

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA**

**INFLUENCIA DE FACTORES LUMÍNICOS SOBRE EL RENDIMIENTO Y CALIDAD  
DE MICROVEGETALES DE ALBAHACA (*Ocimum basilicum* L.)**

**POR:**

**NELLY YAMILETH VÁSQUEZ HERNÁNDEZ**

**ANTEPROYECTO DE TESIS**



**CATACAMAS**

**OLANCHO**

**JUNIO, 2024**

**INFLUENCIA DE FACTORES LUMÍNICOS SOBRE EL RENDIMIENTO Y CALIDAD  
DE MICROVEGETALES DE ALBAHACA (*Ocimum basilicum* L.)**

**POR:**

**NELLY YAMILETH VÁSQUEZ HERNÁNDEZ**

**CARLOS ORLANDO INESTROZA LIZARDO, Ph.D.**

**ASESOR PRINCIPAL**

**ANTEPROYECTO DE TESIS**

**PRESENTADO A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO  
REQUISITO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE:**

**INGENIERA EN TECNOLOGÍA ALIMENTARIA**

**CATACAMAS**

**OLANCHO**

**JUNIO, 2024**

## CONTENIDO

|        |                                                                          |    |
|--------|--------------------------------------------------------------------------|----|
| I.     | INTRODUCCIÓN.....                                                        | 1  |
| II.    | OBJETIVOS .....                                                          | 2  |
| III.   | HIPÓTESIS .....                                                          | 3  |
| IV.    | REVISIÓN DE LITERATURA.....                                              | 4  |
| 4.1.   | Microvegetales: Características y beneficios .....                       | 4  |
| 4.2.   | Microvegetales de albahaca.....                                          | 5  |
| 4.3.   | Ambientes controlados para la producción de microvegetales .....         | 6  |
| 4.4.   | Factores lumínicos y su influencia en el desarrollo de las plantas ..... | 7  |
| 4.4.1. | Efecto del fotoperiodo sobre los microvegetales.....                     | 8  |
| 4.4.2. | Efecto de la intensidad lumínica sobre los microvegetales .....          | 10 |
| 4.4.3. | Calidad de la luz sobre los microvegetales.....                          | 11 |
| V.     | MATERIALES Y MÉTODO.....                                                 | 13 |
| 5.1.   | Lugar de investigación.....                                              | 13 |
| 5.2.   | Materiales y equipo .....                                                | 13 |
| 5.3.   | Metodología.....                                                         | 14 |
| 5.3.1. | Etapa 1: Optimización de las condiciones de crecimiento .....            | 14 |
| 5.3.2. | Etapa 2: Preparación del cultivo y siembra .....                         | 15 |
| 5.3.3. | Etapa 3: Evaluaciones de producción.....                                 | 16 |

|        |                                                  |    |
|--------|--------------------------------------------------|----|
| 5.3.4. | Etapa 4: Evaluaciones físicas .....              | 17 |
| 5.3.5. | Etapa 5: Evaluaciones químicas .....             | 18 |
| 5.3.6. | Diseño experimental y análisis estadístico ..... | 21 |
| VI.    | CRONOGRAMA DE ACTIVIDADES .....                  | 22 |
| VII.   | PRESUPUESTO.....                                 | 23 |
| VIII.  | BIBLIOGRAFÍA .....                               | 24 |

## LISTA DE TABLAS

**Tabla 1:** Materiales, equipo y herramientas por utilizar ..... 14

**Tabla 2:** tratamientos por aplicar y variables dependientes. **¡Error! Marcador no definido.**

## I. INTRODUCCIÓN

En Honduras, la malnutrición se debe en gran parte a la falta de acceso a dietas nutritivas, asequibles y seguras; la mayoría de la población no consume con frecuencia alimentos saludables como frutas y hortalizas, lo que resulta en malnutrición por exceso, asociada con un riesgo cardiovascular alto y enfermedades crónicas no transmisibles (Elvir *et al.* 2022). La inclusión de albahaca en la dieta podría mejorar la salud nutricional de la población ya que es una hortaliza rica en ácidos fenólicos y flavonoides con beneficios para tratar enfermedades cardiovasculares y reducir el riesgo de cáncer (Cisternas *et al.* 2022).

Los microvegetales como la albahaca ofrecen una mayor concentración de nutrientes y antioxidantes que las plantas maduras y pueden cultivarse a pequeña y a gran escala (Ansari *et al.* 2023). Factores como el fotoperiodo y la intensidad lumínica juegan un papel esencial en su desarrollo ya que los microvegetales utilizan la luz no solo para la fotosíntesis sino también para regular diversos procesos fisiológicos y bioquímicos como el crecimiento, la acumulación de nitratos y compuestos bioactivos (Lobiuc *et al.* 2017 y Harakotr *et al.* 2019).

Aunque los microvegetales de albahaca son considerados cultivos funcionales valiosos y nutricionalmente beneficiosos, se desconocen sus rendimientos, calidad nutricional y nutracéutica en función de las condiciones lumínicas que se les puedan brindar (Rivas 2023). Es por eso que esta investigación busca evaluar como la intensidad lumínica y el fotoperiodo afectan la calidad global y el rendimiento de los microvegetales de albahaca para así establecer las condiciones óptimas para su cultivo en un sistema de interior.

## **II. OBJETIVOS**

General:

- Analizar la influencia de factores lumínicos sobre el rendimiento y calidad de microvegetales de albahaca.

Específicos:

- Determinar como el fotoperiodo y la intensidad lumínica afectan el rendimiento de microvegetales de albahaca.
- Evaluar el efecto del fotoperiodo y la intensidad lumínica en la capacidad antioxidante, y el contenido fenólico de microvegetales de albahaca.
- Comparar la calidad global y el rendimiento de los microvegetales bajo distintos fotoperiodos e intensidades lumínicas, para identificar el mejor tratamiento lumínico.

### **III. HIPÓTESIS**

- Hipótesis H0: La aplicación de al menos un tratamiento lumínico no afectará la calidad global de los microvegetales.
- Hipótesis H1: La aplicación de al menos un tratamientos lumínico afectará la calidad global de los microvegetales.

## IV. REVISIÓN DE LITERATURA

### 4.1. Microvegetales: Características, inclusión en la dieta y beneficios

Los microvegetales son una clase emergente de productos frescos, compuestos por plántulas jóvenes de vegetales y hierbas, sus ciclos de crecimiento son muy cortos pues se cosechan cuando los cotiledones están completamente desarrollados y el primer par de hojas verdaderas están parcialmente expandidas (generalmente de 10 a 20 días después de que emergen las plántulas) (Lee *et al.* 2004 y Xiao *et al.* 2016). Además, se encuentran entre los cultivos más adoptados de la agricultura de ambiente controlado, ya que se pueden cultivar fácilmente (Zhang *et al.* 2021). Entre los microvegetales con mayor demanda están el amaranto, la arúgula, la albahaca y el trigo alforfón (Palma & González 2022).

