

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA**

**EVALUACIÓN DE FACTORES LUMÍNICOS SOBRE EL RENDIMIENTO Y CALIDAD  
DE MICROVEGETALES DE LECHUGA ESCAROLA (*Cichorium endivia*. L.)**

**POR:**

**MELVIN ENRIQUE GIRON AGUILAR**

**ANTEPROYECTO DE TESIS**



**CATACAMAS**

**OLANCHO**

**JUNIO, 2024**

**EVALUACIÓN DE FACTORES LUMÍNICOS SOBRE EL RENDIMIENTO Y CALIDAD  
DE MICROVEGETALES DE LECHUGA ESCAROLA (*Cichorium endivia* L.)**

**POR:**

**MELVIN ENRIQUE GIRON AGUILAR**

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

**Asesor Principal**

**ANTEPROYECTO DE TESIS**

**PRESENTADO A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO  
REQUISITO PREVIO A LA REALIZACIÓN DE LA TESIS**

**CATACAMAS**

**OLANCHO**

**JUNIO, 2024**

## CONTENIDO

|                                                                                         |    |
|-----------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Lista de Tablas.....                                                                    | 5  |
| Lista de Figuras .....                                                                  | 6  |
| I. INTRODUCCIÓN .....                                                                   | 1  |
| II. OBJETIVOS.....                                                                      | 3  |
| 2.1. Objetivo General.....                                                              | 3  |
| 2.2. Objetivos Específicos .....                                                        | 3  |
| III. HIPÓTESIS .....                                                                    | 4  |
| IV. REVISIÓN DE LITERATURA.....                                                         | 5  |
| 4.1. Desafíos en la gestión de la iluminación y el ambiente en la producción agrícola . | 5  |
| 4.2. Beneficios en la Producción de Microvegetales .....                                | 6  |
| 4.2.1. Enfoque Nutricional de los Microvegetales .....                                  | 7  |
| 4.3. Microvegetales de lechuga escarola.....                                            | 8  |
| 4.4. Producción en Ambientes Controlados.....                                           | 9  |
| 4.5. Impacto de la Iluminación en el Crecimiento de Plantas de Interior .....           | 10 |
| 4.5.1. Influencia del Fotoperiodo en el Desarrollo de Plantas de Interior .....         | 11 |
| 4.5.2. Intensidad Lumínica en el Crecimiento Vegetal .....                              | 12 |
| 4.5.3. Espectros de Luz y su Efecto en el Desarrollo de Plantas de Interior .....       | 13 |
| V. MATERIALES Y MÉTODOS .....                                                           | 15 |
| 5.1. Lugar de Investigación.....                                                        | 15 |

|        |                                                               |    |
|--------|---------------------------------------------------------------|----|
| 5.2.   | Materiales y equipo.....                                      | 15 |
| 5.3.   | Metodología .....                                             | 16 |
| 5.3.1. | Fase I: Establecimiento de condiciones de cultivo .....       | 17 |
| 5.3.2. | Fase II: Cultivo y cosecha de microvegetales de lechuga ..... | 18 |
| 5.3.3. | Fase III: Evaluaciones físicas .....                          | 20 |
| 5.3.4. | Fase IV: Evaluaciones químicas.....                           | 21 |
| 5.4.   | Diseño experimental y análisis de datos .....                 | 24 |
| VI.    | CRONOGRAMA DE ACTIVIDADES.....                                | 26 |
| VII.   | PRESUPUESTO .....                                             | 27 |
| VIII.  | .....BIBLIOGRAFÍA                                             |    |

## **Lista de Tablas**

|                                                                                                                                   |    |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Tabla 1. Materiales, equipos y herramientas .....                                                                                 | 15 |
| Tabla 2 tabla de tratamientos, diseño experimental factorial 3x2, intensidad lumínica (3 niveles) y fotoperiodo (2 niveles). .... | 19 |

## **Lista de Figuras**

|                                           |    |
|-------------------------------------------|----|
| Figura 1 Etapas de la investigación ..... | 17 |
|-------------------------------------------|----|

## I. INTRODUCCIÓN

Un estudio realizado por la SAN reveló que al menos el 15% de la población hondureña sufre de problemas nutricionales debido al bajo contenido de nutrientes en los alimentos que consumen, a este problema se suman las dificultades en la producción de las hortalizas, las cuales reducen la disponibilidad de alimentos seguros para la población (SAN 2018). Al ser el sol la fuente primordial de luz natural, las variaciones en su intensidad pueden afectar significativamente la productividad y el contenido de nutrientes de las hortalizas, como respuesta a esta problemática, han surgido ambientes controlados donde se pueden manejar condiciones específicas para el cultivo de hortalizas principalmente en lo que respecta a los factores lumínicos (Gonzalías y Lasso 2016).

Los ambientes controlados juegan un papel esencial para optimizar el cultivo de diversas hortalizas, como los microvegetales, que son alimentos muy prometedores debido a su rápido crecimiento y al hecho de que pequeñas cantidades pueden aportar los mismos beneficios nutricionales que grandes cantidades de hortalizas completamente desarrolladas (Partap *et al.* 2023). Los microvegetales de lechuga escarola representan un ejemplo significativo, ya que son ampliamente reconocidos y valorados por su contenido bioactivo, calidad nutricional y sabor, estas cualidades les confieren un alto potencial para mejorar la ingesta de nutrientes clave en la población (Kou *et al.* 2024).

A pesar de la utilización de ambientes controlados para la producción de microvegetales, la gestión de la luz sigue siendo un desafío significativo. En este contexto, durante las últimas décadas, se han incrementado los estudios que analizan cómo los factores lumínicos, como

el fotoperiodo (la cantidad de luz y oscuridad proporcionada a las plantas en un ciclo de 24 horas) y la intensidad de luz (la cantidad de luz que incide por segundo sobre la superficie de las plantas), influyen en el crecimiento de hortalizas y su contenido nutricional (Avgoustaki *et al.*, 2024). Por esta razón, la presente investigación tiene como objetivo evaluar el efecto de diferentes factores lumínicos sobre el rendimiento y la calidad de los microvegetales de lechuga escarola.

## **II. OBJETIVOS**

### **2.1.Objetivo General**

- Estudiar el efecto de diferentes factores lumínicos sobre el rendimiento y calidad de microvegetales de lechuga escarola.

### **2.2.Objetivos Específicos**

- Evaluar el efecto del fotoperiodo e intensidad lumínica sobre el rendimiento y calidad de los microvegetales.
- Determinar el contenido de compuestos bioactivos de los microvegetales bajo diferentes fotoperiodos e intensidades lumínicas.
- Comparar las respuestas de los microvegetales en términos de calidad global y rendimiento bajo diferentes tratamientos lumínicos, para determinar cuál es el mejor tratamiento.

### **III. HIPÓTESIS**

**H<sub>0</sub>:** La aplicación de al menos un tratamiento lumínico no afectará la calidad global de los microvegetales.

