



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA

COORDINACIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

CALIDAD NUTRICIONAL Y NUTRACÉUTICA DE LOS MICROGREENS EN FUNCIÓN DE LUZ LED SUPLEMENTARIA

TESIS

Que como requisito parcial
para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN BIOTECNOLOGÍA AGRÍCOLA

Presenta:

VALERIA DENNISS'E VALDEZ RIVAS

Bajo la supervisión de:

DRA. MARÍA DEL ROSARIO GARCÍA MATEOS



APROBADA



Chapingo, Estado de México.
Mayo de 2023.



CALIDAD NUTRICIONAL Y NUTRACÉUTICA DE LOS MICROGREENS EN FUNCIÓN DE LUZ LED SUPLEMENTARIA

Tesis realizada por **Valeria Denniss'e Valdez Rivas** bajo la supervisión del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN BIOTECNOLOGÍA AGRÍCOLA

DIRECTORA: _____



Dra. María del Rosario García Mateos

CO-DIRECTOR: _____



Dr. Felipe Sánchez Del Castillo

ASESOR: _____



Dr. J. Jesús Magdaleno Villar

ASESOR: _____



Dr. José Oscar Mascorro Gallardo

CONTENIDO

1	INTRODUCCIÓN GENERAL	1
2	REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1	Microgreens	3
2.1.1	Amaranto.....	5
2.1.2	Chía.....	5
2.2	La luz y su relación con las plantas	6
2.2.1	Calidad de luz	6
2.2.2	Cantidad de luz	7
2.2.3	Fotoperiodo	7
2.2.4	Fuentes artificiales de luz.....	8
2.2.5	Los fotorreceptores	10
2.2.6	Efecto de la luz en la fotosíntesis	15
2.2.7	Efecto de la luz en el crecimiento vegetal	17
2.2.8	Efecto de la luz en el metabolismo secundario	18
3	MATERIALES Y MÉTODOS	24
3.1	Establecimiento del experimento	24
3.1.1	Localización del experimento	24
3.1.2	Acondicionamiento del invernadero	24
3.1.3	Solución nutritiva.....	26
3.1.4	Material vegetal.....	26
3.2	Variables respuesta	29
3.2.1	Evaluación de la calidad nutricional	29
3.2.2	Evaluación de la calidad nutracéutica	30
3.3	Diseño experimental y análisis de datos.....	32
4	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	33
4.1	Características morfológicas.....	33

4.2	Contenido de minerales	34
4.3	Análisis proximal	37
4.4	Calidad nutracéutica y actividad antioxidante	40
5	CONCLUSIONES.....	44
6	LITERATURA CONSULTADA.....	45
7	APÉNDICES.....	56

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Cantidades de fertilizante empleadas para preparar Solución nutritiva Steiner a 50 % con modificación de azufre y de microelementos en 200 L de agua	26
Cuadro 2. Comparación de medias de las variables morfológicas medidas en microgreens de chíá y amaranto en respuesta a distintos tratamientos de luz suplementaria aplicada desde la siembra hasta la cosecha.....	34
Cuadro 3. Comparación de medias de la cuantificación de minerales macronutrientes (primarios y secundarios) medidas en microgreens de chíá y amaranto en respuesta a distintos tratamientos de luz suplementaria aplicada desde la siembra hasta la cosecha, evaluadas en peso seco.	36
Cuadro 4. Comparación de medias de la cuantificación de minerales micronutrientes medidas en microgreens de chíá y amaranto en respuesta a distintos tratamientos de luz suplementaria aplicada desde la siembra hasta la cosecha, evaluadas en peso seco.	37
Cuadro 5. Comparación de medias de las variables correspondientes al análisis proximal medidas en microgreens de chíá y amaranto en respuesta a distintos tratamientos de luz suplementaria aplicada desde la siembra hasta la cosecha, evaluadas en peso seco... ..	39
Cuadro 6. Comparación de medias de las variables de la calidad nutracéutica y antioxidante medidas en microgreens de chíá y amaranto en respuesta a distintos tratamientos de luz suplementaria aplicada desde la siembra hasta la cosecha, evaluadas en peso fresco... ..	43

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Tipos de fotorreceptores según la longitud de onda	10
Figura 2. Iluminación suplementaria proporcionada por LEDs en microgreens de chía y amaranto.	25
Figura 3. Microgreens de chía a 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento sin luz suplementaria.	27
Figura 4. Microgreens de chía a 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento con luz suplementaria roja proporcionada por LEDs.....	27
Figura 5. Microgreens de chía a 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento con luz suplementaria azul proporcionada por LEDs	28
Figura 6. Microgreens de chía a 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento con luz suplementaria blanca proporcionada por LEDs	28
Figura 7. Microgreens de amaranto a 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento sin luz suplementaria.....	28
Figura 8. Microgreens de amaranto a 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento con luz suplementaria roja proporcionada por LEDs.....	28
Figura 9. Microgreens de amaranto a 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento con luz suplementaria azul proporcionada por LEDs	29
Figura 10. Microgreens de amaranto a 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento con luz suplementaria blanca proporcionada por LEDs... ..	29

LISTA DE APÉNDICES

Apéndice 1. Cuadrados medios y niveles de significancia de las variables morfológicas medidas en microgreens de chíá y amaranto sometidos a diferentes tratamientos de luz suplementaria (con y sin luz) desde la siembra hasta la cosecha.....	56
Apéndice 2. Cuadrados medios y niveles de significancia de la cuantificación de minerales macronutrientes (primarios y secundarios) medidas en microgreens de chíá y amaranto sometidos a diferentes tratamientos de luz suplementaria (con y sin luz) desde la siembra hasta la cosecha.....	56
Apéndice 3. Cuadrados medios y niveles de significancia de la cuantificación de minerales micronutrientes medidas en microgreens de chíá y amaranto sometidos a diferentes tratamientos de luz suplementaria (con y sin luz) desde la siembra hasta la cosecha.....	56
Apéndice 4. Cuadrados medios y niveles de significancia de las variables correspondientes al análisis proximal medidas en microgreens de chíá y amaranto sometidos a diferentes tratamientos de luz suplementaria (con y sin luz) desde la siembra hasta la cosecha.....	57
Apéndice 5. Cuadrados medios y niveles de significancia de la calidad nutricional y antioxidante medidas en microgreens de chíá y amaranto sometidos a diferentes tratamientos de luz suplementaria (con y sin luz) desde la siembra hasta la cosecha.....	57
Apéndice 6. Curva estándar de calibración preparada a base de ácido gálico para la determinación de compuestos fenólicos.....	58
Apéndice 7. Curva estándar de calibración preparada a base de la flavona quercetina para la determinación de flavonoides.....	58

Apéndice 8. Curva estándar de calibración preparada a base de trolox (ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico) para la determinación de actividad antioxidante.....	59
Apéndice 9. Curva estándar de calibración preparada a base de trolox (ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico) para la determinación de actividad antioxidante, considerando el porcentaje de inhibición y la concentración de trolox.....	59

DEDICATORIA

A todos aquellos que me acompañaron durante esta investigación, me abrazaron y creyeron en mí.

A mis hermanos, **Hannia** y **David**, porque hemos luchado por salir adelante, por estar en las buenas y en las malas, que Dios me los cuide y bendiga siempre.

A mis criaturas, porque a veces no somos conscientes de como una mascota o varias, pueden mejorar nuestra vida para bien, impulsarnos y volvernos mejores seres humanos cada día

A mis padres, **Alma** y **Valente**, les dedico este trabajo por haberme brindado su comprensión y apoyo incondicional.

A ti que lees este trabajo, espero que te aporte algo, toma la enseñanza y crece con ella.

AGRADECIMIENTOS

A la **Doctora María del Rosario García Mateos**, por permitirme trabajar en su línea de investigación, le agradezco su guía, sus consejos, el apoyo y sobre todo su paciencia, no cabe duda de que la grandeza de una persona no sólo se mide por sus logros, sino también por lo que hay en su corazón, por siempre mi total admiración y agradecimiento.

Al **Doctor J. Jesús Magdaleno Villar**, por su apoyo incondicional durante esta investigación, por el tiempo dedicado, los consejos, enseñanzas y sobre todo ser una guía y apoyo, para que resultara muy bien la fase de campo, muchísimas gracias Doctor.

Al **Doctor Felipe Sánchez Del Castillo**, por la aportación teórica y práctica durante el desarrollo de esta investigación, especialmente en la fase de campo, por resolver mis dudas en todo momento, es una línea de investigación muy interesante y con mucho potencial. Así mismo agradezco al auxiliar de campo el **C. Luis Ángel Romero Rivero** quien me apoyó en las labores de campo, desde pruebas preliminares hasta el establecimiento del experimento.

Al **M.C. Carlos de Jesús Morales Becerril**, por la gran contribución que hizo a esta investigación, apoyándome en cada etapa y en todo momento, agradezco las horas prestadas y las robadas, los consejos, pero, sobre todo, mil gracias por tu amistad: honro tu vida.

Al **Doctor José Oscar Mascorro Gallardo**, por el tiempo dedicado a la revisión de esta investigación y por su participación como jurado en la presentación de este trabajo.

Al **I.B.Q. Félix Esparza Torres** y a la laboratorista **Martha Doris**, por su apoyo durante el análisis proximal de esta investigación, por las explicaciones en el fundamento teórico de los análisis y su orientación en la parte práctica.

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología** (CONACyT), por el apoyo económico para realizar mis estudios de maestría.

A la **Universidad Autónoma Chapingo**, mi Alma Mater, por abrirme sus puertas una vez más y brindarme la oportunidad de formarme en esta área de estudio.

A todos los profesores y a la Coordinación de Posgrado que formaron parte de mi desarrollo profesional, gracias por brindarme su conocimiento y apoyo.

A mi mejor amiga, la **Ing. Frida Alejandra Rosano Mariano**, por su apoyo en la fase de campo, por las risas, las historias y aventuras que comparte conmigo, Gracias por tanto y por lo que nos falta.

A mi amigas del alma **Angélica Martínez** y **Tania Rivera**, porque a pesar de la distancia, siempre han estado para darme un consejo, para apoyarme y ayudarme cuando más lo necesito.

A mis amigos, **Kelly, Mayra, Isis, Myrna, Eduardo, Israel** y **Lyzbeth** quienes contribuyeron en alguna fase de esta investigación.

A mis amigos de toda la vida, **Laura, Chapa, Felipe, Macias, Jaime, Manuelin** y **Erwin**, por tantos años de amistad, por su lealtad y sus consejos.

A aquellas amistades que han llegado durante esta etapa de mi vida, **Aurora, Isma, Lupita, David, Armando, Benja** y **Roger**, por el tiempo compartido, las risas y los momentos que quedaran por siempre en nuestra memoria.

DATOS BIBLIOGRÁFICOS

Datos personales

Nombre: Valeria Denniss'e Valdez Rivas
Fecha de nacimiento: 21 de mayo de 1997
Lugar de Nacimiento: Texcoco, Estado de
México
CURP: VARV970521MMCLVL07
Profesión: Ingeniera Agrónoma
Cédula profesional: 12410494



Desarrollo académico

Preparatoria Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. 2012-2015.
Licenciatura: Ingeniería Agronómica Especialista en Fitotecnia.
Universidad Autónoma Chapingo. 2015-2019.
Maestría en Ciencias en Biotecnología Agrícola. Orientación: Ingeniería
Genética. Universidad Autónoma Chapingo. 2021-2022.

RESUMEN

CALIDAD NUTRICIONAL Y NUTRACÉUTICA DE LOS MICROGREENS EN FUNCIÓN DE LUZ LED SUPLEMENTARIA

El efecto de la luz LED en plantas en etapas maduras ha sido estudiado reiteradamente; sin embargo, en microgreens todavía es limitado y se desconoce el impacto en su composición fitoquímica. El objetivo del presente trabajo fue evaluar el efecto de la luz LED suplementaria en la calidad nutricional y nutraceutica de microgreens de dos especies vegetales: chía (*Salvia hispanica*) y amaranto (*Amaranthus hypochondriacus* L) bajo condiciones de invernadero. Se les aplicó un tratamiento sin luz y tres tratamientos de luz LED suplementaria proporcionada por lámparas de luz blanca y luz azul, ubicadas a una altura de 30-45 cm de las plantas con una intensidad lumínica de 4000-4200 luxes, mientras que la luz roja a una altura de 10 cm emitió una intensidad lumínica de 1000-1100 luxes, con un fotoperiodo de 20 h en los tratamientos con luz LED y 12 h en el testigo. Se evaluaron 26 variables divididas en características morfológicas, composición nutricional y nutraceutica. Los resultados mostraron que los microgreens de chía sobresalieron en la composición nutraceutica, mientras que los microgreens de amaranto en la nutricional; respecto a los tratamientos con luz, destaca la luz blanca porque aumentaron los contenidos de Ca, K, Mg, Mn, P, Zn, carbohidratos y calorías (variables nutricionales); por otro lado, la luz azul maximizó la síntesis de los compuestos fenólicos, flavonoides, clorofila B y la actividad antioxidante (variables nutraceuticas), mientras que los tratamientos con luz roja y sin luz tuvieron efecto poco relevantes. Se concluyó que la luz suplementaria provista por LEDs causó cambios en el metabolismo primario y secundario de los microgreens en chía y en amaranto debido a la variación de los metabolitos evaluados. El presente estudio contribuirá con información de los atributos nutricionales y nutraceuticos de microgreens de estas especies con la finalidad de promover su producción y consumo.

Palabras clave: fitoquímica, chía, amaranto, intensidad lumínica.

ABSTRACT

NUTRITIONAL AND NUTRACEUTIC QUALITY OF MICROGREENS AS A FUNCTION OF SUPPLEMENTARY LED LIGHT

The effect of LED light on plants in mature stages has often been studied, however, in microgreens it is still limited and the impact it may have on its phytochemical composition is unknown. The objective of this work was to evaluate the effect of supplementary LED light on the nutritional and nutraceutical quality of microgreens of two plant species: chia (*Salvia hispanica*) and amaranth (*Amaranthus hypochondriacus* L) under greenhouse conditions. To them, one treatment without light and three treatments with supplementary LED light were provided by white light and blue light, located at a height of 30-45 cm above the plants with a light intensity of 4000-4200 lux, while the red light at a height of 10 cm emitted a light intensity of 1000-1100 lux, having a photoperiod of 20 h in the treatments with LED light and 12 h in the control. 26 variables divided into morphological characteristics, nutritional and nutraceutical composition were evaluated. The results showed that the chia microgreens stand out in the nutraceutical composition and the amaranth microgreens in nutritional composition, in regards to the light treatments, white light stands out, increasing the content of Ca, K, Mg, Mn, P, Zn, carbohydrates, and calories (nutritional variables); on the other hand, blue light maximized phenolic compounds, flavonoids, chlorophyll B, antioxidant activity (nutraceutical variables). Treatments with red light and without light had effects with little. It was concluded that the supplementary light provided by LEDs caused changes in the primary and secondary metabolism of microgreens in chia and amaranth due to the variation of the metabolites evaluated. The present study will contribute with information on the nutritional and nutraceutical attributes of microgreens of these species to promote their production and consumption.

Key words: phytochemistry, chia, amaranth, light intensity.

1 INTRODUCCIÓN GENERAL

Los microgreens son plantas inmaduras, sin raíces, que han brotado recientemente y que se cosechan poco después del desarrollo de las hojas cotiledonares, generalmente entre 10 y 20 días después de la emergencia de la plántula (Mir, Shah & Mir, 2016), presentan un alto contenido de componentes funcionales como antioxidantes, compuestos fenólicos, vitaminas y minerales, en contraste con los que se encuentran en las verduras o semillas maduras (Xiao, Lester, Luo & Wang, 2012). Los microgreens son considerados alimentos funcionales de acuerdo con Treadwell, Hochmuth, Landrum & Laughlin (2010) debido a que además de contribuir con nutrientes aportan componentes bioactivos capaces de mejorar algunas funciones del organismo y reducir el riesgo de enfermedades crónico-degenerativas cuando se consumen en pequeñas cantidades.

Según Castagnino, Marina & Benvenuti (2020) el consumo de éstos es reciente dado que estos alimentos funcionales emergentes del siglo XXI pueden beneficiar la salud humana en condiciones de escases de alimentos (Kamal et al., 2020). Estas plantas ganaron popularidad, aunque son de tamaño muy pequeño, debido a que pueden proporcionar sabores sorprendentemente intensos, colores vivos y texturas nítidas, atributos que potencian las propiedades sensoriales de los platillos donde se pueden servir como guarnición comestible o como un nuevo ingrediente para ensaladas en diversos restaurantes (Kou et al., 2014; Xiao et al., 2012).

Su producción se puede llevar a cabo con insumos sencillos, ya que no requieren instalaciones especiales, lo que facilita su producción en distintos sitios, ya sea con luz natural o iluminación artificial, esto los convierte en una nueva alternativa de cultivo en periodos relativamente cortos, donde la inversión para su producción es baja, mientras que el ingreso económico puede resultar en una actividad redituable, además de ayudar a contrarrestar algunos de los factores

de riesgo que traen consigo las prácticas agrícolas convencionales (derroche de recursos en agua, fertilizantes y agroquímicos) (Castagnino et al., 2020). Su cultivo representa oportunidades de negocio con un enfoque de desarrollo sostenible, con gran potencial nutricional; alimentos muy importantes también por su potencial en agrobiodiversidad, a nivel nacional y mundial, y en el desarrollo de alimentos innovadores, funcionales y con alto valor agregado (Castagnino et al., 2020; Romero-Rodríguez & Tafur-Ruge, 2018).

Los microgreens comúnmente cultivados son mostaza, espinaca, remolacha, lechuga, cilantro, repollo, rábano y brócoli. En la presente investigación se consideraron dos especies amaranto y chía, por su demanda en la preparación de platillos en la gastronomía moderna. Sin embargo, aunque los microgreens se han considerado cultivos funcionales valiosos y nutricionalmente beneficiosos, se desconocen los rendimientos, la calidad nutricional y nutracéutica en función de las condiciones que se les pueden brindar (manejo nutrimental y ambiental (temperatura, humedad relativa, luz, etc.)). La luz LED suplementaria puede jugar un papel fundamental en la producción de estos cultivos, influyendo de manera positiva en la composición nutricional y en la calidad nutracéutica. Con base en lo anterior, el objetivo de la investigación fue evaluar el efecto de la luz LED suplementaria en la calidad nutricional y nutracéutica de microgreens de dos especies vegetales bajo condiciones de invernadero.

