

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**LUZ LED Y SU RELACIÓN CON LA PRODUCCIÓN DE METABOLITOS DE
INTERÉS Y BIOMASA DE BRÓCOLI EN UN SISTEMA PLANT FACTORY**

TESIS

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

P R E S E N T A

NATIELY GALLO DE LA PAZ

NOVIEMBRE 2020

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**LUZ LED Y SU RELACIÓN CON LA PRODUCCIÓN DE METABOLITOS DE
INTERÉS Y BIOMASA DE BRÓCOLI EN UN SISTEMA PLANT FACTORY**

TESIS

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

P R E S E N T A

NATIELY GALLO DE LA PAZ

NOVIEMBRE 2020

ESTA TESIS FUE REVISADA Y APROBADA POR EL
COMITÉ PARTICULAR COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA
COMITÉ PARTICULAR

Dr. Humberto Rodríguez Fuentes
Director de Tesis

Dr. Romeo Rojas Molina
Co-Director de Tesis

Dr. Alejandro Isabel Luna Maldonado
Asesor

Dr. Guillermo Cristian Guadalupe Martínez Ávila
Asesor

Ph.D. Juan Antonio Vidales Contreras
Subdirector de Posgrado e Investigación

Este Trabajo de Investigación fue realizado y Asesorado por integrantes del Cuerpo Académico (Prodep) **Ambiente y Sustentabilidad** que comprende las siguientes líneas de generación y aplicación del conocimiento (LGAC).

Nombre de la línea	Descripción
Desarrollo y mejora de técnicas de producción de cultivos	Desarrollar técnicas de manejo de producción de cultivos y relacionarlos con modelos matemáticos con énfasis en invernaderos e hidroponía, evaluando el uso de sustratos regionales, el manejo de la fertirrigación, el reciclaje de soluciones nutritivas y los estudios sobre fisiología de las plantas.
Degradación y remediación de ecosistemas naturales y urbanos	Generar y aplicar conocimientos específicos en el área de ecología de áreas degradadas que contribuyan a una eficiente planificación y administración de la sustentabilidad del ambiente y recursos naturales.
Microbiología cuantitativa e inocuidad alimentaria	El planteamiento de modelos de simulación para predecir el comportamiento de procesos microbiológicos que ocurren en la naturaleza ha dado lugar a la microbiología cuantitativa, ejemplo de su aplicación es la simulación del comportamiento de pantanos construidos para remover la carga de microorganismos del agua residual, trazar el movimiento de microorganismos en medios porosos y la incorporación de ecuaciones de crecimiento bacterial al diseño de biorreactores, entre otros.
Tecnología aplicada a la remediación del suelo, agua y alimento	Investigar la contaminación de los metales pesados, hidrocarburos y plaguicidas agrícolas en suelo, agua y alimentos, los cuales presentan el riesgo que al ingresar a las redes tróficas afectan negativamente la vida de los ecosistemas, en esta línea se consideran tecnologías de biodegradación y bioextracción con alternativas de la biorremediación.

Integrantes del Cuerpo Académico Ambiente y Sustentabilidad:

Dictaminado como: **CONSOLIDADO por el Prodep (2015-2020)**

Dr. Cs. Humberto Rodríguez Fuentes

Dr. Alejandro Isabel Luna Maldonado

Ph. D. Juan Antonio Vidales Contreras

DEDICATORIA

Porque viste belleza en lugar de cenizas, por conquistar mi corazón, por llamarme y aún más, elegirme, por hacerme saber que en ti todo lo puedo, por tu sacrificio en la cruz que cambió el destino de mi vida, por ser mi paz y mi plenitud y aún por mucho más: A ti Jesús, el deseado de mi alma.

A mis padres a quienes amo con toda mi alma y agradezco que siempre han dado todo su corazón para mí, por ser mi refugio en días difíciles y mi alegría con solo saber que los tengo, por ser los brazos donde he descansado por 30 años. Honro sus vidas y espero hacerlo a cada instante, anhelo ser su apoyo como ustedes lo han sido para mí, infinitamente gracias por todo papi y mami, por su amor, sus oraciones, sus consejos, por todo.

A mis hermanos: Carlos, Mariel y Arturo, por ser mi alegría, por la complicidad a lo largo de nuestra vida, porque los amo tanto. Gracias por cada consejo, cada oración, cada ánimo. Los amo tanto Gallitos.

A mi abuelito Praxedis, mi abuelita Natalia y mi abuelito Cruz que amé demasiado y que fueron una parte muy muy importante de mi vida.

A mi abuelita Eli, eres uno de mis motores más importantes, mi preciosa, uno de mis mayores ejemplos de vida, gracias por cada palabra, por cada consejo, por compartir tu experiencia de vida conmigo, gracias por amarme tanto, yo te amo mucho.

A mi tía Filo a quien amé. A mi tía Chuy por todo tu amor y apoyo al abrirme las puertas de tu casa y corazón por tantos años.

A ti Jaime, por ser mi amor eterno y la dulzura de mis días, por ser mi apoyo, por soñar junto conmigo y decidir caminar juntos para siempre. Gracias por todo tu amor. Te amo con todo mi ser.

AGRADECIMIENTOS

A Dios, gracias.

A cada uno de los maestros que me impartieron clases en toda mi estancia en la maestría y todos los encargados de laboratorios que amablemente me atendieron.

Al Dr. Alejandro Luna y al Dr. Cristian Martínez muchas gracias por su apoyo y por formar parte de mi comité de tesis.

Al Dr. Romeo Rojas por todo su apoyo, consejo y su tiempo dedicado a cada una de las preguntas y necesidades del proyecto.

Al Dr. Humberto Rodríguez, mi director de tesis, muchas gracias por todo su apoyo Doctor, por todo su tiempo dedicado a este proyecto, a cada una de mis dudas, por compartirme de su conocimiento, por motivarme a escribir cada vez mejor, muchas gracias por estos dos años de aprenderle y por estar dispuesto a enseñarme, lo bendigo. Mi admiración para usted.

A todo personal de la Subdirección de Posgrado, muchas gracias por toda su amabilidad y ayudarnos a que todos los procesos y procedimientos fueran más sencillo con su guía. Blanquita, especialmente gracias.

Al Ing. Fernando Cabrieles por todo el apoyo brindado en el laboratorio.

A mis amigos Fany, Checo, Ian y Luis por todas las anécdotas vividas en estos dos años.

Al equipo de Karma Verde Fresh por todo su apoyo, gracias Diana, Jorge y Leo.

A Víctor y Dulce por todo su apoyo, sus consejos y sus ánimos. Víctor, gracias por compartirme de todo tu conocimiento sin reservarlo, Dios te multiplique en gran manera amigo, de nuevo muchas gracias.

A mis amigas Marisol y Sara por siempre escucharme y darme una palabra de ánimo, gracias chicas por siempre creer que me iría bien en esta etapa.

A la Dra. Juanita Aranda, gracias por motivarme siempre a seguir y no rendirme.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por el apoyo brindado en estos dos años.

ÍNDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA.....	v
AGRADECIMIENTOS.....	vii
ÍNDICE DE CONTENIDO	ix
ÍNDICE DE CUADROS	xi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xii
ÍNDICE DE APÉNDICE.....	xii
LISTADO DE ABREVIATURAS.....	xiii
RESUMEN	xv
INTRODUCCIÓN	1
1. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
1.1. Generalidades del Cultivo de Brócoli.....	3
1.1.1. Características Botánicas.....	3
1.1.1.1. Microgreens (Microplantas).....	3
1.1.2. Requerimientos Climáticos y Nutrimientales.....	4
1.1.3. Propiedades Nutraceuticas.....	5
1.2. Sistema de Producción Plant Factory.....	6
1.2.1. Elementos de un sistema Plant Factory.....	8
1.2.1.1. Temperatura del aire.....	8
1.2.2. Sistema Plant Factory con Luz Artificial (PFLA).....	9
1.2.2.1. Luz LED y su relación con las plantas.....	9
1.2.2.2. Efecto de la luz LED en la producción de metabolitos secundarios en las plantas.....	10
1.2.2.3. Efecto de la Luz LED en el contenido mineral de las plantas.....	11
2. HIPÓTESIS.....	13
2.1. Objetivo General.....	13
2.2. Objetivos Específicos.....	13
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	14
3.1. Etapa 0: Pruebas preliminares.....	14
3.1.1. Producción de microgreens.....	16
3.1.2. Variables ambientales.....	17
3.1.3. Tratamientos.....	17
3.2. Sistema de producción por m ²	20
3.2.1. Variables Ambientales.....	21
3.2.2. Análisis Estadístico.....	21
3.2.3. Tratamientos.....	22
3.3. Evaluación de Biomasa.....	24
3.4. Evaluación de Capa Antioxidante.....	24
3.5. Absorción Mineral Total.....	25
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	26
4.1. Pruebas preliminares.....	26
4.1.1. Calidad de Agua y Solución Nutritiva.....	26
4.1.2. Variables Ambientales.....	26
4.1.3. Peso Fresco.....	29
4.1.4. Peso Seco.....	29
4.1.5. Capacidad Antioxidante.....	30

4.2. Sistema de Producción por m ²	34
4.2.1.Etapa I: Evaluación de Biomasa.....	34
4.2.1.1. Peso Seco.....	34
4.2.1.2. Curvas de Crecimiento.....	38
4.2.2. Etapa II: Evaluación de la Capacidad Antioxidante.....	38
4.2.3. Etapa III: Determinación de la Absorción Mineral Total.....	42
5. CONCLUSIONES.....	47
7. BIBLIOGRAFÍA	48
8. APÉNDICE.....	56

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Título	Página
1	Contenido de vitaminas y minerales de brócoli.....	7
2	Elementos, concentración y fuente empleados para elaboración de solución nutritiva.....	15
3	Características espectrales de fuentes emisoras de luz, empleadas en tratamientos.....	19
4	Características de los tratamientos de luz en sistema de producción de biomasa por m ²	23
5	Variables ambientales en etapa de pruebas preliminares.....	27
6	Calidad del agua de grifo utilizada para la preparación de la solución nutritiva	28
7	Comparativa de tratamientos de luz con combinación rojo: azul y la adición del espectro verde.....	31
8	Características espectrales de los tratamientos evaluados en la producción de biomasa por m ²	37

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Título	Página
1	Comparación de medias entre tratamientos de luz para la variable peso seco. Las barras verticales muestran la desviación estándar basada en un tamaño de muestra igual a 16.....	32
2	Comparación de medias entre tratamientos de luz y densidades para las variables ABTS y DPPH. Las barras verticales muestran la desviación estándar basada en un tamaño de muestra igual a 4.....	33
3	Comparación de medias entre tratamientos por fechas de muestreo del peso fresco.....	36
4	Curvas de crecimiento de microgreens evaluando tres tratamientos.....	39
5	Capacidad antioxidante bajo método de DPPH*.....	40
6	Capacidad antioxidante bajo método de ABTS.....	44
7	Contenido fenólico a los 7, 12 y 17 DDS.....	45
8	Contenido fenólico a los 7, 12 y 17 días después de siembra presentado en relación a la producción de biomasa.....	45
9	. Absorción mineral de Fe, Cu, Mn y Zn en microgreens de brócoli a los 17 DDS.....	46
10	Absorción mineral de N, P, K, Ca y Mg en microgreens de brócoli a los 17 DDS.....	46

ÍNDICE DE APÉNDICE

Apéndice	Título	Página
1	Charolas de 200 cavidades sanitizadas para siembra de brócoli en las pruebas preliminares.....	56
2	Torre de 3 niveles en sistema raíz flotante: Método Siembra en Charolas (pruebas preliminares).	57
3	Torre de 3 niveles para producción por m ² (Método siembra por m ² en placas de poliestireno).	58
4	Diagrama d producción de microgreens por m ²	59
5	Cálculo Biomasa en 100m ² (Siembra en charolas)	61
6	Cálculo Biomasa en 100m ² (Siembra por m ² en placas de poliestireno)	61

LISTADO DE ABREVIATURAS

LED	Diodo emisor de luz
LID	Luz integral diaria
SPF	Sistema de producción plant factory
SPFLA	Sistema de producción plant factory con luz artificial
SN	Solución nutritiva
HR	Humedad relativa
CE	Conductividad eléctrica
DPPH [•]	1,1-difenil-2-picril-hidrazilo
ABTS ^{•+}	2,2'azinobis-(3-etilbenzotiazolina)-6-sulfónico
N	Nitrógeno
P	Fósforo
K	Potasio
Ca	Calcio
Mg	Magnesio
Fe	Hierro
Cu	Cobre
Zn	Zinc
Mn	Manganeso

RESUMEN

Esta investigación se dividió en 4 etapas, las cuales fueron realizadas en el Laboratorio de Sistema de Producción de Ambiente Controlado de la Facultad de Agronomía, Campus Ciencias Agropecuarias Escobedo de la Universidad Autónoma de Nuevo León. El objetivo general de esta investigación fue evaluar el efecto de la intensidad y calidad de luz en la producción de biomasa y la capacidad antioxidante en microgreens de brócoli (*Brassica oleracea* var. walthman cultivadas bajo un Sistema de Plant Factory con Luz Artificial).

En la etapa de pruebas preliminares se determinó el método de manejo para la producción de la biomasa así como la determinación de los materiales a usar. En esta etapa también se determinaron los parámetros ambientales para cultivar microgreens de brócoli así como la solución nutritiva (SN) a utilizar, la densidad de siembra y los tratamientos a evaluar.

La primera etapa se dedicó a la producción de microgreens para evaluar la producción de biomasa en tres tratamientos: T1= 12 LID y 250 mol·m⁻²·día⁻¹, T2= 12 LID y 200 mol·m⁻²·día⁻¹ y T3= 10 LID y 250 mol·m⁻²·día⁻¹, se realizaron 3 muestreos a los 7, 12 y 17 días después de la siembra (DDS). Las variables a evaluar fueron peso fresco y peso seco de raíz y hojas. De acuerdo al análisis de varianza y la comparación de medias realizadas para la variable peso seco se observaron diferencias estadísticas ($p \leq 0.05$) entre los tres tratamientos de luz y entre los tiempos de cosecha.