**H<sub>1</sub>:** La aplicación de al menos un tratamiento lumínico afectará la calidad global de los microvegetales.

## IV. REVISIÓN DE LITERATURA

### 4.1. Desafíos en la gestión de la iluminación y el ambiente en la producción agrícola

La productividad de los cultivos a menudo se ve limitada por la escasez de luz durante una serie prolongada de días nublados, especialmente en invierno. En cuanto a la producción de cultivos de invernadero, se puede emplear iluminación de asimilación suplementaria con fuentes de luz artificial, que prolonga el fotoperiodo por día y compensa una cantidad insuficiente de luz para la fotosíntesis durante el día. (Matsuda *et al.* 2014). En un espacio de ambiente controlado, las condiciones fluctúan entre ciclos de luz y oscuridad y los cultivos continúan creciendo, a medida que crecen, su impacto en la demanda y el uso de energía se vuelve más prominente. (Talbot y Monfet 2024)

Por otro lado, durante la práctica de la agricultura en ambientes controlados (AAC), los cultivos que se cultivan en espacios cerrados y con la ayuda del análisis de datos y el aprendizaje automático, el clima, la iluminación y el riego se pueden controlar, optimizar e incluso automatizar. Este tipo de cultivo interior es más accesible para los habitantes urbanos y es más respetuoso con el medio ambiente (por ejemplo, menos uso de agua y pérdida de suelo). Aunque la agricultura en ambientes controlados es muy prometedora, hoy en día todavía está en su fase inicial y sólo se aplica a una gama limitada de productos agrícolas. (Zhang *et al.* 2021)

## 4.2. Beneficios en la Producción de Microvegetales

Los microvegetales son hortalizas inmaduras que se obtienen de semillas de distintos cereales, legumbres, verduras, hierbas y especias y tienen dos cotiledones completamente desarrollados (hojas verdaderas o sin hojas verdaderas). A pesar de su diminuto tamaño, los microvegetales ofrecen sabores sorprendentemente intensos, colores vivos y una textura crujiente. Además, su alto contenido de nutrientes y antioxidantes los convierte en un alimento funcional emergente. (Gunjal *et al.* 2024)

Estos se recogen entre 5 y 21 días después de la germinación y en promedio tienen una altura de entre 3 y 8 cm, constan de un tallo, una hoja u hojas cotiledóneas, y dos hojas verdaderas juveniles. Sin embargo, no todas las verduras de hoja joven se consideran microvegetales, debido a que estos se recolectan después de la germinación, son más pequeños y se cosechan más temprano, cuando se desarrollan sus verdaderas hojas y su principal distinción radica en el momento de la cosecha. (Partap *et al.* 2023)

También, los microvegetales se caracterizan por tener una vida útil relativamente corta (no supera los 10 a 14 días). Lo anterior se debe a que, al estar formados por tejidos jóvenes, tienen una alta tasa de respiración, donde su deterioro, se debe más a una reacción provocada por el estrés que a un proceso natural de envejecimiento, pues están más vinculados a una respuesta al estrés que a un proceso natural de envejecimiento. Tanto los tratamientos precosecha como postcosecha, así como los diferentes materiales de empaque y el empaque en atmósfera modificada, se han considerado como variables que afectan la vida útil de los microvegetales recién cortados. (Kyriacou *et al.* 2016)

#### 4.2.1. Enfoque Nutricional de los Microvegetales

Las intervenciones previas a la cosecha, como la iluminación, el estrés por salinidad, la fortificación de nutrientes y los sustratos naturales, influyen en las actividades fotosintéticas y metabólicas de los microvegetales y se ha demostrado que mejoran su calidad nutricional, mientras que los efectos varían entre las especies (Zhang *et al.* 2021). Además de los aspectos organolépticos, las propiedades nutricionales de los microvegetales también son relevantes, debido a su alto contenido en micronutrientes y compuestos bioactivos. También, las vitaminas y sus precursores son otra clase de nutrientes que aporta valor nutricional a los microvegetales. (Paradiso *et al.* 2018)

La abundancia de compuestos bioactivos en los microvegetales, incluidas vitaminas, minerales y fitoquímicos son comúnmente examinados, debido a que, el interés principal se basa en analizar los antioxidantes que neutralizan los radicales libres y ayudan a prevenir el daño causado por el estrés oxidativo; como la vitamina C, los fitoquímicos (por ejemplo, carotenoides y compuestos fenólicos) y ciertos minerales, incluidos el cobre (Cu), potasio (K), manganeso (Mn), hierro (Fe), el zinc (Zn) y el selenio (Se). (Zhang *et al.* 2021)

Dada la importancia para la salud humana del consumo de este grupo de compuestos debido a su conocida actividad antioxidante, es de interés profundizar en el estudio de los microvegetales como posible fuente de compuestos fenólicos que se presentan en un rango entre 774 y 2645 mg kg<sup>-1</sup> p.d. (Alloggia *et al.* 2023). En cuanto a los minerales, se presentan mayores concentraciones de K y Zn, aunque no se ha observado una tendencia específica para Fe, Cu y Mn. Además, los microvegetales tienen niveles significativamente más altos de vitamina C, entre 25 mg/100 g y 34,90 mg/100 g de peso fresco, en comparación con los vegetales maduros, que contienen entre 10,00 mg/100 g y 17,45 mg/100 g de peso fresco. (Yadav *et al.* 2019)

Se han evaluado seis genotipos de microvegetales pertenecientes a tres especies y dos familias diferentes: *Cichorium intybus* L. (CM y CR), *Lactuca sativa* L. (LB y LT) y *Brassica oleracea* L. (BM y BN). Los microvegetales de *Brassicaceae*, especialmente BN y BM, muestran altos niveles de antioxidantes fenólicos, con valores de 791 µg GAE/g y 655 µg GAE/g, respectivamente, mientras tanto, los de *Cichorium intybus* L. presentan niveles más moderados, oscilando entre 252 µg GAE/g y 359 µg GAE/g. Además, el contenido total de clorofila en los microvegetales es sobresaliente, con 703, 601 y 608 µg/g para CR, CM y BN, respectivamente. En cuanto a minerales, los microvegetales muestran ser ricos en Ca y K, superando el contenido de las plantas maduras (Paradiso *et al.* 2018).

