



Enseñar la explotación de la tierra,  
no la del hombre

# UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA INSTITUTO DE HORTICULTURA

## RESPUESTA DE LA LECHUGA (*Latuca sativa* L.) A RELACIONES DE LUZ AZUL/ROJA Y NIVELES DE FERTILIZACIÓN ESPECÍFICA



**APROBADA**



### TESIS

Que como requisito parcial  
para obtener el grado de:

**MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA**

Presenta:

**ALAN YUNUEN ESPINOSA ALFARO**

Bajo la dirección de: **DR. JOEL PINEDA PINEDA**

Chapingo, Estado de México, mayo de 2020.



Instituto de Horticultura

**RESPUESTA DE LA LECHUGA (*Latuca sativa* L.) A RELACIONES DE LUZ AZUL/ROJA Y NIVELES DE FERTILIZACIÓN ESPECÍFICA**

Tesis realizada por **ALAN YUNUEN ESPINOSA ALFARO** bajo la supervisión del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

**MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA**



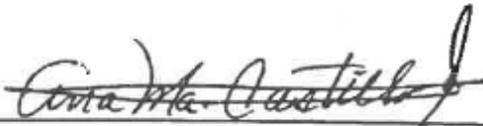
DIRECTOR: \_\_\_\_\_

**Dr. Joel Pineda Pineda**



ASESOR: \_\_\_\_\_

**Dr. Armando Ramírez Arias**



ASESOR: \_\_\_\_\_

**Dra. Ana Ma. Castillo González**



ASESOR: \_\_\_\_\_

**Dr. Efrén Fitz Rodríguez**

Chapingo, Estado de México, mayo de 2020

# CONTENIDO

<b>LISTA DE CUADROS</b> .....	<b>vi</b>
<b>LISTA DE FIGURAS</b> .....	<b>viii</b>
<b>DEDICATORIAS</b> .....	<b>ix</b>
<b>AGRADECIMIENTOS</b> .....	<b>x</b>
<b>DATOS BIOGRÁFICOS</b> .....	<b>xi</b>
<b>RESUMEN GENERAL</b> .....	<b>xii</b>
<b>GENERAL ABSTRACT</b> .....	<b>xiii</b>
<b>CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN GENERAL</b> .....	<b>1</b>
1.1    Objetivos.....	4
1.1.1    Objetivo General.....	4
1.1.2    Objetivos Específicos.....	4
1.2    Hipótesis.....	4
<b>CAPÍTULO 2. REVISIÓN DE LITERATURA</b> .....	<b>5</b>
2.1    Luz.....	5
2.2    Espectro electromagnético.....	5
2.3    Unidades de medición de la luz para el cultivo de plantas.....	6
2.3.3    Unidades Cuánticas.....	8
2.4    Radiación Fotosintéticamente Activa.....	9
2.5    Fotosíntesis.....	9
2.5.1    Transporte de electrones.....	10
2.5.2    Asimilación de carbono.....	12
2.5.3    Transpiración.....	12
2.5.4    Translocación.....	13
2.6    Efectos de la calidad de la luz en la morfología de la planta.....	13
2.6.1    Fototropismo.....	14
2.6.2    Ahorro energético y fotoperiodo intermitente.....	14
2.7    Fuentes de iluminación utilizadas en la agricultura.....	15
2.7.1    Lámparas fluorescentes.....	15
2.7.2    Lámparas de halogenuro metálico.....	16

2.7.3 Lámparas de sodio de alta presión (HPS) .....	17
2.7.4 Lámparas incandescentes .....	17
2.7.5 Luces LED .....	17
2.7.6 Luces OLED .....	18
2.8 Sistemas cerrados de producción de plantas .....	19
2.8.1 Fábricas de Plantas con Luz Artificial .....	19
2.9. La luz como fuente de energía y señales.....	20
2.9.1 Componentes del entorno de luz .....	20
2.9.2 Distribución espectral de la luz dentro del dosel de la planta .....	20
2.9.3 Distribución espacial de PPFD en espacios de cultivo vacíos en PFAL .....	21
2.10. Iluminación suplementaria en invernaderos.....	21
2.10.1 Control ambiental para iluminación suplementaria eficiente .....	22
2.10.2 PPFD óptimo .....	22
2.10.3 Dirección óptima de iluminación .....	23
2.10.4 Períodos óptimos de luz y oscuridad .....	24
2.10.5 Calidad de luz óptima .....	25
2.10.6 Interacciones entre factores ambientales .....	25
2.11. Propiedades fisiológicas de una hoja.....	25
2.11.1 Efectos de fotoperiodismo prolongado .....	25
2.12. Beneficios del uso de diodos emisores de luz (LED) .....	26
2.13 Desventajas del uso de lámparas LED .....	27
2.14 Luz roja .....	27
2.15 Luz azul.....	28
2.16 Pigmentos y absorción espectral de una hoja.....	29
2.17 Requerimientos ambientales en producción de lechuga.....	30
2.18 Luz y capacidad antioxidante.....	31
2.19 Vitaminas .....	33
2.20 Desarrollo de color.....	34
2.21 Requerimientos nutricionales.....	35
2.21.1 Nitrógeno .....	36
2.21.2 Magnesio .....	37

2.21.3 Hierro .....	38
<b>22. Literatura citada .....</b>	<b>38</b>
<b>CAPÍTULO 3. RESPUESTA DE LA LECHUGA (<i>Latuca sativa</i> L.) A RELACIONES DE LUZ AZUL/ROJA Y NIVELES DE FERTILIZACIÓN ESPECÍFICA.....</b>	<b>44</b>
3.1 RESUMEN .....	44
3.2 ABSTRAC .....	45
3.3 INTRODUCCIÓN .....	46
3.4 MATERIALES Y METODOS.....	49
3.4.1 Localización .....	49
3.4.2 Clima .....	50
3.4.3 Material vegetal .....	50
3.4.4 Establecimiento del experimento .....	50
3.4.5 Cámara de crecimiento con LEDs .....	51
3.4.6 Mediciones de luz .....	54
3.4.7 Diseño experimental y de tratamientos, análisis estadístico.....	55
3.4.8 Variables evaluadas .....	59
3.5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	65
3.5.1 Altura de planta, unidades SPAD, número de hojas y área foliar .....	65
3.5.2 Diámetro de tallo, peso fresco de vástago, peso fresco de raíz y longitud de raíz.....	68
3.5.3 Volumen de raíz, peso seco de vástago, peso seco de raíz y relación vástago-raíz.....	70
3.5.4 Clorofila a, clorofila b, clorofilas totales y carotenos .....	73
3.5.5 Fenoles, capacidad antioxidante y antocianinas monoméricas .....	75
3.5.6 Determinaciones Nutrimientales.....	79
3.6 CONCLUSIONES .....	82
3.7 LITERATURA CITADA.....	83

## LISTA DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Unidades radiométricas para medir la energía de radiación electromagnética (Kozai, 2016).....	7
<b>Cuadro 2.</b> Unidades fotométricas para medir el brillo percibido por el ojo humano (Kozai, 2016).....	8
<b>Cuadro 3.</b> Unidades cuánticas para radiación solar que llega a la tierra con un espectro de ondas electromagnéticas con longitudes que van desde los 290 a los 1 700 nm (Kozai, 2016).....	8
<b>Cuadro 4.</b> Valor nutricional de la lechuga por cada 100 g (USDA, 2002).....	31
<b>Cuadro 5.</b> Especificaciones de las lámparas LED utilizadas para la aplicación de luz roja/azul (Elaboración propia a partir de instrucciones de uso LAM-835 Steren®). .....	53
<b>Cuadro 6.</b> Especificaciones de las tiras de luz LED utilizadas para aplicar luz roja/azul (Elaboración propia a partir del manual de instrucciones MODLED-250/RGB Steren®). .....	53
<b>Cuadro 7.</b> Tratamientos e intensidades de luz recibidas en cada uno de ellos y proporciones respectivas de rojo (635 nm) y azul (455 nm) (Figura 7), medidas en los tratamientos dentro de las cámaras LED (Figura 8), e intensidades recibidas en la parte superior (Figura 9) donde se realizaron las mediciones de luz. ....	55
<b>Cuadro 8.</b> Solución Nutritiva Universal Steiner (1984) al 50% de N, Mg y Fe, modificando $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ a $1.5 \text{ meq}\cdot\text{L}^{-1}$ y $\text{SO}_4^{2-}$ a $6.5 \text{ meq}\cdot\text{L}^{-1}$ . ....	58
<b>Cuadro 9.</b> Solución Nutritiva Universal Steiner (1984) al 100% de N, Mg y Fe, modificando $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ a $1.5 \text{ meq}\cdot\text{L}^{-1}$ y $\text{SO}_4^{2-}$ a $6.5 \text{ meq}\cdot\text{L}^{-1}$ . ....	58
<b>Cuadro 10.</b> Solución Nutritiva Universal Steiner (1984) al 150% de N, Mg y Fe, modificando $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ a $1.5 \text{ meq}\cdot\text{L}^{-1}$ y $\text{SO}_4^{2-}$ a $6.5 \text{ meq}\cdot\text{L}^{-1}$ . ....	58
<b>Cuadro 11.</b> Variables medidas en hojas de lechuga desarrollada en concentraciones bajas (50%), medias (100%) y altas (150%) de N-Mg-Fe bajo diferentes horas de exposición de luz LED suplementaria. ....	68
<b>Cuadro 12.</b> Acumulación de biomasa fresca de lechuga desarrollada en concentraciones bajas (50%), medias (100%) y altas (150%) de N-Mg-Fe bajo diferentes horas de exposición de luz LED suplementaria. ....	70

<b>Cuadro 13.</b> Acumulación de biomasa seca de lechuga desarrollada en concentraciones bajas (50%), medias (100%) y altas (150%) de N-Mg-Fe bajo diferentes horas de exposición de luz LED suplementaria .....	72
<b>Cuadro 14.</b> Determinación de clorofilas y carotenos en lechuga desarrollada en concentraciones bajas (50%), medias (100%) y altas (150%) de N-Mg-Fe bajo diferentes horas de exposición de luz LED suplementaria. ....	75
<b>Cuadro 15.</b> Contenido de antioxidantes en lechuga desarrollada en concentraciones bajas (50%), medias (100%) y altas (150%) de N-Mg-Fe bajo diferentes horas de exposición de luz LED suplementaria. ....	79
<b>Cuadro 16.</b> Concentración de N, Mg y Fe en lechuga desarrollada en concentraciones bajas (50%), medias (100%) y altas (150%) de N-Mg-Fe bajo diferentes horas de exposición de luz LED suplementaria. ....	81

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Establecimiento de los tratamientos de nutrición (50, 100 y 150%) en invernadero. ....	51
<b>Figura 2.</b> Vista frontal de prototipos de cámaras LED. ....	52
<b>Figura 3.</b> Lámpara LED RGB para exteriores Steren® (manual de usuario Steren®)..	52
<b>Figura 4.</b> Tira LED RGB Steren®. ....	53
<b>Figura 5.</b> Lechugas expuestas a las lámparas LED al interior de cámara con una separación de 2 cm. ....	54
<b>Figura 6.</b> Puntos de muestreo de la radiación dentro de las cámaras LED en cada uno de los planos (medidas en cm). ....	54
<b>Figura 7.</b> Longitud de onda y densidad del flujo de fotones fotosintéticos aplicadas a lechuga, donde el pico para el azul fue de 455 nm y el pico para el rojo fue de 635 nm. ....	56
<b>Figura 8.</b> Distribución de la intensidad luminosa dentro de las cámaras de crecimiento con luz LED. ....	56
<b>Figura 9.</b> Distribución de la intensidad luminosa dentro de las cámaras de crecimiento con luz LED, medida en la parte superior o más cercano a las lámparas (a 2 cm de separación), donde se expusieron las hojas de lechuga. ....	57

## **DEDICATORIAS**

**A mi madre, hermano, Diana y resto de mi familia**

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por el apoyo económico otorgado durante mis estudios de posgrado.

Al Instituto de Horticultura del Departamento de Fitotecnia por darme la oportunidad de realizar mis estudios de maestría.

Al Departamento de Fitotecnia y Departamento de Suelos de la Universidad Autónoma Chapingo por las facilidades de laboratorios y equipos para realizar la presente investigación.

Al Dr. Joel Pineda Pineda por su asesoría, apoyo incondicional, tiempo y esfuerzo dedicado en la dirección de esta investigación desde el principio hasta el fin, por tolerarme y ser además de un excelente profesor, un buen amigo.

Al Dr. Armando Ramírez Arias, por brindarme su ayuda y nunca dejarme solo para la elaboración de este proyecto.

A la Dra. Ana Ma. Castillo González por su asesoría, y soporte de enseñanzas para culminar esta investigación.

Al Dr. Efrén Fitz Rodríguez por su valiosa ayuda, favorecer y orientar en la obtención de los mejores resultados de esta investigación.

A todos los profesores del Instituto de Horticultura que contribuyeron en mi formación profesional y al personal técnico de laboratorios,

De todos aprendí

## **DATOS BIOGRÁFICOS**

### **Datos Personales**

**Nombre:** Alan Yunuen Espinosa Alfaro.

**Fecha de nacimiento:** 29 de junio de 1995.

**Lugar de nacimiento:** Calpulalpan, Tlaxcala.

**CURP:** EIAA950629HTLSLL00

**Profesión:** Agrónomo en Horticultura Protegida

**Cédula profesional:** 11520771

### **Desarrollo académico**

**Preparatoria (2010-2013):** Preparatoria Agrícola, Universidad Autónoma Chapingo.

**Licenciatura (2013-2017):** Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo.

## RESUMEN GENERAL

### RESPUESTA DE LA LECHUGA (*Latuca sativa* L.) A RELACIONES DE LUZ AZUL/ROJA Y NIVELES DE FERTILIZACIÓN ESPECÍFICA

La calidad y la intensidad de las longitudes de onda roja y azul son importantes, ya que conducen a un proceso de mayor crecimiento y calidad de lechuga. El objetivo fue evaluar los efectos de la concentración de N, Mg y Fe en la solución y la aplicación de luz LED azul/roja en diferentes proporciones, sobre el crecimiento y calidad de la lechuga. Se utilizó lechuga verde italiana, la cual se sembró el día 10 de abril, a los 21 DDS se trasplantaron a macetas de manera individual y del 65 al 70 DDS se aplicaron los tratamientos de luz. Las cámaras LED tenían 90 x 40 x 165 cm (largo, ancho y alto). El diseño fue en bloques completos al azar con diseño de tratamientos factorial, dos factores, luz y nutrición; en el factor luz se establecieron cuatro niveles de estudio, 0, 72, 96 y 144 h de luz continua en precosecha y en el factor nutrición 50, 100 y 150% de N, Mg y Fe con base en la Solución Universal Steiner, generándose 12 tratamientos. La altura de la planta, área foliar, peso fresco y seco del vástago, la relación vástago-raíz, clorofilas a, b y totales y la capacidad antioxidante se incrementaron con la dosis a 150% de N, Mg y Fe, favoreciendo la acumulación de biomasa sin exceso de nutrimentos debido a que la iluminación suplementaria varios días previo a la cosecha mantuvo concentraciones bajas. La capacidad antioxidante muestra un incremento de concentración con 72 horas de luz previo a la cosecha.

**Palabras clave:** luz suplementaria, nutrición, longitud de onda, capacidad antioxidante.

## GENERAL ABSTRACT

### RESPONSE OF LETTUCE (*Lactuca sativa* L.) TO BLUE / RED LIGHT RATIO AND SPECIFIC FERTILIZATION LEVELS

The quality and intensity of the red and blue wavelengths are important as they lead to a process of increased growth and quality of lettuce. The objective was to evaluate the effects of the concentration of N, Mg and Fe in the solution and the application of blue / red LED light in different ratios, on the growth and quality of the lettuce. Italian green lettuce was used, which was sown on April 10, at 21 DDS they were transplanted into pots individually and from 65 to 70 DDS light treatments were applied. The LED cameras were 90 x 40 x 165 cm (length, width, and height). The design was in complete random blocks with factorial treatment design, two factors, light and nutrition; In the light factor, four study levels were established, 0, 72, 96 and 144 h of continuous light in pre-harvest and in the nutrition factor 50, 100 and 150% of N, Mg and Fe based on the Universal Steiner Solution, generating 12 treatments. The height of the plant, leaf area, fresh and dry weight of the stem, the relation stem-root, chlorophylls a, b and total and the antioxidant capacity increased with the dose to 150% of N, Mg and Fe, favoring the accumulation of biomass without excess nutrients because supplemental lighting several days before harvest kept concentrations low. The antioxidant capacity shows an increase in concentration with 72 hours of light before harvest.

**Key words:** supplementary light, nutrition, wavelength, antioxidant capacity.

## CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN GENERAL

La luz es un factor ambiental importante cuya intensidad, calidad y duración afectan considerablemente el crecimiento y desarrollo de las plantas; funciona como una señal que influye directa o indirectamente en su fisiología, morfología y anatomía, además sirve como una fuente de energía del proceso de fotosíntesis, modificando la forma de las plantas mediante el cambio en cada estación del año, la duración del día y la noche (Taiz & Zeiger, 2003).

La Luz Integral Diaria (DLI) medida dentro de un invernadero de producción de vegetales a menudo es 40 o 50% más bajo que en el exterior, esto debido a la reflexión y absorción de fotones por parte de la infraestructura del invernadero, como polietilenos y cristales. Por lo tanto, la iluminación suplementaria se utiliza principalmente en invernaderos comerciales ubicados en latitudes templadas durante los meses más oscuros del año, cuando la radiación solar limita la producción. Además, permite a los productores satisfacer la demanda de los consumidores para la producción local y durante todo el año de cultivos especializados como frutas, verduras y plantas ornamentales (Kozai, 2016), ya que los cultivos desarrollados dentro de invernaderos usando luz suplementaria incrementan su rendimiento debido a la prolongación del fotoperiodo y las horas que las plantas pueden usar el CO<sub>2</sub> del ambiente (Heuvelink, Millenaar, Leperen, Vélez-Ramírez, & Vreugdenhil, 2012).

Los diodos emisores de luz (LED) con un rango de longitud de onda corta se usan para investigar las respuestas fisiológicas de las plantas a la luz, y su uso para la producción comercial de cultivos hortícolas aumenta gradualmente. Los LED son más fáciles de instalar y manipular y tienen una vida útil más larga en comparación con otras lámparas luminarias, así como tasas de conversión de luz más altas que las lámparas incandescentes, las fluorescentes (FL) y las de sodio de alta presión (HPS) (Kim et al., 2011).

Entre los factores que influyen en la función de la luz, la calidad es importante debido a que es reconocida por los fotorreceptores de las plantas, como fitocromos (rojo y rojo lejano), criptocromos (azul y ultravioleta-A) y fototropinas (azul y ultravioleta-A) y UVR8

(ultravioleta-SI). La estimulación de estos fotorreceptores conduce a la fotomorfogénesis, un proceso de crecimiento y desarrollo de plantas a través de varias vías de transducción de señales (Kozai, 2016). Por lo general, las longitudes de onda de luz roja (R) (600–700 nm) y luz azul (B) (400–500 nm) dentro del espectro de luz visible son efectivamente absorbidas por las clorofilas (Chl) y se requieren como las principales fuentes de energía para la fotosíntesis. La luz R controla el fotoperíodo, la germinación de semillas, la fructificación y la diferenciación de los botones florales mediante la activación de fitocromos, una cromoproteína con dos formas de fototransformación, la Pr o forma inactiva que absorbe la luz roja y Pfr como forma activa que absorbe luz roja lejana (FR). La luz B, que es reconocida por los criptocromos y las fototropinas, está involucrada en la morfogénesis, la formación de botones florales, el fototropismo, el movimiento de los cloroplastos y la apertura de estomas. La influencia pronunciada de las luces R y B en el crecimiento y morfología de las plantas es notable, la tasa fotosintética y la conductancia estomática se mejoran cuando las dos longitudes de onda se combinan y se utilizan para cultivar diversas plantas, incluida la lechuga, en lugar de las longitudes de onda monocromáticas R o B (Kozai, 2016).

La lechuga (*Latuca sativa* L.) es una de las hortalizas de hoja ampliamente investigadas bajo efectos de luces artificiales ya que sus hojas son una fuente de fibra, vitaminas, minerales, proteínas, compuestos antioxidantes y es baja en su contenido calórico (Mampholo, Maboko, Soundy, & Sivakumar, 2016), siendo así beneficiosa para reducir el riesgo de enfermedades por su promoción antienviejamiento y disminuir el riesgo de padecer distintos tipos de cáncer (Zhou et al., 2019), cuyo valor de producción en México en 2018 fue de 1,940,479.49 miles de pesos (SIAP, 2018).

La lechuga, al ser producida bajo un sistema hidropónico incrementa su tasa de crecimiento y rendimiento respecto a la producción convencional, debido a que en estos sistemas se pueden controlar con precisión los factores de nutrición y eficiencia en el uso de agua (Mampholo et al., 2016).

El aumento en el rendimiento y el contenido fitoquímico en los productos frescos puede mejorarse cuando se crea algún tipo de estrés en la solución nutritiva, ya que los contenidos antioxidantes de la lechuga que crece bajo alguna deficiencia de nutrientes

esenciales específicos como el Nitrógeno y otros, muestran mejores efectos antiproliferativos contra las células cancerígenas en humanos (Zhou et al., 2019).

Combinando una nutrición específica y diodos emisores de luz (LEDs) durante unos días o semanas antes de la cosecha se pueden provocar efectos morfológicos o fisiológicos específicos, por ejemplo, en algunas variedades de lechuga se aumenta la coloración y compuestos fenólicos, en consecuencia, la calidad del cultivo (Kozai, 2016).

Las plantas destinadas a producir órganos de interés para alimentación humana la mayor parte del año, son vegetales que requieren un fotoperiodo prolongado y la luz suplementaria podría reducir los días en los que la planta madura, comparado con el estándar de horas para cultivos convencionales (Goto, 2012). Esto, significaría más cosechas con mayor cantidad de componentes funcionales y producción todo el año.

## **1.1 Objetivos**

### **1.1.1 Objetivo General**

Evaluar los efectos de diferente concentración de N, Mg y Fe en la solución nutritiva y la aplicación en precosecha de luz LED azul/roja en diferentes proporciones, sobre el crecimiento, desarrollo y calidad de la lechuga.

### **1.1.2 Objetivos Específicos**

Comparar los efectos de la nutrición (nitrógeno, magnesio y hierro) y la aplicación de luz LED roja/azul en variables de crecimiento y desarrollo de lechuga.

Determinar si el contenido de carotenoides, clorofilas, fenoles, actividad antioxidante y antocianinas de las hojas de lechuga se relaciona con la interacción de los principales nutrimentos (N, Mg, Fe) que actúan en la fotosíntesis y las longitudes de onda del espectro electromagnético rojo y azul.

## **1.2 Hipótesis**

Las diferentes concentraciones de N, Mg y Fe en la solución nutritiva y la aplicación de luz LED azul/roja afecta directamente las variables de crecimiento y desarrollo de lechuga bajo ambiente controlado como la acumulación de biomasa, el contenido de carotenoides, clorofilas y compuestos antioxidantes de las hojas de lechuga, ya que existe una interacción de los principales nutrimentos que actúan en la fotosíntesis y las longitudes de onda del espectro electromagnético rojo y azul.

## CAPÍTULO 2. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 Luz

Físicamente se puede interpretar la luz de dos maneras asociadas entre sí: como una onda electromagnética y como partícula. Una onda se caracteriza por tener una longitud (comportamiento espacial) [nm] denotada por lambda ( $\lambda$ ), la cual es la distancia entre las sucesivas crestas de las ondas; la frecuencia, representada por la letra griega nu ( $\nu$ ) [Hz], es el número de crestas de onda que pasan a un observador en un momento dado a la velocidad ( $c$ ) [ $300,000 \text{ km s}^{-1}$ ] (Taiz & Zeiger, 2003). La onda de luz es una onda electromagnética transversal, en la que los campos eléctricos y magnéticos oscilan perpendicularmente a la dirección de propagación de la onda y a  $90^\circ$  entre sí (Taiz & Zeiger, 2003).

De acuerdo con Taiz y Zeiger (2003), la luz también es una partícula llamada fotón y cada fotón contiene una cantidad de energía que se llama *quantum* (*quanta* en plural). El contenido energético de la luz no es continuo, sino que se entrega en estos paquetes discretos, los *quanta*. La energía ( $E$ ) de un fotón depende de la frecuencia de la luz según una relación conocida como la ley de Planck:

$$E = h\nu$$

Donde  $h$  es la constante de Planck ( $6.626 \cdot 10^{-34} \cdot \text{J} \cdot \text{s}^{-1}$ ).

### 2.2 Espectro electromagnético

La luz solar es como una lluvia de fotones de diferentes frecuencias, mide desde longitudes de onda de  $10^{-16} \text{ m}$  con frecuencias de  $10^{24} \text{ Hz}$  hasta  $10^6 \text{ m}$  con frecuencias de  $10^2 \text{ Hz}$ . En el extremo de las frecuencias más altas (onda corta) de mayor energía están los rayos cósmicos (emitidos durante reacciones nucleares); en el otro extremo se encuentran las ondas largas, utilizadas para comunicaciones de radio, que van de unos milímetros a kilómetros de longitud de onda. La luz de frecuencias ligeramente más altas está en la región ultravioleta del espectro, y la luz de frecuencias ligeramente más bajas está en la región infrarroja (Taiz & Zeiger, 2003). Para medir el espectro visible la unidad de medida más usada es el nanómetro (nm), que equivale a  $10^{-9} \text{ m}$  (Sysoeva, Markovskaya, & Shibaeva, 2010). Se denomina espectro electromagnético al

ordenamiento de la energía radiante según la longitud de onda o la frecuencia que ésta muestra, y comprende las emisiones radiantes de longitudes desde los 380 nm hasta los 780 nm (Taiz & Zeiger, 2003). La luz blanca percibida es una mezcla de todas las longitudes de onda visibles, donde los ojos son sensibles a solo un pequeño rango de frecuencias, la región de luz visible del espectro electromagnético (Quail, 2002).

### **2.3 Unidades de medición de la luz para el cultivo de plantas**

Las cantidades relacionadas con la intensidad de la luz se clasifican en tres categorías de medición: radiométricas, fotométricas y cantidad de fotones o unidades cuánticas, y son en esencia mediciones basadas en energía, luminosidad y la cantidad de fotones respectivamente; las unidades cuánticas son las que deben usarse para describir la intensidad de la luz para las respuestas de las plantas (Kozai, 2016).

### 2.3.1 Radiometría

Está relacionada con la medición de la radiación electromagnética, más específicamente, la medición de la energía de radiación electromagnética no coherente. Su campo abarca todas las longitudes de onda del espectro electromagnético (frecuencias entre  $3 \times 10^{11}$  y  $3 \times 10^{16}$  Hz), al contrario que la fotometría que solo se ocupa de la parte visible del espectro, la que puede percibir el ojo humano. En el Cuadro 1 se describen sus unidades. La medida cuantitativa de la intensidad de la radiación se hace por medio de diferentes tipos de detectores que convierten parte de la radiación en calor o en una señal eléctrica, con termopares o fotodiodos (Kozai, 2016).