2 REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Microgreens

Los microgreens ya son populares en Norteamérica, Europa, Asia y Oceanía y cada vez son más utilizados por la alta cocina. Los chefs preparan platillos gourmet destinados a satisfacer las necesidades de los consumidores, cada vez más conscientes de la salud y particularmente atentos en la salud, dieta y calidad alimentaria. Aunque a menudo se utilizan con el principal propósito estético de adorno, los microgreens contribuyen a la salud por sus propiedades nutricionales (Di Gioia & Santamaria, 2015).

En México la producción y consumo de microgreens es aún novedosa, se centra en zonas urbanas, siendo los centros comerciales, mercados sobre ruedas orgánicos y ferias alimentarias, los principales puntos de venta, además de que pueden ser cultivados en pequeños huertos urbanos, en el patio de las casas, azoteas verdes o incluso en espacios muy pequeños como los balcones, pero a pesar de su facilidad de producción y consumo, el mercado aún no han sido explotado en su totalidad, pero existe una tendencia creciente en cuanto a los consumidores que buscan vegetales con alto contenido de nutrientes, por ello los restaurantes y chefs que sirven comida vegetariana, vegana o simplemente orgánica con características nutricionales muy altas; pueden considerarse como otro mercado emergente potencial para el consumo de los microgreens. (Rangel-Frías, González-Aguirre, Rucoba-García, Hernández-Ruiz & Mireles-Arriaga, 2018).

La utilización y el consumo de microgreens han aumentado debido al mayor interés de los consumidores por su salud y su concientización sobre los alimentos saludables. Se han encontrado altos niveles de componentes nutraceuticos en microgreens, un ejemplo, son los compuestos bioactivos (ácido ascórbico, tocoferol, filolequinona, compuestos fenólicos, minerales y antioxidantes) (Xiao et al., 2012).

Un estudio reciente, realizado por un grupo de investigadores de EE.UU. Departamento de Agricultura (USDA) y la Universidad de Maryland, analizando la concentración de vitaminas (vitamina C, E y K) y carotenoides (β -caroteno, luteína y zeaxantina) en veinticinco variedades de microgreens demostró que, en comparación con las verduras normales cosechados en la etapa de maduración comercial estándar, los microgreens han presentado compuestos antioxidantes incluso diez veces más alto (Di Gioia & Santamaria, 2015; Xiao et al., 2012). En el caso de la col, comparando las cantidades de las vitaminas antes mencionadas en los microgreens con los reportados en la literatura para la misma especie recolectada en una etapa de maduración regular, los microgreens mostraron un contenido promedio de vitamina C seis veces mayor (147 vs 23.5 mg / 100 g de PF), cuatrocientas veces más mayor valor de vitamina E (24.1 frente a 0.06 mg / 100 g de PF) y sesenta veces mayor contenido de vitamina K (2.4 vs 0.04 μ g / g de PF) (Xiao et al., 2012).

Di Gioia & Santamaria (2015) señalan que además del aporte de nutrientes, los microgreens pueden proporcionar componentes bioactivos, capaces de mejorar algunas funciones del organismo y / o reducir el riesgo de enfermedades.

Ghoora & Srividya (2017) reportan los niveles más altos de ácido ascórbico, polifenoles y clorofilas totales en los microgreens en comparación con las hojas maduras de fenogreco (*Trigonella Foenum-Graecum* L.), lo cual confirmó que el contenido fitoquímico tiende a disminuir con la madurez creciente de la planta. Los microgreens poseen una mejor retención de compuestos fitoquímicos durante su almacenamiento. El consumo de microgreens podría ser una alternativa de salud para satisfacer los requisitos minerales, ya que éstos contienen micro y macrominerales en mayor cantidad que las plantas maduras.

La investigación de Xiao et al. (2016) reportan 30 variedades de microgreens de la familia Brassicaceae estudiadas, donde se muestra que son una fuente de hierro y zinc, también los microgreens tuvieron perfiles de polifenoles más complejos y diversos en comparación con las contrapartes de plantas maduras.

Varias investigaciones destacan el contenido nutricional de los microgreens, así como su calidad nutracéutica de las especies evaluadas (Di Gioia & Santamaria, 2015; Ghoola et al., 2020; Xiao et al., 2016; Yadav, Koley, Tripathi & Singh, 2019).

2.1.1 Amaranto

El género *Amaranthus* incluye cerca de 70 especies, de las cuales tres son predominantemente utilizadas para la producción de grano: *Amaranthus cruentus*, *A. caudatus* y *A. hypochondriacus*. Es esta última especie, de mayor interés debido al perfil completo de aminoácidos que presenta (Casarrubias-Castillo, Martínez-Gallardo & Délano-Frier, 2014). El amaranto es una fuente importante de proteína, calcio, hierro y otros metabolitos, elementos necesarios para la alimentación humana. Esta semilla puede ser utilizada en gran diversidad de productos (sopas, panqués, cereal, galletas, pastas, botanas, bebidas y confitería). En contraste, esta especie en la etapa de microgreen, le provee al cuerpo nutrientes importantes, sus tiernas y jugosas hojas jóvenes de amaranto rojo tienen un sutil sabor a nuez, lo que las convierte en un complemento fresco y sabroso a los sándwiches, ensaladas, salsas y otros platillos, aunado a su aporte nutricional y nutracéutico (Xiao et al., 2015).

2.1.2 Chía

El género *Salvia* es el más diverso de la familia Lamiaceae, con cerca de 1000 especies distribuidas alrededor del mundo (González-Solano, 2018). México es considerado como una de las áreas con mayor diversidad del género, con aproximadamente 300 especies, de las cuales 88 % son endémicas, *Salvia hispanica* es la especie más abundante (González-Solano, 2018).

En la actualidad la tendencia de los consumidores al elegir productos alimenticios está más asociada a la salud y al bienestar. Esta situación puede verse claramente en el supermercado con el suministro de productos que se distinguen por el alto contenido de ácidos grasos omega-3, antioxidantes, fibra dietaria,

proteína y otros componentes que los consumidores reconocen como buenos para la salud (González-Solano, 2018; Martínez et al., 2012). Las características mencionadas han incrementado el interés comercial por *Salvia hispanica*, por lo que se ha introducido en varios países como cultivo promisorio (González-Solano, 2018). Actualmente en Latinoamérica, Estados Unidos y Australia se han industrializado diferentes productos alimenticios y medicinales preparados con semilla de chía (barras, cereales y galletas) (Paredes-Camacho, 2015). El cultivo de los microgreens de chía es muy sencillo y también se han utilizado recientemente en la dieta humana por sus propiedades nutritivas y antioxidantes (Gómez-Favela et al., 2017).

2.2 La luz y su relación con las plantas

Entre los factores ambientales que influyen fuertemente en la fisiología y respuesta a estímulos en las plantas, encontramos la luz, es una de las necesidades primarias de las plantas, ya que les permite procesar los nutrientes del suelo y convertirlos en su alimento, no solo proporciona la fuente de energía para la fotosíntesis, sino también la señal para una multitud de respuestas fisiológicas (Ding et al., 2011). La luz se usa para dirigir el progreso y la dirección de los hábitos de crecimiento, con base en el producto final deseado, por ejemplo, en el cultivo de lechuga, se busca un crecimiento vegetativo robusto y la floración es indeseable, mientras que, en fresa, es importante promover la floración para obtener los frutos (Folta & Childers, 2008).

2.2.1 Calidad de luz

La calidad de la luz se refiere a la composición del color, es decir, a la longitud de onda, frecuencia y energía de los fotones. Un color específico puede ser descrito principalmente por su longitud de onda. El intervalo crucial para las plantas está dentro de los 400 a 700 nm, porque los fotones dentro de este son más efectivos para impulsar la fotosíntesis. Sin embargo, esto no es tan rígido ya que fotones dentro de la región ultravioleta y rojo lejano tienen un efecto fotosintético y contribuyen al crecimiento de las plantas. Cada región del espectro

luminoso puede inducir ciertas respuestas en las plantas, por ejemplo, el color de la luz tiene influencia en la arquitectura de la planta, la forma y color de las hojas y en la altura del tallo (Flores-Pérez, 2021).

2.2.2 Cantidad de luz

La cantidad de luz se refiere a la intensidad luminosa o al número de fotones que inciden en una cierta superficie por segundo o por día. Se puede cuantificar instantáneamente con un sensor cuántico o medir el acumulado por día para obtener la luz integral diaria (DLI), en la región fotosintéticamente activa (PAR) del espectro luminoso (Flores-Pérez, 2021).

2.2.3 Fotoperiodo

El fotoperiodo es el tiempo en el que las plantas reciben la luz por día. El desarrollo de las plantas puede ser activado o no, dependiendo del número de horas luz recibidas. Varias actividades de las plantas, como la floración, están determinadas por la duración del día, por esta razón las plantas se pueden clasificar a partir de sus respuestas al fotoperiodo. En plantas como crisantemo, nochebuena y dalia, encontramos un fotoperiodo de día corto y la floración es acelerada cuando el periodo de oscuridad es más largo que un valor crítico de horas luz, mientras que en plantas como lechuga y chícharo son consideradas de día largo, la producción de flores es acelerada en los periodos de iluminación mayores que un valor crítico, cabe destacar que hay plantas que no responden al fotoperiodo y la floración se da por otro tipo de estímulos, como la temperatura o la época del año (Flores-Pérez, 2021).

El ambiente lumínico es uno de los parámetros más importante en los sistemas de producción, ya que la fotosíntesis y fotomorfogénesis dependen en su mayoría de la calidad (longitud de onda), intensidad y duración de la incidencia luminosa (Alrifai, Hao, Marcone & Tsao, 2019; Carvalho, Takaki & Azevedo, 2011; Casierra-Posada & Peña-Olmos, 2015)

La luz regula la mayoría de los procesos biológicos y algunas rutas metabólicas en las plantas ya que reaccionan a determinada intensidad y calidad de luz a través de sus fotorreceptores, los cuales son activados bajo longitudes de onda específicas, por ello, para obtener producción de plantas con buena calidad hay que considerar en el factor luz, la calidad, la intensidad y el fotoperiodo (Carvalho, Santos, Vilela & Amâncio, 2008; Xiaoying, Shirong, Taotao, Zhigang & Tezuka, 2012; Zhang, Maruhnich & Folta, 2011).

2.2.4 Fuentes artificiales de luz

El uso de fuentes de luz artificial, que emiten fotones en un intervalo espectral de 250 nm a 750 nm, es una práctica que está cobrando mucha relevancia debido a su potencial para producir en espacios reducidos y obtener buenos rendimientos. Entre las principales fuentes de luz artificial utilizadas tenemos: las lámparas de sodio de alta presión (HPS), las lámparas fluorescentes (FL) y los diodos emisores de luz (LED), entre otros (Bantis et al., 2018). Las HPS tienen alta eficiencia eléctrica, larga vida útil y un amplio espectro de luz, fueron la fuente de luz artificial más utilizada para el cultivo de muchas especies de plantas en invernaderos (Islam et al., 2012). Por otro lado, tenemos a las FL que son ampliamente utilizadas en cámaras de crecimiento. Cuando se utilizan como fuentes de luz adicionales, las FL pueden proporcionar una fluencia fotónica fotosintética sostenida que es necesaria para una alta productividad (Darko, Heydarizadeh, Schoefs & Sabzalian, 2014). Sin embargo, tanto las HPS como las FL tienen serias limitaciones. Las HPS requieren alto voltaje y emiten calor radiante intenso, también contienen solo 5 % de luz azul, que es bajo en comparación con la luz solar natural (18 % de luz azul) (Islam et al., 2012). Las FL tienen una salida de fotones limitada, una conversión de energía en luz inferior a la ideal y una vida útil efectiva corta (Rehman et al., 2017). Estas características traen varios problemas, respecto a la forma en que las plantas crecen y se desarrollan, o el sobrecalentamiento debido a la radiación infrarroja (D'Souza, Yuk, Khoo & Zhou, 2015).

2.2.4.1 Luz LED

La tecnología de iluminación LED, por su elevada eficiencia en el uso de energía eléctrica, baja emisión de calor y alta manipulación de la intensidad y calidad de la luz emitida (Dutta-Gupta & Agarwal, 2017), se ha posicionado como la fuente de luz más utilizada en estos sistemas de producción, sustituyendo o complementando (en algunos casos) a la luz del sol (Bian, Yang & Liu, 2015; Morrow, 2008).

Los LEDs emiten luz con una longitud de onda de marca estrecha, que depende de las propiedades de los materiales semiconductores de los dispositivos. Con la mejora de la tecnología de semiconductores, la longitud de onda de emisión máxima de los LED varía desde UV (~250 nm) hasta infrarrojos (~1000 nm) (Olle & Viršile, 2013). En otras palabras, la luz LED podría emitir tanto luz de banda ancha (luz blanca) como luz monocromática (luz ultravioleta, azul, verde, roja y roja lejana). Cuando se combinan varios LEDs, se pueden emitir luces monocromáticas con diferentes intensidades o una combinación de luz con diferentes composiciones espectrales. Por lo tanto, la capacidad de control del espectro de luz precisa y flexible de los LEDs le permite proporcionar longitudes de onda de luz óptimas que coinciden con los fotorreceptores y los pigmentos fotosintéticos de las plantas, de esta manera puede contribuir a optimizar el crecimiento y el metabolismo de las plantas, por ejemplo, la luz monocromática roja y azul, usadas de manera individual o combinada incrementa la acumulación de metabolitos primarios y secundarios tales como azúcares, proteínas solubles, polifenoles, vitaminas C, tocoferoles y carotenoides (Britz & Sager, 1990; Kim, Goins, Wheeler & Sager, 2004).

Las plantas perciben diferentes segmentos del espectro de luz emitida por el sol, así como su intensidad y duración (Dole & Wilkins, 2004). Con el uso de LEDs es posible regular las características de los fotones que llegan a las plantas, potenciando los efectos benéficos y evitando la influencia adversa de otras longitudes de onda. Por lo tanto, los productos metabólicos de las plantas cultivadas pueden modificarse (Darko et al., 2014).

2.2.5 Los fotorreceptores

El intervalo de longitudes de onda que modifican el comportamiento de las plantas va desde la luz ultravioleta (UV) (280 nm) hasta la luz roja lejana (700-750 nm) (Figura 1) (Kami, Lorrain, Hornitschek & Fankhauser, 2010; Rizzini et al., 2011). Los fotorreceptores, sensibles a una variedad de longitudes de onda de luz, ayudan a las plantas a detectar y utilizar la radiación desde el UV cercano (350 nm) hasta la luz azul y roja/roja lejana (750 nm). La luz azul (450 nm) y roja (650 nm) son fuertemente absorbidas por plantas, mientras que la luz verde (530 nm) y la luz roja lejana (735 nm) se reflejan en gran medida (Kami et al., 2010; Zhang, Bian, Yuan, Chen & Lu, 2020).

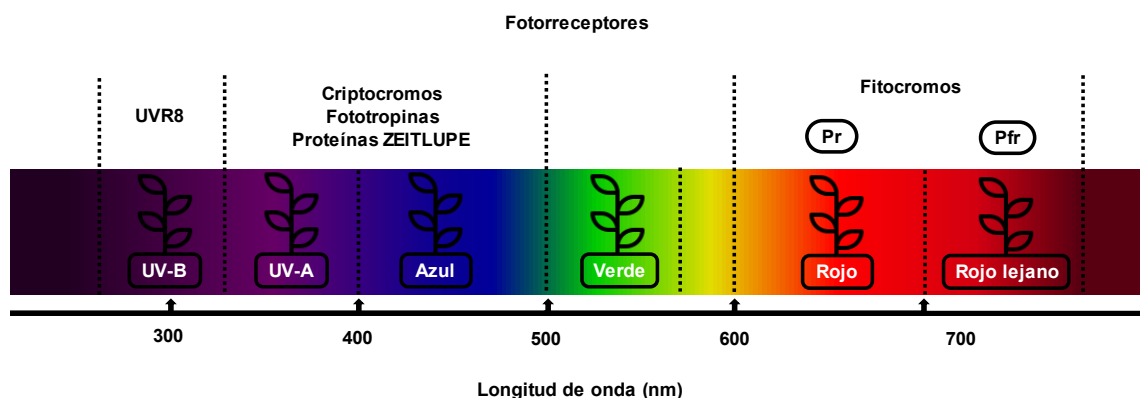


Figura 1. Tipos de fotorreceptores según la longitud de onda

Elaboración propia con base en los datos de Ballaré, 2014; Casal, 2013; Kami et al., 2010 & Zhang et al., 2020.

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

orgánico llamado cromóforo, que es el sitio principal de absorción de fotones (Möglich, Yang, Ayers & Moffat, 2010). Las plantas detectan el entorno de luz y se adaptan a las condiciones ambientales cambiantes, responden a los cambios en la calidad y cantidad de la luz a través de respuestas fisiológicas y de desarrollo conocidas como fotomorfogénesis (Darko et al., 2014).

Existen al menos cuatro grupos de fotorreceptores: los fitocromos, cuya absorción máxima es en el rojo (660 nm) y rojo lejano (730 nm); los criptocromos y fototropinas que absorben en el intervalo de radiación UV-A (320-400 nm) y luz azul (400-500 nm) y UVR-8 fotorreceptor de la radiación UV-B (280-315 nm) (Figura 1) (Ballaré, 2014; Casal, 2013). Tanto los fitocromos, criptocromos y fototropinas son dímeros formados por dos subunidades equivalentes, cada una de las subunidades está formada por dos componentes: una molécula de pigmento que absorbe la luz llamada cromóforo, el monómero de apoproteína tiene una masa molecular de 125 kDa, la unión de la apoproteína y su cromóforo forman una holoproteína. En plantas superiores el cromóforo de la holoproteína es una cadena tetrapirrólica lineal llamada fitocromobilina. Sólo hay un cromóforo por molécula de apoproteína y está unido a la porción proteica a través de enlace tioéter a un residuo cisteína (Taiz & Zeiger, 2006) mientras que UVR-8 es una proteína que utiliza como cromóforos a ciertos aminoácidos específicos (Casal, 2013).