#### **4.3. Microvegetales de lechuga escarola**

*Cichorium Endivia* L., conocida como escalora, es una hierba bienal o perenne, también es una de las hortalizas de hoja más comunes (Donadio *et al.* 2023). Además de ser una fuente de ácido ascórbico, la escarola también es rica en vitaminas, con niveles superiores de vitamina A y ciertos minerales en comparación con la mayoría de los cultivares de lechuga (Herrera 2016). Sin embargo, los minerales en los microvegetales de escarola, muestran comúnmente mayores contenidos de algunos elementos (Ca, Mg, Fe, Mn, Zn, Se y Mo) en comparación con las hortalizas maduras. (Pinto *et al.* 2015)

En cuanto a sus propiedades saludables, atribuyen un gran aporte de compuestos antioxidantes, principalmente vitamina C y polifenoles, así como al contenido de fibra (Llorach *et al.* 2008). Donde polifenoles tales como flavonoles y antocianinas tienen mayor actividad antioxidante que las vitaminas C y E (Rice-Evans *et al.* 1997). Además, en la escarola se encuentran muchos metabolitos especializados, incluidos ácidos fenólicos (ácido cafeoilquínico, ácido chicórico, ácido caftárico, ácido ferúlico), flavonoides (derivados de

quercetina y luteolina (Llorach *et al.* 2008). Todos estos compuestos son responsables de las propiedades saludables (antimicrobianas, antioxidantes, antiinflamatorias, hepatoprotectoras y antidiabéticas) de la achicoria para la salud humana. (Donadio *et al.* 2023)

Además de sus beneficios para la salud, la escarola contiene enzimas que juegan un papel crucial en su fisiología. Estas enzimas están involucradas en la formación de materiales poliméricos coloreados, que provocan reacciones que pueden denominarse pardeamiento enzimático o melanización, es decir, desempeñan un papel crucial en la fisiología de la planta, especialmente en procesos relacionados con la respuesta al estrés y la calidad postcosecha (Pavinato *et al.* 2009). Entre estas enzimas, la peroxidasa es clave en la defensa de la planta contra agentes patógenos y respuesta a condiciones ambientales adversas. Por otro lado, la superóxido dismutasa, es una enzima antioxidante clave en las plantas que ayuda a descomponer el radical superóxido en oxígeno y peróxido de hidrógeno, protegiendo a las células vegetales del daño oxidativo. (Custodio *et al.* 2020)

#### **4.4. Producción en Ambientes Controlados**

La Agricultura de Ambiente Controlado se considera una estrategia eficaz para enfrentar el cambiante panorama agrícola. Además de permitir una producción de alimentos más localizada en los centros urbanos, la AAC ofrece beneficios como bioseguridad, mitigación de plagas y sequías, y producción de cultivos durante todo el año. Esto se traduce en una reducción de los costos de transporte asociados con la agricultura tradicional (Engler y Krarti 2021). Asimismo, la AAC podría facilitar la recuperación de tierras para los ecosistemas naturales que anteriormente se habían perdido por la agricultura, y generar nuevos puestos de trabajo en las áreas urbanas, donde se está concentrando la mayoría de la población. (Muller *et al.* 2017)

Estos ecosistemas de ambiente controlado son cámaras especialmente diseñadas donde se cultivan plantas agrícolas, hortícolas y microvegetales en condiciones controladas. Utilizan técnicas como hidroponía, aeroponía y acuaponía, y se basa en sustratos naturales para crear medios de cultivo y soluciones nutritivas. Estos sustratos naturales son contienen propiedades físicas y químicas adecuadas para el desarrollo de las plantas. Además, el uso de sustratos naturales permite el cultivo sin suelo y favorece el crecimiento de semillas monocotiledóneas y dicotiledóneas en condiciones climáticas estables. (Sharma *et al.* 2024)

#### **4.5. Impacto de la Iluminación en el Crecimiento de Plantas de Interior**

Los factores ambientales alteran el contenido de metabolitos de las plantas, donde las condiciones de luz, la calidad de la luz, el fotoperiodo y la intensidad de la luz aumentan el contenido de antioxidantes en la hoja de lechuga. De igual manera, la pigmentación de los cuerpos de los frutos y las plantas está influenciada por la calidad de la luz (Endo *et al.* 2022). Debido a que, las plantas requieren luz no solo para la fotosíntesis, sino también para la regulación y dirección del crecimiento y desarrollo, así como para la síntesis de compuestos químicos. (Folta y Childers 2008)

La luz juega un papel crucial en el desarrollo y la tasa de crecimiento de las plantas, ya que contribuye significativamente a la activación del proceso fotosintético. Específicamente, la fotosíntesis, que es el proceso fundamental que alimenta el crecimiento y desarrollo vegetativo de las plantas. Las plantas importan a través de los poros de sus hojas (estomas) dióxido de carbono atmosférico y agua de sus raíces, y con la activación de la radiación lumínica, lo convierten en oxígeno e hidratos de carbono que proporcionan la energía necesaria para su crecimiento y mantenimiento. (Avgoustaki *et al.* 2024)

#### **4.5.1. Influencia del Fotoperiodo en el Desarrollo de Plantas de Interior**

El fotoperiodo es un factor importante que sirve como un factor regulador clave en la alteración día-noche que influye en la expresión de genes relacionados con la fotosíntesis. Esto, a su vez, afecta la capacidad fotosintética de las plantas y altera el crecimiento y desarrollo de las plantas (Guo *et al.* 2023). Además de afectar al crecimiento vegetativo y reproductivo de las plantas, los niveles de algunos metabolitos secundarios también parecen verse afectados por el fotoperiodo. Estos niveles de metabolitos secundarios generalmente tienden a aumentar con el aumento del fotoperiodo, a menos que se inhiba el crecimiento de la planta (Hata *et al.* 2012).

Por otro lado, los fotoperiodos excesivamente largos, como la iluminación continua (IC) para crear un fotoperiodo de 24 horas, causan trastornos fisiológicos visibles similares a la clorosis moteada, denominados lesiones inducidas por IC, sin embargo, el crecimiento y los rendimientos de las plantas bajo IC son menores que los de un fotoperiodo de 14 h, asociado con la ocurrencia de lesiones (Matsuda *et al.* 2014). Algunas plantas responden altamente al fotoperiodo con alteraciones en la latencia y/o iniciación de yemas y/o tubérculos, elongación y formación de tallos. Durante la germinación, las plantas crecen en condiciones de fotoperiodo largo hasta que sus raíces se activan y comienzan a absorber nutrientes y agua del sustrato. (Avgoustaki *et al.* 2024)

En una investigación, se encontró que un fotoperiodo de 14 h y 12 h tuvieron un impacto positivo en el crecimiento de las plantas de *Valerianella locusta*. Específicamente, el fotoperiodo de 14 h resultó en una mejor producción de biomasa fresca y seca, así como en un mayor desarrollo de la superficie foliar y contenido de clorofila en comparación con el fotoperiodo de 12 h (Avgoustaki *et al.* 2024). Por otro lado, los microvegetales de remolacha

mostraron respuestas significativas a diferentes fotoperiodos (12 y 16 horas de luz). El estudio reveló que el fotoperiodo de 16 h incrementó la concentración de compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante. Sin embargo, esta prolongación también redujo la altura de los microvegetales en un 23% en comparación con el fotoperiodo de 12 h. (Adasme *et al.* 2023)

#### **4.5.2. Intensidad Lumínica en el Crecimiento Vegetal**

La intensidad de luz afecta procesos fisiológicos relacionados con el crecimiento de las plantas y las reacciones fotoquímicas que convierten CO<sub>2</sub> en carbohidratos, además, se considera clave en la regulación de la biosíntesis en las plantas, siendo factor dominante en la productividad de las plantas y eficiencia en el uso de la luz, que se define como la relación entre energía química del peso seco acumulado del brote de la planta y energía luminosa acumulada recibida por el dosel de las plantas (Ahmed *et al.* 2020). Sin embargo, demasiada luz puede alterar los procesos fisiológicos de las plantas, incluido daño a los fotorreceptores. En particular, la intensidad de la luz provoca una degradación significativa de la cadena de transporte de fotoelectrones y aumenta la producción de especies reactivas de oxígeno que pueden dañar el aparato fotosintético (Sukhova *et al.* 2020).