**Cuadro 1.** Unidades radiométricas para medir la energía de radiación electromagnética (Kozai, 2016).

Campo	Nombre	Descripción	Unidades
Radiometría	Intensidad radiante	Cociente del flujo radiante [W] que sale de la fuente y se propaga en el elemento de ángulo sólido que contiene la dirección dada, por el elemento de ángulo sólido [sr].	$W \text{ sr}^{-1}$
	Flujo radiante (potencia radiante)	Potencia [W] emitida, transmitida o recibida en forma de radiación. La cantidad de energía radiante [J] emitida, transmitida o recibida por unidad de tiempo [s].	$[(W \text{ sr}^{-1}) \text{ sr}] = W = J \text{ s}^{-1}$
	Energía radiante	Integral de tiempo del flujo radiante [W] durante una duración dada [s].	$W \text{ s} = J$
	Irradiancia	Cociente del flujo radiante [W] incidente en un elemento de la superficie que contiene el punto, por el área [ $m^2$ ] de ese elemento.	$W \text{ m}^{-2}$

### 2.3.2 Fotometría

Es la ciencia que se encarga de la medida de la luz, como el brillo percibido por el ojo humano. En el Cuadro 2 se describen sus unidades. Estudia la capacidad que tiene la radiación electromagnética de estimular el sistema visual. No debe confundirse con la Radiometría, encargada de la medida de la luz en términos de potencia absoluta (Kozai, 2016).

**Cuadro 2.** Unidades fotométricas para medir el brillo percibido por el ojo humano (Kozai, 2016).

Campo	Nombre	Descripción	Unidades
<b>Fotometría</b>	Intensidad luminosa	Cociente del flujo luminoso [lm] que sale de la fuente y se propaga en el elemento de ángulo sólido que contiene la dirección dada, por el elemento de ángulo sólido [sr]. Es el flujo luminoso [lm] que sale de la fuente por unidad de ángulo sólido [sr] en la dirección considerada.	Cd
	Flujo Luminoso	Cantidad derivada del flujo radiante [W] evaluando la radiación de acuerdo con su acción sobre el observador fotométrico estándar.	[cd sr] = lm
	Cantidad de luz	Integral de tiempo del flujo luminoso [lm] durante una duración dada [s].	lm s <sup>-1</sup>
	Iluminancia	Cociente del flujo luminoso [lm] incidente en un elemento de la superficie que contiene el punto, por el área [m <sup>2</sup> ] de ese elemento.	lm m <sup>-2</sup> = lx

### 2.3.3 Unidades Cuánticas

La radiación solar que llega a la tierra cubre un espectro de ondas electromagnéticas con longitudes que van desde los 290 a los 1 700 nm. Radiaciones electromagnéticas de menor longitud de onda son absorbidas por la capa de ozono y las mayores son modificadas y absorbidas por el dióxido de carbono y el vapor de agua en la atmósfera. En el Cuadro 3 se describen las unidades cuánticas (Giedre Samuoliene, Sirtautas, Brazaityte, & Duchovskis, 2012).

**Cuadro 3.** Unidades cuánticas para radiación solar que llega a la tierra con un espectro de ondas electromagnéticas con longitudes que van desde los 290 a los 1 700 nm (Kozai, 2016).

Campo	Nombre	Descripción	Unidades
<b>Unidades cuánticas</b>	Intensidad de fotones	Flujo de fotones [mol s <sup>-1</sup> ] que sale de la fuente por unidad de ángulo sólido [sr] en la dirección considerada.	mol s <sup>-1</sup> sr <sup>-1</sup>
	Flujo de fotones	Cociente del número de fotones [mol] emitidos, transmitidos o recibidos en un	[(mol s <sup>-1</sup> sr <sup>-1</sup> ) sr] = mol s <sup>-1</sup>

	elemento de tiempo [s], por ese elemento.	
Número de fotones	Integral de tiempo del flujo de fotones [mol s <sup>-1</sup> ] durante una duración dada [s].	[(mol s <sup>-1</sup> ) s] =mol
Densidad de flujo de fotones (Irradiancia de fotones)	Cociente del flujo de fotones [mol s / beta 1] incidente en un elemento de la superficie que contiene el punto, por el área [m <sup>2</sup> ] de ese elemento.	mol m <sup>-2</sup> s <sup>-1</sup>

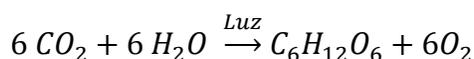
Un rayo de luz que atraviesa el vacío no sufre pérdida de energía, aun dispersándose. Sin embargo, en su paso por medios materiales tienen comúnmente pérdidas de energía debido a efectos de absorción y difusión. La pérdida de energía está directamente relacionada con el tipo de material, su transparencia u opacidad, ya que cada material tiene un coeficiente de absorción, que varía para cada longitud de onda (Giedre Samuoliene et al., 2012).

## 2.4 Radiación Fotosintéticamente Activa

Kozai (2016) menciona que la radiación en el rango de longitud de onda de 400–700 nm se considera como radiación fotosintéticamente activa (PAR). Por lo tanto, la densidad de flujo de fotones en el rango de longitud de onda se designa como densidad de flujo de fotones fotosintéticos. La densidad de flujo de fotones fotosintéticos (PPFD) es una cantidad medida con frecuencia cuando las plantas se cultivan bajo iluminación artificial.

## 2.5. Fotosíntesis

Las moléculas de clorofila en las plantas inician la fotosíntesis mediante la captura de energía lumínica y convirtiendo ésta en energía química para dar paso a la transformación de agua y dióxido de carbono en el nutriente primario de los seres vivos. La ecuación general del proceso fotosintético se muestra a continuación:



Las moléculas de clorofila absorben con mayor eficiencia las longitudes de onda de la luz azul y roja. Las longitudes de onda de la luz amarilla y verde son reflejadas o transmitidas y en consecuencia no son tan importantes en el proceso fotosintético como las dos anteriores. El patrón impuesto del espectro luminoso de LED azul (450-470 nm) y de LED rojo (650-665 nm) corresponde a la absorción del espectro lumínico de los carotenoides y clorofila. Varios experimentos en plantas son posibles gracias al uso de estas dos luces, adicionando además el rojo lejano (730-735 nm) como fuentes de iluminación (Yeh & Chung, 2009).

La fotosíntesis consiste en dos reacciones que están separadas espacialmente dentro del cloroplasto: el transporte de electrones dirigido por la luz en la membrana tilacoide (la bicapa lipídica dentro del cloroplasto) y las reacciones enzimáticas para la asimilación de carbono en el estroma (el fluido que rodea las membranas tilacoides dentro del cloroplasto). El poder reductor y la energía química producida por el transporte de electrones se consumen durante la síntesis de carbohidratos de la asimilación de carbono (Kozai, 2016).

Un equilibrio apropiado entre estas dos reacciones es esencial para una fotosíntesis eficiente. Estas han sido tradicionalmente llamadas la "reacción de la luz" y la "reacción oscura", respectivamente. Sin embargo, investigaciones adicionales han aclarado que varios procesos en la reacción a la luz progresan sin luz y que una parte de la reacción oscura necesita luz para activar algunas de las enzimas necesarias. Por lo tanto, estos términos no se aceptan actualmente. Aunque la terminología parece estar en discusión entre los especialistas, en trabajo se usarán los términos transporte de electrones y asimilación de carbono para evitar confusiones (Kozai, 2016).

### **2.5.1 Transporte de electrones**

La energía de la luz capturada por Chls y pigmentos accesorios se convierte en energía reductora como la forma reducida de nicotianamina adenina dinucleótido fosfato (NADPH) y energía química como adenosina trifosfato (ATP), a través de la cadena de transporte de electrones (ETC). El ETC está anclado por las dos reacciones fotoquímicas, que ocurren en serie, en los dos complejos del fotosistema, PSII y PSI,

dentro de la membrana del tilacoide. El transporte de electrones es alimentado por la energía de fotones transferida a los respectivos fotosistemas, lo que permite la transferencia de electrones contra el potencial redox (llamado esquema Z). La serie de las dos reacciones impulsa, primero, la evolución de O<sub>2</sub>, la producción de protones (H<sup>+</sup>) y la sustracción de electrones (e<sup>-</sup>); segundo, por descomposición del agua, transferencia del electrón a través de transportadores y el movimiento de H<sup>+</sup> que lo acompaña desde el estroma, y tercero, la reducción de NADP<sup>+</sup> en NADPH por el consumo de electrones. Los protones acumulados en la luz forman un gradiente de pH entre lumen y estroma a través de la membrana del tilacoide. Este potencial electroquímico impulsa la síntesis de ATP a partir de difosfato de adenosina (ADP) y fosfato, a través de H<sup>+</sup>-ATPasa en la membrana. Como los resultados de ETC, NADPH y ATP se generan en el estroma, estos productos finales se usan como reductor y fuente de energía, respectivamente, en el metabolismo de las plantas (Kozai, 2016).

Debido a las propiedades ópticas de una hoja, la tasa fotosintética bruta de una hoja (Pg) también depende de la distribución espectral PFD de la luz (McCree, 1972). Cuando una superficie de la hoja se irradia con luz en el mismo incidente PFD, la Pg es más alta en la banda de onda roja, seguida de las bandas de onda azul y luego. Teniendo en cuenta que FRL y UV se desvían de la definición de radiación fotosintéticamente activa (PAR), también impulsan ligeramente la fotosíntesis. Incluso cuando Pg se representa por unidad de fotones absorbidos por una hoja (rendimiento cuántico fotosintético) para compensar las diferencias en la absorción, el rendimiento todavía depende de la longitud de onda (línea discontinua en la Figura 6). Los rendimientos cuánticos relativamente más bajos en las bandas de ondas azules y verdes, en comparación con la banda de ondas rojas, deben atribuirse a la absorción por los pigmentos no fotosintéticos (flavonoides) y a la disipación de calor por los carotenoides (Kozai, 2016).

En cuanto a las longitudes de onda más largas (> 680–690 nm), el rendimiento cuántico disminuye bruscamente. Esta fuerte disminución puede explicarse por la diferencia en las propiedades de absorción de luz entre PSII y PSI. La PSI contiene mucha Chl a y, por lo tanto, absorbe preferentemente una longitud de onda de luz más larga que la que absorbe el PSII. Debido a esta absorción preferencial por PSI, el transporte de electrones

está limitado por la velocidad de reacción de transporte de electrones más baja de PSII. Bajo esta condición, la absorción de fotones por PSI excede el suministro, y la eficiencia de uso de la luz de la reacción en PSI se reduce. En contraste, BL y RL han sido absorbidos preferentemente por PSII (Evans, 1986). Por lo tanto, un rendimiento cuántico medido bajo la mezcla de FRL + RL o FRL + BL puede ser mayor que el estimado a partir de los rendimientos obtenidos por separado (efecto Emerson) (Kozai, 2016).

### **2.5.2 Asimilación de carbono**

Este proceso de asimilación de carbono se llama Ciclo de Calvin-Benson, que consiste en más de una docena de reacciones enzimáticas. La enzima más importante y abundante en el ciclo de Calvin-Benson es la ribulosa-1,5-bisfosfato carboxilasa/oxigenasa (Rubisco). Esta enzima cataliza la reacción del CO<sub>2</sub> en el punto de entrada al ciclo. La triosa fosfato (TP), el producto final del Ciclo de Calvin-Benson se sintetiza a partir del CO<sub>2</sub> fijo, consumiendo el NADPH y el ATP producido por el ETC. Una parte del TP creado se exporta al citosol y se convierte en sacarosa. También se requiere TP para la síntesis de almidón en los cloroplastos. Al mismo tiempo, la Rubisco cataliza la reacción de oxigenación, consumiendo O<sub>2</sub>. Esta reacción desencadena una serie de reacciones enzimáticas en las que se libera CO<sub>2</sub> y se consumen NADPH y ATP (el ciclo de glicolato), en este proceso, estas reacciones disminuyen la tasa de asimilación del carbono fotosintético y la eficiencia del uso de la luz fotosintética (Kozai, 2016).

### **2.5.3 Transpiración**

La transpiración es el proceso de movimiento del vapor de agua de las plantas a la atmósfera. Aunque la transpiración puede ocurrir en cualquier parte aérea de la planta, como tallos y flores, las hojas son el órgano predominante para la transpiración. La absorción de CO<sub>2</sub> se produce por la liberación de vapor de agua en las hojas. La cantidad de moléculas de H<sub>2</sub>O liberadas de los tejidos vegetales es aproximadamente 500 veces mayor que la de las moléculas de CO<sub>2</sub> tomadas durante este intercambio de gases. A través de la transpiración, el vapor de agua se difunde a lo largo del gradiente de concentración entre la superficie de transpiración de la planta y la atmósfera. El vapor de agua se mueve a través de los poros del estoma o a través de la capa de la cutícula. En

la transpiración estomática, el vapor de agua se evapora en la superficie de las células mesofilicas, se difunde en los espacios aéreos intercelulares y se mueve hacia el exterior de la hoja a través de los estomas ubicados dentro de la epidermis de la hoja. El flujo de vapor de agua en esta vía está regulado en gran medida por la extensión de las aberturas del estoma. En la transpiración cuticular, el vapor de agua de la superficie de la célula epidérmica se difunde a través de la capa cuticular hacia la atmósfera. En cualquiera de las vías, el vapor de agua presente inmediatamente fuera de la superficie de la hoja se difunde aún más a través de la capa límite de la hoja, una capa de flujo de aire límite formado en la superficie de la hoja (Kozai, 2016).

#### **2.5.4 Translocación**

Los fotosintatos fabricados en la hoja se transportan a otros órganos a medida que la sacarosa se disuelve en la savia del floema. Este transporte a través del floema, llamado translocación, generalmente se explica por el modelo de flujo de presión. Los órganos que demandan los sustratos, como los tallos, las hojas, las flores, las frutas y los tubérculos en crecimiento, se denominan demandas, mientras que los que los suministran (hojas maduras) son fuentes. La sacarosa translocada se convierte en monosacáridos, y estos se consumen como sustratos respiratorios para generar ATP y esqueletos de carbono. En las frutas y los órganos de almacenamiento, una porción de la sacarosa se convierte en almidón y se almacena. Cuando la tasa de producción de fotosintato excede la tasa de translocación, los fotosintatos producidos se acumulan en las hojas de origen. Tal acumulación de carbohidratos se puede observar durante el día con un alto PPF. Se conoce que los fotosintatos acumulados suprimen la fotosíntesis instantánea de las hojas y la síntesis de proteínas fotosintéticas como Rubisco (Araya, Noguchi, & Terashima, 2006).

#### **2.6 Efectos de la calidad de la luz en la morfología de la planta**

Las plantas detectan la calidad de la luz utilizando fotorreceptores como fitocromos, criptocromos y receptores de luz ultravioleta (Runkle & Heins, 2001). La detección de estas longitudes de onda por la planta puede provocar una amplia variedad de respuestas morfológicas y de desarrollo. Específicamente, los LED pueden diseñarse para emitir longitudes de onda de luz que coincidan con el pico de absorción de estos

fotorreceptores críticos y pigmentos vegetales. Esto no solo proporciona el beneficio de manipular la respuesta deseada de la planta, sino que también ahorra energía al no proporcionar longitudes de onda de luz menores o no necesarias para la producción (Mitchell et al., 2012). Los beneficios potenciales adicionales de enfocarse en longitudes de onda específicas de luz usando LED incluyen la reducción de plagas y enfermedades y el aumento de las concentraciones de vitaminas, minerales, pigmentos o compuestos fenólicos en el tejido vegetal (Massa, Kim, Wheeler, & Mitchell, 2008).

### **2.6.1 Fototropismo**

El crecimiento de una planta hacia cualquier estímulo se llama tropismo, y el crecimiento de una planta hacia un estímulo de luz se llama fototropismo (Liscum et al., 2014). El fototropismo es una respuesta adaptativa importante donde las plantas optimizan su exposición a la luz. Las longitudes de onda azul de la luz son más efectivas para orientar el crecimiento de las plantas, lo que implica la percepción de la luz azul y la distribución asimétrica de una hormona vegetal, la auxina. El movimiento fototrópico de las plantas es iniciado por un receptor de luz azul, la fototropina (Whippo & Hangarter, 2006).

### **2.6.2 Ahorro energético y fotoperiodo intermitente**

Las constantes de tiempo para los procesos fotosintéticos pueden ser divididos en tres rangos: fotoquímica primaria (el estudio de las interacciones entre átomos, moléculas pequeñas, y la luz o radiación electromagnética), transporte de electrones, y metabolismo del carbono. Estos tres procesos fotosintéticos pueden ser separados mediante pulsos lumínicos dentro de los rangos adecuados de longitudes de onda de luz para cada proceso. En altas frecuencias, los tratamientos de pulsos de luz pueden ser usados para separar las reacciones a la misma (cosecha de luz y separación de carga) de las reacciones de la fase oscura (transporte de electrones). La flexibilidad de las luces LED para pulsar puede ser acoplada con las características de las plantas durante el proceso fotosintético (Kozai, 2016).

Tennessee, Bula, & Sharkey (1995) usaron LEDs para estudiar los efectos de las pulsaciones de luz desde micro hasta milisegundos en hojas de jitomate, encontrando que al aplicar  $50 \mu\text{mol}$  de fotones  $\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  durante pulsos de  $1.5 \mu\text{s}$  de  $5000 \mu\text{mol}$  de

fotones  $\text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$  seguidos por 148.5  $\mu\text{s}$  de periodos de oscuridad. La fotosíntesis fue la misma que durante periodos de 50  $\mu\text{m}$  de fotones  $\cdot \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$ . Esto debido a que los fotones en pulsos de 100 ps o menos son absorbidos y reservados en el centro de reacción para ser usados en el transporte de electrones durante la fase oscura de la fotosíntesis. Esta investigación sugiere que, en vez de luz continua, usando periodos de luz calculada efectivamente (luz intermitente) se tendría la misma producción vegetal. Jao y Fang (2004) mencionan que las lámparas fluorescentes proveen de fluctuaciones continuas de luz que oscilan en 60 Hz, mientras que los LEDs no oscilan durante su fase operativa. Cuando la tasa de crecimiento es la única variable que se mide, los LEDs a 720 Hz (1.4 ms) y 50% de eficiencia con 16 h luz y 8 h de periodo oscuro, inducen tasas máximas de crecimiento en las plantas. Cuando el consumo de energía es la única variable que se mide, usando LEDs a 180 Hz (5.5 ms) y 50% de eficiencia con 16 h luz y 8 h de periodo oscuro, no se reduce significativamente el crecimiento vegetal, especialmente cuando la energía para remover el calor de las instalaciones es considerada en el consumo eléctrico (Yanagi, Yachi, Okuda, & Okamoto, 2006).

## **2.7 Fuentes de iluminación utilizadas en la agricultura**

Las fuentes de iluminación comúnmente usadas en la agricultura protegida son lámparas fluorescentes, de halogenuro metálico, sodio de alta presión, e incandescentes. Estas lámparas comercialmente disponibles fueron desarrolladas para usos domésticos de la población. Debido a que los fotorreceptores de las plantas difieren de los de los humanos, las fuentes lumínicas utilizadas actualmente para el crecimiento de las plantas tienen varias limitaciones, y en consecuencia, no son óptimas para el desarrollo de las plantas. Diferentes tipos de lámparas proveen de distintas proporciones espectrales (Bubenheim, Bugbee & Salisbury, 1988). Este balance espectral de la fuente de iluminación no sólo afecta la eficiencia fotosintética, sino que también tiene un impacto significativo en el mantenimiento del balance térmico en un recinto cerrado y en las plantas dentro de este (Yeh & Chung, 2009).

### **2.7.1 Lámparas fluorescentes**

La lámpara es de descarga de vapor de mercurio a baja presión y se utiliza normalmente para la iluminación doméstica o industrial. Consiste en un tubo de vidrio fino revestido al

interior con diversas sustancias químicas compuestas llamadas fósforos, aunque generalmente no contienen el elemento químico fósforo. Esos compuestos emiten luz visible al recibir una radiación ultravioleta, el tubo contiene además una pequeña cantidad de vapor de mercurio y un gas inerte, habitualmente argón o neón, a una presión más baja que la presión atmosférica. En cada extremo del tubo se encuentra un filamento hecho de tungsteno, que al calentarse al rojo vivo contribuye a la ionización de los gases; su ventaja frente a otro tipo de lámparas, como las incandescentes, es su eficiencia energética (Yeh & Chung, 2009).

Las lámparas fluorescentes necesitan de unos momentos de calentamiento antes de alcanzar su flujo luminoso normal, por lo que es aconsejable utilizarlas en lugares donde no se están encendiendo y apagando continuamente (no es el caso en agricultura). Por otro lado, los encendidos y apagadas constantes acortan notablemente su vida útil (Yeh & Chung, 2009).

Las lámparas fluorescentes tienen un rendimiento luminoso que puede estimarse entre 50 y 90 lúmenes por vatio (lm/W). La luminosidad de la lámpara depende no solamente del revestimiento luminiscente, sino de la superficie emisora, de modo que al variar la potencia varía el tamaño (Yeh & Chung, 2009). Hay en el mercado distintos modelos con diferentes temperaturas de color, comprendida generalmente entre los 3,000 y los 6,500 K (del blanco frío a luz día cálido). Sin embargo, en la actualidad se pueden conseguir lámparas con una amplia gama de temperatura de color, lo que permite encontrar modelos que van desde los 2,700 K hasta los 10,000 K, recomendándose la elección en función del uso y de la iluminancia que vaya a instalarse. Las lámparas de temperatura de color alta se recomiendan cuando se necesite una buena reproducción del color o con iluminancias altas; por el contrario, con iluminancias bajas o cuando se busquen coloraciones cálidas, se elegirá una temperatura de color baja (Yeh & Chung, 2009).

### **2.7.2 Lámparas de halogenuro metálico**

Son lámparas de descarga de alta presión, del grupo llamado HID (High Intensity Discharge). Son generalmente de alta potencia y con una buena reproducción de colores, además de la luz ultravioleta. Originalmente fueron creadas en los años 1960 para el uso

industrial, pero hoy se suelen aplicar en la industria como en el hogar. Las lámparas de haluro metálico requieren balastos para regular el flujo continuo del arco y proporcionar el voltaje apropiado a la lámpara. Algunas lámparas grandes contienen un electrodo especial de encendido para generar el arco cuando la lámpara es encendida, generando un parpadeo leve al momento del encendido. Las lámparas más pequeñas no requieren un electrodo de encendido, y en lugar de este utilizan un circuito especial de encendido, que se encuentra dentro del balasto, generando un pulso de alto voltaje entre los electrodos de funcionamiento. El tiempo de vida de estas lámparas va desde las 20,000 a 22,000 h (Kozai, 2016).

### **2.7.3 Lámparas de sodio de alta presión (HPS)**

Esta luminaria se compone de un tubo de descarga de cerámica translúcida, con el fin de soportar la alta corrosión del sodio y las altas temperaturas que se generan; en los extremos tiene dos electrodos que suministran la tensión eléctrica necesaria para que el vapor de sodio encienda (Massa et al., 2008). Para su encendido requiere alrededor de 9-10 minutos y para el reencendido de 4-5 minutos. El tiempo de vida de estas lámparas es muy largo ya que ronda las 24,000 h (Kozai, 2016).

### **2.7.4 Lámparas incandescentes**

Es un dispositivo que produce luz mediante el calentamiento por efecto Joule de un filamento metálico de wolframio, hasta ponerlo al rojo blanco, mediante el paso de corriente eléctrica. Con la tecnología existente, actualmente se considera poco eficiente, ya que el 85% de la electricidad que consume la transforma en calor y solo el 15% restante en luz (Massa et al., 2008).

### **2.7.5 Luces LED**

Como se describió anteriormente, un LED es un diodo semiconductor formado al contactar materiales de tipo p y tipo n. La aplicación de voltaje directo dentro de un rango apropiado al diodo para mover agujeros tipo n (carga positiva) al extremo del material tipo p (carga negativa) permite la recombinación en la unión. Puede producir un fotón, que tiene una energía equivalente (o en algunos casos menor) a la cantidad que libera

un electrón en transición cuando se recombina. La longitud de onda de los fotones producidos por la recombinación depende de la energía liberada por la transición. Este efecto se denomina electroluminiscencia, y el color de la luz generada (que depende de la energía de los fotones emitidos) viene determinado por la anchura de la banda del semiconductor. Los LEDs son normalmente pequeños (menos de 1 mm) y se les asocian algunos componentes ópticos para configurar un patrón de radiación (Kozai, 2016).

Además, ofrecen muchas ventajas sobre las fuentes convencionales de luces incandescentes o fluorescentes, destacando un menor consumo de energía, una vida útil más larga, una robustez física mejorada, un tamaño más pequeño, así como la posibilidad de fabricarlos en muy diversos colores del espectro visible de manera mucho más definida y controlada; en el caso de LEDs multicolores, se pueden fabricar con una frecuencia de conmutación rápida (Tennessee, Singaas, & Sharkey, 1994).

### **2.7.6 Luces OLED**

Son dispositivos que se basan en una capa electroluminiscente formada por una película de componentes orgánicos que reaccionan a una determinada estimulación eléctrica, generando y emitiendo luz por sí mismos. Los OLEDs para SSL constituyen una fuente difusa de luz y de este modo resultan adecuados para cumplir los requerimientos de irradiación amplia y general necesarios para el crecimiento de las plantas. Las emisiones monómero de agentes dopantes con propiedades fluorescentes han probado ser efectivas en la creación de tales espectros de emisión de dos bandas (Cocchi, Kalinowski, Virgili, & Williams, 2008). El problema fundamental que presentan estos dispositivos está en su labilidad frente a los factores ambientales y la necesidad imperiosa de proceder a su encapsulamiento si se quiere asegurar su funcionamiento con una duración de tiempo competitiva. A escala industrial, varias multinacionales están fabricando prototipos para poner en el mercado OLEDs con aplicaciones múltiples, incluida la de iluminación de vegetales en invernaderos (Yeh & Chung, 2009).

## **2.8 Sistemas cerrados de producción de plantas**

Los requerimientos para los sistemas de producción comerciales de plantas en la agricultura urbana incluyen una alta productividad anual por unidad de superficie, elevados costos, productos seguros y saludables, sustentables y de producción estable, un uso eficiente de los recursos, viabilidad económica y social. El uso de LEDs como fuente de luz puede contribuir a cumplir todos estos requerimientos, especialmente cuando son usados en un Sistema Cerrado de Producción de Plantas o CPPS por sus siglas en inglés Closed Plant Production System (Kozai, 2016).

Las Fábricas de Plantas con Luz Artificial o PFAL por sus siglas en inglés Plant Factories with Artificial Light, forman parte del concepto de CPPS, existiendo un considerable número de CPPSs con luz solar o invernaderos cerrados; su investigación, desarrollo, y los ensayos comerciales se han llevado a cabo extensivamente durante los años 2000 a 2015 en Holanda y otros países (De Gelder, Dieleman, Bot, & Marcelis, 2012). Por otra parte, existieron dificultades de tiempo para la comercialización de PFAL e invernaderos de tipo cerrado en ese mismo periodo, debido a su alto costo y a algunos problemas tecnológicos. Aun así, los beneficios potenciales de las PFAL y los invernaderos controlados con luz LED en la agricultura urbana son considerables. Por lo tanto, comprender el concepto, las características y la metodología relacionada con los CPPS es importante para el entendimiento, aplicación y operación de estas tecnologías (Kozai, 2016).