La segunda etapa se destinó a la evaluación de la capacidad antioxidante de las microgreens, se evaluaron tres tratamientos de luz T1= 12 LID y $250 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ T2= 12 LID y $200 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ y T3= 10 LID y $250 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, se realizaron 3 muestreos a los 7, 12 y 17 DDS. Las variables a evaluar fueron ABTS^{•+}, DPPH[•] y Fenoles totales. Los resultados indicaron que hubo diferencias significativas ($p\leq 0.05$) para la capacidad antioxidante entre tratamientos, reportando la mayor actividad de antioxidantes a los 7 DDS. El contenido de fenoles totales se obtuvo a los 12 y 17 DDS los cuales fueron estadísticamente iguales ($p \leq 0.05$), con 72.87 y $77.43 \text{ mEAG}\cdot\text{g}^{-1}$ respectivamente, comparado con la producción de biomasa, a los 17 DDS se obtuvo $341.57 \text{ mEAG}\cdot\text{m}^2$.

Se determinó la absorción total de los nutrimentos en la planta total (parte aérea + raíz) a los 17 DDS (N, P, K, Ca, Mg, Fe, Cu, Zn y Mn), evaluando cada uno de los tres tratamientos de luz anteriormente descritos. Se obtuvieron diferencias significativas ($p\leq 0.05$) entre tratamientos siendo T3 el tratamiento con mayor absorción de macro y micronutrientes respecto a los demás.

INTRODUCCIÓN

En el mundo, la alimentación ha tenido siempre una gran importancia, pero ha tomado mayor relevancia a causa de los riesgos en la salud humana ocasionados por la malnutrición, que incluye la desnutrición y la obesidad. La desnutrición es causante de muertes en mujeres embarazadas y niños, así como deficiencias en el desarrollo físico y mental de los jóvenes, contribuyendo a la tercera parte de la mortalidad infantil. Por otro lado, la obesidad y el sobrepeso provocados por excesos en la alimentación que se vinculan al incremento de enfermedades crónicas, se estima que existen 1.5 miles de millones de personas con sobrepeso, lo cual incluye 500 millones con obesidad (OMS, 2020).

Debido a la importancia del cuidado de la salud y su relación con el consumo de alimentos, la sociedad ha preferido aquellos que aportan beneficios a nivel fisiológico. Dentro de todas las opciones de comida saludable se encuentran las hortalizas, consumidas a través de toda la historia de la humanidad y formando parte fundamental de la alimentación humana. Éstas existen en gran variedad y calidad nutritiva proporcionando macronutrientes y micronutrientes que son fundamentales para el organismo. Actualmente se ha dado una mayor importancia a los compuestos bioactivos conocidos también como fitoquímicos, los cuales forman parte del metabolismo secundario de las plantas (Martínez-Navarrete *et al.*, 2008).

Dentro de la gran cantidad de formas y variedades en las que se consumen los vegetales se encuentran los microgreens (microplantas), los cuales son considerados

alimentos funcionales con un excelente aporte nutrimental y mayor cantidad de compuestos bioactivos debido a la etapa fisiológica en la que son cosechados. Se pueden definir como plántulas con cotiledones desarrollados, así como sus primeras hojas verdaderas (Xiao *et al.*, 2012; Brazaitytė *et al.*, 2013) y se cosechan entre los 7 a los 20 días después de siembra dependiendo de la especie (Bulgari *et al.*, 2017; Lee *et al.*, 2004). Las hortalizas de hoja, así como los microgreens son producidas mayormente en invernaderos ubicados en las ciudades o cerca de ellas, esto debido a los grandes ahorros en términos de tiempo y costos de transportación de los lugares de producción hacia los consumidores (Ohyama *et al.*, 2000); es importante resaltar que, debido al transporte, se disminuye la calidad y cantidad de las hortalizas que contienen alrededor de un 90% de humedad (Atanda *et al.*, 2011).

La agricultura de control ambiental, incluido el Sistema de Producción Plant Factory con luz artificial (SPFLA), se lleva a cabo mediante estructuras construidas que tienen el propósito de optimizar las condiciones climatológicas para las plantas, estas estructuras han sido desarrolladas de una manera muy variada con finalidad de generar opciones que ayuden a los productores a obtener las condiciones adecuadas para el para el crecimiento y desarrollo de sus cultivos (López *et al.*, 2011).

1. REVISIÓN DE LITERATURA

1.1 Generalidades del Cultivo de Brócoli

1.1.1 Características Botánicas

EL brócoli es una hortaliza perteneciente a la familia de las brassicáceas cuyo nombre científico es *Brassica oleraceae* var *whaltman* (Krizaj, 2014).

Este cultivo tiene una raíz primaria con raíces secundarias, terciarias y raicillas. Posee grandes hojas, glabras y con nervaduras, también disponen de peciolo y estípulas, su color característico es verde oscuro. Sus flores son amarillas agrupadas en racimos. La parte consumible de este cultivo es la cabeza de brócoli, la cual es definida como un conjunto de brotes florales, morfológicamente, es una inflorescencia tipo corimbo la cual se desarrolla a partir de la yema apical del tallo (Krizaj, 2014; Martínez, 2004).

1.1.1.1 Microgreens (Microplantas)

Los microgreens son definidos como plántulas que poseen cotiledones completamente desarrollados junto con sus primeras hojas verdaderas, su cosecha tiene lugar generalmente entre los 7 a los 21 días posteriores a la siembra dependiendo de cada especie. Se puede decir que actualmente forman una tendencia nueva en la cocina saludable y en el arte culinario pues son caracterizados por ser plantas coloridas, tiernas, con fuertes sabores y aromas (Xiao *et al.*, 2012; Brazaitytė *et al.*, 2015; Bulgari *et al.*, 2012; Lee *et al.*, 2004).

A diferencia de los microgreens, los germinados son alimentos definidos como producto de la germinación de semillas y son consumidos antes de la aparición de sus

hojas verdaderas, esto incluye que se consumen incluyendo su semilla. Ambos se caracterizan por su alto contenido de vitaminas, minerales y compuestos bioactivos tales como polifenoles, tocoferoles y carotenoides, esto debido a la etapa de desarrollo en la que se encuentran (De Lama *et al.*, 2020; Andrejiová, *et al.*, 2017; Zhang *et al.*, 2020).

Los germinados y los microgreens aportan entre 29 a 128 kcal·100g peso fresco⁻¹. El contenido de polifenoles totales en germinados se encuentra entre 26.7 a 191.1 mg·100g peso fresco⁻¹ y el contenido de carotenoides se encuentra en un rango de 22.5 a 948.8 µg·g peso fresco⁻¹, mientras que los microgreens contienen entre 23.3 a 132.9 mg·100g peso fresco⁻¹ y el contenido de carotenoides se encuentra entre 1510.1 a 4073.5 µg·g peso fresco⁻¹ (Wojdyło *et al.*, 2020).

1.1.2 Requerimientos Climáticos y Nutrimientales

El brócoli es un cultivo que en cielo abierto se desarrolla durante las estaciones otoño-invierno. Su temperatura óptima para la fase de crecimiento se encuentra entre los 20 a 24°C mientras que para la etapa de floración es de 10 a 15°C. La humedad relativa óptima para este cultivo está entre 60-75% (Martínez, 2004).

La forma más común de cultivar el brócoli es mediante campo abierto, pero debido a las propiedades nutrimentales de este cultivo en su etapa de germinación y microgreen ha tomado relevancia la producción de estos mediante sistemas de control ambiental total como los Sistemas Plant Factory con Luz Artificial (SPFLA) (Martínez, 2004; Zhang *et al.*, 2020; Wojciechowska *et al.*, 2020).

En el SPFLA, las hortalizas requieren una luz integral diaria (LID) oscilando entre los $12 \text{ mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{día}^{-1}$ a los $17 \text{ mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{día}^{-1}$, con una intensidad entre los 150 a $300 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ y un rango del espectro electromagnético entre 450-490 y 390-450 nm de luz azul-violeta así como 620-750 y 590-620 nm de luz rojo-naranja. La humedad relativa en este sistema puede variar entre el 30 a 80%. El CO_2 puede tener valores entre los 400 a 2000 ppm (Kozai *et al.*, 2015; Choi *et al.*, 2000; Zhang y Folta, 2011).

La absorción mineral en cultivos es dependiente de diversos factores como, la especie y su etapa de desarrollo, así como de factores externos como la luz, la temperatura, humedad relativa, entre otros. Es importante conocer el requerimiento nutrimental de la especie para el desarrollo óptimo del programa de nutrición de esta. El requerimiento nutrimental en suelo para este cultivo es de N es de 350 Kg/ha, P es 105 Kg/ha, K es 70 Kg/ha, Ca es 30 Kg/ha, Mg es 25 Kg/ha y Fe es de 125 Kg/ha (Ayme, 2016).

1.1.3 Propiedades Nutraceuticas

Las plantas sintetizan metabolitos secundarios para cumplir funciones que no son primordiales, de tal manera que si se encuentran ausentes no causan letalidad en ellas. Entre estos metabolitos se encuentran los antioxidantes con múltiples beneficios para la salud deteniendo el envejecimiento (estrés oxidativo) celular (Stagos, 2020).

El brócoli se destaca por su alto contenido de vitaminas y minerales (Cuadro 1) así como de antioxidantes, entre los que destacan los de tipo fenólico, carotenoides y los glucosinolatos (Baenas *et al.*, 2016). En germinados y microgreens de esta especie se han identificado 26 compuestos de glucosinolatos. El contenido de compuestos

fenólicos se encuentra en el rango de 74 - 453 mg por 100 g de peso fresco (Pérez-Balibrea *et al.*, 2008; Le *et al.*, 2020).

1.2 Sistema de Producción Plant Factory

Los Sistemas de Plant Factory (SPF) son una propuesta de solución heterodoxa y poco convencional frente a los sistemas tradicionales de cultivo, pero al mismo tiempo se pueden mostrar como una solución pertinente frente a los estragos que ha causado la mancha urbana en los últimos años como la pérdida de suelo cultivable debido a los suelos contaminados. (Kennedy *et al.*, 2007; Lambin and Meyfroidt, 2011).

El SPF es un sistema que controla todos los factores necesarios para producir cultivos, como luz (calidad e intensidad), humedad relativa, temperatura, CO₂, estructura hermética y térmicamente aislada. Recientemente se ha empleado el uso de luz LED con la cual se pueden elegir las características espectrales específicas de luz para cada especie a producir (Kozai *et al.*, 2006; Kozai, 2013).

Cuadro 1. Contenido de vitaminas y minerales de brócoli peso fresco.

Minerales		Vitaminas	
Ca	47 mg	Vitamina C	89.2 mg
Fe	0.73 mg	Riboflavina	0.12 mg
Mg	21 mg	Niacina	0.64 mg
P	66 mg	Ácido Pantoténico	0.57 mg
K	316 mg	Piridoxina	0.18 mg
Na	33.0 mg	Folato	63 µg
Zn	0.41 mg	Vitamina A	31 µg
Cu	0.05 mg	Vitamina E	0.78 mg
Mn	0.21 mg	Vitamina K	101.6 µg

1.2.1 Elementos de un Sistema Planta Factory

El SPF consta de seis elementos básicos que deben ser controlados de manera total para la producción óptima de los cultivos, entre los cuales se destacan la temperatura, la concentración de CO₂, humedad relativa, luz (calidad e intensidad) y estructura hermética y térmicamente aislada (Kozai *et al.*, 2016).

1.2.1.1 Temperatura del aire

La mayoría de los procesos fisiológicos de las plantas son influenciados por su temperatura, la cual está afectada por el ambiente en el cual se desarrollan, debido a esto es muy importante el control de climatológico, siendo esto el objetivo de un SPF: mantener en condición óptima las variables que afectan el crecimiento y desarrollo de las plantas (Niu, *et al.*, 2016).

En el SPF la velocidad de la corriente de aire se suele controlar entre 0.5 y 1.0 m·s⁻¹ usando ventiladores de circulación de aire para promover el intercambio de gases. Además, cuando las lámparas se colocan cerca de las plantas, las hojas absorben cantidades significativas de energía térmica de las lámparas, lo que aumenta la temperatura de las hojas. La circulación de aire puede ayudar a mitigar las temperaturas de las hojas facilitando la transferencia de calor por convección lejos de las plantas. Controlar las temperaturas de las hojas y del aire de manera uniforme en cada plataforma de crecimiento es importante en estos sistemas. Si la circulación del aire es insuficiente, las temperaturas del aire en los estantes de crecimiento superiores serán más cálidas que las inferiores, haciendo que las hojas incrementen su calor (Niu, *et al.*, 2016; Kitaya *et al.*, 1998; Kitaya *et al.*, 2000).

1.2.2 Plant Factory con Luz Artificial (PFLA)

SPFLA es un sistema de agricultura donde el ambiente en el que se desarrollan los cultivos es planeado y controlado para la producción de especies vegetales, con la finalidad de optimizar las condiciones ambientales que generen la mayor producción de biomasa o de metabolitos de interés comercial (Ohyama *et al.*, 2000, Yokoi *et al.*, 2005; Kozai, 2008; Kozai *et al.*, 2015).

El SPFLA es un sistema cerrado que busca optimizar de manera precisa las condiciones como temperatura, humedad y nutrientes, y está enfocado a controlar la condición de luz (calidad, intensidad y fotoperiodo) (Moon *et al.*, 2011; Shiina *et al.*, 2010; Malayeri *et al.*, 2012).

1.2.2.1 Luz LED y su relación con las plantas

La luz regula la mayoría de los procesos biológicos y algunas rutas metabólicas en las plantas, (Carvalho, *et al.*, 2008), debido a que éstas reaccionan a la intensidad y calidad de la luz (Zhang y Folta, 2012) a través de sus fotorreceptores, los cuales son activados bajo longitudes de onda específicas (Xiaoying *et al.*, 2010), éstos absorben mayormente la luz azul-violeta (450-490 y 390-450 nm) y rojo-naranja (620-750 y 590-620 nm) y no utilizan todas las longitudes de onda del espectro electromagnético. Por lo anterior, la calidad, la intensidad y el fotoperiodo son todos elementos que deben considerarse en el factor luz para obtener producción de plantas con buena calidad (Zhang y Folta, 2012).

