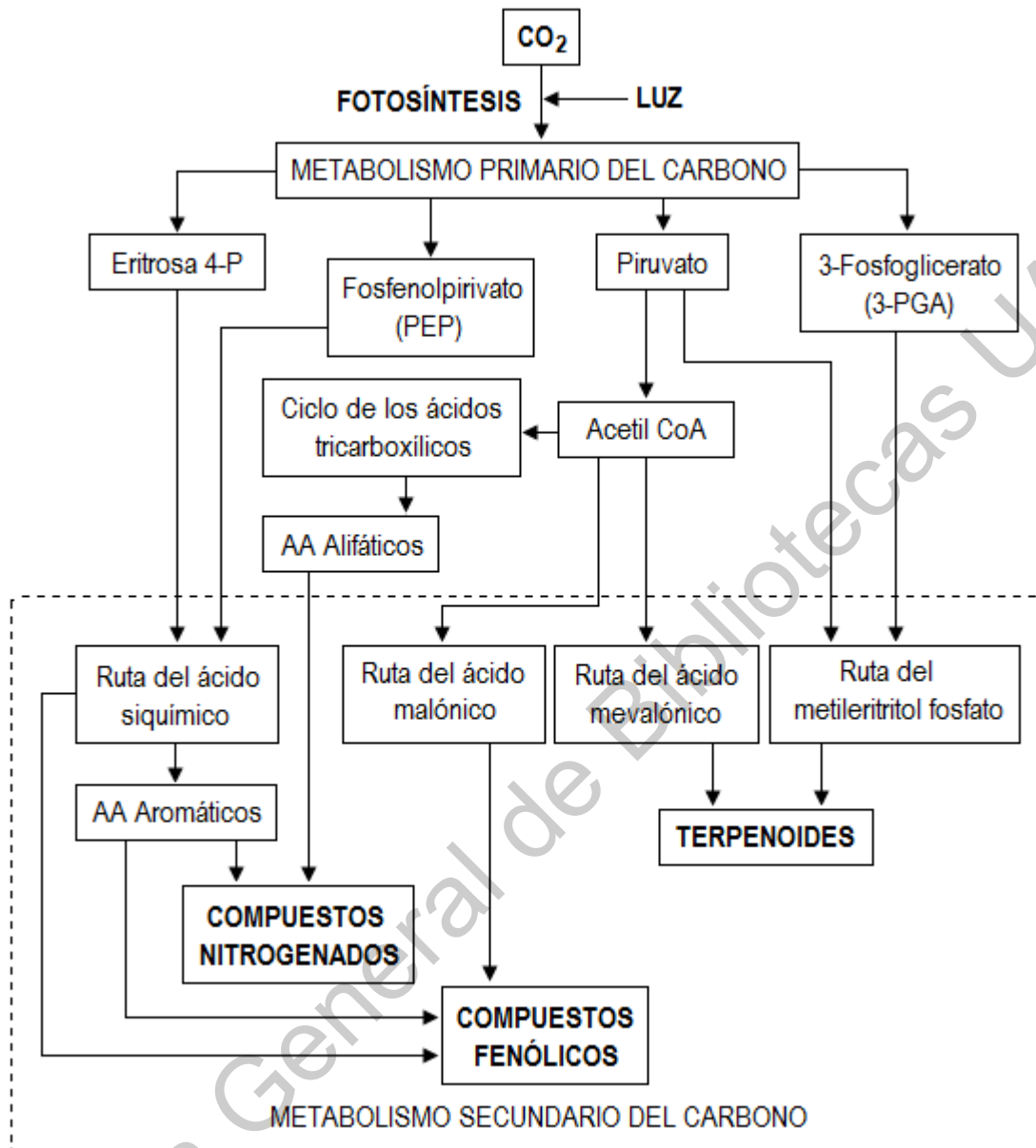


Figura 1. Elementos del metabolismo del carbono en relación con las rutas de síntesis de metabolitos secundarios.

Imagen modificada de: (García y Carril, 2011).

2.2.5.1. Compuestos Fenólicos

En el contexto del metabolismo, los aminoácidos aromáticos se pueden dirigir tanto al metabolismo primario como al metabolismo secundario. Las plantas sintetizan una gran variedad de productos secundarios que contienen un grupo fenol. Estas sustancias reciben el nombre de compuestos fenólicos, polifenoles o fenilpropanoides y derivan todas ellas del fenol, un anillo aromático con un grupo hidroxilo (Figura 2) (García y Carril, 2011).

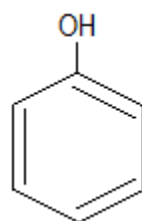


Figura 2. Estructura química de un fenol

Imagen tomada de: (García y Carril, 2011).

Desde el punto de vista de la estructura química, son un grupo muy diverso que comprende desde moléculas sencillas como los ácidos fenólicos hasta polímeros complejos como los taninos y la lignina. En el grupo también se encuentran pigmentos flavonoides. Muchos de estos productos están implicados en las interacciones planta-herbívoro. Existen dos rutas básicas implicadas en la biosíntesis de compuestos fenólicos: la ruta del ácido siquímico y la ruta del ácido malónico (Figura 3) (García y Carril, 2011).

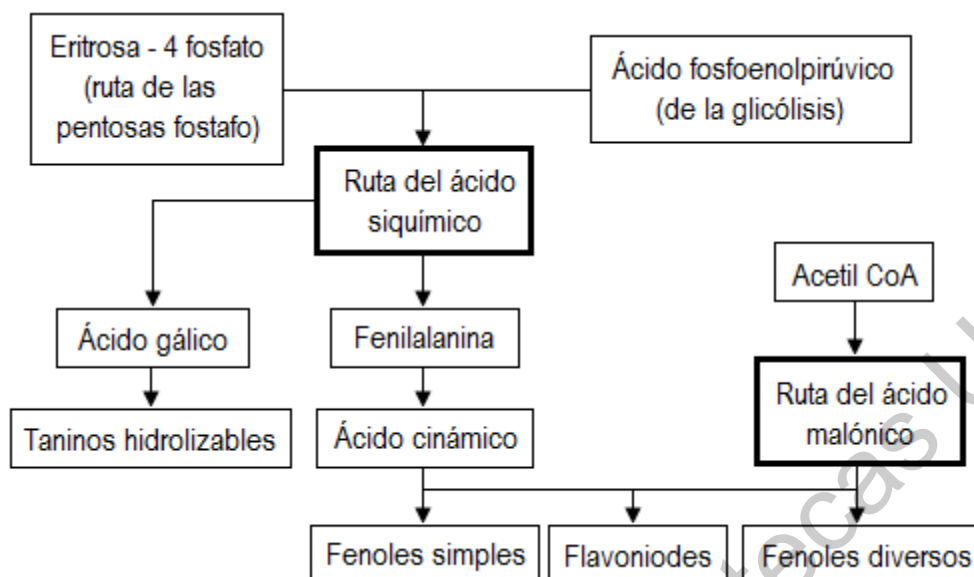


Figura 3. Rutas de síntesis de compuestos fenólicos

Imagen tomada de: (Ávalos-García & Pérez-Urria, 2011).

La ruta del ácido malónico, en la cual, a partir de malonato y acetato se forman los policétidos (acetogeninas) y ácidos grasos se muestra en la Figura 4. En la ruta del ácido siquímico (Figura 5) se forman los aminoácidos y desde ellos los otros compuestos aromáticos más complejos (fenilpropanoides, flavonoides, alcaloides). Esta ruta es responsable de la biosíntesis de la mayoría de los compuestos fenólicos de plantas. A partir de eritrosa-4-P y de ácido fosfoenolpirúvico se inicia una secuencia de reacciones que conduce a la síntesis de ácido siquímico y, derivados de éste, aminoácidos aromáticos (fenilalanina, triptófano y tirosina). La mayoría de los compuestos fenólicos derivan de la fenilalanina. La fenilalanina y el triptófano se encuentran entre los aminoácidos esenciales para los animales que se incorporan en la dieta. La tirosina no es esencial en el sentido de que los animales pueden sintetizarla por hidroxilación de fenilalanina (García y Carril, 2011).

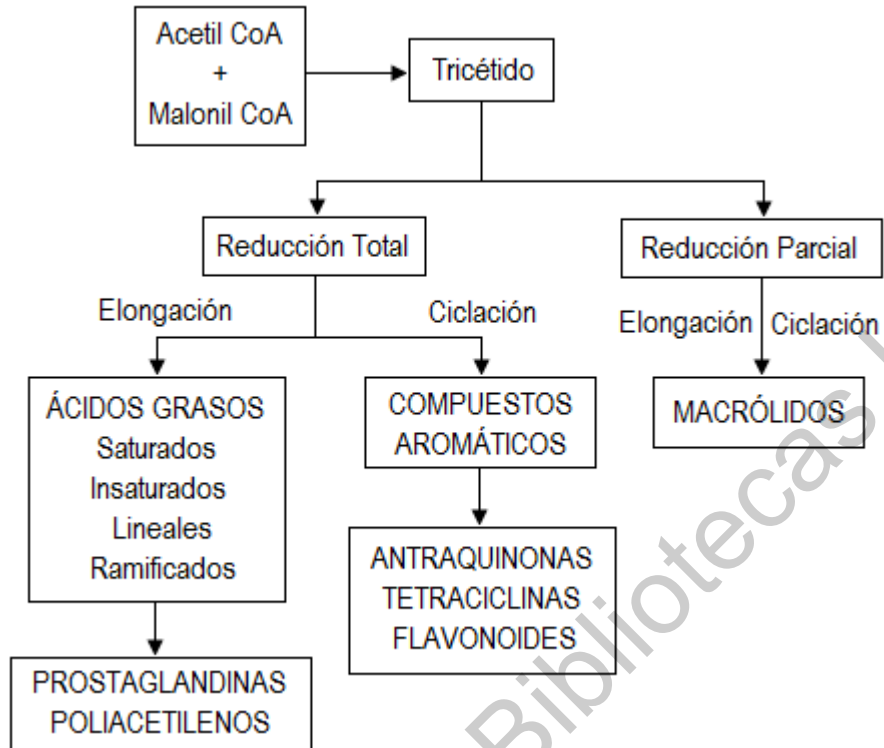


Figura 4. Ruta del acetato-malonato o ácido malónico (ruta policétida)

Imagen tomada de: <http://www.ugr.es/~quored/pnatu/fig/rutapoliceti.gif>

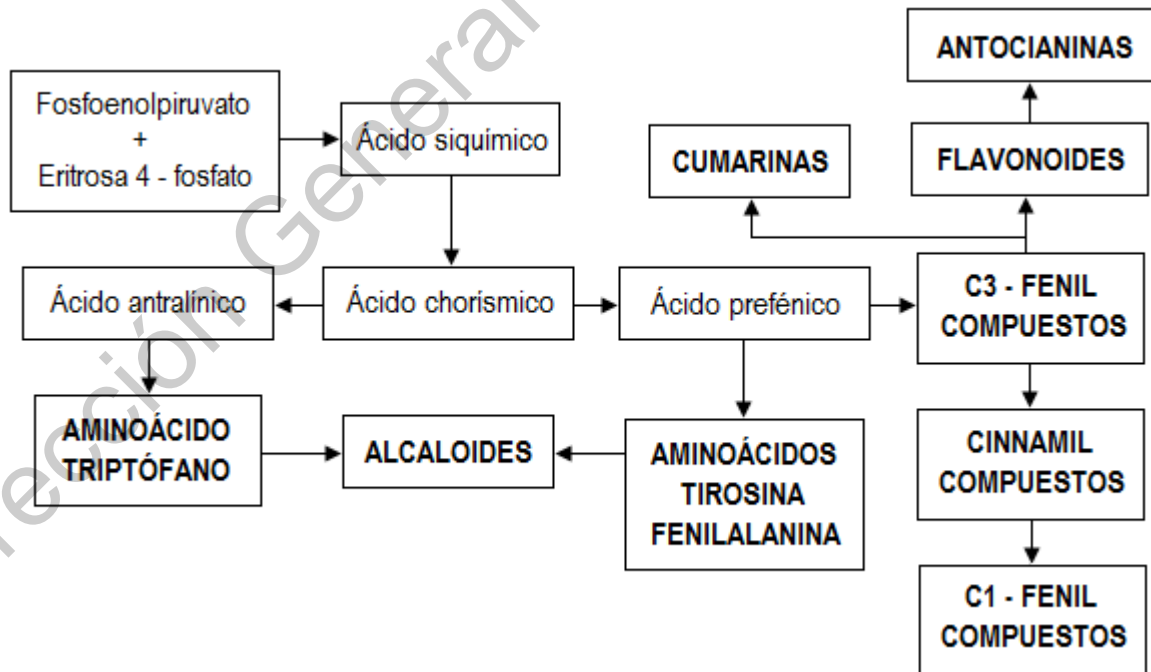


Figura 5. Ruta del ácido siquímico

Imagen tomada de: <http://www.ugr.es/~quored/pnatu/fig/rutashikimi.gif>

2.2.6. Tecnología LED

Un LED es un tipo único de diodo semiconductor. Consiste en un chip de material semiconductor dopado con impurezas para crear una unión p-n. La corriente fluye fácilmente desde el lado p (ánodo), hasta el lado n (cátodo), pero no en la dirección inversa. Los electrones y los huecos fluyen en la unión de electrodos con tensiones diferentes. Cuando un electrón encuentra un hueco, cae en un nivel de energía más bajo, y libera energía en forma de un fotón. El color (longitud de onda) de la luz emitida depende de la energía de la banda de separación de los materiales que forman la unión p-n. Los materiales utilizados para un LED tienen una separación de banda directa con energías que corresponden a luz infrarroja cercana, visible o ultravioleta. La estructura clave de un LED consiste en la matriz (o material semiconductor emisor de luz), un marco de plomo donde se coloca la matriz y la encapsulación que protege la matriz (Figura 6) (Yeh y Chung, 2009).

