



UNIVERSIDAD DE CHILE

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS

ESCUELA DE POSTGRADO

EFFECTO DE LA INTENSIDAD LUMÍNICA Y FOTOPERIODO SOBRE EL RENDIMIENTO Y LA CALIDAD FUNCIONAL DE MICRO- HORTALIZAS DE BETARRAGA PRODUCIDAS EN CONFINAMIENTO

Tesis para optar al Título Profesional de Ingeniera Agrónoma y al Grado de
Magíster en Ciencias Agropecuarias

RAYEN PALMA DIAS

Director de Tesis
VÍCTOR HUGO ESCALONA CONTRERAS

CoDirector de Tesis
RICARDO ALFREDO PERTUZÉ CONCHA

Profesores consejeros
CARMEN LUISA SÁENZ HERNÁNDEZ
ELÍAS OBREQUE SLIER

SANTIAGO - CHILE
2022

UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
ESCUELA DE POSTGRADO

**EFEECTO DE LA INTENSIDAD LUMÍNICA Y FOTOPERIODO SOBRE EL
RENDIMIENTO Y LA CALIDAD FUNCIONAL DE MICRO-
HORTALIZAS DE BETARRAGA PRODUCIDAS EN CONFINAMIENTO**

Tesis presentada como parte de los requisitos para optar al Título Profesional de
Ingeniera Agrónoma y al Grado de Magíster en Ciencias Agropecuarias.

RAYEN PALMA DIAS

	Calificaciones (Memoria de Título)	Calificaciones (Tesis de Grado)
DIRECTOR DE TESIS		
Víctor Hugo Escalona Contreras	7,0	7,0
Ingeniero Agrónomo, Dr.		
Ricardo Alfredo Pertuzé Concha	7,0	7,0
Ingeniero Agrónomo, Ph.D.		
PROFESORES CONSEJEROS		
Carmen Luisa Sáenz Hernández	7,0	7,0
Químico-farmacéutico, Dr.		
Elías Obreque Slier	6,7	6,7
Ingeniero Agrónomo, Ph.D.		

Santiago, Chile
2022

AGRADECIMIENTOS

Quisiera partir agradeciendo a mis padres, Juana y Luis, pilares fundamentales en mi vida, agradecerles por siempre hablarme de la importancia de estudiar y motivarme a hacerlo, por enseñarme la importancia de dar todo de uno y por siempre creer en mí. Además, agradecerles por su constante comprensión, contención y amor incondicional.

A mis hermanos Daniela, Marta y Bruno por su apoyo durante el proceso, y a mis abuelos María y Joel por mostrarme con su ejemplo el valor del esfuerzo y la importancia de nunca desistir.

Agradecer al equipo del Centro de Estudio Postcosecha (CEPOC) por su ayuda directa o indirecta durante el proceso, en particular a Mónica y María José, quienes compartieron su conocimiento conmigo.

Agradecer a mi profesor guía Dr. Víctor Escalona por apoyarme durante el proceso, por sus enseñanzas y por facilitar el acceso a todo lo que se necesitó para el desarrollo de esta tesis.

Finalmente, me gustaría agradecer al proyecto “Transferencia: Producción de micro-hortalizas IV gama” (FIC 40008902-0, Región de O'Higgins) por permitir la realización de esta tesis y además fomentar el avance en la ciencia y la innovación en la horticultura.

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN.....	1
HIPÓTESIS Y OBJETIVOS.....	3
MATERIALES Y MÉTODOS.....	4
Ubicación del estudio	4
Material biológico	4
Tratamientos y diseño experimental.....	4
Manejo del experimento	5
Evaluaciones	9
Análisis estadístico	12
RESULTADOS	13
Condiciones de temperatura y humedad relativa durante el cultivo.....	13
Parámetros físicos.....	13
Parámetros químicos	18
Recuentos microbiológicos	19
DISCUSIÓN.....	21
CONCLUSIONES.....	29
LITERATURA CITADA.....	30
APÉNDICES	35

ÍNDICE DE CUADROS

CUADRO 1. Tratamientos del ensayo, en base a los factores intensidad y fotoperiodo, y la combinación de sus niveles (3x2), con lectura de forma horizontal	4
CUADRO 2. Promedios obtenidos en los parámetros físicos sin interacción significativa entre los factores intensidad y fotoperiodo.....	15
CUADRO 3. Promedios obtenidos en los parámetros químicos sin interacción significativa entre los factores intensidad y fotoperiodo.....	19
CUADRO 4. Promedios obtenidos de los recuentos microbiológicos de bacterias que no presentaron interacción significativa entre los factores intensidad y fotoperiodo.....	20
CUADRO 5. Promedios obtenidos de los recuentos microbiológicos de bacterias coliformes con interacción significativa entre los factores intensidad y fotoperiodo	20

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA 1. Distribución de estanterías, lámparas y bandejas dentro de cámara adaptada	6
FIGURA 2. Esquema del montaje del experimento y distribución aleatoria de intensidades en las estanterías.....	6
FIGURA 3. Densidad del flujo de fotones del espectro PAR (PPFD) registrado con espectrómetro a 10 cm de altura desde la base de las bandejas.....	7
FIGURA 4. Nivel de la estantería, equipado con tres lámparas, y dos bandejas (A); Estantería metálica con niveles equipados con iluminación independiente y distintas alturas para cada intensidad (B).	7
FIGURA 5. Semillas de betarraga en tubos Falcon (A); Distribución de semillas de betarraga sobre sustrato de turba más perlita (B)	8
FIGURA 6. Medición del área foliar empleando análisis de la imagen mediante el programa ImageJ (A); Medición de color sobre los cotiledones con colorímetro triestímulo (B).....	9
FIGURA 7. Bandejas de estantería 1, 2 y 3 cultivadas bajo el fotoperiodo de 12 h, de izquierda a derecha: intensidad baja, media y alta (vista frontal)	16
FIGURA 8. Bandejas de estantería 1, 2 y 3 cultivadas bajo el fotoperiodo de 12 h, de izquierda a derecha: intensidad baja, media y alta (vista aérea).....	17

APÉNDICES

APÉNDICE I. Esquema de los puntos de medición de la intensidad del espectro PAR registrada en las bandejas de cada nivel de las estanterías (representadas por rectángulos).....	35
APÉNDICE II. Variación de la temperatura (°C) y la humedad relativa (%) durante el periodo de crecimiento del cultivo en intensidad baja en el fotoperiodo de 12 h.....	35
APÉNDICE III. Variación de la temperatura (°C) y la humedad relativa (%) durante el periodo de crecimiento del cultivo en intensidad media en el fotoperiodo de 12 h	35
APÉNDICE IV. Variación de la temperatura (°C) y la humedad relativa (%) durante el periodo de crecimiento del cultivo en intensidad alta en el fotoperiodo de 12 h	36
APÉNDICE V. Variación de la temperatura (°C) y la humedad relativa (%) registradas durante el periodo de crecimiento del cultivo en intensidad baja con fotoperiodo de 16 h	36
APÉNDICE VI. Variación de la temperatura (°C) y la humedad relativa (%) durante el periodo de crecimiento del cultivo en intensidad media con fotoperiodo de 16 h.	36
APÉNDICE VII. Variación en la temperatura (°C) y la humedad relativa (%) durante el periodo de crecimiento del cultivo en intensidad alta con fotoperiodo de 16 h.	37
APÉNDICE VIII. Prueba de germinación de 100 semillas de betarraga, separadas en dos repeticiones, día 4.....	37
APÉNDICE IX. Relación entre betacianinas y betaxantinas.	37
APÉNDICE X. Comparación de peso fresco y peso seco por bandeja de micro-hortalizas de betarraga en condiciones de invernadero y confinamiento	37

RESUMEN

Las micro-hortalizas o *microgreens* son hortalizas tiernas e inmaduras que han tomado relevancia en el mercado debido a su aporte a la salud humana como “alimentos funcionales”. Se pueden producir en ambientes controlados lo que permite hacer un uso más eficiente tanto del espacio como de los recursos, además facilita el manejo de condiciones ambientales, como luz, temperatura, humedad relativa, entre otros. El objetivo de este estudio fue evaluar fotoperiodos e intensidades lumínicas para aumentar el rendimiento y mejorar la calidad funcional de micro-hortalizas de betarraga. Se utilizaron lámparas LED de crecimiento con una combinación de 75% en rojo, 23% en azul y 2% en rojo lejano. Se evaluaron dos fotoperiodos: 12 y 16 h; y tres intensidades: 119,2; 153,46 y 224,1 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Los resultados indican que el mayor fotoperiodo generó un incremento de 32, 49 y 25% sobre compuestos fenólicos, betalainas totales y capacidad antioxidante, respectivamente. Sin embargo, el rendimiento de las micro-hortalizas disminuyó un 23%. Mientras que los mayores rendimientos se obtuvieron con la intensidad baja y media, siendo 459,74 y 460,5 g m^{-2} , respectivamente. En tanto con la aplicación de la intensidad alta, se obtuvo una reducción significativa del rendimiento con un promedio de 358,41 g m^{-2} . Además, no se observó un efecto sobre la calidad funcional con las intensidades evaluadas a excepción de la concentración de betalainas que disminuyó en un 35% con la aplicación de la intensidad alta.

Palabras clave: Agricultura vertical, compuestos antioxidantes, *microgreens*, parámetros de luz.

ABSTRACT

Microgreens or *micro-hortalizas* are immature and tender edible vegetables that have become relevant in the market due to their contribution to human health as “functional food”. They can be produced in controlled environments, which allows a more efficient use of space and resources, and facilitates the management of environmental conditions, such as light, temperature, relative humidity, among others. The objective of the study was to evaluate photoperiod and light intensity to increase yield and improve functional quality of beet microgreens. LED growth lamps with a combination of 75% red, 23% blue and 2% far red were used. Two photoperiods were evaluated: 12 and 16 h; and three intensity levels: 119.2; 153.46 and 224.1 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. The results indicate that increasing the photoperiod generated an increase of 32, 49 and 25% on phenolic compounds, total betalains and antioxidant capacity, respectively. However, a 23% reduction in microgreens yield was obtained. While the highest yields were obtained with low and medium intensity, being 459.74 and 460.5 g m^{-2} , respectively. Meanwhile, with the application of high intensity, a significant reduction was obtained with an average of 358.41 g m^{-2} . Furthermore, no effect on functional quality was observed with the intensities evaluated, except for the betalains concentration which was reduced by 35% with the application of the high intensity.

Keywords: Vertical farming, antioxidant compounds, microgreens, light factors.

INTRODUCCIÓN

A nivel mundial se ha observado un aumento en la obesidad por lo que se proyecta un futuro complejo para la humanidad desde el punto de vista de la salud y la calidad de vida. Chile ocupa el segundo lugar con mayor porcentaje de obesidad de población adulta en el mundo (OECD, 2018). Existe una gran cantidad de estudios científicos que han demostrado que el consumo de frutas y hortalizas puede reducir significativamente el riesgo de padecer enfermedades no transmisibles, tales como las cardiovasculares, algunos tipos de cáncer, obesidad y diabetes tipo 2 (OMS, 2021). Sin embargo, según la Encuesta Nacional de Consumo Alimentario sólo el 5% de la población tiene una alimentación saludable y el 95% restante requiere modificaciones importantes en su alimentación. Además, el consumo de frutas y hortalizas es bajo, sólo el 15,7% de la población (mayores de 15 años), cumple con la recomendación de consumir 5 porciones al día (MINSAL ENS, 2016-2017).

Las micro-hortalizas o *microgreens* son una nueva clase de hortalizas tiernas e inmaduras, que generalmente tienen sus dos cotiledones completamente desarrollados, su altura varía entre los 5 y 10 centímetros incluyendo el tallo y los cotiledones, son cosechados de 7 a 21 días después de la germinación dependiendo de la especie. Estos productos han sido considerados como “alimentos funcionales” pues presentan beneficios para la salud o tienen propiedades que previenen enfermedades degenerativas debido a sus mayores concentraciones de pigmentos, polifenoles y capacidad antioxidante respecto de sus contrapartes maduras (Archarya *et al.*, 2021; Brazaityte *et al.*, 2015; Sun *et al.*, 2013; Truzzi *et al.*, 2021; Xiao *et al.*, 2012). Existe una amplia variedad de cultivos que se puede producir como micro-hortalizas, entre ellos hortalizas, cereales y hierbas (Kyriacou *et al.*, 2016).

La betarraga se encuentra entre las especies más utilizadas en la producción de micro-hortalizas (Rocchetti *et al.*, 2020). Además de su llamativo aspecto, las micro-hortalizas de betarraga presentan compuestos beneficiosos para la salud, como polifenoles y betalainas (Rocchetti *et al.*, 2020). Las betalainas desempeñan un papel importante en la salud humana, ya que participan en la eliminación de los radicales libres y, en consecuencia, pueden prevenir el riesgo de padecer cáncer y enfermedades cardiovasculares (Gengatharan *et al.*, 2015). Por su parte, se ha descrito que los compuestos fenólicos presentan una contribución importante a la actividad antioxidante total de las plantas, y por tanto tienen un efecto de prevención de enfermedades cardiovasculares, cánceres, diabetes y enfermedades asociadas al estrés oxidativo (Zhang *et al.*, 2022). A pesar de sus potenciales beneficios para la salud humana, aún son limitados los estudios de micro-hortalizas de esta especie.

En la producción de plantas se requiere de factores como la luz, aire, agua, nutrientes y rangos apropiados de temperatura y humedad relativa para un adecuado crecimiento y desarrollo. La agricultura vertical o en ambientes controlados presenta ventajas en la producción de plantas ya que permite minimizar la influencia de las condiciones ambientales, estacionales y geográficas, junto con reducir el uso de suelo y agua. Estos sistemas proporcionan un suministro de alimentos confiables y seguros durante todo el año, y consisten en salas con estantes donde se distribuyen bandejas o macetas con plantas en alta densidad cultivadas bajo luz artificial. Esta tecnología permite controlar variables como la luz, la temperatura, la humedad relativa, entre otros factores productivos (Zobayed *et al.*, 2005).