La iluminación con diodos emisores de luz (LED) comúnmente usada en SPFLA, hace posible generar una composición espectral específica, por ejemplo, la luz monocromática roja y azul en forma individual o combinada incrementó la acumulación de metabolitos primarios y secundarios tales como azúcares y proteínas solubles, polifenoles, vitaminas C, tocoferoles y carotenoides esto comparado con todo el espectro de luz visible (380-700nm) (Britz *et al.*, 1990; Kim, *et al.*, 2004).

1.2.2.2 Efecto de la luz LED en la producción de metabolitos secundarios en las plantas

Las plantas aumentan la producción de sus metabolitos secundarios como respuesta al estrés abiótico al que son sometidas (térmico, hídrico, salino, luz, plagas, etc.). Las variaciones en la calidad e intensidad de luz proporcionada a las plantas pueden tener un efecto de aumento en la síntesis de estos metabolitos, lo cual dependerá de la especie. Lee *et al.*, (2016), mencionan que la combinación de luz roja:azul, favorece la producción de biomoléculas que tienen propiedades anticancerígenas como los glucosinolatos en *Brassica oleracea* var. *Acephala* y *Brassica rapa* subsp. *Chinensis*. Además de la producción de metabolitos, los estudios realizados por Matsuda *et al.*, 2008 muestran que la luz azul o en combinación de azul:roja incrementó la biomasa en especies vegetales como espinaca y lechuga.

La intensidad luminosa óptima favorece la fotosíntesis y la acumulación de materia seca, por el contrario, el exceso puede limitarlas (Hu *et al.*, 2007). Cabe mencionar que la intensidad de luz proporcionada a hortalizas de hoja que han sido producidas en ambientes controlados se encuentra en un rango de 200 a 300 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ (Yoon

et al., 2011; Kozai *et al.*, 2015; Bian *et al.*, 2015). Johkam *et al.*, 2010 y Somouliene *et al.*, 2013, mencionan que proporcionar de 100-200 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ de luz azul en *Lactuca sativa* incrementó significativamente ($p\leq 0.05$) la biosíntesis de compuestos fenólicos, vitamina C, tocoferoles y carotenoides también muestran que al suministrar 90 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ de la mezcla azul:rojo en *Lactuca Sativa* se aumenta la síntesis de antocianinas, polifenoles, flavonoides y glucosinolatos.

La morfología y fisiología de la planta también son influenciadas por el fotoperiodo lo mismo sucede con los fitoquímicos (Bian *et al.*, 2015). Ali *et al.*, 2009 mencionan que con un fotoperiodo de 12 h se obtuvieron concentraciones altas de clorofila, polifenoles y antioxidantes totales, mientras que en un fotoperiodo de 24 h fueron menores en *Amaranthus cruentus*, *Beta vulgaris* y *Spinacia oleracea*; por el contrario, Soffe *et al.*, 1977 menciona que al extender el fotoperiodo se incrementa la acumulación de biomasa.

1.2.2.3 Efecto de la Luz LED en el contenido mineral de las plantas

Al igual que la luz y sus factores descritos, el control de la nutrición de la planta es primordial en SPFLA, debido a que mediante ésta se suministran los nutrimentos esenciales para su ciclo de vida, pero junto a ellos pueden suministrarse también elementos benéficos que son esenciales para ciertas especies vegetales y en el caso de los humanos contribuyen en reacciones favorables, por tanto, son recomendados en la dieta diaria, debido a esto el contenido de minerales en la plantas para consumo humano toma mayor importancia y cabe destacar que un sistema de ambiente controlado, como SPFLA, permite administrar de una manera efectiva la cantidad y

tiempo de suministro de éstos elementos (Tsukagoshi *et al.*, 2016). El factor principal que determina el contenido de minerales en la planta es genético, así como la disponibilidad de nutrimentos en la solución, existen otros factores también involucrados; Shin *et al.*, 2013, evaluaron el efecto de la luz en los elementos inorgánicos en *Lactuca sativa*, encontrando que para N, Ca, Mg y Fe el contenido se incrementó significativamente ($p \leq 0.05$) en las plantas cultivadas bajo luz LED rojo:azul al ser comparadas con las que se cultivaron bajo condición de luz fluorescente, concluyendo que la combinación rojo:azul incrementó la producción de biomasa así como el contenido de estos nutrimentos.

2. HIPÓTESIS

Diferentes intensidades de luz están relacionadas con la producción de biomasa y metabolitos secundarios en microgreens de brócoli (*Brassica oleracea* var. watlman) cultivadas en Sistema de Plant Factory con Luz Artificial (SPFLA).

2.1 Objetivo General

Evaluar el efecto de la intensidad y calidad de luz en la producción de biomasa y la capacidad antioxidante en microgreens de brócoli (*Brassica oleracea* var. walthman) cultivadas bajo un Sistema de Plant Factory con Luz Artificial.

2.2 Objetivos Específicos

1. Evaluar el efecto de la intensidad y calidad de luz en la producción de biomasa de brócoli *Brassica oleracea* var. waltham bajo condiciones de control ambiental total.
2. Evaluar el efecto de la intensidad y calidad de la luz en la concentración de algunos elementos químicos esenciales en brócoli.
3. Estimar el efecto de la intensidad y calidad de luz en la concentración de fenoles totales y la capacidad antioxidante en la biomasa.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

La etapa experimental de esta investigación se realizó en el Laboratorio de Sistema de Producción en Ambiente Controlado de la Facultad de Agronomía, ubicada en el Campus de Ciencias Agropecuarias de General Escobedo, N.L., México.

3.1 Pruebas preliminares

La etapa de pruebas preliminares tuvo como finalidad, definir el sistema de producción, materiales a usar y densidad de siembra, se realizó en el Laboratorio de Sistema de Producción en Ambiente Controlado y en el Laboratorio de Química y Bioquímica de la Facultad de Agronomía, ubicada en General Escobedo, N.L., México.

En esta investigación se utilizó *Brassica oleracea* var. waltham. La nutrición de las plantas se suministró mediante la solución nutritiva (SN) propuesta por Rodríguez-Fuentes *et al.* (2011), en el Cuadro 2 se muestra la concentración del elemento y la fuente utilizada para la elaboración de la SN, la cual fue ajustada a un pH de 5.5 con la aplicación de ácido sulfúrico grado reactivo (GR), se midieron los valores de conductividad eléctrica, pH, temperatura y oxígeno de la solución cada 24 h, mediante sensores pH Mettler Toledo y CE HANNA.

Previo a la preparación de la SN, se realizó un análisis de calidad del agua para riego agrícola, determinando calcio, magnesio, carbonatos, bicarbonatos y cloruros, así como conductividad eléctrica (CE) y pH, con la finalidad de optimizar la preparación de la solución, esto fue realizado siguiendo las metodologías propuestas por Rodríguez-Fuentes *et al.* (2015).

Cuadro 2. Elementos, concentración y fuente empleados para elaboración de solución nutritiva.

Elemento	Concentración (mg L ⁻¹)	Fuente
N	200	-----
P	60	KH ₂ PO ₄
K	250	KNO ₃
Ca	200	Ca(NO ₃) ₂ ·4H ₂ O
Mg	50	Mg(NO ₃) ₂
S	100	H ₂ SO ₄
Fe	0.5	FeSO ₄ ·7H ₂ O
Mn	0.25	MnSO ₄ ·H ₂ O
B	0.25	H ₃ BO ₃
Cu	0.03	CuSO ₄ ·5H ₂ O
Zn	0.25	ZnSO ₄ ·H ₂ O

3.1.1 Producción de microgreens

Antes de la experimentación se realizó una prueba de germinación de la semilla obteniendo un 80%, posterior a esto, se hizo una corrección al 100%. La semilla se adquirió de un proveedor local comercial.

Se evaluaron dos densidades diferentes. En la densidad uno (D1) se colocó 6 semillas por cavidad: 150 semillas en 272.25 cm², mientras que en la densidad dos (D2) se insertaron 12: 300 semillas en 272.25 cm².

Para la germinación de la semilla se utilizaron charolas de propagación de poliestireno de 200 cavidades (0.66 m X 0.34 m cm X 0.07 m) las cuales fueron lavadas con detergente, se enjuagaron con agua de grifo y posteriormente se sanitizaron con una solución al 2% de hipoclorito de sodio la cual se realizó por aspersion con un atomizador manual de 1L (Apéndice A 1).

Cada cavidad se rellenó con de algodón textil de 2cm², previamente sanitizado: se colocó dentro de un recipiente cerrado y posteriormente se aplicó ozono mediante equipo (Duo Gong 400) de inyección por manguera durante 20 min con un flujo de 400 mg/h.

Se empleó en un sistema hidropónico tipo torre, que consta de tres niveles, con una separación de 0.33 m entre ellos y un área de superficie de 1m², teniendo con esto 1m³ de volumen de producción. En cada nivel se colocó una caja de coroplast negra con medidas de 0.8 m X 0.8 m X 0.12 m para contener un volumen de 40 L de SN, en su interior se depositaron dos charolas de poliestireno previamente sembradas (una para cada densidad) (Apéndice A 2 y A 5).

3.1.2 Variables ambientales

Se utilizó un sistema de monitoreo de datos para almacenar las variables ambientales: temperatura, % de humedad relativa, intensidad de luz y concentración de CO₂ y el control automatizado del encendido - apagado de iluminación. Éstas fueron registradas diariamente cada 30 minutos del experimento preliminar. Esto se realizó en una plataforma de hardware de código abierto modelo Arduino Mega20560 de Arduino Srl., Italia, donde se conectaron sensores de temperatura y humedad relativa (con un sensor de temperatura y humedad Grove Temperature & Humidity Sensor modelo v1.0 de Seeed Technology Co., Ltd., China, un sensor de intensidad de luz Grove Light Sensor modelo v1.1 de Seeed Technology Co., Ltd, China.

Para determinar la concentración de CO₂ ambiental se empleó un sensor Carbon Dioxide and Temperature Monitor de Telaire®, EUA y un External Data Logger de HOBO®, EUA. El almacenamiento de los datos se realizó mediante el software de DAQ-PLX de Parallax, Inc, EUA, en el cual, los datos adquiridos fueron exportados a una hoja de cálculo de Microsoft Excel versión 16.0.4266.1001 Copyright© 2016 de Microsoft, EUA para posteriormente ser analizados.

3.1.3 Tratamientos

Los tratamientos a evaluar fueron tres diferentes intensidades de luz: T1=127.49; T2=235.69 y T3=147.32 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ respectivamente, bajo la metodología descrita por Avendano-Abarca *et al.* ,2019, se utilizó un diseño completamente al azar con arreglo de parcelas divididas con 8 repeticiones, siendo parcela grande las

intensidades de luz y parcela chica las densidades de población. En la D1 se colocaron 150 semillas en 272.25 cm^2 , la D2 consistió en 300 semillas en la misma superficie. Este cálculo fue realizado de acuerdo al número de semillas colocado para las 25 cavidades con una superficie de 272.25 cm^2 .

El fotoperiodo establecido fue de $24 \text{ h luz}\cdot\text{d}^{-1}$. Las características espectrales de las fuentes emisoras de luz se describen en el Cuadro 3. Se utilizaron lámparas tubulares LED T8 rojo, azul ambos del modelo 21019, DUBAI y blanco frio modelo DLM, modelo ML-TU-CR1 de DLM S de R.L. de C.V., México.

Cuadro 3. Características espectrales de fuentes emisoras de luz, empleadas en tratamientos (pruebas preliminares).

Color	Rango de longitud de onda (nm)	Intensidad ($\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$)		
		T1	T2	T3
Violeta	380-450	33.68	29.78	50.93
Azul	450-495	18.97	25.19	30.36
Verde	495-570	0	0	31.31
Amarillo	570-590	0	0	10.58
Naranja	590-620	02.41	03.75	16.52
Rojo	620-750	72.43	88.6	95.99
Total	380-750	127.49	147.32	235.69
<hr/>				
LID ($\text{mol}\cdot\text{día}\cdot 1$)		10.5	12.1	19.3
LIT($\text{mol}\cdot 20 \text{ días}^{-1}$)		210	242	386
Proporción A:R		1:3.81	1:3.51	1:3.16

LID=Luz Integral Diaria; LIT=Luz Integral total; A:Azul R:Rojo

3.2 Sistema de Producción por m²

Posterior a las pruebas preliminares donde se definieron los materiales a usar, el método y la densidad de siembra, se procedió a realizar el sistema de producción por m².

Previo a la experimentación se realizó una prueba de germinación de la semilla obteniendo un 70%, posterior a esto, para la siembra se hizo una corrección al 100%.

Para la germinación de la semilla se utilizaron placas de poliestireno con 400 perforaciones de 5 mm de diámetro. Las dimensiones de la placa fueron 0.5 m X 0.5 m X 0.01 m, las cuales fueron lavadas con jabón, se enjuagaron con agua de grifo y posteriormente se sanitizaron con una solución al 2% de hipoclorito de sodio por aspersión.

Sobre cada placa de poliestireno fue colocada una lámina de tela poliéster textil de 0.55 m X 0.55 m, previamente sanitizada. Esto se realizó colocándolas dentro de un recipiente cerrado y posteriormente se aplicó ozono mediante equipo (Duo Gong 400) de inyección por manguera durante 20 min con un flujo de 400 mg/h.

Se empleó un sistema hidropónico tipo torre, que constó de tres niveles, se utilizó un área de superficie de siembra de 0.5 m². Cada nivel contó de una base de acero inoxidable de (0.85 m X 1.91 m X 0.2 m) para contener un volumen de 80 L de SN, en su interior se depositaron las dos placas de poliestireno con una lámina de tela en cada una, cada conjunto se mantuvo flotando en la SN (Apéndice A3, A4 y A6).