2.2.5.1 Fitocromos

Los fitocromos son dímeros solubles compuestos por subunidades de aproximadamente 125 kDa, consisten en una apoproteína que se une covalentemente a un anillo de tetrapirrol de fitocromobilina que actúa como cromóforo que al isomerizarse en respuesta a la luz roja/rojo lejano puede inducir cambios en la estructura de la proteína (Bae & Choi, 2008). Los fitocromos se encuentran en dos isoformas: la forma inactiva Pr que absorbe luz roja lejano (730 nm) y la forma activa Pfr que absorbe luz roja (660 nm) (Casal, 2013). Se pueden clasificar en especies lábiles a la luz tipo I (phyA) y estables a la luz tipo II (phyB a phyE), entre las cuales phyA es responsable de detectar la luz roja

lejana, mientras que phyB y phyE juegan un papel en el desarrollo fotomorfogénico mediado por la luz roja (Paik & Huq, 2019; Rausenberger et al., 2011). Además de la estabilidad de la proteína, los fitocromos exhiben la propiedad de reversión a la oscuridad, es decir, reversión de la forma Pfr activa a la forma Pr inactiva en la oscuridad. El fitocromo tipo II es el más importante y phyB muestra una reversión a la oscuridad mucho más rápida que phyA, por lo que se ha sugerido que es una característica importante para funcionar como termosensor en las plantas (Hoang, Han & Kim, 2019).

Los fitocromos están presentes en todos los tejidos de la planta, incluidas las raíces, por lo que regulan casi todo el ciclo de vida de la planta, mediando en varios procesos fotomorfogénicos, como la germinación de semillas, la eliminación de la etiolación, el crecimiento del tallo, la pigmentación y la floración (Galvão & Fankhauser, 2015). Cuando las semillas germinan en la oscuridad, las plántulas experimentan un crecimiento etiolado (escotomorfogénesis), con hipocótilos alargados y cotiledones cerrados con ganchos apicales, este desarrollo etiolado permite que las semillas emerjan a través del suelo en busca de luz, por otro lado, un desarrollo sin etiolar tras la exposición a la luz (fotomorfogénesis) se caracteriza por la inhibición del alargamiento del hipocótilo, la apertura del gancho, la expansión del cotiledón y el reverdecimiento para permitir que las plántulas crezcan autotróficamente, la capacidad de cambiar de escotomorfogénesis a fotomorfogénesis es esencial para el establecimiento exitoso de plántulas y está mediada por fotorreceptores de plantas, incluidos los fitocromos (Hoang et al., 2019). Durante la escotomorfogénesis, los fitocromos se biosintetizan como la forma Pr inactiva en el citoplasma, que se puede transformar en la forma Pfr activa al exponerse a la luz roja, la fototransformación de Pr a Pfr hace que los fitocromos se localicen en el núcleo, donde interactúan con los componentes de señalización aguas abajo e inducen una red de señalización altamente regulada para la transcripción de genes fotorreceptores en las plantas (Pham, Kathare & Hug, 2018). Además del desarrollo fotomorfogénico, los fitocromos también participan en otras respuestas

fisiológicas que dependen en gran medida de la regulación de la transcripción de los PIF y HY5 por parte de los fitocromos, como la tolerancia al estrés abiótico, la defensa de las plantas, la apertura de estomas y los procesos fotosintéticos, por otro lado, los fitocromos son capaces de interactuar con otros fotorreceptores como las fototropinas para la regulación del fototropismo y la apertura estomática, por lo tanto, los fitocromos desempeñan funciones multifacéticas en el crecimiento y desarrollo de las plantas (Hoang et al., 2019).

2.2.5.2 Criptocromos

Los criptocromos son probablemente los descendientes evolutivos de fotoliasas de ADN, ya que muestran una similitud estructural con éstas, sin embargo, los criptocromos no tienen actividad de ADN fotoliasa (Christie, Blackwood, Petersen & Sullivan, 2015; Wang X., Wang Q., Nguyen & Lin, 2014). La mayoría de los criptocromos, con excepción de las proteínas CRY-DASH, se componen de dos dominios, un dominio amino-terminal relacionado con la fotoliasa región (PHR) y un dominio carboxi-terminal de tamaño variable, la región PHR de los criptocromos une dos cromóforos, un cromóforo primario catalítico es el dinucleótido de flavina y adenina (FAD) que funciona como principal captor de luz y el otro 5,10-meteniltetrahidrofolato (pterina o MTHF) que colecta y transfiere energía de la luz cercana a la región UV (370-390 nm) al cromóforo FAD (Lin & Todo, 2005). Para la activación de los criptocromos, son necesarios una serie de eventos moleculares, como la fosforilación, la dimerización y la formación de fotocuerpos, después de que el fotón es percibido por FAD (Yu et al., 2009).

Existen diferentes tipos de criptocromos, por ejemplo; *Arabidopsis thaliana* posee dos criptocromos (Cry1 y Cry2) que se encuentran localizados en el núcleo y en el citosol, la diferencia entre ambos es que Cry2 funciona preferencialmente bajo condiciones de poca luz y Cry1 no parece ser significativamente afectado por la luz (Casal, 2013). Al igual que los fitocromos, los criptocromos pueden interactuar con un conjunto de factores de transcripción; Cry2, por ejemplo, interactúa con proteínas CIB para iniciar la expresión génica aguas abajo, también puede interactuar con un conjunto de proteínas llamadas BIC, las cuales actúan como

un potente inhibidor de señalización criptocromática, ya que pueden bloquear casi todas las respuestas mediadas por los criptocromos (dimerización, fosforilación y formación de fotocuerpos) (Paik & Huq, 2019).

Los criptocromos desempeñan funciones importantes en la fotomorfogénesis de las plantas, tales como: inhibición en la elongación del hipocótilo (desetiolación), estimulación de la expansión de las hojas, ajuste del reloj circadiano, regulación de la iniciación floral por la duración del fotoperiodo y el Síndrome de Escape al Sombreado (Lin & Todo, 2005; Wang et al., 2014).

2.2.5.3 Fototropinas

Las fototropinas son proteínas kinasas serina-treonina que contienen dos dominios unidos al cromóforo del mononucleótido de flavina, se localizan en la membrana plasmática, pero se disocian de ella al ser activados por la luz azul y migran al citosol o al aparato de Golgi (Casal, 2013). Las fototropinas pueden fosforilar directamente muchos sustratos, incluidos los propios phot1 / phot2. Photo1 puede interactuar con NPH3 y PKS4 para modular la señalización aguas abajo (Paik & Huq, 2019). *Arabidopsis* posee dos fototropinas (phot1 y phot2) que juegan un papel importante en la percepción de los gradientes de luz, ya que phot1 percibe bajos niveles de luz azul mientras que phot2 es más importante en respuestas a altas intensidades de luz (Casal, 2013). Las fototropinas juegan un papel esencial en el fototropismo, la apertura estomática y el movimiento del cloroplasto en respuesta a los cambios en la intensidad de luz, ya que ayudan a optimizar la eficiencia fotosintética (Christie et al., 2015).

2.2.5.4 UVR-8

El fotorreceptor UVR-8 fue identificado recientemente, es un homodímero de la proteína β -hélice que detecta la luz UV-B en una forma distinta a los otros fotorreceptores, cuando la radiación UV-B es absorbida, UVR-8 se monomeriza, ya que posee residuos específicos de triptófano que actúan como cromóforo (Casal, 2013; Rizzini et al., 2011). Tras la absorción UV-B, la interfaz entre el dímero UVR-8 se rompe y el monómero resultante migra hacia el núcleo e

interactúa con COP1, dicha interacción da como resultado la estabilización de HY5 para iniciar la expresión del gen mediado por UV-B. Recientemente, dos factores de transcripción que interactúan con UVR-8 (BES1/BIM1 y WRKY 36) se han descubierto para funcionar en las vías de señalización UV-B (Paik & Huq, 2019). Las respuestas fisiológicas a UV-B mediadas por UVR-8, más ampliamente estudiadas son la inhibición del crecimiento del hipocótilo y la acumulación de compuestos fotoprotectores (flavonoides) (Kliebenstein, Lim, Landry & Last, 2002). Además, UVR-8 controla la morfogénesis foliar, así como la diferenciación estomática y promueve la eficiencia fotosintética en niveles elevados de radiación UV-B (Davey et al., 2012).

2.2.6 Efecto de la luz en la fotosíntesis

Los efectos de la radiación sobre la fotosíntesis son consecuencia del espectro de absorción específico de los pigmentos fotosintéticos (clorofilas y carotenoides) y de la absorción de micronutrientes esenciales para la cadena de transporte de electrones en la fotosíntesis (Hernández & Kubota, 2016). La actividad fotosintética aumenta proporcionalmente con el nivel de luz azul, pero sólo cuando la luz azul está presente en conjunto con otras longitudes de onda, como el rojo (Flores-Pérez, 2021).

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

plantas que le permite competir con las plantas vecinas (Park & Runkle, 2016; Flores-Pérez, 2021).

2.2.6.1 Acumulación de biomasa

La acumulación de biomasa es una función de la radiación incidente y su conversión en carbohidratos mediante la fotosíntesis; la eficiencia en la captura de radiación se ve afectada por la arquitectura de la planta, especialmente por el área foliar (Bugbee, 2016). Matthews, Violet-Chabrand & Lawson (2020) sugirieron que la captura de CO₂ puede ser influenciada por la apertura estomática inducida por la luz azul, que tiene efecto con una baja intensidad luminosa (5-10 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$). La respuesta de la luz azul estomática está mediada por las fototropinas que dentro de las células guarda se activan a través de la autofosforilación e inician una cascada de señalización que eventualmente resulta en la apertura estomática. Sin embargo, no todas las especies tienen respuesta estomática a la luz azul, como es el caso del tabaco (*Nicotiana tabacum*). Darko et al. (2014) atribuyeron el efecto de la acumulación de biomasa a la apertura de estomas y a un mayor contenido de nitrógeno de las plantas suplementadas con luz azul. Wang et al. (2016) reportan que la luz roja promueve la fotosíntesis y el crecimiento vegetativo al aumentar el contenido de clorofila, así como, promover la formación del aparato fotosintético y probablemente inducir la apertura de los estomas, pero la iluminación prolongada con luz roja puede provocar el "síndrome de la luz roja", que se caracteriza por una baja capacidad fotosintética y un bajo rendimiento de clorofila, así como una baja acumulación de carbohidratos y deterioro del crecimiento (Miao, Chen, Qu, Gao & Hou, 2019).

Con la luz azul, se reporta que es fuertemente absorbida por los pigmentos carotenoides (luteína y β -caroteno), aumenta el contenido de clorofila y promueve la apertura estomática, controla la integridad de la proteína del cloroplasto (Huché-Thélier et al., 2016). Se creía que la luz verde no tenía ningún efecto en la fotosíntesis, pero Smith, McAusland & Murchie (2017) reportan que tiene un efecto al penetrar la hoja más que la luz azul y roja, aumentando la fijación de

carbono y por lo tanto el rendimiento, además, de revertir la apertura estomática mediada por UV-B y luz azul. Por otro lado, la luz ultravioleta era considerada tradicionalmente dañina para la fotosíntesis, mientras que estudios recientes han cambiado este estereotipo. Aunque la alta radiación UV podría afectar la biosíntesis de carotenoides y dañar el Fotosistema II, una dosis moderada de UV podría tener efectos positivos en la fotosíntesis al inducir la biosíntesis de flavonoides con actividad fotoprotectora (Zhang, Xiao, Ager, Kong & Tan, 2021).

2.2.7 Efecto de la luz en el crecimiento vegetal

Las respuestas de las plantas implican interacciones complejas con la intensidad de la radiación y con otras longitudes de onda. Las plantas reciben la luz en una gama de intensidades y propiedades espectrales, en gran parte debido a los cambios en el dosel y el autosombreado por las hojas superiores. Esto produce fluctuaciones tanto en la cantidad como en la calidad de la luz, que impactan en la elongación de entrenudos, el comportamiento estomático y la ganancia de carbono (Flores-Pérez, 2021).

Los tratamientos de luz específicos tienen efecto sobre el estado hormonal endógeno, la morfología de la planta y la expresión génica (Folta & Childers, 2008). Las hormonas regulan los cambios dependientes de la luz en la morfogénesis de las plantas, las giberelinas y las auxinas ajustan el crecimiento diferencial y el alargamiento inducidos por la sombra (Shafiq et al., 2021). En las plantas maduras, las auxinas, las giberelinas y el etileno contribuyen al síndrome asociado con la evitación de la sombra, detectada por la reducción de la relación rojo:rojo lejano (Folta & Childers, 2008). Las giberelinas afectan la división celular en el meristemo subapical y la expansión celular subsecuente, por lo que la reducción en los niveles de giberelinas da como resultado la reducción en el tamaño de los brotes (Islam, Gislérud, Torre & Olsen, 2014).

En microgreens al ser plantas tiernas e inmaduras es difícil observar un efecto, pero Lee et al. (2014) reportan el efecto de la luz led azul en trigo sarraceno, donde obtuvieron un aumento longitudinal significativo del hipocótilo al ser

expuesto a luz led azul, mientras que si es expuesto a luz azul + roja el hipocótilo tiende a tener un efecto inhibitorio en su crecimiento; por otro lado, la suplementación de luz roja y azul en especies de rábano y mostaza aumenta la longitud del hipocótilo (Gerovac, Craver, Boldt & López, 2016). Con otros tipos de luz utilizados se reporta que el área foliar de los microvegetales de mizuna (*Brassica rapa* L. var. *japónica*) aumenta al ser expuestos a luz verde, mientras que las especies de albahaca y pak choi (*Brassica rapa* var. *chinensis* 'Rubi F1') aumenta el área foliar si son expuestas a luz ultravioleta azul (Brazaitytė et al., 2015).

2.2.8 Efecto de la luz en el metabolismo secundario

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

2.2.8.1 Contenido de clorofilas

Las clorofilas a y b en el tejido foliar maximizan la absorción de luz a 663 y 642 nm y a 430 y 453 nm, respectivamente (Lefsrud, Kopsell & Sams, 2008). Las moléculas de clorofila, además de su participación en la fotosíntesis, son las precursoras de los tocoferoles cuya síntesis ha sido un objetivo importante para mejorar el contenido de antioxidantes y el valor nutritivo de las plantas (Zhang et al., 2015). Además, a los derivados de la clorofila se les atribuyen propiedades consistentes con la prevención del cáncer (McQuistan et al., 2012). Kopsell, Sams, Barickman & Morrow (2014) encontraron un aumento en la concentración de clorofila en microgreens de brócoli (*Brassica oleracea*) que crecen bajo luz LED en comparación con lámparas fluorescentes o incandescentes; en su estudio, las concentraciones más altas de clorofila se encontraron bajo una proporción 80:20 de luz roja: azul ($350 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$). Kopsell, Sams & Morrow (2015) mencionaron que la luz azul es importante porque aumenta los pigmentos de los tejidos y de esta forma se mejora el valor nutricional de los brotes, pero las respuestas pueden diferir según la ontogenia de las plantas y la genética de las especies. Randall & López (2014) reportaron que las plantas cultivadas con luz LED roja: azul (50:50) presentaron hojas significativamente más gruesas (55 %) y células en empalizada más largas (47 %); el contenido de clorofila aumentó en *Pelargonium* (21 %) y en salvia (15 %), en comparación con plantas cultivadas con lámparas de alta presión de sodio.

La investigación de Kopsell et al. (2014), reporta que en microgreens de brócoli el tratamiento de 20 % de luz LED azul con un 80 % de luz LED roja aumenta significativamente el contenido de clorofila.

2.2.8.2 Carotenoides

Los carotenoides funcionan para ayudar a recolectar energía que se transfiere a los centros de reacción fotosintética, principalmente en el intervalo de longitud de onda azul-verde, los factores más importantes que influyen en el contenido de carotenoides son la cantidad y la calidad de la luz, por lo que es necesario hacer

la correcta elección para obtener el máximo contenido (Verdaguer, Jansen, Llorens, Morales & Neugart, 2017).

Kopsell et al. (2014) mencionaron que las verduras crucíferas son fuentes abundantes de antioxidantes con potencial anticancerígeno; en brócoli, encontraron concentraciones más altas de β -caroteno y luteína aplicando una proporción 80:20 de luz roja: azul; mientras tanto, las concentraciones más altas de neoxantina y violaxantina (precursores del ácido abscísico) se encontraron bajo un tratamiento con luz fluorescente/ incandescente a $250 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. En lechuga la concentración de carotenoides aumentó (12 %) con luz azul, pero se redujo (11 %) al aplicar luz roja lejana a 730 nm ($160 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) respecto a un tratamiento control de luz blanca (Li & Kubota, 2009). En frutos de tomate cultivados bajo luz azul, aumentó la concentración de licopeno (Fantini et al., 2019) y se indujo la acumulación de β -caroteno, β -criptoxantina, trans-violaxantina y luteína en los sacos de jugo de mandarina (*Citrus reticulata* 'Satsuma') y naranja (*Citrus sinensis* 'Valencia') aplicada en poscosecha (Zhang et al., 2015).

La intensidad lumínica promueve la acumulación de pigmentos como: carotenos (α y β) y clorofila b, debido a una estimulación de la actividad enzimática que ocurre cuando hay estrés luminoso, ya que una de las funciones de los carotenoides es colectar luz para la fotosíntesis o desviarla para proteger a las clorofilas de la oxidación (Azcón-Bieto & Talón, 2013).

En microgreens, el efecto de la luz LED se reporta en investigaciones como la de Brazaityté et al. (2015) donde la luz LED amarilla (595 nm) aumentó el contenido total de carotenoides de los microgreens tatsoi (*Brassica rapa* var. *rosularis*) en 16 %. En estudio, Samuolienė et al. (2016) señalan que en microgreens de remolacha, la luz LED verde, amarilla y azul suplementaria promueven el contenido de violaxantina, efecto contrario con la luz LED naranja suplementaria, además Vaštakaitė et al. (2015) reportan de que la luz LED verde suplementaria aumenta el contenido de neoxantina de los microvegetales de pak choi rojo

(*Brassica rapa* var. *chinensis* 'Rubi F1') en 5 %, mientras que la luz LED amarilla suplementaria provocó una disminución del contenido de neoxantina en 69 %.