La fotosíntesis es un proceso dependiente de la luz, donde se convierte la energía proveniente de la luz (fotones) en biomasa en las plantas. Por tanto, la luz es un factor ambiental fundamental que influye en la fotosíntesis y la morfogénesis de la planta afectando su crecimiento y desarrollo (Taiz y Zeiger, 2002). Dentro de los parámetros de la luz se incluye la intensidad o densidad de flujo de fotones fotosintéticos (PPFD por su sigla en inglés), el fotoperiodo (las horas de luz) y la distribución espectral (longitud de onda o calidad).

La intensidad de la luz tiene un rol fundamental, ya que afecta directamente el transporte de CO_2 y H_2O a través de los estomas durante los procesos de fotosíntesis y transpiración (Ilieva *et al.*, 2010). La intensidad de luz óptima puede mejorar la tasa fotosintética y generar una productividad más alta. Cuando la intensidad de la luz es inferior a cierta intensidad de compensación, la fotosíntesis es excedida por la respiración y las plantas se convierten en un consumidor neto de oxígeno. Por otra parte, intensidades de luz muy altas podrían dañar las plantas debido a la fotoinhibición (Zhang *et al.*, 2020). Según la revisión de Apolloni *et al.* (2021), las intensidades más utilizadas en la producción de micro-hortalizas son de 100 a 300 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ PPFD, considerando el rango de 100 a 140 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ como intensidades bajas; de 150 a 190 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ como intensidades medias; e intensidades superiores a los 200 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ como intensidades altas. Sin embargo, la intensidad óptima varía para cada especie y variedad, por lo que es necesario determinarla para cada una de ellas.

El fotoperiodo corresponde al número de horas de luz dentro de un día. La variación del fotoperiodo influye en varios factores fisiológicos de las plantas, como la producción de biomasa y cambios en compuestos secundarios (Lefsrud *et al.*, 2006). Según una revisión de Apolloni *et al.* (2021), los fotoperiodos más utilizados en la producción de plantas son 12 y 16 h, siendo empleados en un gran número de estudios (Meas *et al.*, 2020; Toscano *et al.*, 2021; Truzzi *et al.*, 2021; Vetchinnikov *et al.*, 2021; Zhang *et al.*, 2019). Se ha establecido que fotoperiodos con menor número de horas de luz corresponden a fotoperiodos cortos, mientras que fotoperiodos con mayor número de horas de luz corresponden a fotoperiodos prolongados (Adams y Langton, 2005). Ali *et al.* (2009) evaluaron fotoperiodos de 6, 12, 18 y 24 h en hojas de betarraga, y obtuvieron que con 18 y 24 h se redujo el rendimiento, la concentración de fenoles totales y betacianinas, y la capacidad antioxidante, mientras que con el fotoperiodo de 12 h se obtuvieron los mayores valores para las mismas variables. Tal como lo indican Lefsrud *et al.* (2006), bajo irradiación continua puede disminuir la producción de biomasa y generarse clorosis intervenal en algunas plantas como berenjena, papa, tomate y caupí. Sin embargo, al igual que para la intensidad es necesario evaluar fotoperiodos para cada especie y variedad debido a que la respuesta a este factor varía.

La luz roja y azul son los espectros lumínicos más eficientes para la fotosíntesis de las plantas (Dou *et al.*, 2017). La luz roja coincide con la máxima absorción de las clorofilas, por lo que favorece la fotosíntesis, el crecimiento y el desarrollo. Por otra parte, la luz azul afecta la formación de clorofila, induce la apertura estomática permitiendo una mejor fijación de CO_2 y la mayor síntesis de compuestos antioxidantes (Brazaityte *et al.*, 2021). Además, se ha observado que, si bien el rojo lejano tendría una contribución limitada a la fotosíntesis debido a la baja absorción de la cubierta vegetal, se ha demostrado que es necesaria para una fotosíntesis eficiente. Asimismo, Ahmed *et al.* (2019), señalan que la adición del espectro rojo lejano a la iluminación de rojo y azul mejora sustancialmente la producción de biomasa y aumenta la eficiencia del uso de la luz.

HIPÓTESIS

El uso de espectro en 75% rojo, 23% azul y 2% en rojo lejano mediante lámparas LED de crecimiento durante periodos prolongados de fotoperiodo con una intensidad más baja, incrementan la concentración de compuestos fenólicos y betalainas sin afectar el rendimiento en micro-hortalizas de betarraga.

OBJETIVOS

Evaluar el efecto de distintas intensidades lumínicas y fotoperiodos con lámparas LED de crecimiento sobre el rendimiento, la concentración de compuestos fenólicos y betalainas en micro-hortalizas de betarraga cultivadas en condiciones de confinamiento.

MATERIALES Y MÉTODOS

Ubicación del estudio

El montaje del experimento y los análisis se llevaron a cabo en el laboratorio Centro de Estudio Postcosecha (CEPOC), ubicado en la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de Chile, comuna de La Pintana (Santiago, Región Metropolitana, Chile).

Material biológico

Se utilizaron semillas de betarraga (*Beta vulgaris* L. ssp. *vulgaris*), proveedor: Semillería San Alfonso; sustrato de turba (Kekkilä, DSM 2 W, Finlandia) (CE: 0,3 dS m⁻¹) y perlita expandida en una proporción de 1:1.

Tratamientos y diseño experimental

Se realizó un ensayo con un diseño completamente aleatorizado con estructura factorial 3x2. Los dos factores considerados fueron: fotoperiodo, con dos niveles (12 y 16 h) e intensidad, con tres niveles (119,2; 153,46 y 224,1 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ PPFD). Esta combinación de factores generó un total de 6 tratamientos (Cuadro 1), con 3 repeticiones por tratamiento. La unidad experimental consistió en una bandeja de plástico con micro-hortalizas de betarraga.

Cuadro 1. Tratamientos del ensayo, en base a los factores fotoperiodo e intensidad, y la combinación de sus niveles (3x2), con lectura de forma horizontal.

Tratamiento	Factor fotoperiodo	Factor intensidad
	h	$\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$
12xB	12	119,20
12xM	12	153,46
12xA	12	224,10
16xB	16	119,20
16xM	16	153,46
16xA	16	224,10

12: fotoperiodo de 12 h; 16: fotoperiodo de 16 h; B: intensidad baja (119,2 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$); M: intensidad media (153,46 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$); A: intensidad alta (224,1 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$).

Manejo del experimento

Montaje y condiciones de crecimiento

El experimento se montó en una cámara de refrigeración adaptada de dimensiones 350 x 260 x 280 cm, con el fin de regular temperatura y humedad relativa (HR). Al interior de la cámara se montaron las bandejas y el sistema de iluminación sobre tres estanterías metálicas de dimensiones de 170 x 180 x 45 cm (Figura 1). La distancia entre los niveles de la estantería fue de 60 cm para la intensidad baja ($119,2 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), 47 cm para la intensidad media ($153,46 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) y 33,5 cm para la intensidad alta ($224,1 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) (Figura 2). Previo al montaje de los ensayos, la cámara fue sanitizada, al igual que las bandejas utilizadas.

Las bandejas con micro-hortalizas fueron dispuestas bajo lámparas LED de crecimiento de 25 x 25 cm (Lámpara de crecimiento, Asycar, Chile) con una combinación de 75% en rojo, 23% en azul y un 2% en rojo lejano (Figura 3), que irradiaron un área de 1.600 cm^2 con una densidad de flujo de fotones fotosintéticos (PPFD) de $300 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ a una altura de 20 cm sobre las plantas. La radiación fue medida a través de un sensor puntual (Lighting Passport, Asensetek, Taiwán) y de un radiómetro (DELTA OHM, HD9021, Italia). Se montaron tres lámparas por cada nivel de las estanterías, con el fin de proveer una intensidad homogénea a cada bandeja. El valor de la intensidad para cada nivel se obtuvo de un promedio entre las mediciones puntuales realizadas con un espectrómetro cuántico (UPRtek, PAR200, Taiwán) sobre cada bandeja (Apéndice I). Las intensidades utilizadas fueron de 119,2; 153,46 y 224,1 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ PPFD, correspondientes a intensidad baja, media y alta, respectivamente (Figura 4).

Los fotoperiodos empleados fueron de 12 y 16 horas, para ello se conectó el sistema de iluminación a un *timer* análogo enchufable (T-101, Completel, China) programado para cada fotoperiodo. Con el fin de que no existiera interferencia entre las lámparas encendidas y las apagadas se realizaron dos ensayos en fechas distintas, uno programado con el fotoperiodo de 12 h y el otro de 16 h. El sistema de iluminación comenzó su funcionamiento desde el día de la siembra en ambos ensayos.

La cámara se mantuvo a una temperatura promedio de $21 \text{ }^\circ\text{C}$ y humedad relativa promedio de 77% en ambos ensayos. Estas condiciones fueron monitoreadas mediante tres *dataloggers*, uno por nivel de intensidad en ambos ensayos (EXTECH instruments, RHT10, EE.UU.). Los datos obtenidos se grafican en los Apéndices II, III, IV, V, VI y VII.



Figura 1. Distribución de estanterías, lámparas y bandejas dentro de la cámara adaptada.

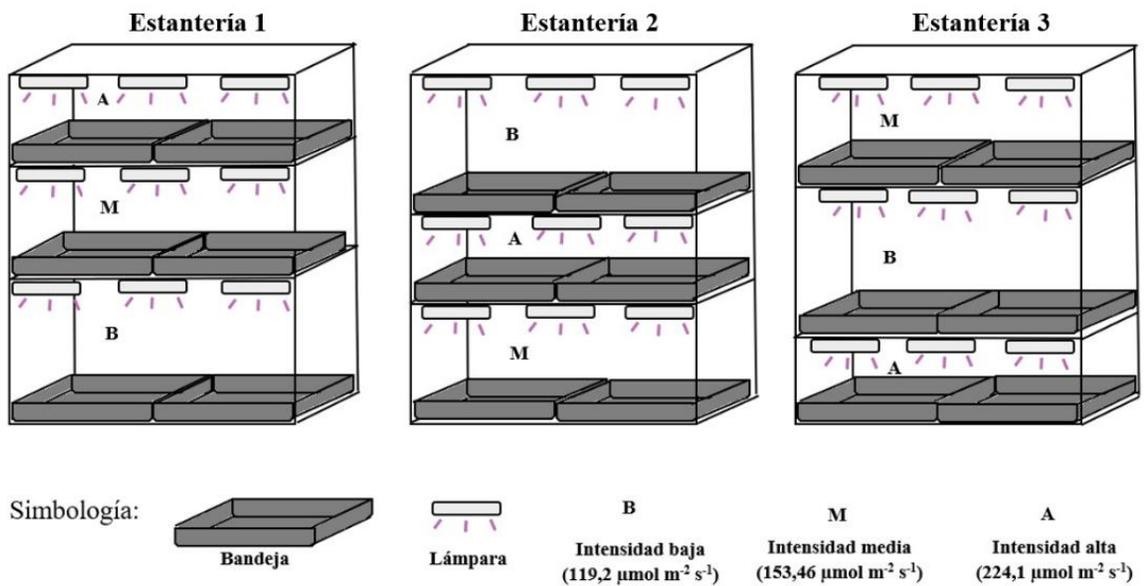


Figura 2. Esquema del montaje del experimento y distribución aleatoria de intensidades en las estanterías.

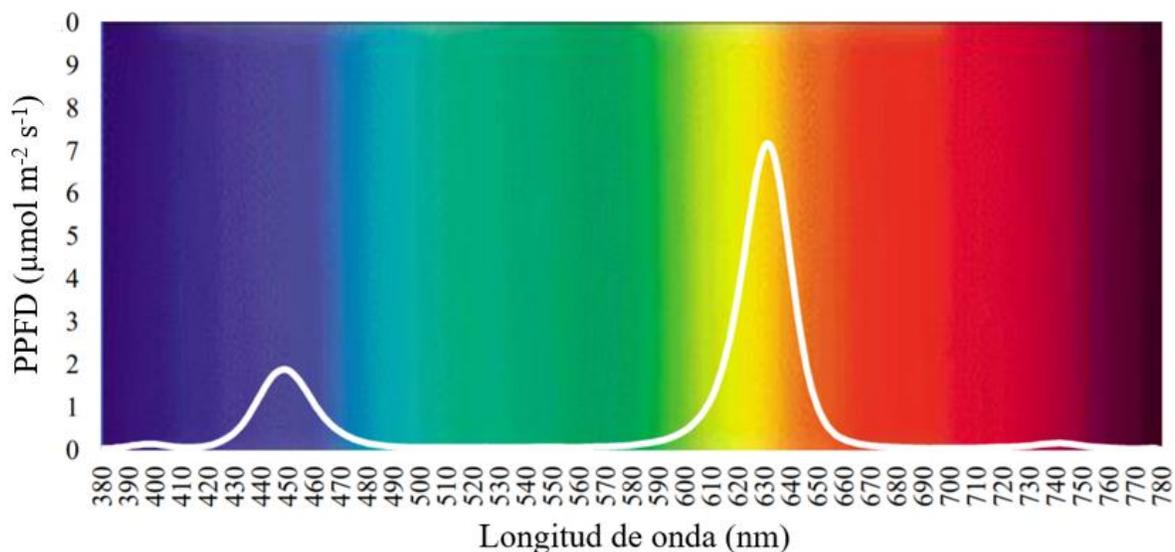


Figura 3. Densidad del flujo de fotones del espectro PAR (PPFD) registrado con espectrómetro a 10 cm de altura desde la base de las bandejas.



Figura 4. Nivel de la estantería, equipado con tres lámparas, y dos bandejas con microhortalizas (A); Estantería metálica con niveles equipados con iluminación independiente y distintas alturas para cada intensidad (B).

Siembra

Previo a la siembra se realizó una prueba de germinación según las reglas ISTA (ISTA, 2016), colocando 50 semillas en un papel filtro humedecido al interior de un contenedor plástico, en dos repeticiones (100 semillas en total) a 20 °C aproximadamente, determinando un porcentaje de germinación de 98% (Apéndice VIII). Además, se realizaron pruebas de densidad de siembra, con las que se determinó una densidad óptima al utilizar 25 g de semillas de betarraga por bandeja.