Las semillas fueron colocadas sobre la tela en una densidad de siembra de 9.8 g por 0.25 m² (aproximadamente 2000 semillas / 0.25 m²). Se realizaron tres muestreos en

todo el ciclo del cultivo hasta obtener microgreens, siendo éstas a los 7, 12 y 17 días después de siembra (DDS) respectivamente.

3.2.1 Variables ambientales

Se registraron los parámetros de temperatura del aire, % de humedad relativa, y concentración de CO₂ del aire. Éstas fueron registradas diariamente durante el experimento. Esto se realizó con un sensor de temperatura y humedad (Grove Temperature & Humidity Sensor modelo v1.0 de Seeed Technology Co., Ltd., China).

Para determinar la concentración de CO₂ ambiental se empleó un sensor Carbon Dioxide and Temperature Monitor (Telaire®, EUA) y un External Data Logge (HOBO®, EUA). El almacenamiento de los datos se realizó mediante el software de DAQ-PLX (Parallax, Inc, EUA), en el cual, los datos adquiridos fueron exportados a una hoja de cálculo de Microsoft Excel (versión 16.0.4266.1001 Copyright© 2016 Microsoft, EUA) para posteriormente ser analizados.

3.2.2 Análisis Estadístico

Para evaluar la biomasa producida se utilizó un diseño completamente al azar en parcelas divididas con 4 repeticiones, la unidad experimental fue de 0.125 m² y el tamaño de muestra de 15 plantas. Para la evaluación de la capacidad antioxidante se utilizó el mismo diseño experimental, el tamaño de muestra fue de 20 plantas. El análisis de varianza y la comparación de medias por el método de Tukey ($p \leq 0.05$) fueron realizados en el programa de estadísticos InfoStat versión 2018. Grupo InfoStat, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. URL <https://www.infostat.com.ar/>.

3.2.3 Tratamientos

Se evaluaron 3 tratamientos cuyas características se describen en el Cuadro 4. Para los tratamientos 1 y 3 se utilizaron tres lámparas LED tubulares compuestas LG (mod. Arize Life©). En el tratamiento 2 se usaron lámparas tubulares LED T8 rojo, azul (mod. 21019, DUBAI y blanco frio (mod. DLM, mod. ML-TU-CR1 de DLM S de R.L. de C.V., México). El fotoperiodo fue controlado con dispositivos temporizadores.

Para los tratamientos 1 y 3 se utilizaron tres lámparas LED tubulares compuestas LG (mod. Arize Life©). En el tratamiento 2 se usaron lámparas tubulares LED T8 rojo, azul (mod. 21019, DUBAI y blanco frio (mod. DLM, mod. ML-TU-CR1 de DLM S de R.L. de C.V., México). El fotoperiodo fue controlado con dispositivos temporizadores.

Cuadro 4. Características de los tratamientos de luz en sistema de producción de biomasa por m².

	T1	T2	T3
Relación rojo:azul	03:01	1.38:1	03:01
Fotoperiodo	13.33	16.66	11.1
Intensidad Total ($\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$)	250	200	250
Intensidad Rojo ($\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$)	187.5	107.2	187.5
Intensidad Azul ($\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$)	62.5	77.42	62.5
LID ($\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}$)	12	12	10
LID Rojo ($\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}$)	9	6.43	7.49
LID Azul ($\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}$)	3	4.64	2.5
LIT ($\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}$)	204	203.9	169.8
LIT Roja ($\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}$) (17 días)	153	109.3	127.4
LIT Azul ($\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}$) (17 días)	50.99	78.94	42.46
Calidad de luz	R:A	R:A:B	R:A

R= rojo; A= azul; B= blanco; LID= Luz integral diaria; LIT=Luz Integral Total;
T=Tratamiento; F=Fotoperiodo

3.3 Etapa I: Evaluación de Biomasa

En cada uno de los muestreos se evaluó el peso fresco y seco total de 15 microgreens (raíz + tallo + hojas) siendo éste el tamaño de muestra, la unidad experimental fue de 0.125 m², con 4 repeticiones. Las plantas fueron pesadas antes y después del secado. Para secar se utilizó una estufa de convección forzada a 55°C durante 48 h, mientras que para pesar se usó una balanza analítica AND modelo FY-300.

3.4 Etapa II: Evaluación de Capacidad Antioxidante

Para la evaluación de la capacidad antioxidante se colectaron 20 microgreens excluyendo la raíz de cada una, siendo este el tamaño de muestra, obtenidas de una unidad experimental de 0.125 m², con 4 repeticiones. Las muestras fueron colocadas en un congelador a -18°C para su preservación.

Se procedió a realizar el extracto para compuestos fenólicos y flavonoides a partir de cada muestra, para su obtención, cada una de las repeticiones fueron maceradas, posteriormente se pesó 1 g y se colocó en un tubo Falcon, posteriormente se añadieron 10 mL de metanol puro, (relación de 1:10 p/v). Cada tubo fue cubierto de papel aluminio y llevado a un refrigerador a 4°C durante 24 h de acuerdo a lo reportado por Zhang *et al.* (2018), el procedimiento fue modificado a peso y no a área de la muestra. Para determinar la capacidad antioxidante de las muestras se realizaron tres repeticiones de cada una, cada triplicado fue colocado en una microplaca de 96 cavidades.

Se utilizaron los métodos ABTS^{•+}, DPPH[•], bajo la metodología de Hernández *et al.*, 2018. La lectura de las absorbancias se realizó en un lector Miti-Modal de Microplacas (Synerg™ HTX, marca BioTek).

Etapa III: Absorción Mineral Total

Se realizó un diseño experimental completamente al azar, la toma de muestra de cada tratamiento se efectuó a los 17 DDS recolectando 80 plantas (hoja + tallo + raíz) siendo éste el tamaño de muestra, obtenidas de una unidad experimental de 0.125 m², con 6 repeticiones, se determinó el peso seco y peso fresco de cada una.

Posterior a la determinación del peso seco y fresco se determinó la absorción total de N, P, Ca, Mg, Fe, Cu, Mn y Zn bajo las metodologías descritas por Rodríguez-Fuentes y Rodríguez-Absi (2015). Se utilizó una estufa de convección forzada a 55°C durante 48 h, (Lab Ovens modelo 40 GC de Quincy Lab, Inc. EUA), una balanza (AND modelo FY-300) para la obtención de extractos. La concentración de K, Ca, Mg Fe, Mn Cu y Zn se utilizó la técnica de Espectroscopía de absorción atómica, mientras que para P espectroscopía óptica usando un espectrofotómetro óptico (Spectronic®, modelo Helios Epsilon, EUA) así como un espectrofotómetro de absorción atómica (UNICAM Solar®, modelo 9626) respectivamente. La determinación de N se realizó bajo el método Kjeldahl llevando a cabo una digestión, destilación y titulación.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Pruebas preliminares

En el registro de variables ambientales realizado durante la etapa experimental, los resultados fueron: % de humedad relativa de 60.35 ± 2.18 , temperatura del aire $21.69 \pm 1.31^\circ\text{C}$, intensidad de luz $63.44 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ y la concentración de CO_2 368.37 ± 32.54 ppm (Cuadro 5).

4.1.1 Calidad de Agua y Solución Nutritiva

Los resultados de la calidad de agua se muestran en el Cuadro 6, los valores fueron ajustados a la SN empelada

La solución nutritiva (SN) presento un valor de pH de 5.88 y CE de $2.7 \text{ mS}\cdot\text{cm}^{-1}$, de acuerdo con Rodríguez *et al.* (2016) es recomendable que el valor de la SN sea ajustado a un pH de 5.0-5.5 con la adición de ácido sulfúrico con el fin de evitar la disminución en la solubilidad de Fe^{2+} y Mn^{2+} .

4.1.2 Variables ambientales

En el registro de variables ambientales realizado durante la etapa experimental, los resultados fueron: % de humedad relativa de 60.35 ± 2.18 , temperatura del aire $21.69 \pm 1.31^\circ\text{C}$, intensidad de luz $63.44 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ y la concentración de CO_2 368.37 ± 32.54 ppm.

Cuadro 5. Variables ambientales en etapa de pruebas preliminares.

Registro de variables ambientales	
Parámetro	Medición
Humedad Relativa	60.35 ± 2.18 %
Temperatura del aire	21.69 ± 1.31°C
Intensidad de Luz	63.44 ± 5.37 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$
CO ₂	368.37 ± 32.54 ppm

Cuadro 6. Calidad del agua de grifo utilizada para la preparación de la solución nutritiva.

Cationes	Concentración (meq·L ⁻¹)
Ca ²⁺	4.4
Mg ²⁺	0.8
Na ⁺	1.6
Aniones	
SO ₄ ²⁻	2.3
CO ₃ ²⁻ y HCO ₃ ⁻	2.2
Cl ⁻	2.3

4.1.3 Peso Fresco

En el análisis de varianza para la variable peso fresco total (parte aérea + raíz) se obtuvieron diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$) entre luz y densidades, para la D1, los tratamientos T2 y T3 son los mejores obteniendo medias significativamente iguales. El mejor tratamiento para la D2 fue T3 ($147.32 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) siendo ésta la mejor combinación de luz y densidad (12 semillas por cavidad).

4.1.4 Peso Seco

La variable peso seco total (parte aérea + raíz) mostró diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre el factor luz independiente de la densidad. Entre los tratamientos de luz T3 y T2 no existe diferencia significativa ($p \leq 0.05$), se observa también que T3 fue estadísticamente diferente a T1 (Figura 1).

La intensidad de la luz utilizada para T2 ($235.69 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) es superior a la de T3 ($147.32 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) y debido a la presencia de luz blanca en T2, la cual contiene 31.31 y $10.58 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ del espectro verde y amarillo respectivamente, mientras que en T3 estos espectros no se encuentran presentes por no contener luz blanca.

De acuerdo con el análisis de varianza, el aumento en la intensidad en T3 del 37.5% respecto a T2 y un 45.9% respecto a T1 no tuvo un incremento significativo en la producción de materia seca, en el Cuadro 2 se pueden observar las intensidades totales de cada tratamiento. Estos resultados son diferentes con lo reportado por Kopsell *et al.*, 2014 quienes no tuvieron incrementos significativos ($p \leq 0.05$) en peso seco en microgreens de brócoli, al incrementar usar una relación R:A similar a 3:1 usadas en T1, T2 y T3. Se encuentran coincidencias con lo reportado por Johkan *et al.*, 2010, pues obtuvo una mayor acumulación de biomasa en plántulas de *Lactuca*

sativa de 17 DDS expuestas a una relación similar de luz rojo:azul, esto es debido a que la combinación de luz roja y azul proporciona mayor estímulo en la capacidad fotosintética y por lo tanto en producción de biomasa (Hogewoning *et al.*, 2010).

El uso de la luz verde en combinación con roja y azul para la producción de biomasa depende de la proporción utilizada y el tipo de cultivo (Wang y Folta, 2013). En los resultados de la presente investigación son no se encuentra diferencia significativa en la adición del espectro de luz verde en combinación con rojo:azul para la variable de peso seco en plántulas. Mientras que existen diferencias con los reportes de Kim *et al.*, 2004 en plántulas de *Lactuca sativa*, encontrando valores similares en producción de materia seca al incorporar el espectro de luz verde en la combinación rojo:azul (Cuadro 7).

4.1.5 Capacidad Antioxidante

El extracto obtenido fue analizado para determinar la capacidad antioxidante. En el análisis de varianza para el ensayo ABTS^{•+} y DPPH[•] no se obtuvo diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre tratamientos de luz (Figura 2). Estos resultados son similares a lo reportado por Vaštakaitė *et al.*, 2015 en tres especies del género *Brassica*, cultivadas bajo $150 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ y $250 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, no encontrando diferencia significativa entre ellos para los ensayos DPPH[•] y ABTS^{•+}.

Cuadro 7. Comparativa de tratamientos de luz con combinación rojo: azul y la adición del espectro verde.

	Kim et al., 2004	Presente investigación
R:A	1.54 g	1.59 g
R:A:V	2.26 g	1.94 g

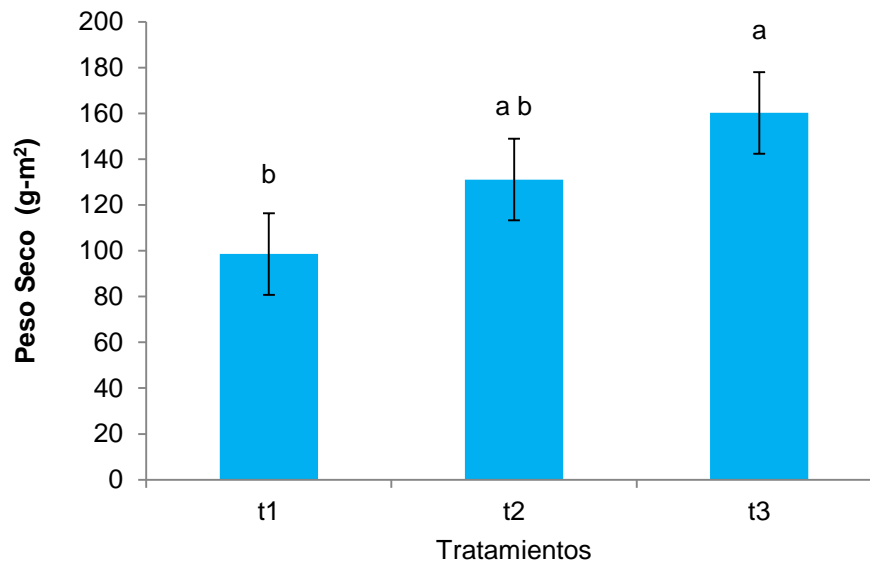


Figura 1. Comparación de medias entre tratamientos de luz para la variable peso seco. Las barras verticales muestran la desviación estándar basada en un tamaño de muestra igual a 16.