La síntesis de carotenoides ocurre en los plastidios de las plantas y está regulada por estímulos internos y externos (luz y temperatura) (Stanley & Yuan, 2019). En la ruta biosintética, la calidad de luz influye sobre la fitoeno sintasa, enzima encargada de catalizar el paso de geranil geranil-difosfato a cis-15-fitoeno, que da origen al licopeno luego de cuatro reacciones de isomerizaciones y desaturaciones, posteriormente, para poder formar α -caroteno, es necesario ciclar la cadena mediante las enzimas licopeno β -ciclase y la licopeno ϵ -ciclase (reguladas por luz blanca y azul), mientras que, para dar origen al β -caroteno los carbonos terminales del licopeno se ciclan gracias a la enzima licopeno β -ciclase (regulada por luz blanca y roja); el β -caroteno, da origen a la zeaxantina, posteriormente la anteraxantina y violaxantina, moléculas sintetizadas por enzimas que son reguladas positivamente por la luz blanca y roja y en menor grado por la luz azul (Morales-Becerril, 2021).

2.2.8.3 Compuestos fenólicos

De acuerdo con Darko et al. (2014) entre los sistemas de iluminación artificial, los LED presentan la máxima eficiencia de radiación fotosintéticamente activa (80 a 100 %) que se utiliza para la formación de diversas vías metabólicas, como las implicadas en la síntesis de compuestos fenólicos. Estos metabolitos son responsables del color (rojo, rosa, azul o púrpura), el sabor comestible, el olor y las propiedades antioxidantes de las plantas (Khanam, Oba, Yanase & Murakami, 2012). La biosíntesis de compuestos fenólicos está relacionada con la inducción del criptocromo y, por lo tanto, de la disponibilidad de luz azul (Iwai, Ohta, Tsuchiya & Suzuki, 2010).

En microgreens de mostaza (*Sinapsis alba*), albahaca, remolacha (*Beta vulgaris*) y perejil (*Petroselinum crispum*) la luz ultravioleta (366 y 390 nm) aplicada tres días antes de la cosecha, fue favorable para la acumulación de antioxidantes, pero insignificante sobre los parámetros de crecimiento (Samuolienė et al., 2016)

En microgreens se registró que la luz LED azul mostró efectos promotores (≥ 12 %) sobre el contenido total de flavonoides de los brotes de trigo sarraceno (*Fagopyrum esculentum* Möench) común, mientras que la luz LED roja mostró el efecto contrario (≤ 13 %), las intensidades utilizadas fueron de azul (460 nm) y rojo (625 nm), con una intensidad de $35 \mu \text{mol m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, con un fotoperiodo de 16 h luz, 8 h oscuridad, durante 7 días (Zhang et al., 2015). En microgreens de col rizada china (*Brassica oleracea*) se registró que la luz LED azul mostró efectos promotores (≥ 69 %), la luz blanca mostró un efecto menor pero igualmente significativo (≥ 34 %), las intensidades utilizadas fueron de azul (470 nm), rojo (660 nm) y blanco (440-660 nm) con una intensidad de $30 \mu \text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, y un fotoperiodo de 16 h luz, 8 h oscuridad, durante 7 días (Qian et al., 2016).

En la ruta principal de síntesis de compuestos fenólicos (ruta del ácido shikímico) la luz azul y blanca regulan la actividad de la fenilalanina amonio-liasa (PAL) (Cuong, et al., 2019), enzima que en dicotiledóneas participa al inicio de la ruta al promover la conversión de fenilalanina a ácido cinámico y en monocotiledóneas de tirosina a ácido p-cumárico, surgiendo de estos dos compuestos un gran número de metabolitos secundarios, como ligninas, cumarinas, flavonas y antocianinas. La luz azul al promover la activación e inhibición de diversas enzimas, se le asocia con una mayor expresión de genes que codifican a la enzima PAL, lo que radica en un mayor contenido de compuestos fenólicos en las plantas (Alrifai et al., 2019).

2.2.8.4 Actividad antioxidante y protección

La exposición a radiaciones azul y ultravioleta también tiende a aumentar la producción de compuestos bioactivos que incrementan el contenido de antioxidantes y puede realizar funciones benéficas para la salud humana (Zhang et al., 2015). Para proteger las células y prevenir el daño de las radiaciones ultravioleta, las plantas acumulan flavonoides (Carvalho & Foltá, 2014) y se promueve la acumulación de antocianinas (Li & Kubota, 2009). La luz azul es fundamental para iniciar la biosíntesis de clorofila. En pepino el contenido de clorofila aumentó a medida que se incrementó la proporción de luz azul, pero sólo

hasta 75 % (Hernández & Kubota, 2016). En *Arabidopsis*, la luz azul regula al alza los niveles de ARNm de los genes involucrados en el catabolismo de la clorofila (Fantini et al., 2019).

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

Fantini et al. (2019) sugirieron que el criptocromo 1 (Cry1) podría ser el fotorreceptor dominante en las hojas de plantas de tomate, y su ausencia afecta negativamente a varios fenilpropanoides. La expresión del gen que origina la enzima PAL está bajo el control de la luz ultravioleta A (320-400 nm) y que el criptocromo 2 (Cry2) tiene un papel dominante en la acumulación de carotenoides en los frutos. Sin embargo, los estudios también han demostrado que la luz no tiene ningún efecto o incluso un efecto negativo sobre la capacidad antioxidante de brotes y microgreens (Zhang et al., 2021).

3 MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Establecimiento del experimento

3.1.1 Localización del experimento

El experimento se llevó a cabo en el Campo Agrícola Experimental del Departamento de Fitotecnia de la Universidad Autónoma Chapingo, en Texcoco, Estado de México, localizado a 19° 29' 35" de latitud norte y 98° 52' 19" de latitud oeste, a una altura de 2250 msnm. El análisis de los atributos nutricionales se realizó en el Laboratorio de Fitoquímica del Departamento de Fitotecnia, mientras que el análisis proximal en el Laboratorio de Análisis de Alimentos del Departamento de Ingeniería Agroindustrial. El análisis de minerales en el Colegio de Postgraduados, Campus Montecillos, situado en dirección carretera México–Texcoco km 36.5, Montecillo, municipio de Texcoco, Estado de México.

3.1.2 Acondicionamiento del invernadero

El invernadero empleado (tipo túnel de 6 x 12 m, con ventilación lateral y frontal, cubierta de polietileno blanco lechoso dispersor de luz, térmico, antigoteo, con 30 % de sombra, se limpió y desinfectó tres semanas antes del establecimiento del experimento, una vez habilitado el invernadero fue dividido en cuatro secciones con cortinas especiales compuestas una parte por tela blanca y polietileno negro cal. 600, y la segunda parte por tela blanca, de esta forma el polietileno negro impidió el paso de luz led entre tratamientos y la parte blanca reflejó la luz emitida. Las cortinas fueron colocadas con ayuda de un alambre y perforaciones en la parte superior que permitió recorrerlas en el día y colocarlas antes de oscurecer (Figura 2).

Para proporcionar la condición de luz artificial en los tratamientos se emplearon lámparas de 120 x 5 cm (largo y ancho) de luz blanca de 24 W, luz azul de 20 W y luz roja de 18 W, colocadas en pares sobre una barra de metal del invernadero,

separadas entre ellas a 15 cm; las lámparas rojas se ubicaron en la parte superior de las plantas a una distancia de 10 cm, donde emitieron una intensidad lumínica de 1000-1100 luxes, las lámparas azules estuvieron a una altura de 30-35 cm y las blancas a 40-45 cm en la parte superior a las plantas, donde la intensidad lumínica emitida fue de 4000-4200 luxes, en ambos tipos de lámparas. Las lámparas fueron conectadas con un reloj programador que encendía a las 19:00 h y se apagaba a las 3:00 h. Se tomó la precaución de que las cortinas protectoras fueran colocadas a las 18:55 h y retiradas a las 7:00 h, el fotoperiodo resultante fue de 20 h luz y 4 h oscuridad para los tratamientos con luz LED, mientras que el fotoperiodo fue de 12 h luz y 12 h oscuridad en los tratamientos sin luz LED.

El sistema hidropónico utilizado fue de raíz flotante, las charolas de poliestireno fueron colocadas en tinas de 30 x 50 cm que contenían la solución nutritiva (SN) Steiner diluida al 50 % donde cada semana se colocaron 5 L de la misma.



Figura 2. Iluminación suplementaria proporcionada por LEDs en microgreens de chíá y amaranto.

3.1.3 Solución nutritiva

Para esta investigación se consideró la solución nutritiva propuesta por Steiner (1984) al 50 % con modificación de azufre y para los microelementos, la solución nutritiva recomendada por Sánchez-Del-Castillo & Escalante-Rebolledo (1988), en función de lo anterior, las concentraciones (en ppm) de los nutrimentos fueron: N = 168, P = 31, K = 273, Ca = 180, Mg = 48, S = 130, Fe = 3, Mn = 1, B = 0.5, Cu = 0.1, y Zn = 0.1. Los fertilizantes comerciales y las cantidades utilizadas se muestran en el Cuadro 1. El agua utilizada para riego fue purificada mediante filtro de carbón activado, filtro suavizador, luz UV y generador de ozono, adquirida en la empresa Aqua Clyva ubicada en Unidad habitacional Issste, Texcoco, Edo. de Méx.

Cuadro 1. Cantidades de fertilizante empleadas para preparar Solución nutritiva Steiner a 50 % con modificación de azufre y de microelementos en 200 L de agua.

Macroelementos					
Fertilizante	Nitrato de Calcio	Nitrato de Potasio	Ácido Fosfórico 85 %	Sulfato de Magnesio	Sulfato de Potasio
Cantidad	73.8 g	30.3 g	6.764 ml	49.2 g	34.8 g
Microelementos					
Fertilizante	Sulfato Ferroso	Sulfato de Manganeseo	Ácido Bórico	Sulfato Cúprico	Sulfato de Zinc
Cantidad	1.5 g	0.405 g	0.28 g	0.039 g	0.044 g

3.1.4 Material vegetal

Se utilizaron semillas orgánicas de chía (*Salvia hispanica*) adquiridas en la tienda departamental Walmart, mientras que la semilla de amaranto (*Amaranthus hypochondriacus*) var. nutrisol fue donada por la Dra. Micaela de la O Olán, investigadora del CEVAMEX-INIFAP ubicado en Santa Lucía, Texcoco, México por conducto del M.C. Carlos Sánchez Abarca, profesor-investigador de Fitotecnia de la UACH. Ambas especies de semillas no presentaron ningún tipo

de tratamiento poscosecha con productos tóxicos para el ser humano, se sembraron a una profundidad de 0.5 cm en charolas de poliestireno previamente recortadas (9 x 13 cavidades con capacidad de 20 ml de volumen por cavidad una) para que cupieran en las tinas. Con base en las pruebas de germinación previamente realizadas se consideraron 5 semillas por cavidad, resultando una densidad de 540 plantas por charola. El sustrato utilizado fue vermiculita y peat moss en una proporción 1:1. Una vez establecida cada charola fue colocada en una tina de plástico previamente descrita y divididas de acuerdo con la especie y al tratamiento de luz. El sistema hidropónico utilizado fue el de raíz flotante; el nivel de solución nutritiva fue supervisada diariamente para procurar que las plantas siempre tuvieran un suministro adecuado para su crecimiento, las condiciones de temperatura y humedad relativa del invernadero fueron monitoreadas con un datalogger. En Figuras 3-10 se muestran imágenes de las plantas de los distintos tratamientos y días después de la siembra.



Figura 3. Microgreens de chía a los 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento sin luz suplementaria.



Figura 4. Microgreens de chía a los 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento con luz suplementaria roja proporcionada por LEDs.



Figura 5. Microgreens de chía a los 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento con luz suplementaria azul proporcionada por LEDs.



Figura 6. Microgreens de chía a los 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento con luz suplementaria blanca proporcionada por LEDs.



Figura 7. Microgreens de amaranto a los 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento sin luz suplementaria.

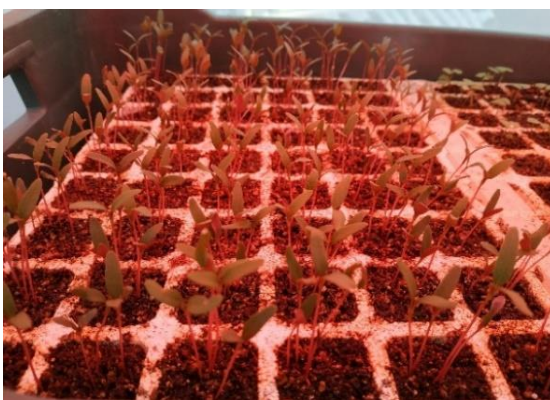


Figura 8. Microgreens de amaranto a los 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento con luz suplementaria roja proporcionada por LEDs.



Figura 9. Microgreens de amaranto a los 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento con luz suplementaria azul proporcionada por LEDs.



Figura 10. Microgreens de amaranto a los 8 días después de su establecimiento, bajo el tratamiento con luz suplementaria blanca proporcionada por LEDs.

3.2 Variables respuesta

3.2.1 Evaluación de la calidad nutricional

3.2.1.1 Cuantificación de minerales

Para la determinación de boro, calcio, cobre, hierro, potasio, magnesio, manganeso, sodio, fósforo y zinc se siguió la metodología descrita por Alcántar-González & Sandoval-Villa (1999). Se pesaron separadamente 0.25 g de material vegetal seco y molido de cada una de las especies, se sometieron a una digestión húmeda con una mezcla diácida ($\text{H}_2\text{SO}_4:\text{HClO}_4$, 4:1 v/v) y peróxido de hidrógeno. La determinación se realizó en un Espectrofotómetro de Emisión Atómica de Plasma por Inducción Acoplada (ICP-AES) marca VARIAN modelo Liberty II. Para la comparación de datos con investigaciones similares, se realizó una conversión de peso seco a peso fresco.

3.2.1.2 Análisis proximal

La parte aérea (hojas y tallo) de los microgreens se secó en una estufa de convección a 55 °C y se molieron en un mortero. Los porcentajes de humedad, lípidos y cenizas se determinaron mediante los métodos descritos por la AOAC (2005). El contenido de carbohidratos totales se calculó mediante la fórmula

utilizada por Audu & Aremu (2011): $CT = 100 - (PC + L + C)$ Donde: CT = Carbohidratos totales (%) PC = Proteína cruda (%) L = Lípidos (%) C = Cenizas (%). El contenido de calorías se calculó multiplicando por cuatro los gramos de carbohidratos y proteínas. El nitrógeno total se determinó por el método colorímetro mediante la digestión en micro-kjeldahl (AOAC, 2005).

3.2.2 Evaluación de la calidad nutracéutica

3.2.2.1 Cuantificación de clorofilas y carotenoides

El contenido de clorofilas y carotenoides fue determinado por el método de Yang, Webster, Adam, Lindahl & Andersson (1998), con modificaciones. Consistió en macerar 100 mg de tejido fresco con 10 mL de acetona-agua (4:1, v/v); posteriormente, las muestras se sonicaron, durante 3 min y luego fueron centrifugadas a $2100 \times g$ (3600 rpm) durante 10 min. El sobrenadante se aforó a 10 mL con acetona a 80 % y se cuantificó la absorbancia en un espectrofotómetro (Genesys 10s, Thermoscientific, USA) a 664, 647 y 470 nm. Los contenidos de clorofila a, clorofila b y carotenoides fueron calculados mediante las siguientes ecuaciones (Yang et al., 1998):

$$\text{Clorofila a } (\mu\text{g/ml}) = 12.25 A_{664} - 2.24 A_{647}$$

$$\text{Clorofila b } (\mu\text{g/ml}) = 20.31 A_{647} - 4.91 A_{664}$$

$$\text{Carotenoides totales } (\mu\text{g/ml}) = 1000 A_{470} - 2.27 (\text{Cl a}) - 81.4 (\text{Cl b}) / 227-1$$

donde A es la absorbancia a la longitud de onda indicada. Después se expresaron en miligramos por gramo de peso fresco ($\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$ en p.f.).

3.2.2.2 Preparación del extracto metanólico

Se mezcló 1 g de material vegetal fresco con 10 mL de MeOH a 80 % (v/v), la mezcla se homogeneizó con agitación en un vortex, se sonicó por 15 min a temperatura ambiente, se dejó reposar durante 24 h, y posteriormente, se centrifugó por 10 min a $1461 \times g$ (3000 rpm) para utilizarse en la cuantificación de los componentes nutracéuticos.

3.2.2.3 Cuantificación de compuestos fenólicos

Se utilizó el método espectrofotométrico con modificaciones de Waterman & Mole (1994). Se tomaron 0.5 mL del extracto metanólico, preparado previamente, se agregaron 0.5 mL del reactivo Folin-Ciocalteu (0.2 N) y 4 mL de una solución 0.7 M de Na_2CO_3 , la mezcla se agitó en un vórtex y se incubó a temperatura ambiente y en oscuridad durante 2 h. Se tomaron lecturas en un espectrofotómetro (Genesys 10s, Thermoscientific, USA) a una longitud de onda de 765 nm. La concentración se calculó a partir de una curva estándar preparada a base de ácido gálico ($y = 0.0079x + 0.0239$; $R^2 = 0.9966$) (Apéndice 4). El contenido total de fenólicos en el extracto se expresó en mg de equivalentes de ácido gálico por 100 g de peso fresco ($\text{mg EAG} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \text{ p.f.}$).

3.2.2.4 Cuantificación de flavonoides

Se siguió la metodología propuesta por Chang, Yang, Wen & Chern (2002). Se tomó una alícuota de 0.5 mL del extracto metanólico preparado anteriormente, se le agregaron 1.5 mL de metanol a 95 % v/v; 0.1 mL de una solución de AlCl_3 a 10 % p/v; 0.1 mL de solución 1 M de acetato de potasio y 2.8 mL de agua destilada. Se incubó la mezcla por 30 min. Se leyó la absorbancia en un espectrofotómetro (Genesys 10s, Thermoscientific, USA) a una longitud de onda 415 nm. Para la cuantificación se realizó una curva patrón a base de la flavona quercetina ($y = 0.0047x - 0.0023$; $R^2 = 0.9987$) (Apéndice 5). Los resultados se expresaron en μg equivalentes de quercetina por cada 100 g de peso fresco del material ($\mu\text{g QE} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \text{ p.f.}$).

3.2.2.5 Evaluación de la actividad antioxidante

Método de ABTS.