Se sembraron 25 g de semillas de betarraga (*Beta vulgaris* L. ssp. *vulgaris*) por unidad experimental (Figura 5), cuya bandeja plástica tuvo dimensiones de 62 x 34 x 6,5 cm, con sustrato de turba (Kekkilä, DSM 2 W, Finlandia) (CE: 0,3 dS m⁻¹) más perlita expandida en una proporción de 1:1, previamente humedecidos. Se ubicaron sobre estanterías metálicas

dispuestas al interior de una cámara de refrigeración adaptada. Las micro-hortalizas fueron regadas con agua potable (sin fertilizantes, CE: $1,45 \text{ dS m}^{-1}$) por ascenso capilar, asegurando la humedad necesaria para el crecimiento del cultivo.

Se realizaron dos ensayos, uno para cada fotoperiodo, la siembra del fotoperiodo de 16 h se llevó a cabo el 01 de marzo de 2021, y para el fotoperiodo de 12 h se realizó el 11 de agosto de 2021.



Figura 5. Semillas de betarraga en tubos Falcon (A); Distribución de semillas de betarraga sobre sustrato de turba más perlita (B).

Cosecha

Se cosecharon las muestras de cada tratamiento a los 21 días post siembra. Por tanto, el día de cosecha en el ensayo con el fotoperiodo de 16 h fue el día 22 de marzo de 2021 y en el de fotoperiodo de 12 h fue el día 01 de septiembre de 2021. La cosecha se realizó cortando con tijeras a una altura de aproximadamente 1 cm sobre el sustrato para evitar la contaminación de las micro-hortalizas. Inmediatamente después de cosechar se realizaron las evaluaciones físicas. Además, se pesaron 10 g de micro-hortalizas de betarraga obtenidas de cada tratamiento y se almacenaron a $0 \text{ }^{\circ}\text{C}$ durante un día para realizar los recuentos microbiológicos. Por otra parte, se separaron muestras para los análisis químicos y se guardaron rotuladas en bolsas, en un congelador de ultra-baja temperatura (SANYO, MDF-U33V, Japón) a $-80 \text{ }^{\circ}\text{C}$. Posteriormente dichas muestras fueron liofilizadas y guardadas hasta el día de los análisis.

Evaluaciones

Evaluaciones físicas

Rendimiento (g m^{-2}). Correspondió al peso fresco de todas las micro-hortalizas obtenidas de cada bandeja llevado a unidades de gramos por metro cuadrado (g m^{-2}). Para su obtención se pesaron todas las plantas cosechadas de cada una de las unidades experimentales inmediatamente después del corte para evitar pérdidas de peso por deshidratación. Para esta medición se utilizó una balanza semi-analítica (Kern, CMN3000-1, Alemania).

Porcentaje de materia seca. Se midió la materia seca de 5 g de micro-hortalizas cosechadas por bandeja las que fueron secadas en una estufa (LabTech, LFO-250F, Corea) a $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ hasta que la muestra mantuvo su masa constante. Posteriormente se masó a través de una balanza semi-analítica (Kern, CMN3000-1, Alemania) y se presentó el resultado como la masa de materia seca en gramos por 100 gramos de materia fresca de micro-hortalizas (Lara, 2019).

Altura (cm). Se midió el largo de las micro-hortalizas a través del uso de una regla, desde el punto de corte de la cosecha hasta los cotiledones. Para ello, se utilizaron 30 micro-hortalizas elegidas al azar de cada repetición (Lara, 2019).

Área del cotiledón (cm^2). Se obtuvo a través del uso de imágenes digitales (fotografías) de los cotiledones empleando el programa ImageJ (versión 1.53k). Se utilizaron 20 micro-hortalizas elegidas al azar de cada repetición (Lara, 2019).

Color. Se midió luminosidad (L^*), a^* y b^* en los cotiledones a través del uso de un colorímetro compacto triestímulo (modelo: Minolta Chroma meter, CM-2500d, Japón). Se utilizaron 30 micro-hortalizas elegidas al azar de cada repetición, se separaron los cotiledones y se pegaron en una cinta adhesiva sin dejar espacios entre ellos y se realizaron 30 lecturas por cada repetición (Lara, 2019).

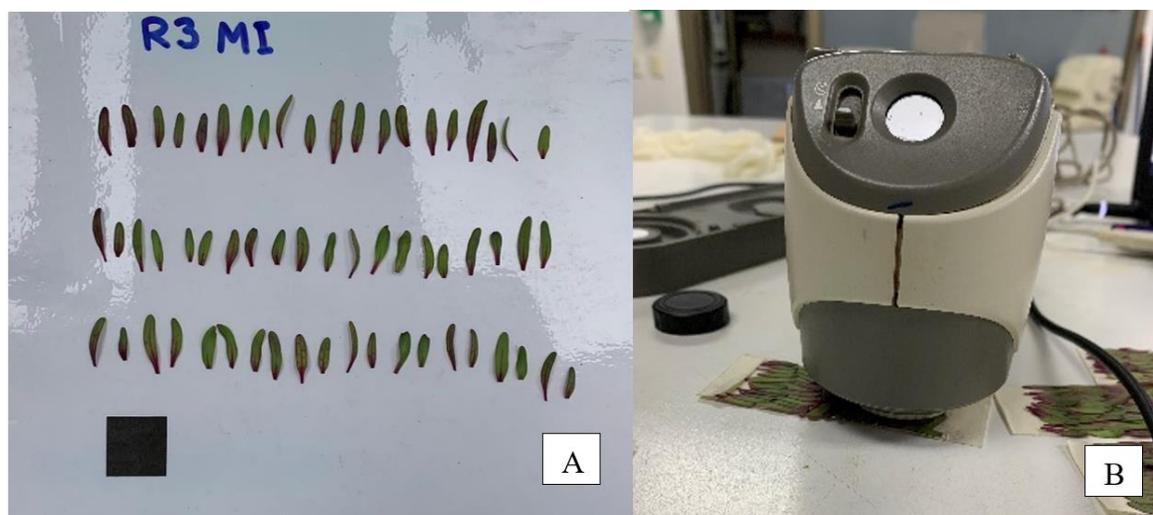


Figura 6. Medición del área foliar empleando análisis de la imagen mediante el programa ImageJ (A); Medición de color sobre los cotiledones con colorímetro triestímulo (B).

Evaluaciones químicas

Las muestras del ensayo de fotoperiodo de 16 h permanecieron almacenadas a $-80\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 21 semanas, mientras que las muestras del ensayo de fotoperiodo de 12 h estuvieron congeladas 1 semana, posteriormente las muestras de ambos ensayos fueron liofilizadas en un liofilizador (ilShinBioBase, FD5508, Corea) por 48 horas hasta alcanzar un peso constante.

Extracción para análisis de compuestos fenólicos totales y capacidad antioxidante.

Previo a los análisis, se realizó una extracción siguiendo el método adaptado de Swain y Hillis (1959), donde se molieron las muestras liofilizadas con un molinillo y se pesaron 0,2 g en tubos Falcon de 15 mL. A cada muestra se le agregaron 10 mL de metanol para análisis al 70% y mediante un vortex (DLAB, mx-s, China) se agitaron durante 1 minuto, luego fueron sonicadas (sonicador Banson, B-220, EE.UU.) durante 15 minutos. Posteriormente las muestras fueron centrifugadas (HERMLE Labortechnik, Z326K, Alemania) por 15 min a 6037 gN a $4\text{ }^{\circ}\text{C}$. Se extrajo el líquido sobrenadante de los tubos, se filtró con filtros pirinola de $0,22\text{ }\mu\text{m}$ y se almacenó en tubos eppendorf color ámbar a $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$.

Compuestos fenólicos totales. Se realizó según el método propuesto por Singleton y Rossi (1965). En un tubo eppendorf de 2 mL se agregaron 100 μL de extracto y 200 μL del reactivo Folin-Ciocalteu al 10% y se dejó reaccionar por 5 minutos. Posteriormente, se agregaron 800 μL de carbonato de sodio (Na_2CO_3) a 700 mM y se dejó reaccionar durante 1 h. Transcurrido el tiempo, se agregaron 200 μL de la solución en una placa de 96 pocillos para realizar la medición de absorbancia a 765 nm en un espectrofotómetro (ASYS, UVM340, Austria). La concentración de compuestos fenólicos totales se calculó por medio de una curva de calibración realizada con ácido gálico. Los resultados se expresaron como mg equivalente de ácido gálico (EAG) g^{-1} de materia fresca (MF).

La medición de capacidad antioxidante se llevó a cabo mediante los protocolos de medición DPPH y FRAP:

Capacidad antioxidante por método FRAP. El protocolo FRAP (*Ferric Reducing Antioxidant Power*) se llevó a cabo según el método propuesto por Benzie y Strain (1996), el cual se basa en monitorear la reacción de una solución férrico-TPTZ (2, 4, 6-tripiridyl-s-triazina), que al estar en contacto con compuestos antioxidantes dadores de electrones en un pH bajo, pasa de forma férrica a forma ferrosa, generando un cambio proporcional en la absorbancia a 593 nm, así interpretando dicho cambio como la capacidad reductora total de los compuestos antioxidantes presentes en la reacción. El reactivo FRAP, se preparó mediante la adición de buffer acetato 300 mmol L^{-1} (pH 3,6), solución acuosa de cloruro férrico hexohidrato 20 mmol L^{-1} y TPTZ 10 mmol L^{-1} en HCl 40 mmol L^{-1} , en una proporción de 10:1:1, respectivamente. Se calentó en un baño termorregulador a $40\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 10 min. Posteriormente, se agregaron 20 μL de extracto y 600 μL de reactivo FRAP en un tubo eppendorf de 2 mL. Luego de 30 minutos se extrajeron 200 μL y se colocaron en una placa de 96 pocillos para realizar mediciones cada 30 minutos por 5 h, a 593 nm en un espectrofotómetro (ASYS, UVM340, Austria). La capacidad antioxidante por FRAP se calculó por medio de una curva de calibración realizada con trolox. Los resultados se expresaron como mg de equivalente de trolox (ET) g^{-1} de materia fresca (MF).

Capacidad antioxidante por método DPPH. El reactivo DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil) es un radical libre que absorbe luz a 517 nm, pero al ser reducido por compuestos dadores de electrones, su absorbancia disminuye proporcionalmente al aumento de formas no radicales del reactivo (Ak y Gülçin, 2008). Considerando esto, la medición de la capacidad antioxidante por DPPH se llevó a cabo con leves modificaciones al método empleado por Ali *et al.* (2009) y Zheng *et al.* (2018). En un tubo eppendorf de 2 mL se agregaron 250 μ L de extracto y 1 mL de reactivo DPPH 0,4 mM, dejando reaccionar por 20 minutos. Luego se extrajeron 200 μ L y se llevaron a una placa de 96 pocillos para medir la absorbancia a 517 nm en un espectrofotómetro (ASYS, UVM340, Austria), además se agregaron 200 μ L de solución blanco, preparada con 250 μ L de metanol al 70% y 1 mL de reactivo DPPH. La capacidad antioxidante, se calculó mediante la ecuación: $I = (A_{\text{blanco}} - A_{\text{muestra}}) / A_{\text{blanco}} \times 100\%$. Donde A_{muestra} correspondió a la absorbancia de la reacción entre el reactivo y la extracción, A_{blanco} a la absorbancia del reactivo con metanol sin el extracto, e I a la inhibición del radical libre DPPH expresada en porcentaje (I, %).

Extracción para análisis de betalainas. Previo a los análisis, se realizó una extracción siguiendo el método adaptado de Zin *et al.* (2020), donde se molieron las muestras liofilizadas con un molinillo y se pesaron 0,2 g en tubos Falcon de 15 mL, a los cuales se les agregó 10 mL de etanol para análisis al 15%. Se agitaron durante 1 hora en un agitador (Orbital shaker, SH30, Corea) y posteriormente con un vortex (DLAB, mx-s, China) durante 1 minuto. Finalmente, se centrifugaron durante 25 min a 15 °C a 6037 gN, se extrajo el líquido sobrenadante de los tubos, se filtró con filtros pirinola de 0,22 μ m y se almacenaron en tubos eppendorf color ámbar a -20 °C para su posterior uso.

Betalainas totales. Se realizó según el método propuesto por Zin *et al.* (2020), donde se llevó 1 mL de las muestras a cubetas de volumen reducido y se midió la absorbancia en un espectrofotómetro (Optizen POP, UV/VIS, Corea) a 480 y 535 nm para betaxantinas y betacianinas, respectivamente. La cuantificación de betacianinas y betaxantinas, se calculó mediante la ecuación: $BC = (A \times MW \times DF \times 1000) / (\epsilon \times L)$, donde A correspondió a la absorbancia, MW al peso molecular, DF al factor de dilución, ϵ al coeficiente de extinción molar y L al largo de la cubeta. Con la suma de ambas se obtuvieron las betalainas totales. Los resultados se expresaron como g g⁻¹ de materia fresca (MF). Los valores utilizados para los cálculos fueron:

Para betaxantina: $\epsilon=48.000 \text{ L mol}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ y $MW=308 \text{ g mol}^{-1}$.

Para betacianina: $\epsilon=60.000 \text{ L mol}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ y $MW=550 \text{ g mol}^{-1}$.