Mecanismo clave para proteger los aparatos fotosintéticos es el enfriamiento no fotoquímico, que es esencial al permitirles adaptarse a cambios diurnos en la intensidad lumínica y a fluctuaciones rápidas, como las variaciones en la cobertura de nubes, disipando así el exceso de energía absorbida durante la fotosíntesis (Goh *et al.*, 2012). Este mecanismo implica procesos con diferentes tiempos característicos y componentes energéticamente dependientes, además de estar relacionado con la transición de estado y la fotoinhibición. Estos procesos regulan el equilibrio energético dentro del sistema fotosintético,

contribuyendo a evitar posibles daños celulares por estrés oxidativo y asegurando un funcionamiento óptimo de la fotosíntesis (Ruban 2016).

La cantidad de luz que reciben las plantas desempeña un papel crucial en su fisiología, bioquímica y morfología, influyendo en la formación de hojas, el crecimiento general y otros procesos vitales (Avgoustaki *et al.* 2024). A medida que la intensidad de la luz aumenta, la tasa de fotosíntesis también se incrementa hasta igualarse con el CO<sub>2</sub> liberado por la respiración mitocondrial, alcanzando el Punto de Compensación a la Luz. Las plantas de sol tienen un PCL entre 10 y 20  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , mientras que las de sombra están entre 1 y 5  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . Las plantas pueden mantener intensidades de luz desde 20-50  $\mu\text{mol/m}^2/\text{s}$  para especies de baja luz hasta 1,000  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$  para cultivos de alto rendimiento. (Mejía de Tafur *et al.* 2014)

En comparación de dos intensidades de luz: 40 y 100  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , a una intensidad de 40  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , las hojas mostraron un adelgazamiento en el grosor, mientras que a 100  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , se promovió un desarrollo anatómico más robusto y bien definido (Zheng y Van 2018). Por otro lado, en el estudio de Adasme *et al.* (2023) sobre microvegetales de remolacha, se determinó que la intensidad lumínica óptima para mejorar el rendimiento se situó entre 120 y 160  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , demostrando un aumento significativo en el rendimiento comparado con la intensidad más alta de 220  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ .

#### **4.5.3. Espectros de Luz y su Efecto en el Desarrollo de Plantas de Interior**

La planta absorbe la luz en el rango de longitud de onda de 400 a 700 nm, que se define como radiación fotosintéticamente activa. Existen varios tipos de fuentes de luz para el cultivo de plantas en los CEAL, como lámparas de sodio de alta presión, lámparas de halogenuros

metálicos, lámparas fluorescentes y diodos emisores de luz (LED) (Ahmed *et al.* 2020). En donde actúan los fotorreceptores que son moléculas receptoras de luz que tienen la capacidad de captar diferentes longitudes de onda, y transformar las señales lumínicas en señales bioquímicas. (Hernández y Aguirre 2024)

La composición y el contenido de los metabolitos secundarios producidos por las plantas pueden regularse mediante lámparas de diodos emisores de luz y otras fuentes de luz. Es posible controlar las condiciones de iluminación utilizando lámparas LED junto con luz natural en invernaderos como luz suplementaria, así como una sola fuente de luz LED, que es necesaria para cultivar en condiciones adecuadas. (Veremeichik *et al.* 2023)

Las fotorreacciones detectan longitudes de onda que van desde el UV hasta la luz roja lejana, siendo cruciales para procesos vitales como la fotosíntesis y el desarrollo vegetal. Específicamente, la luz azul activa sistemas como el criptocromo y la fototropina, mientras que la luz roja y roja lejana controlan el sistema de fitocromos. Estas diferentes longitudes de onda son absorbidas por receptores fotosintéticos y fotomorfogenéticos en la planta, desencadenando respuestas biológicas específicas. Mientras que, la luz roja lejana se transmite a través de los tejidos vegetales provocando una respuesta indirecta de los compuestos bioactivos, mientras que otras luces son absorbidas. (Samuoliené *et al.* 2017).

## **V. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **5.1. Lugar de Investigación**

El trabajo de investigación se llevará a cabo en el Centro de Estudios Postcosecha (CEPOC) de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de Chile. Este centro se ubica en Avenida Santa Rosa 11315, La Pintana, Santiago, Chile.

### **5.2. Materiales y equipo**

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

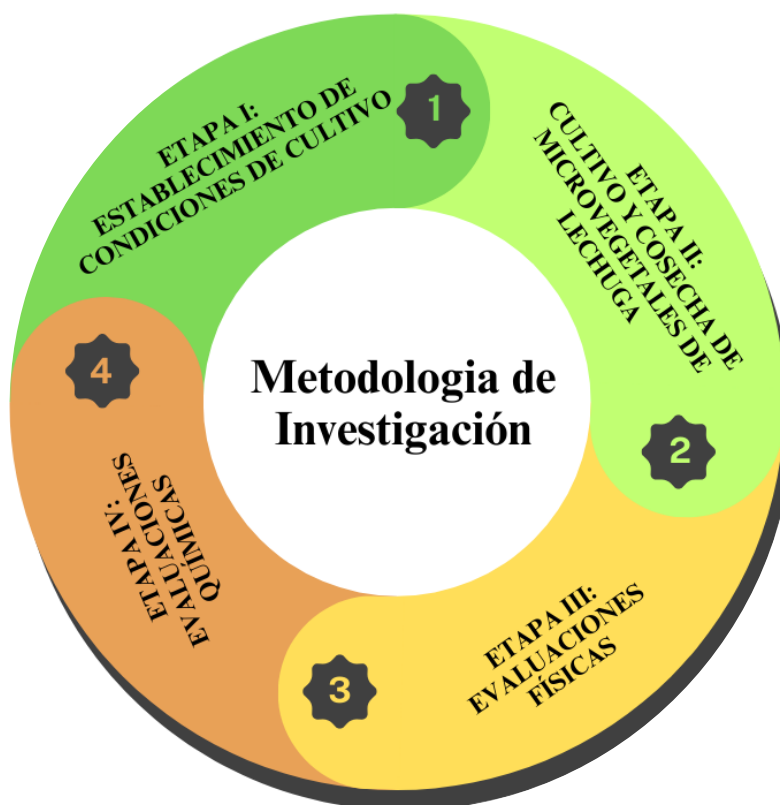
**Tabla 1.** Materiales, equipos y herramientas