Se siguió la metodología descrita por Kuskoski, Asuero, García-Parilla, Troncoso & Fett (2004), el radical $\text{ABTS}^{\bullet+}$ (ácido 2,2'-azino-bis (3-etilben-zotiazol) 6-sulfónico) se obtuvo mediante la reacción de ABTS (7 mM) con persulfato potásico (2.45 mM, concentración final), la mezcla se incubó a temperatura ambiente ($\pm 25^\circ \text{C}$) en la oscuridad durante 16 h. Una vez formado el radical

ABTS^{•+}, éste se diluyó con etanol hasta obtener un valor de absorbancia en un espectrofotómetro (Genesys 10s, Thermoscientific, USA) comprendido entre 0.70 (± 0.1) a 754 nm (longitud de onda de máxima absorción). Por otra parte, se tomó 1 mL de la solución ABTS^{•+} se agregaron 10 μ L del extracto metanólico, la mezcla se incubó a baño maría a 30 °C en oscuridad por 7 min. Se tomó la lectura de absorbancia a una longitud de onda de 734 nm. La actividad antioxidante se cuantificó a través de una curva estándar a base de trolox (ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico) ($y = 38.975x + 2.5678$; $R^2 = 0.9963$) (Apéndice 7). Los resultados se expresaron en mg equivalentes de trolox por cada 100 g de peso fresco ($\text{mg ET} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \text{ p.f.}$). El porcentaje de inhibición de radical libre ABTS^{•+} se calculó con la fórmula: $\text{Inhibición (\%)} = [(A_i - A_f) / A_i] \cdot 100$, donde: A_i = Absorbancia inicial del radical libre a 734 nm, A_f = Absorbancia final de la reacción con la muestra.

3.3 Diseño experimental y análisis de datos

Los tratamientos fueron producto de los factores y niveles siguientes: 1) Especie vegetal, con 2 niveles (amaranto y chíca), 2) luz LED suplementaria, con 4 niveles (sin luz y con luces LED, rojas, azules y blancas). Es decir, se tuvieron 8 tratamientos, bajo un diseño completamente al azar y arreglo factorial 4 x 2, con 4 repeticiones. La unidad experimental (UE) fue una charola con 108 cavidades de 20 ml de volumen por cavidad, la evaluación fitoquímica se expresó como la media $\pm$ error estándar de tres repeticiones, los resultados fueron analizados mediante un análisis de varianza (ANOVA) y prueba de comparación de medias de Tukey ($P \leq 0.05$) mediante el programa Statistical Analysis System (SAS) en su versión 9.1.

4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Características morfológicas

Las plantas cosechadas en estado de microgreen presentaron diferencias significativas en altura y peso, entre especies (Cuadro 2). En la altura de los microgreens de amaranto (6.04 cm) los resultados fueron superiores (3.9 ± 0.2 cm) al reportado por Toscano, Cavallaro, Ferrante, Romano & Patané (2021). En contraste, la altura de microgreens de chía (4.16 cm) fue inferior (5.67 a 7.62 cm) al señalado por Junpatiw & Sangpituk (2019). Por otro lado, el peso fresco por planta en microgreens de amaranto (0.104 g) también fue superior (0.0185 g por planta) a lo obtenido por Toscano et al. (2021). El peso fresco por planta de microgreens de chía (0.126 g) superó (0.0083 a 0.0183 g por planta) a lo evidenciado por Junpatiw & Sangpituk (2019). Al comparar el peso de microgreens de chía (14.54 % p.s.) y de amaranto (13.51 % p.s.) los valores obtenidos fueron superiores al intervalo (5.47-10.60 % p.s.) de diez especies diferentes de microgreens reportado en la investigación de Ghoola et al. (2020a).

Con relación a los tratamientos con luz led suplementaria (Cuadro 2) sólo hubo diferencias significativas en la variable de peso seco en ambas especies, donde el tratamiento sin luz (14.31 % p.s.) fue estadísticamente superior al tratamiento con luz roja (13.66 % p.s.) y similar a los tratamientos con luz azul y blanca en las dos especies. El efecto de la luz roja de la presente investigación coincidió con los reportados por Lau et al. (2019) y Toscano et al. (2021), donde señalan que las plantas que se desarrollaron bajo condiciones de luz roja monocromática mostraron una biomasa más baja en comparación con la que tuvieron un desarrollo con luz blanca, lo que podría explicarse por una menor tasa fotosintética y a que las plantas son muy susceptibles a los cambios en el espectro de luz. La acumulación de materia está estrechamente relacionada con el índice de área foliar, porque un aumento en el índice de área foliar y en la intensidad de luz conduce a un aumento en la cantidad de radiación fotosintéticamente activa interceptada, lo que resulta en la acumulación de

biomasa (Jensen, Clausen & Kjaer, 2018; Lau et al., 2019); cabe señalar que el índice de área foliar no fue medido en la presente investigación. La producción de biomasa no sólo depende de la cantidad de radiación fotosintéticamente activa interceptada, sino también del uso eficiente de esta energía durante el proceso fotosintético (Eloy, Elli & Schwerz, 2018).

Cuadro 2. Comparación de medias de las variables morfológicas medidas en microgreens de chíá y amaranto en respuesta a distintos tratamientos de luz suplementaria aplicada desde la siembra hasta la cosecha.

Tratamiento	Altura de la planta (cm)	Peso fresco por planta (g)	Peso seco por planta (%)
CULTIVO			
Chía	4.16 b	0.126 a	14.54 a
Amaranto	6.04 a	0.104 b	13.51 b
DMSH	0.082	0.007	0.2989
LUZ SUPLEMENTARIA			
Sin Luz	5.10 a	0.10 a	14.31 a
Luz roja	5.05 a	0.12 a	13.66 b
Luz azul	5.10 a	0.11 a	14.17 ab
Luz blanca	5.16 a	0.11 a	13.96 ab
DMSH	0.01	0.013	0.565

DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. Medias con la misma letra dentro de la columna, son estadísticamente iguales. Tukey($P \leq 0.05$).

4.2 Contenido de minerales

Los contenidos de minerales presentaron diferencias significativas entre especies y entre tratamientos con luz LED, la excepción fueron los resultados en Cu y Fe, donde no fueron significativos (Cuadros 8 y 9). Los microgreens de Amaranto mostraron concentraciones más altas de N, P, K, Ca, Mg, B, Cu, Fe, Na y Zn, pero una concentración más baja de Mn en comparación con los microgreens de chíá.

Toscano et al. (2021) reportaron en microgreens de otra especie de amaranto (*A. tricolor*) contenidos superiores en P, K, Ca, Mg, Cu, Na y Zn, la excepción fueron Fe y Mn, donde hubo una mayor concentración en los microgreens de amaranto (*A. hypochondriacus*) de la presente investigación. En el mismo sentido, Ghoola et al. (2020a) evaluaron el contenido mineral en microgreens en la familia Amaranthaceae a la que pertenece la espinaca (*Spinacia oleraceae* var *All*

Green), los valores que obtuvieron fueron mayores en el contenido de Mg, P, Na y Zn, mientras que el Ca, K y Fe fue mayor en los microgreens de amaranto de la presente investigación.

Por otro lado, Ghora et al. (2020a) en microgreens de albahaca (*Ocimum basilicum*) especie de la familia Lamiaceae al igual que chíá, donde reportaron contenidos superiores en K, Ca, P, Na y Zn, la excepción fueron Fe y Mg, donde hubo una mayor concentración en los microgreens de chíá de la presente investigación.

El contenido de N y B, no se ha reportado en ninguna especie de microgreens y cabe destacar que aún no hay información sobre la composición mineral de microgreens en chíá, lo cual limitó la comparación de datos, por lo que esta investigación proporciona los primeros reportes en minerales de microgreens de esta especie, también aporta información destacable sobre los microgreens de amaranto, ya que la especie utilizada no tiene reportes en su uso como microgreens.

La concentración de elementos minerales en los microgreens varía según la especie, así como de la disponibilidad de minerales en el medio de cultivo y/o en la solución nutritiva aplicada; por lo tanto, es posible obtener productos caracterizados por un alto valor de macro y microelementos esenciales, o con bajos contenidos de elementos no deseados, tales como los nitratos y sodio, modificando la composición y el manejo de la solución nutritiva (Di Gioia & Santamaria, 2015; Ghora et al. 2020a).

Por otro lado, los tratamientos con luz influyeron significativamente en la concentración de N, P, K, Ca, Mg, B, Mn, Na y Zn, de ambas especies (Cuadros 8 y 9). La luz blanca suplementaría incrementó las concentraciones de P, Ca, Mg, Mn, Zn, mientras que el tratamiento sin luz incrementó las concentraciones de K y B; la luz azul aumentó la concentración de N y la luz roja potenció el contenido de Na. No se observaron diferencias significativas para Cu y Fe. Las diferencias en la concentración de los minerales como respuesta a los

tratamientos con y sin luz suplementaria, pueden deberse a que la regulación de minerales en plantas está asociado a diversos factores como la especie, luz, temperatura, CO₂ ambiental, estrés hídrico, fitohormonas y la presencia de otros nutrientes (Sakuraba & Yanagisawa, 2018). La luz es un factor que influye fuertemente en el transporte de iones minerales en la planta, debido a que el transporte activo de nutrimentos requiere energía metabólica, siendo el ATP de la fotofosforilación la principal fuente; una menor tasa de fotosintética repercutirá en una menor energía para la absorción de nutrimentos (Hernández-Ramos, 2021). Por otro lado, la concentración de nutrientes en tejidos de plantas puede ser modificada por factores específicos como la transpiración, apertura estomática, tasa de crecimiento y acumulación de biomasa en diferentes etapas de desarrollo (Pennisi et al., 2019). Existe poca información sobre como ciertas longitudes de onda pueden afectar la dinámica de absorción de nutrientes en plantas, especialmente cuando se trata de luz suplementaria y en madurez comercial de microgreen, por lo cual la presente investigación aporta los primeros reportes del efecto de diferentes tipos de luz suplementaria en plántulas jóvenes (microgreens).

Cuadro 3. Comparación de medias de la cuantificación de minerales macronutrientes (primarios y secundarios) medidas en microgreens de chía y amaranto en respuesta a distintos tratamientos de luz suplementaria aplicada desde la siembra hasta la cosecha, evaluadas en peso seco.

Tratamiento	N (% 100 g ⁻¹)	P (mg·100 g ⁻¹)	K (mg·100 g ⁻¹)	Ca (mg·100 g ⁻¹)	Mg (mg·100 g ⁻¹)
CULTIVO					
Chía	3.72 b	99.1 b	1337.7 b	406.4 b	405.54 b
Amaranto	4.43 a	103.18 a	2531.1 a	594.7 a	839.31 a
DMSH	0.07	22.67	54.27	6.65	127.76
LUZ SUPLEMENTARIA					
Sin Luz	4.12 ab	96.15 b	2219.39 a	485.07 c	622.27 b
Luz roja	4.04 ab	98.88 b	1930.18 b	497.34 bc	606.47 b
Luz azul	4.14 a	103.95 a	1843.2 bc	507.96 ab	614.42 b
Luz blanca	3.99 b	105.56 a	1744.97 c	511.99 a	646.53 a
DMSH	0.13	42.856	102.59	12.58	24.149

DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. Medias con la misma letra dentro de la columna, son estadísticamente iguales. Tukey(P≤0.05).

Cuadro 4. Comparación de medias de la cuantificación de minerales micronutrientes medidas en microgreens de chíá y amaranto en respuesta a distintos tratamientos de luz suplementaria aplicada desde la siembra hasta la cosecha, evaluadas en peso seco.

Tratamiento	B (mg· 100 g ⁻¹)	Cu (mg· 100 g ⁻¹)	Fe (mg· 100 g ⁻¹)	Mn (mg· 100 g ⁻¹)	Na (mg· 100 g ⁻¹)	Zn (mg· 100 g ⁻¹)
CULTIVO						
Chía	3.43 b	0.62 b	16.87 b	17.52 a	98.08 b	2.579 b
Amaranto	3.51 a	0.89 a	18.12 a	12.90 b	146.51 a	3.404 a
DMSH	0.54	0.032	0.433	0.221	2.55	0.087
LUZ SUPLEMENTARIA						
Sin Luz	3.60 a	0.72 a	17.26 a	14.77 c	118.43 b	2.91 b
Luz roja	3.54 a	0.77 a	17.99 a	14.38 c	129.05 a	2.92 b
Luz azul	3.40 b	0.76 a	17.53 a	15.56 b	121.10 b	2.84 b
Luz blanca	3.33 b	0.79 a	17.21 a	16.15 a	120.62 b	3.28 a
DMSH	0.102	0.061	0.81	0.417	4.834	0.16

DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. Medias con la misma letra dentro de la columna, son estadísticamente iguales. Tukey(P≤0.05).

4.3 Análisis proximal

Los resultados del análisis proximal fueron diferentes entre especies, a excepción del contenido de lípidos (Cuadro 5). Amaranto mostró una concentración más alta de proteína, cenizas y contenido de humedad, pero menor concentración en carbohidratos y calorías en comparación con chíá.

El contenido de proteína (2.32 g·100 g⁻¹) en microgreens de albahaca (*O. basilicum*) reportado por Ghoola et al. (2020b) fue inferior a lo obtenido en microgreens de chíá (3.3 g·100 g⁻¹ en p.f.) en la presente investigación. Los microgreens de amaranto evaluados presentaron un contenido superior en proteína (4.03 g·100 g⁻¹ en p.f.) a lo obtenido por Ghoola et al. (2020b) en microgreens espinaca (*S. oleraceae* var. *All Green*) (2.32 g·100 g⁻¹ en p.f.). A su vez los resultados obtenidos en microgreens de amaranto destacan sobre el estudio de Ebert et al. (2015) donde evaluaron cinco cultivares y accesiones del género *Amaranthus*, los autores reportan el contenido de proteína en microgreens (1.26-1.55 mg·100 g⁻¹ en p.f.), en germinados (1.91-2.42 mg·100 g⁻¹ en p.f.) y en plantas adultas (2.65-3.07 mg·100 g⁻¹ en p.f.), valores inferiores a los obtenidos en la presente investigación.

El contenido de humedad en chía (85.45 %) y de amaranto (86.48 %) resultó inferior al obtenido por Ghoola et al. (2020a), donde el intervalo de humedad en microgreens de diez especies de las mismas familias de chía y de amaranto varió entre 89.9 a 94.3 %.

Hasta la fecha, no hay datos disponibles sobre el contenido de lípidos, cenizas, carbohidratos y calorías en microgreens de diferentes especies; sin embargo, los resultados de estas variables se compararon con investigaciones que reportan el análisis proximal, pero en semillas de ambas especies, por tener un uso comestible como tal. Los microgreens de chía tuvieron un valor en proteína de $23.2 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$, resultado que fue superior ($23.17 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) al de semillas de esta especie reportado por Scapin, Schmidt, Prestes & Rosa (2016). De igual forma los microgreens de amaranto tuvieron un mayor contenido de proteína ($27.7 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) al ser comparados con lo obtenido en semillas ($11.4 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) por Trino et al. (2017). El contenido de lípidos en microgreens de chía ($3.28 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) resultó inferior ($28.35 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) al reportado en semillas por Scapin et al. (2016). En microgreens de amaranto el contenido de lípidos ($3.2 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$), también resultó ser inferior al de semillas ($4.2 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) reportado en Trino et al. (2017). Respecto al contenido de carbohidratos en microgreens de chía ($63.1 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) fue superior ($8.6 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) a lo reportado con Jiménez et al. (2013) en semillas de chía. En contraste, el contenido de carbohidratos en microgreens de amaranto ($51.1 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) fue inferior a los evidenciado en semillas ($74.4 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) por Trino et al. (2017). Por último, el contenido de calorías obtenido en microgreens de amaranto fue de 315 Kcal en 100 g^{-1} en p.s, mientras que en la investigación de Trino et al. (2017) fue de 386 Kcal en 100 g^{-1} de p.s para semillas de amaranto, un valor superior al obtenido en microgreens, lo que pudo deberse a que la semilla, como órgano de reserva, contiene una mayor cantidad de compuestos bioactivos y conforme la planta se desarrolla, se produce una aparente disminución por su translocación en toda la planta, o bien reducción de estos metabolitos en sus tejidos, por ello el contenido fitoquímicos tiende a disminuir con la madurez creciente de la planta (Ghoola & Srividya 2017).

Los tratamientos con luz LED suplementaria influyeron en todas las variables. (Cuadro 5). El tratamiento sin luz tuvo una mayor concentración de lípidos y cenizas, mientras que el tratamiento con luz azul maximizó el contenido de proteína, resultado esperado porque también el contenido de N fue mayor con este tipo de luz. El contenido de proteína está relacionado con la fotosíntesis y depende de la intensidad de radiación a la que esté expuesta la planta durante su crecimiento (Evans, 1988). La luz roja presentó mayor porcentaje de humedad, por ello el peso seco obtenido en las plantas fue menor; por último, la luz blanca incrementó la concentración de carbohidratos y el valor de calorías, ya que una alta intensidad de luz favorece la acumulación de carbohidratos en cloroplastos y citoplasma; de este mismo modo, el contenido de calorías está ampliamente relacionado con el contenido de carbohidratos, a mayor contenido de estos, resulta en un mayor contenido energético. El ambiente lumínico durante el crecimiento de las plantas condiciona sus características fotosintéticas, morfológicas y su fisiología (Azcón-Bieto & Talón, 2013).

Cuadro 5. Comparación de medias de las variables correspondientes al análisis proximal medidas en microgreens de chíá y amaranto en respuesta a distintos tratamientos de luz suplementaria aplicada desde la siembra hasta la cosecha, evaluadas en peso seco.

Tratamiento	Proteína (%)	Lípidos (%)	Cenizas (%)	Carbohidratos (%)	Humedad (%)	Calorías (Kcal en 100 g ⁻¹)
CULTIVO						
Chía	23.2 b	3.28 a	10.25 b	63.21 a	85.45 b	345.85 a
Amaranto	27.7 a	3.20 a	17.94 a	51.15 b	86.48 a	315.43 b
DMSH	0.44	0.3511	0.55	0.8438	0.2989	2.37
LUZ SUPLEMENTARIA						
Sin Luz	25.7 ab	3.84 a	14.98 a	55.41 c	85.68 b	324.67 c
Luz roja	25.3 ab	3.77 a	13.84 b	57.08 b	86.33 a	329.53 b
Luz azul	25.9 a	2.82 b	14.11 ab	57.15 b	85.82 ab	332.25 ab
Luz blanca	24.9 b	2.52 b	13.44 b	59.07 a	86.03 ab	336.12 a
DMSH	0.84	0.6636	1.04	1.59	0.565	4.48

DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. Medias con la misma letra dentro de la columna, son estadísticamente iguales. Tukey(P≤0.05).