Evaluaciones microbiológicas

Se evaluaron las unidades formadoras de colonias de bacterias a través de la “siembra profunda” de 10 g de micro-hortalizas en medio Agar. Se utilizó el medio “*Plate Count agar*” (PC) para la siembra de bacterias mesófilas y psicrófilas, y “*Violet Red Bile agar*” (VRB) para la siembra de bacterias coliformes. Se realizaron cinco diluciones (-1, -2, -3, -4 y -5). La dilución -1 correspondió a la obtenida de la bolsa con las muestras de micro-hortalizas más 90 mL de agua peptonada, la cual fue homogeneizada con un homogeneizador (modelo: Masticator Classic, IUL, España) durante 60 segundos. En tanto, la dilución -2 fue preparada tomando 1 mL de la dilución -1 y se agregó en un tubo Falcon con 9 mL de agua peptonada

y así sucesivamente con cada dilución (1 mL de la dilución anterior más 9 mL de agua peptonada, homogenizando mediante un homogeneizador). Para la siembra en profundidad se tomó 1 mL de dilución y se agregó a la placa Petri estéril, repitiendo el procedimiento para cada muestra y dilución. Luego de la adición de la dilución a cada placa, se agregó el medio de cultivo correspondiente y se cubrió toda la superficie de la placa (10 a 15 mL aproximadamente), manteniendo la placa al interior de la campana de extracción hasta que gelificó. Posteriormente fueron almacenadas con la tapa hacia abajo en un refrigerador a 5 °C para las muestras de bacterias psicrófilas (González-Tejedor *et al.*, 2017), y en una incubadora a 37 °C para las muestras de bacterias mesófilas y coliformes (Di Gioia *et al.*, 2016). Finalmente, se realizó el conteo de colonias, para bacterias mesófilas y coliformes transcurridos 2 días de inoculación, y para bacterias psicrófilas luego de 9 días. Para ello se colocaron las placas Petri en un contador de placas (con la tapa de la placa hacia abajo) marcando con un marcador de punta fina cada colonia observable con un punto. Los recuentos totales, fueron expresados como el logaritmo de la unidad formadora de colonias por gramo ($\log \text{UFC g}^{-1}$).

Análisis de los recursos

Eficiencia del uso de la energía. Se calculó para cada ensayo mediante la relación entre el consumo de electricidad de todas las lámparas LED utilizadas (kW) y la producción de micro-hortalizas obtenida al final de cada ensayo (kg).

Eficiencia del uso del agua. Se calculó mediante la ecuación: R_n/L , donde R_n correspondió al rendimiento en kilogramos de micro-hortalizas producidos al final de cada ensayo (kg), y L al agua aplicada durante el periodo de cultivo en litros (L) (Salazar *et al.*, 2014).

Análisis estadístico

Para cada una de las variables evaluadas se analizaron los datos mediante modelos lineales mixtos. Considerando el factor fotoperiodo, intensidad y su interacción como efecto fijo, y la interacción entre estantería y fotoperiodo como efecto aleatorio. En el caso de encontrar diferencias en la interacción o en su defecto entre los factores actuando de manera independiente, se realizó la PCM de Fisher con un nivel de significancia de un 5% ($\alpha=0,05$). Los análisis estadísticos se realizaron con el software InfoStat y el lenguaje de programación R.

RESULTADOS

Condiciones de temperatura y humedad relativa durante el cultivo

De los datos recopilados de los *dataloggers* utilizados en el ensayo de fotoperiodo de 12 h (Apéndices II, III y IV), con el sistema de iluminación apagado se obtuvo una temperatura promedio de 20 °C con un 83% de los datos obtenidos en dicho valor, y una temperatura mínima y máxima de 18,5 y 23 °C, respectivamente. Por otra parte, un 87% del total de datos obtenidos de la humedad relativa se encontraron en el rango de 75 y 85%. Al encenderse el sistema de iluminación la temperatura promedio ascendió a 22 °C, manteniéndose en dicho valor en un 85% del total de las mediciones realizadas, con una temperatura mínima y máxima de 18,5 y 26 °C, respectivamente. Además, la humedad relativa promedio fue de 75%, manteniéndose en dicho valor en un 85% del total de datos.

Por otra parte, en el ensayo con fotoperiodo de 16 h y el sistema de iluminación apagado, la temperatura se mantuvo en 21 °C en un 92% del total de mediciones realizadas, con una temperatura mínima y máxima de 20 y 27 °C, respectivamente. Mientras que la humedad relativa se mantuvo entre 75 y 85% en un 79% de las mediciones realizadas durante el ensayo. Al encenderse las luces las temperaturas registradas se mantuvieron entre 21 y 22 °C en un 82% del total de mediciones realizadas durante el ensayo, con una temperatura mínima y máxima de 20,4 y 26,7 °C, respectivamente. Mientras que en las mediciones de humedad relativa se obtuvo que un 79% del total de datos medidos se encontraron en el rango de 70 y 80% (Apéndices V, VI y VII).

Parámetros físicos

Rendimiento

Para esta variable la interacción entre los factores fotoperiodo e intensidad no fue significativa, por lo que actuaron de manera independiente. En los niveles de fotoperiodo evaluados se obtuvieron diferencias significativas. Con la aplicación del fotoperiodo de 12 h, el rendimiento promedio obtenido fue de 482,73 g m⁻², mientras que con 16 h fue 369,7 g m⁻², así el rendimiento obtenido con la aplicación de 16 h de luz fue un 23,4% menor que el obtenido con la aplicación de 12 h de luz en las micro-hortalizas de betarraga (Cuadro 2). Por otra parte, no se presentaron diferencias significativas entre los rendimientos de la intensidad baja y media, siendo 459,74 y 460,5 g m⁻², respectivamente. Mientras que los rendimientos obtenidos con las intensidades baja y media fueron significativamente mayores al rendimiento con la aplicación de intensidad alta que correspondió a 358,41 g m⁻², es decir se vio reducido en un 22%.

Porcentaje de materia seca

Para esta variable los factores estudiados actuaron de forma independiente. En el factor fotoperiodo se obtuvieron diferencias significativas, con la aplicación de 12 h de luz el porcentaje de materia seca de las micro-hortalizas fue de 6,71% mientras que, en las micro-hortalizas cultivadas con el fotoperiodo de 16 h fue 10,55%. Es decir, con la aplicación de 12 h de luz diaria el porcentaje de materia seca obtenido fue un 36,3% menor respecto del obtenido con la aplicación de 16 h de luz. Por otra parte, no se obtuvieron diferencias entre los promedios de porcentaje de materia seca obtenidos de las micro-hortalizas de las intensidades baja, media y alta (Cuadro 2).

Altura

Se observó que los factores fotoperiodo e intensidad actuaron de manera independiente para este parámetro. En cuanto a los niveles del factor fotoperiodo, se presentaron diferencias significativas entre los promedios de altura, siendo un 23% menor la altura obtenida en las micro-hortalizas cultivadas con un fotoperiodo de 16 h con respecto a las cultivadas con un fotoperiodo de 12 h. Por otra parte, en los promedios de altura de los niveles de intensidad evaluados no se encontraron diferencias significativas (Cuadro 2).

Área del cotiledón

No se observó una interacción significativa entre los factores evaluados. Además, tanto en el factor fotoperiodo como en el factor intensidad no se presentaron diferencias significativas entre los promedios obtenidos en los respectivos niveles (Cuadro 2).

Color

Luminosidad (L*). Para este parámetro de color los factores actuaron de forma independiente. Con respecto al fotoperiodo, no se presentaron diferencias significativas entre los promedios obtenidos (Cuadro 2). Por el contrario, para el factor intensidad se presentaron diferencias significativas de luminosidad entre las muestras obtenidas de las intensidades baja y alta, siendo sus promedios de 37,17 y 30,21, respectivamente. Es decir, el promedio de luminosidad obtenido de los cotiledones de las micro-hortalizas cultivadas bajo intensidad alta fue un 18,7% menor que el obtenido con la intensidad baja. Mientras que la luminosidad de las muestras de la intensidad media, con un promedio de 33,76, no presentó diferencias con la luminosidad obtenida en las muestras de las intensidades alta ni baja.

a*. Para esta variable se observó que los factores actuaron de manera independiente. En el factor fotoperiodo no se presentaron diferencias significativas. Por otra parte, en el factor intensidad, las intensidades media y alta no presentaron diferencias entre sus promedios, siendo de 6,41 y 8,54, respectivamente. Mientras que con la intensidad baja se obtuvo un promedio de 0,13, es decir un valor 98,4% menor respecto del obtenido con la intensidad alta y un 97,9% menor respecto del valor de a* con la intensidad media (Cuadro 2).

b*. No se presentó interacción significativa entre los factores de fotoperiodo e intensidad para este parámetro. En los promedios obtenidos de los niveles del fotoperiodo se presentaron diferencias significativas, siendo el valor de b* de 25,93 en las micro-hortalizas del fotoperiodo de 12 h y de 15,29 para las que crecieron bajo 16 h de luz diaria. Es decir, el valor de b* en los cotiledones de micro-hortalizas cultivadas bajo el fotoperiodo de 16 h fue un 41% menor respecto al de las micro-hortalizas del fotoperiodo de 12 h. En los tres niveles de intensidad evaluados no se presentaron diferencias significativas para el parámetro b* (Cuadro 2).

Cuadro 2. Promedios obtenidos para los parámetros físicos sin interacción significativa entre los factores fotoperiodo e intensidad.

Factor	Rendimiento g m ⁻²	MS %	Altura cm	AC cm ²	Color		
					L*	a*	b*
Fotoperiodo	*	*	*	ns	ns	ns	*
12	482,73 A	6,71 B	4,33 A	0,53	36,54	0,61	25,93 A
16	369,70 B	10,55 A	3,33 B	0,49	30,88	9,44	15,29 B
Intensidad	*	ns	ns	ns	*	*	ns
Baja	459,74 a	8,00	3,98	0,52	37,17 a	0,13 b	23,77
Media	460,50 a	8,94	3,84	0,51	33,76 ab	6,41 a	19,32
Alta	358,41 b	8,96	3,67	0,49	30,21 b	8,54 a	18,74

MS: porcentaje de materia seca; AC: área del cotiledón; L*: Luminosidad; *: se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre al menos una de las medias de los niveles de cada factor (fotoperiodo e intensidad) según el test Fisher (p-valor<0,05); ns: no se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre las medias de los niveles de cada factor. Letras mayúsculas distintas en sentido vertical indican diferencias estadísticamente significativas entre los niveles de fotoperiodo, y las letras minúsculas distintas en sentido vertical indican diferencias significativas para los niveles de intensidad (p-valor<0,05).



Figura 7. Bandejas de estantería 1 cultivadas bajo el fotoperiodo de 12 h, de izquierda a derecha: intensidad baja, media y alta (A); Bandejas de estantería 2 cultivadas bajo el fotoperiodo de 12 h de izquierda a derecha: intensidad baja, media y alta (B); Bandejas de la estantería 3, cultivadas bajo el fotoperiodo de 12 h, de izquierda a derecha: intensidad baja, media y alta (C).

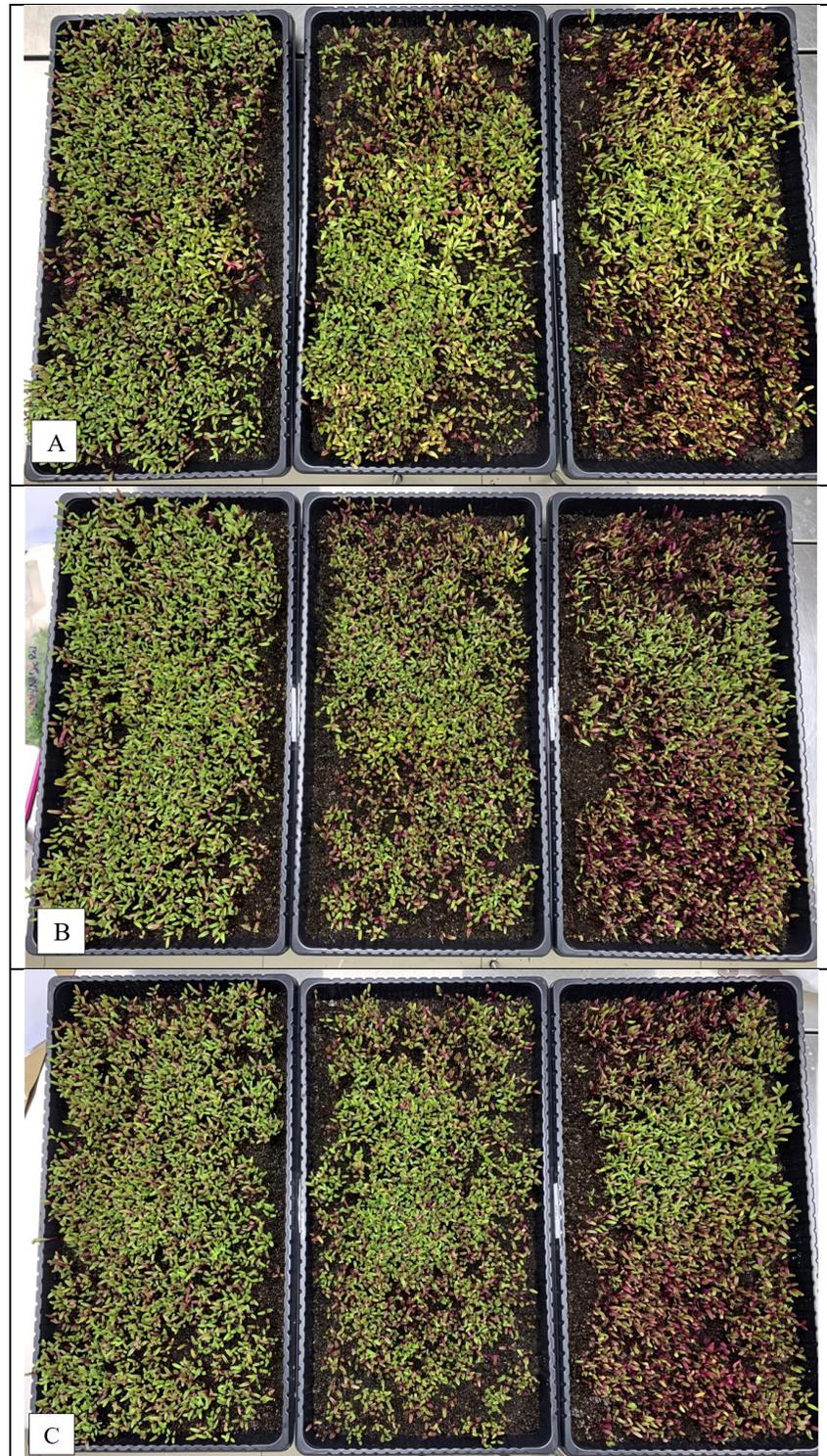


Figura 8. Bandejas de estantería 1 cultivadas bajo el fotoperiodo de 12 h, de izquierda a derecha: intensidad baja, media y alta (A); Bandejas de estantería 2 cultivadas bajo el fotoperiodo de 12 h de izquierda a derecha: intensidad baja, media y alta (B); Bandejas de la estantería 3, cultivadas bajo el fotoperiodo de 12 h, de izquierda a derecha: intensidad baja, media y alta (C).