Incluir microvegetales en la dieta es una estrategia eficaz para mejorar la nutrición y promover la alimentación saludable, lo que es crucial para prevenir la malnutrición y diversas enfermedades no transmisibles. Sin embargo, el aumento de la producción de alimentos procesados, la rápida urbanización y los cambios en los estilos de vida han alterado los hábitos alimentarios. Muchas personas consumen en exceso alimentos hipercalóricos, grasas y azúcares, mientras que ingieren una cantidad insuficiente de frutas, hortalizas (OMS 2018).

La producción de microvegetales ofrece una alternativa productiva interesante para optimizar el consumo de hortalizas ya que presentan una gran biodiversidad y son fáciles de producir

tanto a nivel familiar como comercial, aportando múltiples beneficios para la salud, su alto potencial productivo se debe en parte a la conveniencia para su consumo inmediato y a la facilidad de su obtención mediante sistemas de producción sustentable. Los microvegetales propician una mayor biodisponibilidad de nutrientes, lo que contribuye a aumentar la inmunidad, disminuir la vulnerabilidad a enfermedades y permitir un mejor desarrollo físico y mental en la población (Castangino *et al.* 2020).

Los microvegetales ofrecen un atractivo color, sabor y valor nutricional (Tan *et al.* 2020), pertenecen al grupo de los denominados alimentos funcionales; son productos alimenticios que poseen propiedades particulares que promueven la salud o previenen enfermedades y que son adicionales a sus valores nutricionales normales; los microvegetales tienen propiedades antiinflamatorias, anticancerígenas, antibacterianas y anti hiperglucémicas (Janovska *et al.* 2010 y Zhang *et al.* 2021), es por eso que su demanda está creciendo rápidamente, se espera que el mercado global de microvegetales aumente un 13.5 %, durante los años 2020 – 2025 (FHIA 2022).

Investigaciones recientes indican que los microvegetales pueden contener una mayor cantidad de fitoquímicos, minerales y vitaminas en comparación con sus contrapartes maduras (Zhang *et al.* 2021). En hortalizas como el amaranto, el pepino, el palak, el poi y el rábano, la concentración de potasio y zinc es significativamente mayor en los microvegetales que en los vegetales maduros (Yadav *et al.* 2019). Además, estudios realizados por Johnson *et al.* (2021) muestran una mayor presencia de glucosinolatos, sinapina, compuestos flavonoides, saponinas, ácidos fenólicos, vitaminas y fenolamidas en microvegetales de rúcula, brócoli, remolacha roja y guisantes en comparación con sus homólogos maduros.

#### **4.2. Microvegetales de albahaca**

La albahaca es una planta aromática muy utilizada para la preparación de platillos, esto se debe principalmente a su versatilidad culinaria y a sus distintivos atributos sensoriales, tiene

un olor agradable y su sabor se caracteriza por ser intenso y especiado, con notas dulces y ligeramente picantes; los portadores responsables del olor y sabor característicos de la albahaca son los aceites esenciales, taninos, flavonoides, saponinas, entre otros; generalmente la albahaca contiene entre un 0,3% y un 0,8% de aceite esencial, cuyos principales componentes incluyen el carvacrol y el linalool (Karan *et al.* 2019).

La albahaca se ha convertido en una de las plantas más ventajosas para el cultivo de microvegetales debido a la presencia de antioxidantes vegetales, incluidos los compuestos fenólicos, vitamina C, flavonoides, antocianinas, carotenoides y los macro y micronutrientes (Sipos *et al.* 2021). Estas sustancias son capaces de retrasar o inhibir la oxidación de lípidos u otras moléculas al interferir con las reacciones oxidativas en cadena, descomponer peróxidos y neutralizar radicales libres y especies reactivas de oxígeno (Lobiuc *et al.* 2017). Además, en un estudio realizado por Xiao *et al.* (2015) sobre seis variedades de microvegetales, se encontró que la albahaca tenía concentraciones altas de fitonutrientes en relación con las otras variedades estudiadas.

#### **4.3. Ambientes controlados para la producción de microvegetales**

En el pasado, el aprovechamiento del espacio suprayacente solucionó una parte de los problemas de crecimiento en las grandes urbes, transformando locaciones de un solo piso en los grandes rascacielos conocidos en la actualidad. Ese mismo concepto se aplica a la producción de alimentos, cuyos requerimientos esenciales renuncian al uso de grandes superficies de tierra para la obtención de biomasa (Pérez y Morales-Fonseca 2022). Se conoce como agricultura en ambientes controlados, aquella técnica que permite desarrollar cultivos, controlando factores externos como la luz, el agua, la temperatura y los fertilizantes. Esta forma de producción de alimentos resulta más productiva y ofrece cultivos todo el año independientemente de la estación (Pérez & Morales-Fonseca 2022).

La evolución de las técnicas de producción ha conducido a potencializar la agricultura en ambientes controlados; entre los tipos más comunes se encuentran los invernaderos, techos verdes, fábricas de plantas y lo que hoy día se conoce como granjas verticales. La agricultura vertical rompe con el esquema tradicional, ya que los cultivos pasan del plano horizontal a un aprovechamiento de la verticalidad; es un método para el cultivo de plantas usualmente sin uso de suelo ni luz natural (Frazier 2017). La técnica de agricultura vertical ejemplifica un sistema de producción sostenible, ya que resume una actividad que genera impactos ambientales positivos; la tecnología e innovación de esta nueva forma de agricultura contribuyen al desarrollo de prácticas ambientales que ocasionan múltiples beneficios no solo al contexto ambiental sino al social y económico (Pérez y Morales-Fonseca 2022).

La agricultura vertical solo puede adaptarse a una selección de cultivos, principalmente aquellos utilizados en ensaladas y hierbas, los microvegetales de albahaca son un cultivo ideal para la agricultura vertical porque son sensibles a las bajas temperaturas y responden bien a las condiciones climáticas controladas lo que resulta en un mejor sabor que el de la albahaca cultivada en el campo; su producción hidropónica en invernadero proporciona condiciones óptimas de clima y fertilidad, lo que tiene el potencial de reducir la variabilidad que pueda surgir debido a los cambios estacionales y las condiciones del suelo durante su crecimiento y desarrollo (Sipos *et al.* 2021).