4.4 Calidad nutracéutica y actividad antioxidante

Hubo variaciones significativas en el contenido de clorofilas a y b (Cuadro 6) entre especies; los microgreens de amaranto tuvieron un mayor contenido de clorofila a y los microgreens de chía una mayor acumulación de clorofila b. La cantidad de clorofilas a y b en la presente investigación en microgreens de chía fue 120 y 44 mg 100 g⁻¹, respectivamente; en microgreens de amaranto las mismas variables presentaron 131 y 31 mg 100 g⁻¹, respectivamente, valores superiores a los reportados en Ghora et al. (2020b) en microgreens de diez especies vegetales (Clo a: 16.9-56.1 mg 100 g⁻¹; Clo b: 11.2-34.4 mg 100 g⁻¹); de las cuales una especie pertenece a la familia Lamiaceae igual que chía y otra a la familia Amaranthaceae igual que el amaranto. Otra investigación relevante es la de Toscano et al. (2021) en microgreens de amaranto (*A. tricolor*) resultados (Clo a: 0.41 mg 100 g⁻¹; Clo b: 11 mg 100 g⁻¹) que fueron inferiores a los reportados en la presente investigación. El contenido de clorofila es importante para la salud por los beneficios que ofrece, también lo es en la apariencia de los microgreens, ya que una alto contenido de clorofila radica en un color de las hojas más verde, característica que se suma a su atractivo para las preferencia del consumidor (Ghora et al., 2020b).

Con relación al efecto de la luz, sólo fue significativo en la clorofila a (Cuadro 6), donde el contenido en el tratamiento de luz azul fue mayor, siendo estadísticamente diferente al tratamiento sin luz; mientras que en el contenido de clorofila b no se observaron diferencias significativas entre los tratamientos de luz. Estos resultados fueron muy similares a los reportados por Toscano et al. (2021) donde el amaranto presentó un mayor contenido de clorofila a, producto de la aplicación de luz LED azul; los autores también indicaron que en clorofila b no encontraron efecto de la luz.

El contenido de carotenoides hubo diferencias significativas (Cuadro 6) entre especies; en microgreens de chía y de amaranto fueron de 0.44 y 0.40 mg·g⁻¹ p.f., respetivamente; los resultados de ambas especies superaron a los

reportados por Toscano et al. (2021) en microgreens de amaranto (*A. tricolor*) ($0.10 \text{ mg}\cdot\text{g}^{-1}$ p.f.) y también superiores a los señalados en microgreens de albahaca (*O. basilicum*) reportados por Lobiuc et al. (2017) ($0.09 - 0.15 \text{ mg}\cdot\text{g}^{-1}$ p.f.). Respecto a las especies evaluadas en la presente investigación, el contenido en chía fue ligeramente mayor al obtenido en amaranto.

Con respecto a los tratamientos con luz LED suplementaria, hubo diferencias significativas en los valores obtenidos para carotenoides (Cuadro 6) se acumularon en mayor cantidad en los microgreens tratados con luz roja, efecto similar a los tratados con luz azul, pero opuesto a los tratados sin luz y con luz blanca. Al respecto, Toscano et al. (2021) reportaron un efecto contrario, en donde la luz azul promovió la biosíntesis de carotenoides ($\approx 30 \%$) superior al de la luz blanca y roja. El aumento de pigmentos fotosintéticos en los microgreens está ampliamente relacionado con el tipo de especie, la asociación entre la clorofila, síntesis de carotenoides y la duración de la exposición a diferentes tipos de luz (Mlinarić et al., 2020).

El contenido de compuestos fenólicos mostró un comportamiento diferente entre especies y tratamientos de luz (Cuadro 6). El mayor contenido de estos metabolitos se registró en los microgreens de chía ($126.6 \text{ mg EAG}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$) en comparación con los de amaranto ($114.2 \text{ mg EAG}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ p.f.), estos valores fueron comparados y superaron a los obtenidos por Ghoola et al. (2020b) en diez especies (14.06 a $73.6 \text{ mg EAG}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ p.f.), de las cuales una especie pertenece a la familia Lamiaceae y otro a la familia Amaranthaceae. Por otro lado, el contenido de compuestos fenólicos en otra especie de amaranto (*A. tricolor*) reportado por Toscano et al. (2021) ($124.8 \text{ mg EAG}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ p.f.) fue superior al de microgreens de amaranto (*A. hypochondriacus*) de la presente investigación.

En ambas especies el contenido de compuestos fenólicos aumentó con el tratamiento de luz azul. Diversas investigaciones señalan un incremento de estos metabolitos cuando las plantas están expuestas a la luz azul; Toscano et al. (2021) reportaron que el contenido de estos metabolitos en amaranto y nabo

también se maximizaron por la exposición a la luz azul. Las diferencias observadas en estos resultados se podrían relacionar con la síntesis de la enzima PAL (fenilalanina amonio-liasa), importante de la ruta del ácido shikímico (Morales-Becerril, 2021); enzima que se activa debido al estrés abiótico por la acumulación de especies reactivas de oxígeno (ROS), lo justifica el incremento de la síntesis de compuestos fenólicos (Eloy et al., 2018).

Los resultados obtenidos en flavonoides (Cuadro 6) fueron similares a los de los compuestos fenólicos; se observaron diferencias entre especies, así como en los tratamientos de luz. Los microgreens de chíá presentaron mayor concentración a diferencia de los microgreens de amaranto, comportamiento similar al de los compuestos fenólicos. Sin embargo, Ghoola et al. (2020b) reportan un intervalo en diez especies de microgreens de 1.1 y 6.5 $\mu\text{g QE}\cdot 100\text{ g}^{-1}\text{ p.f.}$, valores más altos a los obtenidos en los microgreens de chíá (0.256 $\mu\text{g QE}\cdot 100\text{ g}^{-1}\text{ p.f.}$) y amaranto (0.11 $\mu\text{g QE}\cdot 100\text{ g}^{-1}\text{ p.f.}$) de la presente investigación. Varios factores intrínsecos y extrínsecos afectan el contenido de los compuestos fenólicos (incluyendo los flavonoides), como la especie, las condiciones de crecimiento, la madurez en la cosecha e incluso la preparación de la muestra (Podsędek, 2007; Lester et al., 2013).

El contenido de flavonoides reportado en microgreens es escaso, pero algunas investigaciones (Nam, Kim & Eom, 2018) han reportado un incremento de estos metabolitos en tratamientos con luz azul contrastada con blanca y roja, debido a la expresión de genes que codifican a las enzimas responsables de las síntesis de algunos flavonoides, tales como ácido 4-cinámico hidroxilasa, chalcona isomerasa, flavonol sintasa II, antocianidina sintasa (Thwe et al., 2014), flavonoide 3' hidroxilasa y flavonol sintasa (Kim et al., 2015).

En relación con la actividad antioxidante, los resultados fueron similares a los obtenidos en los compuestos fenólicos y flavonoides, destacando los microgreens de chíá y el tratamiento con luz azul en ambas especies (Cuadro 6). La actividad antioxidante encontrada en microgreens de chíá (27.1 $\mu\text{mol ET g}^{-1}$

p.f.) fue superior al intervalo reportado por Ghoola et al. (2020b) (10.9 a 22.8 $\mu\text{mol ET g}^{-1}$ p.f.) en diez especies evaluadas; en contraste los microgreens de amaranto (10.06 $\mu\text{mol ET g}^{-1}$ p.f.), tuvieron una menor actividad antioxidante al ser comparado con el intervalo antes mencionado reportado por Ghoola et al. (2020b); estas diferencias se podrían explicar como parte de los mecanismos de defensa y respuesta a la iluminación que activan diferentes vías metabólicas en especial de compuestos fenólicos que potencian la actividad antioxidante (Toscano et al., 2021).

Cuadro 6. Comparación de medias de las variables de la calidad nutracéutica y antioxidante medidas en microgreens de chía y amaranto en respuesta a distintos tratamientos de luz suplementaria aplicada desde la siembra hasta la cosecha, evaluadas en peso fresco.

Tratamiento	Clorofila a ($\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$)	Clorofila b ($\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$)	Carotenoides ($\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$)	Compuestos fenólicos ($\text{mg EAG} \cdot$ 100 g^{-1})	Flavonoides ($\mu\text{g QE} \cdot$ 100 g^{-1})	Actividad antioxidante ($\text{mM ET} \cdot$ 100 g^{-1})
CULTIVO						
Chía	1.20 b	0.44 a	0.44 a	126.6 a	256.22 a	2.71 a
Amaranto	1.31 a	0.31 b	0.40 b	114.2 b	119.03 b	1.006 b
DMSH	0.0505	0.022	0.018	1.71	6.41	0.0104
LUZ SUPLEMENTARIA						
Sin Luz	1.20 b	0.37 a	0.41 b	119.4 b	179.1 b	1.84 b
Luz roja	1.29 ab	0.38 a	0.45 a	119.6 b	179.4 b	1.84 b
Luz azul	1.32 a	0.38 a	0.42 ab	124.1 a	208.7 a	1.93 a
Luz blanca	1.21 a	0.35 a	0.40 b	118.6 b	183.06 b	1.82 c
DMSH	3.24	12.12	0.095	3.24	12.12	0.01

DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. Medias con la misma letra dentro de la columna, son estadísticamente iguales. Tukey($P \leq 0.05$).

5 CONCLUSIONES

Las propiedades nutricionales y nutraceuticas de microgreens aumentaron debido a los tratamientos con luz LED suplementaria. La luz LED azul incrementó el contenido nutraceutico, principalmente en clorofila A, compuestos fenolicos, flavonoides y actividad antioxidante, también tuvo un efecto positivo en nitrógeno y proteína. El uso de luz LED blanca maximizó el contenido de Ca, K, Mg, Mn, P, Zn, carbohidratos y así como en calorías. Ambos tratamientos de luz mantuvieron la calidad física de los microgreens. En relación con las especies evaluadas, en la calidad nutraceutica, destacaron los microgreens de chía, debido a que los niveles de compuestos fenolicos, flavonoides, clorofila B, carotenos y actividad antioxidante fueron mayores que en amaranto. Por otro lado, en lo nutricional, los microgreens de amaranto presentaron un mayor contenido de N, B, Ca, Cu, Fe, K, Mg, Na, P, Zn y proteína.

6 LITERATURA CONSULTADA

- Alcántar-González, G., & Sandoval-Villa, M. (1999). Manual de análisis químico de tejido vegetal. *Publicación Especial*, 10. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. Chapingo, México. 155 p.
- Alrifai, O., Hao, X., Marcone, M. F., & Tsao, R. (2019). Current review of the modulatory effects of LED lights on photosynthesis of secondary metabolites and future perspectives of microgreen vegetables. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 67(22), 6075-6090.
- AOAC. (2005). Official Methods of Analysis. Dumas method (990.03). Association of Official Analytical Chemist. EUA. 18th Ed.
- Audu, S. S., & Aremu, M. O. (2011). Effect of processing on chemical composition of red kidney bean (*Phaseolus vulgaris* L.) flour. *Pakistan Journal of Nutrition*, 10(11), 1069-1075. doi: 10.3923/pjn.2011.1069.1075
- Azcón-Bieto, J., & Talón, M. (2013). Fundamentos de fisiología vegetal. Mc. 2^{da} Edición. Mc. Graw Hill- Interamericana de España, S.L. Madrid, España. 652 p.
- Bae, G., & Choi, G. (2008). Decoding of light signals by plant phytochromes and their interacting proteins. *Annu. Rev. Plant Biol.*, 59, 281-311.
- Ballaré, C., L. (2014) Light regulation of plant defense. *Annual Review of Plant Biology*, 65, 335-363
- 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.
- 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(5), 869-877.
- Brazaitytė, A., Sakalauskiene, S., Samuolienė, G., Jankauskienė, J., Viršilė, A., Novičkovas, A., & Duchovskis, P. (2015). The effects of LED illumination spectra and intensity on carotenoid content in Brassicaceae microgreens. *Food Chemistry*, 173, 600-606.
- Britz, S. J., & Sager, J. C. (1990). Photomorphogenesis and photoassimilation in soybean and sorghum grown under broad spectrum or blue-deficient light sources. *Plant Physiology*, 94(2), 448-454.
- Bugbee, B. (2016). Toward an optimal spectral quality for plant growth and development: the importance of radiation capture. In *VIII International Symposium on Light in Horticulture*, 1134, 1-12.

- Carvalho, L. C., Santos, S., Vilela, B. J., & Amâncio, S. (2008). *Solanum lycopersicon* Mill. and *Nicotiana benthamiana* L. under high light show distinct responses to anti-oxidative stress. *Journal of Plant Physiology*, 165(12), 1300-1312
- Carvalho, R. F., Takaki, M., & Azevedo, R. A. (2011). Plant pigments: the many faces of light perception. *Acta Physiologiae Plantarum*, 33(2), 241-248.
- Carvalho, S. D., & Folta, K. M. (2014). Environmentally modified organisms—expanding genetic potential with light. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 33(6), 486-508.
- Casal, J. J. (2013) Photoreceptor signaling networks in plant responses to shade. *Annual Review of Plant Biology*, 64, 403-427
- Casarrubias-Castillo, K., Martínez-Gallardo, N. A., & Délano-Frier, J. P. (2014). Treatment of *Amaranthus cruentus* with chemical and biological inducers of resistance has contrasting effects on fitness and protection against compatible Gram positive and Gram negative bacterial pathogens. *Journal of Plant Physiology*, 171(11), 927-939.
- Casierra-Posada, F., & Peña-Olmos, J. (2015). Modificaciones fotomorfogénicas inducidas por la calidad de la luz en plantas cultivadas. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 39, 84-92.
- Castagnino, A. M., Marina, J. A., & Benvenuti, S. (2020). Microgreens and sprouts, two innovative functional foods for a healthy diet in Km 0. *Horticultura Argentina*, 39(100), 55-95.
- Chang, C. C., Yang, M. H., Wen, H. M., & Chern, J. C. (2002). Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal of Food and Drug Analysis*, 10(3).
- Christie, J. M., Blackwood, L., Petersen, J., & Sullivan, S. (2015). Plant flavoprotein photoreceptors. *Plant and Cell Physiology*, 56(3), 401-413.
- Cuong, D. M., Ha, T. W., Park, C. H., Kim, N. S., Yeo, H. J., Chun, S. W., ... & Park, S. U. (2019). Effects of LED lights on expression of genes involved in phenylpropanoid biosynthesis and accumulation of phenylpropanoids in wheat sprout. *Agronomy*, 9(6), 307.
- Darko, E., Heydarizadeh, P., Schoefs, B., & Sabzalain, M. R. (2014). Photosynthesis under artificial light: the shift in primary and secondary metabolism. *Philosophical Transactions of the Royal Society Botany*, 369, 1-7. <https://doi.org/10.1098/rstb.2013.0243>
- Davey, M. P., Susanti, N. I., Wargent, J. J., Findlay, J. E., Paul Quick, W., Paul, N. D., & Jenkins, G. I. (2012). The UV-B photoreceptor UVR8 promotes photosynthetic efficiency in *Arabidopsis thaliana* exposed to elevated levels of UV-B. *Photosynthesis Research*, 114, 121-131.

- Demotes-Mainard, S., Péron, T., Corot, A., Bertheloot, J., Le Gourrierc, J., Pelleschi-Travier, S., & Sakr, S. (2016). Plant responses to red and far-red lights, applications in horticulture. *Environmental and Experimental Botany*, 121, 4-21.
- Di Gioia, F., & Santamaria, P. (2015). The nutritional properties of microgreens: Microgreens: Novel, fresh and functional food to explore all the value of biodiversity. ECO-logica, Bari, Italy, 41-50.
- Ding, Y. H., Zhang, P., Zhuo, Q., Ren, H. M., Yang, Z. M., & Jiang, Y. (2011). A green approach to the synthesis of reduced graphene oxide nanosheets under UV irradiation. *Nanotechnology*, 22(21), 215601.
- Dole, J. M., & Wilkins, H. F. (2004). Floriculture: Principles and species (2^a ed.). U.S.A.: Pearson Prentice Hall.
- Dou, H., Niu, G., & Gu, M. (2019). Photosynthesis, morphology, yield, and phytochemical accumulation in basil plants influenced by substituting green light for partial red and/or blue light. *HortScience*, 54(10), 1769-1776.
- D'Souza, C., Yuk, H. G., Khoo, G. H., & Zhou, W. (2015). Application of light-emitting diodes in food production, postharvest preservation, and microbiological food safety. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 14(6), 719-740.
- Dutta-Gupta S., Agarwal A. (2017) Artificial Lighting System for Plant Growth and Development: Chronological Advancement, Working Principles, and Comparative Assessment. In: Dutta Gupta S. (eds) Light Emitting Diodes for Agriculture. Singapore: Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-10-5807-3_1
- Ebert, A. W., Wu, T. H., & Yang, R. Y. (2014). Amaranth sprouts and microgreens—a homestead vegetable production option to enhance food and nutrition security in the rural-urban continuum. In *Proceedings of the Regional Symposium on Sustaining Small-Scale Vegetable Production and Marketing Systems for Food and Nutrition Security (SEAVEG 2014), Bangkok, Thailand*, 233-244.
- Eloy, E., Elli, E. F., & Schwerz, F. (2018). Conversion efficiency of photosynthetically active radiation into *Acacia mearnsii* biomass. *Floresta e Ambiente*, 25 (2): e20160039. <https://doi.org/10.1590/2179-8087.003916>
- Evans, J. (1988). Acclimation by the thylakoid membranes to growth irradiance and the partitioning of nitrogen between soluble and thylakoid proteins. *Functional Plant Biology*, 15(2), 93. <https://doi.org/10.1071/PP9880093>
- Fantini, E., Sulli, M., Zhang, L., Aprea, G., Jiménez-Gómez, J. M., Bendahmane, A., ... & Facella, P. (2019). Pivotal roles of cryptochromes 1 and 2 in tomato development and physiology. *Plant physiology*, 179(2), 732-748.