Parámetros químicos

Compuestos fenólicos totales

Para esta variable los factores fotoperiodo e intensidad no presentaron interacción significativa. Los niveles de fotoperiodo presentaron diferencias significativas entre sus promedios (Cuadro 3), obteniendo una concentración de 8,99 mg EAG/g MF en las micro-hortalizas del fotoperiodo de 12 h y de 13,16 mg EAG/g MF en las del fotoperiodo de 16 h. Es decir, la concentración de compuestos fenólicos de las micro-hortalizas fue un 31,6% menor en el fotoperiodo de 12 h con respecto a la obtenida con la aplicación de un fotoperiodo de 16 h. De los promedios de concentración de compuestos fenólicos en los niveles de intensidad evaluados se obtuvo que no fueron estadísticamente diferentes.

Betalainas totales

En la variable concentración de betalainas totales se observó que los factores fotoperiodo e intensidad actuaron de forma independiente. Para el factor fotoperiodo se presentaron diferencias significativas, siendo la concentración de betalainas totales de las micro-hortalizas del fotoperiodo de 16 h de 0,61 g/g MF y de 0,31 g/g MF en el de 12 h. Es decir, con la aplicación del fotoperiodo de 16 h la concentración de betalainas fue un 49,1% mayor a la obtenida con la aplicación del fotoperiodo de 12 h. Con respecto a la intensidad, se presentaron diferencias significativas entre los promedios de las micro-hortalizas cultivadas en intensidad alta y baja, correspondientes a 0,34 y 0,54 g/g MF, respectivamente. La concentración de betalainas totales de las muestras de la intensidad alta fue un 35,85% más baja que la obtenida de las muestras en la intensidad baja, por otra parte, las muestras de la intensidad media no presentaron diferencias significativas con la concentración de betalainas de las muestras de las intensidades alta ni baja (Cuadro 3).

Betaxantinas. Al igual que en la variable betalainas, los factores fotoperiodo e intensidad actuaron de forma independiente. En los fotoperiodos evaluados se obtuvo una mayor concentración de betaxantinas con la aplicación de 16 h de luz siendo de 0,13 g/g MF y de 0,07 g/g MF con la aplicación de 12 h de luz. En el factor intensidad se obtuvieron diferencias significativas entre los niveles de intensidad alta y baja, correspondientes a 0,08 y 0,12 g/g MF, respectivamente. Mientras que la concentración de betaxantinas de las micro-hortalizas cultivadas bajo la intensidad media no presentó diferencias con las obtenidas en las intensidades baja y alta. Es decir, la mayor concentración de betaxantinas se obtuvo en las micro-hortalizas de betarraga tratadas con la intensidad baja y media.

Betacianinas. Para la concentración de betacianinas se detectó que los factores actuaron de manera independiente. En el factor fotoperiodo se obtuvieron diferencias significativas entre los promedios de los niveles, siendo 0,24 g/g MF en las micro-hortalizas obtenidas del fotoperiodo de 12 h y de 0,48 g/g MF en las de 16 h. Por otra parte, en el factor intensidad no se presentaron diferencias significativas entre los promedios de concentración de betacianinas de las intensidades baja, media y alta.

Capacidad antioxidante por método FRAP

Se observó que los factores fotoperiodo e intensidad interactuaron de forma independiente. En el factor fotoperiodo, se obtuvieron diferencias significativas, siendo el promedio para las micro-hortalizas del fotoperiodo de 16 h de 43,37 mg ET/g MF, y 32,37 mg ET/g MF con la aplicación de 12 h de luz. Es decir, el valor de la capacidad antioxidante de las micro-hortalizas con la aplicación del fotoperiodo de 16 h fue un 25,4% mayor que la obtenida con la aplicación del fotoperiodo de 12 h. En el factor intensidad, no se presentaron diferencias significativas entre los promedios de capacidad antioxidante de las intensidades (Cuadro 3).

Capacidad antioxidante por método DPPH

Al igual que en la medición por el método FRAP, los factores fotoperiodo e intensidad actuaron de forma independiente. Además, tanto en el factor fotoperiodo como en el factor intensidad no se presentaron diferencias significativas entre sus niveles (Cuadro 3).

Cuadro 3. Parámetros químicos sin interacción significativa entre los factores evaluados.

Factor	Fenoles mg EAG/g MF	BT g/g MF	Bx g/g MF	Bc g/g MF	FRAP mg ET/g MF	DPPH %
Fotoperiodo	*	*	*	*	*	ns
12	8,99 B	0,31 B	0,07 B	0,24 B	32,37 B	37,13
16	13,16 A	0,61 A	0,13 A	0,48 A	43,37 A	33,61
Intensidad	ns	*	*	ns	ns	ns
Baja	10,16	0,53 a	0,12 a	0,41	35,07	35,13
Media	11,27	0,50 ab	0,11 ab	0,39	38,58	34,05
Alta	11,80	0,34 b	0,08 b	0,27	39,96	36,94

Fenoles: concentración de fenoles; BT: concentración de betalainas totales (Bx+Bc); Bx: concentración de betaxantinas; Bc: concentración de betacianinas; FRAP: capacidad antioxidante por método FRAP; DPPH: capacidad antioxidante por el método DPPH; *: se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre al menos una de las medias de los niveles de cada factor (fotoperiodo e intensidad) según el test Fisher (p -valor<0,05); ns: no se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre las medias de los niveles de cada factor. Letras mayúsculas distintas en sentido vertical indican diferencias estadísticamente significativas entre los niveles de fotoperiodo, y las letras minúsculas distintas en sentido vertical indican diferencias significativas para los niveles de intensidad (p -valor<0,05).

Recuentos microbiológicos

Bacterias mesófilas

Para esta variable no se presentó interacción significativa entre los factores. Con respecto al fotoperiodo, no se presentaron diferencias significativas entre los promedios obtenidos de las muestras de los fotoperiodos de 12 y 16 h. Por otra parte, en las intensidades evaluadas, las muestras obtenidas de la intensidad alta y media no presentaron diferencias significativas, mientras que los recuentos de las micro-hortalizas de la intensidad baja fueron significativamente diferentes a las dos previamente mencionadas, siendo los recuentos de mesófilos de 3,67 log UFC g⁻¹ en la intensidad baja, 4,92 log UFC g⁻¹ en la intensidad media y 5,07 log UFC g⁻¹ en la intensidad alta (Cuadro 4).

Bacterias psicrófilas

Se obtuvo que los factores fotoperiodo e intensidad actuaron de forma independiente. Tanto el fotoperiodo como la intensidad no presentaron diferencias significativas entre sus promedios, donde los recuentos microbiológicos fueron valores $<1 \log \text{ UFC g}^{-1}$ (Cuadro 4).

Bacterias coliformes

Para estos microorganismos se obtuvo que los factores fotoperiodo e intensidad actuaron de forma dependiente. Los mayores recuentos se presentaron en las muestras de los tratamientos 16xB, 16xM, 16xA y 12xB. Por otra parte, los menores recuentos se presentaron en las muestras de los tratamientos 12xM y 12xA (Cuadro 5).

Cuadro 4. Promedios obtenidos de los recuentos microbiológicos de bacterias que no presentaron interacción significativa entre los factores fotoperiodo e intensidad.

Factor	Mesófilos $\log \text{ UFC g}^{-1}$	Psicrófilos $\log \text{ UFC g}^{-1}$
Fotoperiodo	ns	ns
12	4,41	<1
16	4,69	2,02
Intensidad	*	ns
Baja	3,67 b	1,45
Media	4,92 a	<1
Alta	5,07 a	<1

Medias con una letra común en sentido vertical no son significativamente diferentes según el test de Fisher ($p > 0,05$).

Cuadro 5. Promedios obtenidos de los recuentos microbiológicos de bacterias coliformes con interacción significativa entre los factores fotoperiodo e intensidad.

Tratamiento	Coliformes $\log \text{ UFC g}^{-1}$
12xB	5,52 a
12xM	3,94 b
12xA	4,62 bc
16xB	5,38 ac
16xM	5,12 ac
16xA	5,54 a

Letras distintas en sentido vertical indican diferencias estadísticamente significativas según el test de Fisher ($p > 0,05$).

DISCUSIÓN

Condiciones de temperatura y humedad relativa durante el cultivo

Dentro de los factores ambientales que generan cambios en la calidad organoléptica y funcional de las hortalizas se encuentran la temperatura, la luz y en menor medida la humedad relativa (Youssef *et al.*, 2018). La energía liberada en forma de calor por las lámparas LED es mínima, durante el periodo de crecimiento de las micro-hortalizas se observó un aumento promedio de 1,8 °C al encenderse el sistema de iluminación de la cámara respecto de este apagado. Esta alza no tendría mayor incidencia ya que el rango de temperaturas entre día y noche para las micro-hortalizas producidas en confinamiento podría variar en 3 °C, mientras la temperatura se encuentre en el rango óptimo para la especie (Engler y Krarti, 2021). Por otra parte, la humedad relativa también tuvo una leve variación, siendo 5,1% superior con las luces apagadas respecto de la cámara con las luces encendidas. Por lo que ni la temperatura ni la humedad relativa tuvieron una variación significativa durante los ensayos, y las respuestas de las micro-hortalizas en las distintas variables medidas debió asociarse principalmente a la variación de los parámetros de la luz (fotoperiodo e intensidad).

Rendimiento

El peso fresco es un importante parámetro de calidad del crecimiento de las micro-hortalizas (Truzzi *et al.*, 2021). En el estudio se utilizó el peso fresco para medir el rendimiento de las micro-hortalizas. Los resultados indican que con la aplicación de un menor fotoperiodo se produjo un mayor rendimiento, ya que en las micro-hortalizas del fotoperiodo de 12 h se obtuvo un rendimiento 113 g m⁻² mayor al obtenido con la aplicación de 16 h, estos resultados son contradictorios a lo obtenido por Meas *et al.* (2020) donde evaluaron fotoperiodos de 8, 12, 16 y 20 h, en micro-hortalizas de dos variedades de amaranto y observaron un aumento significativo en el rendimiento a medida que aumentaron las horas de luz, concluyendo que un periodo más prolongado de iluminación favoreció una actividad fotosintética más prolongada que se tradujo en un mayor rendimiento del cultivo (Liu *et al.*, 2018). Por otra parte, Ali *et al.* (2009) evaluaron fotoperiodos de 12, 18 y 24 h en hojas de betarraga, amaranto rojo y verde, espinaca roja y acelga obteniendo en todas las especies una disminución significativa del peso fresco con el aumento del fotoperiodo, al igual que en este estudio en las micro-hortalizas de betarraga. Múltiples estudios demuestran que las especies responden distintamente a los fotoperiodos, intensidades, espectros y a la combinación de éstos, por lo que del estudio se desprende que el fotoperiodo de 12 h fue el que favoreció el crecimiento y el rendimiento de las micro-hortalizas de betarraga. Por otra parte, con la aplicación de la intensidad alta el rendimiento obtenido disminuyó significativamente con respecto al obtenido en la intensidad media y baja, siendo 102,09 y 101,33 g m⁻² menor, respectivamente. Esto pudo deberse principalmente a que la fotosíntesis se ve influenciada negativamente con cantidades excesivas de luz debido a daños en el fotosistema II y a la fotoinhibición, donde los estomas tienden a cerrarse, por lo que se reduce la tasa fotosintética (Taiz y Zeiger, 2002; Youssef *et al.*, 2018). A su vez, Bian *et al.* (2014) señalan que un

manejo óptimo de la intensidad de la luz podría mejorar la actividad fotosintética y la síntesis de fitoquímicos en las hortalizas, mientras que una irradiación excesiva podría generar fotodaños con efectos perjudiciales en el crecimiento de las plantas y la calidad de los productos, tal como se evidenció en el estudio, donde al aumentar la intensidad de 119,2 a 224,1 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, el rendimiento de las micro-hortalizas de betarraga se vio reducido en un 22%.

Porcentaje de materia seca

El porcentaje de materia seca fue inversamente proporcional a los rendimientos obtenidos de las micro-hortalizas para los fotoperiodos evaluados. Es así como las micro-hortalizas obtenidas del fotoperiodo de 12 h presentaron un mayor contenido de agua, respecto de los cultivados bajo 16 h de luz al día, esto debido a que al tener un periodo más prolongado de iluminación se tuvo una actividad fotosintética más extendida, que se tradujo en una mayor acumulación de materia seca (Liu *et al.*, 2018). Las micro-hortalizas son un producto que se comercializa fresco por lo que un parámetro más apropiado para medir la productividad corresponde al peso fresco de los mismos, en lugar del porcentaje de materia seca. Por otra parte, en las intensidades evaluadas no se obtuvieron diferencias, por lo que podría preferirse utilizar la intensidad baja sin afectar el porcentaje de materia seca y obteniendo un mayor rendimiento de las micro-hortalizas de betarraga.