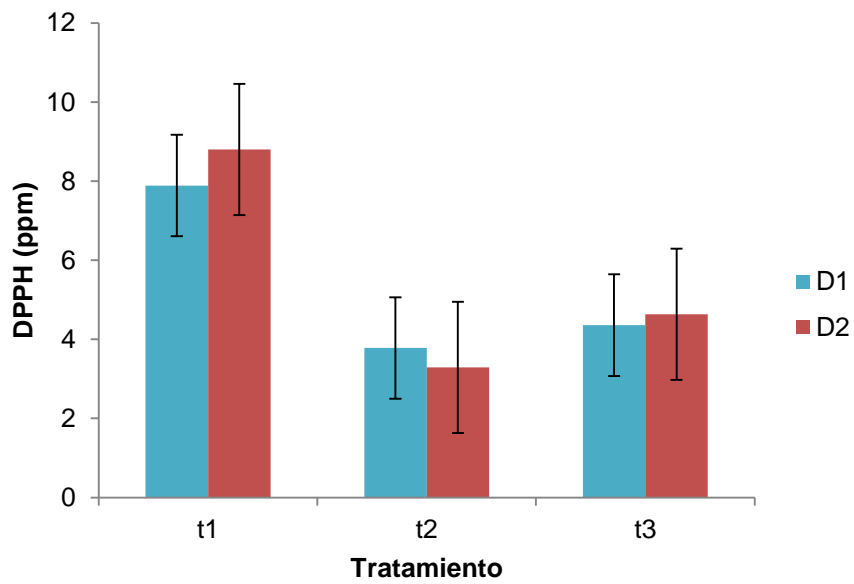
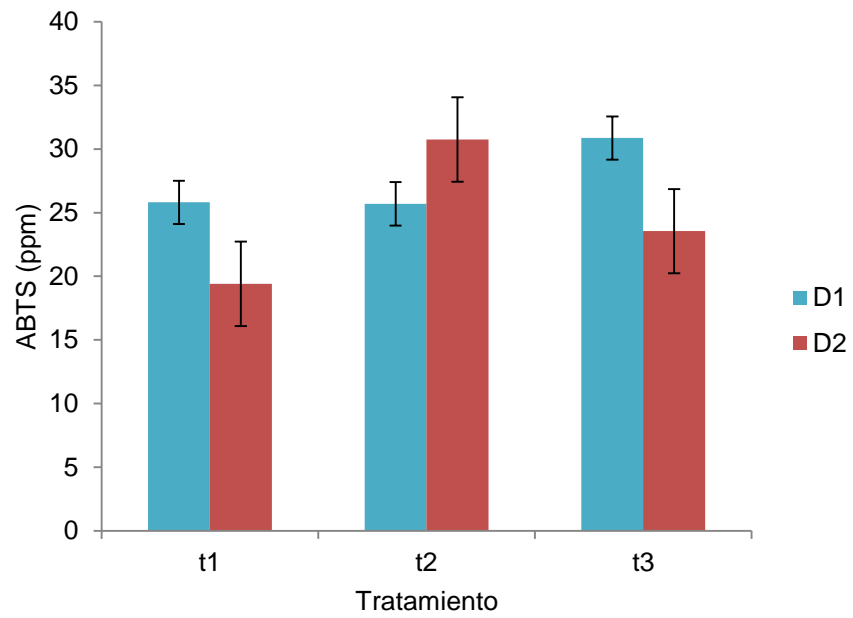


Figura 2. Comparación de medias entre tratamientos de luz y densidades para las variables ABTS^{•+} y DPPH[•]. Las barras verticales muestran la desviación estándar basada en un tamaño de muestra igual a 4.

4.2 Sistema de Producción por m²

4.2.1 Etapa I: Evaluación de Biomasa

4.2.1.1 Peso Seco

De acuerdo al análisis de varianza y la comparación de medias realizadas para la variable peso seco se observaron diferencias estadísticas ($p \leq 0.05$) entre tratamientos y su interacción.

En el muestreo uno y dos no se presentaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre tratamientos (Figura 3 a y b). Debido a que la luz no tuvo efecto en los primeros dos tiempos de cosecha, este resultado puede atribuirse a que los órganos fotosintéticos de las plantas en las etapas más tempranas de su crecimiento (7 y 12 DDS) fueron más pequeños respecto al día 17, ya que en éstos se encuentran los fotoreceptores como las clorofilas que absorben luz roja y azul (Casierira *et al.*, 2015; Lazo & Asencio 2010). De acuerdo con Valladares, 2002 una mayor área permite un incremento en la tasa fotosintética por lo tanto mayor acumulación de materia seca.

En el tercer muestreo (Figura 3 c), los tratamientos T1 y T3 fueron iguales ($p \leq 0.05$) y presentaron la mayor acumulación de biomasa.

T1 y T3 tienen una relación 3:1 de rojo:azul (R:B), los cuales, al final del ciclo tuvieron una mayor cantidad de luz roja $152.96 \text{ mol}\cdot\text{m}^{-2}$ y $127.37 \text{ mol}\cdot\text{m}^{-2}$ respectivamente (Figura 3), en comparación con T2, el cual tuvo una relación de 1.38:1, este incremento puede atribuirse a la mayor cantidad de luz roja presente en la relación R:B de los tratamientos, ya que ésta es detectada por las plantas por sus receptores de fitocromo, la luz roja es mayormente usada en la eficiencia de la fotosíntesis pero es necesario

la sinergia de otras longitudes de onda, como la azul, para maximizar el crecimiento y desarrollo de la planta (Ogawa, *et al.*, 1978).

Los resultados anteriores son diferentes a lo reportado por Lobiuc *et al.*, 2011 que encontraron aumentos de biomasa seca en microgreens de alfalfa cultivadas bajo una relación R:B similar al tratamiento T2 y con un aporte menor de luz roja ($60 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$). De la misma forma son diferentes a los valores reportados por Ajdanian *et al.*, 2019 quienes reportan un mayor incremento en biomasa seca con una relación 1.5:1 R:B en el cultivo de fresa.

Sin embargo los valores resultantes del estudio de Johkan *et al.*, 2010, mencionan que para obtener el mayor % de peso seco en plántulas de *Lactuca sativa* a los 17 DDS expuestas se debe contar con una relación 1:1 R:B.

El fotoperiodo correspondiente a cada tratamiento se muestra en el Cuadro 2, debido a que el comportamiento de T1 y T3 es estadísticamente igual en los tres tiempos de cosecha, se puede observar que incrementar el fotoperiodo 2.22 h no representa un aumento significativo en la producción de biomasa, por lo que en todo el ciclo de cultivo se pueden ahorrar 37.7 h respecto a T1, lo que se traduce a 54.59 KW en el ciclo de 17 días (Cuadro 8).

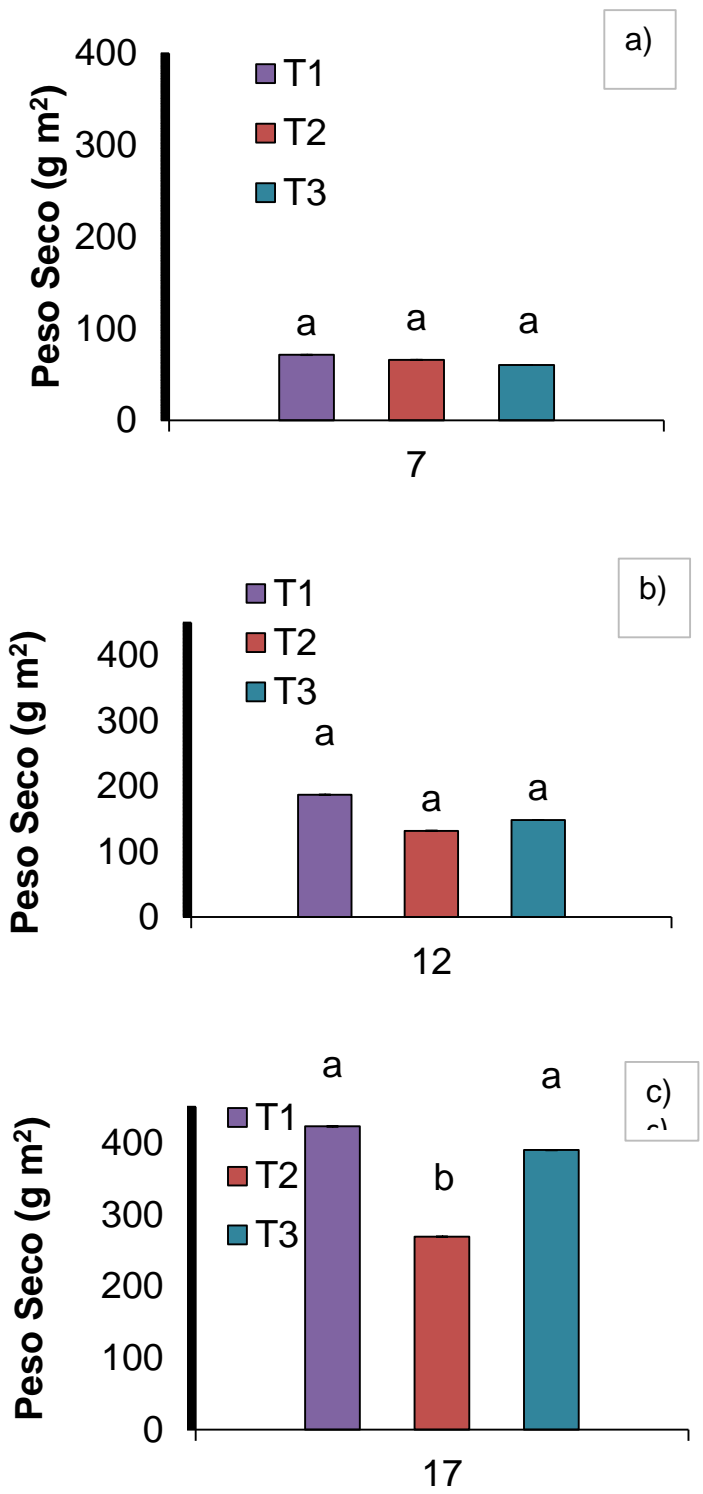


Figura 3. Comparación de medias entre tratamientos por fechas de muestreo del peso fresco.

Cuadro 8. Características espectrales de los tratamientos evaluados en la producción de biomasa por m².

Parámetro	T1	T2	T3
Relación rojo:azul	03:01	1.38:1	03:01
Fotoperiodo	13.33	16.66	11.1
Intensidad Total ($\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$)	250	200	250
Intensidad Rojo ($\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$)	187.5	107.16	187.5
Intensidad Azul ($\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$)	62.5	77.42	62.5
LID ($\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}$) (24 horas)	12	12	10
LID Rojo ($\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}$) (24 horas)	9	6.43	7.49
LID Azul ($\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}$)	3	4.64	2.5
LIT ($\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}$)	203.95	203.92	169.83
LIT Roja ($\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}$) (17 días)	152.96	109.26	127.37
LIT Azul ($\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}$) (17 días)	50.99	78.94	42.46
Calidad de luz	R:A	R:A:B	R:A

LID=Luz Integral Diaria; LIT=Luz Integral Total; R=Rojo A=Azul B=Blanco

4.2.1.2 Curvas de crecimiento

Los resultados de la producción de biomasa a través del tiempo (Figura 4) muestran que los tres tratamientos mantuvieron un comportamiento similar de crecimiento. La biomasa seca a los 12 y 17 DDS fue mayor ($p \leq 0.05$) en los tratamientos T1 y T3 respecto a T2. Este comportamiento coincide con lo reportado por Gondim *et al.*, 2011 observándolo en otras especies del genero *Brassica*, al mostrar una acumulación reducida en el periodo inicial de crecimiento.

4.2.2 Etapa II: Determinación de Capacidad Antioxidante

De acuerdo al análisis de varianza y a la comparación de medias, para la variable DPPH*, solo se obtuvo diferencia significativa entre en tiempo de muestreo así como en la interacción tiempo-tratamiento ($p \leq 0.05$). Se observó una mayor capacidad antioxidantes a los 7DDS (22.13 mEAG·g⁻¹), siendo 68.24% mayor respecto a los 17 DDS (Figura 5). El factor tratamiento de luz no muestra un efecto significativo ($p \leq 0.05$). En contraste con Samuolienė *et al.*, 2013 reportaron diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre sus tratamientos (110, 220, 330, 440, 545 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) para esta variable, cultivadas en un ambiente controlado.

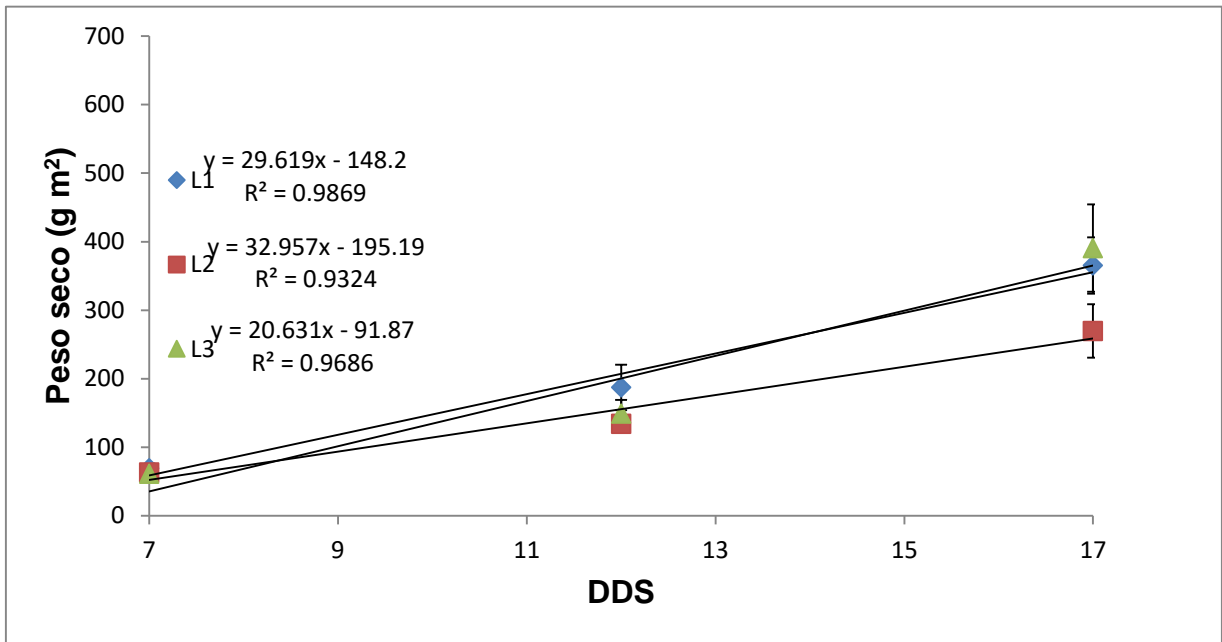


Figura 4. Curvas de crecimiento de microgreens evaluando tres tratamientos.