| <b>Material Vegetal</b>                   | <b>Descripción</b>                                           |
|-------------------------------------------|--------------------------------------------------------------|
| <b>Semillas de Lechuga Escarola</b>       | Semillas de lechuga escarola ( <i>Cichorium Endivia L.</i> ) |
| <b>Materiales para Cultivo y Análisis</b> |                                                              |
| <b>Sustrato</b>                           | Mezcla de turba y perlina en proporción 1:1.                 |

|                                          |                                                                                                       |
|------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| <b>Bandejas de plástico</b>              | Bandejas de 64×35×6 cm.                                                                               |
| <b>Estantes metálicos</b>                | Estantes de 170×180×45 cm en cámaras frigoríficas.                                                    |
| <b>Reactivos</b>                         | FRAP, Reactivo DPPH, Metanol al 70%, Trolox, Ácido Gálico, Folin-Ciocalteu al 10%, etanol al 15%.     |
| <b>Equipos</b>                           |                                                                                                       |
| <b>Lámparas de crecimiento LED</b>       | Asycar (Santiago, Chile), para control de iluminación y ajuste de intensidad.                         |
| <b>Espectrofotómetro</b>                 | ASYS UVM340 (Biochrom Ltd., Cambridge, Reino Unido), para medir absorbancia en el contenido fenólico. |
| <b>Espectrofotómetro de microplacas</b>  | ASYS, UVM340 (Austria), para medir absorbancia en la capacidad antioxidante.                          |
| <b>Balanza semi-analítica</b>            | CMN3000-1, utilizada para medir las muestras.                                                         |
| <b>Cámaras frigoríficas</b>              | Adaptadas con dimensiones de 4 × 4.0 × 6 m a una temperatura de 21 ± 2 °C.                            |
| <b>Temporizador analógico enchufable</b> | Modelo TG-14 (ManHua Electric Co., Ltd., Wenzhou, China), para programar fotoperiodos.                |
| <b>Horno LFO-250F</b>                    | Para secado de muestras de materia seca vegetal a 60 °C.                                              |
| <b>Baño termorregulador</b>              | 40 °C durante 10 min., para preparar reactivo FRAP.                                                   |
| <b>Regla</b>                             | Graduada en cm                                                                                        |
| <b>Herramientas</b>                      |                                                                                                       |
| <b>Programa ImageJ</b>                   | Software versión 1.53k (Estados Unidos), para medir área de los cotiledones.                          |
| <b>Software InfoStat</b>                 | Programa estadístico utilizado para análisis datos.                                                   |

### 5.3. Metodología

La investigación constará de cuatro etapas (Figura 2). A continuación, se describirán de forma individual.



**Figura 1** Etapas de la investigación

### 5.3.1. Fase I: Establecimiento de condiciones de cultivo

Los microvegetales de escarola se cultivarán en un ambiente controlado dentro de una cámara frigorífica de  $4 \times 4 \times 6$  metros, mantenida a una temperatura constante de  $22 \pm 2$  °C. En su interior habrá tres estantes metálicos de  $170 \times 180 \times 45$  cm para cada cultivo, cada uno con cuatro niveles ajustados a diferentes alturas según la intensidad de luz requerida. Las

lámparas se colocarán a ciertas distancias para controlar la intensidad debido a que no son de intensidad regulable: 60 cm para baja intensidad ( $120 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ), 47 cm para intensidad media ( $160 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ), y 34 cm para alta intensidad ( $220 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ).

Cada nivel estará equipado con tres lámparas de crecimiento LED de la marca Asycar, las cuales emitirán un espectro de luz compuesto por 75 % de luz roja, 23 % de luz azul y 2 % de luz roja lejana. Los fotoperiodos estarán programados utilizando un temporizador analógico TG-14, los estantes estarán cubiertos con una malla para evitar que la luz afecte a los demás cultivos y para protegerlos de la luz exterior. Esta configuración evitará interferencias entre las lámparas con fotoperiodos e intensidades diferentes (ver tabla 2), mientras tanto, la humedad relativa se mantendrá entre 70 % y 80 % para mantener condiciones ambientales óptimas.

### **5.3.2. Fase II: Cultivo y cosecha de microvegetales de lechuga**

#### **a. Cultivo de microvegetales**

Durante esta fase, se llevará a cabo el cultivo de microvegetales de lechuga escarola bajo las condiciones establecidas en la Fase I. Se prepararán las condiciones para el crecimiento de los microvegetales, incluyendo la obtención de semillas de escarola y la preparación del sustrato compuesto por turba y perlita en proporción 1:2. Las semillas se germinarán en placas Petri durante 5 días en un horno LFO-250F a una temperatura de  $30 \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$ , para posteriormente sembrarlas en bandejas de plástico de  $64 \times 35 \times 6 \text{ cm}$  a una densidad de  $0.0036 \text{ g/cm}^2$ , las cuales se colocarán en las cámaras frigoríficas a una temperatura de  $22 \pm$

2 °C. Durante el proceso, se aplicarán distintos tratamientos de luz según lo detallado en la Tabla 2.

**Tabla 2** Tabla de tratamientos, diseño experimental factorial 3x2, intensidad lumínica (3 niveles) y fotoperiodo (2 niveles).

| Tratamientos por aplicar |                        |                                                                     |
|--------------------------|------------------------|---------------------------------------------------------------------|
| Estante de cultivo       | Factor Fotoperiodo (h) | Factor Intensidad lumínica ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) |
| Estante A                | 14                     | 120                                                                 |
|                          | 14                     | 160                                                                 |
|                          | 14                     | 220                                                                 |
| Estante B                | 16                     | 120                                                                 |
|                          | 16                     | 160                                                                 |
|                          | 16                     | 220                                                                 |

#### b. Cosecha de los microvegetales

Los microvegetales serán cosechados 20 días después de la germinación. En el día de la cosecha, se procederá a cortar los microvegetales al nivel del sustrato utilizando herramientas esterilizadas para prevenir contaminaciones. Se registrarán los pesos frescos de todos los microvegetales presentes en cada bandeja, para evaluar la biomasa producida por bandeja, considerando el área de cultivo. Además, se calculará la materia seca utilizando una muestra de 5 g de microvegetales por bandeja. Estas muestras se secarán en un horno LFO-250F (LabTech, Gyeonggi-do, República de Corea) a 60 °C hasta alcanzar un peso constante. Posteriormente, se medirá el peso seco utilizando una balanza semi-analítica y se expresará como porcentaje mediante la siguiente fórmula 1:

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

### **Fórmula 1. Fórmula para calcular % de materia seca**

Esto permitirá obtener una medida precisa de la proporción de materia seca en relación con el peso total inicial de la muestra. Además, se realizarán réplicas de las evaluaciones de materia seca para cada tratamiento experimental, registrando 3 réplicas por tratamiento.