### **2.8.1 Fábricas de Plantas con Luz Artificial**

Existen tres opciones para la iluminación de los cultivos, luz solar total a través de techos o paredes translúcidas, luz artificial suministrada totalmente por dispositivos de iluminación alimentados con electricidad, y la combinación de ambos. Las Fábricas de Plantas utilizan la segunda, permitiendo que el recinto de la instalación se construya de manera que se minimice la influencia de las condiciones ambientales externas. Esto proporciona a la fábrica un mejor control de las operaciones de producción de cultivos. Sin embargo, debido a la dependencia total de la electricidad para proporcionar energía luminosa, los requisitos y la rentabilidad de los dispositivos de iluminación para el

crecimiento y desarrollo de las plantas deben ser cuidadosamente entendidos, seleccionados y operados (Kozai, 2016).

## **2.9. La luz como fuente de energía y señales**

La luz es una fuente de energía para la fotosíntesis, así como una fuente de para activar la fotomorfogénesis y otros procesos fisiológicos, como la producción secundaria de metabolitos en las plantas. Las longitudes de onda de la luz fotosintéticamente activa (400 - 700 nm) y la luz fisiológicamente activa (300 - 800 nm) se superponen, de modo que la fotorecepción y la fotomorfogénesis a menudo son concurrentes. Ambas son reacciones fotoquímicas, y la cantidad de luz recibida por las plantas se mide en unidades de moles ( $1 \text{ mol} = 6.03 \times 10^{23}$  fotones) (Kozai, 2016).

La luz es absorbida, reflejada o transmitida cuando llega a las plantas. Algunos fotones fotosintéticos son capturados y convertidos en energía química como carbohidratos, mientras que la luz restante absorbida se convierte en calor. En este sentido, la fotosíntesis es un proceso de conversión de energía de la radiación fotosintéticamente activa (PAR) a la energía química y calorífica (Kozai, 2013).

### **2.9.1 Componentes del entorno de luz**

La densidad de flujo de fotones fotosintéticos (PPFD) o la densidad de flujo de PAR en el plano horizontal es la variable más importante para la experimentación con luz. La PPFD o PAR promedio disminuye exponencialmente al aumentar la profundidad del dosel de las plantas cultivadas denominado índice de área foliar acumulativa (LAI) (Kozai, 2016).

### **2.9.2 Distribución espectral de la luz dentro del dosel de la planta**

En los PFAL, el entorno de luz sobre las copas de las plantas en los espacios de cultivo se ve significativamente afectado no solo por las características ópticas de los conjuntos de diodos emisores de luz (LED), su diseño, y dimensión (ancho, alto y largo) sino también por las características ópticas de cada espacio de cultivo y dosel de plantas. La calidad de la luz o la distribución espectral sobre el dosel de la planta difiere significativamente dentro de él. La luz verde generalmente penetra en el dosel de la planta más fácilmente que la luz azul y roja, porque su transmisividad, reflectividad y absorción por las hojas son aproximadamente 30, 20 y 50%, respectivamente, mientras

que las de la luz azul y roja tienen 0% de transmisividad, pero 100% de reflectividad y absorción. La luz azul y roja es absorbida principalmente por la capa superior del dosel de la planta (Kozai, 2016).

### **2.9.3 Distribución espacial de PPFD en espacios de cultivo vacíos en PFAL**

El ambiente de luz en un espacio de cultivo con un dosel de plantas difiere significativamente en comparación con un espacio de cultivo vacío o semivacío. En una PFAL, el PPFD y la calidad de luz por encima y dentro del dosel de la planta cambian notablemente con el tiempo y a medida que el dosel crece, esto se debe a dos razones principales, primero, la capa superior de un dosel se acerca a la fuente de luz con un crecimiento ascendente; segundo, inmediatamente después de trasplantar las plántulas en un panel de cultivo blanco, la mayor parte (aproximadamente el 80%) de la luz dirigida hacia abajo se refleja de vuelta al techo. A medida que crece el dosel de la planta, la luz azul y roja emitida hacia abajo es absorbida principalmente por las hojas de la planta, mientras que aproximadamente el 50% de la luz verde, si la hay, es absorbida por las hojas de la planta, reflejando aproximadamente el 20% hacia el techo y aproximadamente el 30% se transmite a través de las hojas. Por lo tanto, en una PFAL iluminado con LED rojo y azul, el PPFD por encima de una cubierta vegetal densamente poblada se reduce en aproximadamente un 40% (Kozai, 2016).

### **2.10. Iluminación suplementaria en invernaderos**

La iluminación suplementaria en invernaderos se usa para promover la fotosíntesis al agregar luz artificial como energía y para controlar la fotomorfogénesis u otros procesos fisiológicos como la producción secundaria de metabolitos, ya que la luz artificial actúa como una señal para los fotorreceptores en las hojas. Los LED a menudo se colocan dentro de cultivos con un LAI de 2, 3 o más, en invernaderos para cultivar tomates, pepinos y rosas. La luz suplementaria se dirige hacia los lados de las plantas o hacia arriba, principalmente porque las hojas inferiores reciben menos luz natural que las superiores (Kozai, 2016).

La uniformidad del crecimiento de los cultivos y la productividad están influenciados por la homogeneidad de la distribución y la cantidad de luz entregada a todo el dosel foliar. La iluminación aérea proporciona una distribución desigual del espectro de radiación a

lo largo del perfil vertical en cultivos altos, siendo la parte baja del dosel el que recibe menor cantidad (Frantz, Joly, & Mitchell, 2000). Se sabe que tales plantas sombreadas mutuamente dentro de un dosel de cultivo denso se benefician de la radiación suplementaria dentro del dosel foliar cuando la intensidad de la luz recibida se encuentra entre la compensación de la luz y los puntos de saturación de la fotosíntesis. De lo contrario, las hojas inferiores se deterioran rápidamente en la capacidad fotosintética, contribuyendo en cambio a las pérdidas netas de carbono respiratorio, la senescencia prematura y la abscisión (Massa et al., 2008)

### **2.10.1 Control ambiental para iluminación suplementaria eficiente**

La iluminación suplementaria para la promoción de la fotosíntesis de cultivos de invernadero se ve significativamente afectada por otros factores ambientales. La Figura 14 muestra los efectos del PPFD en la tasa fotosintética neta de cultivos de invernadero bajo temperatura óptima, déficit de presión de vapor, concentración de CO<sub>2</sub>, velocidad del aire, riego y condiciones de nutrientes. Dado que el costo de la electricidad para la iluminación suplementaria es generalmente el más alto entre todos los costos para controlar los factores ambientales, esos otros factores deben optimizarse. La iluminación suplementaria en invernaderos puede afectar las distribuciones espaciales de estas variables, debido a que la luz absorbida por las plantas se convierte en energía de calor sensible, energía de calor latente o energía de radiación térmica, causando cambios en la temperatura del aire, déficit de presión de vapor de agua, etc. (Kozai, 2016).

### **2.10.2 PPFD óptimo**

El PPFD en un PFAL puede controlarse a su valor óptimo para maximizar el crecimiento o la rentabilidad de la planta. Por otro lado, el PPFD óptimo puede cambiar significativamente con el cultivar, la especie de planta, la densidad de plantación, LAI, calidad de la luz, fotoperiodo o calendario de iluminación, y la dirección de la iluminación (iluminación hacia abajo, horizontal y hacia arriba) (Kozai, 2016).

El PPFD disminuye con la profundidad del dosel de la planta desde la parte superior, ya que las hojas inferiores reciben menos fotones fotosintéticos que las superiores. Por lo tanto, el PPFD óptimo de un dosel de plantas es generalmente más alto que el de una

sola hoja. Del mismo modo, el PPF<sub>D</sub> óptimo aumenta con el aumento de la concentración de LAI y CO<sub>2</sub> (Kozai, 2016).

### **2.10.3 Dirección óptima de iluminación**

Teóricamente, para maximizar la fotosíntesis del dosel de un cultivo, los fotones fotosintéticos emitidos por los LED deben distribuirse equitativamente en todas las hojas, proporcionando el mismo PPF<sub>D</sub> perpendicular a cada punto de la superficie de la hoja. En este caso, el ambiente de luz en el dosel de la planta se expresaría mejor mediante PPF<sub>D</sub> esférico en lugar de PPF<sub>D</sub> horizontal. Se puede desarrollar un novedoso sistema de iluminación LED para proporcionar fotones fotosintéticos de manera más uniforme sobre todas las hojas mediante una combinación de iluminación hacia abajo, horizontal y hacia arriba (Kozai, 2016).

Se muestra la distribución de fotones de cuatro dispositivos con eficiencia fotónica similar. Cada línea representa una sección transversal de la intensidad del fotón debajo del dispositivo. El dispositivo LED utiliza óptica para lograr una distribución estrecha, con la mayoría de los fotones cayendo en un patrón concentrado directamente debajo del dispositivo. Por el contrario, la luminaria de halogenuros metálicos cerámicos Cycloptics está diseñada para una distribución uniforme de la luz y, por lo tanto, proyecta una radiación uniforme sobre una gran superficie (Kozai, 2016).

A medida que el área de crecimiento de la planta debajo de la fuente de luz se hace más pequeña, la radiación desperdiciada a menudo aumenta. La Figura 19 ilustra el concepto de eficiencia de captura de fotones del dosel. Se eligieron dos metros como altura de montaje típica, pero esto se puede escalar como una relación sin unidades. Múltiples accesorios superpuestos se utilizan generalmente para minimizar la variación de PPF en un área mayor (Kozai, 2016).

#### **2.10.3.1 Dirección angular de la intensidad luminosa (distribución de intensidad luminosa).**

Este es un valor medido por un sistema de medición gonio fotométrica. El sistema de medición mide no solo la distribución angular de la intensidad luminosa sino también el flujo radiante espectral y el índice de reproducción cromática (Ra). La distribución angular de la intensidad luminosa se utiliza para diseñar o evaluar las características gonio

fotométricas de un sistema de iluminación. Un usuario puede estimar la distribución de la intensidad de la luz del dosel de la planta en un invernadero o área de cultivo de plantas en una fábrica de plantas utilizando un archivo de datos de distribución angular de intensidad luminosa, por ejemplo, el archivo de datos del formato de la Sociedad de Ingeniería de Iluminación (IES) (Kozai, 2016).

#### **2.10.4 Períodos óptimos de luz y oscuridad**

Los períodos de luz y oscuridad o el ciclo de iluminación en los PFAL es muy variable, y es difícil establecer un ciclo definitivo, debido a que el crecimiento de la planta en un PPF<sub>D</sub> de 200  $\mu\text{mol m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  con un ciclo de 16 h de luz y un ciclo de 8 h de oscuridad es similar al crecimiento de un cultivo con 2 ciclos de 8 h de luz y 2 ciclos de 4 h de oscuridad e incluso con 4 ciclos de 4 h de luz y 4 ciclos de 2 h de oscuridad; esto debido a que el DLI bajo estas tres condiciones es el mismo ( $3.2 = 1.6 \times 200/10^6$ )  $\text{mol m}^{-2}\cdot\text{d}^{-1}$  a un PPF<sub>D</sub> de 200  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ , de modo que la tasa fotosintética neta diaria de la planta sería similar. Sin embargo, la altura de la planta o el entrenudo del tallo y otros parámetros de crecimiento pueden diferir (Kozai, 2016).

Otro ejemplo es que el DLI para un fotoperiodo de 16 h de luz a 200  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  es el mismo que para un fotoperiodo de 12 h de luz a 267  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  y para un período de 20 h de luz a 160  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ . Por lo tanto, la tasa fotosintética neta y tasa de crecimiento del dosel de la planta debe ser similar en estas condiciones. En realidad, el crecimiento de las plantas difiere en algunos casos debido a las interacciones entre la fotosíntesis, la expansión del área foliar y el alargamiento del tallo (Kozai, 2016).

Por lo que el horario de iluminación y el DLI deben decidirse teniendo en cuenta el rendimiento y la calidad del producto y los costos de electricidad para la iluminación (Kubota et al., 2016). Dado que el programa de iluminación se puede establecer de manera relativamente arbitraria en las PFAL, es importante maximizar la rentabilidad. Por otro lado, el PPF<sub>D</sub> sobre el dosel de la planta se puede cambiar de manera relativamente arbitraria si el DLI se puede mantener a un nivel específico. Esto es importante cuando se utilizan fuentes de energía natural variables como la energía solar, la energía eólica y la biomasa para la generación de electricidad en los PFAL (Kozai, 2016).

### **2.10.5 Calidad de luz óptima**

La distribución de la luz espectral de los LED utilizados en los PFAL se divide aproximadamente en 5 bandas de longitud de onda: ultravioleta (UV), azul (B), verde (G), rojo (R) y rojo lejano (FR) y cabe mencionar que algunos LED no emiten UV o FR. Para el cultivo de plantas de alta calidad, las relaciones de flujo de fotones de las bandas R:FR:B son críticas. Para determinar la calidad de luz cuasi óptima, se deben realizar experimentos con 243 (= 3<sup>5</sup>) condiciones para tres niveles de densidad de flujo de fotones para cada banda de longitud de onda. Dado que la calidad de luz óptima a menudo se ve afectada por PPF (400–700 nm), se deben examinar las condiciones 729 (= 243X3) para determinar la calidad de luz óptima bajo tres niveles de PPF. Además, las combinaciones óptimas de calidad de luz y PPF dependen de otros factores ambientales y la etapa de crecimiento de la planta. Para ello, se requieren modelos de simulación y análisis de datos de variables múltiples, además de los experimentos (Kozai, 2016).

### **2.10.6 Interacciones entre factores ambientales**

Al cambiar la calidad de la luz, el grosor de la hoja, el ángulo de inclinación de la hoja, la longitud de los entrenudos, el área de la hoja, la reflectancia y transmitancia de la luz también cambian. Esas características ecofisiológicas de las plantas afectan el crecimiento posterior de la planta. Los cambios en el crecimiento de la planta a su vez afectan el microambiente dentro del dosel de la planta, lo que nuevamente afecta el crecimiento de estas. Por lo tanto, el crecimiento de las plantas es el resultado de múltiples interacciones entre la calidad de la luz, los cambios en las características ecofisiológicas y los microambientes. Todo esto debe tenerse en cuenta al interpretar los resultados de los experimentos sobre los efectos de calidad de la luz (Shibuya, Endo, Yuba, & Kitaya, 2015).

## **2.11. Propiedades fisiológicas de una hoja**

### **2.11.1 Efectos de fotoperiodismo prolongado**

Muchas plantas responden positivamente a fotoperiodos extensos o luz continua. Tal es el caso de la lechuga, rábano, cebada, uva para vino, colza, rosa y remolacha. En la mayoría de las plantas de día largo la iluminación continua acelera el ciclo reproductivo,

permitiendo varias generaciones cada año y producción de semillas más rápida. Por otra parte, algunas plantas responden negativamente a fotoperiodos prolongados, especialmente si este incluye un periodo iluminado con luz artificial. Los síntomas visibles de daño son clorosis, necrosis y pérdida en crecimiento y productividad, y esos síntomas podrían derivar en muchos otros desórdenes fisiológicos. La luz es necesaria para la síntesis de clorofila. Por otra parte, la luz muy intensa destruye el compuesto de manera que cada planta tiene su umbral a partir del cual el aumento en intensidad lumínica no es ya benéfico sino perjudicial (Sysoeva et al., 2010).

### **2.12. Beneficios del uso de diodos emisores de luz (LED)**

La morfología de la planta como la iniciación floral, longitud de entrenudos, ramificación, enraizamiento, entre otros, y la producción secundaria de metabolitos se ven afectados significativamente por el ciclo y la calidad de la luz. Por lo tanto, los LEDs con diferente calidad de luz se pueden utilizar para controlar la morfogénesis y la producción secundaria de metabolitos de manera más eficiente, aumentando el valor de los cultivos; las lámparas LED tienen varias ventajas sobre las formas tradicionales de iluminación para el cultivo de plantas (Massa et al., 2008). Sus ventajas son: compactas, pequeñas y robustas, con una larga vida útil, temperatura de emisión fría, encendido y apagado rápidos, proporcionando una salida estable inmediatamente después del encendido con salida de luz controlable, y no incluyen sustancias peligrosas. Además, las lámparas LED tienen ventajas desconocidas relacionadas con su uso para el cultivo de plantas (Kozai, 2016).

En contraste con el uso de FL y HPSL, el uso de lámparas LED permite controlar no solo la densidad de flujo de fotones a nivel de planta sino también la distribución de luz espectral de manera relativa, debido a la variedad de luz producible cuando se usan LEDs de diferentes tipos, incluso según la hora del día. Jishi, Kimura, Matsuda, & Fujiwara (2016) informaron que los pesos de las plantas de lechuga cultivadas bajo patrones de irradiación con un tiempo de inicio de la irradiación con luz LEDs roja retrasado 4 y 7 h desde el tiempo de inicio de la irradiación con luz LEDs azul fueron significativamente mayores que las cultivadas con irradiación con luz LEDs azul y rojo. Por lo tanto, algunas ventajas del uso de lámparas LEDs son la mayor posibilidad de

controlar el entorno de luz en comparación con las fuentes de luz convencionales como FL y HPSL (Kozai, 2016).

### **2.13 Desventajas del uso de lámparas LED**

Una desventaja evidente y más importante relacionada con el uso de lámparas LED en el cultivo de plantas sería un mayor costo inicial del sistema de iluminación, debido a que el rendimiento de los costos de las lámparas LED se ha mejorado significativamente cada año, esta desventaja podría resolverse en los próximos años. Otra desventaja aparente cuando se usan lámparas LED como fuente de luz para el cultivo de plantas es que el equipo relacionado es costoso en comparación con el equipo que usa FL y HPSL convencionales. Sin embargo, eso no presenta un impedimento severo para la introducción de sistemas de iluminación LED si es posible reducir los costos de funcionamiento, incluyendo electricidad, fuentes de luz, mantenimiento y reemplazo de lámparas del sistema de iluminación LED mucho más bajo que los de FL y HPSL (Kozai, 2016).

Kozai (2016) presentó una estimación del costo anual de electricidad para la iluminación en una fábrica de la plantas. Para la estimación, se consideró que 1 kWh = \$ 0.19 US y el costo de electricidad anual para la iluminación con LEDs puede reducirse en aproximadamente \$ 95,000 US. Señaló que el uso de fuentes de luz LED en lugar de FL como luminaria incluso reduce los costos de electricidad para la refrigeración (ya que estos no emiten calor en exceso). Se puede reducir intercambiando las 3000 FL de tubo recto de 40 W por 3000 luminarias LED de tipo barra de 22.5W con emisión azul y rojo que consume 4W, proporcionando así el mismo nivel de PPFD en un fotoperiodo de 16 h. Una desventaja menos notoria es que no hay una lámpara LED de iluminación general que esté ampliamente disponible para el cultivo de plantas. En contraste, los FL de iluminación general y los HPSL han estado disponibles para el cultivo de plantas utilizando lámparas a prueba de goteo y humedad.

### **2.14 Luz roja**

Los fotones rojos tienen una longitud de onda entre 600 y 700 nm, donde una de las funciones es participar en el proceso de la fotosíntesis y específicamente, muchos conjuntos de LEDs emiten longitudes de onda rojas a 660 nm, que está muy cerca del

pico de absorción de clorofila (Massa et al., 2008). Por lo tanto, los LEDs rojos se pueden usar para impulsar de manera eficiente la actividad fotosintética, lo que resulta en un aumento de la biomasa y la productividad general de la planta. Sin embargo, la luz roja por sí sola no es suficiente para la producción y calidad óptimas de la mayoría de los cultivos (Kozai, 2016). Cuando se exponen únicamente a la luz roja, muchos cultivos dicotiledóneos desarrollan un extenso alargamiento de hipocótilo (Hoenecke, Bula, & Tibbitts, 1992). Sin embargo, tanto la luz roja como la azul (400–500 nm) controlan el alargamiento del tallo (Kigel & Cosgrove, 1991). Específicamente, la luz azul, cuando se combina a una baja irradiancia con la luz roja, puede prevenir el alargamiento excesivo de hipocótilos, tallos y pecíolos y disuadir otras anomalías morfológicas observadas únicamente bajo longitudes de onda rojas (Hoenecke et al., 1992).

La luz roja está involucrada en más que solo la actividad fotosintética. El fitocromo es una de las principales familias de fotorreceptores que absorben la luz roja y la radiación del rojo lejano (700–800 nm). Cuando se exponen a la luz, los fitocromos existen en dos formas interconvertibles, las formas absorbente de rojo (Pr) y absorbente de rojo lejano (Pfr) (Smith & Whitelam, 1990). La proporción relativa de Pfr con respecto a la cantidad total de fitocromo (foto equilibrio del fitocromo) regula una variedad de respuestas fotomorfogénicas, incluida la extensión del tallo (Runkle & Heins, 2001; Stutte, 2009) y la floración. Se sabe que estas respuestas fotomorfogénicas varían entre especies y cultivares, edad, cantidad y calidad de luz, y temperatura. Las plantas son generalmente más compactas cuando se exponen a la luz con una alta proporción de rojo a rojo lejano (R: FR). También son más sensibles a la luz roja y roja lejana al final del día (EOD), y 10 a 60 minutos de luz roja EOD pueden ser tan efectivos como un alto R: FR durante todo el fotoperiodo para inhibir el crecimiento de elongación (Ilias & Rajapakse, 2005),

### **2.15 Luz azul**

Los fotones azules tienen una longitud de onda entre 400 y 500 nm y controlan la extensión del tallo, inhibiendo así el crecimiento de elongación para una variedad de cultivos (Kigel & Cosgrove, 1991; Runkle & Heins, 2001). Sin embargo, someter a las plantas a longitudes de onda únicamente azules puede dar como resultado respuestas de alargamiento similares a las de la luz roja monocromática (van Ieperen, Savvides, & Fanourakis, 2012). Por lo tanto, las combinaciones de longitudes de onda rojas y azules

suelen ser necesarias para producir plantas compactas sin alargamiento excesivo. La luz azul con o sin luz roja también puede afectar la densidad y apertura del estoma (Kinoshita et al., 2001; van Ieperen et al., 2012). Específicamente, cuando se agrega luz azul en pequeñas cantidades a la luz roja, la apertura del estoma aumenta significativamente en comparación con la luz roja únicamente (Kinoshita et al., 2001; van Ieperen et al., 2012). Se cree que esta regulación de la apertura del estoma por la luz azul es regulada a través de los receptores de luz azul phot1 y phot2. Este aumento en la apertura del estoma finalmente conduce a una mayor absorción de CO<sub>2</sub>, lo que estimula aún más el proceso de fotosíntesis (Kinoshita et al., 2001).

## **2.16 Pigmentos y absorción espectral de una hoja**

A medida que viajan a través de la hoja, los fotones son absorbidos por los fitopigmentos y el más representativo en los organismos fotosintéticos es la clorofila (Chl). Existen otros pigmentos también involucrados en la absorción de fotones fotosintéticos en una hoja. Los carotenoides, pigmentos insolubles con una banda de absorción que oscila aproximadamente entre 350 y 500 nm absorben fotones y transfieren la energía a Chls y debido a esta función, se denominan pigmentos accesorios. Por otro lado, con niveles altos de PPFD, los diferentes tipos de carotenoides reciben cierta cantidad de energía de Chls y se disipan en forma de calor (Kozai, 2016). Otro grupo importante de fitopigmentos son los flavonoides como las antocianinas que se acumulan principalmente en la vacuola de las células epidérmicas; estos flavonoides absorben longitudes de onda de luz más cortas, incluida la radiación ultravioleta (UV), pero la energía no se utiliza para la fotosíntesis ya que sus funciones principales son la protección celular mediante la detección de la radiación UV de la luz incidente y la desactivación de las especies reactivas de oxígeno.

El ambiente de luz de una hoja no solo afecta las características fotosintéticas de la hoja irradiada en sí, sino también las de las hojas no irradiadas y de nuevo desarrollo (Murakami, Matsuda, & Fujiwara, 2014), ya que los cambios ambientales alrededor de un órgano a veces inducen reacciones morfogénicas y fisiológicas no solo al órgano sino también a otras partes de la planta y es conocida como regulación sistémica (Kozai, 2016).

## 2.17 Requerimientos ambientales en producción de lechuga

La lechuga es una planta anual autógama que se encuadra dentro de la familia *Compositae* cuyo nombre científico es *Lactuca sativa* L. Posee un sistema radicular pivotante y muy ramificado que en riego por goteo no sobrepasa los 35 cm de profundidad (Gallardo et al., 1996). Las hojas lisas y sin pecíolos emergen alternadamente en forma de roseta de un corto tallo que no se ramifica, con el borde de forma redondeada, rizada o aserrado, formando según la variedad un cogollo más o menos apretado en fases vegetativas avanzadas. El color varía de verde amarillo hasta el morado claro. Cuando existen altas temperaturas y días largos el tallo se alarga y ramifica finalizando el extremo en una inflorescencia con capítulos florales amarillos dispuestos en racimos o corimbos. Las semillas están provistas de un vilano plumoso (Rincón, 2008).

La lechuga tolera más las temperaturas elevadas que las bajas. Como temperatura máxima tendría los 30 °C y como mínima puede soportar hasta -6 °C. No es bueno que la temperatura del suelo baje de 6 a 8 °C. Exige que haya diferencia de temperaturas entre el día y la noche. Cuando soporta temperaturas bajas durante algún tiempo, sus hojas toman una coloración rojiza que se puede confundir con alguna carencia (Rincón, 2008).

La humedad relativa conveniente es de 60 a 80%. El principal problema que presenta en invernadero es el exceso de humedad ambiental, por lo que se recomienda cultivarla en el exterior, siempre que las condiciones climatológicas lo permitan (Rincón, 2008).

Prefiere suelos ligeros, arenoso-limosos y con buen drenaje. El pH óptimo se sitúa entre 6.7 y 7.4. Crece bien en suelos humíferos, pero si son excesivamente ácidos será necesario encalar. Los mejores sistemas de riego son por goteo (cuando se cultiva en invernadero) y las cintas de exudación (cuando el cultivo se realiza en el exterior). Existen también otros sistemas, como el riego por gravedad y por aspersión, pero están en recesión. Esta planta es muy exigente en potasio y al consumirlo más, va a absorber más magnesio, por lo que es necesario equilibrar esta posible carencia al fertilizar el cultivo.

También es muy exigente en molibdeno durante la primera etapa del desarrollo (Rincón, 2008).

**Cuadro 4.** Valor nutricional de la lechuga por cada 100 g (USDA, 2002).

Componente	Cantidad
Fibra alimentaria	1.1 g
Grasas	0.22 g
Proteínas	1.35 g
Agua	95.63 g
Retinol (Vitamina A)	166 µg
β-Caroteno	1987 µg
Tiamina (Vitamina B1)	0.057 mg
Riboflavina (Vitamina B2)	0.062 mg
Ácido pantoténico (Vitamina B5)	0.15 mg
Vitamina B6	0.082 mg
Vitamina C	3.7 mg
Vitamina E	0.18 mg
Vitamina K	102.3 µg
Calcio	35 mg
Hierro	1.24 mg
Magnesio	13 mg
Manganeso	0.179 mg
Fósforo	33 mg
Potasio	238 mg
Sodio	5 mg
Zinc	0.2 mg

### 2.18 Luz y capacidad antioxidante

Los compuestos fenólicos totales son componentes funcionales que exhiben actividad antioxidante. Samuoliene et al. (2012) aplicaron luz solar y luz suplementaria de lámparas de sodio de alta presión (HPS) combinados con LEDs a lechugas de hoja roja, verde y verde claro, donde las HPS proporcionaron  $170 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$  y los LEDs  $30 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$  de densidad de flujo de fotones fotosintéticos (PPFD) a 455 nm (azul), 470 nm (azul), 505 nm (verde) y 530 nm (verde); en total, HPS y LEDs proporcionaron  $200 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$  con un fotoperiodo de  $16 \text{ h}\cdot\text{día}^{-1}$  y un periodo de oscuridad de  $8 \text{ h}\cdot\text{día}^{-1}$ . El control se ajustó a  $200 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$  proporcionados únicamente por HPS. La actividad antioxidante de la lechuga dependía de la variedad de lechuga y de la calidad de la luz, por lo que la concentración de fenoles totales en la lechuga de hoja roja y la de hoja verde disminuyeron significativamente bajo la luz LED de 590 nm y 470 nm,

respectivamente, mientras que la concentración de fenoles totales aumentó en la hoja verde clara de menos de 590 nm, y demostrando que las diferentes longitudes de onda de la luz LED causaron diferentes efectos por variedad. La capacidad de eliminación de radicales libres (DPPH) aumentó significativamente en la lechuga de hoja roja con suplemento de luz LED de 470 nm y en lechuga verde y verde claro bajo 455 nm y 505 nm suplementarios. Por otra parte, la concentración de antocianinas se promovió significativamente con luz LED suplementaria de 455 nm y 470 nm en lechuga roja, aunque disminuyó con iluminación suplementaria LED de 505 nm y 550 nm.