Altura

Los hipocótilos son una de las principales partes comestibles de las micro-hortalizas. Los hipocótilos más largos son más atractivos para los productores, ya que facilita la labor de cosecha, por lo que la altura de las micro-hortalizas debe ser como mínimo 5 cm (Toscano *et al.*, 2021). En el estudio, se obtuvieron mayores alturas en las micro-hortalizas con la aplicación del fotoperiodo de 12 h, con una diferencia promedio de 1 cm, respecto de las alturas obtenidas en las micro-hortalizas cultivadas bajo la aplicación de un fotoperiodo de 16 h. Estos resultados se pueden asociar a los rendimientos obtenidos, ya que al presentar mayores alturas se tendrían más gramos de peso fresco de micro-hortalizas por metro cuadrado, y así un mayor rendimiento con el fotoperiodo de 12 h. Sin embargo, esta relación no fue evidente en las intensidades evaluadas, donde no se obtuvieron diferencias significativas entre los promedios de altura, pero se observó una tendencia a disminuir la altura con la intensidad alta. De esta forma el rendimiento fue significativamente menor en la intensidad alta, similar a lo obtenido por Vetchinnikov *et al.* (2021), en su estudio evaluaron una intensidad control de 100 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ en micro-hortalizas de rábano, repollo y albahaca, y al aumentar la intensidad a 200 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, los largos de hipocótilo se vieron disminuidos en un 20, 34 y 56%, respectivamente. Jones-Baumgardt *et al.* (2019) obtuvieron resultados similares en micro-hortalizas de repollo, rúcula y mostaza, donde al aumentar la intensidad de 100 a 600 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, el largo de los hipocótilos disminuyó en un 24, 37 y 62%, respectivamente. A su vez, Gerovac *et al.* (2016) observaron que el largo de los hipocótilos disminuyó hasta un 30% en el colirrábano, mizuna y mostaza con un aumento de

la intensidad de la luz de 105 a 315 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Por lo que se ha planteado que la baja intensidad de luz da lugar a un funcionamiento más eficaz del fotosistema II (Ilieva *et al.*, 2010) y a un mayor contenido de pigmentos del cloroplasto y de portadores de electrones (Walters *et al.*, 2003). A pesar de que se obtuvieron mayores alturas con menos horas de luz y para las intensidades no se obtuvieron diferencias, en ningún caso se alcanzaron alturas promedio de 5 cm en las micro-hortalizas, por lo que sería recomendable un periodo de cultivo más prolongado que el utilizado en el estudio para las micro-hortalizas de betarraga.

Área de cotiledón

El área de cotiledón sería un componente importante de las micro-hortalizas, debido a que los cotiledones son una de las principales partes comestibles junto con los hipocótilos. Sin embargo, para los fotoperiodos e intensidades evaluadas no se encontraron diferencias significativas entre los niveles empleados, por lo que el principal componente que determinaría las diferencias en los parámetros físicos de crecimiento correspondería a la altura de las micro-hortalizas de betarraga en este estudio.

Color

Dentro de los parámetros de calidad de las micro-hortalizas que determinan la decisión de compra momentánea, se encuentran los atributos de primer nivel, como lo son el tamaño, la forma y el color (Youssef *et al.*, 2018). El color en las plantas está dado por pigmentos que en el caso de la betarraga corresponden a las betalainas. Las betalainas se subdividen en dos grupos en función de su estructura y composición química, que son betacianinas, responsables de la pigmentación rojo-violeta, y betaxantinas relacionadas con la pigmentación amarilla (De Oliveira *et al.*, 2020; Rocchetti *et al.*, 2020). Para la medición de la variable color, se utilizaron los parámetros L^* , a^* y b^* . Además, debido a la heterogeneidad del color en los cotiledones de las micro-hortalizas de betarraga dentro de las unidades experimentales, junto con la aleatorización de la selección de las micro-hortalizas, se realizó un mayor número de mediciones de color (Figura 8). La variable luminosidad (L^*), va de negro (0) a blanco (100), los resultados obtenidos de los niveles de intensidad indicaron una mayor luminosidad al aplicar la intensidad baja sobre las micro-hortalizas, es decir de colores más claros, mientras que en la intensidad alta fue menor, con colores más oscuros.

El parámetro a^* indica el grado de color rojo ($+a^*$) o verde ($-a^*$), si bien con los fotoperiodos no se obtuvieron diferencias significativas entre los promedios, con el fotoperiodo de 12 h se observó una tendencia a disminuir el valor, es decir plantas más verdes que las obtenidas del fotoperiodo de 16 h. Asimismo, en el estudio de Ali *et al.* (2009), donde midieron color mediante un colorímetro, obtuvieron el valor de a^* más bajo en las hojas de betarraga expuestas al fotoperiodo de 12 h en relación con fotoperiodos de 6, 18 y 24 h. Mientras que en las intensidades evaluadas, con el aumento de la intensidad se obtuvieron plantas más rojizas, lo que no se asoció a una mayor concentración de betalainas, ya que para las micro-hortalizas de la intensidad alta el valor de concentración de betalainas totales fue menor.

El parámetro b^* va de azul ($-b^*$) a amarillo ($+b^*$), por lo que para los fotoperiodos evaluados se obtuvieron cotiledones de un color más cercano al amarillo con la aplicación de 12 h de luz, y colores de cotiledón con tendencia al azul para los de 16 h. Los resultados obtenidos son contradictorios a lo obtenido por Ali *et al.* (2009), donde al aumentar el fotoperiodo se observó una tendencia a aumentar el valor de b^* , probablemente debido a la diferencia entre el periodo de crecimiento de los cultivos. Para las intensidades aplicadas no se obtuvieron diferencias significativas en este parámetro, pero si se observó una tendencia a disminuir el valor de b^* con el aumento de la intensidad.

Concentración de compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos son metabolitos secundarios que se sintetizan a lo largo del crecimiento y desarrollo de las plantas (Acharya *et al.*, 2021). Corresponden a uno de los principales contribuyentes de la actividad antioxidante en las hojas de betarraga y se ha demostrado que son influenciados por el fotoperiodo (Acharya *et al.*, 2021; Ali *et al.*, 2009). Este mismo comportamiento se observó en este estudio, donde al utilizar el fotoperiodo de 16 h se favoreció una mayor concentración de compuestos fenólicos en las micro-hortalizas de betarraga, probablemente debido a que se generó un mayor estímulo ambiental, ya que al mismo tiempo se produjo una reducción en el rendimiento de las micro-hortalizas en dichas condiciones. Mientras que en las intensidades evaluadas no se obtuvieron diferencias significativas en las concentraciones de compuestos fenólicos, probablemente debido a que la diferencia de las intensidades no fue lo suficientemente amplia.

Concentración de betalainas

Las betalainas son pigmentos hidrofílicos con una gran actividad antioxidante debido a que sus estructuras moleculares tienen la capacidad de donar hidrógeno a las especies reactivas (Fu *et al.*, 2020). Ali *et al.* (2009) obtuvieron en su investigación que la concentración de betalainas en hojas de betarraga se veía influenciada por variaciones en el fotoperiodo, tal como se evidenció en este estudio donde se obtuvo una concentración de betalainas significativamente mayor con la aplicación del fotoperiodo de 16 h, esto al igual que en los compuestos fenólicos debido a una señal ambiental que generaría una mayor síntesis de dichos compuestos. Por otra parte, para las intensidades evaluadas se obtuvo el efecto contrario, es decir a con el aumento de la intensidad la concentración de betalainas de las micro-hortalizas sufrió una disminución significativa, esto podría deberse a que una alta intensidad de luz pudo provocar una degeneración de los pigmentos, ya que éstos participan en la fotoprotección (Samuolienė *et al.*, 2013).

Una mayor relación de betacianinas/betaxantinas favorecería el color rojo-violeta (Acharya *et al.*, 2021). En el estudio con la aplicación del fotoperiodo de 16 h sobre las micro-hortalizas de betarraga se obtuvo un mayor valor de la relación entre betacianinas/betaxantinas y un mayor valor de a^* , es decir plantas más rojas (Apéndice IX).

Capacidad antioxidante

Los antioxidantes son compuestos que en bajas concentraciones pueden impedir que biomoléculas como proteínas, ácidos nucleicos, azúcares y lípidos poliinsaturados sufran daños oxidativos a través de reacciones mediadas por radicales libres. Por lo que contribuyen a reducir el riesgo de padecer enfermedades relacionadas con estrés oxidativo, como son las enfermedades neurodegenerativas, cáncer y enfermedades cardíacas (Toscano *et al.*, 2021). Se ha descrito que las micro-hortalizas presentan una alta capacidad antioxidante, y es ésta una de las causas del creciente interés hacia ellas como “alimentos funcionales”.

En el estudio se midió capacidad antioxidante por dos métodos, debido a que la capacidad antioxidante de una muestra puede diferir con los diferentes oxidantes con los que se mida. Las reacciones entre diferentes antioxidantes y oxidantes difieren en sus constantes de velocidad y, por ende, la capacidad antioxidante total varía (MacDonald-Wicks *et al.*, 2006). Con el método FRAP se obtuvieron diferencias significativas entre los fotoperiodos evaluados, donde la exposición a 16 h de luz durante el día generó un efecto positivo en la capacidad antioxidante, estos resultados son concordantes con lo obtenido en el estudio de Meas *et al.* (2020) donde se obtuvo una mayor capacidad antioxidante total en micro-hortalizas de amaranto al aplicar un fotoperiodo de 16 h en comparación a uno de 12 h. Esta tendencia es concordante con los valores de concentración de compuestos fenólicos y betalainas obtenidos, los cuales también fueron mayores en las micro-hortalizas cultivadas bajo un mayor número de horas de luz diaria. Mientras que con el método DPPH no se obtuvieron diferencias significativas entre los niveles de fotoperiodo evaluados, sin embargo, según MacDonald-Wicks *et al.* (2006), los métodos analíticos de medición de la capacidad antioxidante y las condiciones en las que se realicen los análisis pueden dar resultados variables para el mismo tipo de producto, tal como ocurrió en este estudio.

Por otra parte, para las intensidades probadas no se vieron diferencias, en ninguno de los métodos de medición de capacidad antioxidante, probablemente debido a que la diferencia entre las intensidades no fue lo suficientemente amplia para causar cambios significativos en la especie evaluada. Meas *et al.* (2020) evaluaron la capacidad antioxidante en micro-hortalizas de amaranto con diferentes intensidades y obtuvieron que esta incrementaba a medida que lo hacía la intensidad de la luz (de 130 a 280 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ PPFD), debido a que se indujo un estrés ambiental en las plantas estimulando así la acumulación de compuestos antioxidantes con el fin de disminuir el fenómeno de la fotoinhibición.

Las plantas suelen responder al estrés ambiental induciendo la producción de antioxidantes como mecanismo de defensa (Samuolienė *et al.*, 2013). En el estudio se obtuvo que un mayor fotoperiodo indujo una mayor síntesis de metabolitos secundarios, probablemente debido a que se generó un mayor estímulo ambiental (Meas *et al.*, 2020), ya que se obtuvo una reducción en el rendimiento y una menor altura de las micro-hortalizas de betarraga.

Recuentos microbiológicos

Las micro-hortalizas tienen la posibilidad de contaminarse con patógenos desde la semilla a la cosecha e incluso posterior a ésta; dentro de los posibles puntos de control durante el periodo de producción se encuentran utilizar semillas descontaminadas, el agua utilizada y los métodos de riego, el lavado postcosecha y la descontaminación del material (Riggio *et al.*, 2019). Además, dentro de los factores de la cosecha que pueden incidir en la acumulación microbiana sobre las micro-hortalizas, se encuentran la altura de las micro-hortalizas relacionada con su proximidad al sustrato (Chandra *et al.*, 2012). En el estudio, no se observó ninguna relación entre la altura de las micro-hortalizas y los recuentos microbiológicos, probablemente debido a que en ambos ensayos las micro-hortalizas fueron cosechadas a 1 cm sobre el sustrato con el fin de evitar la contaminación de éstas.

Según el Reglamento Sanitario de los Alimentos (RSA), los valores de recuentos microbiológicos de bacterias mesófilas bajo los cuales los alimentos listos para el consumo no presentarían un riesgo para la salud corresponden a $6,69 \log \text{ UFC g}^{-1}$ (MINSAL, 2016). Las bacterias mesófilas dan una estimación de las poblaciones viables totales, son indicativos de la microflora endógena y de la contaminación del material. En diversos estudios se han cuantificado en hortalizas y se ha encontrado una alta variabilidad relacionada con la hortaliza estudiada, los manejos en precosecha y las condiciones de cultivo, entre otras (Fernández *et al.*, 2017). En el estudio los recuentos de bacterias mesófilas se encontraron bajo el límite máximo establecido por el RSA en las micro-hortalizas de ambos fotoperiodos, sin obtener diferencias significativas entre ellos. Mientras que para las intensidades, si bien no se sobrepasaron los límites, se obtuvieron recuentos significativamente mayores en las muestras de las intensidades alta y media respecto a la intensidad baja. En un estudio realizado por Chandra *et al.* (2012), se obtuvieron recuentos de bacterias mesófilas de 7,1, 7,2 y 7,8 $\log \text{ UFC g}^{-1}$ en micro-hortalizas de rábano, trigo y repollo, respectivamente. Es decir, valores de recuentos microbiológicos considerablemente mayores a lo obtenido en este estudio para las micro-hortalizas de betarraga.

Para las bacterias coliformes el RSA, determina que el valor de recuento microbiológico bajo el cual los alimentos listos para el consumo no representan un riesgo para la salud corresponde a $4,69 \log \text{ UFC g}^{-1}$ (MINSAL, 2016). En los ensayos no se observó ningún patrón entre la interacción de los factores fotoperiodo e intensidad. Si bien en los valores de recuentos microbiológicos de bacterias coliformes sólo los tratamientos 12xM y 12xA se encontraban bajo el valor donde los alimentos listos para consumo no representarían un riesgo para la salud; todos los tratamientos se encontraron bajo el valor máximo del cual los alimentos listos para el consumo representan un riesgo para la salud que corresponde a $5,69 \log \text{ UFC g}^{-1}$.

Los psicrófilos representan un grupo importante de microorganismos en las hortalizas frescas, ya que pueden multiplicarse durante el almacenamiento y la venta que suele realizarse a temperaturas de entre 1 y 5 °C (Fernández *et al.*, 2017). Para los psicrófilos no se encuentran establecidos los valores de recuentos máximos permitidos; sin embargo, los recuentos de las micro-hortalizas de betarraga fueron bajos en comparación a sus homólogos maduros, como se muestra en el estudio de Fernández *et al.* (2017), donde obtuvieron

recuentos de $5,63 \pm 0,79 \log \text{ UFC g}^{-1}$, mientras que en el estudio de las micro-hortalizas de betarraga se obtuvo un recuento promedio de $1,01 \log \text{ UFC g}^{-1}$. Además, en los ensayos no se obtuvieron diferencias entre los fotoperiodos ni entre las intensidades evaluadas.