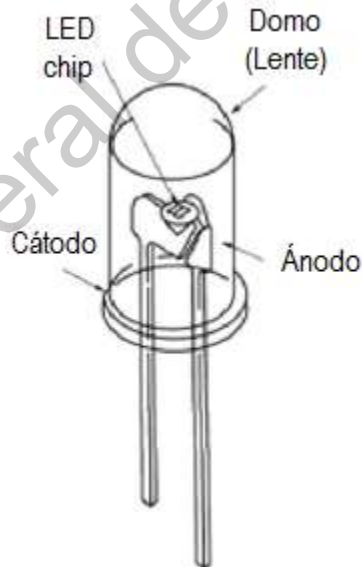


Figura 6. Componentes básicos de un LED

Imagen obtenida de: (Yeh y Chung, 2009)

Un LED es un componente electrónico de la familia de los dispositivos semiconductores que emite luz cuando se energiza. En cualquier unión p-n con polarización directa una recombinación de huecos y electrones libera energía en forma de calor y fotones (Nashelsky, 2003). Algunas ventajas del uso de tecnología LED son (Maloney, 2006):

- Vida extremadamente larga en comparación con focos de cualquier clase.
- Soportan vibraciones y choques mecánicos en ambientes industriales.
- Alta velocidad de respuesta para aplicaciones de conmutación alta.
- Reproducción de zonas estrechas del espectro electromagnético.

3. Hipótesis y objetivos

3.1. Hipótesis

El complemento con horas adicionales de luz al fotoperiodo natural, con una combinación fija de luz roja, rojo lejano, azul y UV-A incrementa el crecimiento de plántulas de jitomate, relacionado con la producción de biomasa y genera una mayor producción de metabolitos secundarios.

3.2. Objetivo general

Complementar con horas adicionales de luz al fotoperiodo natural, con una combinación fija de luz roja, rojo lejano, azul y UV-A para incrementar el crecimiento de plántulas de jitomate, relacionado con la producción de biomasa y generar una mayor producción de metabolitos secundarios.

3.3. Objetivos particulares

1. Diseñar y construir un sistema de iluminación LED con luz roja, rojo lejano, azul y UV-A, capaz de controlar intensidad y fotoperiodo de exposición para experimentación con plantas.
2. Exponer plántula de jitomate a diferentes niveles de exposición a horas de luz artificial complementada al fotoperiodo natural con el sistema de iluminación construido para evaluar su efecto y validar su funcionamiento.
3. Valorar el efecto de los niveles de exposición a horas de luz artificial complementada al fotoperiodo natural sobre el crecimiento, biomasa y producción de fenoles, flavonoides, capacidad antioxidante, y clorofila, sobre la plántula de jitomate.

4. Materiales y métodos

4.1. Elaboración de lámpara LED

La Figura 7 muestra un diagrama de flujo con los componentes esenciales de la lámpara LED diseñada para este proyecto. La lámpara tiene una fuente de energía de corriente directa para los distintos componentes. Un microcontrolador recibe la señal de un reloj de tiempo real para controlar el tiempo que el módulo permanece activado. El microcontrolador manda una señal de modulación de ancho de pulsos (PWM) para un encendido y apagado progresivo de los LEDs. La electrónica de potencia consistió en cuatro reguladoras de corriente por color.

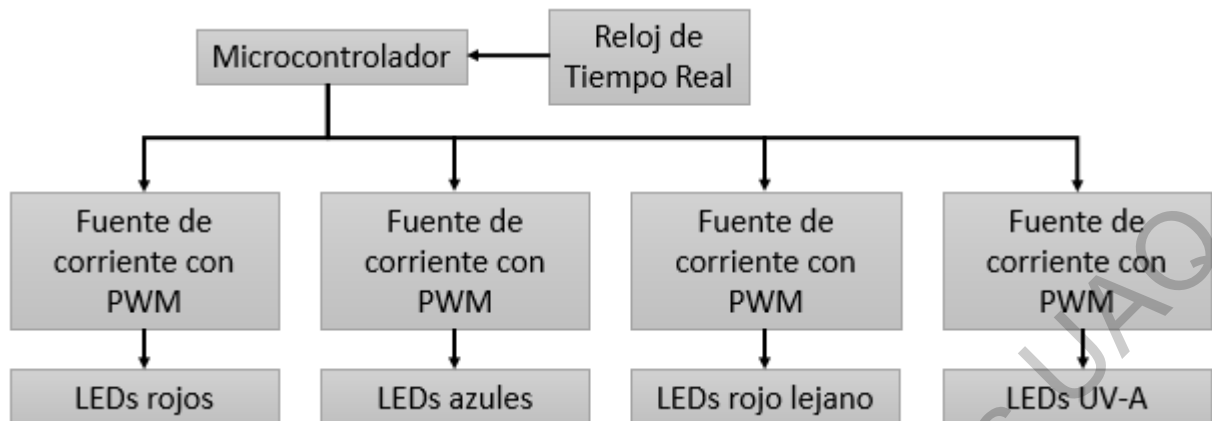


Figura 7. Diagrama de flujo con los componentes básicos de la lámpara LED

La señal de modulación PWM consiste en crear pulsos digitales para obtener un valor analógico en lugar de solo tener un valor “alto” o “bajo”. Por lo general, los pulsos tienen un valor de 5 Vcd; por lo que si una señal de PWM tiene un ciclo de trabajo de 50%, se tendrá un promedio análogo de 2.5 Vcd. Dependiendo de la resolución de la señal de modulación se puede tener un ciclo de trabajo de 0 a 100%. El ciclo de trabajo se define como el porcentaje del “alto” con respecto al bajo “bajo” dentro del periodo de la señal y el periodo es el tiempo en que la señal se repite. En este caso, las fuentes de corriente regulan el ciclo de trabajo de 350 mA (corriente a la cual funcionan los LEDs) mediante el PWM. A continuación se describen con mayor detalle los principales componentes del sistema de iluminación.

4.1.1. LEDs

Se utilizaron LEDs de color rojo, azul, y UV-A, correspondientes a las longitudes de onda que los fotoreceptores perciben. La Tabla 1 contiene la información técnica importante de los LEDs que utilizaron para la construcción del módulo.

Tabla 1. Características de los LEDs utilizados para la construcción del módulo

| | Led rojo | Led rojo lejano | Led azul | Led UV |
|--------------------------|----------|-----------------|----------|--------|
| Longitud de onda (nm) | 625 | 730 | 460 | 415 |
| Flujo luminoso (lm) | 62 | - | 24 | - |
| Potencia radiante (mW) | - | 231 | - | 440 |
| Corriente eléctrica (mA) | 350 | 350 | 350 | 350 |
| Ángulo de incidencia (°) | 165 | 150 | 165 | 125 |

Para calcular la cantidad de LEDs, primeramente se calculó la energía que produce un solo fotón de cada longitud de onda con la ecuación (1), donde E_{photon} es la energía de un fotón, h es la constante de plank, c es la velocidad de la luz y λ es la longitud de onda de la luz (Khanna, 2014).

$$E_{photon} = \frac{hc}{\lambda} \quad (1)$$

Posteriormente, es necesario calcular la potencia radiante en micromoles por segundo que emite cada LED. Este valor se calcula con la ecuación (2) donde R_p es la potencia radiante y N_A es el número de Avogadro. La potencia radiante de la luz azul y roja se puede calcular con el flujo luminoso y la función de eficiencia luminosa relativa. El número de LEDs se calculó con la ecuación (3).

$$\mu mol \cdot s^{-1} = 1 \times 10^6 \frac{R_p}{N_A E_{photon}} \quad (2)$$

$$LEDs = \frac{Light\ Quantity}{\mu mol \cdot s^{-1}} \quad (3)$$

De acuerdo a las ecuaciones anteriores, el módulo consistió en 32 LEDs de alta intensidad calculados para proveer $53.28 \mu\text{mol s}^{-1}$ con la siguiente distribución de luz: $24.63 \mu\text{mol s}^{-1}$ de 16 LEDs de luz roja, $14.07 \mu\text{mol s}^{-1}$ de 6 LEDs de luz azul, $8.46 \mu\text{mol s}^{-1}$ de 6 LEDs de luz rojo lejano y $6.12 \mu\text{mol s}^{-1}$ de 4 LEDs de luz UV-A.

4.1.2. Controlador

El controlador estuvo basado en una tarjeta Arduino UNO® (Figura 8) basado en el ATmega328. Cuenta con 14 pines de entrada / salida digital (de los cuales 6 se pueden utilizar como salidas PWM), 6 entradas analógicas, un resonador cerámico de 16 MHz, una conexión USB y un conector de alimentación.



Figura 8. Tarjeta Arduino UNO

Imagen tomada de: <http://www.arduino.org/products/boards/arduino-uno>

4.1.3. Electrónica de potencia

Para la potencia del circuito de LEDs se utilizó un LDH-45A-350W (Figura 9), el cual es un convertidor-elevador de voltaje DC/DC, que regula una salida constante de corriente directa de 350 mA. Otra característica importante de este regulador es su capacidad de recibir una señal PWM de entrada para regular la intensidad luminosa de los LEDs; cuenta con protección de sobre-voltaje, bajo-voltaje, y corto-circuito; y tiene una eficiencia energética del 95%. Se utilizaron cuatro reguladores por lámpara (uno por cada color).



Figura 9. LDH-45A-350W, Electrónica de potencia para módulo de leds.

4.1.4 Fuente de suministro de voltaje

Para el suministro de voltaje se utilizó una fuente de 12 VCD modelo SPB-060-12 (Figura 10) de la marca Autonics con potencia de 60 W, voltaje de alimentación de 110 VAC, corriente de salida de 5 A.



Figura 10. Fuente de alimentación de voltaje modelo SPB-060-12

4.2. Prueba no paramétrica de funcionamiento de la lámpara

Se realizó una prueba de flujo luminoso con los LED rojo y azul. Esta prueba no se puede realizar con LED de RF y UV ya que el luxómetro (LX1010BS, BeMatik, Barcelona, España) solo detecta la luz visible.

4.3. Ubicación del área de experimentación

El experimento se desarrolló en la Facultad de Ingeniería de la Universidad Autónoma de Querétaro Campus Amazcala. El poblado de Amazcala (Figura 11) pertenece al municipio del Marqués, Qro., el cual se localiza en el sector Suroeste del estado, entre los 20° 31' y 20° 58' de latitud Norte. Su longitud se encuentra entre los 100° 24' del Oeste a 1850 m sobre el nivel del mar. Colinda al Oeste con el municipio de Querétaro, al Norte con el estado de Guanajuato, el Este con el municipio de Colón, y al Sur con los municipios de Huimilpan y Pedro Escobedo. Tiene un clima predominante semiseco templado (87.4%), templado subhúmedo con lluvias en verano de menor humedad (12.2%) (INEGI, S/F).

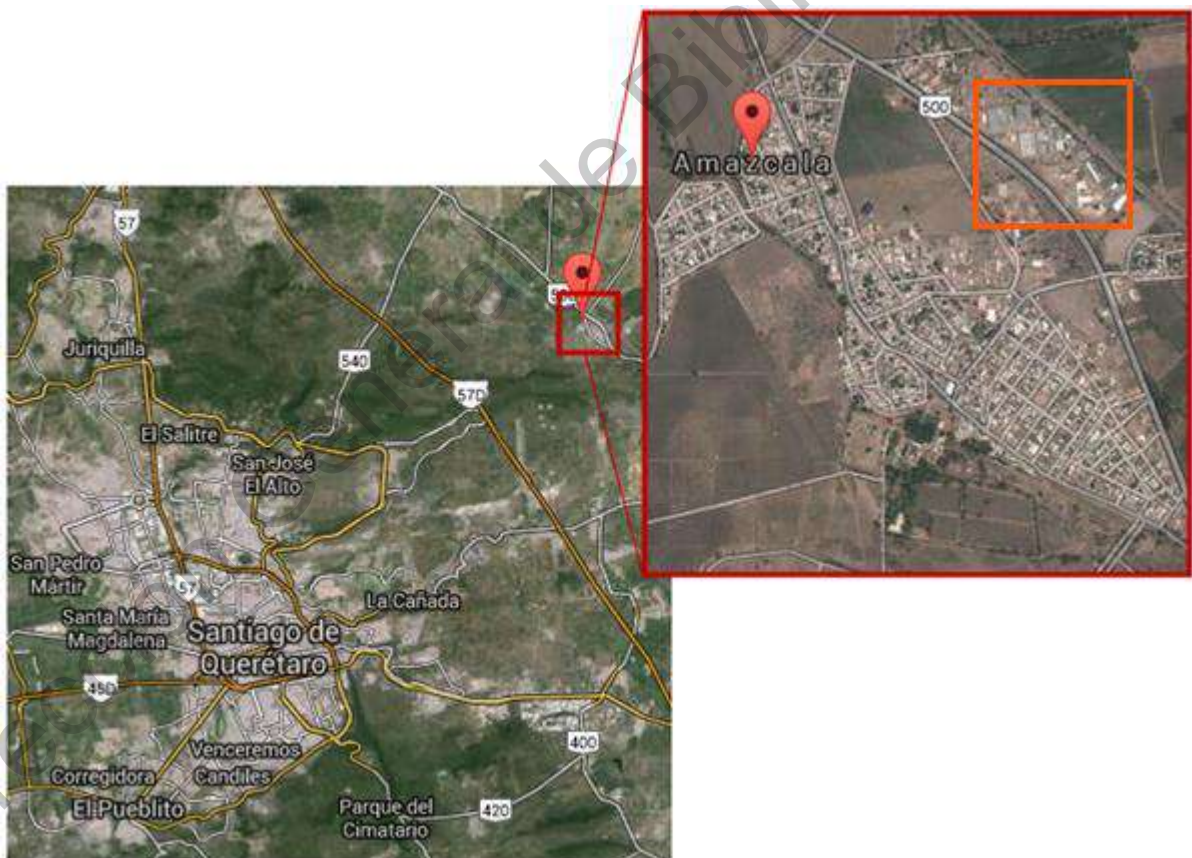


Figura 11. Poblado de Amazcala, municipio de El Marqués, estado de Querétaro. En el cuadro naranja, el Campus Amazcala de la UAQ (Google Maps, 2019)

4.4. Selección de material vegetal

En este estudio se utilizaron semillas de jitomate (*Solanum lycopersicum* L, 'Saladette', CORDOBA F1, Geneva Vegetable Seed, E.U.) las cuales se sembraron en bandejas de 128 cavidades (3,5 x 3,5 cm, 46 ml de volumen) con peatmoss y se colocaron en una cámara de crecimiento de cristal de 42 ft³ (190 x 130 x 150 cm) con luz natural (fotoperiodo 12h/12h luz/oscuridad y un DLI de $6.1 \pm 0.5 \text{ mol m}^{-2} \text{ día}^{-1}$). La temperatura dentro de la cámara fue de $24.7 \pm 1.3 \text{ }^{\circ}\text{C}$ y una humedad relativa de $88.3 \pm 5.4\%$. Después de la aparición de las primeras hojas (10 días posteriores a la germinación), las bandejas se colocaron bajo los tratamientos de luz en la misma cámara de crecimiento. Cada tratamiento contenía 110 plántulas (unidades experimentales). Agua con una solución nutritiva se regó directamente sobre el peatmoss cada 2 días. La solución nutritiva se preparó utilizando sales fertilizantes altamente solubles para obtener la siguiente concentración de iones: 12 meq.L^{-1} de NO_3^- , 1 meq.L^{-1} de H_2PO_4^- , 7 meq.L^{-1} de SO_4^{2-} , 7 meq.L^{-1} de 163 K^+ , 9 meq.L^{-1} de Ca_2^+ y 4 meq.L^{-1} de Mg_2^+ . El pH de la solución nutritiva se mantuvo a 6 ± 0.2 , mientras que la conductividad eléctrica fue de 1.6 a 1.8 dS ml^{-1} .