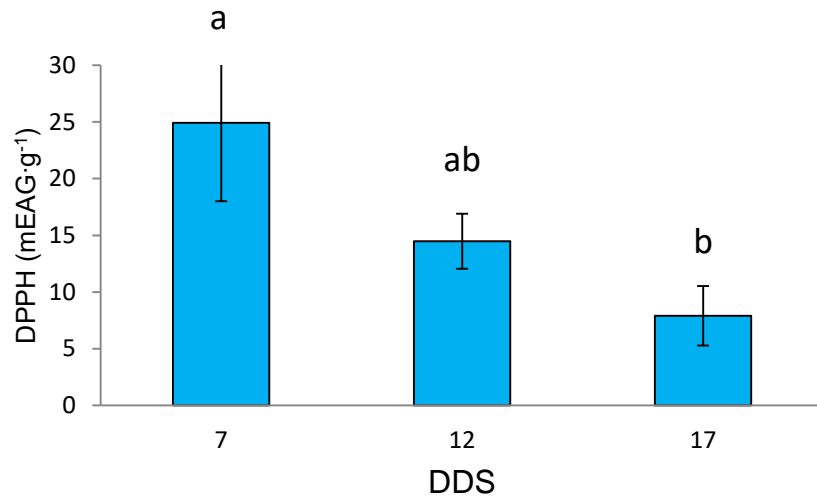


Figura 5. Capacidad antioxidante bajo método de DPPH:

Para la variable ABTS^{•+} se obtuvo diferencia significativa ($p \leq 0.05$) en cada factor (tratamientos de luz y tiempo), sin embargo, no hubo significancia en la interacción entre ellos ($p \leq 0.05$). En el factor tiempo se observó que a los 7 DDS se obtuvo una mayor capacidad antioxidante ($57.49 \text{ mET} \cdot \text{g}^{-1}$), con una tendencia decreciente a través del tiempo y representando un 28% de incremento respecto a las muestras obtenidas a los 17 DSS. Para esta variable se obtuvieron mayores porcentajes de inhibición respecto a DPPH[•] posiblemente debido a la afinidad por compuestos hidrofílicos e hidrofóbicos presentes en los extractos realizados por este método (Solanilla *et al.*, 2011). Hinojosa-Dávalos *et al.*, 2019 reportan una menor actividad antioxidante en germinados y microgreens de brócoli cultivados bajo luz blanca respecto a los que fueron cultivados bajo el espectro rojo y azul, estos resultados son diferentes a los obtenidos bajo esta investigación debido a que la luz blanca presente en el tratamiento T2 fue significativamente igual ($p \leq 0.05$) a T3 con presencia solo de luz roja y azul (Figura 6).

De acuerdo al análisis de varianza no se encontraron diferencias estadísticas en ($p \leq 0.05$) entre tratamientos ni la interacción; sin embargo, hubo diferencia significativa en el periodo de tiempo. El contenido fenólico mostró un comportamiento contrario en comparación con la capacidad antioxidante por los métodos de ABTS^{•+} y DPPH[•], obteniendo una tendencia en aumento a través del tiempo (Figura 7). Posiblemente debido a que los compuestos fenólicos totales en etapas tempranas en esta especie son altamente activos y cambian con el tiempo. La ausencia o aparición de contenido fenólico se debe en gran manera al estado fenológico de las plantas, ya que en cada etapa de desarrollo o maduración se activan enzimas participantes en la síntesis de

metabolitos secundarios, es por esto que pueden encontrarse desigualdades entre los compuestos de cada plántula (Chen *et al.*, 2012; Dhiman *et al.*, 2015; Hinojosa-Dávalos *et al.*, 2019).

4.2.3 Etapa III: Absorción nutrimental total

La calidad nutricional de la planta es posible gracias al conjunto proveniente de la acción antioxidante y de los minerales que encuentran su origen en el tejido de la misma, la deficiencia de estos factores puede afectar negativamente el aporte nutricional de la plántula (Vaštakaitė *et al.*, 2015). Los microgreens de la familia de la Brassicaceas son una buena fuente de K, Ca, Fe y Zn (Xiao *et al.*, 2016). Weber, 2017, menciona que los microgreens aportan $1.01 \text{ mg}\cdot\text{g peso fresco}^{-1}$ de K, $0.29 \text{ mg}\cdot\text{g peso fresco}^{-1}$ de Ca, $4.87\text{E-}03 \text{ mg}\cdot\text{g peso fresco}^{-1}$, de Fe y $4.70\text{E-}03 \text{ mg}\cdot\text{g peso fresco}^{-1}$, cultivados en sistema hidropónico.

De acuerdo al análisis de varianza para los micronutrientes se observó que la absorción de Fe no tuvo diferencia significativa ($p \leq 0.05$) entre tratamientos, por lo que el comportamiento de la absorción de este fue igual para la relación 3:1 (R:A) que en 1.38:1 (R:A:B), estos resultados concuerdan con Vaštakaitė *et al.*, 2015, ya que en condiciones similares tampoco obtuvieron diferencias significativas ($p \leq 0.05$), en microgreens del género *Brassicaceae*. Para la variable Cu y Zn se encontró que no hay diferencia significativa entre el tratamiento T1 y T3, siendo estos con una relación igual de 3:1 pero diferente fotoperiodo (Cuadro 4). De acuerdo a lo anterior para Fe, Zn y Cu el mejor tratamiento es el T3 debido al ahorro de energía al usar un fotoperiodo de 11.1 h. La absorción de Mn se incrementó bajo un tratamiento de luz relación 1.38:1 presente en T2, esto puede asociarse también a una mayor cantidad de luz azul. Estos

resultados son similares a lo reportado por Brazaitytė *et al.*, 2013 quienes reportan un incremento en la absorción mineral de plantas del género *Brassica* debido a un aumento en la cantidad de luz azul suministrada durante su ciclo de cultivo (Figura 9).

Respecto a los macronutrientes y de acuerdo al análisis de varianza se observó que la absorción de N, P y Ca fue significativamente igual en T1 y T3, teniendo ambos tratamientos una misma relación R:A de 3:1. El mayor aporte de intensidad del espectro rojo de T1 Y T3 tuvo efecto creciente en la absorción de este mineral respecto a T2. Se observa en T3 la absorción de K y Mg se incrementó significativamente ($p \leq 0.05$), por lo que se puede decir que suministrar una menor cantidad de energía del espectro rojo durante 17 DDS respecto a T1 y T2 representa un ahorro de energía. Los resultados anteriores muestran que proporcionar diferentes intensidades de luz así como variar la relación de los espectros rojo y azul tiene un efecto en la absorción mineral. Vaštakaitė *et al.*, 2015 reportaron diferencias significativas en la absorción de macronutrientes entre intensidades de luz similares a esta investigación (150 y 250 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) en microgreens del género *Brassica* suministrando una mayor proporción del espectro rojo (Figura 10).

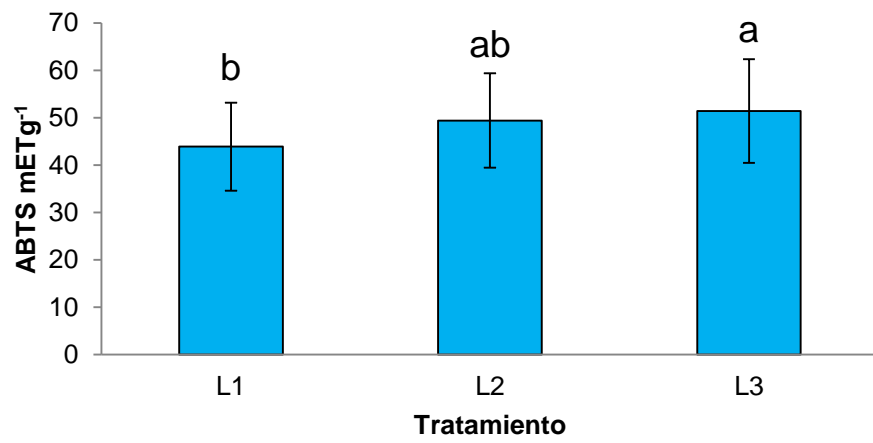
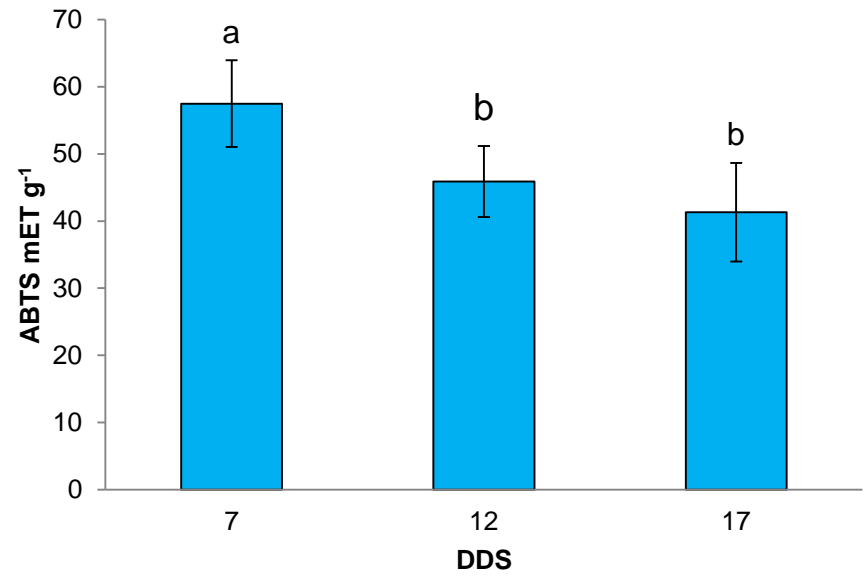


Figura 6. Capacidad antioxidante bajo método de ABTS^{•+}.

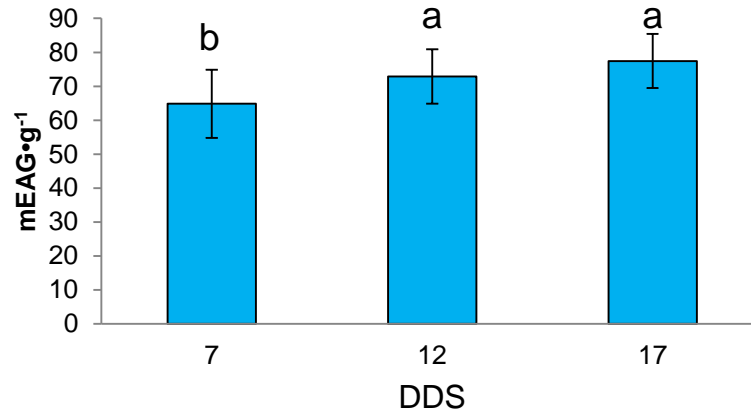


Figura 7. Contenido fenólico a los 7, 12 y 17 días después de siembra.

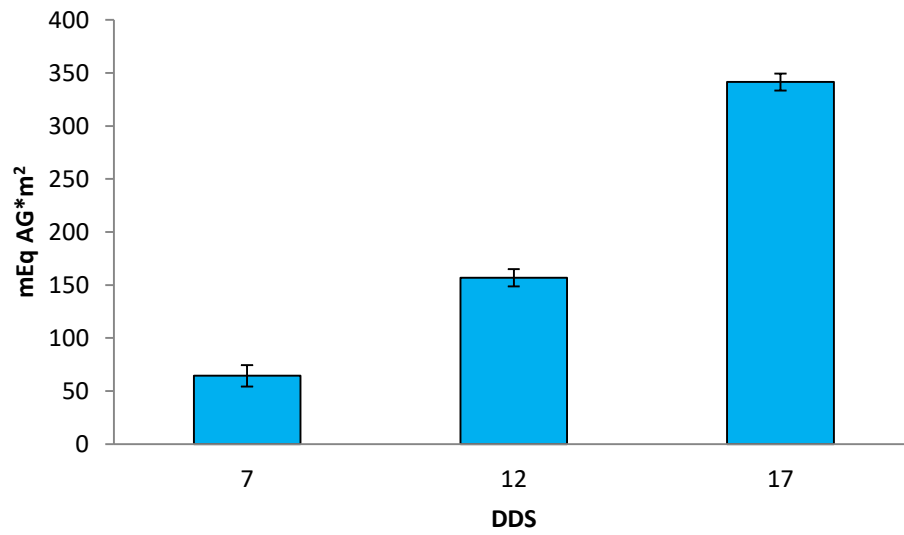


Figura 8. Contenido fenólico a los 7, 12 y 17 días después de siembra presentado en relación a la producción de biomasa.

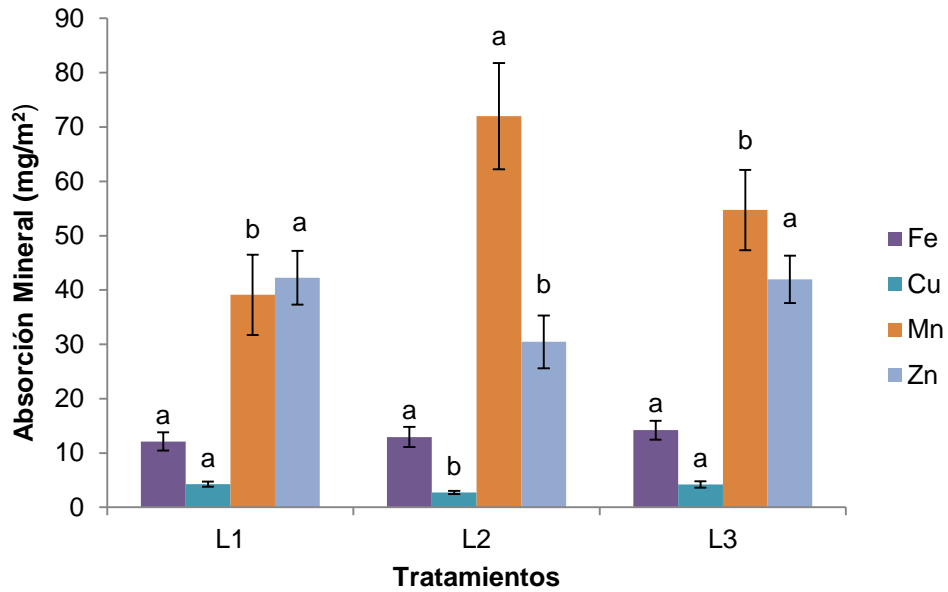


Figura 9. Absorción mineral de Fe, Cu, Mn y Zn en microgreens de brócoli a los 17 DDS.