#### **4.4. Factores lumínicos y su influencia en el desarrollo de las plantas**

La luz es una de las señales de desarrollo esenciales para las plantas. Las plantas responden a la presencia y a la ausencia de luz a través de sus componentes de señalización. Las diferentes longitudes de onda de la luz estimulan el conjunto respectivo de fotorreceptores, como los fitocromos, los criptocromos y las fototropinas (Singh *et al.* 2023). Con su calidad, intensidad y fotoperiodo, la luz es un factor abiótico decisivo que influye directamente en la biomasa vegetal y en la acumulación de metabolitos especializados (ME). La radiación

fotosintéticamente activa (RFA) tiene efectos significativos en el metabolismo primario y secundario de las plantas, lo que influye en sus características morfológicas y sus sistemas antioxidantes (Vrkić, Šic, Dujmovic y Benko 2024).

La iluminación basada en LED (diodos emisores de luz) encierra la tecnología más reciente para ingresar al campo de la agricultura en ambientes controlados como fuente principal de energía para las plantas. Estos dispositivos presentan la ventaja de emitir longitudes específicas de onda electromagnética, las cuales pueden ajustarse para proporcionar la energía adecuada y estimular los pigmentos fotosintéticos, lo que implica una mayor acumulación de peso seco y un uso más eficiente de la energía en comparación con dispositivos convencionales como lámparas de sodio de alta presión o fluorescentes (Pérez y Morales-Fonseca 2022).

Controlar el fotoperiodo y las longitudes de onda de luz durante el crecimiento y desarrollo de hortalizas como el brócoli resulta en un mejor rendimiento y calidad nutricional, según una investigación realizada por Pardo *et al.* (2015). Los beneficios de controlar los factores lumínicos también se ven reflejados en un estudio que demostró cómo la manipulación del fotoperiodo y la intensidad lumínica promueven el crecimiento y mejoran la nutrición de microvegetales de col rizada y col rizada china, lo que se traduce en un aumento significativo de la biomasa y la concentración de nutrientes, incluyendo clorofila, carotenoides, azúcares solubles, proteínas solubles, vitamina C y capacidad antioxidante (Liu *et al.* 2022).

#### **4.4.1. Efecto del fotoperiodo sobre los microvegetales**

Los cambios en el ritmo interno de la planta, la síntesis y desempeño de los metabolitos secundarios, dependen en gran medida de los factores ambientales que controlan su crecimiento, siendo uno de los más importantes el fotoperiodo (Fayezizadeh 2024). El

fotoperiodo es la cantidad de luz y oscuridad en un ciclo diario de 24 h, influye significativamente en el rendimiento y también en la acumulación de compuestos activos biológicos (Jackson 2009 y Sipos *et al.* 2021). Es una herramienta adecuada que busca crear un leve fotoestrés en los microvegetales, con el objetivo de mejorar su contenido de fitoquímicos antioxidantes (Delian *et al.* 2015).

La respuesta de diferentes plantas a fotoperíodos prolongados es diferente, investigaciones recientes muestran que la iluminación continua (IC, fotoperiodo de 24 h) puede conducir a la producción de microvegetales sin fotodaño, reduciendo los costos de producción (Lanoue *et al.* 2022). Sin embargo la IC significa que tanto la energía como los componentes de señalización de la luz se suministran continuamente y existen algunas especies de plantas sensibles que en respuesta a la IC presentan clorosis y necrosis foliar, disminución en la fotosíntesis y senescencia foliar acelerada (Shibaeva 2022), exceder los límites tolerables del fotoperiodo puede estar asociado con daño fotooxidativo, producción de especies reactivas de oxígeno (ERO) y desajuste en los ritmos circadianos internalizados, causando reducción en el rendimiento y pérdidas económicas para los productores (Fayezizadeh *et al.* 2024).

Por otro lado, en los períodos cortos de luz con oscuridad prolongada, el factor CSN5B aumenta la degradación de la GDP-d-manosa pirofosforilasa (GMP) a través de la proteasoma 26S y reduce el nivel de vitamina C; por tanto, la oscuridad causa el catabolismo de la vitamina C (Truffault *et al.* 2016). Los dos fotoperíodos que se utilizan con mayor frecuencia en la producción vegetal son de 12 y 16 horas ya que estos favorecen el crecimiento óptimo y la salud de las plantas (Appolloni *et al.* 2021).

Concretamente, en amaranto, remolacha y espinaca se obtuvieron concentraciones altas de clorofila, polifenoles y antioxidantes totales con un fotoperiodo de 12 h, mientras que, con un fotoperiodo de 24 h, las concentraciones fueron menores (Gallo 2020). En microvegetales de repollo y col rizada china, el fotoperiodo de 14 a 16 h fue óptimo para el cultivo,

observándose mejoras en la biomasa, la calidad nutricional y cierta capacidad antioxidante mientras que fueron más bajos con fotoperiodos de 12 y 20 h (Liu *et al.* 2022). Sin embargo, en microvegetales de albahaca, los fotoperiodos de 6, 8, 16 y 18 h no resultaron tan efectivos como el fotoperiodo de 24 h, con el que se observó resistencia al estrés lumínico al aumentar la síntesis de metabolitos secundarios, lo que resultó en un mayor rendimiento y una mayor concentración de compuestos beneficiosos para la salud (Fayezizadeh *et al.* 2024).

#### **4.4.2. Efecto de la intensidad lumínica sobre los microvegetales**

Para mejorar los efectos de los diferentes fotoperiodos en la síntesis fitoquímica de las plantas, se debe ajustar también la intensidad lumínica, optimizando así la integral de luz diaria (ILD). La ILD resulta de la combinación del fotoperiodo y la intensidad lumínica, representa la cantidad total de luz fotosintéticamente activa que recibe una planta a lo largo del día, se mide en moles por metro cuadrado por día ( $\text{mol/m}^2/\text{d}$ ) y su adecuado manejo es esencial para maximizar la fotosíntesis y el desarrollo de las plantas, influyendo significativamente en la calidad y el rendimiento (Fayezizadeh *et al.* 2024).

La intensidad lumínica se refiere 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 integral de luz diaria (ILD), en la región fotosintéticamente activa (RFA) del espectro luminoso (Massa *et al.* 2015). La intensidad lumínica promueve la acumulación de pigmentos como, carotenos ( $\alpha$  y  $\beta$ ) 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 y Talón, 2013).