- Flores-Pérez, S. (2021). *Iluminación LED para el crecimiento y desarrollo de plantas hortícolas* (Tesis Doctoral, Universidad Autónoma Chapingo, México). Consultada en <https://repositorio.chapingo.edu.mx/items/aa548f77-6029-43cd-a270-1048537bd737>
- Folta, K. M., & Childers, K. S. (2008). Light as a grow regulator: controlling plant biology with narrow-bandwidth solid-state lighting systems. *HortScience*, 43(7), 1957-1963. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1957>
- Galvão, V. C., & Fankhauser, C. (2015). Sensing the light environment in plants: photoreceptors and early signaling steps. *Current opinion in neurobiology*, 34, 46-53.
- Gerovac, J. R., Craver, J. K., Boldt, J. K., & Lopez, R. G. (2016). Light intensity and quality from sole-source light-emitting diodes impact growth, morphology, and nutrient content of Brassica microgreens. *HortScience*, 51(5), 497-503.
- Ghoora, M. D., & Srividya, N. (2017). Storage effects on phytochemicals, antioxidant activity and sensory quality of fenugreek (*Trigonella foenum-graecum* L.) microgreens and mature leaves. *International Journal of Food and Nutritional Sciences*, 6(4), 59.
- Ghoora, M. D., Babu, D. R., & Srividya, N. (2020a). Nutrient composition, oxalate content and nutritional ranking of ten culinary microgreens. *Journal of Food Composition and Analysis*, 91, 103495.
- Ghoora, M. D., Haldipur, A. C., & Srividya, N. (2020b). Comparative evaluation of phytochemical content, antioxidant capacities and overall antioxidant potential of select culinary microgreens. *Journal of Agriculture and Food Research*, 2, 100046. doi:10.1016/j.jafr.2020.100046
- Gil-Marín, J. A., Rodríguez, R., Jasso-Cantú, D., & Zermeño, A. (2006). Resistencia estomática, transpiración y potencial hídrico en sábila con diferentes condiciones ambientales. *Terra Latinoamericana*, 24(3), 355-365.
- Gómez-Favela, M. A., Gutiérrez-Dorado, R., Cuevas-Rodríguez, E. O., Canizalez-Román, V. A., del Rosario León-Sicairos, C., Milán-Carrillo, J., & Reyes-Moreno, C. (2017). Improvement of chia seeds with antioxidant activity, GABA, essential amino acids, and dietary fiber by controlled germination bioprocess. *Plant foods for Human Nutrition*, 72, 345-352.
- González-Solano, K. D. (2018). *Nutrición orgánica y calidad de luz en el rendimiento y propiedades funcionales de Salvia hispanica L (Lamiaceae)* (Tesis Doctoral, Colegio de Posgraduados Campus Motecillo, México). Consultada en <http://colposdigital.colpos.mx:8080/xmlui/handle/10521/3024>
- Hernández, R., & Kubota, C. (2016). Physiological responses of cucumber seedlings under different blue and red photon flux ratios using LEDs.

- Hernández-Ramos, L. (2021). *Manejo agronómico en el rendimiento y las características físico-químicas de pithaya (Hylocereus spp.)* (Tesis Doctoral, Universidad Autónoma Chapingo, México) Consultada en <https://repositorio.chapingo.edu.mx/handle/123456789/1608>
- Hoang, Q. T., Han, Y. J., & Kim, J. I. (2019). Plant phytochromes and their phosphorylation. *International Journal of Molecular Sciences*, 20(14), 3450.
- Huché-Théliér, L., Crespel, L., Le Gourrierc, J., Morel, P., Sakr, S., & Leduc, N. (2016). Light signaling and plant responses to blue and UV radiation- Perspectives for applications in horticulture. *Environmental and Experimental Botany*, 121, 22-38.
- Islam, M. A., Gislerod, H. R., Torre, S., & Olsen, J. E. (2014). Control of shoot elongation and hormone physiology in poinsettia by light quality provided by light emitting diodes—a minireview. In *XXIX International Horticultural Congress on Horticulture: Sustaining Lives, Livelihoods and Landscapes (IHC2014): 1104* (pp. 131-136).
- Islam, M., Hamdan, S., Rusop, M., Rahman, M., Ahmed, A. S., & Idrus, M. A. M. (2012). Dimensional stability and water repellent efficiency measurement of chemically modified tropical light hardwood. *BioResources*, 7(1), 1221-1231.
- Iwai, M., Ohta, M., Tsuchiya, H., & Suzuki, T. (2010). Enhanced accumulation of caffeic acid, rosmarinic acid and luteolin-glucoside in red perilla cultivated under red diode laser and blue LED illumination followed by UV-A irradiation. *Journal of Functional Foods*, 2(1), 66-70.
- Jensen, N. B., Clausen, M. R., & Kjaer, K. H. (2018). Spectral quality of supplemental LED grow light permanently alters stomatal functioning and chilling tolerance in basil (*Ocimum basilicum* L.). *Scientia Horticulturae*, 227, 38-47.
- Jiménez, P., Masson, S., & Quitral, R. (2013). Chemical composition of chia seed, flaxseed and rosehip and its contribution in fatty acids omega-3. *Revista chilena de Nutrición*, 40(2), 155-160
- Junpatiw, A., & Sangpituk, A. (2019). Effects of seed preparation, sowing media, seed sowing rate and harvesting period on the production of chia microgreens. *GEOMATE Journal*, 17(61), 80-85.
- Kamal, K. Y., Khodaeiaminjan, M., El-Tantawy, A. A., Moneim, D. A., Salam, A. A., Ash-shormillesy, S. M., ... & Ramadan, M. F. (2020). Evaluation of growth and nutritional value of Brassica microgreens grown under red, blue and green LEDs combinations. *Physiologia Plantarum*, 169(4), 625-638.

- Kami, C., Lorrain, S., Hornitschek, P., & Fankhauser, C. (2010). Light-regulated plant growth and development. *Current Topics in Developmental Biology*, 91, 29-66.
- Khanam, U. K. S., Oba, S., Yanase, E., & Murakami, Y. (2012). Phenolic acids, flavonoids and total antioxidant capacity of selected leafy vegetables. *Journal of Functional Foods*, 4(4), 979-987.
- Kim, E. T., Guan, L. L., Lee, S. J., Lee, S. M., Lee, S. S., Lee, I. D., Lee, S. K., & Lee, S. S. (2015). Effects of flavonoid-rich plant extracts on *in vitro* ruminal methanogenesis, microbial populations and fermentation characteristics. *Asian-Australasian Journal of Animal Sciences*, 28(4), 530-537.
- Kim, H. H., Goins, G. D., Wheeler, R. M., & Sager, J. C. (2004). Green light supplementation for enhanced lettuce growth under red and blue light emitting diodes. *HortScience*, 39 (7), 1617-1622.
- Kliebenstein, D. J., Lim, J. E., Landry, L. G., & Last, R. L. (2002). Arabidopsis UVR8 regulates ultraviolet-B signal transduction and tolerance and contains sequence similarity to human regulator of chromatin condensation 1. *Plant Physiology*, 130(1), 234-243.
- Kong, Y., Stasiak, M., Dixon, M. A., & Zheng, Y. (2018). Blue light associated with low phytochrome activity can promote elongation growth as shade-avoidance response: A comparison with red light in four bedding plant species. *Environmental and Experimental Botany*, 155, 345-359.
- Kopsell, D. A., Sams, C. E., & Morrow, R. C. (2015). Blue wavelengths from LED lighting increase nutritionally important metabolites in specialty crops. *HortScience*, 50(9), 1285-1288.
- Kopsell, D. A., Sams, C. E., Barickman, T. C., & Morrow, R. C. (2014). Sprouting broccoli accumulate higher concentrations of nutritionally important metabolites under narrow-band light-emitting diode lighting. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 139(4), 469-477.
- Kou, L., Yang, T., Luo, Y., Liu, X., Huang, L., & Codling, E. (2014). Pre-harvest calcium application increases biomass and delays senescence of broccoli microgreens. *Postharvest Biology and Technology*, 87, 70-78.
- Kuskoski, E. M., Asuero, A. G., García-Parilla, M. C., Troncoso, A. M., & Fett, R. (2004). Actividad antioxidante de pigmentos antociánicos. *Food Science and Technology*, 24, 691-693.
- Lau, T. Q., Tang, V. T. H., & Kansedo, J. (2019). Influence of Soil and Light Condition on the Growth and Antioxidants Content of *Amaranthus Cruentus* (Red Amaranth) Microgreen. In *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering*, 495 (1), 012051. IOP Publishing.
- Lee, S. W., Seo, J. M., Lee, M. K., Chun, J. H., Antonisamy, P., Arasu, M. V., ... & Kim, S. J. (2014). Influence of different LED lamps on the production of

- phenolic compounds in common and Tartary buckwheat sprouts. *Industrial Crops and Products*, 54, 320-326.
- Lefsrud, M. G., Kopsell, D. A., & Sams, C. E. (2008). Irradiance from distinct wavelength light-emitting diodes affect secondary metabolites in kale. *HortScience*, 43(7), 2243-2244.
- Lester, G. E., Makus, D. J., Hodges, D. M., & Jifon, J. L. (2013). Summer (subarctic) versus winter (subtropic) production affects spinach (*Spinacia oleracea* L.) leaf bionutrients: vitamins (C, E, Folate, K1, provitamin A), lutein, phenolics, and antioxidants. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 61(29), 7019-7027.
- Li, Q., & Kubota, C. (2009). Effects of supplemental light quality on growth and phytochemicals of baby leaf lettuce. *Environmental and Experimental Botany*, 67(1), 59-64.
- Lin, C., & Todo, T. (2005). The cryptochromes. *Genome biology*, 6, 1-9.
- Matthews, J. S., Violet-Chabrand, S., & Lawson, T. (2020). Role of blue and red light in stomatal dynamic behaviour. *Journal of Experimental Botany*, 71(7), 2253-2269.
- McQuistan, T. J., Simonich, M. T., Pratt, M. M., Pereira, C. B., Hendricks, J. D., Dashwood, R. H., ... & Bailey, G. S. (2012). Cancer chemoprevention by dietary chlorophylls: A 12,000-animal dose–dose matrix biomarker and tumor study. *Food and Chemical Toxicology*, 50(2), 341-352.
- Miao, Y., Chen, Q., Qu, M., Gao, L., & Hou, L. (2019). Blue light alleviates ‘red light syndrome’ by regulating chloroplast ultrastructure, photosynthetic traits and nutrient accumulation in cucumber plants. *Scientia Horticulturae*, 257, 108680.
- Mir, S. A., Shah, M. A., & Mir, M. M. (2016). Microgreens: Production, shelf life, and bioactive components. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 57(12), 2730–2736. doi:10.1080/10408398.2016.1144557
- Mlinarić, S., Gvozdić, V., Vuković, A., Varga, M., Vlašiček, I., Cesar, V., & Begović, L. (2020). The effect of light on antioxidant properties and metabolic profile of chia microgreens. *Applied Sciences*, 10(17), 5731.
- Möglich, A., Yang, X., Ayers, R. A., & Moffat, K. (2010). Structure and function of plant photoreceptors. *Annual Review of Plant Biology*, 61, 21-47.
- Morales-Becerril, C. D. J. (2021). *La calidad de la luz y la relación con el crecimiento y metabolismo secundario en Thymus vulgaris* (Tesis de Maestría, Universidad Autónoma Chapingo, México) Consultado en <https://repositorio.chapingo.edu.mx/handle/20.500.12098/1095>
- Morrow R.C. (2008). LED lighting in horticulture. *HortScience*, 43, 1947-1950.
- Nam, T. G., Kim, D. O., & Eom, S. H. (2018). Effects of light sources on major flavonoids and antioxidant activity in common buckwheat sprouts. *Food Science and Biotechnology*, 27, 169-176.

- Olle, M., & Viršile, A. (2013). The effects of light-emitting diode lighting on greenhouse plant growth and quality. *Agricultural and Food Science*, 22(2), 223-234.
- Ouzounis, T., Rosenqvist, E., & Ottosen, C. O. (2015). Spectral effects of artificial light on plant physiology and secondary metabolism: a review. *HortScience*, 50(8), 1128-1135.
- Paik, I., & Huq, E. (2019). Plant photoreceptors: Multi-functional sensory proteins and their signaling networks. In *Seminars in Cell & Developmental Biology*, (92), 114-121.
- Paredes-Camacho, R. M. (2015). *Efecto del estrés hídrico en la biomasa, el contenido de fenoles y la actividad antioxidante en chía (Salvia hispanica L)* [Tesis de Maestría, Colegio de Posgraduados Campus Motecillo]. <http://colposdigital.colpos.mx:8080/xmlui/handle/10521/2854>
- Park, Y., & Runkle, E. S. (2016). Investigation the merit of including far-red light radiation in the production of ornamental seedlings grown under sole-source lighting. *Acta Horticulturae*, 1134, 259–265. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.35>
- Pennisi, G., Blasioli, S., Cellini, A., Maia, L., Crepaldi, A., Braschi, I., ... & Gianquinto, G. (2019). Unraveling the role of red:blue LED lights on resource use efficiency and nutritional properties of indoor grown sweet basil. *Frontiers in Plant Science*. 10, 305. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00305>
- Pham, V. N., Kathare, P. K., & Huq, E. (2018). Phytochromes and phytochrome interacting factors. *Plant physiology*, 176(2), 1025-1038
- Podsedek, A. (2007). Natural antioxidants and antioxidant capacity of Brassica vegetables: A review. *LWT-Food Science and Technology*, 40(1), 1-11.
- Qian, H., Liu, T., Deng, M., Miao, H., Cai, C., Shen, W., & Wang, Q. (2016). Effects of light quality on main health-promoting compounds and antioxidant capacity of Chinese kale sprouts. *Food Chemistry*, 196, 1232-1238.
- Randall, W. C., & Lopez, R. G. (2014). Comparison of supplemental lighting from high-pressure sodium lamps and light-emitting diodes during bedding plant seedling production. *HortScience*, 49(5), 589-595.
- Rangel-Frías, J. A., González-Aguirre, H., Rucoba-García, A., Hernández-Ruiz, J., & Mireles-Arriaga, A. I. (2018). MICROHORTALIZAS: UNA OPCION DE MERCADOS EMERGENTES ALIMENTICIOS. Memoria resúmenes in extenso de carteles, 6° *Foro De Agronegocios*. (38-43). División de Ciencias de la Vida. México.
- Rausenberger, J., Tscheuschler, A., Nordmeier, W., Wüst, F., Timmer, J., Schäfer, E., ... & Hiltbrunner, A. (2011). Photoconversion and nuclear trafficking cycles determine phytochrome A's response profile to far-red light. *Cell*, 146(5), 813-825.

- Rehman, M., Ullah, S., Bao, Y., Wang, B., Peng, D., & Liu, L. (2017). Light-emitting diodes: whether an efficient source of light for indoor plants?. *Environmental Science and Pollution Research*, 24, 24743-24752.
- Rizzini, L., Favory, J. J., Cloix, C., Faggionato, D., O'Hara, A., Kaiserli, E., & Ulm, R. (2011). Perception of UV-B by the *Arabidopsis* UVR8 protein. *Science*, 332(6025), 103-106.
- Romero-Rodríguez, L. M., & Tafur-Ruge, F. T. (2018). *Análisis de sostenibilidad de la producción familiar de microhortalizas (microgreens) de amaranto en la ciudad de Bogotá DC* (Tesis de Maestría, Universidad EAN, Colombia). Consultada en <https://docplayer.es/165382747-Universidad-ean-facultad-de-estudios-en-ambientes-virtuales-maestria-en-proyectos-de-desarrollo-sostenible.html>
- Sakuraba, Y., & Yanagisawa, S. (2018). Light signaling-induced regulation of nutrient acquisition and utilization in plants. *In Seminars in cell & Developmental Biology*. 83, 123-132. <https://doi.org/10.1016/j.semcd.2017.12.014>
- Samuolienė, G., Brazaitytė, A., Viršilė, A., Jankauskienė, J., Sakalauskienė, S., & Duchovskis, P. (2016). Red light-dose or wavelength-dependent photo response of antioxidants in herb microgreens. *PloS one*, 11(9), e0163405.
- Sánchez-Del-Castillo, F., & Escalante-Rebolledo, E. R. (1988). *Hidroponia, un sistema de producción de plantas: principios y métodos de cultivo* (No. 631.585 S3 1988). UACH. Departamento de Fitotecnia. México.
- Scapin, G., Schmidt, M. M., Prestes, R. C., & Rosa, C. S. (2016). Phenolics compounds, flavonoids and antioxidant activity of chia seed extracts (*Salvia hispanica*) obtained by different extraction conditions. *International Food Research Journal*, 23(6).
- Shafiq, I., Hussain, S., Raza, M. A., Iqbal, N., Asghar, M., Raza, A., Fan, Y., Mumtaz, M., Shoaib, M., & Yang, F. (2021). Crop photosynthetic response to light quality and light intensity. *Journal of Integrative Agriculture*, 20(1), 4-23. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(20\)63227-0](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(20)63227-0)
- Smith, H. L., McAusland, L., & Murchie, E. H. (2017). Don't ignore the green light: exploring diverse roles in plant processes. *Journal of Experimental Botany*, 68(9), 2099-2110.
- Stanley, L., & Yuan, Y. W. (2019). Transcriptional regulation of carotenoid biosynthesis in plants: so many regulators, so little consensus. *Frontiers in Plant science*, 10, 1017.
- Steiner, A. A. (1984). The universal nutrient solution. In 6: *International Congress on Soilless Culture, Lunteren (Netherlands), 29 Apr-5 May 1984. ISOSC*.
- Taiz, L., & Zeiger, E. (2006). *Fisiología Vegetal* (Vol. 10). Universitat Jaume I. Valencia, España. 623 p.