Johkan, Shoji, Goto, Hashida, y Yoshihara (2010) determinaron los efectos de la luz sobre los compuestos antioxidantes producidos por las plantas en la lechuga de hoja roja, donde las semillas de lechuga fueron germinadas y cultivadas bajo FL durante 10 días, posteriormente, las plántulas se trasplantaron a condiciones de FL, azul (468 nm), rojo (660 nm) y azul/rojo (467 y 655 nm) para la etapa crecimiento. A los 17, las plántulas se trasplantaron a un invernadero bajo luz solar con FL suplementarias de 1600 a 1900 h, las diferencias significativas en polifenoles totales, ácido clorogénico y TAS (sistema antioxidante total) fueron evidentes en relación con la calidad de la luz a los 17 días después de la siembra.

Son y Oh (2013) reportaron los efectos de diferentes proporciones de luz azul y roja a lo largo de todo el período de crecimiento sobre los cambios morfológicos, las características de crecimiento y la acumulación de compuestos fenólicos antioxidantes en lechuga de hoja roja y de hoja verde, y cultivados bajo una combinación de FL y HPS durante 18 días. Las plántulas se trasplantaron a seis tratamientos de calidad de luz con proporciones variables de LED azul y rojo, 0B:100R, 13B:87R, 26B:74R, 35B:65R, 47B:53R y 59B:41R a  $171 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$  de PPFD, cultivadas durante 4 semanas antes de medir la actividad antioxidante. La concentración fenólica total aumentó significativamente en la lechuga roja en condiciones 47B:53R a niveles 1.4 y 2.4 veces mayores que en condiciones de control 0B:100R. La concentración fenólica total en lechuga verde bajo 26B y 59B fue 2.2 y 2.7 veces mayor que la observada en el tratamiento control. Por lo tanto, la proporción de luz azul y roja alteró significativamente

la concentración fenólica total en estos cultivares, con una acumulación de fenoles con aumentos en las longitudes de onda azules.

Kozai (2016) reportó estudios sobre la biosíntesis de antioxidantes en relación con la calidad de la luz en plantas que no son vegetales de hoja. Por ejemplo, las plántulas de tomates cherry se cultivaron con LEDs rojos, verdes, azules, blancos y una lámpara fluorescente, después se analizaron los compuestos fenólicos antioxidantes. La concentración total de fenoles, la concentración total de flavonoides y la capacidad antioxidante en las plántulas cultivadas con LEDs azules fueron significativamente más altas en comparación con las cultivadas con otros tratamientos de calidad de luz (rojo, verde y FL) (Kim, Park, Park, Lee, & Oh, 2014).

Kim et al. (2013) analizaron la actividad de la concentración fenólica total y las enzimas antioxidantes para examinar el efecto de la calidad de la luz (LED blanco, azul, rojo y verde) en jitomate. Cuando las plántulas de jitomate se cultivaron con LED azules, la concentración de compuestos fenólicos totales fue significativamente mayor en hojas (1.3 veces) y tallo (1.2 veces) que en las de jitomates cultivados en LED blancos. Por el contrario, la concentración de compuestos fenólicos totales en las hojas de jitomates cultivados con LED rojo y verde no mostró diferencias con respecto a los cultivados con LED blanco.

## **2.19 Vitaminas**

Experimentos con lechuga de hoja roja, verde y verde clara mostraron efectos de la calidad de la luz para el ácido ascórbico, los carotenoides, el  $\alpha$ -tocoferol y el ergosterol, ya que al usar LEDs suplementarios de 455, 470, 505 y 530 nm a  $30 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  de PPFD y HPS a  $170 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  de PPFD la concentración de ácido ascórbico de la lechuga roja se redujo en tratamientos con LEDs azul y verde en 2 y 1.5 veces, respectivamente (Samuoliene et al., 2012).

También se han investigado los efectos de la estimulación de la luz sobre las vitaminas en 4 especies de germinados que se cultivaron bajo cinco intensidades de luz 545, 440, 330, 220 y  $110 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  de PPFD con una mezcla de calidades de luz utilizando cuatro LED diferentes 455 nm (azul) , 638 nm (rojo), 660 nm (rojo) y 735 nm (rojo lejano), en donde el ácido ascórbico en dos especies mostró valores altos con  $110 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$

de PPF, que fue 3.8 y 3.5 veces mayor que los normales de  $220 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$  de PPF, demostrando que un bajo PPF promueve la biosíntesis del ácido ascórbico y en general, las condiciones adecuadas para el crecimiento y la calidad nutricional de los germinados fueron  $330 - 440 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$  de irradiación, lo que resultó en un área foliar mayor, menor contenido de nitratos y mayores antocianinas totales, fenoles totales y capacidad de eliminación de radicales libres de 2-difenil-1-picrylhydrazyl (DPPH). Los altos niveles de luz ( $545 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$ ), que se esperaba indujeran foto estrés, no tuvieron un impacto significativo para la mayoría de los parámetros (Samuoliene et al., 2013).

## **2.20 Desarrollo de color**

El color de las verduras está relacionado con su valor nutricional, y la investigación ha demostrado que el color también está controlado por la calidad de la luz (Kozai, 2016). Johkan et al. (2010) germinaron semillas de lechuga y se cultivaron bajo FL durante 10 días, después de este periodo se cultivaron bajo diferentes calidades de luz hasta los 17 DDS; después de la etapa de crecimiento, las plántulas se trasplantaron a un invernadero bajo luz solar con FL suplementario y se cultivaron hasta 45 DDS. Las LED que contenían azul aumentaron significativamente la concentración de antocianinas en las plántulas de lechuga, y se observó la concentración máxima de antocianinas en las plántulas cultivadas bajo una combinación de luz azul y roja. Sin embargo, la concentración de antocianinas en lechuga a 45 DDS fue menor que en plántulas a 17 DDS. La concentración de antocianinas a 17 DDS en plántulas cultivadas bajo luz roja fue significativamente menor que en las cultivadas bajo FL.

Li y Kubota (2009) examinaron las respuestas en color de lechuga roja cultivada con FL como fuente principal de luz y luz suplementaria UV-A (373 nm), azul (476 nm), verde (526 nm), roja (658 nm) y roja lejana (734 nm) proporcionada por LEDs durante todo el período de crecimiento. La concentración de antocianinas de la lechuga cultivada con luz UV-A y azul aumentó en un 11 y 13%, respectivamente, y disminuyó en un 40% con rojo lejano. Los carotenoides (xantofilas y  $\beta$ -caroteno) aumentaron 6–8% con luz azul, pero se redujeron en 12–16% bajo luz roja lejana. La concentración de clorofila se redujo en un 12% en lechugas cultivadas bajo luz roja lejana, y la concentración de fenoles aumentó en un 6% en el tratamiento de calidad de luz roja en comparación con los

controles. Esto corresponde a lo reportado por Ninu, Ahmad, Miarelli, Cashmore, y Giuliano (1999), demostrando que la calidad de la luz tiene una influencia en la concentración de antocianinas, con la luz azul indicada como una de las longitudes de onda más efectivas para controlar la biosíntesis de antocianinas debido a la respuesta de los receptores de luz azul, el criptocromo y UV.

Sirtautas et al. (2014) mencionan que la concentración de clorofila en hoja de lechuga que se desarrolló con luz solar de entre 80 y 120  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$  de PPFD más HPS a 90  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$  de PPFD como luz principal adicionados con LEDs suplementarios 15  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$  de PPFD azul (455 y 470 nm), cian (505 nm) y verde (535 nm); en general, la capacidad fotosintética mejoró con el aumento de la proporción de clorofila a y b. Sin embargo, se demostró que la proporción de clorofila a:b disminuía bajo la luz azul con una longitud de onda de 455 nm, por lo que la concentración de monosacáridos aumentó. Por otra parte, la relación clorofila a:b aumentó con luz azul de 470 nm de longitud de onda; sin embargo, esto se debió a una disminución en la concentración de clorofila b en comparación con un aumento en la clorofila a. El tratamiento con luz cian de longitud de onda de 505 nm dio como resultado un aumento sobre los pigmentos fotosintéticos (con clorofilas a, b y carotenoides) que aumentaron hasta 1.2 veces.

## **2.21 Requerimientos nutricionales**

Hay 17 nutrientes esenciales para el crecimiento y desarrollo de las plantas y estos son carbono (C), hidrógeno (H), oxígeno (O), nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg), azufre (S), zinc (Zn), cobre (Cu), manganeso (Mn), hierro (Fe), boro (B), molibdeno (Mo), cloro (Cl) y níquel (Ni). Entre estos nutrientes, las plantas toman C, H y O del aire y el agua del suelo y el resto de la solución del suelo. Alrededor del 95% del peso de la planta es C, H y O, y el 5% restante son los otros 14 nutrientes. Las plantas requieren grandes cantidades de C, H, O, N, P, K, Ca, Mg y S y, por este motivo, se les conoce como nutrientes principales o macronutrientes (Fageria & Moreira, 2011).

Los nutrientes restantes, Zn, Cu, Mn, Fe, B, Mo, Cl y Ni, se clasifican como micronutrientes porque las plantas los requieren en pequeñas cantidades. Entre estos, el Cl también es absorbido por las plantas en grandes cantidades, pero solo se necesita

en pequeñas cantidades, y rara vez se observa deficiencia de Cl en las plantas de cultivo (Fageria & Moreira, 2011).

Un elemento debe cumplir los tres criterios siguientes para ser considerado esencial en el crecimiento y desarrollo de las plantas: 1) la planta no puede completar su ciclo biológico en ausencia del elemento; 2) la acción del elemento debe ser específica y ningún otro elemento puede sustituirlo completamente, y 3) el elemento deberá estar directamente implicado en la nutrición de la planta; esto es, ser un constituyente de un metabolito o ser necesaria su presencia para la acción de una enzima esencial y no ser simplemente la causa de que otros elementos sean más fácilmente asimilables, o ser un antagonista de un efecto toxico de otros elementos (Fageria & Moreira, 2011).

### **2.21.1 Nitrógeno**

El nitrógeno consiste en el 1.5 al 6% del peso seco de muchos cultivos, con valores de suficiencia de 2.5 a 3.5% en tejido foliar. Los valores críticos varían considerablemente dependiendo de la especie de cultivo, etapa de crecimiento y parte de la planta. Las concentraciones más altas se encuentran en las hojas nuevas, el nitrógeno total de la planta normalmente disminuye con la edad (Taiz & Zeiger, 2003).

Una deficiencia de nitrógeno limita la división y expansión celulares, el desarrollo de los cloroplastos, la concentración de clorofila y la actividad enzimática. Se producen plantas débiles y enanas, con crecimiento lento, que maduran precozmente, con rendimiento y calidad significativamente bajos. Los síntomas iniciales y más severos se ven en hojas viejas. Las plantas con deficiencia de nitrógeno presentan un follaje color verde claro a amarillo que resulta de un colapso de cloroplastos (proteólisis), con una gran disminución del contenido de clorofila y el amarillamiento de las hojas. La reducción del crecimiento de la planta puede causar acumulación de azúcares y en algunas especies, el tallo, los peciolo, y la superficie de las hojas se torna de una coloración púrpura debido a la formación de antocianinas. Las plantas con exceso de nitrógeno tienen follaje abundante de color verde oscuro, que es susceptible a enfermedades y a la invasión de insectos. Las plantas tienen un sistema de raíces muy reducido y por consiguiente una elevada proporción parte aérea - raíz, son susceptibles a estrés por sequía y en los cultivos de frutos, estos son de baja calidad. El nitrógeno se transloca de la raíz a la parte superior

de la planta a través de xilema. La forma en que éste es translocado depende de la fuente absorbida por la raíz. Casi todo el  $\text{NH}_4$  absorbido es asimilado en el tejido de la raíz y redistribuidos como aminoácidos. El nitrato puede translocarse sin alteraciones a los brotes y hojas, pero esto depende del poder de reducción del nitrato de las raíces. Generalmente en la sabia del xilema del 70 al 80% de aminoácidos presentes son ricos en nitrógeno (glutamina y asparagina), estos transportan nitrógeno con una mínima cantidad de carbono (Mengel & Kirkby, 2001)

### **2.21.2 Magnesio**

El magnesio es el centro de la molécula de clorofila, específicamente el centro del anillo tetra pirrol y es necesario para la formación de otros pigmentos. El magnesio activa las enzimas de la fotofosforilación de la fotosíntesis y de la fosforilación oxidativa en respiración, además de las fosfoquinasas y algunas deshidrogenasas y enolasas. Una reacción clave del magnesio es la activación de la RUBISCO, como consecuencia de esta activación, el magnesio tiene un efecto favorable para la asimilación de  $\text{CO}_2$  y procesos relacionados como producción de azúcar y almidón. También interviene en el metabolismo de las grasas y de los compuestos fosforados. Parece estabilizar las partículas ribosómicas para la síntesis de proteínas y tiene un efecto estabilizante similar en la matriz del núcleo. La fracción total del magnesio de la planta asociada con la clorofila es relativamente pequeña (15 a 20%) (Mengel & Kirkby, 2001; Taiz & Zeiger, 2003).

Por lo general, este elemento existe como catión  $\text{Mg}^{2+}$  en la solución y en la fase intercambiable de los coloides del suelo. Casi nunca es un factor limitante para el crecimiento vegetal, por lo general es el segundo catión en mayor concentración en el suelo en las formas soluble e intercambiable cuando el suelo tiene un pH ligeramente ácido a neutro. La absorción de magnesio es activa y pasiva, se ve favorecida con el ion nitrato, pero es inhibida por los cationes amonio, potasio y calcio. El magnesio generalmente se absorbe en cantidades menores a las de calcio o potasio. El transporte de magnesio es principalmente en la corriente de transpiración, es muy móvil en el floema y puede translocarse de los tejidos viejos a los jóvenes o al ápice como los frutos y tejidos de almacenamiento, que son dependientes del floema para su suministro mineral, estos

son más altos en potasio y magnesio que en calcio (Gardner, Pearce, & Mitchell, 1986; Mengel & Kirkby, 2001; Taiz & Zeiger, 2003).

### 2.21.3 Hierro

Los cloroplastos contienen el 80% del hierro total de la planta. Es parte de la ferredoxina, una proteína de hierro que participa en los procesos de óxido-reducción para la transferencia de electrones en la fotosíntesis (Mengel & Kirkby, 2001). El contenido de hierro varía de 10 a 1,000 mg·kg<sup>-1</sup> de la materia seca, con valores de suficiencia variando entre 50 a 75 mg·kg<sup>-1</sup>. La mayor parte del hierro de la planta está en forma férrica (Fe<sup>3+</sup>) como fosfoproteínas férricas, aunque el ion ferroso (Fe<sup>2+</sup>) es la forma metabólica activa (Taiz & Zeiger, 2003).

La deficiencia de hierro reduce el número y tamaño de cloroplastos y el síntoma típico es una clorosis intervenal de las hojas más jóvenes, parecida a la causada por la deficiencia de magnesio, con la diferencia de que este último está situado en las hojas más viejas. El hierro es altamente inmóvil en la planta y no se redistribuye, cuando la severidad de la deficiencia aumenta, la clorosis se extiende a las hojas más viejas, aunque la clorosis parece ser más un problema de metabolismo que de absorción (Gardner *et al.*, 1986; Taiz & Zeiger, 2003).

## 22. Literatura citada

- Agati, G., & Tattini, M. (2010). Multiple functional roles of flavonoids in photoprotection. *New Phytologist*, 186(4), 786–793. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2010.03269.x>
- Araya, T., Noguchi, K., & Terashima, I. (2006). Effects of carbohydrate accumulation on photosynthesis differ between sink and source leaves of *Phaseolus vulgaris* L. *Plant and Cell Physiology*, 47(5), 644–652. <https://doi.org/10.1093/pcp/pcj033>
- Bubenheim, D. L., Bugbee, B., & Salisbury, F. B. (1988). Radiation in controlled environments: Influence of lamp type and filter material. *AMER. SOC. HORT. SCI.*, 113, 468–474.
- Cocchi, M., Kalinowski, J., Virgili, D., & Williams, J. A. G. (2008). Excimer-based red / near-infrared organic light-emitting diodes with very high quantum efficiency

- Excimer-based red / near-infrared organic light-emitting diodes with very high quantum efficiency. *Applied Physics Letters*, 92(2008), 113302. <https://doi.org/10.1063/1.2898159>
- De Gelder, A., Dieleman, J. A., Bot, G. P. A., & Marcelis, L. F. M. (2012). An overview of climate and crop yield in closed greenhouses. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 87(3), 193–202. <https://doi.org/10.1080/14620316.2012.11512852>
- Fageria, N. K., & Moreira, A. (2011). The Role of Mineral Nutrition on Root Growth of Crop Plants. In *Advances in Agronomy* (1st ed., Vol. 110). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-385531-2.00004-9>
- Frantz, J. M., Joly, R. J., & Mitchell, C. A. (2000). Intracanopy lighting influences radiation capture, productivity, and leaf senescence in cowpea canopies. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 125(6), 694–701. <https://doi.org/10.21273/jashs.125.6.694>
- Gallardo, M., Jackson, L. E., Schulbach, K., Snyder, R. L., Thompson, R. B., & Wyland, L. J. (1996). Production and water use in lettuces under variable water supply. *Irrigation Science*, 16(3), 125–137. <https://doi.org/10.1007/BF02215620>
- Gardner, F. P., Pearce, R. B., & Mitchell, R. L. (1986). *Physiology of crop plants*. (Vol. 14). Iowa State University Press,.
- Goto, E. (2012). Plant production in a closed plant factory with artificial lighting. *Acta Horticulturae*, 956, 37–49. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2012.956.2>
- Heuvelink, E., Millenaar, F. F., Leperen, W. van, Vélez-Ramírez, A. I., & Vreugdenhil, D. (2012). Continuous light as a way to increase greenhouse tomato production: Expected challenges. *Acta Horticulturae*, 956, 51–57. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2012.956.3>
- Hoenecke, M. E., Bula, R. J., & Tibbitts, T. W. (1992). *Importance of 'Blue' Photon Levels for Lettuce Seedlings Grown under Red-light-emitting Diodes*. 27(5), 427–430. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.27.5.427>
- Ilias, I. F., & Rajapakse, N. (2005). The Effects of End-of-the-day Red and Far-red Light on Growth and Flowering of *Petunia × hybrida* 'Countdown Burgundy' Grown under Photosensitive Films. *HortScience*, 40(1), 131–133. <https://doi.org/https://doi.org/10.21273/HORTSCI.40.1.131>

- Jao, R., & Fang, W. (2004). Effects of Frequency and Duty Ratio on the Growth of Potato Plantlets In Vitro Using Light-emitting Diodes. *HortScience*, *39*(2), 375–379.
- Jishi, T., Kimura, K., Matsuda, R., & Fujiwara, K. (2016). Effects of temporally shifted irradiation of blue and red LED light on cos lettuce growth and morphology. *Scientia Horticulturae*, *198*, 227–232. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.12.005>
- Johkan, M., Shoji, K., Goto, F., Hashida, S. nosuke, & Yoshihara, T. (2010). Blue light-emitting diode light irradiation of seedlings improves seedling quality and growth after transplanting in red leaf lettuce. *HortScience*, *45*(12), 1809–1814. <https://doi.org/10.21273/hortsci.45.12.1809>
- Kigel, J., & Cosgrove, D. J. (1991). Photoinhibition of Stem Elongation by Blue and Red Light1. *Plant Physiol*, *95*(4), 1049–1056. <https://doi.org/10.1104/pp.95.4.1049>
- Kim, B. S., Lee, H. O., Kim, J. Y., Kwon, K. H., Cha, H. S., & Kim, J. H. (2011). An effect of light emitting diode (LED) irradiation treatment on the amplification of functional components of immature strawberry. *Horticulture Environment and Biotechnology*, *52*(1), 35–39. <https://doi.org/10.1007/s13580-011-0189-2>
- Kim, E. Y., Park, S. A., Park, B. J., Lee, Y., & Oh, M. M. (2014). Growth and antioxidant phenolic compounds in cherry tomato seedlings grown under monochromatic light-emitting diodes. *Horticulture Environment and Biotechnology*, *55*(6), 506–513. <https://doi.org/10.1007/s13580-014-0121-7>
- Kim, K., Kook, H.-S., Jang, Y.-J., Lee, W.-H., Kamala-Kannan, S., Chae, J.-C., & Lee, K.-J. (2013). The Effect of Blue-light-emitting Diodes on Antioxidant Properties and Resistance to *Botrytis cinerea* in Tomato. *Journal of Plant Pathology & Microbiology*, *04*(09), 1–5. <https://doi.org/10.4172/2157-7471.1000203>
- Kinoshita, T., Doi, M., Suetsugu, N., Kagawa, T., Wada, M., & Shimazaki, K. (2001). regulation of stomatal opening. *Nature*, *414*, 656–660. <https://doi.org/https://doi.org/10.1038/414656a>
- Kozai, T. (2013). Plant factory in Japan - current situation and perspectives plant factory in Japan - current situation and perspectives. *Chronica Horticulturae*, *53*, 8–11.
- Kozai, Toyoki. (2016). Why LED lighting for Urban agriculture? In J. Toyoki Kozai Japan Plant Factory Association (NPO) Kashiwa, Chiba (Ed.), *LED Lighting for Urban Agriculture*. [https://doi.org/10.1007/978-981-10-1848-0\\_1](https://doi.org/10.1007/978-981-10-1848-0_1)

- Li, Q., & Kubota, C. (2009). Effects of supplemental light quality on growth and phytochemicals of baby leaf lettuce. *Environmental and Experimental Botany*, 67(1), 59–64. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2009.06.011>
- Liscum, E., Askinosie, S. K., Leuchtman, D. L., Morrow, J., Willenburg, K. T., & Coats, D. R. (2014). Phototropism : Growing towards an Understanding of Plant Movement. *The Plant Cell*, 26(1), 38–55. <https://doi.org/10.1105/tpc.113.119727>
- Mampholo, B. M., Maboko, M. M., Soundy, P., & Sivakumar, D. (2016). Phytochemicals and Overall Quality of Leafy Lettuce (*Lactuca sativa* L.) Varieties Grown in Closed Hydroponic System. *Journal of Food Quality*, 39(6), 805–815. <https://doi.org/10.1111/jfq.12234>
- Massa, G. D., Kim, H. H., Wheeler, R. M., & Mitchell, C. A. (2008). Plant productivity in response to LED lighting. *HortScience*, 43(7), 1951–1956. <https://doi.org/10.21273/hortsci.43.7.1951>
- McCree, K. J. (1972). THE ACTION SPECTRUM, ABSORPTANCE AND QUANTUM YIELD OF PHOTOSYNTHESIS IN CROP PLANTS. *Agrie. Meteorol.*, 9(3), 191–216. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0002-1571\(71\)90022-7](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0002-1571(71)90022-7)
- Mengel, K., & Kirkby, E. A. (2001). Principles of plant nutrition. In International Potash Institute. (Ed.), *Annals of Botany* (5th edn.). Switzerland.
- Mitchell, C. A., Both, A., Bourget, C. M., Burr, J. F., Kubota, C., Lopez, R. G., ... Runkle, E. S. (2012). LEDs: the future of greenhouse lighting! *Chron Horti*, 52(1), 6–12.
- Murakami, K., Matsuda, R., & Fujiwara, K. (2014). Light-induced systemic regulation of photosynthesis in primary and trifoliolate leaves of *Phaseolus vulgaris*: effects of photosynthetic photon flux density ( PPFD ) versus spectrum. *Plant Biology*, 16(1), 16–21. <https://doi.org/10.1111/plb.12055>
- Ninu, L., Ahmad, M., Miarelli, C., Cashmore, A. R., & Giuliano, G. (1999). Cryptochrome 1 controls tomato development in response to blue light. *Plant Journal*, 18(5), 551–556. <https://doi.org/10.1046/j.1365-313X.1999.00466.x>
- Quail, P. H. (2002). *SIGNALLING NETWORKS*. 3(February). <https://doi.org/10.1038/nrm728>
- Rincón, S. (2008). *La Fertirrigación de la Lechuga*. (Mundiprens). Madrid, España.
- Runkle, E. S., & Heins, R. D. (2001). Specific Functions of Red , Far Red , and Blue Light

- in Flowering and Stem Extension of Long-day Plants. *AMER. SOC. HORT. SCI.*, 126(3), 275–282. <https://doi.org/10.21273/JASHS.126.3.275>
- Samuoliene, Giedrė, Brazaitytė, A., Jankauskienė, J., Viršilė, A., Sirtautas, R., Novičkovas, A., ... Duchovskis, P. (2013). LED irradiance level affects growth and nutritional quality of Brassica microgreens. *Central European Journal of Biology*, 8(12), 1241–1249. <https://doi.org/10.2478/s11535-013-0246-1>
- Samuoliene, Giedre, Sirtautas, R., Brazaityte, A., & Duchovskis, P. (2012). Samuolienė, G., 2012.pdf. *Food Chemistry*, 134(3), 1494–1499. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.03.061>
- Shibuya, T., Endo, R., Yuba, T., & Kitaya, Y. (2015). The photosynthetic parameters of cucumber as affected by irradiances with different red:far-red ratios. *Biologia Plantarum*, 59(1), 198–200. <https://doi.org/10.1007/s10535-014-0473-y>
- Sirtautas, R., Viršile, A., Samuoliene, G., Brazaityte, A., Miliauskiene, J., Sakalauskiene, S., & Duchovskis, P. (2014). Growing of leaf lettuce (*Lactuca sativa* L.) under high-pressure sodium lamps with supplemental blue, cyan and green LEDs. *Zemdirbyste-Agriculture*, 101(1), 75–78. <https://doi.org/10.13080/z-a.2014.101.010>
- Smith, H., & Whitelam, G. C. (1990). Phytochrome , a family of photoreceptors multiple physiological roles. *Plant, Cell and Environmen*, 13(7), 695–707. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.1990.tb01084.x>
- Son, K. H., & Oh, M. M. (2013). Leaf shape, growth, and antioxidant phenolic compounds of two lettuce cultivars grown under various combinations of blue and red light-emitting diodes. *HortScience*, 48(8), 988–995. <https://doi.org/10.21273/hortsci.48.8.988>
- Stutte, G. W. (2009). Light-emitting Diodes for Manipulating the Phytochrome Apparatus. *HortScience*, 44(2), 231–234. <https://doi.org/10.21273/hortsci.44.2.231>
- Sysoeva, M. I., Markovskaya, E. F., & Shibaeva, T. G. (2010). *Plants under Continuous Light : A Review*.
- Taiz, L., & Zeiger, E. (2003). Plant Physiology. In *Annals of Botany* (3 edition, Vol. 91). <https://doi.org/10.1104/pp.900074>
- Tennessen, D. J., Bula, R. J., & Sharkey, T. D. (1995). Efficiency of photosynthesis in continuous and pulsed light emitting diode irradiation. *Photosynthesis Research*,

44(3), 261–269. <https://doi.org/10.1007/BF00048599>

Tenessen, D. J., Singaas, E. L., & Sharkey, T. D. (1994). Light-emitting diodes as a light source for photosynthesis research. *Photosynthesis Research*, 39(1), 85–92. <https://doi.org/10.1007/BF00027146>

USDA. (2002). Agricultural Research Service. Retrieved from <https://fdc.nal.usda.gov/fdc-app.html#/?query=ndbNumber:11250>

van Ieperen, W., Savvides, A., & Fanourakis, D. (2012). Red and Blue Light Effects during Growth on Hydraulic and Stomatal Conductance in Leaves of Young Cucumber Plants. *Acta Horticulturae*, 956, 223–230. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2012.956.24>

Whippo, C. W., & Hangarter, R. P. (2006). Phototropism: Bending towards Enlightenment. *The Plant Cell*, 18(5), 1110–1119. <https://doi.org/https://doi.org/10.1105/tpc.105.039669>

Yanagi, T., Yachi, T., Okuda, N., & Okamoto, K. (2006). *Light quality of continuous illuminating at night to induce floral initiation of Fragaria chiloensis L . CHI-24-1. 109, 309–314.* <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2006.05.009>

Yeh, N., & Chung, J. (2009). High-brightness LEDs — Energy efficient lighting sources and their potential in indoor plant cultivation. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 13, 2175–2180. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2009.01.027>

Zhou, W., Liang, X., Dai, P., Chen, Y., Zhang, Y., Zhang, M., ... Lin, X. (2019). Alteration of Phenolic Composition in Lettuce (*Lactuca sativa* L.) by Reducing Nitrogen Supply Enhances its Anti-Proliferative Effects on Colorectal Cancer Cells. *International Journal of Molecular Sciences*, 20(17), 4205. <https://doi.org/10.3390/ijms20174205>

# CAPÍTULO 3. RESPUESTA DE LA LECHUGA (*Latuca sativa* L.) A RELACIONES DE LUZ AZUL/ROJA Y NIVELES DE FERTILIZACIÓN ESPECÍFICA

## 3.1 RESUMEN

La calidad y la intensidad de las longitudes de onda roja y azul son importantes, ya que conducen a un proceso de mayor crecimiento y calidad de lechuga. El objetivo fue evaluar los efectos de la concentración de N, Mg y Fe en la solución y la aplicación de luz LED azul/roja en diferentes proporciones, sobre el crecimiento y calidad de la lechuga. Se utilizó lechuga verde italiana, la cual se sembró el día 10 de abril, a los 21 DDS se trasplantaron a macetas de manera individual y del 65 al 70 DDS se aplicaron los tratamientos de luz. Las cámaras LED tenían 90 x 40 x 165 cm (largo, ancho y alto). El diseño fue en bloques completos al azar con diseño de tratamientos factorial, dos factores, luz y nutrición; en el factor luz se establecieron cuatro niveles de estudio, 0, 72, 96 y 144 h de luz continua en precosecha y en el factor nutrición 50, 100 y 150% de N, Mg y Fe con base en la Solución Universal Steiner, generándose 12 tratamientos. La altura de la planta, área foliar, peso fresco y seco del vástago, la relación vástago-raíz, clorofilas a, b y totales y la capacidad antioxidante se incrementaron con la dosis a 150% de N, Mg y Fe, favoreciendo la acumulación de biomasa sin exceso de nutrimentos debido a que la iluminación suplementaria varios días previo a la cosecha mantuvo concentraciones bajas. La capacidad antioxidante muestra un incremento de concentración con 72 horas de luz previo a la cosecha.