Se ha planteado que los hipocótilos delicados y de textura suave de las micro-hortalizas podrían favorecer el crecimiento microbiano en comparación a sus homólogos maduros (Kyriacou *et al.*, 2016). Sin embargo, los resultados obtenidos en este estudio indican lo contrario, donde los recuentos en las micro-hortalizas de betarraga fueron menores respecto de las hojas de betarraga en estado maduro, probablemente debido a los cortos ciclos de cultivo de las micro-hortalizas, donde el menor periodo de contacto con agentes contaminantes, las condiciones controladas y barreras físicas del medioambiente generaría una menor contaminación de las micro-hortalizas respecto de sus contrapartes maduras. Finalmente, podría concluirse que las micro-hortalizas corresponden a alimentos inocuos, en la medida que se manejen adecuadamente, es decir, utilizar semillas certificadas, mantener un ambiente, materiales y herramientas sanitizadas, entre otros.

Eficiencia del uso de la energía

Cada lámpara utilizada en el estudio presentó un consumo de 300 W, por cada ensayo en la cámara acondicionada se utilizaron 27 lámparas. Por lo que, con el fotoperiodo de 12 h en un periodo de 21 días se obtuvo un consumo total aproximado de 97,2 kW para producir 1,8 kg de micro-hortalizas de betarraga. Por otra parte, con el fotoperiodo de 16 h los kilowatts utilizados ascendieron a 129,6 kW, para producir 1,4 kg de micro-hortalizas de betarraga. Por lo tanto, la eficiencia del uso de energía fue mayor con la aplicación del fotoperiodo de 12 h, y sería preferible de emplear ya que se produjo más alimento con un menor consumo de energía. Además, desde el punto de vista de costos de producción, considerando que la electricidad tiene un costo de \$120 por kilowatt por hora (CGE, 2020), con la aplicación del fotoperiodo de 12 h el costo de electricidad aproximado corresponde a \$11.664 por un periodo de 21 días (periodo de cultivo), mientras que en el fotoperiodo de 16 h el costo de electricidad por 21 días asciende a \$15.552.

En un ensayo realizado en el Centro de Estudio Postcosecha (CEPOC), se evaluó el cultivo de micro-hortalizas de betarraga en invernadero durante el mes de julio, obteniendo que el peso fresco a los 14 días luego de la siembra fue de 16,76 g por bandeja (Apéndice X), lo que es significativamente menor a lo obtenido en el estudio en condiciones de confinamiento para la misma especie, donde el valor promedio por bandeja fue de 89,8 g a los 21 días. Por lo que se podría preferir la producción en confinamiento debido a que con condiciones controladas es posible obtener mayores rendimientos.

Por otra parte, con respecto a las intensidades empleadas, los resultados indican que una menor intensidad favorece el rendimiento y a su vez la calidad funcional de las micro-hortalizas no se ve alterada, por lo que se podría preferir la utilización de lámparas de menor consumo e intensidad o utilizarlas a una mayor distancia para ampliar la zona de iluminación y así aumentar la superficie cultivada.

Eficiencia del uso del agua

La eficiencia del uso del agua corresponde a la relación entre la biomasa del cultivo por unidad de agua utilizada. Sin embargo, al enfocarse en la aplicación de agua como un componente productivo y económico, se utiliza el rendimiento en kilogramos de producto por litros o metros cúbicos de agua utilizada (Salazar *et al.*, 2014). En la producción de micro-hortalizas de betarraga por un periodo de 21 días bajo un fotoperiodo de 12 h se utilizaron 13,2 L de agua para producir 1,8 kg de micro-hortalizas. Mientras que en el fotoperiodo de 16 h utilizando 13,2 L de agua se produjeron 1,4 kg de micro-hortalizas de betarraga, es decir 400 g de peso fresco menos. Por lo tanto, la eficiencia del uso del agua en el ensayo de 12 h fue un 22% mayor que la del ensayo de 16 h, por lo que sería preferible emplear un fotoperiodo de 12 h en la producción de micro-hortalizas de betarraga desde el punto de vista de eficiencia del uso del agua, ya que utilizando la misma cantidad de agua durante el cultivo se produjo más peso fresco del producto final.

Comentarios finales

Las micro-hortalizas de betarraga son un cultivo de interés debido a su llamativo aspecto y sus beneficios para la salud humana a causa de su mayor calidad funcional. Además, para los productores serían interesantes debido a sus cortos ciclos de producción, el menor uso de recursos y un menor requerimiento de superficie para su cultivo.

Los resultados obtenidos indican que la aplicación del fotoperiodo de 12 h en las micro-hortalizas de betarraga favorece parámetros físicos como el rendimiento y la altura. Sin embargo, la calidad funcional se vio favorecida con la aplicación de 16 h de luz que promovió una mayor capacidad antioxidante, concentración de compuestos fenólicos y betalainas totales, debido al mayor estímulo ambiental. Con respecto al punto de vista energético y de eficiencia de uso del agua, el fotoperiodo de 12 h generó una mayor eficiencia. Mientras que en los recuentos microbiológicos no se obtuvo un efecto de la aplicación de fotoperiodos sobre éstos.

Por otra parte, intensidades entre 119,2 y 153,46 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ generarían mayores rendimientos en las micro-hortalizas de betarraga sin afectar la calidad funcional de éstas, ya que ni la concentración de compuestos fenólicos ni la capacidad antioxidante fueron significativamente diferentes, mientras que la concentración de betalainas totales fue mayor con la aplicación de las intensidades baja y media. Además, los recuentos microbiológicos de bacterias mesófilas fueron menores en las micro-hortalizas cultivadas bajo las intensidades baja y media, con respecto a las cultivadas con la intensidad alta.

Por lo tanto, en base a todos los resultados obtenidos de las variables medidas en el estudio, para la producción de micro-hortalizas de betarraga sería recomendable emplear un fotoperiodo de 12 h e intensidades entre 119,2 y 153,46 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ PPFD durante el periodo de cultivo.

CONCLUSIONES

En contraste a la hipótesis planteada, el uso de lámparas LED durante periodos prolongados de fotoperiodo con una intensidad baja, incrementa la concentración de compuestos funcionales como compuestos fenólicos, betalainas totales y la capacidad antioxidante, sin embargo, el rendimiento de las micro-hortalizas de betarraga se ve afectado negativamente con un periodo más prolongado de luz.

El uso de un fotoperiodo más corto implica un menor gasto energético y de costos, por lo que sería preferible utilizar un fotoperiodo de 12 horas para el cultivo de micro-hortalizas de betarraga, que además promueve un mayor rendimiento de éstas. A su vez, desde el punto de vista de eficiencia del uso del agua, también sería preferible el uso del fotoperiodo de 12 h.

El uso de intensidades de 119,2 a 153,46 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ PPFD en micro-hortalizas de betarraga, genera mayores rendimientos que utilizar intensidades más altas, manteniendo la calidad funcional de éstas.

En base a los resultados obtenidos de este estudio, es posible concluir que las micro-hortalizas de betarraga producidas en condiciones controladas son un producto inocuo y saludable para los humanos.

LITERATURA CITADA

- Acharya J., S. Gautam, P. Neupane, and A. Niroula. 2021. Pigments, ascorbic acid, and total polyphenols content and antioxidant capacities of beet (*Beta vulgaris*) microgreens during growth. *International Journal of Food Properties* 24:1175-1186.
- Adams S., and F. Langton. 2005. Photoperiod and plant growth: a review. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 80(1):2-10.
- Ahmed, H., T. Yu-Xin, and Y. Qi-Chang. 2019. Optimal control of environmental conditions affecting lettuce plant growth in a controlled environment with artificial lighting: A review. *South African Journal of Botany* 130:75-89.
- Ak, T., and İ. Gülçin. 2008. Antioxidant and radical scavenging properties of curcumin. *Chemico-Biological Interactions* 174(1):27-37.
- Ali, M., L. Khandaker, and S. Oba. 2009. Comparative study on functional components, antioxidant activity and color parameters of selected colored leafy vegetables as affected by photoperiods. *Journal of Food, Agriculture & Environment* 7:392-398.
- Appolloni, E., G. Pennisi, I. Zauli, L. Carotti, I. Paucek, S. Quaini, F. Orsinia, and G. Gianquinto. 2021. Beyond vegetables: effects of indoor LED light on specialized metabolite biosynthesis in medicinal and aromatic plants, edible flowers, and microgreens. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 102(2):472-487.
- Benzie, I., and J. Strain. 1996. The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a canopy structure in wheat (*Triticum aestivum* L.) and wild oat (*Avena fatua* L.) exposed to enhanced ultraviolet-B radiation. *Functional Ecology* 2:319-330.
- Bian, Z., Q. Yanga, and W. Liu. 2014. Effects of light quality on the accumulation of phytochemicals in vegetables produced in controlled environments: a review. *Journal Science Food Agriculture* 95(5):869-877.
- Brazaityte, A., J. Miliauskiene, V. Vaštakaite-Kairien, R. Sutulien, K. Laužike, P. Duchovskis, and S. Małek. 2021. Effect of different ratios of blue and red LED light on Brassicaceae microgreens under a controlled environment. *Plants* 10:801.
- Brazaityte, A., S. Sakalauskiene, G. Samuolienė, J. Jankauskiene, A. Viršile, A. Novickovas, R. Sirtautas, J. Miliauskiene, V. Vaštakaite, L. Dabašinskas, and P. Duchovskis. 2015. The effects of LED illumination spectra and intensity on carotenoid content in Brassicaceae microgreens. *Food Chemistry* 173:600-606.
- CGE. 2020. Tarifas de suministro eléctrico. Compañía General de Electricidad Industrial S.A, Santiago, Chile. Disponible en <https://www.cge.cl/wp-content/uploads/2022/01/Tarifas-Suministro-CGE-Enero-2022.pdf> (Consultado en enero de 2022).

Chandra, D., J. Kim, and Y. Kim. 2012. Changes in microbial population and quality of microgreens treated with different sanitizers and packaging films. *Horticulture, Environment, and Biotechnology* 53:32-40.

De Oliveira, S., H. do Nascimento, K. Sampaio, and E. de Souza. 2020. A review on bioactive compounds of beet (*Beta vulgaris* L. subsp. *vulgaris*) with special emphasis on their beneficial effects on gut microbiota and gastrointestinal health. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 61(12):2022-2033.

Di Gioia, F., P. De Bellis, C. Mininni, P. Santamaria and F. Serio. 2016. Physicochemical, agronomical and microbiological evaluation of alternative growing media for the production of rapini (*Brassica rapa* L.) microgreens. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 97: 1212-1219.

Dou, H., G. Niu, M. Gu and J. Masabni. 2017. Effects of light quality on growth and phytonutrient accumulation of herbs under controlled environments. *Horticulturae* 3(36):1-11.

Engler, N., and M. Krarti. 2021. Review of energy efficiency in controlled environment agriculture. *Renewable and Sustainable Energy Reviews* 141:110786.

Fernández, M., R. Jagus, and M. Agüero. 2017. Evaluation and characterization of nutritional, microbiological and sensory properties of beet greens. *Acta Scientific Nutritional Health* 1.3: 37-45.

Fu, Y., J. Shi, S. Xie, T. Zhang, O. Soladoye, and R. Aluko. 2020. Red beetroot betalains: perspectives on extraction, processing, and potential health benefits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 1-17.

Gengatharan, A., G. Dykes, and W. Choo. 2015. Betalains: Natural plant pigments with potential application in functional foods. *Food Science and Technology* 64:645-649.

Gerovac, J., J. Craver, J. Boldt, and R. Lopez. 2016. Light intensity and quality from sole source light-emitting diodes impact growth, morphology, and nutrient content of *Brassica* microgreens. *HortScience* 5:497-503.

González-Tejedor, G., G. Martínez-Hernández, A. Garre, J. Egea, P. Fernández, and F. Artés-Hernández. 2017. Quality changes and shelf-life prediction of a fresh fruit and vegetable purple smoothie. *Food and Bioprocess Technology* 10(10):1892-1904.

Ilieva, I., T. Ivanova, Y. Naydenov, I. Dandolov, and D. Stefanov. 2010. Plant experiments with light-emitting diode module in Svet space greenhouse. *Advances in Space Research* 46:840-845.

ISTA. 2016. International rules for seed testing. The International Seed Testing Association (ISTA), Zürichstrasse, Switzerland. Disponible en https://vri.umayor.cl/images/ISTA_Rules_2016_Spanish.pdf (Consultado en febrero de 2021).

Jones-Baumgardt, C., D. Llewellyn, Y. Qinglu, and Y. Zheng. 2019. Intensity of sole source light-emitting diodes affects growth, yield, and quality of Brassicaceae microgreens. *HortScience* 54:1168-1174.

Kyriacou, M., Y. Roupael, F. Di Gioia, A. Kyratzis, F. Serio, M. Renna, S. De Pascale, and P. Santamaria. 2016. Micro-scale vegetable production and the rise of microgreens. *Trends in Food Science and Technology* 57:103-115.

Lara, O. 2019. Efecto de los filtros fotoselectivos en el rendimiento y calidad postcosecha de espinaca (*Spinacia oleracea* L.) “baby” cv viroflay cultivada en hidroponía. 51 p. Tesis Magister. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas, Santiago, Chile.

Lefsrud, M., D. Kopsell, R. Auge and A. Both. 2006. Biomass production and pigment accumulation in kale grown under increasing photoperiods. *Hortscience* 41:603- 606.

Liu, Y., X. Wang, Y. Fang, M. Huang, X. Chen, Y. Zhang, and H. Zhao. 2018. The effects of photoperiod and nutrition on duckweed (*Landoltia punctata*) growth and starch accumulation. *Industrial Crops and Products* 115:243-249.

MacDonald-Wicks, L., L. Wood and M. Garg. 2006. Methodology for the determination of biological antioxidant capacity *in vitro*: a review. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 86:2046-2056.

Meas, S., K. Luengwilai, and T. Thongket. 2020. Enhancing growth and phytochemicals of two amaranth microgreens by LEDs light irradiation. *Scientia Horticulturae*, 265:109-204.

MINSAL. 2016-2017. Encuesta Nacional de Salud ENS Chile. Santiago, Chile. Disponible en https://www.minsal.cl/wp-content/uploads/2017/11/ENS-2016-17_PRIMEROS-RESULTADOS.pdf (Consultado en agosto de 2021).