Un aumento en la intensidad lumínica incrementa la radiación fotosintéticamente activa interceptada, lo que resulta en la acumulación de biomasa; por otro lado, el contenido de proteína está relacionado con la fotosíntesis y depende de la intensidad de radiación durante el crecimiento de la planta (Rivas 2023). Una intensidad lumínica alta favorece la acumulación de carbohidratos en cloroplastos y citoplasma; lo que aumenta el contenido energético (Azcón-Bieto y Talón, 2013). Respecto a las intensidades muy bajas, cada especie de planta comienza el proceso de fotosíntesis a distintos niveles de energía de luz, lo que se denomina punto de compensación de la luz. Este punto comienza cuando la energía de la luz es suficiente para realizar la actividad fotosintética (Lopez 2023) por lo que bajas intensidades lumínicas afectan la fotosíntesis y se deben evitar.

En un estudio sobre microvegetales de colinabo morado (*Brassica oleracea* var. *gongylodes*), mizuna (*Brassica rapa* var. *nipposinica*) y mostaza (*Brassica juncea*) cultivados en sistemas de bandejas hidropónicas, se observó un aumento en el porcentaje de peso seco a medida que la intensidad lumínica incrementaba de 105 a 315  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  (Gerovac *et al.* 2016). Así mismo se ha encontrado que una intensidad lumínica de 330  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  es óptima para el crecimiento y la acumulación de compuestos bioactivos en microvegetales de convolvulus acuático (*Ipomoea aquatica*), albahaca sagrada roja (*Ocimum tenuiflorum*), eneldo (*Anethum graveolens*) y albahaca limón (*Ocimum citriodorum*), produciendo el mayor peso seco, capacidad de neutralización de radicales libres, contenido total de fenoles y flavonoides (Harakotr *et al.* 2019).

#### **4.4.3. Calidad de la luz sobre los microvegetales**

La luz se compone de diferentes colores, que se corresponden con luces de diferentes longitudes de onda (expresadas en nanómetros). El espectro visible al ojo humano cubre la región de 400 a 700 nm, mientras que las plantas perciben además de esto, las regiones del ultravioleta (uv) y del rojo lejano. Para ello están dotadas de distintos tipos de proteínas:

receptores de luz uv-B (280- 320 nm); criptocromos, que absorben mayoritariamente luz uv-A (320-390 nm) y azul (400-500 nm); clorofilas, que absorben luz azul y roja (600-700 nm); carotenoides, que absorben luz verde y amarilla (400-600 nm), y los fitocromos, que absorben luz roja y roja lejana (700-800 nm), (Martínez-García *et al.* 2002).

Todo el espectro de luz no es beneficioso para las plantas. Los organismos vivos generalmente absorben únicamente el espectro electromagnético visible (luz). La luz se encarga de controlar procesos como la fotosíntesis, el tiempo de floración y la morfogénesis en las plantas donde, dos fotorreceptores principales, los fitocromos y los criptocromos, son los responsables de los cambios morfológicos y de su desarrollo (Hasan *et al.* 2017).

Con una combinación de 70 % rojo, 10 % verde y 20 % azul, se mejoró el crecimiento vegetativo y la morfología de algunos microvegetales como Colinabo morado (*Brassica oleracea* var. *gongylodes*), col roja (*Brassica oleracea* var. *capitata* f. *rubra*) y tatsoi (*Brassica rapa* var. *rosularis*), mientras que con una combinación de 20 % rojo y 80 % azul se aumentó el contenido de minerales y vitaminas en estos mismos microvegetales (Kamal *et al.* 2020). En microvegetales de brócoli (*Brassica oleracea* var. *italica*) las concentraciones más altas de clorofila en el tejido de los brotes,  $\beta$ -caroteno, luteína, carotenoides, calcio, magnesio, fósforo, azufre, boro, cobre, hierro, manganeso, zinc, glucoiberina, glucorafanina, 4-metoxiglucobrassicina y neoglucobrassicina se encontraron en microvegetales cultivados bajo un tratamiento de luz azul al 20 % y luz roja al 80 % (Kopsell *et al.* 2014).

## V. MATERIALES Y MÉTODO

### 5.1. Lugar de investigación

La investigación se llevará a cabo en el Centro de Estudios Postcosecha de la Universidad de Chile (CEPOC), ubicado en Avenida Santa Rosa 11315, La Pintana en Santiago de Chile.

### 5.2. Materiales y equipo

A continuación, se presentan los materiales, equipos y herramientas que se utilizarán para desarrollar la investigación (Tabla 1).

| Material vegetal                  | Descripción                                                                                  |
|-----------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------|
| Semillas                          | Semillas de albahaca ( <i>Ocimum basilicum</i> L.)                                           |
| Material para cultivo y reactivos |                                                                                              |
| Sustrato                          | Mezcla de turba y perlita en relación 1:1                                                    |
| Bandejas de plástico              | Medidas: 64×35×6 cm para la siembra de semillas                                              |
| Estanterías metálicas             | Con dimensiones de 170×180×45 cm, dispuestas en cámaras frigoríficas.                        |
| Reactivos                         | RFolin-Ciocalteu al 10 %, ácido gálico, etanol al 15 %, FRAP, trolox, DPPH, metanol al 70 %. |

| <b>Equipo</b>                    |                                                                                       |
|----------------------------------|---------------------------------------------------------------------------------------|
| Regla                            | Graduada en cm                                                                        |
| Cámaras de cultivo               | Adaptadas con dimensiones de 3.5×4.0×6.0 m a una temperatura de $21 \pm 2$ °C.        |
| Lámparas de crecimiento LED      | Asycar, para control de iluminación y de intensidad ajustable.                        |
| Temporizador analógico           | Modelo TG-14 (ManHua Electric Co., Ltd., Wenzhou, China) para programar fotoperiodos. |
| Espectrofotómetro de microplacas | ASYS UVM340 (Biochrom Ltd., Cambridge, Reino Unido), para medir la absorbancia.       |
| Horno LFO-250F                   | Para secado de muestras de materia seca vegetal a 60 °C.                              |
| Balanza semianalítica            | Modelo CMN3000-1 para medir la masa de muestras                                       |
| Baño termorregulador             | A 40 °C para preparar reactivo FRAP                                                   |
| <b>Herramientas</b>              |                                                                                       |
| Programa ImageJ                  | Software versión 1.53 k, Estados Unidos, para medir el área de los cotiledones        |
| Programa estadístico InfoStat    | Software para el análisis estadístico de los datos                                    |