**Palabras clave:** luz suplementaria, nutrición, longitud de onda, capacidad antioxidante.

Tesis de Maestría en Ciencias, Maestría en Ciencias en Horticultura, Universidad Autónoma Chapingo  
Autor: Alan Yunuen Espinosa Alfaro  
Director de tesis: Dr. Joel Pineda Pineda

### 3.2 ABSTRAC

The quality and intensity of the red and blue wavelengths are important as they lead to a process of increased growth and quality of lettuce. The objective was to evaluate the effects of the concentration of N, Mg and Fe in the nutrient solution and the application of blue/red LED light in different ratios, on the growth and quality of the lettuce. Italian green lettuce was used, which was sown on April 10, at 21 DDS they were transplanted into pots individually and from 65 to 70 DDS were applied the light treatments. LED cameras were 90 x 40 x 165 cm (length, width and height). The experimental design was in complete random blocks with factorial treatment design (3x3), two factors, light and nutrition; four levels of study were established in the light factor, 0, 72, 96 and 144 h of continuous light in pre-harvest and nutrition factor 50, 100 and 150% of N, Mg and Fe, based on the Steiner Universal Nutrient Solution, generating 12 treatments. Plant height, leaf area, fresh and dry weight of the stem, the stem-root ratio, chlorophylls a, b and total and the antioxidant capacity increased with the 150% dose of N, Mg and Fe, favoring the accumulation of biomass without excess of nutrients because supplemental lighting several days before harvest kept low concentrations of nutrients. The number of leaves, fresh stem weight, root stem ratio, chlorophylls a, b, and totals, phenols, antioxidant capacity, and Mg and Fe concentration, were affected by supplemental light, with intensities greater than  $150 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  and especially close to  $200 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  with proportions in blue light close to 70%, favored the plant growth.

**Key words:** supplementary light, nutrition, wavelength, antioxidant capacity.

Thesis, Maestría en Ciencias en Horticultura, Universidad Autónoma Chapingo  
Author: Alan Yunuen Espinosa Alfaro  
Advisor: Dr. Joel Pineda Pineda

### 3.3 INTRODUCCIÓN

La luz es uno de los factores ambientales más importantes que afectan el crecimiento y desarrollo de las plantas, es una fuente de energía para la fotosíntesis y un regulador de la actividad fisiológica de las plantas cultivadas en ambientes controlados (Choong, He, Qin, & Lee, 2018; Ohtake, Ishikura, Suzuki, Yamori, & Goto, 2018; X. Zhang, He, Niu, Yan, & Song, 2018). Siendo uno de los aspectos más importantes en el área agrícola en ambientes cerrados, las señales luminosas de diferente calidad, intensidad y duración (X. Zhang et al., 2018) tienen amplios efectos reguladores sobre el metabolismo, el crecimiento y la calidad nutricional de las plantas (Gent, 2017; Goto, Hayashi, Furuyama, Hikosaka, & Ishigami, 2016; Jishi, Kimura, Matsuda, & Fujiwara, 2016; Kuno, Shimizu, Nakashima, Miyasaka, & Ohdoi, 2017; Lee, Kang, Park, & Son, 2017), afectando varios procesos como la fotomorfogénesis (H. Li, Tang, & Xu, 2013), promoción del incremento significativo de biomasa que se manifiesta en la altura de planta, diámetro del tallo, peso fresco y seco del vástago, longitud de raíz, peso fresco y seco de raíz, aumento de área foliar (Jishi et al., 2016; K. Lin, Huang, & Xu, 2018; Ohtake et al., 2018; X. Zhang et al., 2018), e incluso modifica la biosíntesis y la acumulación de compuestos bioquímicos como el contenido de carbohidratos, compuestos fenólicos, capacidad antioxidante, proteína soluble y el contenido de antocianinas en determinados cultivos (Amoozgar, Mohammadi, & Sabzalian, 2017; Goto et al., 2016; K. Lin et al., 2018; Woltering & Witkowska, 2016; T. Zhang, Shi, Piao, & Sun, 2018).

Tradicionalmente las lámparas de sodio de alta presión, incandescentes, fluorescentes y de halogenuros metálicos de distintas emisiones espectrales, han sido usadas como única fuente de iluminación o como fuente suplementaria, ocupando cerca del 48% del total de las luminarias para la producción en invernadero debido a su alta intensidad (Bian, Yang, & Ke, 2015), pero recientemente lámparas de luz LED (Light Emitting Diode) se han convertido en una alternativa para los sistemas de cultivo de plantas, ya que ahorran energía, poseen una larga vida útil, son de volumen pequeño o compactas, ligeras, con alta eficiencia de la radiación fotosintéticamente activa, de fácil ajuste, además de la propiedad de asegurar una alta pureza de luz monocromática y con una

combinación arbitraria de estas, se han convertido en una fuente de luz ideal para la regulación artificial del crecimiento de las plantas (Amoozgar et al., 2017; Darko, Heydarizadeh, Schoefs, & Sabzalian, 2014).

La lechuga (*Latuca sativa* L.) es una de las hortalizas de hoja ampliamente investigadas bajo efectos de luces artificiales ya que sus hojas son una fuente de fibra, vitaminas, minerales, proteínas, compuestos antioxidantes y su contenido calórico es bajo (Mampholo, Maboko, Soundy, & Sivakumar, 2016), además es beneficiosa para reducir el riesgo de enfermedades por su promoción antienvjecimiento y disminuir el riesgo de padecer distintos tipos de cáncer (Zhou et al., 2019).

Una relación de luz roja (R) y azul (B) balanceada beneficia la síntesis de fitoquímicos en lechuga, además favorece el crecimiento y la calidad de la planta de manera más efectiva que cuando se aplican de manera individual (K. Lin et al., 2018). La luz azul promueve el crecimiento de la lechuga (Johkan, Shoji, Goto, Hashida, & Yoshihara, 2010), también incrementa el contenido de clorofila y fenoles (Son & Oh, 2013). Por otro lado, la lechuga irradiada con luz roja muestra un incremento en la acumulación de biomasa en la parte aérea (Kobayashi, Amore, & Lazaro, 2013). Sin embargo, la luz monocromática roja o azul podrían no beneficiar de la mejor manera a las plantas de lechuga, ya que al irradiar únicamente luz azul sobre estas, la tasa fotosintética se reduce, suprimiendo el crecimiento de sus hojas; por otra parte, los parámetros de crecimiento se ven aumentados bajo una alta proporción de luz roja (Massa, Kim, Wheeler, & Mitchell, 2008).

La biomasa, la altura de planta, el diámetro de tallo, peso fresco del vástago y el contenido de humedad en las partes aéreas de lechuga se desarrollan de manera óptima iluminándolas con una combinación de luz LED rojo-azul a una intensidad de  $150 \mu\text{mol m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  de Densidad de Flujo Fotosintético de Fotones (PPFD por sus siglas en inglés), donde el color rojo se irradie en al menos un 60% y el azul en un 20%. La iluminación con una combinación rojo-azul con una alta proporción de rojo (7:3) a una intensidad de  $150 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  de PPFD promueve el aumento en el contenido de azúcares solubles;

por otra parte, la iluminación con una combinación rojo-azul con una alta proporción de azul (3:7) ayuda a mantener niveles altos de proteínas solubles y contenido de vitamina C (K. Lin et al., 2018).

H. Kim, Goins, Wheeler, y Sager (2004) reportan que, después de la combinación de colores, la intensidad de luz irradiada también afecta el crecimiento y desarrollo de la lechuga, por ejemplo, la parte aérea es afectada por altas intensidades que favorecen la altura de planta, diámetro de tallo, peso fresco y seco de tallo, pero los pesos frescos y secos de raíz también se afectan, y de acuerdo a lo reportado por Lin et al. (2018), donde una baja intensidad luminosa promueve un mejor crecimiento de la raíz en lechuga, la intensidad de luz debe ser óptima y no exceder los  $100 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$  de PPFD. Al respecto, Johkan et al. (2010) mencionan que la relación vástago-raíz se ve favorecida por una alta intensidad luminosa, y, en consecuencia, aumenta la absorción de minerales para un mejor crecimiento.

Las plantas que se desarrollaron bajo altas intensidades luminosas tuvieron un mayor contenido de clorofila a, clorofila b y clorofila total, reflejando un alto peso fresco de la parte aérea, debido a que el espectro de absorción de las clorofilas y los carotenos van de los 400-500 nm y de 630-680 nm, respectivamente (K. Lin et al., 2018), por lo que aplicando calidades específicas en combinaciones adecuadas y en cantidad suficiente se potencia el crecimiento y el desarrollo de esta hortaliza.

La lechuga, al ser producida bajo un sistema hidropónico, aumenta su tasa de crecimiento y rendimiento respecto a la producción convencional, debido a que en este sistema se puede controlar con precisión los factores de nutrición y eficiencia en el uso de agua (Mampholo et al., 2016). El aumento en el rendimiento y el contenido fitoquímico en los productos frescos puede mejorarse cuando se crea algún tipo de estrés en la solución nutritiva, ya que los contenidos antioxidantes de la lechuga que crece bajo alguna deficiencia de nutrimentos esenciales como el Nitrógeno, muestran mejores efectos antiproliferativos contra las células cancerígenas (Zhou et al., 2019), ya que una deficiencia de nitrógeno limita la división celular y expansión celular, el desarrollo de los

cloroplastos, la concentración de clorofila y la actividad enzimática, lo que causa una reducción del crecimiento de la planta llevando a cabo una acumulación de azúcares en tallo y peciolo, causando que la superficie de las hojas se torne de coloración púrpura debido a la formación de antioxidantes. También, el magnesio centro de la molécula de clorofila, específicamente del anillo tetrapirrol, es necesario para la formación de otros pigmentos, ya que activa las enzimas de la fosforilación en fotosíntesis y de la fosforilación oxidativa en respiración, por lo que una reacción clave del magnesio es la activación de la RUBISCO. Como consecuencia de estas activaciones, el magnesio tiene un efecto favorable para la asimilación de CO<sub>2</sub> y procesos relacionados como producción de azúcar y almidón, llevando a un aumento en el rendimiento y la calidad. Por otra parte, los cloroplastos, que contienen el 80% del hierro total de la planta, hacen que este nutrimento sea una parte fundamental de la ferredoxina, proteína de hierro que participa en los procesos de óxido-reducción para la transferencia de electrones en la fotosíntesis (Mengel & Kirkby, 2001).

La manipulación de las longitudes de onda de la luz recibidas por las plantas y la alteración química de la solución nutritiva pueden ser una estrategia para desarrollar vegetales saludables, al aumentar el contenido de fitoquímicos que aporta la lechuga con la aplicación de tratamientos de irradiación con diferentes calidades del espectro emitidas por luces LED y diferente fertilización específica, modificando las concentraciones de N, Mg y Fe en la solución nutritiva, por lo que el objetivo es evaluar los efectos de diferente concentración de N, Mg y Fe en la solución nutritiva y la aplicación en precosecha de luz LED azul/roja en diferentes proporciones, sobre el crecimiento, desarrollo y calidad de la lechuga.

### **3.4 MATERIALES Y METODOS**

#### **3.4.1 Localización**

El experimento se llevó a cabo en el invernadero tipo túnel del Departamento de Suelos en el Campo Agrícola Experimental de la Universidad Autónoma Chapingo, de estructura de acero y cubierta de polietileno de calibre 720 (180 µm) de espesor con 75% de transmitancia. Posteriormente, para la etapa de aplicación de luz suplementaria LED, las

plantas se reubicaron en el laboratorio de Fisiología Vegetal del Departamento de Suelos. Las coordenadas geográficas son: 19° 29' 37.13" latitud norte, y 98° 53' 09.11" longitud oeste. La determinación de los fitoquímicos se realizó en el Laboratorio de Usos Múltiples del Departamento de Fitotecnia, de la misma Universidad.

### **3.4.2 Clima**

El clima corresponde a un C(Wo)(w)b(i)g, el más seco dentro de todos los templados, según la clasificación de Köppen, modificada por García (1973). Se presentan, además, lluvias en verano y una temperatura media anual de 17.5 °C. El mes más frío y el más cálido tienen temperaturas medias de 11.6 °C y 18.4 °C, respectivamente; con una precipitación media anual de 680 mm, presentando una máxima en julio y mínima en enero.

### **3.4.3 Material vegetal**

Se utilizó lechuga (*Latuca sativa* L.) verde italiana cv. Starfighter, de color verde (Figura 13), con un comportamiento muy estable a lo largo del año y gran adaptabilidad a diferentes condiciones climáticas.

### **3.4.4 Establecimiento del experimento**

En el invernadero donde se desarrollaron las lechugas (Figura 1) se realizaron mediciones de Radiación Fotosintéticamente Activa (RFA) al medio día solar, registrándose un valor promedio de 718.8  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ; temperatura promedio de 26.6 °C; humedad relativa promedio de 43% y una luminosidad promedio de 38,855.4 luxes. Se sembraron 600 semillas de lechuga el día 10 de abril de 2019 en charolas de poliestireno de 200 cavidades, con una combinación de Peat-moss y perlita como sustrato en una proporción 70:30 v/v, la germinación se dio a los 3 días después de la siembra (DDS). Una vez emergidas las plántulas y hasta los 10 DDS se regaron dos veces al día (mañana y tarde) con agua simple; posteriormente, de los 11 a los 20 DDS se regaron con la Solución Nutritiva Universal (Steiner, 1984) al 25 % y finalmente a partir del día 21 al 30 se regaron con la solución Steiner al 50 %. El día 31 DDS se trasplantaron a macetas de polietileno negro calibre 600 (150  $\mu\text{m}$ ) de 20 x 20 cm, posteriormente se llenaron de arena de tezontle de manera individual, después se acomodaron en tres

camas individuales de 1.5 x 15 m cada una, con 150 plantas por cama y con una capa de arena de tezontle de 12 cm para evitar el contacto con el suelo aplicar los tratamientos de nutrición específica, con variación en la concentración de N, Mg y Fe, hasta el 64, se trasladaron 24 plantas por cama al laboratorio de Fisiología Vegetal del Departamento de Suelos el día 65 y hasta el día 70 se aplicaron los tratamientos de luz antes de la cosecha.



**Figura 1.** Establecimiento de los tratamientos de nutrición (50, 100 y 150%) en invernadero.

### 3.4.5 Cámara de crecimiento con LEDs

Se utilizaron tres estantes con tres niveles cada uno (Figura 2), con dimensiones de 90 x 40 x 165 cm (largo, ancho y alto) con una separación entre niveles de 49 cm. En todos los niveles de todos los estantes se colocaron dos lámparas LED RGB de 30 W (Figura 3) para exteriores Steren®, haciendo un total de 18 lámparas (2 por nivel, 6 por estante); además, en la cara superior y aristas, se adhirieron tiras LED multicolor RGB de 5 m de 300 luces para exteriores Steren® (Figura 16) para evitar puntos con baja incidencia de luz. En cada uno de los tres estantes se instalaron tres tiras de LEDs, que sumaron 900 LEDs por estante (Figura 4). Todas las bases de cada nivel se cubrieron con una capa de polietileno negro para evitar el ingreso de polvo, agua e irradiación adyacente proveniente de otras tiras de LEDs. Para cada 3 tiras de 300 LEDs se utilizó un eliminador

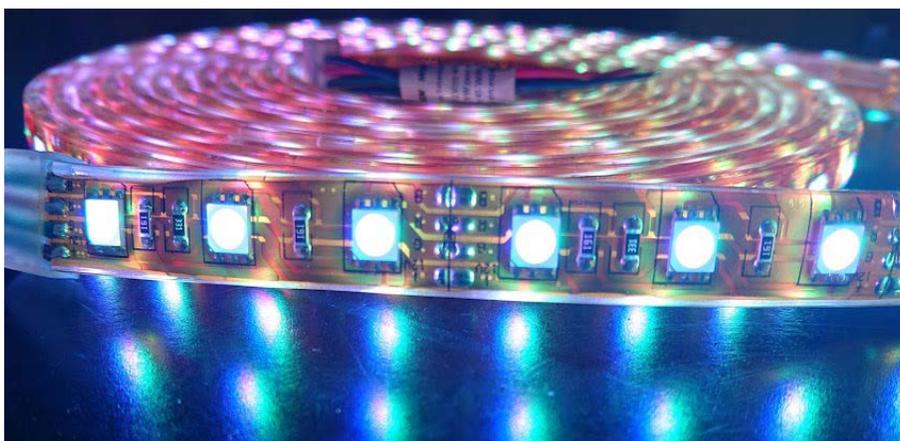
regulado con salida de 12 Vcc, 3 Amp y un controlador infrarrojo para tiras LEDs tipo RGB; las especificaciones de ambos se muestran en el Cuadro 5 y 6. Las temperaturas dentro de las cámaras LED fluctuaron de 24.5 hasta 33.0 °C, con una humedad relativa entre 65 y 95%.



**Figura 2.** Vista frontal de prototipos de cámaras LED.



**Figura 3.** Lámpara LED RGB para exteriores Steren® (manual de usuario Steren®).



**Figura 4.** Tira LED RGB Steren®.

**Cuadro 5.** Especificaciones de las lámparas LED utilizadas para la aplicación de luz roja/azul (Elaboración propia a partir de instrucciones de uso LAM-835 Steren®).

<b>Especificaciones Reflectores RGB LED Steren®</b>	
Alimentación	90 - 240 V ~ 50 - 60 Hz 35 W
Potencia de la lámpara	30 W (luz blanca)
Potencia de iluminación equivalente	1200 W
Eficiencia luminosa	100 - 110 lm W <sup>-1</sup>
Ángulo del haz	120°
Tiempo de vida	50 000 horas
Consumo	30 W h <sup>-1</sup>
Consumo en espera	no aplica
Control remoto	3 V (1 pila tipo CR2025)

**Cuadro 6.** Especificaciones de las tiras de luz LED utilizadas para aplicar luz roja/azul (Elaboración propia a partir del manual de instrucciones MODLED-250/RGB Steren®).

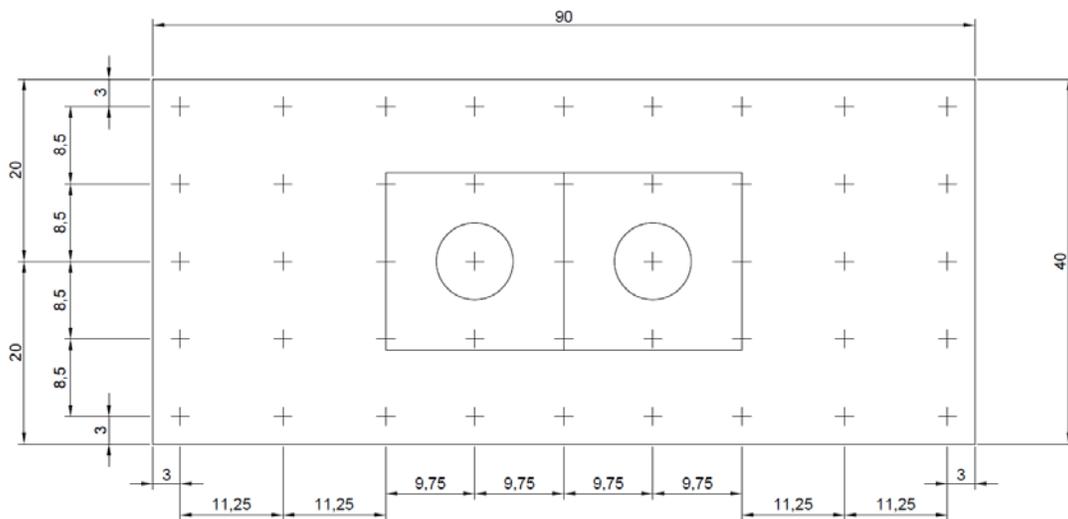
<b>Especificaciones Tiras RGB LED Steren®</b>	
Alimentación	12 V CC 40 W máx.
Consumo	14.4 W m <sup>-1</sup>
Tipo de LED	5050
Longitud de onda	Rojo: 620-630 nm, Azul: 465-475 nm
Consumo	13 W h <sup>-1</sup> color <sup>-1</sup>
Consumo en espera	No aplica

### 3.4.6 Mediciones de luz

Se utilizó un espectroradiómetro Apogee Instruments PS-300, donde las mediciones se realizaron en tres planos en las cámaras vacías, la primera se realizó a 2 cm de las lámparas, donde se colocó el dosel de lechugas (Figura 5), la segunda a 15 cm de separación y la tercera a 30 cm de separación de las lámparas; en cada plano se midieron 45 puntos como se muestra en la Figura 6.



**Figura 5.** Lechugas expuestas a las lámparas LED al interior de cámara con una separación de 2 cm.



**Figura 6.** Puntos de muestreo de la radiación dentro de las cámaras LED en cada uno de los planos (medidas en cm).

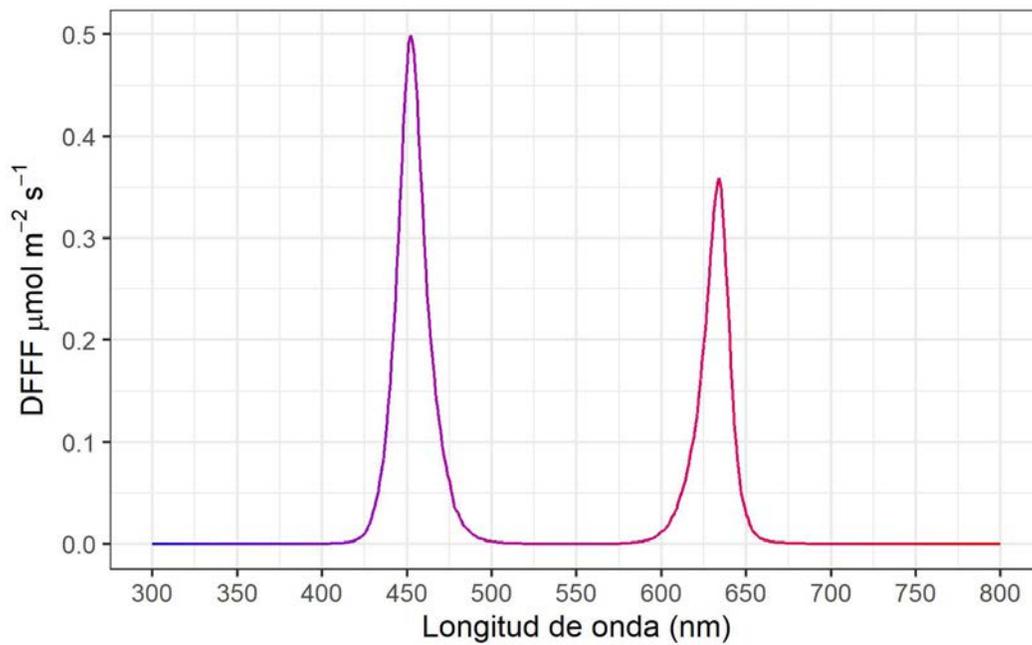
### 3.4.7 Diseño experimental y de tratamientos, análisis estadístico

El diseño experimental establecido fue en bloques completos al azar con diseño de tratamientos factorial con dos factores de estudio, luz y nutrición a cuatro y tres niveles de estudio cada factor; el factor luz con aplicación de 0, 72, 96 y 144 h de luz continua en precosecha, y el factor nutrición con 50, 100 y 150% de concentración simultanea de N, Mg y Fe, con base en la Solución Nutritiva Universal (Steiner, 1984) (Cuadros 8, 9 y 10), resultando 12 tratamientos (4x3) (Cuadro 7) que se establecieron con seis repeticiones cada uno. Se establecieron 147 plantas por tratamiento de nutrición en las camas de producción, de donde se seleccionaron 72 plantas adultas para la aplicación de luz LED, 24 plantas por bloque. Con el paquete estadístico Statistical Analysis System 9.0 (SAS, versión 9.0, 2003) se realizó la prueba de comparación de medias, Tukey con un  $\alpha=0.05$ . La comparación fue hecha entre los tratamientos de luz suplementaria respecto al tratamiento testigo (luz solar únicamente); las concentraciones de N, Mg y Fe están indicadas en los Cuadros 8, 9 y 10.