4.5. Diseño del experimento (Exposición del cultivo a luz artificial)

La exposición de las plántulas a los tratamientos de fotoperiodo se describe en la Tabla 2. Todos los tratamientos recibieron todas las horas de luz natural; posteriormente, al atardecer, cada tratamiento recibió un periodo de luz artificial con los cuatro colores (rojo, azul, rojo lejano y UV-A). Al concluirse el periodo de luz artificial, tres colores se desactivan (rojo, azul y UV-A). El rojo lejano se desactiva media hora después. La activación y desactivación se hace progresivamente en un periodo de media hora. El tratamiento control (TC solo recibió las horas de luz natural). El tratamiento tres (T3) se propuso para contrastar con el tratamiento uno y dos (cuatro y ocho horas de luz artificial, prospectivamente) ya que el desarrollo de la plántula de jitomate se ve afectado con un fotoperiodo de 24 horas de luz sin oscuridad (Velez-Ramirez et al., 2017).

Tabla 2. Descripción de los tratamientos para evaluar los niveles de fotoperiodo en plántula de jitomate

| | T1 | T2 | T3 | TC |
|---|---------------|---------------|---------------|-----------|
| Fotoperiodo natural (h) | 12 | 12 | 12 | 12 |
| Fotoperiodo artificial (h) | 4 | 8 | 12 | 0 |
| Activación de lámpara | 19:00 a 19:30 | 19:00 a 19:30 | 19:00 a 19:30 | - |
| Apagado de lámpara | 23:00 a 23:30 | 03:00 a 03:30 | 07:00 a 07:30 | - |
| Fotoperiodo total (h) (Natural + Artificial) | 16 | 20 | 24 | 12 |
| Cantidad de luz artificial (mmol m ⁻²) | 767.23 | 1,534.46 | 2,301.7 | 0 |

Para la valoración del efecto del fotoperiodo, las plántulas se introdujeron a una cámara de crecimiento como se muestra en la Figura 12. La cámara se dividió en cuatro secciones con plástico no translúcido para evitar la interferencia de luz artificial entre los tratamientos. Las luminarias se colocaron 45 cm por arriba de los almácigos.

El diseño experimental consistió en un solo factor con tres niveles y un control. Dentro de la cámara se instaló un sensor de luz cuántico (LIGHTSCOUT, Spectrum technologies, modelo 366816, USA) y un sensor de radiación solar (LIGHTSCOUT, Spectrum technologies, modelo 36701, USA) para la medición de fotoperiodo y cantidad de luz que recibían las plantas. El fotoperiodo natural consistió en 12h/12h luz/oscuridad de 7:30 to 19:30 h y un DLI promedio de $6.1 \pm 0.5 \text{ mol m}^{-2} \text{ day}^{-1}$. La intensidad de luz artificial medida a nivel foliar fue de 15 to 20 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$. Los valores de temperatura, humedad relativa, cantidad de luz y radiación solar se midieron de forma automática cada 15 min con un datalogger (Spectrum technologies, Watchdog Model 1000, USA).

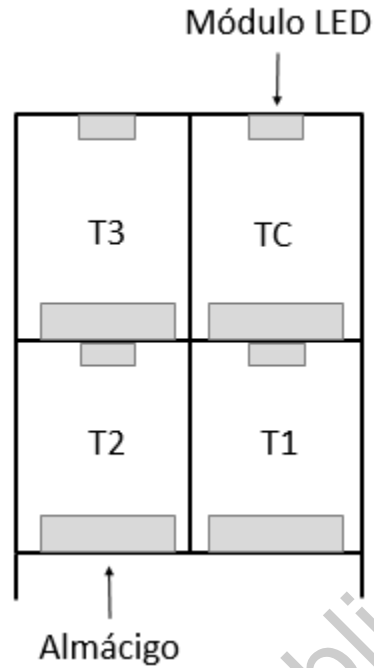


Figura 12. Distribución de los tratamientos dentro de la cámara de crecimiento

La figura 13a y 13b muestra la instalación de las lámparas dentro de la cámara de crecimiento. La figura 13c muestra las lámparas en funcionamiento en los tratamientos que recibieron fotoperiodo complementado.

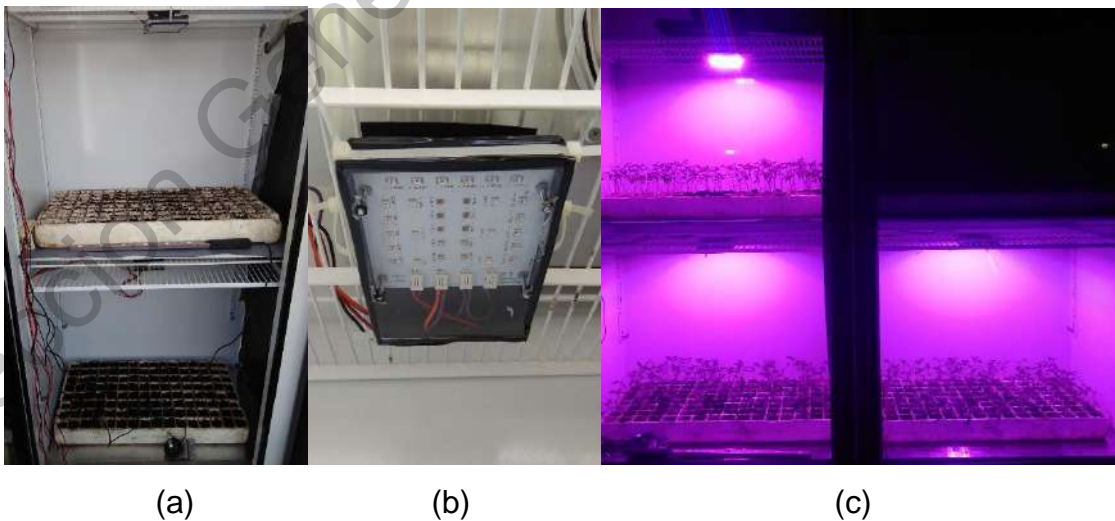


Figura 13. (a) y (b) instalación de los módulos dentro de la cámara de germinación por encima de los almácigos, (b) módulos activados durante el experimento

4.6. Valoración del efecto de la luz artificial en las plántulas de jitomate

Para determinar el efecto de la luz artificial en las plántulas de jitomate se muestrearon 21 plántulas por tratamiento al inicio del experimento y semanalmente durante cuatro semanas.

4.6.1. Biometrías de las plántulas

La longitud total, diámetro de tallo, y longitud de entrenudos se midieron con un Vernier electrónico (CD-6"PSX, Mitutoyo, Resolución: 0.01 mm, Precisión: ± 0.02 209 mm, Japón). El área foliar se determinó en cada plántula al momento del muestreo mediante una fotografía de las hojas como se muestra en la Figura 14 y posteriormente haciendo un procesamiento y análisis de imágenes en el software MATLAB.



Figura 14. Ejemplo de las fotografías de las hojas de las plántulas para análisis de área foliar.

Para la medición del peso fresco, se utilizó una balanza analítica Sartorius M-Prove. Para determinar el peso seco se utilizó el método propuesto por (Olvera-Novoa et al., 1993) donde se pesaron alrededor de 5–10 g de la muestra previamente molida y se colocó en una estufa de convección forzada (Memmert® modelo UFP 600, Schwabach, Alemania) a 105°C por un mínimo de 12 h. Posteriormente se dejó enfriar la muestra en un desecador y se pesó nuevamente cuidando de que el material no este expuesto al medio ambiente. Para determinar el porcentaje de humedad se utilizó la ecuación 4.

$$\text{Contenido de humedad (\%)} = 100 * \frac{(B - A) - (C - A)}{B - A} \quad (4)$$

Donde:

A = Peso de la charolilla seca y limpia (g)

B = Peso de la charolilla + muestra húmeda (g)

C = Peso de la charolilla + muestra seca (g)

Los datos de longitud total y peso total se ajustaron con el método de mínimos cuadrados a un modelo logístico basado en la ecuación diferencial (5) reportado en (Cavallini, 1993), que al resolver genera la ecuación (6) donde f es la función de la variable a ajustar, t es la base de tiempo, K_m es la capacidad de carga o el tamaño de población máximo que un entorno particular puede admitir (en este caso corresponde a la longitud o el peso máximo predicho), r es la tasa de crecimiento máxima y c es una constante arbitraria. Se utilizó Matlab para la obtención del modelo matemático.

$$\frac{df}{dt} = rf \left(1 - \frac{f}{K_m} \right) \quad (5)$$

$$f(t) = \frac{K_m}{1 + C e^{-rt}} \quad (6)$$

Las mediciones iniciales, primera semana y segunda semana del experimento solo incluyen longitud total, diámetro de tallo, área foliar, peso de hoja, peso de diámetro, peso seco total y contenido total de cenizas. En la tercera semana del experimento, las plántulas desarrollaron el segundo entrenudo cuya longitud se incluye en los datos.

La información de la cuarta semana (final del experimento) incluye las variables anteriores y el peso fresco y seco de hojas y tallo, área específica de hojas (SLA), índice de salud y eficiencia energética. La SLA, índice de salud y eficiencia energética se calcularon con las ecuaciones (7), (8) y (9) respectivamente (Fan et al., 2013).

$$SLA = \frac{\text{Área de la hoja}}{\text{Peso seco de la hoja}} \quad (7)$$

$$\text{Índice de salud} = \frac{\text{Diámetro de tallo}}{\text{Altura}} \times \text{Peso seco de tallo} \quad (8)$$

$$\text{Eficiencia energética} = \frac{\text{Peso seco}}{\text{Potencia de los LEDs}} \quad (9)$$

4.6.2. Capacidad antioxidante (CAO)

La CAO de los extractos se evaluaron utilizando los ensayos del radical libre 2,2'-difeníl-1-picrilhidrazilo (DPPH) y de la capacidad de reducción del ion férrico (FRAP) de acuerdo a un método descrito previamente (Corral-Aguayo et al., 2008). Los resultados obtenidos se expresarán en mg ET (Equivalentes de Trolox) g⁻¹ dw (peso seco).

4.6.2.1. Ensayo con el radical libre DPPH

Este método consistió en calcular el porcentaje de inhibición de la absorbancia de radical libre DPPH a 428 nm, ocasionada por la reducción de éste debido a su reacción con los compuestos antioxidantes presentes en la muestra, dando lugar a la formación de DPPH estable (Moon y Shibamoto, 2009). Para realizar la curva de calibración, se utilizó una solución estándar de Trolox (ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico) en metanol (1 mg mL^{-1}) de la cual se tomaron los volúmenes correspondientes para obtener un intervalo de concentraciones de 0.02 mg mL^{-1} a 0.2 mg mL^{-1} . La densidad óptica se midió en un espectrofotómetro DR6000 (HACH 233 Company, Loveland Colorado, USA)

4.6.2.2. Ensayo FRAP (Poder de reducción antioxidante del ion férrico)

Este ensayo se basa en la capacidad que tiene la muestra para reducir el Fe^{3+} a Fe^{2+} . En este caso, la capacidad antioxidante se determina por la formación del complejo Fe^{2+} -TPTZ [2,4,6-tri-(2-piridil)-1,3,5-triazina] en condiciones ácidas, el cual produce un intenso color azul con un máximo de absorción a 593 nm (Moon y Shibamoto, 2009). Para realizar la curva de calibración, se utilizó una solución estándar de Trolox (ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico) en metanol (1 mg mL^{-1}); de esta solución, se tomaron los volúmenes correspondientes para obtener un intervalo de concentraciones de 0.025 mg mL^{-1} a 0.8 mg mL^{-1} . La densidad óptica se midió en un espectrofotómetro DR6000 (HACH 233 Company, Loveland Colorado, USA)

4.6.3. Cenizas

Las muestras deshidratadas se conservaron hasta su análisis en frascos protegidos de la luz. Se utilizó el método propuesto por Olvera-Novoa et al. (1993). En un crisol de porcelana que se llevó a peso constante, se colocaron de 2.5 a 5 g de muestra seca. Posteriormente se introdujo el crisol en una mufla de marca Felisa y se calcinó

a 550°C por 12 horas, se dejó enfriar y pasó a un desecador. Cuidadosamente se pesó nuevamente el crisol para obtener el porcentaje de ceniza utilizando la ecuación 10, donde A representa el peso del crisol con muestra, B representa el peso del crisol con ceniza y C el peso de la muestra, todas las variables en gramos.

$$\text{Porcentaje de cenizas (\%)} = 100 \times \frac{A - B}{C} \quad (10)$$

4.6.4. Determinación de clorofila

Para la determinación de clorofila se tomó una muestra de hoja (2 g) que se trituró y suspendió en un volumen de 5-10 ml de acetona-agua al 90% (V/V) como disolvente extractor de los pigmentos. Se agitó y se dejó reposar en la oscuridad a 4 °C durante 24 h. Después de este periodo se llevó temperatura ambiente, se repone el disolvente que pueda haberse evaporado y se centrifuga a 2700xg durante 5 minutos en una Centrífuga Metrix Dynamica Velocity 14R. Se midió la densidad óptica del sobrenadante a 665, 645 y 630 nm, comprobando que no existía turbidez ni partículas en suspensión utilizando el propio disolvente como blanco. La densidad óptica se midió en un espectrofotómetro DR6000 (HACH 233 Company, Loveland Colorado, USA). Para la cuantificación de clorofila a y b se utilizan las ecuaciones 3 y 4, propuestas por Strickland y Parsons (1972), donde *Chla* y *Chlb* son las concentraciones de clorofila a y b, respectivamente, y *DO* es la densidad óptica medida a la longitud indicada:

$$Chla = 11.6DO_{\lambda 665} - 1.31DO_{\lambda 645} - 0.14DO_{\lambda 630} \quad (11)$$

$$Chlb = 20.7DO_{\lambda 645} - 4.34DO_{\lambda 665} - 4.42DO_{\lambda 630} \quad (12)$$

4.6.5. Determinación de fenoles totales

Los fenoles totales se determinaron espectrofotométricamente por el método de Folin-Ciocalteu descrito por Singleton y Rossi (1965) y se expresó la medición en miligramos de equivalente de ácido gálico por gramo de peso seco (mg GAE g⁻¹ dw).