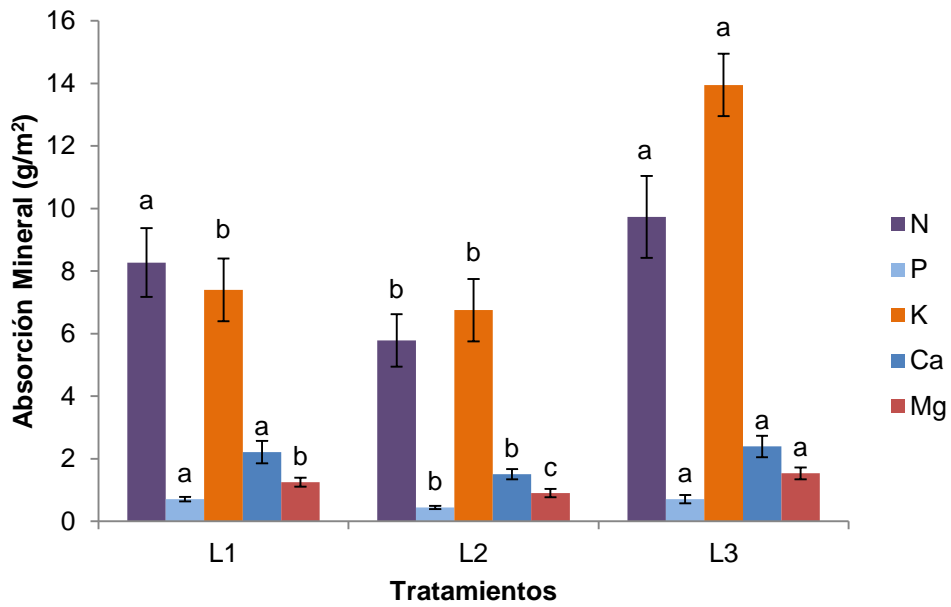


Figura 10. Absorción mineral de N, P, K, Ca y Mg en microgreens de brócoli a los 17 DDS.

5. CONCLUSIONES

1. La producción de materia seca de brócoli fue mayor ($p \leq 0.05$) en los tratamientos T1 y T3 donde la relación de luz rojo:azul fue de 3:1.
2. Se presentó diferencia significativa ($p \leq 0.05$) con respecto a la capacidad antioxidante a través de los tiempos de muestreo (7, 12 y 17 DDS) con tendencia decreciente. No se encontró diferencia significativa en la capacidad antioxidante entre tratamientos.
3. La relación 3:1 de luz rojo:azul de T1 y T3 incrementó la absorción de N, P, K, Ca, Mg, Zn, Cu en microgreens de brócoli ($p \leq 0.05$). No hubo diferencia significativa ($p \leq 0.05$) para la absorción de Fe; por el contrario, la absorción de Mn fue significativa ($p \leq 0.05$) presentándose la mayor en el T2.

6. BIBLIOGRAFIA

1. Ajdanian, L., Babaei, M., & Aroiee, H. (2019). The growth and development of cress (*Lepidium sativum*) affected by blue and red light. *Heliyon*, 5(7), e02109.
2. Avendaño-Abarca, V. H., Nino-Medina, G., Rodriguez-Fuentes, H., Munguia-Lopez, J. P., Luna-Maldonado, A., Vidales-Contreras, J. A., & Marquez-Reyes, J. M. (2019). Influence of light-emitting diodes on phenolic content and antioxidant capacity level in romaine lettuce (*Lactuca sativa* L. var. *longifolia* Lam). *fresenius environmental bulletin*, 28(11), 7945-7950.
3. Avendaño-Abarca, V. H., González-Sandoval, D. C., Munguía-López, J. P., Hernández-Cuevas, R., Luna-Maldonado, A. I., Vidales-Contreras, J. A., & Rodríguez-Fuentes, H. (2020). Crecimiento y absorción total nutrimental de lechuga romana tipo baby cultivada con iluminación led bajo sistema fábrica de plantas. ITEA-Inf. Tec. Econ. Agrar. (en prensa), Vol, xx: 1-14.
4. Ali, M. B., Khandaker, L., & Oba, S. (2009). Comparative study on functional components, antioxidant activity and color parameters of selected colored leafy vegetables as affected by photoperiods. *Journal Food Agriculture Environment*, 7, 392-398.
5. Andrejiová, A., Hegedúsová, A., Mezeyová, I., & Kóňová, E. (2017). Content of Selected Bioactive Substances in Dependence on Lighting in Microgreens. *Acta Horticulturae et Regiotecturae*, 20(1), 6-10.
6. Atanda, S.A., Pessu, P.O., Agoda, S., Isong, I.U., & Ikotun, I. (2011). The concepts and problems of post-harvest food losses in perishable crops. *African Journal Food Science*, 5, 603–613.
7. Ayme J. Evaluación de la eficacia del fertilizante orgánico cistefol en el rendimiento del cultivo de *Brassica oleracea* L., var. Avenger (brócoli). Tesis de Licenciatura. Escuela Politécnica de Chimborazo. 130p.
8. Baenas N., Francisco M., Velasco P., Cartea M.E., García-Viguera C., Moreno D.A. (2016). Bioactive Compounds from Brassicaceae as Health Promoters. In: Luis R. da Silva and Branca Silva (Eds.), *Natural Bioactive Compounds from Fruits and Vegetables as Health Promoters: Part 2*. (pp. 27-47). Sharjah, United Arab Emirates: Bentham Science Publishers Ltd. ISBN: 978-1-68108-244-8.
9. Bian, Z. H., Yang, Q. C., & Liu, W. K. (2015). Effects of light quality on the accumulation of phytochemicals in vegetables produced in controlled environments: a review. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 95(5), 869-877.

10. Brazaitytė, A., Jankauskienė, J., & Novičkovas, A. (2013). The effects of supplementary short-term red LEDs lighting on nutritional quality of *Perilla frutescens* L. microgreens. *Rural Development*, 2013, 54.
11. Britz, S. J., & Sager, J. C. (1990). Photomorphogenesis and photoassimilation in soybean and sorghum grown under broad spectrum or blue-deficient light sources. *Plant Physiology*, 94(2), 448-454.
12. Bulgari, R., Baldi, A., Ferrante, A., & Lenzi, A. (2017). Yield and quality of basil, Swiss chard, and rocket microgreens grown in a hydroponic system. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 45(2), 119-129.
13. Carvalho, L. C., Santos, S., Vilela, B. J., & Amâncio, S. (2008). *Solanum lycopersicon* Mill. and *Nicotiana benthamiana* L. under high light show distinct responses to anti-oxidative stress. *Journal of plant physiology*, 165(12), 1300-1312.
14. Casierra-Posada, F., & Peña-Olmos, J. E. (2015). Modificaciones fotomorfogénicas inducidas por la calidad de la luz en plantas cultivadas. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 39, 84-92.
15. Chen, Y., Zhu, Z., Guo, Q., Zhang, L. y Zhang, X. 2012. Variation in concentrations of major bioactive compounds in *Prunella vulgaris* L. related to plant parts and phenological stages biology research. 45: 171-175.
16. Choi, K. Y., Paek, K. Y., & Lee, Y. B. (2000). Effect of air temperature on tipburn incidence of butterhead and leaf lettuce in a plant factory. In *Transplant Production in the 21st Century* (pp. 166-171). Springer Netherlands.
17. de Lama, C. P. D. L., Isasa, M. E. T., González, M. C. M., & García, C. P. (2020). Interés de los germinados y su Seguridad Alimentaria. *Nutrición clínica y dietética hospitalaria*, 40(1), 62-73.
18. Dhiman, M.I., Prashar, M.Y., Kalia, M.K. y Gill, N.S. 2015. Therapeutic And Nutritional Value Of Brassica Oleracea L. Var. Italica (Broccoli): A Review. *International Journal Of Universal Pharmacy And Bio Sciences*. 4: 22-23.
19. Gondim, A. R., de Mello Prado, R., Correia, M. A. R., Alves, A. U., Cecílio Filho, A. B., & Politi, L. S. (2011). Curva de crescimento e acúmulo de matéria seca em couve-flor cultivada em substrato. *Bioscience Journal*, 27(1).
20. Hernández, M., Ventura, J., Castro, C., Boone, V., Rojas, R., Ascacio-Valdés, J., & Martínez-Ávila, G. (2018). Uplc-esi-qtof-ms2-based identification and antioxidant activity assessment of phenolic compounds from *Zea mays* L. *Molecules*, 23(6), 1425.

21. Hinojosa-Dávalos, J., Cardona-López, M. A., Gutiérrez-Lomelí, M., Barrera-Rodríguez, A., & Robles-García, M. Á. (2019). Identificación del perfil fitoquímico y efecto del estrés lumínico sobre la capacidad antioxidante del germinado de brócoli en un dispositivo germinador rotatorio tipo tambor. *Biotecnia*, 21(3), 67-75.
22. Hogewoning, S. W., Trouwborst, G., Maljaars, H., Poorter, H., van Ieperen, W., & Harbinson, J. (2010). Blue light dose-responses of leaf photosynthesis, morphology, and chemical composition of *Cucumis sativus* grown under different combinations of red and blue light. *Journal of experimental botany*, 61(11), 3107-3117.
23. Hu, Y. B., Sun, G. Y., & Wang, X. C. (2007). Induction characteristics and response of photosynthetic quantum conversion to changes in irradiance in mulberry plants. *Journal of plant physiology*, 164(8), 959-968.
24. InfoStat.(2017). InfoStat versión 2017. Recuperado de <http://www.infostat.com.ar/index.php?mod=page&id=46>.
25. Johkan, M., Shoji, K., Goto, F., Hashida, S. N., & 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.
26. Kennedy, C., Cuddihy, J., & Engel-Yan, J. (2007). The changing metabolism of cities. *Journal of industrial ecology*, 11(2), 43-59.
27. Kim, H. H., Goins, G. D. Wheeler, R. M., & Sager, J. C. (2004). Green light supplementation for enhanced lettuce growth under red and blue light emitting diodes. *HortScience*, 39(7), 1617-1622.
28. Kitaya, Y., Shibuya, T., Kozai, T., Kubota, C., 1998. Effects of light intensity and air velocity on air temperature, water vapor pressure and CO₂ concentration inside a plant stand under artificial lighting conditions. *Life Support Biosphere Sci.* 5, 199–203.
29. Kitaya, Y., Tsuruyama, J., Kawai, M., Shibuya, T., Kiyota, M., 2000. Effects of air current on transpiration and netphotosynthetic rates of plants in a closed plant production system. In: Kubota, C., Chun, C. (Eds.), *Transplant*
30. Kopsell, D.A., Sams, C.E., Barickman, T.C. & Morrow, R.C. 2014 Sprouting broccoli accumulate higher concentrations of nutritionally important metabolites under narrow-band light-emitting diode lighting *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 139 469 477.
31. Kozai T., Niu G. (2016) *Planta factory as a resource eficiente closed plant production system*. Elsevier.

32. Kozai T., Ohyama K., Chun C. (2006). Commercialized closed systems with artificial lighting for plant production. *Acta Horticulturae*, 711, 61-70.
33. Kozai, T. (2008). Closed systems for high quality transplants using minimum resources. In *Plan Tissue Culture Engineering* (pp. 275-312). Springer Netherlands.
34. Kozai, T. (2013). Resource use efficiency of closed plant production system with artificial light: Concept, estimation and application to plant factory. *Proceedings of the Japan Academy. Series B, Physical and Biological Sciences*, 89, 447.
35. Kozai, T., Niu, G., & Takagaki, M. (Eds.). (2015). *Plant Factory: An Indoor Vertical Farming System for Efficient Quality Food Production*. Academic Press.
36. Krizaj C., 2014. La producción de brócoli (*Brassica oleraceae* L.) como biofábricas en condiciones de ambientes de estrés. Tesis de Maestría. Universidad Nacional del Litoral. 11p.
37. Lambin, E. F., & Meyfroidt, P. (2011). Global land use change, economic globalization, and the looming land scarcity. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 108(9), 3465-3472.
38. Lazo, J. V., & Ascencio, J. (2010). Efecto de diferentes calidades de luz sobre el crecimiento de *Cyperus rotundus*. *Bioagro*, 22(2), 153-158.
39. Le, T. N., Chiu, C. H., & Hsieh, P. C. (2020). Bioactive Compounds and Bioactivities of *Brassica oleracea* L. var. *Italica* Sprouts and Microgreens: An Updated Overview from a Nutraceutical Perspective. *Plants*, 9(8), 946.
40. Lee, J. S., Pill, W. G., Cobb, B. B., & Olszewski, M. (2004). Seed treatments to advance greenhouse establishment of beet and chard microgreens. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 79(4), 565-570.
41. Lee, M. K., Arasu, M. V., Park, S., Byeon, D. H., Chung, S. O., & Park, S. U. (2016). LED lights enhance metabolites and antioxidants in Chinese cabbage and kale. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 59.
42. Lobiuc, A., Vasilache, V., Oroian, M., Stoleru, T., Burducea, M., Pintilie, O., & Zamfirache, M. M. (2017). Blue and red LED illumination improves growth and bioactive compounds contents in acyanic and cyanic *Ocimum basilicum* L. Microgreens. *Molecules*, 22(12), 2111.
43. López, P. J., Montoya, R. B., Brindis, R. C., Sánchez-Monteón, M. A. L., Cruz-Crespo, E., & Morales, R. B. (2011). Estructuras utilizadas en la agricultura protegida. *Revista Fuente*, 3, 21-27