Tabla 1: Materiales, equipo y herramientas por utilizar

### 5.3. Metodología

#### 5.3.1. Etapa 1: Optimización de las condiciones de crecimiento

Los microvegetales crecerán en un ambiente controlado; específicamente en una cámara de cultivo mantenida a una temperatura constante de  $21 \pm 2$  °C, con dimensiones de 3.5 \* 4.0 \* 6.0 m. En su interior se dispondrán 3 estantes metálicos de 170.0 \* 180.0 \* 45.0 cm; cada estante tendrá tres niveles apilados uno sobre otro a diferentes distancias dependiendo de la

intensidad lumínica aplicada. Para una baja intensidad ( $120 \pm 2 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) se usará una distancia de 60.0 cm, para una intensidad media ( $160 \pm 2.5 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) se usará una distancia de 47.0 cm y para una intensidad alta ( $220 \pm 2.8 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) se usará una distancia de 33.5 cm. En cada nivel se montarán 3 lámparas de crecimiento LED (Asycar, Santiago, Chile), estas lámparas emitirán un espectro 75 % rojo, 23 % azul y 2 % rojo lejano.

Se programarán dos fotoperiodos de 12 y 16 h utilizando un temporizador analógico enchufable TG-14 (ManHua Electric Co., Ltd., Wenzhou, China), estos fotoperiodos se aplicarán en dos cámaras de cultivo diferentes para evitar interferencias entre lámparas con diferentes fotoperiodos (Tabla 2), en la primera cámara de cultivo se aplicará un fotoperiodo de 12 h y en la segunda un fotoperiodo de 16 h. El sistema de iluminación comenzará a funcionar el día de la siembra y la humedad relativa será de 70 - 80 %.

### **5.3.2. Etapa 2: Preparación del cultivo y siembra**

En esta etapa se preparará lo que los microvegetales van a necesitar para su crecimiento, esto incluye la obtención de semillas de albahaca (*Ocimum basilicum* L.) y el sustrato que será una mezcla de turba y perlita en proporción 1:1. Posteriormente se sembrarán las semillas a una densidad de  $0.00485 \text{ g / cm}^{-2}$  en bandejas de plástico de 64.0\*35.0\*6.0 cm. Las bandejas sembradas se introducirán en las cámaras frigoríficas y se aplicarán los diferentes tratamientos de luz que se detallan en la Tabla 2.

| Tratamientos por aplicar |              |                                                     |                 |
|--------------------------|--------------|-----------------------------------------------------|-----------------|
| Cámara de cultivo        | Tratamientos | Intensidad ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) | Fotoperiodo (h) |
| Cámara # 1               | 1            | 120                                                 | 12              |
|                          | 2            | 160                                                 | 12              |
|                          | 3            | 220                                                 | 12              |
| Cámara # 2               | 4            | 120                                                 | 16              |
|                          | 5            | 160                                                 | 16              |
|                          | 6            | 220                                                 | 16              |

Tabla 2: diseño experimental factorial 3\*2, considerando la intensidad lumínica (3 niveles) y fotoperiodo (2 niveles).

### 5.3.3. Etapa 3: Evaluaciones de producción

#### a) Materia fresca

Los microvegetales se cosecharán 20 días después de la germinación, el día de la cosecha se medirá el peso fresco de todos los microvegetales presentes en cada bandeja, esta medición se expresará en unidades de gramos por metro cuadrado ( $\text{g/m}^{-2}$ ), para evaluar la cantidad de biomasa producida en cada bandeja de manera estándar, teniendo en cuenta el área de cultivo.

#### b) Materia seca

Se medirá la materia seca a partir de 5 g de microvegetales que se tomaran para cada una de las bandejas, posteriormente se secarán en un horno LFO-250F (LabTech, Gyeonggi-do, República de Corea) a una temperatura de 60 °C hasta que la muestra mantenga un peso

constante, luego se medirá en una balanza, expresando el resultado final como porcentaje de rendimiento en materia seca, usando la siguiente formula:

$$\% \text{ de rendimiento en materia seca} = \frac{\text{Peso de materia seca}}{\text{Peso total de la muestra}} * 100$$

Esto proporcionará una medida relativa de la proporción de materia seca en comparación con el peso total de la muestra.

#### **5.3.4. Etapa 4: Evaluaciones físicas**

##### **a) Altura de microvegetales**

La medición de la altura de los microvegetales se llevará a cabo utilizando una regla graduada en centímetros (cm), la medida será tomada desde el punto de corte en el momento de la cosecha hasta la parte superior de los cotiledones. Para ello se utilizarán 30 microvegetales elegidos aleatoriamente de todas las bandejas de cultivo en cada una de las repeticiones, los resultados se expresarán en cm y posteriormente serán registrados para su respectivo análisis.

##### **b) Área de cotiledones**

Para medir el área de los cotiledones se utilizará el programa ImageJ (versión 1.53k, desarrollado en Estados Unidos). Se seleccionarán al azar veinte microvegetales de cada repetición. Para realizar las mediciones cada cotiledón será fotografiado con alta resolución, asegurando una iluminación uniforme y un fondo contrastante para facilitar la segmentación

de la imagen. Las fotografías se cargarán en el software ImageJ, donde se realizará un proceso de calibración para establecer la escala adecuada. Luego, se delimitará con precisión el contorno de cada cotiledón, registrando el área de cada cotiledón en  $\text{cm}^{-2}$ . Los valores de área obtenidos se promediarán para cada repetición, proporcionando así una medida representativa del área de los cotiledones en cada tratamiento. Se repetirá este procedimiento para los veinte microvegetales seleccionados

### **5.3.5. Etapa 5: Evaluaciones químicas**

Para medir la actividad antioxidante y determinar el contenido fenólico se obtendrá la muestra a través de la dilución de 200 mg de materia seca en 10 mL de metanol al 70 % dejando reposar la dilución durante 24 h y posteriormente se filtrará para obtener el extracto.

Para la actividad de enzimas antioxidantes; superóxido dismutasa y catalasa se seleccionarán al azar microvegetales de todas las repeticiones para obtener 250 g de materia vegetal, posteriormente se cortarán en partes pequeñas, se congelarán inmediatamente en nitrógeno líquido y se almacenarán a  $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$  hasta su análisis.