Este método se produce por la oxidación de los grupos hidroxilo mediante el reactivo de Folin, el cual está compuesto de una mezcla de wolframio sódico y molibdato sódico en ácido fosfórico. En la determinación de fenoles totales se realizó la solución de carbonato de sodio anhídrido al 20% y el reactivo Folin-Ciocalteu se preparó al 1N. El ácido gálico se preparó a una concentración final de 0.1 mg/ml. La reacción redox producida genera una coloración azul detectada a una longitud de onda de 765 nm.

4.6.7. Determinación de flavonoides totales

Para la cuantificación de flavonoides se utilizó el método reportado por Zhishen et al. (1999) y se expresó en miligramos de equivalente de catequina por gramos de peso seco (mg CE g⁻¹ dw). Se preparó una solución de 2-aminoetilfenilborato y se tomaron 50 µl de la extracción de fenoles, la fracción de fenoles extraíbles, y se les añadió 180 µl de metanol más 20 µl de la solución preparada con 2-aminoetilfenilborato. Se preparó nitrito de sodio (NaNO₂) al 5%, cloruro de aluminio (AlCl₃) al 10%, hidróxido de sodio (NaOH) al 1 M y la solución estándar de catequina con metanol. La lectura se realizó en un espectrofotómetro (DR6000 HACH 233 Company, Loveland Colorado, USA) a 404 nm y se obtuvieron las concentraciones de flavonoides con una curva estándar de catequina.

4.8. Análisis estadístico

Para la determinación del efecto de la luz artificial en las plántulas de jitomate se utilizó un análisis de varianza ANOVA (95% de confianza) para conocer las diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos. El método empleado para discriminar entre las medias fue la prueba de HSD de Tukey usando el software JMP 9.0.1. 243 (SAS Institute).

4.9. Buenas prácticas de laboratorio

El Comité de Expertos sobre Especificaciones para Productos Farmacéuticos de la OMS adoptó en 1999 las guías tituladas “Buenas Prácticas para Laboratorios Nacionales de Control Farmacéutico” que fueron publicadas como Anexo 3 de la Serie de Informes Técnicos de la OMS, No. 902, 2002. El cumplimiento de las recomendaciones previstas en estas guías ayuda a promover la armonización internacional de prácticas de laboratorio y facilita la cooperación entre laboratorios y reconocimiento mutuo de resultados. Para el uso adecuado del laboratorio es obligatorio el uso de bata para la realización de análisis y manejo de reactivos, así como el uso de guantes y gafas de seguridad durante el experimento, se debe anotar en bitácoras el uso de equipos y la fecha en la cual se utilizaron; de igual forma es de suma importancia mantener limpia el área de trabajo (OMS-BLP, 2010).

Durante la realización de este proyecto se realizaron pruebas químicas para la determinación de metabolitos secundarios y algunas variables relacionadas con el valor nutricional del jitomate en el laboratorio de Bioingeniería a cargo del Dr. Juan Fernando García Trejo, donde se cuentan con medidas de seguridad y almacenamiento de desechos químicos peligrosos de acuerdo con la Norma Oficial Mexicana NOM-083-SEMARNAT-2003. Todos los desechos son recuperados en contenedores previamente rotulados para la recolección de sustancias tóxicas que posteriormente son confinadas.

5. Resultados y discusión

5.1. Pruebas no paramétricas del funcionamiento de la lámpara

El módulo LED con los cuatro colores y el sistema de control se muestran en la Figura 15.

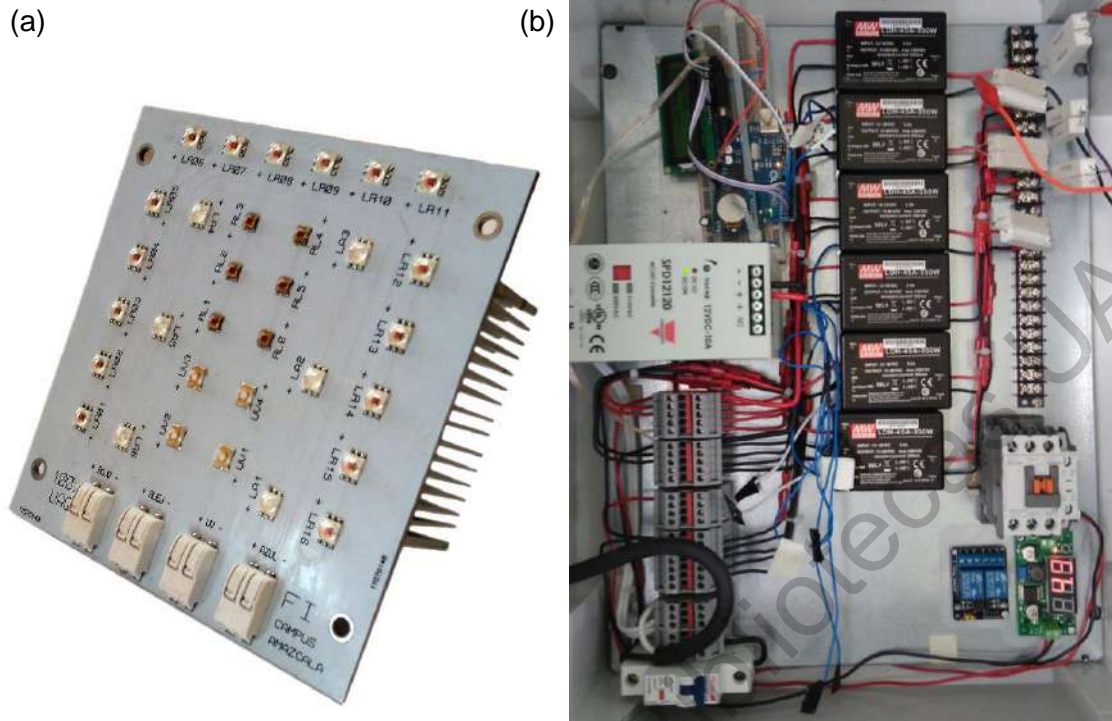
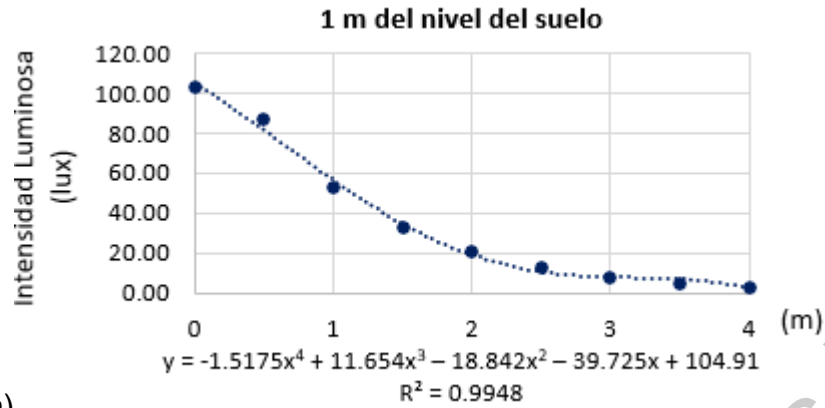
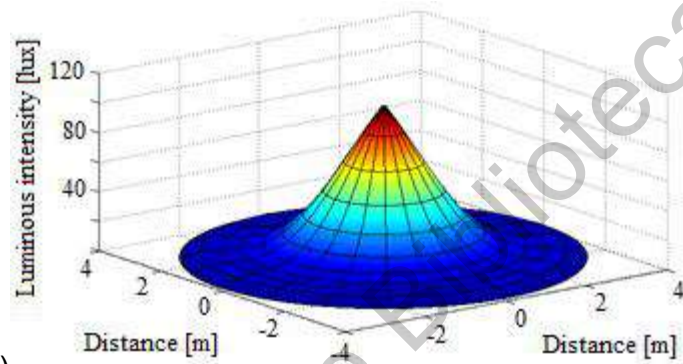


Figura 15. (a) Módulo LED con 16 LEDs rojos, 6 azules, 6 rojo lejano y 4 UV-A; (b) sistema de control del módulo LED (controlador, fuente de voltaje y reguladoras de corriente)

Las Figuras 16 y 17 muestran los resultados de las pruebas de intensidad luminosa de los LEDs azules. Las Figuras 18 y 19 muestran los resultados de las pruebas de intensidad luminosa de los LEDs rojos.

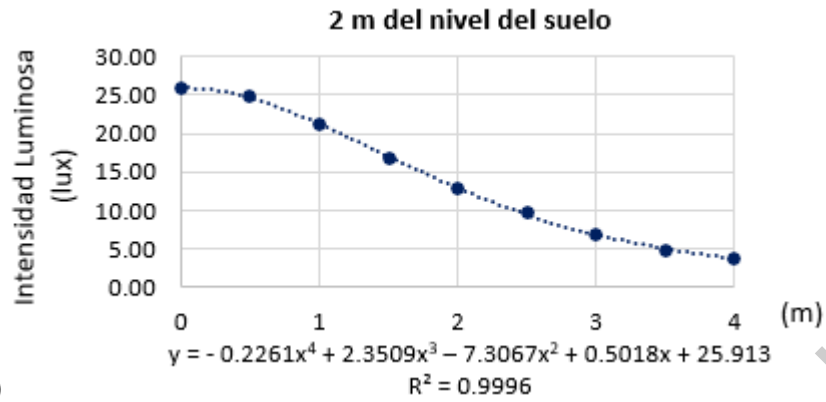


(a)

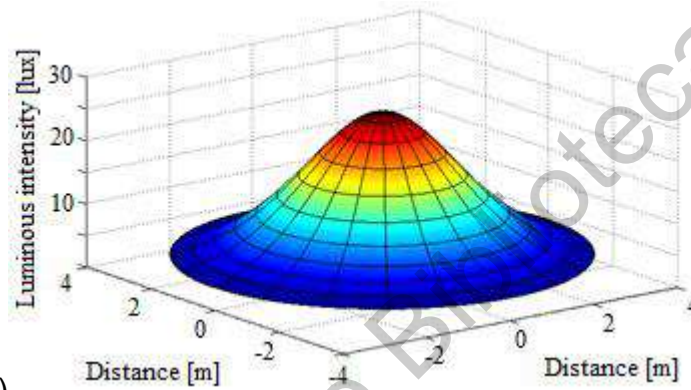


(b)

Figura 16. (a) Regresión polinomial de los puntos de intensidad luminosa de acuerdo a la distancia horizontal del módulo LED (color azul) con una altura vertical de un metro. (b) Sólido de revolución que muestra la intensidad luminosa de acuerdo al área iluminada.

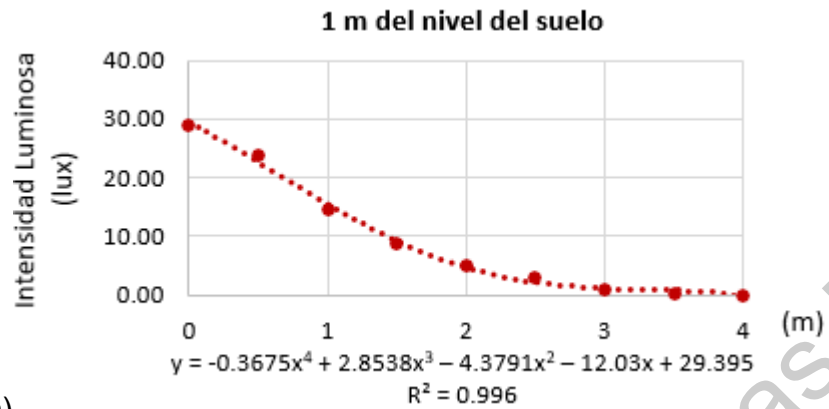


(a)



(b)

Figura 17. (a) Regresión polinomial de los puntos de intensidad luminosa de acuerdo a la distancia horizontal del módulo LED (color azul) con una altura vertical de dos metros. (b) Sólido de revolución que muestra la intensidad luminosa de acuerdo al área iluminada.