44. Malayeri, SH., Hikosaka, S., & Goto, E. (2010) Effects of light period and light intensity on essential oil composition of Japanese mint grown in a closed production system. *Environmental Control Biology*, 48(3), 141-149.
45. Martínez R., 2004. El cultivo de brócoli (*Brassica oleracea* var. *Itálica*) en el norte de Guanajuato. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. 54p.
46. Martínez-Navarrete, N., Vidal, M. D. M. C., & Lahuerta, J. J. M. (2008). Los compuestos bioactivos de las frutas y sus efectos en la salud. *Actividad dietética*, 12(2), 64-68.
47. Matsuda, R., Ohashi-Kaneko, K., Fujiwara, K., & Kurata, K. (2008). Effects of blue light deficiency on acclimation of light energy partitioning in PSII and CO₂ assimilation capacity to high irradiance in spinach leaves. *Plant and Cell Physiology*, 49(4), 664-670.
48. Moon, A., Li, S., & Kim, K. (2011). Components based integrated management platform for flexible service deployment in plant factory. *International Conference on Human-Computer Interaction*, 1, 524-528.
49. Niu G. Kozai T., Sabeh N. (2016) Physical environmental factors and their properties. Elsevier 130-150
50. Ogawa, T., Ishikawa, H., Shimada, K. et al. Synergistic action of red and blue light and action spectra for malate formation in guard cells of *Vicia faba* L.. *Planta*, 142, 61–65 (1978).
51. Ohyama, K., Yoshinaga, K., & Kozai, T. (2000). Energy and mass balance of a closed-type transplant production system part 2. *Journal of Society of High Technology in Agriculture*, 12, 217-224.
2. OMS (2020). Nutrición. Recuperado de <https://www.who.int/nutrition/challenges/es/>.
53. Pérez-Balibrea, S.; Moreno, D.A.; García-Viguera, C. Influence of light on health-promoting phytochemicals of broccoli sprouts. *J. Sci. Food Agric.* 2008, 88, 904–910.
54. Pinho, P. (2008). Usage and control of solid-state lighting for plant growth.
55. Rodríguez-Fuentes, H., Rodríguez, J. C., Vidales, J. A. & Luna, A. I. (2016). Cultivo hidropónico de *Lilium* (Azucena): para flor de corte y en maceta. México: Trillas S.A. de C.V.
56. Rodríguez-Fuentes, H., J Rodríguez-Absi (2015) Métodos de análisis de suelo y plantas. México: Trillas S.A. de C.V

57. Rodríguez-Fuentes, H., Rodríguez-Absi, J., Almaguer-Sierra, P. & Rodríguez-Ortiz, J. C. (2011). Cultivo hidropónico del Nopal. México: Trillas S.A. de C.V
58. Samuolienė, G., Brazaitytė, A., Sirtautas, R., Viršilė, A., Sakalauskaitė, J., Sakalauskienė, S., & Duchovskis, P. (2013). LED illumination affects bioactive compounds in romaine baby leaf lettuce. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 93(13), 3286-3291.
59. Samuolienė, G., Brazaitytė, A., Jankauskienė, J., Viršilė, A., Sirtautas, R., Novičkovas, A. & Duchovskis, P. (2013). LED irradiance level affects growth and nutritional quality of Brassica microgreens. *Open Life Sciences*, 8(12), 1241-1249.
60. Shiina, T., Hosokawa, D., Roy, P., Nakamura, N., Thammawong, M., & Orikasa, T. (2010). Life cycle inventory analysis of leafy vegetables grown in two types of plant factories. *Acta Horticulture*, 919, 115-122.
61. Shin, Y. S., Lee, M. J., Lee, E. S., Ahn, J. H., Do, H. W., Choi, D. W., & Um, Y. G. (2013). Effect of Light Emitting Diodes Treatment on Growth and Mineral Contents of Lettuce (*Lactuca sativa* L.'Chung Chi Ma'). 21(4), 659-668.
62. Soffe, R. W., Lenton, J. R., & Milford, G. F. J. (1977). Effects of photoperiod on some vegetable species. *Annals of Applied Biology*, 85(3), 411-415.
63. Solanilla Duque, J. F., Lombo, O., Murillo Perea, E., Méndez Arteaga, J. J. (2011). Valoración del potencial antioxidante de *Mollinedia lanceolata* (romadizo). *Revista Cubana de Plantas Medicinales*. 16 (2): 151-163.
64. Stagos D. (2020). Antioxidant Activity of Polyphenolic Plant Extracts. *Antioxidants*. Antioxidant activity of polyphenolic plant extracts. *Antioxidants* 2020, 9, 19.
65. Tsukagoshi, S., & Shinohara, Y. (2016). Nutrition and Nutrient Uptake in *Soiless Culture Systems*. In *Plant Factory*, 165-172.
66. Valladares, F., Skillman, J. B., & Pearcy, R. W. (2002). Convergence in light capture efficiencies among tropical forest understory plants with contrasting crown architectures: a case of morphological compensation. *American journal of Botany*, 89(8), 1275-1284.
67. Vaštakaitė, V., & Viršilė, A. (2015). Light-emitting diodes (LEDs) for higher nutritional quality of Brassicaceae microgreens. In Annual 21st International Scientific Conference: "Research for Rural Development" Volume 1, Jelgava, Latvia, 13-15 May 2015(pp. 111-117). Latvia University of Agriculture.

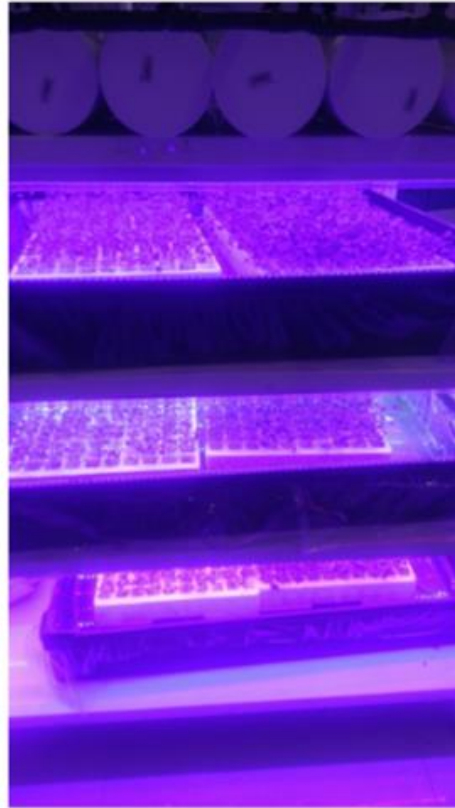
68. Wang, Y., & Folta, K. M. (2013). Contributions of green light to plant growth and development. *American journal of botany*, 100(1), 70-78.
69. Wojciechowska, R., Kunicki, E., Długosz-Grochowska, O., & Kolton, A. (2020). Response of Broccoli Transplants to LED Light during Short and Long-Term Storage. *Agronomy*, 10(7), 1009.
70. Wojdyło, A., Nowicka, P., Tkacz, K., & Turkiewicz, I. P. (2020). Sprouts vs. Microgreens as Novel Functional Foods: Variation of Nutritional and Phytochemical Profiles and Their In Vitro Bioactive Properties. *Molecules*, 25(20), 4648.
71. Xiao, Z., Lester, G. E., Luo, Y., & Wang, Q. (2012). Assessment of vitamin and carotenoid concentrations of emerging food products: edible microgreens. *Journal of agricultural and Food Chemistry*, 60(31), 7644-7651.
72. Xiaoying, L., Shirong, G., Taotao, C., Zhigang, X., & Tezuka, T. (2012). Regulation of the growth and photosynthesis of cherry tomato seedlings by different light irradiations of light emitting diodes (LED). *African Journal of Biotechnology*, 11(22), 6169-6177.
73. Yokoi, S., Kozai, T., Hasegawa, T., Chun, C., & Kubota, C. (2005). CO₂ and water Utilization efficiencies of a closed transplant production system as affected by leaf area index of tomato seedling populations and the number of air exchanges. *Journal of Society of High Technology in Agriculture (Japan)*.
74. Yoon, C. G., & Choi, H. K. (2011). A study on the various light source radiation conditions and use of LED illumination for plant factory. *Journal of the Korean Institute of Illuminating and Electrical Installation Engineers*, 25, 14-22. 106.
75. Zhang, T. J., Zheng, J., Yu, Z. C., Huang, X. D., Zhang, Q. L., Tian, X. S., & Peng, C. L. (2018). Functional characteristics of phenolic compounds accumulated in young leaves of two subtropical forest tree species of different successional stages. *Tree physiology*, 38(10), 1486-1501.
76. Zhang, T., Maruhnich, S. A., & Folta, K. M. (2011). Green light induces shade avoidance symptoms. *Plant physiology*, 157, 1528–1536.
77. Zhang, X., Bian, Z., Yuan, X., Chen, X., & Lu, C. (2020). A review on the effects of light-emitting diode (LED) light on the nutrients of sprouts and microgreens. *Trends in Food Science & Technology*.

7. APÉNDICE

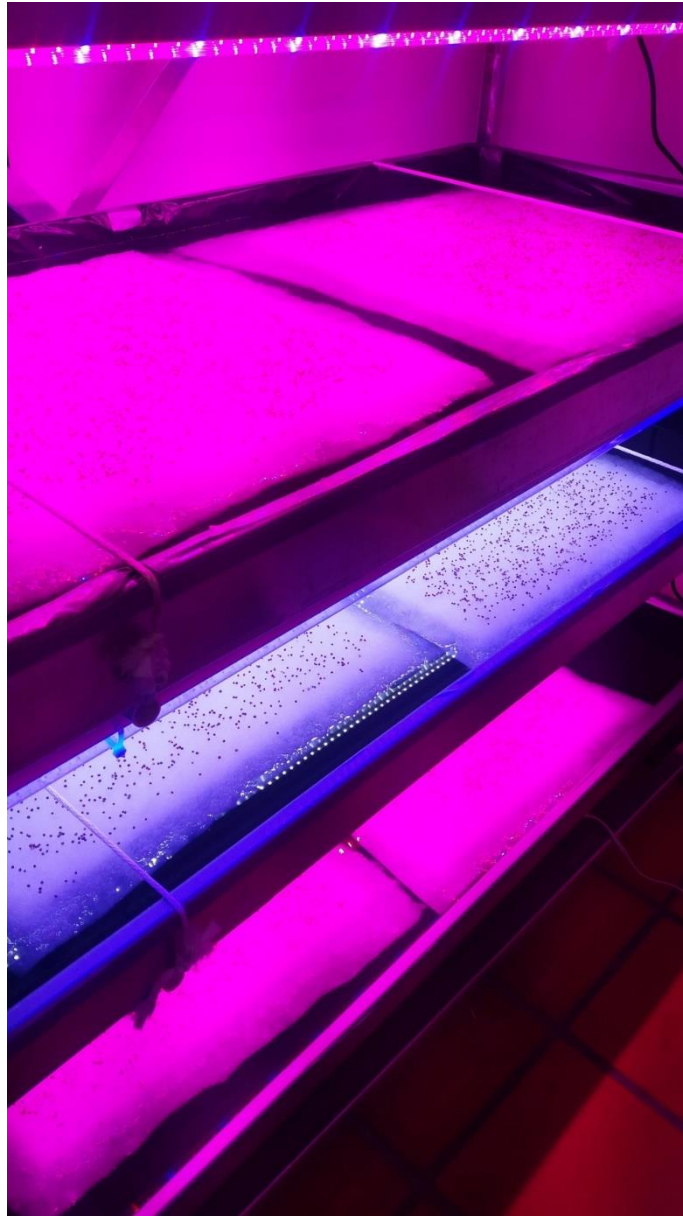
A 1. Charolas de 200 cavidades sanitizadas para siembra de brócoli en las pruebas preliminares.



A 2. Torre de 3 niveles en sistema raíz flotante: Método Siembra en Charolas (pruebas preliminares).



A 3. Torre de 3 niveles para producción por m² (Método siembra por m² en placas de poliestireno).



A 4. Diagrama de producción de microgreens por m².





A 5. Cálculo Biomasa en 100m² (Siembra en charolas)

- *Área de superficie por rack: 2 m x 1.5 m área. Se emplearon charolas de propagación de 200 cavidades. El periodo de duración de siembra a cosecha fue de 20 días.*
- *Considerando espacio entre rack es posible colocar 4 racks de ancho por 7 racks de largo en una superficie de 10 x 10 m y una altura de 3 m. Total 28 racks.*
- *Cada Rack con 7 niveles cada 40 cm*
- *Cada nivel tendría 3 m² para siembra de microgreens*
- *2 m² x 7 = 31 m² de microgreens por rack*
- *31 m² de microgreens por rack x 28 racks = 868 m²*
- *Se obtuvieron 160.29 g de peso seco por 1 m² (Método siembra en charolas)*
- **160.29 g de peso x 868 m² = 139131.72 g = 139.13 kg**

A 6. Cálculo Biomasa en 100m² (Siembra por m² en placas de poliestireno)

- *Área de superficie por rack: 2 m x 1.5 m área. El periodo de duración de siembra a cosecha fue de 17 días.*
- *Considerando espacio entre rack es posible colocar 4 racks de ancho por 7 racks de largo en una superficie de 10 x 10 m y una altura de 3 m. Total 28 racks.*
- *Cada Rack con 7 niveles cada 40 cm*
- *Cada nivel tendría 3 m² para siembra de microgreens*
- *2 m² x 7 = 31 m² de microgreens por rack*
- *31 m² de microgreens por rack x 28 racks = 868 m²*
- *Se obtuvieron 200.26 g de peso seco por 1 m² (Método de siembra por m² en placas de poliestireno)*
- **200.26 g de peso x 868 m² = 173825.68 g = 173.82 kg**