#### **a) Actividad antioxidante**

La capacidad antioxidante se medirá por los métodos FRAP y DPPH. Para el método FRAP, se seguirá el procedimiento propuesto por Benzie y Strain (1996), que implica preparar un reactivo FRAP mediante la combinación de tampón acetato  $300\text{ mmol L}^{-1}$  (pH 3.6), una solución acuosa de cloruro férrico hexahidratado  $20\text{ mmol L}^{-1}$  y 2,4,6-Tris(2-piridil)-s-triazina (TPTZ) en una proporción 10:1:1, después de la preparación se calentará en un baño termorregulado a  $40\text{ }^{\circ}\text{C}$  durante 10 min. Posteriormente, se añadirán  $20\text{ }\mu\text{L}$  de extracto

vegetal y 600 µL del reactivo FRAP en un tubo Eppendorf de 2 mL. Después de 30 min, se extraerán 200 µL y se colocarán en una placa de 96 compartimientos para realizar mediciones cada 30 min durante cinco horas a 593 nm en un espectrofotómetro de microplacas (ASYS, UVM340, Biochrom Ltd., Cambridge, Reino Unido). Los resultados se expresarán como mg de equivalente de Trolox por gramo de peso fresco.

Para el método DPPH se utilizará el procedimiento empleado por Adasme (2023), se mezclarán 250 microlitros (µL) de extracto de materia seca con 1 mL de reactivo DPPH a una concentración de 0,4 mM en un tubo Eppendorf de 2 mL y se dejará reaccionar durante 20 min. Luego, se tomará una muestra de 200 µL y se transferirá a una placa de 96 compartimientos para medir la absorbancia a 517 nm en un espectrofotómetro de microplacas (ASYS UVM340, Biochrom Ltd., Cambridge, Reino Unido)). También se utilizará una solución blanco, preparada con 250 µL de metanol al 70 % y 1 mL de reactivo DPPH a la que se le medirá la absorbancia para servir como control de referencia. La capacidad antioxidante se calculará utilizando la fórmula:

$$I = \frac{A_{blanco} - A_{muestra}}{A_{muestra}} * 100 \%$$

Donde:

$A_{muestra}$  será la absorbancia de la muestra,  $A_{blanco}$  será la absorbancia de la solución blanco, e I será la inhibición del radical libre DPPH en porcentaje (%).

### **b) Contenido fenólico**

El contenido fenólico total se evaluará según el método propuesto por Singleton y Rossi (1965) y Lara *et al.* (2021). En un tubo Eppendorf de 2 mL se agregarán 100  $\mu\text{L}$  de extracto de materia seca vegetal y 200  $\mu\text{L}$  de reactivo de Folin-Ciocalteu al 10% y se dejará reaccionar durante 5 min. Posteriormente se agregarán 800  $\mu\text{L}$  de carbonato de sodio ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ) a 700 mM y se dejará reaccionar durante una hora. Después de esto, se agregarán 200  $\mu\text{L}$  de la solución a una placa de 96 compartimientos para medir la absorbancia a 765 nm en un espectrofotómetro de microplacas ASYS UVM340 (Biochrom Ltd., Cambridge, Reino Unido). El contenido fenólico total se calculará mediante una curva de calibración realizada con ácido gálico. Los resultados se expresarán como mg de equivalente de ácido gálico por gramo de peso fresco.

### **c) Actividad de superóxido dismutasa (SOD)**

La actividad de SOD se medirá utilizando el método de Beauchamp y Fridovich (1971), que se basa en medir la capacidad de la enzima para inhibir la fotorreducción del nitroazul de tetrazolio (NAT) en una mezcla de reacción compuesta por 50  $\mu\text{L}$  de extracto enzimático, 2 mL de tampón de fosfato de sodio ( $50 \text{ mmol L}^{-1}$  a un pH 7.8), 450  $\mu\text{L}$   $\mu\text{mol L}^{-1}$  de nitroazul de tetrazolio ( $33 \mu\text{mol L}^{-1}$ ), EDTA ( $0.66 \text{ mmol L}^{-1}$ ) (5:4) y 0,5 mL de una mezcla de L-metionina ( $5 \text{ mmol L}^{-1}$ ) y riboflavina ( $1.65 \text{ mol L}^{-1}$ ) (1:1), con un volumen total de 3 mL.

Los tubos se iluminarán con bombillas fluorescentes (20 W) durante 20 min a  $25^\circ\text{C}$  y la reducción de NAT se medirá mediante lecturas de absorbancia en un espectrofotómetro a 560 nm. La actividad específica de SOD se expresará como  $\text{U kg}^{-1}$  de proteína, donde "U" representa la cantidad de enzima necesaria para inhibir la reducción de NAT en un 50%.

#### **d) Actividad de peroxidasas (POD)**

La actividad de POD será determinada según el método de Lima *et al.* (1999). El sistema de reacción comprenderá 1 mL de extracto enzimático con 0.5 mL de peróxido de hidrógeno al 30% en tampón fosfato de potasio 0.2 M (pH 6.7) y 0.5 mL de solución de fenol y aminoantipirina. El sistema de reacción se colocará en un baño de agua a 30 °C durante 5 minutos. Se añadirán 2 mL de alcohol etílico absoluto para detener la reacción y se leerá la absorbancia con un espectrofotómetro a 505 nm. La actividad específica de POD se expresará en U kg<sup>-1</sup> de proteína.

Para el cálculo de la actividad específica de SOD y POD, se medirá el contenido de proteína soluble total utilizando el método de Bradford (1976).

#### **5.3.6. Diseño experimental y análisis estadístico**

Se aplicará un diseño experimental factorial 3\*2, los factores considerados serán la intensidad lumínica (3 niveles: 120, 160 y 220  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) y fotoperiodo (2 niveles: 12 y 16 h), se estudiará la influencia de los factores sobre las variables dependientes de calidad y rendimiento, utilizando un análisis de varianza (ANOVA) de dos vías. Posteriormente, si al realizar el ANOVA se encuentran diferencias significativas se realizará una comparación de medias utilizando una prueba de comparación múltiple LSD para determinar que tratamientos son iguales. Los análisis se realizarán mediante el programa estadístico InfoStat, con 3 repeticiones para cada tratamiento y un nivel de significancia de 5 %.