#### **5.3.3. Fase III: Evaluaciones físicas**

##### **a. Altura**

La altura de los microvegetales se determinará utilizando una regla graduada en centímetros (cm), midiendo desde el punto de corte en el momento de la cosecha hasta la parte superior de los cotiledones. Treinta microvegetales serán seleccionados al azar de cada réplica para estas mediciones, elegidos entre todas las bandejas de cultivo. Los resultados se registrarán en cm y se documentarán para su análisis posterior.

##### **b. Área de los cotiledones**

Para evaluar el área de los cotiledones se utilizará el software ImageJ (versión 1.53k, desarrollado en Estados Unidos). Veinte microvegetales serán seleccionados al azar de cada réplica para la captura de imágenes digitales de alta resolución de sus cotiledones. Las fotografías se tomarán en condiciones de iluminación uniforme y fondos contrastantes para facilitar la segmentación de la imagen. Luego, las imágenes se procesaron en ImageJ y se calibraron para determinar la escala adecuada. Se delineará con precisión cada cotiledón para registrar su área en cm<sup>2</sup>. Los valores de área obtenidos se promediarán en cada réplica para proporcionar una medida representativa del tamaño de los cotiledones en cada tratamiento experimental. Este proceso se repetirá para los veinte microvegetales seleccionados en cada grupo experimental.

#### **5.3.4. Fase IV: Evaluaciones químicas**

Para la evaluación de la actividad antioxidante mediante los métodos FRAP y DPPH y la determinación del contenido fenólico, se prepararán las muestras diluyendo 200 mg de materia seca en 10 ml de metanol al 70%. La dilución se dejará reposar durante 24 horas y luego se filtrará para obtener el extracto que se utilizará para las evaluaciones. En cuanto a las actividades de las enzimas superóxido dismutasa y peroxidasa, los microvegetales se seleccionarán aleatoriamente de todas las réplicas para obtener 250 g de materia vegetal. Luego se cortarán en trozos pequeños, con el fin de congelarse inmediatamente en nitrógeno líquido y almacenarse a -20°C hasta su posterior análisis.

##### **1. Contenido fenólico total**

El contenido fenólico total se analizará según el método Folin-Ciocalteu, donde se tomará un tubo Eppendorf de 2 mL y se agregaran 100 µL de extracto (obtenido a partir de 200 mg de

materia seca disuelta en 10 mL de metanol al 70%) y 200  $\mu$ L de reactivo de Folin-Ciocalteu al 10%. Después de 5 minutos de reacción, se agregarán 800  $\mu$ L de carbonato de sodio ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ) 700 mM y se dejará reaccionar durante una hora, luego, se agregarán 200  $\mu$ L de la solución a una placa de 96 compartimientos y se medirá la absorbancia usando un espectrofotómetro de microplacas ASYS UVM340 (Biochrom Ltd., Cambridge, Reino Unido). El contenido fenólico total se calculará utilizando una curva de calibración preparada con ácido gálico. Los resultados se expresarán como miligramos de equivalente de ácido gálico (GAE) por gramo de peso fresco (FW).

## **2. Capacidad Antioxidante**

La capacidad antioxidante mediante el método FRAP, para preparar el reactivo FRAP, se añadirán a la solución acuosa 300 mmol L<sup>-1</sup> de tampón acetato (pH 3,6), 20 mmol L<sup>-1</sup> de cloruro férrico hexahidrato y 2,4,6-Tris(2-piridil)-s en una proporción 10:1:1. Esta mezcla se calentará en un baño termostático a 40°C durante 10 minutos. Luego, se agregarán 20  $\mu$ L del extracto de materia vegetal y 600  $\mu$ L de reactivo FRAP a un tubo Eppendorf de 2 ml. Después de 30 minutos, se colocarán 200  $\mu$ L de la solución en una placa de 96 compartimientos y se medirán en un espectrofotómetro de microplacas (ASYS, UVM340, Austria) cada 30 minutos durante 5 h. Donde los resultados se expresarán como mg de equivalente de Trolox por gramo de peso fresco.

En cuanto a la medición de la capacidad antioxidante se realizará mediante el método DPPH. Se tomará un tubo Eppendorf de 2 mL y se añadirán 250  $\mu$ L de extracto (obtenido a partir de 200 mg de materia seca vegetal en 10 mL de metanol al 70%) y 1 mL de reactivo DPPH 0,4 mM. La mezcla se dejará reaccionar durante 20 minutos, luego, se extraerán 200  $\mu$ L de la solución y se transferirán a una placa de 96 compartimientos para medir la absorbancia a 517 nm utilizando un espectrofotómetro de microplacas. Además, se preparará una solución

blanca utilizando 250 µL de metanol al 70% y se añadirán 1 mL de reactivo DPPH, de la cual se tomarán 200 µL para las mediciones. La capacidad antioxidante se calculará aplicando la fórmula 2.

$$I = \frac{(A \text{ blanco} - A \text{ muestra})}{A \text{ blanco}} * 100\%$$

**Fórmula 2.** Fórmula para calcular la capacidad antioxidante mediante método DPPH.

En donde, A muestra representa la absorbancia de la muestra, A blanco indica la absorbancia de la solución e I es la medida de la inhibición.

### **3. Actividad de peroxidasa (POD)**

La actividad peroxidasa (POD) se evaluará utilizando el método descrito por Lima *et al.* (1999). La mezcla de reacción consistirá en 1 ml de extracto enzimático, 0,5 ml de peróxido de hidrógeno al 30 %, 0,5 ml de tampón fosfato de potasio 0,2 M (pH 6,7) y 0,5 ml de solución de fenol y aminoantipirina. La mezcla se incubará en un baño de agua a 30°C durante 5 min. Para detener la reacción, se agregarán 2 ml de alcohol etílico. Posteriormente, se medirá la absorbancia utilizando un espectrofotómetro. La actividad específica de POD se expresará en unidades por kilogramo de proteína (U kg<sup>-1</sup>).

### **4. Actividad de superóxido dismutasa (SOD)**

La actividad de la superóxido dismutasa (SOD) se evaluará utilizando el método de dismutación del superóxido. Este método medirá la capacidad de una enzima para inhibir la fotorreducción del nitroazul tetrazolio (NBT) en una mezcla de reacción. La mezcla incluirá 50  $\mu\text{L}$  de extracto enzimático, 2 ml de tampón fosfato de sodio (50 mmol  $\text{L}^{-1}$ , pH 7,8), 450  $\mu\text{L}$  de azul nitro de tetrazolio (33  $\mu\text{mol L}^{-1}$ ), EDTA (0,66 mmol  $\text{L}^{-1}$ ) y 0,5 ml de Soluciones de L-metionina (5 mmol  $\text{L}^{-1}$ ) y riboflavina (1,65 mol  $\text{L}^{-1}$ ) para un volumen total de 3 ml.

Las muestras se expondrán a luz fluorescente (20 W) durante 20 minutos a 25 °C y la reducción de NBT se medirá mediante absorbancia en un espectrofotómetro. La actividad específica de la SOD se expresará en  $\text{U kg}^{-1}$ , donde una unidad representa la cantidad de enzima necesaria para inhibir una reducción del 50% en NBT.