(a)

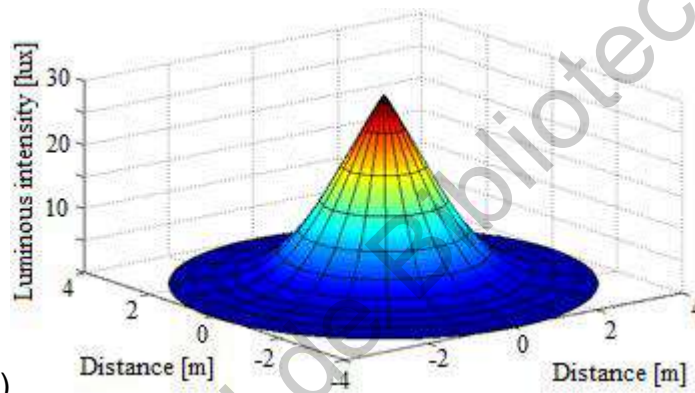
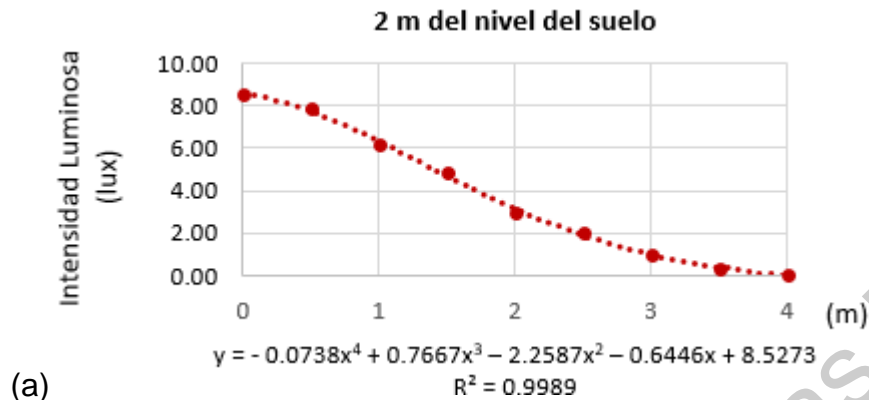
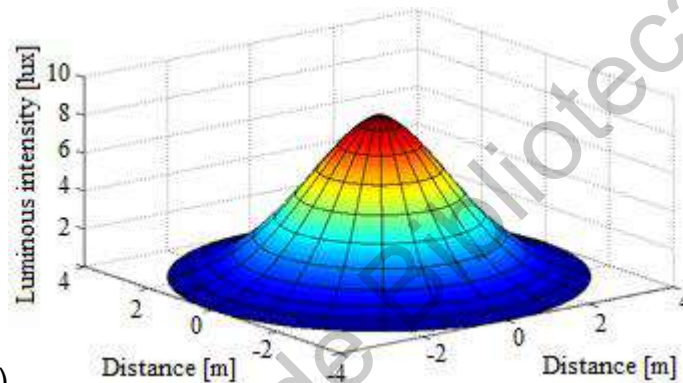


Figura 18. (a) Regresión polinomial de los puntos de intensidad luminosa de acuerdo a la distancia horizontal del módulo LED (color rojo) con una altura vertical de un metro. (b) Sólido de revolución que muestra la intensidad luminosa de acuerdo al área iluminada.



(a)



(b)

Figura 19. (a) Regresión polinomial de los puntos de intensidad luminosa de acuerdo a la distancia horizontal del módulo LED (color rojo) con una altura vertical de dos metros. (b) Sólido de revolución que muestra la intensidad luminosa de acuerdo al área iluminada.

5.2. Biometrías de las plántulas

La Tabla 3 muestra las mediciones iniciales, de la primera, segunda y tercera semana de las biometrías de las plántulas correspondientes a la altura, longitud del primer y segundo entrenudo, diámetro de tallo y peso de tallo. A partir de la segunda semana, la suplementación del fotoperiodo con luz artificial estimuló la elongación de las plántulas, donde T1 y T2 presentaron la mayor longitud total, 11.57% y 2.28% más grande que el control en la segunda semana, y 16.7% y 13.6% en la tercera semana, respectivamente. El tratamiento tres mostró una altura inicial menor a los otros tres tratamientos; sin embargo al aplicar el fotoperiodo, las plántulas aceleraron su crecimiento y resultaron estadísticamente iguales que el tratamiento control. En la tercera semana, todos los tratamientos presentaron una mayor longitud de

entrenados, donde T2 tuvo el valor más alto de esta variable con 26.3% y 72.6% más alto que el control para el primer y segundo entrenado, respectivamente.

Tabla 3. Biometrías de las plántulas correspondientes a la altura, longitud del primer y segundo entrenado, diámetro de tallo y peso de tallo de las mediciones iniciales, de la primera, segunda y tercera semana de experimento.

| | Longitud total (mm) | Longitud del primer entrenado (mm) | Longitud del segundo entrenado (mm) | Diámetro de tallo (mm) | Peso fresco de tallo (g) |
|---------------------------------|---------------------|------------------------------------|-------------------------------------|------------------------|--------------------------|
| Mediciones iniciales | | | | | |
| TC | 77.6±1.9a | - | - | 1.6±0.02a | 0.078±0.006a |
| T1 | 77.3±1.6a | - | - | 1.6±0.02a | 0.077±0.005a |
| T2 | 75.4±1.5a | - | - | 1.6±0.02a | 0.074±0.004a |
| T3 | 73.1±1.9a | - | - | 1.6±0.03a | 0.072±0.004a |
| Mediciones de la primera semana | | | | | |
| TC | 100.9±2.3b | - | - | 1.7±0.02a | 0.151±0.006b |
| T1 | 110.1±1.7c | - | - | 1.7±0.03a | 0.175±0.004c |
| T2 | 94.9±2.7b | - | - | 1.7±0.02a | 0.145±0.006b |
| T3 | 82.2±2.1a | - | - | 1.7±0.04a | 0.121±0.005a |
| Mediciones de la segunda semana | | | | | |
| TC | 120.0±3.3a | - | - | 2.0±0.02a | 0.217±0.011a |
| T1 | 133.9±3.5b | - | - | 1.9±0.04a | 0.263±0.012b |
| T2 | 122.8±3.5ab | - | - | 1.9±0.03a | 0.226±0.012ab |
| T3 | 112.8±2.46a | - | - | 1.9±0.04a | 0.193±0.008a |
| Mediciones de la tercer semana | | | | | |
| TC | 158.7±3.5a | 27.0±1.0a | 21.5±0.9a | 2.7±0.03a | 0.344±0.011a |
| T1 | 185.2±2.8b | 33.7±2.0ab | 23.6±1.2a | 2.8±0.07a | 0.431±0.009b |
| T2 | 180.2±3.6b | 34.1±2.1b | 37.1±0.14b | 2.8±0.03a | 0.421±0.011b |
| T3 | 165.4±3.3a | 33.0±1.9ab | 34.3±1.9b | 2.8±0.07a | 0.366±0.011a |

a, b, c en la misma columna por medición muestran diferencia estadística significativa por tratamientos ($P < 0.05$). Las mediciones se muestran como promedio \pm error estándar.

El modelo logístico fue utilizado por primera vez para describir el crecimiento de microorganismos y ha sido ampliamente implementado para problemas de descripción de poblaciones en ecología (Yu et al., 2002). La ecuación logística

diferencial es un modelo clásico y útil para describir la dinámica de una población en un medio ambiente con recursos limitados (Cavallini, 1993). La regresión por mínimos cuadrados para la obtención del modelo logístico de cada tratamiento para la variable de longitud total se observa en la Figura 20. Los valores de K predichos por el modelo son consistentes con el experimento ya que T1 y T2 tuvieron los valores más altos y TC y T4 los menores. TC tuvo el valor más alto de r ya que mostró un ligero mayor crecimiento que todos los tratamientos durante las primeras semanas, sin embargo, en la última semana su velocidad de crecimiento disminuyó significativamente. Todos los modelos de longitud total tuvieron una correlación mayor a 0.96, lo que indica que tuvieron una adecuada adaptación a los datos del experimento.

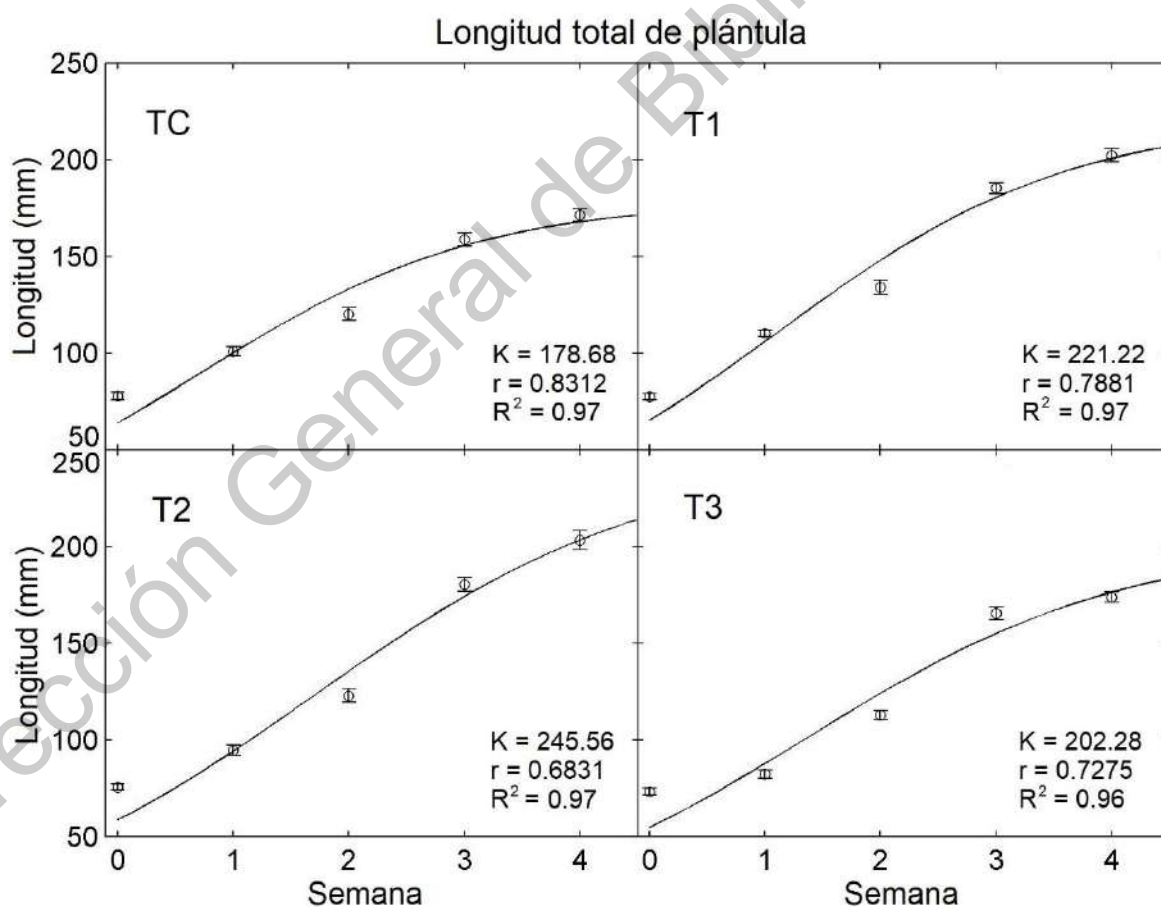


Figura 20. Regresión logística de la longitud de las plántulas a lo largo del experimento. K representa el crecimiento máximo previsto por el modelo en milímetros, r representa la tasa de crecimiento de los organismos y R^2 representa el ajuste del modelo a los puntos.

El diámetro de tallo permaneció sin diferencia significativa entre los tratamientos a lo largo de todo el experimento. Las plántulas de T1 tuvieron valores superiores de peso fresco de tallo a lo largo del experimento, 15.9%, 21.2% y 25.5% más alto que el control para la primera, segunda y tercera semana, respectivamente. En contraste, T3 presentó los valores más bajos de todos los tratamientos en la primer semana, 19.9% más bajo que el control, y durante las siguientes semanas tuvo una mejora considerable, sin diferencia significativa, pero un 6.4% más grande que el control en la tercer semana.

La Tabla 4 muestra las mediciones iniciales, de la primera, segunda y tercera semana de las biometrías de las plántulas correspondientes al peso total de la plántula, porcentaje de peso seco, porcentaje de cenizas, área foliar y peso de las hojas. El área foliar y el peso de hoja permanecieron sin diferencia significativa durante las primeras tres semanas de experimento. En la segunda semana, T1 y T2 presentaron un sutil incremento en el peso total, que se hace evidente en la tercera semana con un 7.5% y 6.1% más grande comparado con el control. En contraste, T3 presentó el valor más bajo de todos los tratamientos en la primer semana, 12.3% más bajo que el control, y durante las siguientes semanas tuvo un sutil incremento, pero con no diferencia estadísticamente significativa en la tercer semana. La ganancia de peso en el tallo de las plántulas de T3 permitió una recuperación del peso total, aunque sin diferencia significativa comparado con el control. Por el contrario, T3 fue el tratamiento que presentó un peso seco total superior, seguido de T2 y T1, con 23.8%, 20.1% y 7.1% mayores en comparación con TC en la tercer semana. El porcentaje de cenizas permaneció sin diferencias significativas a lo largo de las semanas.