## VI. CRONOGRAMA DE ACTIVIDADES

| Actividad                                                                                  | Junio |    | Julio |    |    |    | Agosto |    |    |    | Septiembre |    |
|--------------------------------------------------------------------------------------------|-------|----|-------|----|----|----|--------|----|----|----|------------|----|
|                                                                                            | S3    | S4 | S1    | S2 | S3 | S4 | S1     | S2 | S3 | S4 | S1         | S2 |
| Optimización de las condiciones de crecimiento                                             |       |    |       |    |    |    |        |    |    |    |            |    |
| Siembra y aplicación de tratamientos lumínicos                                             |       |    |       |    |    |    |        |    |    |    |            |    |
| Cosecha de microvegetales                                                                  |       |    |       |    |    |    |        |    |    |    |            |    |
| Análisis de la influencia de los factores lumínicos en variables de calidad y rendimiento. |       |    |       |    |    |    |        |    |    |    |            |    |
| Análisis estadístico de resultados.                                                        |       |    |       |    |    |    |        |    |    |    |            |    |
| Inicio de redacción del informe                                                            |       |    |       |    |    |    |        |    |    |    |            |    |

## VII. PRESUPUESTO

| Presupuesto en dólares americanos (USD) |                                                                                              |          |                |             |
|-----------------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------|----------|----------------|-------------|
| Concepto                                | Descripción                                                                                  | Cantidad | Costo unitario | Costo total |
| Semillas                                | Paquete de semillas de albahaca                                                              | 10       | \$ 5           | \$ 50       |
| Bandejas de cultivo                     | Bandejas de plástico para cultivo de microvegetales                                          | 20       | \$ 5           | \$ 100      |
| Reactivos                               | RFolin-Ciocalteu al 10 %, ácido gálico, etanol al 15 %, FRAP, trolox, DPPH, metanol al 70 %. | -        | \$ 150         | \$ 150      |
| Otros materiales de laboratorio         | Pipetas, agua destilada etc.                                                                 | -        | \$ 30          | \$ 30       |
| Electricidad                            | Costo mensual                                                                                | 3        | \$ 30          | \$ 90       |
| Agua                                    | Costo mensual                                                                                | 3        | \$ 10          | \$ 30       |
| Total                                   |                                                                                              |          |                | \$ 450      |

## VIII. BIBLIOGRAFÍA

Adasme, E; Dias, R; Escalona, V. 2023. The Effect of Light Intensity and Photoperiod on the Yield and Antioxidant Activity of Beet Microgreens Produced in an Indoor System. *Horticulturae*. Vol 9. DOI: <http://doi.org/10.3390/horticulturae9040493>

Ansari, N; Fayeziadeh, M; Hasanuzzaman, M; Sourestani, M. 2023. Balancing Yield and Antioxidant Capacity in Basil Microgreens: An Exploration of Nutrient Solution Concentrations in a Floating System. *Agriculture*. p. 1691.

Appolloni, E; Pennisi, G; Zauli, I; Carotti, L; Paucek, I; Quaini, S., . . . Gianquinto, G. 2021. Beyond vegetables: effects of indoor LED light on specialized metabolite biosynthesis in medicinal and aromatic plants, edible flowers, and microgreens. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 102(2): 472-487.

Azcón-Bieto, J. y Talón, M. 2013. *Fundamentos de fisiología vegetal* (Segunda ed.). Barcelona: McGraw-Hill.

Benzie, I y Strain, J. "La capacidad reductora férrica del plasma (FRAP) como estructura del dosel en el trigo (*Triticum aestivum* L.) y la avena silvestre (*Avena fatua* L.) expuestas a una radiación ultravioleta B mejorada". *Función. Eco* 2 (1996): 319-330.

Bradford, M; 1976. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. Anal. Biochem. 72: 248–254. DOI: [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(76\)90527-3](https://doi.org/10.1016/0003-2697(76)90527-3).

Castagnino, A; Marina, J; Benvenuti, S; Marín, M. 2020. Microgreens and sprouts, two innovative functional foods for a healthy diet in Km 0. Horticultura Argentina 39 (100): 1851-9342.

Cisternas, C; Farías, C; Morales, G; Muñoz, L; Valenzuela, R. 2022. Albahaca: Composición química y sus beneficios en salud. Revista chilena de nutrición 49(4): 502-512. DOI: <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182022000500502>.

Delian, E; Chira, A; Badulescu, L. y Chira, L. 2015. Insights into microgreens physiology. Horticulture, 58: 2285-5653.

Elvir Hidalgo, A; Rodríguez Moya, A; Andrade Aguilera, A; Osorto Ordóñez, A; Velásquez Donaire, A; Arguello Inestroza, A; . . . Reyes Artica, Z. 2022. Consumo de Alimentos y Situación Alimentaria Nutricional de Hogares en Honduras: Estudio Multicéntrico en Adultos. Tesis Lic. Tegucigalpa, Honduras, UNAH. 1174 p.

Fayezizadeh, M. Ansari, N; Sourestani, M; y Hasanuzzaman, M. 2024. Variations in Photoperiods and Their Impact on Yield, Photosynthesis and Secondary Metabolite Production in Basil Microgreens. DOI: <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-4018465/v1>.

FHIA. Junio de 2022. Mercado y popularidad de los microvegetales. *FHIA informa*, pág. 7. Disponible en: [http://www.fhia.org.hn/descargas/pdfs\\_fhia-informa/informa\\_junio\\_2022\\_2.pdf](http://www.fhia.org.hn/descargas/pdfs_fhia-informa/informa_junio_2022_2.pdf)

Frazier, I. 2017. High-rise greens: growing crops in the city, without soil or natural light. *The New Yorker*, 170109: 52-59.

Gallo, N. 2020. Luz led y su relación con la producción de metabolitos de interés y biomasa de brócoli en un sistema plant factory. Tesis Mag. Sc. Nuevo León, México. Universidad Autónoma de Nuevo León. 11 p.

Gerovac, J; Craver, J; Boldt, J; y Lopez, R. 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.

Harakotr, B; Srijunteuk, S; Rithichai, P; Tabunhan, S. 2019. Effects of Light-Emitting Diode Light Irradiance Levels on Yield, Antioxidants and Antioxidant Capacities of Indigenous Vegetable Microgreens. *Science & Technology Asia*, 24(3): 59-66.

Hasan, M; Bashir, T; Ghosh, R; Lee, S; Bae H. 2017. Una visión general de los efectos de los LED en la producción de compuestos bioactivos y la calidad de los cultivos. *Moléculas*. 22(9):1420. DOI: <https://doi.org/10.3390/molecules22091420>.

Heath, R; Packer, L; 1968. Fotoperoxidación en cloroplastos aislados: I. Cinética y estequiometría de la peroxidación de ácidos grasos. Arco. Bioquímica. Biofísica. 125: 189–198. DOI: [https://doi.org/10.1016/0003-9861\(68\)90654-1](https://doi.org/10.1016/0003-9861(68)90654-1).

Jackson, S. 2009. Plant responses to photoperiod. *New Phytologist*, 181(3): 517-531.

Janovska, D; Stockova, L; y Stehno, Z. 2010. Evaluation of buckwheat sprouts as microgreens. *Acta Agriculturae Slovenica*, 95(2): 157-162.