Para determinar las actividades específicas de SOD y POD se utilizará el método de Bradford (1976) para medir el contenido de proteína soluble total. El método consiste en unir el tinte azul de Coomassie Brilliant Blue G-250 a las proteínas presentes en la muestra. Esta unión dará como resultado un cambio en la absorbancia del tinte desde un máximo de absorción a 465 nm hasta un máximo de absorción a 595 nm, que se medirá espectrofotométricamente.

#### **5.4. Diseño experimental y análisis de datos**

Se aplicará un diseño experimental factorial  $3 \times 2$ , considerando dos factores: intensidad de luz con tres niveles (120, 160 y 220  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) y fotoperiodo con dos niveles (14 y 16 h.) Se realizará un análisis de varianza (ANOVA) de dos vías para evaluar la influencia de estos factores sobre las variables dependientes. En caso de encontrar diferencias significativas en los resultados del ANOVA, se utilizará una prueba de comparación múltiple LSD (Least Significant Difference) para determinar qué tratamientos son estadísticamente diferentes.

Cada tratamiento se replicará tres veces con el objetivo de evitar sesgos, y se utilizará un nivel de significancia del 5%. Todos los análisis estadísticos se realizarán utilizando el software InfoStat.

## VI. CRONOGRAMA DE ACTIVIDADES

| Periodo 2024                               |       |    |       |    |    |    |        |    |    |            |    |    |
|--------------------------------------------|-------|----|-------|----|----|----|--------|----|----|------------|----|----|
| Actividad                                  | Junio |    | Julio |    |    |    | Agosto |    |    | Septiembre |    |    |
|                                            | S3    | S4 | S1    | S2 | S3 | S4 | S1     | S2 | S3 | S4         | S1 | S2 |
| Capacitación inductora.                    |       |    |       |    |    |    |        |    |    |            |    |    |
| Establecimiento de condiciones de cultivo. |       |    |       |    |    |    |        |    |    |            |    |    |
| Cultivo de microvegetales.                 |       |    |       |    |    |    |        |    |    |            |    |    |
| Cosecha de los microvegetales              |       |    |       |    |    |    |        |    |    |            |    |    |
| Evaluaciones físicas y químicas.           |       |    |       |    |    |    |        |    |    |            |    |    |
| Análisis estadístico de los resultados.    |       |    |       |    |    |    |        |    |    |            |    |    |
| Redacción inicial del informe.             |       |    |       |    |    |    |        |    |    |            |    |    |

## VII. PRESUPUESTO

| Presupuesto                       |                                                              |                 |
|-----------------------------------|--------------------------------------------------------------|-----------------|
|                                   | Descripción                                                  | Costo (USD)     |
| <b>Costos investigación</b>       |                                                              |                 |
| Semillas de lechuga<br>escarola   | Paquete.                                                     | 30.00           |
| Bandejas plásticas                | Bandejas plásticas para el cultivo de los<br>microvegetales. | 25.00           |
| Reactivos                         | FRAP, DPPH, Metanol, Trolox, Ácido Gálico.                   | 500.00          |
| Sustrato                          | Turba y perlita                                              | 50.00           |
| <b>Total costos investigación</b> |                                                              | <b>605.00</b>   |
| <b>Costos personales</b>          |                                                              |                 |
| Pasaje aéreo                      | Vuelo a Santiago de Chile                                    | 1,200.00        |
| Manutención                       | Vivienda, alimentación, etc.                                 | 1,000.00        |
| Transporte interno                | Metro, bus.                                                  | 100.00          |
| <b>Total costos personales</b>    |                                                              | <b>2,300.00</b> |
| <b>Total</b>                      |                                                              | <b>2,905.00</b> |

## VIII. BIBLIOGRAFÍA

Adasme, E.; Días, 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*. 9. 493. DOI: <https://doi.org/10.3390/horticulturae9040493>

Ahmed, H.; Yu-Xin, T.; Qi-Chang, Y. 2020. Optimal control of environmental conditions affecting lettuce plant growth in a controlled environment with artificial lighting. *South African Journal of Botany*. 130. 75-89. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2019.12.018>

Alloggia, F.; Bafumo, R.; Ramirez, D.; Maza, M.; Camargo, A. 2023. Brassicaceae microgreens: A novel and promissory source of sustainable bioactive compounds. *Current Research in Food Science*. 6. 100480. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.crfs.2023.100480>

Avgoustaki, D.; Vatsika, G.; Giakoumatos, A.; Bartzanas, T. 2024. How different daily light integrals and spectral treatments influence the development of *Valerianella locusta* plants grown in an indoor vertical farm. *Scientia Horticulturae*. 332. 113044. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2024.113044>

Bradford, MM; 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).

Custodio, J.; Vimbert, R.; García, J.; Raurich, A. 2020. Revisión y criterios de seguridad en los procesos de oxidación avanzada en vegetales, mediados por radical hidroxilo. DOI: <https://airenatura.es/certificado3.pdf>

Donadio, G.; Bellone, M.; Mensitieri, F.; Parisi, V.; Santoro, V.; Vitiello, M.; Piaz, F.; Tomasi, N. 2023. Characterization of Health Beneficial Components in Discarded Leaves of Three Escarole (*Cichorium endivia* L.) Cultivar and Study of Their Antioxidant and Anti-Inflammatory Activities. *Antioxidants*. 12. 1402. DOI: <https://doi.org/10.3390/antiox12071402>

Endo, M.; Fukuda, N.; Yoshida, H.; Fujiuchi, N.; Yano, R.; Kusano, M. 2022. Effects of light quality, photoperiod, CO<sub>2</sub> concentration, and air temperature on chlorogenic acid and rutin accumulation in young lettuce plants. *Plant Physiology and Biochemistry*. 186. 290-298. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2022.07.010>

Engler, N.; Krarti, M. 2021. Review of energy efficiency in controlled environment agriculture. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*. 141. 110786. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.rser.2021.110786>

Folta, K.; Childers, K. 2008. Controlling Plant Biology with Narrow-bandwidth Solid-state Lighting Systems. *HortScience*. 43. 1957–1964. DOI: <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1957>

Goh, C.; Ko, S.; Koh, S.; Kim, Y.; Bae, H. 2012. Photosynthesis and Environments: Photoinhibition and Repair Mechanisms in Plants. *Journal of Plant Biology*. 55.

Gonzalías, Y. y Lasso, E. 2016. Desarrollo de un sistema de iluminación artificial LED para cultivos en interiores-Vertical Farming (VF). *Informador técnico*, 80(2), 111-120.