Tabla 4. Biometrías de las plántulas correspondientes al peso total de la plántula, porcentaje de peso seco, porcentaje de cenizas, área foliar y peso de las hojas de las mediciones iniciales, de la primera, segunda y tercera semana de experimento.

| | Área foliar (cm ²) | Peso de la hoja (g) | Peso fresco total (g) | Materia seca total (%) | Contenido de cenizas (%) |
|---------------------------------|-----------------------------------|------------------------|--------------------------|---------------------------|-----------------------------|
| Mediciones iniciales | | | | | |
| TC | 4.5±0.18a | 0.066±0.003a | 0.144±0.007a | 6.7±0.02a | 1.5±0.11ab |
| T1 | 4.3±0.19a | 0.063±0.004a | 0.140±0.006a | 6.3±0.55a | 1.3±0.16a |
| T2 | 4.4±0.25a | 0.065±0.005a | 0.139±0.007a | 5.8±0.05a | 2.0±0.12b |
| T3 | 4.5±0.26a | 0.065±0.005a | 0.138±0.007a | 6.3±0.33a | 2.0±0.02b |
| Mediciones de la primera semana | | | | | |
| TC | 8.7±0.33a | 0.149±0.006a | 0.301±0.009b | 12.5±0.28ab | 3.3±0.09a |
| T1 | 8.1±0.38a | 0.142±0.005a | 0.317±0.006b | 11.1±0.42a | 3.3±0.28a |
| T2 | 8.9±0.31a | 0.151±0.005a | 0.296±0.009ab | 11.8±0.56ab | 3.2±0.08a |
| T3 | 8.8±0.42a | 0.144±0.008a | 0.264±0.01a | 15.3±1.67b | 4.0±1.01a |
| Mediciones de la segunda semana | | | | | |
| TC | 17.8±0.40a | 0.316±0.006a | 0.533±0.012ab | 7.0±0.61a | 2.5±0.17a |
| T1 | 16.6±0.72a | 0.311±0.011a | 0.563±0.028b | 6.7±0.17a | 2.3±0.12a |
| T2 | 17.2±0.52a | 0.314±0.007a | 0.540±0.015ab | 7.8±0.12a | 2.3±0.06a |
| T3 | 17.2±0.44a | 0.307±0.008a | 0.501±0.012a | 7.5±0.18a | 2.2±0.05a |
| Mediciones de la tercera semana | | | | | |
| TC | 37.8±0.48a | 0.700±0.009a | 1.043±0.013a | 5.7±0.08a | 1.7±0.06a |
| T1 | 36.0±0.75a | 0.691±0.011a | 1.121±0.016b | 6.2±0.09ab | 1.7±0.04a |
| T2 | 36.4±0.48a | 0.685±0.007a | 1.107±0.011b | 6.9±0.34b | 1.8±0.09a |
| T3 | 37.6±0.68a | 0.686±0.011a | 1.052±0.016a | 7.1±0.35b | 1.8±0.14a |

a, b, c en la misma columna por medición muestran diferencia significativa por tiramientos ($P < 0.05$). Las mediciones se muestran como promedio \pm error estándar.

La regresión por mínimos cuadrados para la obtención del modelo logístico de cada tratamiento para la variable de peso total se observa en la Figura 21. Los valores de K predichos por el modelo son consistentes con los datos del experimento ya que T1 tuvo el valor más alto y TC el menor. Todos los modelos de peso tuvieron una correlación mayor a 0.96, lo que indica una adecuada adaptación a los resultados del experimento.

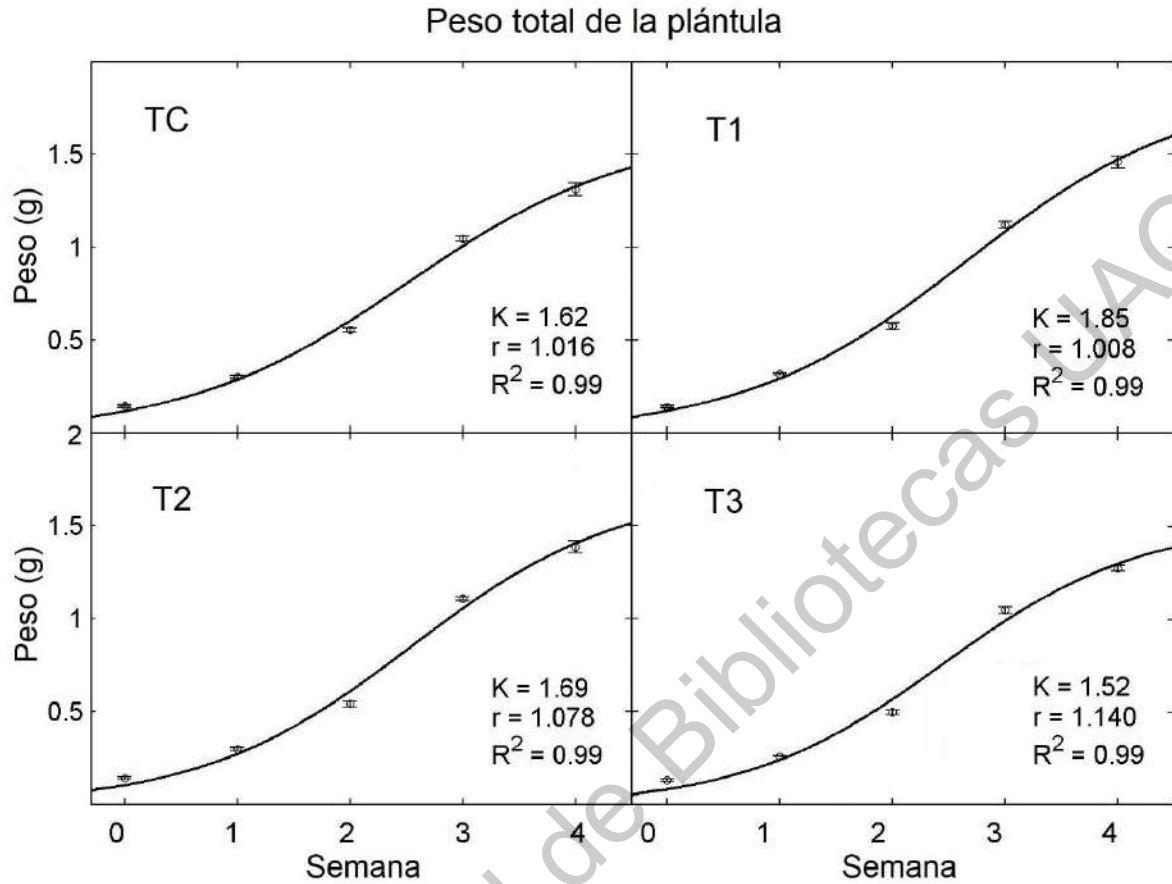


Figura 21. Regresión logística de peso total de las plántulas a lo largo del experimento. K representa el crecimiento máximo previsto por el modelo en milímetros, r representa la tasa de crecimiento de los organismos y R^2 representa el ajuste del modelo a los puntos

La Tabla 5 muestra las mediciones al final del experimento con los últimos cambios fisiológicos correspondientes a la longitud total, longitud del primer, segundo y tercer entrenudo, diámetro de tallo, peso fresco y seco de tallo, área foliar, peso fresco y seco de hoja, peso fresco y seco total contenido total de cenizas, área específica de hoja, índice de salud y eficiencia energética. T1 y T2 mantuvieron la tendencia de ser los tratamientos con mayor longitud total, 18.2% y 18.7% mayor que el control, donde T2 presentó la mayor longitud del primero y segundo entrenudo con 38.1% y 57.1% mayor que el control, respectivamente. El diámetro de tallo permaneció sin diferencia significativa entre los tratamientos.

Tabla 5. Biometrías de las plántulas correspondientes a la longitud total, longitud del primer, segundo y tercer entrenudo, diámetro de tallo, peso fresco y seco de tallo, área foliar, peso fresco y seco de hoja, peso fresco y seco total contenido total de cenizas, área específica de hoja, índice de salud y eficiencia energética al final del experimento.

| | Longitud total (mm) | Longitud primer entrenudo (mm) | Longitud segundo entrenudo (mm) | Longitud tercer entrenudo (mm) | Diámetro de tallo (mm) | Peso fresco de tallo (g) | Peso seco de tallo (%) | Área foliar (cm ²) |
|----|---------------------|--------------------------------|---------------------------------|--------------------------------|------------------------|--------------------------|------------------------|--------------------------------|
| TC | 171.2±3.1a | 28.9±1.3ab | 25.9±0.7a | 13.8±0.9a | 2.9±0.04a | 0.36±0.01a | 10.6±0.22b | 51.5±1.6ab |
| T1 | 202.3±3.3b | 34.9±2.2bc | 34.2±1.4b | 14.3±1.3a | 2.8±0.04a | 0.49±0.01b | 9.2±0.17a | 52.1±1.4b |
| T2 | 203.2±4.8b | 39.9±2.3c | 40.7±1.7c | 17.3±1.1a | 2.9±0.05a | 0.49±0.02b | 11.5±0.34b | 47.2±1.0a |
| T3 | 173.6±2.6a | 27.0±2.4a | 39.8±1.5c | 15.6±1.3a | 2.9±0.03a | 0.39±0.01a | 11.0±0.15b | 47.6±0.6a |

Continuación de la Tabla 5

| Peso fresco de hoja (g) | Peso seco de hoja (%) | Peso fresco total (g) | Peso seco total (%) | Contenido total de cenizas (%) | Área específica de hoja (cm ² g ⁻¹) | Índice de salud | Eficiencia de energía (g kW ⁻¹) |
|-------------------------|-----------------------|-----------------------|---------------------|--------------------------------|--|-----------------|---|
| 0.93±0.03a | 9.3±0.19c | 1.31±0.03a | 9.82±0.50ab | 2.36±0.04a | 607.5±14.5b | 0.0021c | - |
| 0.97±0.03a | 8.2±0.08a | 1.46±0.03b | 8.47±0.40a | 2.17±0.02a | 656.0±6.38c | 0.0017a | 2.81a |
| 0.90±0.02a | 8.8±0.09b | 1.39±0.03ab | 9.7±0.48ab | 2.3±0.06a | 603.2±9.69b | 0.0019b | 3.09b |
| 0.86±0.01a | 10.3±0.02d | 1.28±0.02a | 10.5±0.25b | 2.4±0.05a | 524.7±1.03a | 0.0022c | 3.04b |

a, b, c, d en la misma columna por medición muestran diferencia significativa por tiramientos ($P < 0.05$). Las mediciones se muestran como promedio \pm error estándar.

Las plántulas de los tratamientos T1 y T2 presentaron los valores más altos de peso fresco de tallo con 26.5% y 27.3% mayor que el control, respectivamente. En contraste, T1 presentó los valores más bajos de peso seco de tallo, 13.9% menor que TC. Lo anterior sugiere que las plántulas de T2 se elongaron y también tuvieron una acumulación de biomasa en el tallo, en contraste con T1 que también se elongaron pero no tuvieron una acumulación de biomasa, y por otra parte, que T3 tuvo una mayor acumulación de biomasa pero con una menor altura. Por otro lado, T1 presentó mayor área foliar en comparación con T2 y T3. En contraste, T3 tuvo el valor más alto de materia seca de hoja con 10.56%, y T1 y T2 tuvieron los más bajos con 11.6% y 5.5% más bajo que el control, respectivamente. Esto sugiere que las hojas de T3 no tuvieron una expansión significativa pero acumularon una mayor cantidad de biomasa. T1 tuvo el comportamiento opuesto con una mayor expansión pero con una menor acumulación de biomasa. T2 tuvo un comportamiento en medio de ellos. En este sentido, T3 tuvo el mayor porcentaje de materia seca total y T1 el más bajo, pero sin diferencia estadísticamente significativa en comparación con TC. Sin embargo, T1 obtuvo el valor más alto de peso fresco total, 11,2% más grande que el control.

El área de hoja específica (SLA) es una variable importante en los modelos de crecimiento de hortalizas ya que relaciona la producción de biomasa (peso seco) con la expansión foliar, y consecuentemente con la intercepción de la luz y la fotosíntesis (Gary et al., 1991). Cierta cantidad de biomasa puede estar distribuida a lo largo de una pequeña o grande área foliar. En ese sentido, T1 presentó una mayor SLA (8%) mientras que T3 presentó un menor valor (13.6%) en comparación con el tratamiento control. Las plantas que crecen en altas intensidades de luz tienen hojas más gruesas con un menor SLA, debido en parte a las capas extras de células de empalizada que incrementa el número de cloroplastos y la cantidad de enzimas fotosintéticas. Sin embargo, al tener mayor biomasa en un área determinada, el incremento en la capacidad fotosintética de las hojas que reciben una mayor intensidad luminosa generará una menor capacidad de captación de luz en situaciones de baja radiación lumínica (Björkman, 1981; Evans y Poorter, 2001; Hanson, 1917). El índice de salud de las plantas es una herramienta para la evaluación de los parámetros que afectan

directamente la sobrevivencia y crecimiento de las plantas después de ser trasplantadas, además de permitir la predicción de rendimientos y calidad de cultivo (Korkmaz y Dufault, 2004; Liu et al., 2015). El índice de salud de T1 y T2 fue menor que el tratamiento control debido a que la multiplicación del diámetro de tallo y el peso seco que no tuvieron una variación significativa entre los tratamientos, es dividida entre el alto de la planta, la variable donde T1 y T2 fueron significativamente mayores. Por otra parte, la eficiencia energética fue mayor para T2 y T3, lo que indica una mayor producción de biomasa por unidad de consumo de energía eléctrica.

Entrenudos cortos, tallos firmes, y grandes hojas de color verde intenso son algunas características de plántulas correctamente desarrolladas (Brazaitytė et al., 2010; Glowacka, 2002). En esta investigación, T1 y T2 tuvieron una mayor elongación y T1 presentó ligeramente una mayor área foliar. Este resultado era esperado ya que TC y T3 tenían las condiciones extremas de fotoperiodo correspondientes a no luz artificial y veinticuatro horas de luz (doce natural y doce artificial); además, estos resultados fueron consistentes con Haque et al. (2015) que evaluó el crecimiento en especies silvestres y de cultivo bajo condiciones de luz continua sin termoperiodo, encontrando que la tasa fotosintética y la máxima eficiencia fotoquímica del fotosistema II disminuían, resultando en hojas cloróticas. Los valores de porcentaje de materia seca en la última semana fueron consistentes con Brazaitytė et al. (2010) quienes obtuvieron 9.20%, 9.60% y 10.88% (valores calculados) en las primeras, segundas y terceras mediciones en los tratamientos que contaban con luz de color rojo, rojo lejano, azul y UV con fotoperiodo de 10 horas en plantas de jitomate híbrido 'Raisa F1'. En el experimento anterior, este mismo tratamiento fue el que obtuvo los mejores resultados de longitud total, área foliar y peso fresco. Al final de experimento, y en la mayoría de las mediciones, T3 presentó los mayores valores de porcentaje de materia seca, resultado que es consistente con (Haque et al., 2015) en su experimento anteriormente mencionado.