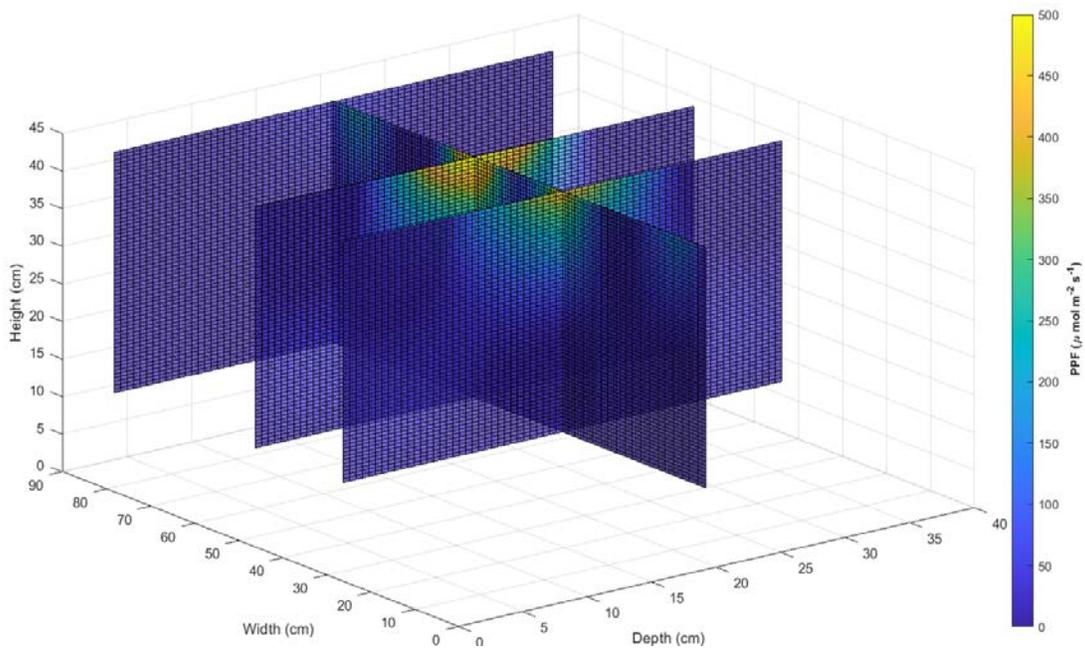
**Cuadro 7.** Tratamientos e intensidades de luz recibidas en cada uno de ellos y proporciones respectivas de rojo (635 nm) y azul (455 nm) (Figura 7), medidas en los tratamientos dentro de las cámaras LED (Figura 8), e intensidades recibidas en la parte superior (Figura 9) donde se realizaron las mediciones de luz.

T	N (%)	L (h)	Promedio de $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ recibidos	Proporción Rojo		Proporción Azul	
				$\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	%	$\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	%
1	50	0	-	-	-	-	-
2	50	72	233.33	43.33	18.57	190.00	81.43
3	50	96	225.00	142.50	63.33	82.50	36.67
4	50	144	245.83	87.92	35.76	157.92	64.24
5	100	0	-	-	-	-	-
6	100	72	225.00	97.50	43.33	127.50	56.67
7	100	96	116.67	83.33	71.43	33.33	28.57
8	100	144	175.00	100.83	57.62	74.17	42.38
9	150	0	-	-	-	-	-
10	150	72	150.00	80.00	53.33	70.00	46.67
11	150	96	229.17	76.25	33.27	152.92	66.73
12	150	144	195.83	21.25	10.85	174.58	89.15

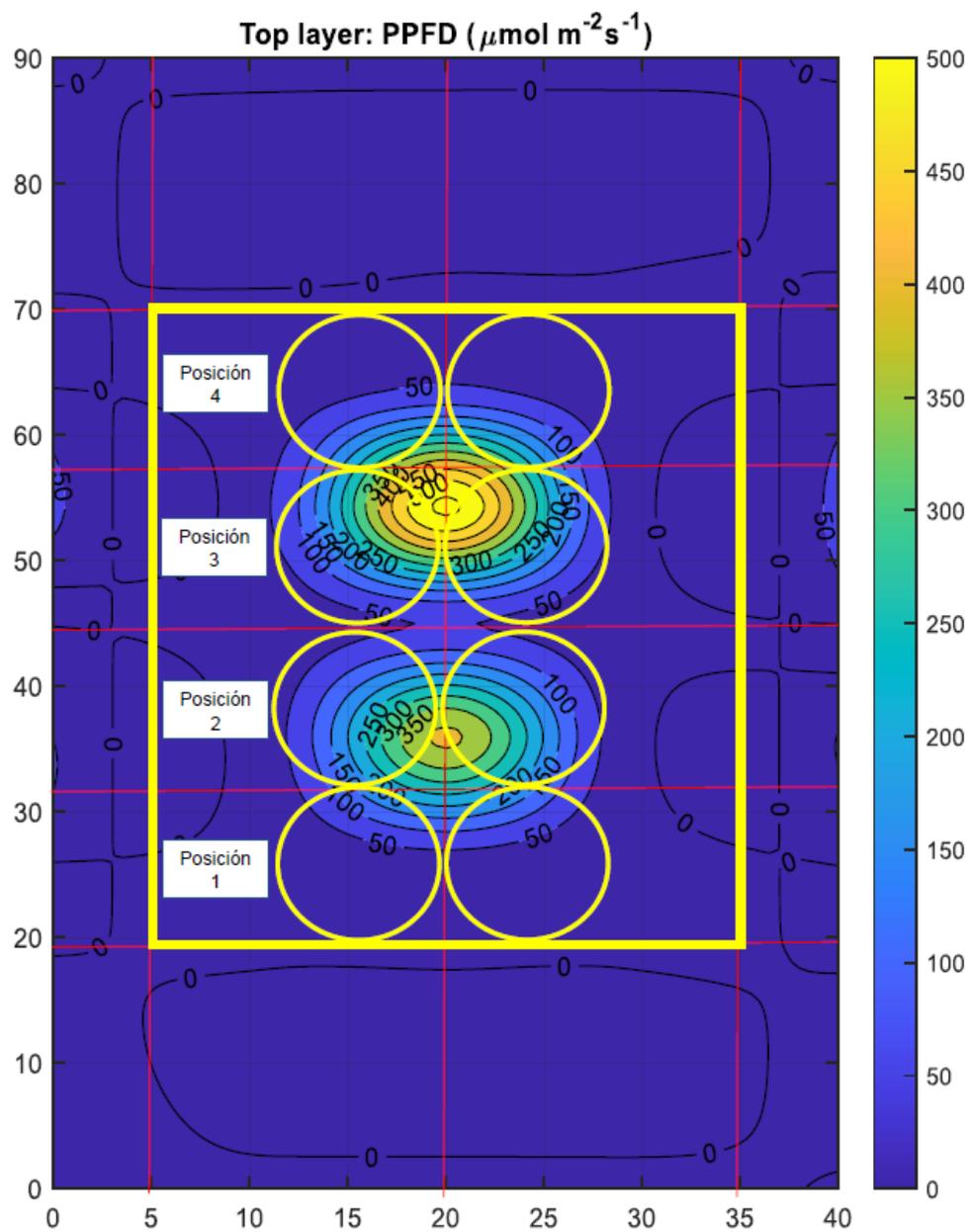
T: tratamiento, N: factor nutrición, L: factor luz en horas.



**Figura 7.** Longitud de onda y densidad del flujo de fotones fotosintéticos aplicadas a lechuga, donde el pico para el azul fue de 455 nm y el pico para el rojo fue de 635 nm.



**Figura 8.** Distribución de la intensidad luminosa dentro de las cámaras de crecimiento con luz LED.



**Figura 9.** Distribución de la intensidad luminosa dentro de las cámaras de crecimiento con luz LED, medida en la parte superior o más cercano a las lámparas (a 2 cm de separación), donde se expusieron las hojas de lechuga.

**Cuadro 8.** Solución Nutritiva Universal Steiner (1984) al 50% de N, Mg y Fe, modificando  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$  a 1.5 meq·L<sup>-1</sup> y  $\text{SO}_4^{2-}$  a 6.5 meq·L<sup>-1</sup>.

	Aniones						Cationes					pH	C.E. (dS m <sup>-1</sup> )
	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	H <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> <sup>-</sup>	SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup>	Cl <sup>-</sup>	HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	CO <sub>3</sub> <sup>2-</sup>	K <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	Na <sup>+</sup>	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>		
Agua*	0.00	0.00	1.55	0.50	2.50	0.00	0.20	1.39	1.23	1.58	0.00	7.20	0.42
Solución Ideal	6.00	1.50	10.50	0.00	0.00	0.00	7.00	9.00	2.00	0.00	0.00	5.5-6.0	2.00
Σ			18.00						18.00				
Solución Aporte	6.00	1.50	8.95	0.00	2.00	0.00	6.80	7.61	0.77	0.00	0.00	5.5-6.0	
Σ			16.45						17.18				
Desajuste						0.73							
Solución Ajustada	6.00	1.50	9.68	0.00	0.00	0.00	6.80	7.61	0.77	0.00	0.00		
Σ			17.18						17.18				

\*Análisis químico del agua de riego. [Fe]= 7.35 mg Kg<sup>-1</sup>.

**Cuadro 9.** Solución Nutritiva Universal Steiner (1984) al 100% de N, Mg y Fe, modificando  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$  a 1.5 meq·L<sup>-1</sup> y  $\text{SO}_4^{2-}$  a 6.5 meq·L<sup>-1</sup>.

	Aniones						Cationes					pH	C.E. (dS m <sup>-1</sup> )
	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	H <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> <sup>-</sup>	SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup>	Cl <sup>-</sup>	HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	CO <sub>3</sub> <sup>2-</sup>	K <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	Na <sup>+</sup>	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>		
Agua*	0.00	0.00	1.55	0.50	2.50	0.00	0.20	1.39	1.23	1.58	0.00	7.20	0.42
Solución Ideal	12.00	1.50	6.50	0.00	0.00	0.00	7.00	9.00	4.00	0.00	0.00	5.5-6.0	2.00
Σ			20.00						20.00				
Solución Aporte	12.00	1.50	4.95	0.00	2.00	0.00	6.80	7.61	2.77	0.00	0.00	5.5-6.0	2.10
Σ			18.45						19.18				
Desajuste						0.73							
Solución Ajustada	12.00	1.50	5.68	0.00	0.00	0.00	6.80	7.61	2.77	0.00	0.00		
Σ			19.18						19.18				

\*Análisis químico del agua de riego. [Fe]= 29.41 mg Kg<sup>-1</sup>.

**Cuadro 10.** Solución Nutritiva Universal Steiner (1984) al 150% de N, Mg y Fe, modificando  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$  a 1.5 meq·L<sup>-1</sup> y  $\text{SO}_4^{2-}$  a 6.5 meq·L<sup>-1</sup>.

	Aniones						Cationes					pH	C.E. (dS m <sup>-1</sup> )
	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	H <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> <sup>-</sup>	SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup>	Cl <sup>-</sup>	HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	CO <sub>3</sub> <sup>2-</sup>	K <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	Na <sup>+</sup>	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>		
Agua*	0.00	0.00	1.55	0.50	2.50	0.00	0.20	1.39	1.23	1.58	0.00	7.20	0.42
Solución Ideal	18.00	1.50	2.50	0.00	0.00	0.00	7.00	9.00	6.00	0.00	0.00	5.5-6.0	2.00
Σ			22.00						22.00				
Solución Aporte	18.00	1.50	0.95	0.00	2.00	0.00	6.80	7.61	4.77	0.00	0.00	5.5-6.0	2.10
Σ			20.45						21.18				
Desajuste						0.73							
Solución Ajustada	18.00	1.50	1.68	0.00	0.00	0.00	6.80	7.61	4.77	0.00	0.00		
Σ			21.18						21.18				

\*Análisis químico del agua de riego. [Fe]= 51.47 mg Kg<sup>-1</sup>.

### **3.4.8 Variables evaluadas**

Al terminar las irradiaciones de luz suplementaria a las plantas de lechuga, para las variables de crecimiento se cortaron las hojas y el tallo, además de lavar las raíces para medir las diferentes variables, cada tratamiento con seis repeticiones (seis plantas) para cada una de las variables.

#### **3.4.8.1 Altura de planta**

Las plantas se midieron con una regla graduada de plástico desde la base del tallo hasta el ápice de las hojas.

#### **3.4.8.2 Unidades SPAD**

Se utilizó el equipo SPAD-502 KONICA MINOLTA, el cual mide la coloración de las hojas por medio de la longitud de onda que proyecta su superficie, determinando así, el contenido cualitativo de clorofila en los tejidos evaluados.

#### **3.4.8.3 Número de hojas**

Se contó el número total de hojas verdaderas en cada planta, de todas las repeticiones.

#### **3.4.8.4 Área foliar**

Para la obtención del área foliar ( $\text{cm}^2\cdot\text{planta}^{-1}$ ) se desprendieron las hojas de los individuos y se midieron en el integrador de área foliar marca LI-COR modelo LI-3100 ubicado en el laboratorio de Fisiología Vegetal del Departamento de Fitotecnia.

#### **3.4.8.5 Diámetro de tallo**

En cada uno de los individuos se midió el diámetro de tallo con un calibrador Analógico de 6 pulgadas Truper fabricado en acero inoxidable, la medición se hizo colocando el tallo al centro de éste.

#### **3.4.8.6 Peso fresco del vástago**

Se separó la parte aérea de las plantas muestreadas y posteriormente se pesaron en una báscula digital marca Ohaus modelo Explorer con precisión de  $\pm 0.01$  g para obtener su peso fresco.

#### **3.4.8.7 Peso fresco de raíz**

Se separó la parte radicular de las plantas muestreadas y posteriormente se pesaron en una báscula digital marca Ohaus modelo Explorer con precisión de  $\pm 0.01$  g para obtener su peso fresco.

#### **3.4.8.8 Volumen de raíz**

Para la medición de esta variable se lavó completamente la parte radical y, en una probeta con un volumen de agua conocido, se introdujeron las raíces y por diferencia se determinó el volumen de raíz con la siguiente fórmula:

$$V = V_2 - V_1$$

Dónde:

$V$  = Volumen de raíz

$V_2$  = Volumen final

$V_1$  = Volumen inicial

#### **3.4.8.9 Longitud de raíz**

Las raíces se midieron con una regla graduada en mm.

#### **3.4.8.10 Peso seco del vástago**

Una vez que se tomó el peso fresco del vástago se colocaron en bolsas de papel estraza y se introdujeron en un horno de secado con rango de temperatura desde  $5^\circ\text{C}$  por encima de la temperatura ambiente hasta  $300^\circ\text{C}$  marca Binder modelo ED-400 con fluctuación de la temperatura de  $0.5^\circ\text{C}$  (a  $150^\circ\text{C}$ ) de convección natural, donde se mantuvieron a una temperatura de  $70^\circ\text{C}$  durante 72 h hasta llegar a peso constante, y finalmente se pesaron en una balanza digital marca Ohaus modelo Explorer con precisión de  $\pm 0.01$  g.

#### **3.4.8.11 Peso seco de raíz**

Una vez que se tomó el peso fresco de la raíz, éstas se pusieron en bolsas de papel estraza se metieron en un horno de secado con rango de temperatura desde  $5^\circ\text{C}$  por encima de la temperatura ambiente hasta  $300^\circ\text{C}$  marca Binder modelo ED-400 con fluctuación de la temperatura de  $0.5^\circ\text{C}$  (a  $150^\circ\text{C}$ ) de convección natural, donde se

mantuvieron a 70 °C durante 72 h hasta llegar a peso constante, y finalmente se pesaron en una balanza digital marca Ohaus modelo Explorer con precisión de  $\pm 0.01$  g.

#### **3.4.8.12 Relación Vástago/Raíz**

Una vez obtenidos los pesos secos de vástago y raíz estos se dividieron utilizando la siguiente fórmula:

$$RV/R = \frac{PSV}{PSR}$$

Dónde:

*RV/R* = Relación vástago/raíz

*PSV* = Peso seco del vástago

*PSR* = Peso seco de la raíz

#### **3.4.8.13 Preparación de las muestras para la determinación de fitoquímicos**

Por cada planta de lechuga se tomaron muestras de 0.5 g de hoja, asegurando la selección de las hojas con mayor exposición a la luz suplementaria, evitando hojas viejas o jóvenes. Para la determinación de clorofilas, carotenoides, fenoles, capacidad antioxidante y antocianinas se usaron frascos viales, donde se les colocó una muestra compuesta para reducir de 6 a 2 repeticiones por tratamiento, posteriormente a cada una de las dos repeticiones se le agregó 5 ml de acetona al 100% y se homogenizaron. Para la determinación de fenoles y actividad antioxidante se usaron dos viales con 5 ml de alcohol absoluto al 70% en cada uno y se homogenizaron las muestras vegetales. Para la determinación de las antocianinas se adiciono alcohol absoluto al 70% en cada uno y se homogenizaron, donde todas las muestras se resguardaron en refrigeración y oscuridad (Divya, Puthusseri, & Neelwarne, 2012; Giusti & Wrolstad, 2001; Re et al., 1999; Waterman & Mole, 1994) .

#### 3.4.8.14 Cuantificación de clorofilas y carotenoides

El sobrenadante de cada muestra se colocó respectivamente en un tubo falcón de 50 ml, se lavó el sedimentado de cada vial con acetona al 100% para extraer 1 ml de extracto, se filtró y se aforó cada tubo a 5 ml con acetona al 100%. Las lecturas de absorbancia (A) se tomaron en un espectrofotómetro (Genesis 10 UV Scanning, Thermo Scientific, Waltham, Massachusetts) a 661, 645 y 470 nm. Con estas lecturas (A) se determinó la concentración de clorofila a (Ca), clorofila b (Cb), clorofilas totales (Ca+b) y carotenoides (Cx+c) mediante las siguientes ecuaciones, respectivamente (Divya et al., 2012):

$$C_a = 11.24 A_{661} - 2.04 A_{645}$$

$$C_b = 20.13 A_{645} - 4.19 A_{661}$$

$$C_a + b = 7.05 A_{661} + 18.09 A_{645}$$

$$C_{x+c} = 1000 A_{470} - 1.90 C_a - 63.14 C_b / 214$$

#### 3.4.8.15 Cuantificación de fenoles

El contenido de fenoles totales se determinó por el método colorimétrico de fenoles solubles en material vegetal mediante el reactivo Folin Ciocalteu (Waterman & Mole, 1994). En un tubo de ensayo de fondo plano se adicionaron 500 µl de muestra con alcohol al 70%, 3.5 ml de agua y 250 µl de reactivo Folin Ciocalteu (grado analítico, Merck). Se agitó y luego se dejó en reposo por 8 minutos. Posteriormente se adicionaron 750 µL de Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> al 20%. Después de 2 horas en la oscuridad se midió la absorbancia a 760 nm en un espectrofotómetro Genesis 10 UV Scanning, Thermo scientific, Waltham, Massachusetts. Las lecturas fueron procesadas en la curva patrón  $y = 0.0201x + 0.0049$  con una R<sup>2</sup>=0.9959, en miligramos de ácido tánico por gramo de peso fresco (mg AT·g<sup>-1</sup> pf) previamente estandarizada.

#### 3.4.8.16 Medición de actividad antioxidante

Para preparar la solución Buffer Acetatos pH 4.5, la cual se usó como medio para la cuantificación mediante la reacción ABTS (Re et al., 1999), se prepararon soluciones de Ácido Acético (PM=60.05) a 0.2 M y Acetato de Sodio (PM=136.08) 0.2 M. En un vaso de precipitado sobre una plancha de agitación se vertió la cantidad a utilizar de la solución

de Acetato de Sodio y mediante un electrodo se ajustó a un pH de 4.5 vertiendo la solución de Ácido Acético. Al ajustar el pH, se aforó con agua destilada. Para preparar la solución ABTS, se pesaron 0.0960 g de 2,2'-Azino-bis(3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid) y se disolvieron en 10 ml de la solución Buffer Acetatos, pH 4.5, mantenido en oscuridad; se pesaron 0.0166 g de Persulfato de Potasio reactivo A.C.S y se disolvieron en 10 ml de Buffer Acetatos, pH 4.5. Disueltos ambos, se combinaron en un matraz de aforo ámbar de 25 ml y se aforó con la solución Buffer Acetatos; se dejó madurar 24 h en oscuridad. Se disolvió 2 ml de preparado de ABTS por cada 200 ml de Buffer Acetatos pH 4.5, en una plancha en oscuridad; posteriormente en el espectrómetro (Genesis 10 UV Scanning, Thermo Scientific, Waltham, Massachusetts) se realizaron mediciones de absorbancia a 0.510 y 0.700 nm. En un tubo de ensayo se vertieron 3.95 ml de ABTS y 50  $\mu$ L de muestra en alcohol al 70%, se dejó reposar durante 2 horas en oscuridad y se realizaron las lecturas correspondientes. Las lecturas fueron procesadas en la curva patrón  $y = 0.0201x + 0.0049$  con una  $R^2=0.9959$ , como capacidad antioxidante equivalente a vitamina C (VCEAC) expresada en miligramos por cada 100 gramos de peso fresco ( $\text{mg } 100\cdot\text{g}^{-1}$  pf).

#### **3.4.8.17 Medición de Antocianinas por pH diferencial**

La cuantificación de antocianinas también se realizó por el método de pH diferencial. Este es un método espectrofotométrico que se basa en la transformación estructural de las antocianinas con el cambio de pH (pH 1 coloreadas y pH 4.5 incoloras). Se prepararon diluciones del extracto metanólico con solución buffer pH 1.0 de cloruro de potasio y con solución buffer pH 4.5 de acetato de sodio. Se midió la absorbancia de cada muestra a la longitud de onda de máxima absorbancia ( $\lambda_{\text{max}}=510$  nm) y a 700 nm en un espectrofotómetro (Genesis 10 UV Scanning, Thermo Scientific, Waltham, Massachusetts). De la ecuación de Lambert-Beer se obtiene  $C=A/\epsilon L$ , C es la concentración molar, A es la absorbancia,  $\epsilon$  corresponde a la absorbancia molar o coeficiente de extinción molar (constante física para especies moleculares en un solvente a una determinada longitud de onda, se pueden utilizar los valores de absorbancia molar para pigmentos purificados tomados de la literatura), L es la longitud de recorrido en cm. La concentración en  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  se determina multiplicando por el peso molecular (PM) del pigmento y por el factor de dilución (FD). Para el cálculo del contenido de antocianinas

( $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$  pf) se utiliza el peso molecular y la absorbancia molar del pigmento antociano presente en mayor proporción, en este caso es la cianidina con  $\text{PM} = 449.2$  y  $\epsilon = 26900$ ). Por lo anterior la concentración de antocianinas monoméricas se obtuvo con la siguiente ecuación:

$$\text{Antocianinas monoméricas (mg g}^{-1}\text{)} = \frac{(A)(\text{PM})(\text{FD})(1000)}{\epsilon(1)}$$

La absorbancia (A) se calculó de la forma siguiente:

$$A = (A_{\lambda_{max}} - A_{700\text{ nm}})_{\text{pH}_{1.0}} - (A_{\lambda_{max}} - A_{700\text{ nm}})_{\text{pH}_{4.5}}$$

#### 3.4.8.18 Determinación Nutricional

Las muestra secas se molieron en un molino de acero inoxidable marca Thomas Wiley Mill modelo ED-5, posteriormente en matraces Kjeldahl se les realizó una digestión húmeda colocando 0.5 g de materia seca con 4 mL de una mezcla acida (ácido sulfúrico:ácido perclórico, con una relación 4:1 v/v y 2 mL de peróxido de hidrógeno grado reactivo, después se colocaron en una plancha de digestión marca Lindberg (modelo no especificado) a una temperatura de 250 - 300 °C para lograr una oxidación completa de la muestra. Concluido el proceso, los digestados se enfriaron y se transfirieron a matraces volumétricos de 50 mL en donde fueron aforados con agua destilada, y se resguardaron en frascos de plástico. El N se determinó por el método microKjeldahl de destilación simple (Benton, 2001); se tomó una alícuota de 20 mL por cada muestra digestada y se vació en un matraz Kjeldahl, donde se adicionó 20 mL de AaOH al 30% y se conectó al flujo de vapor; posteriormente se colocó un matraz Erlenmeyer al final del tubo refrigerante, al cual se le agregó previamente 10 mL de una solución de ácido bórico mezclado con los indicadores verde de bromocresol y rojo de metilo; se destiló hasta el volumen 75 mL del frasco Erlenmeyer y posteriormente se determinó el Nitrógeno amoniacal presente en el destilado titulándolo con ácido sulfúrico 0.05 N. El Mg y Fe se determinaron con un espectrofotómetro de absorción atómica GBC modelo Avanta.

### 3.5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 3.5.1 Altura de planta, unidades SPAD, número de hojas y área foliar

En el Cuadro 11 se muestran los resultados de las comparaciones de medias del análisis estadístico, donde se presentan las variables altura de planta (AP), unidades SPAD (US), número de hojas (NH) y área foliar (AF). Se observa que para el factor nutrición existen diferencias significativas para altura de planta y área foliar; para la primera variable la media más alta se obtuvo con una nutrición de N-Mg-Fe al 150%, y la media más baja con nutrición al 50%; mientras que el área foliar, con la nutrición al 100% se obtuvo la media más alta, y la más baja se obtuvo con el nivel al 50% de la nutrición.

De acuerdo con Gardner et al. (1986), el nitrógeno constituye del 1.5 al 6% del peso seco de muchos cultivos, con valores de suficiencia de 2.5 a 3.5% en tejido foliar, además, las plantas con aplicaciones excesivas de Nitrógeno tienen follaje abundante de color verde oscuro, pero tienen un sistema de raíces muy reducido y por consiguiente una elevada proporción parte aérea-raíz (Jones *et al.*, 1991), lo que puede explicar el mayor crecimiento de las plantas en los tratamientos con la mayor concentración de N ( $18 \text{ meq}\cdot\text{L}^{-1}$ ) (150%).

Sin embargo, al aplicar nutrición con elevadas dosis de  $\text{N-NO}_3^-$  se debe tener cuidado con los límites permitidos de nitratos en hojas de lechuga, y siendo esta una hortaliza de hoja de las que más acumulan nitratos (Bahadoran et al., 2016), la ingestión de  $\text{NO}_3^-$  puede resultar tóxica para la salud humana, debido a que se reduce a nitrito y compuestos de N-nitroso, los cuales son carcinogénicos (Lara et al., 2019).

El contenido de nitratos aceptable en la ingesta diaria corresponde a  $3.65 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$  de peso fresco, asimismo, la acumulación de este ion en las hojas se incrementa cuando la planta es cultivada en condiciones restrictivas de luz (Carrasco, Tapia, & Urrestarazu, 2006). Por lo anterior, la Comisión Europea indica  $4,500 \text{ mg NO}_3^- \cdot \text{kg}^{-1}$  como los límites máximos permitidos de nitratos para lechuga cultivada en invernadero (Diario Oficial de las Comunidades Europeas, 2002), los cuales para esta investigación se mantuvieron por debajo de este límite en todos los tratamientos (Cuadro 16).