Gunjal, M.; Singh, J.; Kaur, J.; Kaur, S.; Nanda, V.; Mehta, C.; Bhadariya, V.; Rasane, P. 2024. Comparative analysis of morphological, nutritional, and bioactive properties of selected microgreens in alternative growing medium. *South African Journal of Botany*. 165. 188-201. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2023.12.038>

Guo, M.; Yang, G.; Meng, X.; Zhang, T.; Li, C.; Bai, S.; Zhao, X. 2023. Illuminating plant–microbe interaction: How photoperiod affects rhizosphere and pollutant removal in constructed wetland?. *Environment International*. 179. 108144. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.envint.2023.108144>

Hata, N.; Hayashi, Y.; Okazawa, A.; Ono, E.; Satake, H.; Kobayashi, A. 2012. Effect of photoperiod on growth of the plants, and sesamin content and CYP81Q1 gene expression in the leaves of sesame (*Sesamum indicum* L.). *Environmental and Experimental Botany*. 75. 212-219. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2011.07.004>

Hernández, C.; Aguirre, H. 2024. La luz y su efecto en las plantas. Universidad Autónoma de Querétaro.

Herrera, A.; 2016. Estudio del Tip-burn en dos variedades de escarola (*Cichorium endivia* L.) y su posible corrección con aportaciones de calcio y boro. Tesis Ing. España. Universidad La Laguna. 194.

Kou, Z.; Zhang, Z.; Zhang, W.; Wang, X.; Liu, L., Teng, G.; Tian, Y. 2024. First report of *Epicoccum nigrum* causing leaf spot of endive (*Cichorium endivia* L.) in China. Crop Protection. 177. 106534. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2023.106534>

Kyriacou, M.; Rouphael, Y; Kyratzis, A; Renna, M.; Gioia, F.; Serio, F.; Pascale, S.; Santamaría, P. 2016. Micro-scale vegetable production and the rise of microgreens. Trends in Food Science & Technology. 57. 103-115. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2016.09.005>

Lima, G.; 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>.

Llorach, R.; Sánchez, A.; Barberán, F.; Gil, M.; Ferreres, F. 2008. Characterisation of polyphenols and antioxidant properties of five lettuce varieties and escarole. Food Chemistry. 108. 1028-1038. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.11.032>

Marchart, S. 2007. Pardeamiento enzimático del fruto de níspero (*Eriobotrya japonica* cv. Algerie): enzimología y fisiología de las polifenol oxidasas. Tesis. Dr. España. Universidad de Alicante.223.

Matsuda, R.; Ozawa, N.; Fujiwara, K. 2014. Leaf photosynthesis, plant growth, and carbohydrate accumulation of tomato under different photoperiods and diurnal temperature differences. *Scientia Horticulturae*. 170. 150-158. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2014.03.014>

Mejía, M.; Burbano, R.; García, M.; Baena, D. 2014. Respuesta fotosintética de *Eucalyptus grandis* W. Hill a la disponibilidad de agua en el suelo ya la intensidad de luz. *Acta Agronómica*. 63. DOI: <http://dx.doi.org/10.15446/acag.v63n4.43598>

Muller, A.; Ferré, M.; Engel, A.; Gattinger, A.; Holzkämper, A.; Huber, R.; Müller, M.; Six, J. 2017. Can soil-less crop production be a sustainable option for soil conservation and future agriculture?. *Land Use Policy*. 69. 102-105. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.landusepol.2017.09.014>

Pavinato, P.; Calonego, J.; Camili, E.; Alvarez, A.; Leite, G.; Boaro, C. 2009. Influência da adubação potássica na produção e na atividade de enzimas pós-colheita em escarola (*Cichorium endivia* L.). *AMBIÊNCIA: REVISTA DO PPGDC-UNICENTRO*. 5. DOI: <https://revistas.unicentro.br/index.php/ambiencia/article/view/510>

Partap, M.; Sharma, D.; Thakur, M.; Verma, V.; Bhargava, B. 2023. Microgreen: A tiny plant with superfood potential. *Journal of Functional Foods*. 107. 105697. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jff.2023.105697>

Paradiso, V.; Castellino, M.; Renna, M.; Gattullo, C.; Calasso, M.; Terzano, R.; Allegretta, I.; Leolini, B.; Caponio, F.; Santamaria, P. 2018. Nutritional characterization and shelf-life of

packaged microgreens. 9. 5629-5640. Food Funct. DOI: <https://doi.org/10.1039/C8FO01182F>

Pinto, E.; Almeida, A.; Aguiar, A.; Ferreira, I. 2015. Comparison between the mineral profile and nitrate content of microgreens and mature lettuces. Journal of Food Composition and Analysis. 37. 38-43. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2014.06.018>

Samuolienė, G.; Viršilė, A.; Brazaitytė, A.; Jankauskienė, J.; Sakalauskiene, S.; Vaštakaitė, V.; Novičkovas, A.; Viškelienė, A.; Sasnauskas, A.; Duchovskis, P. 2017. Blue light dosage affects carotenoids and tocopherols in microgreens. Food Chemistry. 228. 50-56. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.01.144>

SAN (Seguridad Alimentaria y Nutricional, HN). 2018. Plan de Acción por la Nutrición de Honduras (PANH- 2030). 2. Anx. Honduras. DOI: <https://faolex.fao.org/docs/pdf/hon200569anx2.pdf>

Sharma, A.; Hazarika, M.; Heisnam, P.; Pandey, H.; Devadas, V.; Wangsu, M. 2024. Controlled Environment Ecosystem: A plant growth system to combat climate change through soilless culture. Crop Design. 3. 100044. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.crope.2023.100044>

Sukhova, E.; Khlophov, A.; Vodenev, V.; Sukhov, V. 2020. Simulation of a nonphotochemical quenching in plant leaf under different light intensities. Biochimica et Biophysica Acta (BBA) – Bioenergetics. 1861. 148138. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.bbabi.2019.148138>

Rice-Evans, C.; Molinero, N.; Paganga, G. 1997. Antioxidant properties of phenolic compounds. Trends in Plant Science. 2. 152-159. DOI: [https://doi.org/10.1016/S1360-1385\(97\)01018-2](https://doi.org/10.1016/S1360-1385(97)01018-2)

Ruban, A. 2016. Nonphotochemical chlorophyll fluorescence quenching: mechanism and effectiveness in protecting plants from photodamage. Plant physiology. 170. 1903–1916. DOI: <https://doi.org/10.1104/pp.15.01935>

Talbot, M.; Monfet, D. 2024. Development of a crop growth model for the energy analysis of controlled agriculture environment spaces. Biosystems Engineering. 238. 38-50. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biosystemseng.2023.12.012>

Veremeichik, G.; Grigorchuk, V. Makhazen, D.; Subbotin, E.; Kholin, A.; Subbotina, N.; Bulgakov, D.; Kulchin, Y.; Bulgakov, V. 2023. High production of flavonols and anthocyanins in *Eruca sativa* (Mill) Thell plants at high artificial LED light intensities. Food Chemistry. 408. 135216. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2022.135216>

Yadav, L.; Koley, T.; 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. DOI: <https://doi.org/10.1007/s40003-018-0378-7>

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. 58-66. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jfutfo.2021.07.001>

Zheng, L.; Van, M. 2018. Effects of different irradiation levels of light quality on Chrysanthemum. *Scientia Horticulturae*. 233. 124-131. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.01.033>