En el experimento de Hernández y Kubota (2012) quienes evaluaron diferentes cantidades de luz roja y azul con diferentes DLIs en plántulas de jitomate variedad

'Komeett', encontraron que después de 18 días de tratamiento con dos hojas verdaderas, el área foliar presentó diferencia estadísticamente significativa, lo que es consistente con la presente investigación, donde esta variable comenzó a presentar diferencia significativa en la medición de la semana dos, catorce días después de la aparición de las primeras hojas verdaderas. Con el incremento de la intensidad de luz, el área específica de las hojas siempre decrece gradualmente, y este efecto podría reducir la absorción de la energía lumínica (Fan et al., 2013). En el presente experimento, esta variable coincide con la descripción anterior, ya que entre mayor fue la cantidad de luz artificial, menor fue el área específica. Además, los valores de esta variable fueron consistentes con (Gary et al., 1991) quienes obtuvieron valores en el rango de 450 a 750 cm² g⁻¹ en su modelo matemático en jitomate variedad TOMGRO.

5.3. Medición de fitoquímicos

La Tabla 6 muestra las mediciones semanales de los fitoquímicos durante las cuatro semanas de experimento. Durante las semanas iniciales del experimento, el contenido de compuestos fenólicos no tuvo una variación significativa; sin embargo en las últimas dos semanas, T2 y T3 tuvieron los valores más altos de esta variable en comparación con el control, con 8.3% y 7.1% para la tercer semana, y 40.3% y 35.7% para la cuarta semana, respectivamente. Por el contrario, el contenido de flavonoides, de forma generalizada, presentó mayores valores en las primeras dos semanas con una considerable disminución en las últimas tres. En la primera semana la luz artificial causó que esta variable incrementara en todos los tratamientos, 22.1% para T1, 40.3% para T2 y 22.5% para T3, todos comparados con el control. En la última semana del experimento T1 presentó los valores más altos de esta variable (aunque disminuyendo en comparación con las primeras semanas), 14.8% mayor que TC. En general, la capacidad antioxidante (FRAP) tendió a incrementar en todos los tratamientos durante el experimento con los valores más altos en TC y T1 al final del experimento, y los menores en T2 y T3, 13.8% y 23.1% menores que TC, respectivamente. Por otra parte, la capacidad antioxidante (DPPH) disminuyó considerablemente después de la primer semana de exposición a la luz artificial y presentó un ligero incremento en las últimas

tres semanas, donde T2 y T3 tuvieron los valores más altos, 63.8% y 55% mayores que el control respectivamente.

Tabla 6. Mediciones semanales de contenido de fenoles y flavonoides, capacidad antioxidante (DPPH y FRAP) y clorofila a y b en plántulas de jitomate al principio y durante las cuatro semanas de experimento.

| | Contenido de | | Contenido de | | | |
|-------------------------------|-------------------------------------|--|-------------------------------------|-------------------------------------|-----------------------------------|-----------------------------------|
| | fenoles (mg GAE g ⁻¹ dw) | flavonoides (mg CE g ⁻¹ dw) | AOC DPPH (mg TE g ⁻¹ dw) | AOC FRAP (mg TE g ⁻¹ dw) | Clorofila a (mg g ⁻¹) | Clorofila b (mg g ⁻¹) |
| Mediciones iniciales | | | | | | |
| TC | 9.67±0.11b | 19.49±0.95b | 26.36±0.80a | 6.69±0.17b | 0.157±0.001a | 0.212±0.001a |
| T1 | 8.60±0.12a | 13.45±0.30a | 28.36±0.51ab | 6.60±0.10b | 0.156±0.001a | 0.211±0.008a |
| T2 | 9.94±0.12b | 17.85±0.88b | 30.63±0.44c | 5.98±0.08a | 0.155±0.001a | 0.214±0.003a |
| T3 | 10.56±0.17c | 18.25±0.64b | 29.64±0.55bc | 6.43±0.07b | 0.154±0.002a | 0.208±0.002a |
| Primera semana de experimento | | | | | | |
| TC | 11.38±1.07a | 13.66±1.00a | 28.86±0.44a | 6.59±0.11a | 0.157±0.001a | 0.212±0.003a |
| T1 | 9.97±0.16a | 16.68±1.03b | 28.44±0.71a | 6.69±0.16a | 0.154±0.001a | 0.205±0.012a |
| T2 | 11.46±0.69a | 19.16±0.75b | 27.68±0.33a | 6.79±0.10a | 0.153±0.001a | 0.1987±0.013a |
| T3 | 12.45±1.31a | 16.73±0.55b | 28.32±0.81a | 6.65±0.16a | 0.155±0.001a | 0.211±0.002a |
| Segunda semana de experimento | | | | | | |
| TC | 10.89±0.47b | 7.50±0.15b | 7.74±0.50a | 16.73±0.17c | 0.158±0.001a | 0.211±0.002a |
| T1 | 9.53±0.07ab | 7.03±0.16b | 6.41±0.12a | 10.98±0.24ab | 0.155±0.001a | 0.208±0.006a |
| T2 | 8.81±0.08a | 6.85±0.10ab | 6.44±0.19a | 9.96±0.13a | 0.155±0.001a | 0.203±0.010a |
| T3 | 7.90±0.78a | 5.49±0.71a | 7.55±1.06a | 11.63±0.61b | 0.154±0.001a | 0.208±0.003a |
| Tercera semana de experimento | | | | | | |
| TC | 10.28±0.18a | 7.61±0.18a | 6.48±0.12a | 14.23±0.61ab | 0.154±0.001a | 0.212±0.001a |
| T1 | 10.47±0.4ab | 8.17±0.14a | 6.60±0.22a | 12.76±0.50a | 0.156±0.001a | 0.209±0.004a |
| T2 | 11.14±0.21b | 7.97±0.15a | 8.82±0.70a | 15.91±0.85b | 0.157±0.001a | 0.208±0.002a |
| T3 | 11.01±0.10b | 8.01±0.10a | 6.78±0.20a | 15.74±0.76b | 0.158±0.001a | 0.208±0.002a |
| Cuarta semana de experimento | | | | | | |
| TC | 12.17±0.06a | 9.02±0.13b | 9.91±0.41a | 18.56±0.81bc | 0.162±0.001a | 0.205±0.004a |
| T1 | 14.06±0.62b | 10.36±0.59c | 10.69±0.64a | 19.96±1.50c | 0.157±0.001a | 0.199±0.007a |
| T2 | 17.04±0.30c | 8.27±0.11b | 16.23±0.54b | 15.99±0.47ab | 0.159±0.001a | 0.205±0.001a |
| T3 | 16.51±0.23c | 6.74±0.16a | 15.36±1.43b | 14.27±0.45a | 0.156±0.002a | 0.201±0.009a |

a, b, c, en la misma columna por medición muestran diferencia significativa por tiramientos ($P < 0.05$). Las mediciones se muestran como promedio \pm error estándar. GAE, equivalentes de ácido gálico; CE, equivalentes de catequina; TE, equivalentes de trolox.

Los valores de los dos tipos de clorofila permanecieron sin diferencias significativas a lo largo del experimento, lo cual es consistente con los experimentos de Kang et al. (2018) y Mariz-Ponte et al. (2018) donde los valores de clorofila no variaron con la exposición de diferentes condiciones de luz.

La capacidad antioxidante en las plántulas puede ser un valor que marque el nivel de adaptación ante los cambios ambientales que ocurren al momento del trasplante (Kim et al., 2014). Las plantas poseen mecanismos de defensa que reducen los efectos negativos de las especies reactivas de oxígeno (ROS), generadas por condiciones de estrés, usando sustratos antioxidantes o enzimas (Mittler, 2002). Los compuestos fenólicos inducen un mejor crecimiento y adaptación bajo situaciones de estrés (Rivero et al., 2003) y su medición podría ser utilizada como una base para el monitoreo rápido de actividad antioxidante (Baba y Malik, 2015; Soobrattee et al., 2005). Diversas técnicas han sido descritas para evaluar la capacidad antioxidante de plantas y alimentos, donde dos de las más aplicadas son las técnicas DPPH y FRAP (Halvorsen y Blomhoff, 2011; Ozgen et al., 2006; Villano et al., 2007). En el experimento de Kim et al. (2014) encontraron que la adición de luz azul incrementa la concentración de compuestos fenólicos, contenido de flavonoides y capacidad antioxidante en comparación de aquellos tratamientos que contenían otras longitudes de onda. En el mismo sentido, la adición de rojo lejano a la luz suplementaria incrementó considerablemente la producción de fenoles totales y capacidad antioxidante en lechuga (Lee et al., 2016). Al final del presente experimento, la cantidad de compuestos fenólicos fue mayor en todos los tratamientos en comparación con TC ya que la luz UV-A activa la biosíntesis de estas moléculas con capacidad antioxidante (Bantis et al., 2018); sin embargo, la concentración de flavonoides disminuyó en los tratamientos con mayor tiempo de exposición a la luz artificial. Al final del experimento, la cantidad total de compuestos fenólicos incrementó mientras que la de flavonoides disminuyó; esto indica que los compuestos fenólicos fueron producidos por las plántulas como resultado

de la situación de estrés, pero no en la línea de los flavonoides. El incremento en el contenido de fenoles en los tratamientos T2 y T3 al final del experimento es consistente con el análisis de DPPH que es comúnmente aplicado para clasificar la actividad antioxidante de estos compuestos (Nenadis y Tsimidou, 2002). Sin embargo, en el ensayo FRAP, la capacidad antioxidante tendió a incrementar en todos los tratamientos a lo largo del experimento, donde TC y T1 obtuvieron los valores más altos al final, contrario al DPPH. Esto puede deberse a que el ensayo FRAP tiene poca selectividad y mide casi todos los reductantes (incluyendo antioxidantes) con un potencial de reducción menor a 0.7 V, por otra parte, no detecta el glutatión o ciertos tioles de peso molecular bajo u otras moléculas que contienen azufre, que podrían jugar un papel importante en la defensa antioxidante de las plantas (Halvorsen y Blomhoff, 2011). La calidad de la luz afecta la producción de hormonas endógenas al influenciar la producción de metabolitos secundarios. La luz roja podría promover el crecimiento del tallo mediante la regulación de giberelinas, mientras que la luz azul promueve la producción de flavonoides, lignina fenilpropanoides y otras hormonas (OuYang et al., 2015). El fotoperiodo extendido con luz roja, azul, rojo lejano y UV-A puede regular la elongación y la expansión de las hojas en las plántulas de jitomate; además, se pueden lograr niveles adecuados de antioxidantes en las plántulas ya que esta variable es importante para la adaptación cuando ocurren cambios ambientales al momento del trasplante.

6. Conclusión

En el presente estudio, T1 y T2 presentaron los mejores resultados, mostrando que además de la calidad de la luz, el fotoperiodo también es una variable importante para el crecimiento de las plantas. Esta investigación revela que el crecimiento de las plántulas de jitomate variedad "Córdoba F1" se potenció en condiciones fotoperiódicas de 12h de luz natural con 4h y 8h de luz artificial compuesta de longitudes de onda roja, rojo lejano, azul y UV-A. Además, 24 h de luz no incrementó significativamente el crecimiento ni el contenido total de fenoles y flavonoides de la planta. Este estudio proporciona información básica sobre el efecto de incrementar el DLI a través de la

adición de horas al fotoperiodo natural con la combinación de cuatro importantes longitudes de onda a nivel morfológico y la producción de fitoquímicos de interés. Esta investigación también proporciona información básica sobre el diseño de un módulo LED, considerando la cantidad de luz que puede proporcionar cada LED correspondiente a una longitud de onda dominante. Esta información también se puede considerar para el diseño posterior de sistemas de iluminación artificial basados en iluminación LED teniendo en cuenta la cantidad de horas de luz natural, agregando horas de luz artificial al fotoperiodo.

7. Referencias bibliográficas

- Alvarado, A.M., Aguirre-Becerra, H., Vázquez-Hernández, M.C., Magaña-Lopez, E., Parola-Contreras, I., Caicedo-Lopez, L.H., Contreras-Medina, L.M., Garcia-Trejo, J.F., Guevara-Gonzalez, R.G., Feregrino-Perez, A.A., 2019. Influence of Elicitors and Eustressors on the Production of Plant Secondary Metabolites, Natural Bioactive Compounds. Springer, pp. 333-388.
- Arthur, J.M., Guthrie, J.D., Newell, J.M., 1930. Some effects of artificial climates on the growth and chemical composition of plants. Botanical Society of America by the Brooklyn Botanic Gardens.
- Audesirk, T., Audesirk, G., Byers, B.E., 1996. Biology: Life on earth. Prentice Hall Upper Saddle River, NJ.
- Baba, S.A., Malik, S.A., 2015. Determination of total phenolic and flavonoid content, antimicrobial and antioxidant activity of a root extract of *Arisaema jacquemontii* Blume. Journal of Taibah University for Science 9, 449-454.
- Bantis, F., Smirnakou, S., Ouzounis, T., Koukounaras, A., Ntagkas, N., Radoglou, K., 2018. Current status and recent achievements in the field of horticulture with the use of light-emitting diodes (LEDs). Scientia Horticulturae 235, 437-451.
- Barrero, J.M., Downie, A.B., Xu, Q., Gubler, F., 2014. A role for barley CRYPTOCHROME1 in light regulation of grain dormancy and germination. The Plant cell 26, 1094-1104.