Johnson, S; Prenni, J; Heuberger, A; Isweiri, H; Chaparro, J; Newman, S; ... Weir, T. 2021. Comprehensive evaluation of metabolites and minerals in 6 microgreen species and the influence of maturity. *Current developments in nutrition*, 5(2):180.

Kamal, K; Khodaeiaminjan, M; El-Tantawy, A; Moneim, D; Salam, A; Ash-shormillesy, S; ... Y Ramadan, M. 2020. Evaluation of growth and nutritional value of Brassica microgreens grown under red, blue and green LEDs combinations. *Physiologia plantarum*, 169(4): 625-638.

Karan, D; Lukic, M; Djordjevic, V; Parunovic, N; Milijasevic, J; Jovanovic, J; y Nikolic, A. 2019. The influence of the basil on colour, odour and taste of frankfurters. In *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science* 333(1): 012069.

Kopsell, D; Sams, C; Barickman, T; y Morrow, R. 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.

Lanoue, J; St. Louis, S; Pequeña, C. y Hao, X. 2022. Continuous lighting can improve yield and reduce energy costs while increasing or maintaining nutritional contents of microgreens. *Frontiers in Plant Science*, 13, 983222. Disponible en: <https://www.frontiersin.org/journals/plant-science/articles/10.3389/fpls.2022.983222/full>

Lara, O, *et al.* 2021. "Efecto de un filtro fotoselectivo sobre el rendimiento y la calidad poscosecha de hojas tiernas de espinaca 'Viroflay' (*Spinacia oleracea* L.) cultivadas en un sistema hidropónico". *Scientia Horticulturae* 277: 109804.

Lee, J; Pill, W; Cobb, B. y Olszewski, M. 2004. Seed treatments to advance greenhouse establishment of beet and chard microgreens. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 79(4): 565-570.

Lima, G; Brasil, O; Oliveira, A. 1999. Poliaminas e atividade da peroxidase em feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) Cultivado sob estresse salino. *Sci. Agric.* 56: 21–26. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0103-90161999000100004>

Liu, K; Gao, M; Jiang, H; Ou, S; Li, X; He, R; Li, Y; Liu, H. 2022 Light Intensity and Photoperiod Affect Growth and Nutritional Quality of Brassica Microgreens. *Molecules*, 27(3): 883. DOI: <https://doi.org/10.3390/molecules27030883>.

Lobiuc, A; Vasilache, V; Oroian, M; Stoleru, T; Burducea, M; Pintilie, O; Zamfirache, M. (2017). Blue and Red LED Illumination Improves Growth and Bioactive Compounds Contents in Acyanic and Cyanic *Ocimum basilicum* L. Microgreens. *Molecules*, 22(12).

López, J. 2023. La influencia de la luz en el crecimiento del cultivo (en línea). México. Consultado 5 may. 2023. Disponible en: <https://www.pthorticulture.com/es/centro-de-formacion/la-influencia-de-la-luz-en-el-crecimiento-del-cultivo/>.

Martínez-García, J; Monte, E; Ruiz Cantón, F. 2002. Fitocromos y desarrollo vegetal. *Investigación y ciencia*, 305: 20-9.

Massa, G; Graham, T; Haire, T; Flemming II, C; Newsham, G; y Wheeler, R. 2015. Light-emitting Diode Light Transmission through Leaf Tissue of Seven Different Crops. *Hort Science*, 50(3): 501-506.

Mir, S; Shah, M; & Mir, M. 2017. Microgreens: Producción, vida útil y componentes bioactivos. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 57(12): 2730-2736.

OMS. 2018. Alimentación sana. Consultado 17 jun. 2024. Disponible en: <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/healthy-diet>.

Paniagua Pardo, G; Hernández-Aguilar, C; Rico-Martínez, F; Domínguez-Pacheco, F; Martínez-Ortiz, E; y Martínez-González, C. 2015. Efecto de la luz led de alta intensidad sobre la germinación y el crecimiento de plántulas de brócoli (*Brassica oleracea* L.). *Polibotánica*, (40):199-212.

Palma, S; y González, V. 2022. Producción de hortalizas a microescala “El auge de los microvegetales y germinados”. *Noticias de la FHIA* (182): 5-8.

Pérez, D; y Morales-Fonseca, D. 2022. Granjas verticales como modelo de negocios verdes y sostenibles. *Revista De Investigación*, 14(1): 29-45.

Rivas Valdez, D. 2023. Calidad nutricional y nutracéutica de los microgreens en función de luz led suplementaria. Tesis Doctoral. Chapingo, Estado de México, Universidad Autónoma Chapingo. 2 p.

Shibaeva, T; Mamaev, A; Sherudilo, E; & Titov, A. (2022). The role of photosynthetic daily light integral in plant response to extended photoperiods. *Russian Journal of Plant Physiology*, 67(1), 7. DOI: <https://link.springer.com/article/10.1134/S1021443722010216>.

Singh, D; Ravindran, N; Job, N; Valappil, R; Bhagavatula, L; & Datta, S. (2023). Plant Transcription Factors. DOI:10.1016/B978-0-323-90613-5.00013-3.

Singleton, V y Rossi, J 1965. Colorimetría de fenólicos totales con reactivos de ácido fosfomolibdico-fosfotungstico. *Revista americana de Enología y Viticultura*, 16 (3): 144-158.

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

Tan, L; Nuffer, H; Feng, J; Hang, S; Chen, H; Tong, X; y Kong, L. 2020. Propiedades antioxidantes y evaluación sensorial de microgreens de granjas comerciales y locales. *Food Science and Human Wellness*, 9(1): 45-51.

Truffault, V; Fry, S; Stevens, R; & Gautier, H. 2016. Ascorbate degradation in tomato leads to accumulation of oxalate, threonate and oxalyl threonate. *The Plant Journal*, 89(5): 996-1008.

Vrkić, R; Šic, J; Dujmovic, M; y Benko, B. 2024. Can LED Lighting Be a Sustainable Solution for Producing Nutritionally Valuable Microgreens? *Horticulturae*, 10(3): 249. DOI:10.3390/horticulturae10030249.

Xiao, Z; Bacalao, E; Luo, Y; Nou, X; Lester, G; y Wang, Q. 2016. Microgreens de Brassicaceae: Composición mineral y contenido de 30 variedades. *Journal of Food Composition and Analysis*, 49: 87-93.

Xiao, Z; Lester, G; Eunhee, P; Saftner, R; Lu, Y; 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.

Yadav, L; Koley, T; Tripathi, A; y 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.

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.