El Magnesio como centro de la molécula de clorofila, específicamente el centro del anillo tetra pirrol y necesario para la formación de otros pigmentos, activa también las enzimas de la fosforilación en fotosíntesis y en respiración, además de las fosfoquinasas y algunas deshidrogenasas y enolasas. Una reacción clave del Magnesio es la activación de la RUBISCO. La absorción de Magnesio es activa y pasiva, se ve favorecida con el ion nitrato (Gardner et al., 1986; Mengel & Kirkby, 2001), lo que coincide con las determinaciones nutrimentales, ya que el Mg resulto significativo para el factor nutrición (Cuadro 11), lo que evidencia el sinergismo de estos dos nutrimentos.

Los cloroplastos contienen el 80% del hierro total de la planta, principalmente en la ferredoxina, una proteína de hierro que participa en los procesos de óxido-reducción para la transferencia de electrones en la fotosíntesis (Mengel & Kirkby, 2001). Debido a que la fotosíntesis toma lugar en los cloroplastos de las células del mesófilo de la hoja, una alta intensidad luminosa como la aplicada podría indicar mayor contacto de fotones con la superficie de las hojas, por lo tanto, estos pueden ser absorbidos por las clorofilas para la fotosíntesis indicando que las plantas de lechuga podrían acumular una mayor cantidad de azúcares solubles con estas intensidades (K. Lin et al., 2018), lo que coincide con los resultados obtenidos, ya que la concentración de Fe fue significativa para el factor luz.

Por otra parte, para el factor luz la variable número de hojas fue significativa, donde el periodo de iluminación continuo de 144 h obtuvo la media más alta, seguida del periodo de 72 horas de iluminación, 96 horas y por último sin luz suplementaria (0 h).

De acuerdo con el Cuadro 7, los tratamientos (T) que recibieron 144 h de iluminación fueron el T4 con  $245.83 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en promedio, de los cuales el 35.76% fue de luz roja ( $87.92 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y 64.24% de luz azul ( $157.92 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ); el T8 con  $175 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en promedio, de los cuales el 57.62% fue de luz roja ( $100.83 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y 42.38% de luz azul ( $74.17 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ); y el T12 con  $195.83 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en promedio, de los cuales el 10.85% fue de luz roja ( $21.25 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y 89.15% de luz azul ( $174.58 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ).

Los tratamientos (T) que recibieron 72 horas de luz fueron el T2 con  $233.33 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en promedio, de los cuales el 18.57% fue de luz roja ( $43.33 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y 81.43% de

luz azul ( $190 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ); el T6 con  $225 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en promedio, de los cuales el 43.33% fue de luz roja ( $97.5 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y 56.67% de luz azul ( $127.5 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y el T10 con  $150 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en promedio, de los cuales el 53.33% fue de luz roja ( $80 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y 46.67% de luz azul ( $70 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ).

Los tratamientos (T) que recibieron 96 horas de luz fueron el T3 con  $225 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en promedio, de los cuales el 63.33% fue de luz roja ( $142.5 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y 36.67% de luz azul ( $82.5 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ); el T7 con  $116.67 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en promedio, de los cuales el 71.43% fue de luz roja ( $83.83 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y 28.57% de luz azul ( $33.33 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y el T11 con  $229.17 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en promedio, de los cuales el 33.27% fue de luz roja ( $76.25 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y 66.73% de luz azul ( $152.92 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ).

En general, las lechugas que recibieron 144 h de iluminación artificial obtuvieron el 66% en promedio de radiación azul, los tratamientos irradiados con 72 h continuas obtuvieron en promedio el 64% de luz azul, y por último los tratamientos sometidos a 96 h de luz recibieron un 53% de luz roja en promedio. Las plantas de lechuga que se desarrollan bajo lámparas LED como fuente de luz tienen un aumento relativo en la acumulación de biomasa respecto a otras lámparas (Paz, Fisher, & Gómez, 2019); la luz azul promueve el crecimiento de la lechuga, por otro lado, la lechuga irradiada con luz roja muestra un incremento en la acumulación de biomasa en la parte aérea (Kobayashi et al., 2013) y aumenta el área foliar (Wu et al., 2007) lo que comprueba los parámetros obtenidos para esta variable.

Los resultados obtenidos por Choong et al. (2018) muestran que la mayor área foliar se observó con la proporción 92R:8B, sin embargo, los valores más altos de los parámetros de crecimiento se observaron con relaciones de luz 100R:0B, 92R:8B, 84R:16B que con 76R:24B (24B), demostrando así, que las proporciones de rojo superiores al 76% estimulan un aumento en el área foliar, contrastando con los resultados obtenidos en esta investigación (Cuadro11), ya que las plantas irradiadas con mayores proporciones de luz azul y con mayor exposición obtuvieron los mejores resultados.

**Cuadro 11.** Variables medidas en hojas de lechuga desarrollada en concentraciones bajas (50%), medias (100%) y altas (150%) de N-Mg-Fe bajo diferentes horas de exposición de luz LED suplementaria.

Factor/Nivel	AP (cm)	US	NH	AF (cm <sup>2</sup> )
<b>Nutrición (%)</b>	<b>&lt;.0001</b>	<b>0.2896<sup>NS</sup></b>	<b>0.1574<sup>NS</sup></b>	<b>0.0357</b>
50	15.1167 c <sup>z</sup>	38.9980 a	27.7500 a	1167.2000 b
100	16.2600 b	40.4980 a	27.2080 a	1801.0000 a
150	17.6208 a	41.1190 a	30.0000 a	1596.1000 ab
Eso DMSH	1.0980	3.2946	3.6430	585.5900
<b>Luz (h)</b>	<b>0.7642<sup>NS</sup></b>	<b>0.0634<sup>NS</sup></b>	<b>0.0010</b>	<b>0.1982<sup>NS</sup></b>
0	16.0633 a	42.4090 a	24.8330 c	1671.2000 a
72	16.6278 a	40.8440 a	30.0560 ab	1414.7000 a
96	16.3389 a	39.1790 a	26.7780 bc	1778.9000 a
144	16.3000 a	38.3890 a	31.6110 a	1221.0000 a
DMSH	1.3941	4.1831	4.6255	743.5200
CV (%)	9.690601	11.811740	18.542700	55.480240
<b>N x L</b>	<b>0.6451<sup>NS</sup></b>	<b>0.448<sup>NS</sup></b>	<b>0.7487<sup>NS</sup></b>	<b>0.2185<sup>NS</sup></b>

AP: altura de planta, US: unidades SPAD, NH: número de hoja, AF: área foliar; 50 (meq·L<sup>-1</sup>), 100 (12 meq·L<sup>-1</sup>), 150 (18 meq·L<sup>-1</sup>). <sup>z</sup>Valores con la misma letra dentro de cada columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba Tukey a una  $P \leq 0.05$ . CV: Coeficiente de Variación; DMSH: Diferencia Mínima Significativa Honesta.

### 3.5.2 Diámetro de tallo, peso fresco de vástago, peso fresco de raíz y longitud de raíz

En el Cuadro 12 se observan las variables diámetro de tallo (DT), peso fresco de vástago (PFV), peso fresco de raíz (PFR) y longitud de raíz (LR). El peso fresco de vástago es significativo para los dos factores estudiados. El factor nutrición es altamente significativo, obteniendo el nivel 150% el valor más alto, seguido del nivel 100% y por último el nivel 50%. Esto se puede explicar debido a que la lechuga es una hortaliza de hoja acumuladora de nitratos (Bahadoran et al., 2016), y al tener una mayor disponibilidad de nitratos pueden translocarse sin alteraciones a los brotes y hojas (Mengel & Kirkby, 2001), coincidiendo así con los resultados de Lara et al. (2019), ya que mayores proporciones de NO<sub>3</sub><sup>-</sup> aumentaron la acumulación de biomasa en la parte aérea en lechugas. En el factor luz, la variable longitud de raíz obtuvo la media más alta con 96 h de exposición en precosecha, seguido del nivel de 72 h y 144 h, y por último sin luz suplementaria (0 h); este mismo comportamiento se observa para la variable longitud de

raíz. Cabe mencionar que para la variable diámetro de tallo (DT) y peso fresco de raíz (PFR) no hubo diferencias significativas entre factores y niveles de cada uno de ellos. En general, las lechugas que recibieron 144 h de iluminación artificial suplementaria, el 66% en promedio fue de radiación azul, mientras que los tratamientos con 96 h de luz recibieron un 53% de luz roja en promedio y los tratamientos irradiados con 72 h continuas obtuvieron en promedio el 64% de luz azul.

Lin et al. (2018) reportan que la biomasa de la parte aérea de lechuga es significativamente afectada por la intensidad de la luz, ya que las proporciones de los tratamientos fueron las mismas, A1 7R:3B a  $150 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  y A3 7R:3B a  $120 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  y B1 3R:7B a  $150 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  y B3 3R:7B a  $120 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ , pero los de más alta intensidad (A1 y B1 con  $150 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) obtuvieron los valores más altos respecto a los demás tratamientos en la altura de planta, diámetro de tallo, peso fresco y seco de tallo; por otro lado, los pesos frescos y secos de raíz fueron más bajos en la intensidad alta (K. Lin et al., 2018). Al irradiar únicamente luz azul se reporta que la tasa fotosintética se reduce, lo que sugiere que la luz monocromática roja o azul no contribuye a un crecimiento más saludable de las plantas; por otra parte, los parámetros de crecimiento se ven aumentados significativamente bajo condiciones de alta proporción de luz roja, mientras que con una alta proporción de luz azul irradiada se suprimió el crecimiento de las hojas de lechuga (K. Lin et al., 2018), pero al aumentar la intensidad cercana a los  $200 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  se obtienen resultados similares. Entonces, una mayor densidad de flujo de fotones fotosintéticos puede lograr una mayor biomasa y una mejor morfología de la planta (Fu, Li, & Wu, 2012), coincidiendo con los parámetros obtenidos; sin embargo, las intensidades aplicadas en esta investigación se encuentran por debajo de los 400 a  $600 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  establecido como lo recomendado para la producción de lechuga en invernadero (Fu et al., 2012). Las bajas intensidades anteriormente mencionadas coinciden con lo reportado por Lin et al. (2018), quienes mencionan que una baja intensidad luminosa promueve un mejor crecimiento de la raíz en lechuga en comparación con los tratamientos desarrollados bajo altas intensidades, explicando los valores obtenidos para la variable longitud de raíz.

**Cuadro 12.** Acumulación de biomasa fresca de lechuga desarrollada en concentraciones bajas (50%), medias (100%) y altas (150%) de N-Mg-Fe bajo diferentes horas de exposición de luz LED suplementaria.

Factor/Nivel	DT (mm)	PFV (g)	PFR (g)	LR (cm)
<b>Nutrición (%)</b>	<b>0.127<sup>NS</sup></b>	<b>&lt;.0001</b>	<b>0.063<sup>NS</sup></b>	<b>0.0908<sup>NS</sup></b>
50	11.0937 a	50.2010 c	14.9200 a	13.2083 a
100	10.8621 a	62.9980 b	12.5250 a	13.0292 a
150	11.7254 a	83.8980 a	11.8300 a	11.6958 a
DMSH	1.0391	10.9820	3.2373	1.7770
<b>Luz (h)</b>	<b>0.3067<sup>NS</sup></b>	<b>0.0179</b>	<b>0.2462<sup>NS</sup></b>	<b>0.0001</b>
0	10.6744 a	58.0450 b	11.7020 a	10.9000 c
72	11.2972 a	70.8370 ab	12.3340 a	13.1722 ab
96	11.3394 a	72.5850 a	13.7530 a	14.8167 a
144	11.5972 a	61.3290 ab	14.5770 a	11.6889 ab
DMSH	1.3193	13.9440	4.1103	2.2562
CV (%)	13.340940	24.094670	35.644040	20.257560
<b>N x L</b>	<b>0.4337<sup>NS</sup></b>	<b>0.0817<sup>NS</sup></b>	<b>0.1568<sup>NS</sup></b>	<b>0.8265<sup>NS</sup></b>

DT: diámetro de tallo, PFV: peso fresco de vástago, PFR: peso fresco de raíz, LR: longitud de raíz; 50 (meq·L<sup>-1</sup>), 100 (12 meq·L<sup>-1</sup>), 150 (18 meq·L<sup>-1</sup>). <sup>z</sup>Valores con la misma letra dentro de cada columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba Tukey a una  $P \leq 0.05$ . CV: Coeficiente de Variación; DMSH: Diferencia Mínima Significativa Honesta.

### 3.5.3 Volumen de raíz, peso seco de vástago, peso seco de raíz y relación vástago-raíz

En el Cuadro 13 se muestran las comparaciones de medias de las variables volumen de raíz (VR), peso seco de vástago (PSV), peso seco de raíz (PSR) y relación vástago-raíz (RVR). El peso seco de vástago es significativo para el factor nutrición, donde el nivel con la media más alta es el 150%, seguido de 100% y por último el 50%. La variable relación vástago-raíz es significativa para los dos factores estudiados, en el factor nutrición, el nivel con la media más alta es el de 150%, seguido del nivel 100% y después el nivel 50%; en el factor luz, el nivel con la media más alta fue el de 72 h de iluminación suplementaria, seguida del nivel con 96 h, 0 h y 144 h.

Los tratamientos 2, 6 y 10 tuvieron 72 h de iluminación, y en promedio recibieron un 64% de luz azul, con una intensidad de 202.78  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ; mientras que los tratamientos 3, 7 y 11 tuvieron 96 h de luz y recibieron un 53% de luz roja con una intensidad de 190.4  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ .

Se analizó la posibilidad de que la lechuga desarrollada en verano acumula mayor biomasa en la parte aérea debido a una mayor transpiración por el aumento de la demanda de agua, sin embargo, Lara et al. (2019) demostraron que la estacionalidad en el cultivo de lechuga no afectó el crecimiento de las plantas, aunque la concentración de nitratos fue menor en otoño comparado con la concentración en verano, los contenidos de N y Mg fueron significativamente mayores en plantas cultivadas bajo irradiación con LED azul + rojo y blanco (Amoozgar et al., 2017), favoreciendo la acumulación de la biomasa seca en la parte aérea, disminuyendo la acumulación de biomasa seca en la raíz (relación vástago-raíz), debido a que la iluminación con alta proporción de rojo (R:B, 7:3) a intensidad de  $150 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  promovió el aumento en el contenido de azúcares solubles; además, la iluminación con una alta proporción de azul (R:B, 3:7) ayudó a mantener niveles altos de proteínas solubles y contenido de vitamina C en la parte aérea (K. Lin et al., 2018).

Choong et al. (2018) sugieren una iluminación suplementaria con las proporciones 84R:16B para la producción de lechugas en condiciones de ambientes tropicales, pero la relación vástago-raíz más alta también se puede lograr con una proporción de luz suplementaria de 92R:8B, contrastando con los resultados de esta investigación. también, X. Zhang et al. (2018) mencionan que si bien se han realizado variados estudios sobre la calidad de la luz relacionada con el crecimiento y la calidad en lechuga, no se ha determinado una calidad de luz óptima o una relación R:B adecuada; pudiendo demostrar que con proporciones de luz azul de 64% se obtienen resultados similares que con altas proporciones de rojo (84R:16B y 92R:8B ).

A pesar de la baja proporción de luz roja comparada con las relaciones de otros estudios, se puede observar que por sí sola, una alta intensidad de luz ( $150 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) beneficia el desarrollo radical, disminuyendo la relación vástago-raíz , contrastando con lo reportado por Amoozgar et al. (2017) y, en consecuencia, el aumento de la absorción de minerales para un mejor crecimiento (Johkan et al., 2010) ya que para este periodo de iluminación se le aplicó una intensidad de  $202.78 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ .

Por otra parte, debe considerarse que las comparaciones son relativas, ya que las bajas intensidades reportadas por Lin et al. (2018) promovieron el crecimiento de raíz en

lechuga (peso fresco y seco) y con altas intensidades como los establecidos por Fu et al. (2012), que van de 400 a 600  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ , las intensidades aplicadas para los tratamientos con 72 (202.78  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y 96 h (190.4  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) de exposición son consideradas bajas para algunos autores y altas para otros.

**Cuadro 13.** Acumulación de biomasa seca de lechuga desarrollada en concentraciones bajas (50%), medias (100%) y altas (150%) de N-Mg-Fe bajo diferentes horas de exposición de luz LED suplementaria

<b>Factor/Nivel</b>	<b>VR (ml)</b>	<b>PSV (g)</b>	<b>PSR (g)</b>	<b>RVR</b>
<b>Nutrición (%)</b>	<b>0.1091<sup>NS</sup></b>	<b>&lt;.0001</b>	<b>0.1<sup>NS</sup></b>	<b>0.0007</b>
50	14.8420 a	4.2900 c	1.3525 a	4.5825 b
100	12.6830 a	4.8942 b	0.9583 a	6.7058 ab
150	11.8330 a	6.2767 a	0.9196 a	8.5125 a
DMSH	3.4758	1.0202	0.5263	2.3204
<b>Luz (h)</b>	<b>0.1952<sup>NS</sup></b>	<b>0.1279<sup>NS</sup></b>	<b>0.5331<sup>NS</sup></b>	<b>0.0167</b>
0	11.5220 a	4.9456 a	0.9350 a	5.8420 ab
72	12.2500 a	5.5600 a	0.9661 a	8.5970 a
96	13.9000 a	5.5456 a	1.1456 a	6.8590 ab
144	14.8060 a	4.5633 a	1.2606 a	5.1030 b
DMSH	4.4132	1.2953	0.6682	2.9462
CV (%)	38.188830	28.534030	70.449610	50.676070
<b>N x L</b>	<b>0.2485<sup>NS</sup></b>	<b>0.3342<sup>NS</sup></b>	<b>0.1392<sup>NS</sup></b>	<b>0.1571<sup>NS</sup></b>

VR: volumen de raíz, PSV: peso seco de vástago, PSR: peso seco de raíz, RVR: relación vástago-raíz; 50 (meq·L<sup>-1</sup>), 100 (12 meq·L<sup>-1</sup>), 150 (18 meq·L<sup>-1</sup>). <sup>a</sup>Valores con la misma letra dentro de cada columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba Tukey a una  $P\leq 0.05$ . CV: Coeficiente de Variación; DMSH: Diferencia Mínima Significativa Honesta.

### 3.5.4 Clorofila a, clorofila b, clorofilas totales y carotenos

En el Cuadro 14 se muestran las variables clorofila a (CA), clorofila b (CB), clorofilas totales (CT) y carotenos (CAR); donde todas las clorofilas resultaron significativas para los factores estudiados. La tendencia general tanto en la clorofila a, b, y total para el factor nutrición indica que la media más alta se presentó en el nivel 150%, seguida del nivel 100% y por último el nivel 50%.

Una deficiencia de Nitrógeno limita la división y expansión celular, el desarrollo de los cloroplastos, la concentración de clorofila y la actividad enzimática. Se producen plantas débiles y enanas, con crecimiento lento, que maduran precozmente, con rendimiento y calidad significativamente bajos. Las plantas con deficiencia de Nitrógeno presentan un follaje color verde claro a amarillo que resulta de un colapso de cloroplastos, con una gran disminución del contenido de clorofila y amarillamiento de las hojas (Gardner et al., 1986). Las plantas con exceso de Nitrógeno tienen follaje abundante de color verde oscuro, susceptible a enfermedades y a la invasión de insectos; esto podría explicar los efectos contrarios que se observaron en esta investigación, donde aplicaciones superiores de nitrógeno favorecieron mayores concentraciones de clorofila. Además, el Magnesio es un activador de las enzimas de la fosforilación de la fotosíntesis y de la respiración, además de las fosfoquinasas y algunas deshidrogenasas y enolasas. Una reacción clave del Magnesio es la activación de la RUBISCO, como consecuencia de esta activación, el magnesio tiene un efecto favorable para la asimilación de CO<sub>2</sub>, aunque la fracción total del Magnesio de la planta asociada con la clorofila es relativamente pequeña (15 a 20%) (Mengel & Kirkby, 2001), incrementando así las concentraciones de clorofilas en la planta. También los cloroplastos contienen el 80% del hierro total de la planta en forma de ferredoxina, una proteína de hierro que participa en los procesos de óxido-reducción para la transferencia de electrones en la fotosíntesis (Mengel & Kirkby, 2001) y al tener niveles altos de este nutrimento no se presentaron deficiencias del mismo, lo que llegaría a provocar una reducción en el número y tamaño de cloroplastos (Gardner et al., 1986).

Para el caso del factor luz, la tendencia es similar en las tres variables de medición de clorofilas, donde solo con luz solar (sin luz suplementaria) se obtuvieron las medias más altas de estos pigmentos (Cuadro 14). En el caso de la clorofila a, el periodo de 72 horas de luz fue la segunda media más alta, seguida de 144 h y por último 96 horas luz; en la clorofila b, la segunda media más alta se presentó con el nivel de 144 h, seguida de 72 h y por último 96 h; finalmente, las clorofilas totales obtuvieron la segunda media más alta con 72 h, seguida de 144 h y 96 h de luz. Cabe mencionar que los carotenos no resultaron significativos para ningún factor de estudio, coincidiendo con lo reportado por Johkan et al. (2010) donde mencionan que todos los tratamientos de luz suplementaria azul, roja, azul + roja y testigo, no produjeron diferencias significativas en la producción de carotenos en plantas de lechuga. Por otro lado, K. H. Lin et al. (2013) concluyeron que sin importar el espectro de luz que se aplique a las plantas de lechuga, los carotenos totales siempre resultaron ser estadísticamente iguales.

De acuerdo con lo reportado por Evans & Poorter (2001), los contenidos de clorofila a y b se pueden incrementar con distintos tipos de luz, incluyendo la luz natural, explicando que las altas intensidades de la luz solar estimularan el incremento en las concentraciones de estos pigmentos en plantas de lechuga; sin embargo, para las clorofilas a y totales, el periodo de 72 h de iluminación suplementaria fue el segundo en favorecer las concentraciones de estos pigmentos, donde se proporcionó un 64% de luz azul en promedio, coincidiendo con los resultados obtenidos por Johkan et al. (2010) quienes mencionan que la luz azul promueve el crecimiento de la lechuga, e incrementa el contenido de clorofila (Son & Oh, 2013); por otra parte, Amoozgar et al. (2017) sugieren que las plantas que crecen en cámaras de crecimiento LED no están expuestas a factores como la escases de agua en comparación con las condiciones que experimentan las plantas cuando crecen en invernadero, y que pueden ser afectadas por algunas tensiones hídricas, posiblemente a fluctuaciones de luz solar.

El caso de la clorofila b es curioso debido a que cumple con las suposiciones anteriores, es decir, este pigmento se vio favorecido en mayor medida por la radiación solar, y en segundo plano por la luz azul, debido a que el nivel de 144 h de iluminación con la mayor proporción de luz azul (66%) produjo la segunda media más alta de clorofila b; en

general, la clorofila a, b y total muestran mayor estimulación con el nivel de 96 h de luz (T3, T7 y T11), los cuales recibieron en promedio 47% de luz azul y 53% de rojo, es decir, cuando la luz roja fue mayor al 50%, disminuyeron las concentraciones de las clorofilas debido a que el contenido de clorofila era proporcional a la cantidad de luz azul (Kang, Park, Park, & Son, 2016).

**Cuadro 14.** Determinación de clorofilas y carotenos en lechuga desarrollada en concentraciones bajas (50%), medias (100%) y altas (150%) de N-Mg-Fe bajo diferentes horas de exposición de luz LED suplementaria.

Factor/Nivel	CA	CB	CT	CAR
<b>N (%)</b>	<b>&lt;.0001</b>	<b>0.0008</b>	<b>&lt;.0001</b>	<b>0.1046<sup>NS</sup></b>
50	0.22216 b	0.13137 b	0.35351 b	7.5764 a
100	0.31320 a	0.15818 ab	0.47138 a	8.6595 a
150	0.35249 a	0.17825 a	0.53073 a	8.5779 a
DMSH	0.0543	0.0275	0.0803	1.3444
<b>L (h)</b>	<b>0.029</b>	<b>0.0222</b>	<b>0.0243</b>	<b>0.4646<sup>NS</sup></b>
0	0.33713 a	0.17447 a	0.51158 a	8.7170 a
72	0.30115 ab	0.15842 ab	0.45954 ab	8.3538 a
96	0.25659 b	0.13225 b	0.38884 b	7.7051 a
144	0.28893 ab	0.15859 ab	0.44752 ab	8.3092 a
DMSH	0.0691	0.035	0.1021	1.7104
CV (%)	21.22204	20.43699	20.55103	18.8076
<b>N x L</b>	<b>0.1078<sup>NS</sup></b>	<b>0.1968<sup>NS</sup></b>	<b>0.1215<sup>NS</sup></b>	<b>0.2449<sup>NS</sup></b>

CA: clorofila a, CB: clorofila b, CT: clorofila total y CAR: carotenoides; expresados en miligramos por gramo de peso fresco (mg g<sup>-1</sup> pf); 50 (meq·L<sup>-1</sup>), 100 (12 meq·L<sup>-1</sup>), 150 (18 meq·L<sup>-1</sup>).

<sup>2</sup>Valores con la misma letra dentro de cada columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba Tukey a una  $P \leq 0.05$ . CV: Coeficiente de Variación; DMSH: Diferencia Mínima Significativa Honesta.

### 3.5.5 Fenoles, capacidad antioxidante y antocianinas monoméricas

En el Cuadro 15 se presentan los resultados de fenoles (FEN), capacidad antioxidante (CAP) y antocianinas (ATN), donde se puede observar que el factor nutrición tuvo efecto significativo en la capacidad antioxidante, siendo el nivel 150% el que posee la media más alta, seguida del nivel 100% y el 50% de N-Mg-Fe. Para el factor luz, las tres variables resultaron significativas; en el caso de los fenoles, la concentración más alta se dio en el nivel donde solo se proporcionó luz solar, seguida del nivel de 144, 96 y 72 h de iluminación suplementaria. La concentración más alta de la capacidad antioxidante se observó en el nivel de 144 h, seguida de los niveles 96, 0 y 72 h. En el caso de las antocianinas y debido a las bajas concentraciones, no hubo diferencias estadísticas entre los distintos niveles; sin embargo, el valor mayor se localiza con solo luz solar.

Una relación de luz roja y azul adecuada promueve efectivamente la acumulación de fitoquímicos en lechuga, además del crecimiento y la calidad de la planta (Lin et al., 2018), contrastando con los resultados obtenidos en, donde las mayores concentraciones de estas variables resultaron con los tratamientos que no recibieron iluminación suplementaria; sin embargo, Malejane, Tinyani, Soundy, Sultanbawa, & Sivakumar (2018) reportan que el estrés abiótico como puede ser un déficit de humedad en el riego, estimula la biosíntesis de fitoquímicos en las plantas y promueve un aumento en su calidad, pero este déficit no debe pasar del 50% del riego normal en lechuga, promoviéndose la biosíntesis de los fitoquímicos sin comprometer la acumulación del peso en fresco, lo que hace pensar que la temperatura y humedad en las que se desarrollaron las lechugas previo a establecerse en las cámaras LED, las cuales fluctuaron entre 8.6 °C como mínima y 44.6 °C como máxima y del 11 al 75 % de humedad relativa, pudieron ocasionar cierto tipo de estrés en ellas, acumulando concentraciones mayores de fitoquímicos (Cuadro 15). Sin embargo, comparando estos resultados con lo reportado por Choong et al. (2018) donde indican que las condiciones ambientales de un día soleado promedio, bajo las cuales desarrolló sus testigos, la luz solar tuvieron una intensidad de  $800 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ , con fluctuaciones en temperatura de 28 a 38 °C y una Humedad Relativa de 65 a 95 %; por lo que en esta investigación, el estrés abiótico pudo causar elevadas concentraciones de estos fitoquímicos en las lechugas, sobre todo por efecto de temperaturas, cuya oscilación térmica fue mayor que

las reportadas por los autores; además, las condiciones de luz natural se asemejan bastante, ya que para el caso de desarrollo de las lechugas se obtuvo un promedio de  $718.8 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ .

Por otra parte, no se deben minimizar los efectos que causó la suplementación de luz en los diferentes niveles aplicados, recordando que los fenoles obtuvieron diferencias entre los niveles de 144, 96 y 72 h de luz, y la capacidad antioxidante muestra diferencias entre los niveles 144, 96, 0 y 72 h de luz (Cuadro 15).

Amoozgar et al. (2017) establecieron un experimento similar, donde proporcionaron luz blanca (380–760 nm), roja (650–665 nm), azul (460–475 nm) y rojo + azul (70:30) a una intensidad de  $300 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ; además, los parámetros ambientales dentro de las cámaras de crecimiento incluyeron temperatura de  $25 \pm 2 \text{ }^\circ\text{C}$ , humedad  $65 \pm 10\%$ , con una duración luz/oscuridad de 14/10 h, y las lechugas se desarrollaron un mes previo en invernadero antes de ser colocadas en las cámaras de crecimiento con LED. Los resultados mostraron que la luz LED azul pura fue significativamente efectiva para aumentar el contenido de vitamina C de la lechuga, mientras las plantas cultivadas en condiciones de invernadero presentaron el contenido más bajo. Además, el valor numérico en contenido de fenoles fue ligeramente mayor en lechuga cultivada con luz azul en comparación con LED rojo y rojo+azul (70:30); sin embargo, los valores para la luz blanca fueron significativamente más altos, contrastando con los resultados obtenidos en esta investigación, donde el promedio de los tratamientos que recibieron luz, 144 h con proporción azul de 66% tuvieron la mayor cantidad de fenoles y capacidad antioxidante expresada como vitamina C; indicando que la luz LED azul podría manipular el metabolismo fisiológico de las plantas y mejorar las propiedades antioxidantes en lechuga (Amoozgar et al., 2017).

Además, Mampholo et al. (2016) mencionan que las lechugas verdes tienen en general menores contenidos de compuestos fenólicos comparados con las lechugas rojas; por otra parte, la luz azul y roja suplementarias comparten algunos mecanismos para estimular el sistema de defensa de la planta y aumentar la biosíntesis de los compuestos fenólicos (Taulavuori, Hyöky, Oksanen, Taulavuori, & Julkunen-Tiitto, 2016). Por lo tanto,

las plantas irradiadas con luz LED que tienen compuestos antioxidantes más altos pueden tener mayor tolerancia si se exponen posteriormente a tensiones ambientales.

Para el caso de las antocianinas, no hubo diferencias entre los niveles de luz, pero el valor medio más alto después de la luz solar, se obtuvo con 72 h de luz, con un promedio de 64% luz azul, la cual mejora la producción de antocianinas (Folta & Carvalho, 2015; Q. Li & Kubota, 2009), Nicole et al. (2016) usando varias relaciones rojo+azul y aumentando la exposición, observaron que altos niveles de luz azul aumentan coloración, pero no necesariamente en todas las lechugas; el efecto de altas dosis de azul durante todo el período de crecimiento redujo el peso fresco de la lechuga, haciéndola más compacta, por lo que establecen que es importante optimizar el crecimiento y la coloración por separado en el tiempo y adoptar una estrategia de iluminación dependiente de la etapa de crecimiento para converger en un equilibrio; en consecuencia, al aplicar una relación rojo+azul más baja solo hacia el final del crecimiento cuando la lechuga casi ha alcanzado su máximo crecimiento, 5 días previos a la cosecha, ayuda a minimizar las pérdidas de crecimiento debido a cambios espectrales, lo que se conoce como luz de fin de producción, mejorando la coloración de las lechugas (Nicole et al., 2016), los resultados muestran que la luz azul al 100% no es la estrategia más eficiente para colorear una lechuga y que el rojo también ayuda en el proceso (Owen & Lopez, 2015; Nicole et al., 2016).

Otra estrategia que beneficia a la lechuga podría ser alternando la luz roja y azul para lograr altas concentraciones de azúcares, vitamina c y antocianinas, por lo que una irradiación continua más una alternancia de luz rojo+azul pueden aumentar el crecimiento y al mismo tiempo mantener la calidad nutricional en lechuga, ya que bajo este método aumenta la tasa neta de asimilación de CO<sub>2</sub>, el área foliar y acelera el crecimiento de la planta significativamente comparado con iluminación suplementaria de LEDS rojos y azules de manera simultánea (Ohtake et al., 2018).

**Cuadro 15.** Contenido de antioxidantes en lechuga desarrollada en concentraciones bajas (50%), medias (100%) y altas (150%) de N-Mg-Fe bajo diferentes horas de exposición de luz LED suplementaria.

Factor/Nivel	FEN	CAP	ATN
<b>N (%)</b>	<b>0.4386<sup>NS</sup></b>	<b>0.0006</b>	<b>0.3667<sup>NS</sup></b>
50	0.0037250 a	0.0045250 b	0.024519 a
100	0.0044562 a	0.0052125 a	0.024938 a
150	0.0041438 a	0.0053000 a	0.014194 a
DMSH	0.0014	0.0005	0.0207
<b>L (h)</b>	<b>0.0197</b>	<b>&lt;.0001</b>	<b>0.0466</b>
0	0.0050167 a	0.0051583 a	0.038408 a
72	0.0028833 b	0.0041417 b	0.019617 a
96	0.0042167 ab	0.0052833 a	0.014192 a
144	0.0043167 ab	0.0054667 a	0.012650 a
DMSH	0.0013	0.0006	0.0264
CV (%)	38.90084	11.14502	112.9646
<b>N x L</b>	<b>0.0005</b>	<b>0.069<sup>NS</sup></b>	<b>0.2361<sup>NS</sup></b>

FEN: fenoles, expresado en miligramos de ácido tánico por gramo de peso fresco (mg AT·g<sup>-1</sup> pf); CAP: capacidad antioxidante equivalente a vitamina C (VCEAC) expresada en miligramos por cada 100 gramos de peso fresco (mg 100 g<sup>-1</sup> pf); ATN: antocianinas monoméricas en mg g<sup>-1</sup> pf.

<sup>z</sup>Valores con la misma letra dentro de cada columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba Tukey a una  $P \leq 0.05$ . CV: Coeficiente de Variación; DMSH: Diferencia Mínima Significativa Honesta.

### 3.5.6 Determinaciones Nutrimientales

En el Cuadro 16 se observa los nutrimentos que fueron estudiados, el Nitrógeno (N), Magnesio (Mg) y Hierro (Fe), donde se observa que el Magnesio obtuvo la media más alta para el factor nutrición en el nivel 50%, seguida del nivel 150% y posteriormente el nivel 100%. Las concentraciones de Mg y Fe tienen diferencias significativas para el

factor luz, y en ambos casos la media más alta se obtuvo con el nivel de 144 h de luz suplementaria y el más bajo sin aplicación de luz (0 h). El N no fue significativo para ningún factor; es importante controlar el nivel de nitrato en la producción de hortalizas de hoja de una manera eficiente, sin reducir el crecimiento y las propiedades organolépticas del producto, por lo que en la producción de lechugas los dos factores más importantes que influyen en los niveles de nitrato son la luz y la fertilización, pero influir en el nivel de nitrato influirá en la actividad de la enzima nitrato reductasa (NR) y la mayoría de las veces conducirá a una reducción en la producción de biomasa que no se desea (Nicole et al., 2016).

Para la lechuga cultivada en invernadero, es posible reducir el nivel de nitrato mediante la aplicación de un tratamiento de luz previo a la cosecha, utilizando un fotoperiodo largo y continuo con luz LED (Samuoliené et al., 2009); además, Nicole et al. (2016) reportan que lechugas cultivadas sin luz solar, con proporciones de luz rojo+azul (88:12) con fotoperiodo 18 horas a  $11 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ , contenían concentraciones menores de nitratos en comparación con las cultivadas en invernadero con luz solar durante el verano, coincidiendo con lo reportado por Lara et al. (2019) donde la concentración de nitratos en lechuga fueron mayores durante el verano. Además, la aplicación de fotoperiodo de 24 h, 3 a 5 días antes de la cosecha, redujo aún más el nivel de nitrato sin afectar el crecimiento (Nicole et al., 2016), concluyendo que a pesar de las altas dosis de nitrógeno aplicadas a lechuga, el someterlas a proporciones de luz rojo+azul se favoreció el crecimiento sin aumentar las concentraciones de nitratos en las hojas. Por otra parte, Amoozgar et al. (2017) reportan que las plantas cultivadas bajo luces LED acumularon concentraciones más altas de elementos minerales en comparación con las cultivadas en invernadero, específicamente los contenidos de N y Mg fueron significativamente mayores en plantas cultivadas bajo irradiación con LED azul + rojo y blanco, contrastando con los resultados obtenidos para el N, pero coincidiendo con los reportados para Mg, donde se puede observar que la mayor concentración se da con el periodo de mayor exposición la luz (66% azul); además, la lechuga cultivada bajo luz LED roja tenía concentraciones más altas de K, Fe, Zn, Cu y Mn, por lo que estos resultados difieren en el caso del Fe, ya que el mayor contenido se observó con una mayor proporción de luz azul (66%). Esto sugiere que la estrategia en la fijación del  $\text{CO}_2$  y los factores que afectan

la tasa fotosintética de la lechuga son diferentes dependiendo de la fuente de luz, y en general, las concentraciones más altas de elementos en la lechuga cultivada en las cámaras de crecimiento LED pueden estar relacionadas con una condición de estrés menor o nula, en comparación con el invernadero; por lo tanto, es posible que las luces LED aumenten la absorción de nutrimentos y permitan que el fertilizante se use de manera más eficiente en la producción de plantas (Nicole et al., 2016).

La calidad de la luz constituye señales que pueden desencadenar modificaciones metabólicas (Liu et al., 2004). El LED rojo puede afectar las vías metabólicas de las plantas y la absorción de agua, lo que lleva a un aumento en el contenido de elementos minerales en las hojas (Nicole et al., 2016). Sin embargo, los LEDs también pueden alterar los mecanismos que intervienen en la absorción activa de elementos. Existe evidencia de que la luz azul desencadena la apertura de canales iónicos ubicados en las membranas plasmáticas celulares. Esta señalización de luz azul no solo promueve el flujo de salida de algunos elementos minerales como el calcio en el citosol, sino que también juega un papel crítico en el proceso de señalización de los criptocromos (C. Lin, 2002). Los criptocromos como receptores de luz azul aprovechan la energía de la luz azul para aumentar la señalización de una mayor absorción de algunos macro y micronutrientes (Nicole et al., 2016).

**Cuadro 16.** Concentración de N, Mg y Fe en lechuga desarrollada en concentraciones bajas (50%), medias (100%) y altas (150%) de N-Mg-Fe bajo diferentes horas de exposición de luz LED suplementaria.

<b>Factor/Nivel</b>	<b>[N]</b>	<b>[Mg]</b>	<b>[Fe]</b>
<b>Nutrición (%)</b>	<b>0.4404</b>	<b>&lt;.0001</b>	<b>0.9559</b>
50	2.8044 a	0.126292 a	6.262 a
100	2.9065 a	0.094833 b	6.577 a
150	2.9896 a	0.099333 b	6.293 a
DMSH	0.3458	0.0119	2.7768
<b>Luz (h)</b>	<b>0.6742</b>	<b>0.0677</b>	<b>0.0034</b>
0	2.9808 a	0.100778 a	3.871 b
72	2.8136 a	0.104222 a	6.566 ab
96	2.9633 a	0.106556 a	6.036 ab
144	2.8428 a	0.115722 a	9.037 a
DMSH	0.439	0.0151	3.5256
CV (%)	17.1868	16.04595	62.75956
<b>N x L</b>	<b>0.5971</b>	<b>0.1956</b>	<b>0.6496</b>

N: Nitrógeno en %, Mg: magnesio en %, Fe: Hierro en mg Kg<sup>-1</sup>.

<sup>z</sup>Valores con la misma letra dentro de cada columna son estadísticamente iguales de acuerdo con la prueba Tukey a una  $P \leq 0.05$ . DMSH: Diferencia Mínima Significativa Honesta. CV: Coeficiente de Variación.

### **3.6 CONCLUSIONES**

La altura de planta, área foliar, peso fresco y seco del vástago, la relación vástago-raíz, clorofilas a, b y totales y la capacidad antioxidante se incrementaron con las concentraciones altas de N, Mg y Fe. Para todas las variables, con excepción del área foliar, la aplicación 150% del nivel nutrición N-Mg-Fe favoreció la acumulación de biomasa en la parte aérea; sin embargo, ninguno de estos nutrientes se encontró en exceso en el tejido. Los niveles de N, Mg y Fe se mantuvieron por debajo de niveles excesivos, sobre todo el N para el cual se han establecido niveles máximos permisibles. La capacidad antioxidante muestra un incremento de concentración con 72 horas de luz previo a la cosecha.

### 3.7 LITERATURA CITADA

- Amoozgar, A., Mohammadi, A., & Sabzalian, M. R. (2017). Impact of light-emitting diode irradiation on photosynthesis, phytochemical composition and mineral element content of lettuce cv. Grizzly. *Photosynthetica*, 55(1), 85–95. <https://doi.org/10.1007/s11099-016-0216-8>
- Bahadoran, Z., Mirmiran, P., Jeddi, S., Azizi, F., Ghasemi, A., & Hadaegh, F. (2016). Nitrate and nitrite content of vegetables, fruits, grains, legumes, dairy products, meats and processed meats. *Journal of Food Composition and Analysis*, 51, 93–105. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2016.06.006>
- Benton J. J. (2001). *Laboratory Guide for Conducting Soil Tests and Plant Analysis*. USA. CRC Press. 363 pp.
- Bian, Z. H., Yang, C., & Ke, W. (2015). Effects of light quality on the accumulation of phytochemicals in vegetables produced in controlled environments : a review. *J Sci FoodAgric*, 95(5), 869–877. <https://doi.org/10.1002/jsfa.6789>
- Carrasco, G., Tapia, J., & Urrestarazu, M. (2006). CONTENIDO DE NITRATOS EN LECHUGAS CULTIVADAS EN SISTEMAS HIDROPÓNICOS. *Idesia (Arica)*, 24(1), 25–30. <https://doi.org/10.4067/s0718-34292006000100005>
- Choong, T. W., He, J., Qin, L., & Lee, S. K. (2018). Quality of supplementary LED lighting effects on growth and photosynthesis of two different *Lactuca* recombinant inbred lines (RILs) grown in a tropical greenhouse. *Photosynthetica*, 56(4), 1278–1286. <https://doi.org/10.1007/s11099-018-0828-2>
- Darko, E., Heydarizadeh, P., Schoefs, B., & Sabzalian, M. R. (2014). Photosynthesis under artificial light: The shift in primary and secondary metabolism. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 369(1640). <https://doi.org/10.1098/rstb.2013.0243>
- Diario Oficial de las Comunidades Europeas. (2002). Reglamento (ce) n. *Reglamento (CE) Nº 563/2002*.
- Divya, P., Puthusseri, B., & Neelwarne, B. (2012). Carotenoid content, its stability during drying and the antioxidant activity of commercial coriander (*Coriandrum sativum* L.) varieties. *Food Research International*, 45(1), 342–350. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2011.09.021>

- Evans, J. R., & Poorter, H. (2001). Photosynthetic acclimation of plants to growth irradiance: The relative importance of specific leaf area and nitrogen partitioning in maximizing carbon gain. *Plant, Cell and Environment*, 24(8), 755–767. <https://doi.org/10.1046/j.1365-3040.2001.00724.x>
- Folta, K. M., & Carvalho, S. D. (2015). Photoreceptors and control of horticultural plant traits. *HortScience*, 50(9), 1274–1280. <https://doi.org/10.21273/hortsci.50.9.1274>
- Fu, W., Li, P., & Wu, Y. (2012). Scientia Horticulturae Effects of different light intensities on chlorophyll fluorescence characteristics and yield in lettuce. *Scientia Horticulturae*, 135, 45–51. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2011.12.004>
- García, E. (1973). *Modificaciones al Sistema de Clasificación Climática de Köppen para Adaptarlo a las Condiciones de la República Mexicana* (2nd ed.; I. de G. Universidad Nacional Autónoma de México, ed.). Retrieved from [http://www.igeograf.unam.mx/sigg/utilidades/docs/pdfs/publicaciones/geo\\_siglo21/serie\\_lib/modific\\_al\\_sis.pdf](http://www.igeograf.unam.mx/sigg/utilidades/docs/pdfs/publicaciones/geo_siglo21/serie_lib/modific_al_sis.pdf)
- Gardner, F. P., Pearce, R. B., & Mitchell, R. L. (1986). *Physiology of crop plants*. (Vol. 14). Iowa State University Press,.
- Garrett Owen, W., & Lopez, R. G. (2015). End-of-production supplemental lighting with red and blue light-emitting diodes (LEDs) influences red pigmentation of four lettuce varieties. *HortScience*, 50(5), 676–684. <https://doi.org/10.21273/hortsci.50.5.676>
- Gent, M. P. N. (2017). Factors affecting relative growth rate of lettuce and spinach in hydroponics in a greenhouse. *HortScience*, 52(12), 1742–1747. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI12477-17>
- Giusti, M., & Wrolstad, R. E. (2001). Characterization and Measurement of Anthocyanins by UV-visible Spectroscopy. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*. John Wiley & Sons: New York. USA., F1.2.1-F1. <https://doi.org/10.1002/0471709085.ch18>
- Goto, E., Hayashi, K., Furuyama, S., Hikosaka, S., & Ishigami, Y. (2016). Effect of UV light on phytochemical accumulation and expression of anthocyanin biosynthesis genes in red leaf lettuce. *Acta Horticulturae*, 1134, 179–185. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.24>
- Jishi, T., Kimura, K., Matsuda, R., & Fujiwara, K. (2016). Effects of temporally shifted irradiation of blue and red LED light on cos lettuce growth and morphology. *Scientia*

- Horticulturae*, 198, 227–232. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.12.005>
- Johkan, M., Shoji, K., Goto, F., Hashida, S. nosuke, & Yoshihara, T. (2010). Blue light-emitting diode light irradiation of seedlings improves seedling quality and growth after transplanting in red leaf lettuce. *HortScience*, 45(12), 1809–1814. <https://doi.org/10.21273/hortsci.45.12.1809>
- Kang, W. H., Park, J. S., Park, K. S., & Son, J. E. (2016). Leaf photosynthetic rate, growth, and morphology of lettuce under different fractions of red, blue, and green light from light-emitting diodes (LEDs). *Horticulture Environment and Biotechnology*, 57(6), 573–579. <https://doi.org/10.1007/s13580-016-0093-x>
- Kim, H., Goins, G. D., Wheeler, R. M., & Sager, J. C. (2004). Green-light Supplementation for Enhanced Lettuce Growth under Red- and Blue-light-emitting Diodes. *HortScience*, 39(7), 1617–1622. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.39.7.1617>
- Kobayashi, K., Amore, T., & Lazaro, M. (2013). Light-Emitting Diodes (LEDs) for Miniature Hydroponic Lettuce. *Optics and Photonics Journal*, 03(01), 74–77. <https://doi.org/10.4236/opj.2013.31012>
- Kuno, Y., Shimizu, H., Nakashima, H., Miyasaka, J., & Ohdoi, K. (2017). Effects of irradiation patterns and light quality of red and blue light-emitting diodes on growth of leaf lettuce (*Lactuca sativa* L."Greenwave"). *Environmental Control in Biology*, 55(3), 129–135. <https://doi.org/10.2525/ecb.55.129>
- Lara, A., Rojas, A., Romero, M., Ramirez, H., Crespo, E., Alcalá, J., & Loredó, C. (2019). CRECIMIENTO Y ACUMULACIÓN DE NO<sub>3</sub> - EN LECHUGA HIDROPÓNICA CON RELACIONES NITRATO/AMONIO EN DOS ESTACIONES DE CULTIVO. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 42(3), 21–29.
- Lee, J. W., Kang, W. H., Park, K. S., & Son, J. E. (2017). Spectral dependence of electrical energy-based photosynthetic efficiency at single leaf and canopy levels in green- and red-leaf lettuces. *Horticulture Environment and Biotechnology*, 58(2), 111–118. <https://doi.org/10.1007/s13580-017-0154-9>
- Li, H., Tang, C., & Xu, Z. (2013). The effects of different light qualities on rapeseed (*Brassica napus* L.) plantlet growth and morphogenesis in vitro. *Scientia Horticulturae*, 150, 117–124. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.10.009>
- Li, Q., & Kubota, C. (2009). Effects of supplemental light quality on growth and

- phytochemicals of baby leaf lettuce. *Environmental and Experimental Botany*, 67(1), 59–64. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2009.06.011>
- Lin, C. (2002). Blue light receptors and signal transduction. *Plant Cell*, 14(SUPPL.), 207–226. <https://doi.org/10.1105/tpc.000646>
- Lin, K. H., Huang, M. Y., Huang, W. D., Hsu, M. H., Yang, Z. W., & Yang, C. M. (2013). The effects of red, blue, and white light-emitting diodes on the growth, development, and edible quality of hydroponically grown lettuce (*Lactuca sativa* L. var. capitata). *Scientia Horticulturae*, 150, 86–91. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.10.002>
- Lin, K., Huang, Z., & Xu, Y. (2018). Influence of light quality and intensity on biomass and biochemical contents of hydroponically grown lettuce. *HortScience*, 53(8), 1157–1163. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI12796-17>
- Liu, Y., Roof, S., Ye, Z., Barry, C., Van Tuinent, A., Vrebalov, J., ... Giovannoni, J. (2004). Manipulation of light signal transduction as a means of modifying fruit nutritional quality in tomato. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 101(26), 9897–9902. <https://doi.org/10.1073/pnas.0400935101>
- Malejane, D. N., Tinyani, P., Soundy, P., Sultanbawa, Y., & Sivakumar, D. (2018). Deficit irrigation improves phenolic content and antioxidant activity in leafy lettuce varieties. *Food Science and Nutrition*, 6(2), 334–341. <https://doi.org/10.1002/fsn3.559>
- Mampholo, B. M., Maboko, M. M., Soundy, P., & Sivakumar, D. (2016). Phytochemicals and Overall Quality of Leafy Lettuce (*Lactuca sativa* L.) Varieties Grown in Closed Hydroponic System. *Journal of Food Quality*, 39(6), 805–815. <https://doi.org/10.1111/jfq.12234>
- Massa, G. D., Kim, H. H., Wheeler, R. M., & Mitchell, C. A. (2008). Plant productivity in response to LED lighting. *HortScience*, 43(7), 1951–1956. <https://doi.org/10.21273/hortsci.43.7.1951>
- Mengel, K., & Kirkby, E. A. (2001). Principles of plant nutrition. In International Potash Institute. (Ed.), *Annals of Botany* (5th edn.). Switzerland.
- Nicole, C. C. S., Charalambous, F., Martinakos, S., Van De Voort, S., Li, Z., Verhoog, M., & Krijn, M. (2016). Lettuce growth and quality optimization in a plant factory. *Acta Horticulturae*, 1134, 231–238. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.31>
- Ohtake, N., Ishikura, M., Suzuki, H., Yamori, W., & Goto, E. (2018). Continuous irradiation

- with alternating red and blue light enhances plant growth while keeping nutritional quality in lettuce. *HortScience*, 53(12), 1804–1809. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI13469-18>
- Paz, M., Fisher, P. R., & Gómez, C. (2019). Minimum Light Requirements for Indoor Gardening of Lettuce. *Urban Agriculture Regional Food Systems*, 4(1), 1–10. <https://doi.org/10.2134/urbanag2019.03.0001>
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rive-Evans, C. (1999). ANTIOXIDANT ACTIVITY APPLYING AN IMPROVED ABTS RADICAL CATION DECOLORIZATION ASSAY. *Free Radical Biology & Medicine*, 26(9/10), 1231–1237. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(98)00315-3)
- Samuolienė, G., Urbonavičiūtė, A., Duchovskis, P., Bliznikas, Z., Vitta, P., & Zukauskas, A. (2009). Decrease in Nitrate concentration in Leafy vegetables Under a solid-state illuminator. *HortScience*, 44(7), 1857–1860. <https://doi.org/10.21273/hortsci.44.7.1857>
- Son, K. H., & Oh, M. M. (2013). Leaf shape, growth, and antioxidant phenolic compounds of two lettuce cultivars grown under various combinations of blue and red light-emitting diodes. *HortScience*, 48(8), 988–995. <https://doi.org/10.21273/hortsci.48.8.988>
- SAS Institute Inc. 2003. The SAS System for Windows Release 6.12. Cary, N. C. USA.
- Steiner, A. A. (1984). The Universal Nutrient Solution. In *Sixth International Congress on Soilless Culture* (pp. 633–650). Wageningen.
- Taulavuori, K., Hyöky, V., Oksanen, J., Taulavuori, E., & Julkunen-Tiitto, R. (2016). Species-specific differences in synthesis of flavonoids and phenolic acids under increasing periods of enhanced blue light. *Environmental and Experimental Botany*, 121(1), 145–150. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2015.04.002>
- Waterman, P. G., & Mole, S. (1994). Analysis of phenolic plant metabolites. In *Blackwell Scientific Publications, Oxford*.
- Woltering, E. J., & Witkowska, I. M. (2016). Effects of pre-and postharvest lighting on quality and shelf life of fresh-cut lettuce. *Acta Horticulturae*, 1134, 357–365. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1134.47>
- Wu, M. C., Hou, C. Y., Jiang, C. M., Wang, Y. T., Wang, C. Y., Chen, H. H., & Chang, H.

- M. (2007). A novel approach of LED light radiation improves the antioxidant activity of pea seedlings. *Food Chemistry*, 101(4), 1753–1758. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.02.010>
- Zhang, T., Shi, Y., Piao, F., & Sun, Z. (2018). Effects of different LED sources on the growth and nitrogen metabolism of lettuce. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 134(2), 231–240. <https://doi.org/10.1007/s11240-018-1415-8>
- Zhang, X., He, D., Niu, G., Yan, Z., & Song, J. (2018). Effects of environment lighting on the growth, photosynthesis, and quality of hydroponic lettuce in a plant factory. *International Journal of Agricultural and Biological Engineering*, 11(2), 33–40. <https://doi.org/10.25165/j.ijabe.20181102.3420>
- Zhou, W., Liang, X., Dai, P., Chen, Y., Zhang, Y., Zhang, M., ... Lin, X. (2019). Alteration of Phenolic Composition in Lettuce (*Lactuca sativa* L.) by Reducing Nitrogen Supply Enhances its Anti-Proliferative Effects on Colorectal Cancer Cells. *International Journal of Molecular Sciences*, 20(17), 4205. <https://doi.org/10.3390/ijms20174205>