- Bian, Z.H., Yang, Q.C., Liu, W.K., 2015. Effects of light quality on the accumulation of phytochemicals in vegetables produced in controlled environments: a review. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 95, 869-877.
- Björkman, O., 1981. Responses to different quantum flux densities, *Physiological plant ecology I*. Springer, pp. 57-107.
- Brazaitytė, A., Duchovskis, P., Urbonavičiūtė, A., Samuolienė, G., Jankauskienė, J., Sakalauskaitė, J., Šabajevienė, G., Sirtautas, R., Novičkovas, A., 2010. The effect of light-emitting diodes lighting on the growth of tomato transplants. *Zemdirbyste-Agriculture* 97, 89-98.
- Briggs, W.R., Olney, M.A., 2001. Photoreceptors in plant photomorphogenesis to date. Five phytochromes, two cryptochromes, one phototropin, and one superchrome. *Plant Physiology* 125, 85-88.
- Burgie, E.S., Vierstra, R.D., 2014. Phytochromes: an atomic perspective on photoactivation and signaling. *The Plant cell* 26, 4568-4583.
- Cavallini, F., 1993. Fitting a logistic curve to data. *The College Mathematics Journal* 24.
- Corbett, L.C., 1899. *A Study of the Effect of Incandescent Gas-light on Plant Growth*. West Virginia Agricultural Experiment Station.
- Corral-Aguayo, R.D., Yahia, E.M., Carrillo-Lopez, A., González-Aguilar, G., 2008. Correlation between some nutritional components and the total antioxidant capacity measured with six different assays in eight horticultural crops. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 56, 10498-10504.
- Devlin, P.F., Kay, S.A., 2000. Cryptochromes are required for phytochrome signaling to the circadian clock but not for rhythmicity. *The Plant cell* 12, 2499-2509.
- Eguchi, T., Hernández, R., Kubota, C., 2016. Far-red and blue light synergistically mitigate intumescence injury of tomato plants grown under ultraviolet-deficit light environment. *HortScience* 51, 712-719.
- Evans, J., Poorter, H., 2001. Photosynthetic acclimation of plants to growth irradiance: the relative importance of specific leaf area and nitrogen partitioning in maximizing carbon gain. *Plant, Cell & Environment* 24, 755-767.

- Fan, X.-X., Xu, Z.-G., Liu, X.-Y., Tang, C.-M., Wang, L.-W., Han, X.-I., 2013. Effects of light intensity on the growth and leaf development of young tomato plants grown under a combination of red and blue light. *Scientia Horticulturae* 153, 50-55.
- FAO, 2016. Mexico, Tomato Annual - Mexico continues to expand greenhouse tomato production USDA Foreign Agricultural Service, Global Agricultural Information Network, Gain Report Number: MX6021.
- Fideicomisos Instituidos en Relación con la Agricultura (FIRA). 2019. Panorama Agroalimentario, Tomate Rojo. Dirección de Investigación y Evaluación Económica y Sectorial, México. Página de consulta: <https://www.inforural.com.mx/wp-content/uploads/2019/06/Panorama-Agroalimentario-Tomate-rojo-2019.pdf> (16/Octubre/2020)
- Furuya, M., 1983. Photomorphogenesis in ferns, *Photomorphogenesis*. Springer, pp. 569-600.
- García, A.Á., Carril, E.P.-U., 2011. Metabolismo secundario de plantas. *Reduca (Biología)* 2.
- Gary, C., Jones, J., Longuenesse, J., 1991. Modelling daily changes in specific leaf area of tomato: the contribution of the leaf assimilate pool, *International Workshop on Greenhouse Crop Models* 328, pp. 205-210.
- Glowacka, B., 2002. Effect of light colour on the growth of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) transplant. *Acta Scientiarum Polonorum. Hortorum Cutlus* 1, 93-103.
- Gómez, C., Mitchell, C.A., 2015. Growth responses of tomato seedlings to different spectra of supplemental lighting. *HortScience* 50, 112-118.
- González-Jiménez, F.E., 2012. Caracterización de compuestos fenólicos presentes en la semilla y aceite de chia (*Salvia hispanica* L.) mediante electroforesis capilar. <http://tesis.ipn.mx/jspui/bitstream/123456789/9536/1/36.pdf>.
- Halvorsen, B.L., Blomhoff, R., 2011. Validation of a quantitative assay for the total content of lipophilic and hydrophilic antioxidants in foods. *Food chemistry* 127, 761-768.
- Hanson, H.C., 1917. Leaf-structure as related to environment. *American Journal of Botany*, 533-560.

- Haque, M.S., Kjaer, K.H., Rosenqvist, E., Ottosen, C.-O., 2015. Continuous light increases growth, daily carbon gain, antioxidants, and alters carbohydrate metabolism in a cultivated and a wild tomato species. *Frontiers in plant science* 6, 522.
- Hayes, S., Sharma, A., Fraser, D.P., Trevisan, M., Cragg-Barber, C.K., Tavidou, E., Fankhauser, C., Jenkins, G.I., Franklin, K.A., 2017. UV-B perceived by the UVR8 photoreceptor inhibits plant thermomorphogenesis. *Current biology* 27, 120-127.
- Hernández, R., Kubota, C., 2012. Tomato seedling growth and morphological responses to supplemental LED lighting red: blue ratios under varied daily solar light integrals, VII International Symposium on Light in Horticultural Systems 956, pp. 187-194.
- Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (INEGI). (S/F). Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos. El Marqués, Querétaro. Clave geoestadística 22011
- Ikkonen, E., Shibaeva, T., Rosenqvist, E., Ottosen, C.-O., 2015. Daily temperature drop prevents inhibition of photosynthesis in tomato plants under continuous light. *Photosynthetica* 53, 389-394.
- Kang, S., Zhang, Y., Zhang, Y., Zou, J., Yang, Q., Li, T., 2018. Ultraviolet-A radiation stimulates growth of indoor cultivated tomato (*Solanum lycopersicum*) seedlings. *HortScience* 53, 1429-1433.
- Kellerman, K., 1926. A review of the discovery of photoperiodism: the influence of the length of daily light periods upon the growth of plants. *The Quarterly Review of Biology* 1, 87-94.
- Khanna, V.K., 2014. Fundamentals of solid-state lighting: LEDs, OLEDs, and their applications in illumination and displays. CRC press.
- Kim, E.-Y., Park, S.-A., Park, B.-J., Lee, Y., Oh, M.-M., 2014. Growth and antioxidant phenolic compounds in cherry tomato seedlings grown under monochromatic light-emitting diodes. *Horticulture, Environment, and Biotechnology* 55, 506-513.
- Korkmaz, A., Dufault, R., 2004. Differential cold stress duration and frequency treatment effects on muskmelon seedling and field growth and yield. *European Journal of Horticultural Science* 69, 12-20.

- Kozai, T., 2007. Propagation, grafting and transplant production in closed systems with artificial lighting for commercialization in Japan. *Propagation of Ornamental Plants* 7, 145-149.
- Lee, M.-J., Son, K.-H., Oh, M.-M., 2016. Increase in biomass and bioactive compounds in lettuce under various ratios of red to far-red LED light supplemented with blue LED light. *Horticulture, Environment, and Biotechnology* 57, 139-147.
- Legrís, M., 2017. Bases moleculares del control del desarrollo en plantas por señales de luz y temperatura combinadas. Tesis doctoral. Universidad de Buenos Aires. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales.
- Liu, J., Wang, W., Wang, L., Sun, Y., 2015. Exogenous melatonin improves seedling health index and drought tolerance in tomato. *Plant growth regulation* 77, 317-326.
- Maloney, T.J., 2006. *Electrónica industrial moderna*. Pearson Educación.
- Mariz-Ponte, N., Mendes, R., Sario, S., Melo, P., Santos, C., 2018. Moderate UV-A supplementation benefits tomato seed and seedling invigoration: a contribution to the use of UV in seed technology. *Scientia Horticulturae* 235, 357-366.
- Masa, C.V., 2011. Variación del metabolismo secundario en plantas debida al genotipo y al ambiente. Tesis para optar por el Grado de Doctora en Ciencias por la Universidad de Extremadura. Revisado el 25 de mayo de 2016. Disponible en: <http://www.unex.es/publicaciones>.
- Matsuda, R., Ozawa, N., Fujiwara, K., 2014. Leaf photosynthesis, plant growth, and carbohydrate accumulation of tomato under different photoperiods and diurnal temperature differences. *Scientia Horticulturae* 170, 150-158.
- Matsuda, R., Yamano, T., Murakami, K., Fujiwara, K., 2016. Effects of spectral distribution and photosynthetic photon flux density for overnight LED light irradiation on tomato seedling growth and leaf injury. *Scientia Horticulturae* 198, 363-369.
- Meisel, L., Urbina, D., Pinto, M., 2011. Fotorreceptores y respuestas de plantas a señales lumínicas. *Fisiología vegetal*. FA Squeo Cardemil (eds), Ediciones Universidad de La Serena, Chile. Cap 18, 1-10.

- Ménard, C., Dorais, M., Hovi, T., Gosselin, A., 2005. Developmental and physiological responses of tomato and cucumber to additional blue light, V International Symposium on Artificial Lighting in Horticulture 711, pp. 291-296.
- Mittler, R., 2002. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. Trends in Plant Science 7, 405-410.
- Moon, J.-K., Shibamoto, T., 2009. Antioxidant assays for plant and food components. Journal of Agricultural and Food Chemistry 57, 1655-1666.
- Nashelsky, L., 2003. Electrónica: teoría de circuitos y dispositivos electrónicos. PEARSON educación.
- Nenadis, N., Tsimidou, M., 2002. Observations on the estimation of scavenging activity of phenolic compounds using rapid 1, 1-diphenyl-2-picrylhydrazyl (DPPH•) tests. Journal of the American Oil Chemists' Society 79, 1191.
- Ohyama, K., Manabe, K., Omura, Y., Kozai, T., Kubota, C., 2005. Potential use of a 24-hour photoperiod (continuous light) with alternating air temperature for production of tomato plug transplants in a closed system. HortScience 40, 374-377.
- Olvera-Novoa, M.A., Martínez Palacios, C., Real de León, E., 1993. Manual de técnicas para laboratorio de nutrición de peces y crustáceos. Mexico: FAO.
- OMS-BLP, 2010. Buenas prácticas de la OMS para laboratorios de control de calidad de productos farmacéuticos. Organización Mundial de la Salud. Serie de Informes Técnicos de la OMS, No. 957, 2010.
- OuYang, F., Mao, J.-F., 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.
- Ozgen, M., Reese, R.N., Tulio, A.Z., Scheerens, J.C., Miller, A.R., 2006. Modified 2, 2'-azino-bis-3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid (ABTS) method to measure antioxidant capacity of selected small fruits and comparison to ferric reducing antioxidant power (FRAP) and 2, 2'-diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) methods. Journal of Agricultural and Food Chemistry 54, 1151-1157.
- Pavarini, D.P., Pavarini, S.P., Niehues, M., Lopes, N.P., 2012. Exogenous influences on plant secondary metabolite levels. Animal Feed Science and Technology 176, 5-16.

- Rivero, R.M., Ruiz, J.M., Romero, L., 2003. Can grafting in tomato plants strengthen resistance to thermal stress? *Journal of the Science of Food and Agriculture* 83, 1315-1319.
- SAGARPA, 2015. Se consolida México como primer exportador mundial de tomate Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Coordinación General de Comunicación Social. NUM. 466/15
- Sánchez-Sañdaña, L., 2009. Radiación ultravioleta y cáncer a la piel. *Dermatología Peruana* 19, 305.
- Santos, J., Oliveira, M., Ibáñez, E., Herrero, M., 2014. Phenolic profile evolution of different ready-to-eat baby-leaf vegetables during storage. *Journal of Chromatography A* 1327, 118-131.
- Searle, I., Coupland, G., 2004. Induction of flowering by seasonal changes in photoperiod. *The EMBO Journal* 23, 1217-1222.
- Sepúlveda-Jiménez, G., Porta-Ducoing, H., Rocha-Sosa, M., 2003. La participación de los metabolitos secundarios en la defensa de las plantas. *Revista Mexicana de Fitopatología* 21, 355-362.
- Singleton, V.L., Rossi, J.A., 1965. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American journal of Enology and Viticulture* 16, 144-158.
- Soobrattee, M.A., Neergheen, V.S., Luximon-Ramma, A., Aruoma, O.I., Bahorun, T., 2005. Phenolics as potential antioxidant therapeutic agents: mechanism and actions. *Mutation Research/Fundamental and Molecular Mechanisms of Mutagenesis* 579, 200-213.
- Strickland, J.D., Parsons, T.R., 1972. A practical handbook of seawater analysis. Fisheries Research Board of Canada, Ottawa, 310.
- Vázquez-Hernández, M., Parola-Contreras, I., Montoya-Gómez, L., Torres-Pacheco, I., Schwarz, D., Guevara-González, R., 2019. Eustressors: Chemical and physical stress factors used to enhance vegetables production. *Scientia Horticulturae* 250, 223-229.

- Velez-Ramirez, A.I., Dünner-Planella, G., Vreugdenhil, D., Millenaar, F.F., Van Ieperen, W., 2017. On the induction of injury in tomato under continuous light: circadian asynchrony as the main triggering factor. *Functional Plant Biology* 44, 597-611.
- Vélez Ramírez, A., 2014. Continuous light on tomato: from gene to yield.
- Villano, D., Fernández-Pachón, M., Moyá, M., Troncoso, A., García-Parrilla, M., 2007. Radical scavenging ability of polyphenolic compounds towards DPPH free radical. *Talanta* 71, 230-235.
- Villee, C.A., Zarza, R.E., y Cano, G.C., 1996. *Biología*. McGraw-Hill.
- Yang, Z.-C., Kubota, C., Chia, P.-L., Kacira, M., 2012. Effect of end-of-day far-red light from a movable LED fixture on squash rootstock hypocotyl elongation. *Scientia Horticulturae* 136, 81-86.
- Yeh, N., Chung, J.-P., 2009. High-brightness LEDs—Energy efficient lighting sources and their potential in indoor plant cultivation. *Renewable and Sustainable Energy Reviews* 13, 2175-2180.
- Yu, Q., Liu, J., Zhang, Y., Li, J., 2002. Simulation of rice biomass accumulation by an extended logistic model including influence of meteorological factors. *International Journal of Biometeorology* 46, 185-191.
- Zhang, T., Maruhnich, S.A., Folta, K.M., 2011. Green light induces shade avoidance symptoms. *Plant Physiology* 157, 1528-1536.
- Zhishen, J., Mengcheng, T., Jianming, W., 1999. The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals. *Food chemistry* 64, 555-559.