- Thwe, A. A., Kim, Y. B., Li, X., Seo, J. M., Kim, S. J., Suzuki, T., ... & Park, S. U. (2014). Effects of light-emitting diodes on expression of phenylpropanoid biosynthetic genes and accumulation of phenylpropanoids in *Fagopyrum tataricum* sprouts. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 62(21), 4839-4845.
- Toscano, S., Cavallaro, V., Ferrante, A., Romano, D., & Patané, C. (2021). Effects of different light spectra on final biomass production and nutritional quality of two microgreens. *Plants*, 10(8), 1584.
- Treadwell, D., Hochmuth, R., Landrum, L., & Laughlin, W. (2010). Microgreens: A new specialty crop (p. HS1164). *University of Florida, IFAS Extension*. rev. 9/2020. *Edis*, 2020(5).<https://edis.ifas.ufl.edu/hs1164>.
- Trino, R. D., Grados-Torrez, R. E., Gutiérrez-Duran, M. D. P., Mamani-Mayta, D. D., Pérez-Gonzales, J., Magariños-Loredo, W., & Gonzales-Dávalos, E. (2017). Evaluación del aporte nutricional del amaranto (*amaranthus caudatus linnaeus*), quinua (*chenopodium quinoa willd*) y tarwi (*lupinus mutabilis sweet*) en el desayuno. *Revista CON-CIENCIA*, 5(2), 15-28.
- Vaštakaitė, V., Viršilė, A., Brazaitytė, A., Samuolienė, G., Jankauskienė, J., Sirtautas, R., & Duchovskis, P. (2015). The effect of blue light dosage on growth and antioxidant properties of microgreens. *Sodinink. Daržinink*, 34, 25-35.
- Verdaguer, D., Jansen, M. A., Llorens, L., Morales, L. O., & Neugart, S. (2017). UV-A radiation effects on higher plants: Exploring the known unknown. *Plant Science*, 255, 72-81.
- Wang, F., Guo, Z., Li, H., Wang, M., Onac, E., Zhou, J., & Zhou, Y. (2016). Phytochrome A and B function antagonistically to regulate cold tolerance via abscisic acid-dependent jasmonate signaling. *Plant Physiology*, 170(1), 459-471.
- Wang, X., Wang, Q., Nguyen, P., Lin, C. (2014). Cryptochrome-mediated light responses in plants. *Enzymes* 35: 167-189
- Waterman, P.G., & Mole, S. (1994) Analysis of Phenolic Plant Metabolites. Blackwell Scientific Publications, Oxford, 73-99.
- Xiao, Z., Codling, E. E., Luo, Y., Nou, X., Lester, G. E., & Wang, Q. (2016). Microgreens of Brassicaceae: Mineral composition and content of 30 varieties. *Journal of Food Composition and Analysis*, 49, 87–93. doi:10.1016/j.jfca.2016.04.006
- Xiao, Z., Lester, G. E., Park, E., Saftner, R. A., Luo, Y., & Wang, Q. (2015). Evaluation and correlation of sensory attributes and chemical compositions of emerging fresh produce: Microgreens. *Postharvest Biology and Technology*, 110, 140-148.

- Xiao, Z., Lester, G., Luo, Y., & Wang, Q. (2012). Assessment of vitamin and carotenoid concentrations of emerging food products: Edible microgreens. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 60, 7644-7651.
- Xiaoying, L., Shirong, G., Taotao, C., Zhigang, X., & Tezuka, T. (2012). Regulation of the growth and photosynthesis of cherry tomato seedlings by different light irradiations of light emitting diodes (LED). *African Journal of Biotechnology*, 11(22), 6169-6177.
- Yadav, L. P., Koley, T. K., Tripathi, A., & Singh, S. (2019). Antioxidant potentiality and mineral content of summer season leafy greens: Comparison at mature and microgreen stages using chemometric. *Agricultural Research*, 8, 165-175.
- Yang, D. H., Webster, J., Adam, Z., Lindahl, M., & Andersson, B. (1998). Induction of acclimative proteolysis of the light-harvesting chlorophyll a/b protein of photosystem II in response to elevated light intensities. *Plant Physiology*, 118(3), 827-834.
- Yu, X., Sayegh, R., Maymon, M., Warpeha, K., Klejnot, J., Yang, H., ... & Lin, C. (2009). Formation of nuclear bodies of Arabidopsis CRY2 in response to blue light is associated with its blue light-dependent degradation. *The Plant Cell*, 21(1), 118-130.
- Zhang, C., Ren, G., Li, D., Cahoon, R.E., Chen, M., Zhou, Y., Yu, B., & Cahoon, E. B. (2015). Chlorophyll synthase under epigenetic surveillance is critical for vitamin E synthesis, and altered expression affects tocopherol levels in Arabidopsis. *Plant Physiology*, 168, 1503–1511.
- Zhang, T., Maruhnich, S. A., & Folta, K. M. (2011). Green light induces shade avoidance symptoms. *Plant Physiology*, 157(3), 1528-1536.
- Zhang, X., Bian, Z., Yuan, X., Chen, X., & Lu, C. (2020). A review on the effects of light-emitting diode (LED) light on the nutrients of sprouts and microgreens. *Trends in Food Science & Technology*, 99, 203-216.
- Zhang, Y., Xiao, Z., Ager, E., Kong, L., & Tan, L. (2021). Nutritional quality and health benefits of microgreens, a crop of modern agriculture. *Journal of Future Foods*, 1(1), 58-66.

7 APÉNDICES

Apéndice 1. Cuadrados medios y niveles de significancia de las variables morfológicas medidas en microgreens de chíá y amaranto sometidos a diferentes tratamientos de luz suplementaria (con y sin luz) desde la siembra hasta la cosecha.

FV	GL	Altura de la planta	Peso fresco por planta	Peso seco por planta
C	1	28.1 ^{***}	0.003 ^{***}	8.50 ^{***}
L	3	0.01 ^{NS}	0.0001 ^{NS}	0.64 [*]
C*L	3	0.01 ^{NS}	0.00005 ^{NS}	0.66 [*]
BLOQUE	7	4.02	0.0006	1.77
ERROR	24	0.01	0.00009	0.16
CV		2.20	8.36	2.92

NS; *, **, ***: No significativo, significativo a una $P \leq 0.05$, 0.01 y 0.001, respectivamente. FV; Fuentes de variación. GL = Grados de libertad. CV = Coeficiente de variación. C = Cultivo. L = Luz.

Apéndice 2. Cuadrados medios y niveles de significancia de la cuantificación de minerales macronutrientes (primarios y secundarios) medidas en microgreens de chíá y amaranto sometidos a diferentes tratamientos de luz suplementaria (con y sin luz) desde la siembra hasta la cosecha.

FV	GL	N	P	K	Ca	Mg
C	1	4.05 ^{***}	133.13 ^{***}	11394201.32 ^{***}	283849.1 ^{***}	15052333.95 ^{***}
L	3	0.03 [*]	153.36 ^{**}	334466.16 ^{***}	1161.77 ^{***}	2399.72 ^{**}
C*L	3	0.07 ^{**}	12.33 ^{NS}	133761.55 ^{***}	507.38 [*]	1540.36 ^{**}
BLOQUE	7	0.62	90.03	1828412.07	41265.22	216722.03
ERROR	24	0.009	9.65	5531.90	83.22	306.53
CV		2.38	3.07	3.84	1.82	2.81

NS; *, **, ***: No significativo, significativo a una $P \leq 0.05$, 0.01 y 0.001, respectivamente. FV = Fuentes de variación. GL = Grados de libertad. CV = Coeficiente de variación. C = Cultivo. L = Luz.

Apéndice 3. Cuadrados medios y niveles de significancia de la cuantificación de minerales micronutrientes medidas en microgreens de chíá y amaranto sometidos a diferentes tratamientos de luz suplementaria (con y sin luz) desde la siembra hasta la cosecha.

FV	GL	B	Cu	Fe	Mn	Na	Zn
C	1	0.053 ^{**}	0.58 ^{***}	12.50 ^{***}	171.12 ^{***}	18766.62 ^{***}	5.44 ^{***}
L	3	0.12 ^{***}	0.004 ^{NS}	1.01 ^{NS}	5.03 ^{***}	172.76 ^{***}	0.31 ^{***}
C*L	3	0.05 ^{**}	0.01 ^{**}	1.001 ^{NS}	1.14 ^{***}	1553.79 ^{***}	0.67 ^{***}
BLOQUE	7	0.083	8.94	2.65	27.09	3420.89	1.20
ERROR	24	0.005	0.20	0.35	0.09	12.28	0.014
CV		2.13	5.83	3.39	1.99	2.86	3.99

NS; *, **, ***: No significativo, significativo a una $P \leq 0.05$, 0.01 y 0.001, respectivamente. FV = Fuentes de variación. GL = Grados de libertad. CV = Coeficiente de variación. C = Cultivo. L = Luz.

Apéndice 4. Cuadrados medios y niveles de significancia de las variables correspondientes al análisis proximal medidas en microgreens de chía y amaranto sometidos a diferentes tratamientos de luz suplementaria (con y sin luz) desde la siembra hasta la cosecha.

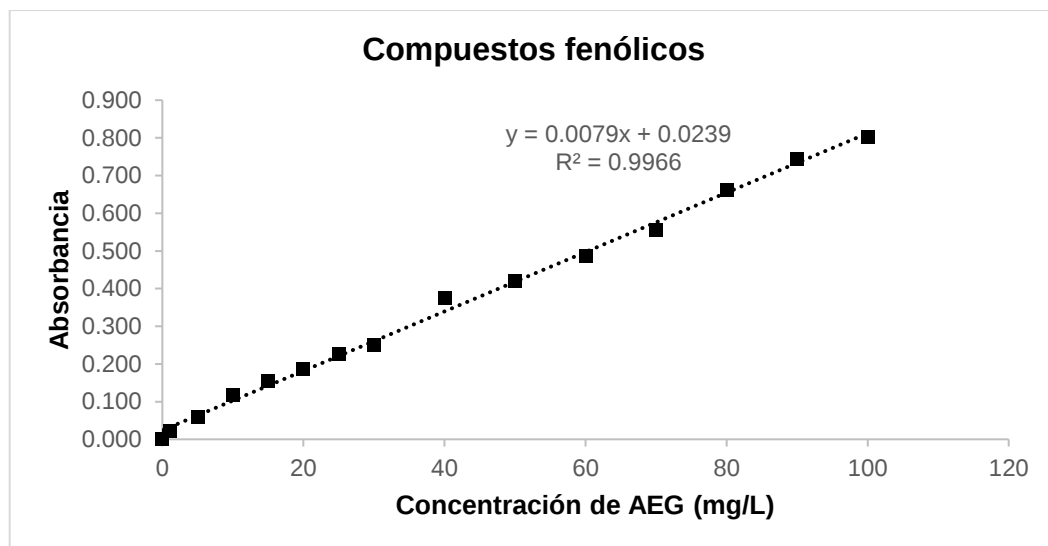
FV	GL	Proteína	Lípidos	Cenizas	Carbohidrato	Humedad	Calorías
C	1	158.4***	0.05 ^{NS}	472.85***	1162.90**	8.50***	7406.66***
L	3	1.51*	3.54***	3.41**	17.96***	0.64*	185.13***
C*L	3	2.7**	0.24 ^{NS}	4.24**	12.57***	0.66*	68.69*
BLOQUE	7	24.46	1.63	70.83	179.21	1.77	1166.87
ERROR	24	0.36	0.23	0.56	1.33	0.16	10.56
CV		2.38	14.83	5.35	2.02	0.47	0.98

NS; *, **, ***: No significativo, significativo a una $P \leq 0.05$, 0.01 y 0.001, respectivamente. FV = Fuentes de variación. GL = Grados de libertad. CV = Coeficiente de variación. C = Cultivo. L = Luz.

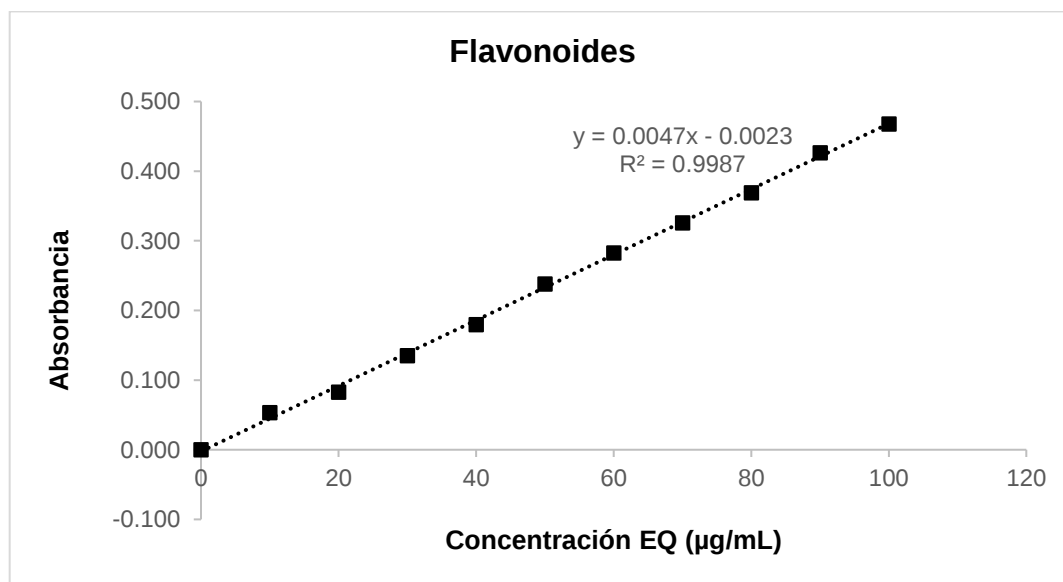
Apéndice 5. Cuadrados medios y niveles de significancia de la calidad nutricional y antioxidante medidas en microgreens de chía y amaranto sometidos a diferentes tratamientos de luz suplementaria (con y sin luz) desde la siembra hasta la cosecha.

FV	GL	Clorofila a	Clorofila b	Carotenoides	Compuestos fenólicos	Flavonoides	Actividad antioxidante
C	1	0.099***	0.13***	0.013***	1230.6***	150585.1***	23.39***
L	3	0.028**	0.001 ^{NS}	0.003*	49.2***	1615.5***	0.019***
C*L	3	0.022*	0.0009 ^{NS}	0.0005 ^{NS}	2.62 ^{NS}	466.68**	0.015***
BLOQUE	7	0.03	0.020	0.003	198.05	22404.55	3.35
ERROR	24	0.004	0.0009	0.0006	5.54	77.26	0.0004
CV		5.4	8.32	5.81	1.95	4.68	0.7624

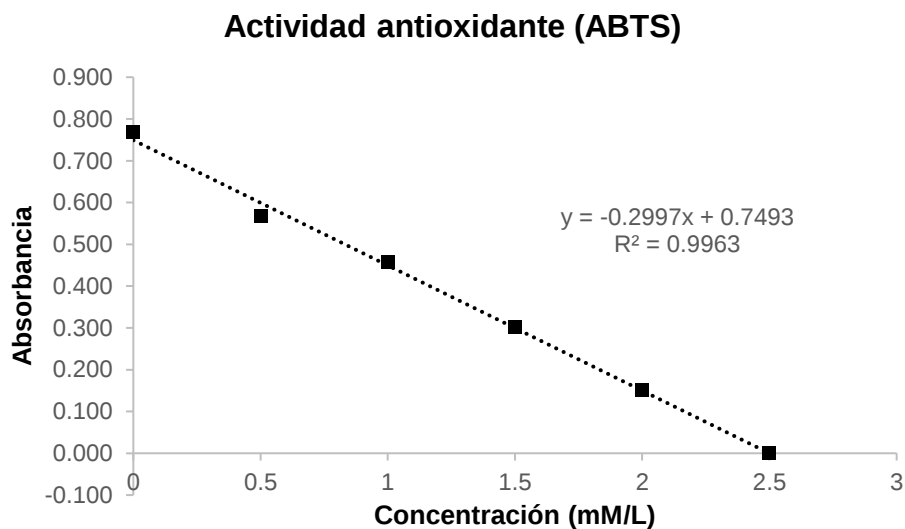
NS; *, **, ***: No significativo, significativo a una $P \leq 0.05$, 0.01 y 0.001, respectivamente. FV = Fuentes de variación. GL = Grados de libertad. CV = Coeficiente de variación. C = Cultivo. L = Luz.



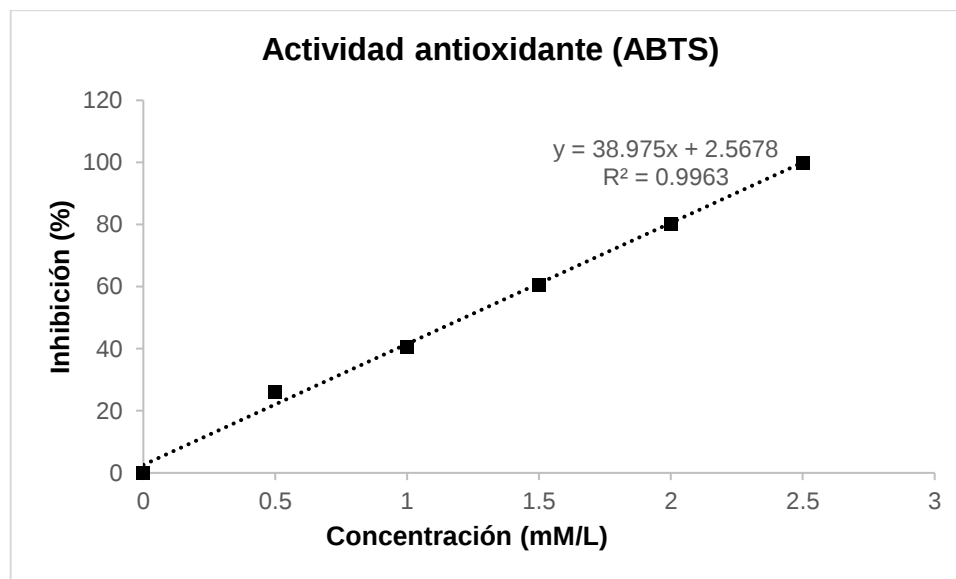
Apéndice 6. Curva estándar de calibración preparada a base de ácido gálico (AEG) para la determinación de compuestos fenólicos.



Apéndice 7. Curva estándar de calibración preparada a base de la flavona quercetina (EQ) para la determinación de flavonoides.



Apéndice 8. Curva estándar de calibración preparada a base de trolox (ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico) para la determinación de actividad antioxidante.



Apéndice 9. Curva estándar de calibración preparada a base de trolox (ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcroman-2-carboxílico) para la determinación de actividad antioxidante, considerando el porcentaje de inhibición y la concentración de trolox.