MINSAL. 2016. Reglamento Sanitario de los Alimentos. Santiago, Chile. Disponible en [https://www.minsal.cl/sites/default/files/files/DECRETO_977_96%20actualizado%20a%20Enero%202015\(1\).pdf](https://www.minsal.cl/sites/default/files/files/DECRETO_977_96%20actualizado%20a%20Enero%202015(1).pdf) (Consultado en enero de 2022).

OECD. 2018. The Organisation for Economic Co-operation and Development. OECD Health Statistics 2018. Disponible en <https://www.oecd.org/health/obesity-update.htm> (Consultado en abril de 2022).

Riggio, G., Q. Wang, K. E. Kniel, and K. E. Gibson. 2019. Microgreens-A review of food safety considerations along the farm to fork continuum. *International Journal of Food Microbiology* 290:76-85.

- Rocchetti, G., M. Tomas, L. Zhang, G. Zengin, L. Lucini, and E. Capanoglu. 2020. Red beet (*Beta vulgaris*) and amaranth (*Amaranthus* sp.) microgreens: Effect of storage and in vitro gastrointestinal digestion on the untargeted metabolomic profile. *Food Chemistry* 332: 127415.
- Salazar, R., A. Rojano, and I. López. 2014. La eficiencia en el uso del agua en la agricultura controlada. *Tecnología y Ciencias del agua* 5(2):177-183.
- Samuolienė, G., A. Brazaityte, J. Jankauskiene, A. Virsile, R. Sirtautas, A. Novikovas, S. Sakalauskiene, J. Sakalauskaitė, and P. Duchovskis. 2013. LED irradiance level affects growth and nutritional quality of *Brassica* microgreens. *Central European Journal of Biology* 1241-1249.
- Singleton, S., and A. Rossi. 1965. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic and reagents. *American Journal of Enology and Viticulture* 16(3):144-157.
- Sun, J., Z. Xiao, L. Lin, G. Lester, Q. Wang, J. Harnly, and P. Chen. 2013. Profiling polyphenols in five *Brassica* species microgreens by UHPLC-PDA-ESI/HRMS. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 61:10960-10970.
- Swain, T., and W. Hillis. 1959. The phenolic constituents of *Prunus domestica*. I.—The quantitative analysis of phenolic constituents. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 10(1):63-68.
- Taiz, L., and E. Zeiger. 2002. *Plant physiology*. 3a ed. Sunderland, Massachusetts: Annals of Botany, 91(6):750–751.
- Toscano, S., V. Cavallaro, A. Ferrante, D. Romano, and C. Patané. 2021. Effects of different light spectra on final biomass production and nutritional quality of two microgreens. *Plants* 10:1584.
- Truzzi, F., A. Whittaker, C. Roncuzzi, A. Saltari, M. P. Levesque, and G. Dinelli. 2021. Microgreens: Functional food with antiproliferative cancer properties influenced by light. *Foods* 10:1690.
- Vetchinnikov, A., D. A. Filatov, S. I. Olonina, A. V. Kazakov, and I. Y. Olonin. 2021. Influence of the radiation intensity of LED light sources of the red-blue spectrum on the yield and energy consumption of microgreens. *Earth and Environmental Science* 723:32-46
- Walters R., F. Shephard, J. Rogers, S. Rolfe, and P. Horton. 2003. Identification of mutants of *Arabidopsis* defective in acclimation of photosynthesis to the light environment. *Plant Physiology* 131:472-481.
- WHO. 2021. Noncommunicable diseases. Disponible en <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/noncommunicable-diseases> (Consultado en abril de 2022).

Xiao, Z., G. Lester, Y. Luo, and Q. Wang. 2012. Assessment of vitamin and carotenoid concentrations of emerging food products: Edible Microgreens. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 60:7644-7651.

Youssef, R., M. Kyriacou, S. Petropoulos, S. De Pascale, and G. Colla. 2018. Improving vegetable quality in controlled environments. *Scientia Horticulturae* 234:275-289.

Zhang, X., P. Cai, G. Cheng and Y. Zhang. 2022. A brief review of phenolic compounds identified from plants: Their extraction, analysis, and biological activity. *Natural Product Communications* 17(1).

Zhang, X., Z. Bian, S. Li, X. Chen, and C. Lu. 2019. Comparative analysis of phenolic compound profiles, antioxidant capacities, and expressions of phenolic biosynthesis-related genes in soybean microgreens grown under different light spectra. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 67(49):13577-13588.

Zhang, X., Z. Bian, X. Yuan, X. Chen and C. Lu. 2020. A review on the effects of light-emitting diode (LED) light on the nutrients of sprouts and microgreens. *Trends in Food Science & Technology* 99:203-216.

Zheng, Y., Y. Zhang, H. Liu, Y. Li, Y. Liu, Y. Hao, and B. Lei. 2018. Supplemental blue light increases growth and quality of greenhouse pak choi depending on cultivar and supplemental light intensity. *Journal of Integrative Agriculture* 17(10):2245-2256.

Zin, M., E. Márki, and S. Bánvölgyi. 2020. Conventional extraction of betalain compounds from beetroot peels with aqueous ethanol solvent. *Acta Alimentaria* 49(2):163-169.

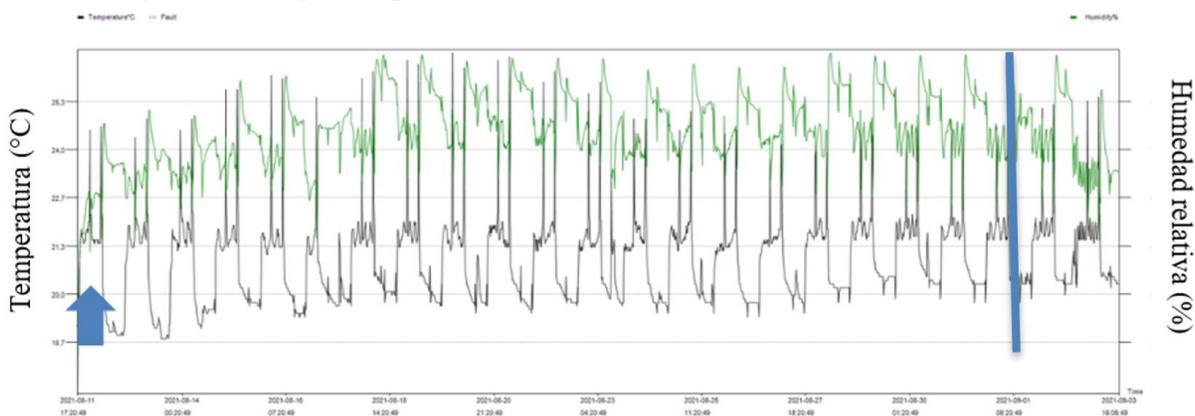
Zobayed, S. M., F. Afreen, and T. Kozai. 2005. Necessity and production of medicinal plants under controlled environments. *Environmental Control in Biology* 43:243-252.

APÉNDICES

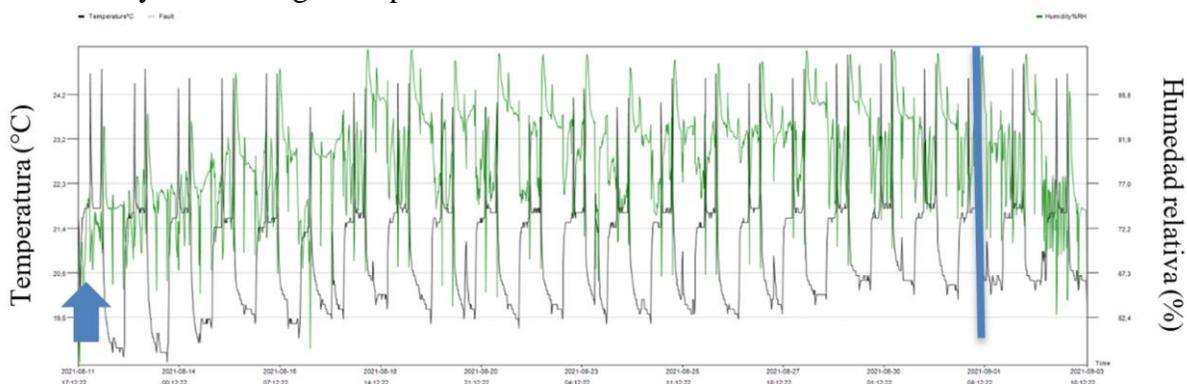
Apéndice I. Esquema de los puntos de medición de la intensidad del espectro PAR registrada en las bandejas de cada nivel de las estanterías (representadas por rectángulos).

3	6	9	12	15	18	21	24
2	5	8	11	14	17	20	23
1	4	7	10	13	16	19	22

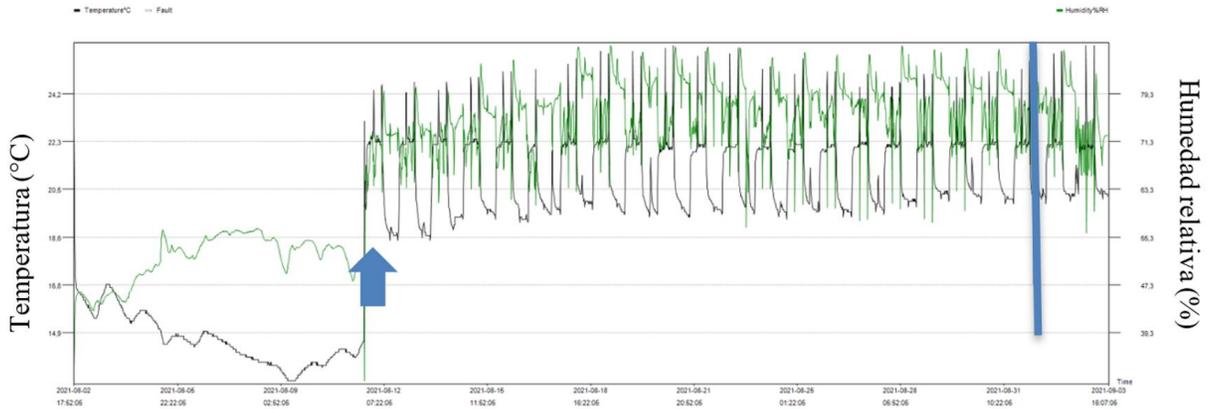
Apéndice II. Variación de la temperatura (°C) y la humedad relativa (%) durante el periodo de crecimiento del cultivo en intensidad baja en el fotoperiodo de 12 h. La flecha azul indica el día de siembra y la línea azul el día de cosecha. La línea verde indica humedad relativa y la línea negra temperatura.



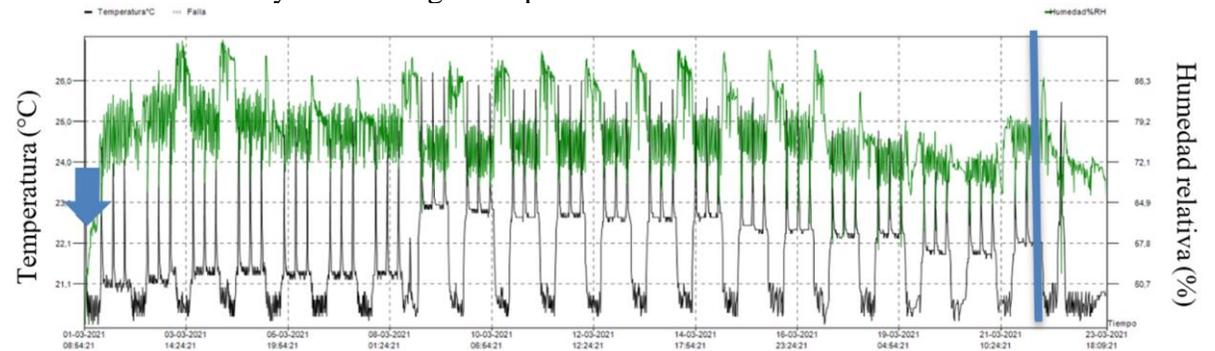
Apéndice III. Variación de la temperatura (°C) y la humedad relativa (%) durante el periodo de crecimiento del cultivo en intensidad media en el fotoperiodo de 12 h. La flecha azul indica el día de siembra y la línea azul el día de cosecha. La línea verde indica humedad relativa y la línea negra temperatura.



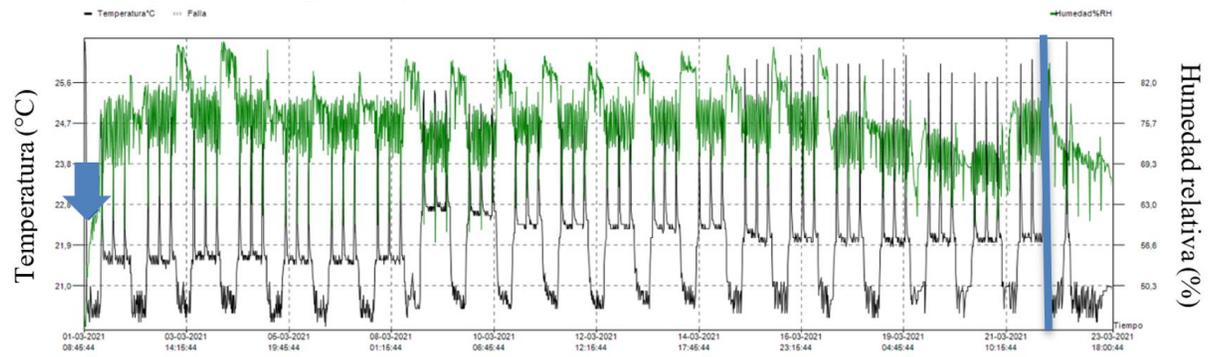
Apéndice IV. Variación de la temperatura ($^{\circ}\text{C}$) y la humedad relativa (%) durante el periodo de crecimiento del cultivo en intensidad alta en el fotoperiodo de 12 h. La flecha azul indica el día de siembra y la línea azul el día de cosecha. La línea verde indica humedad relativa y la línea negra temperatura.



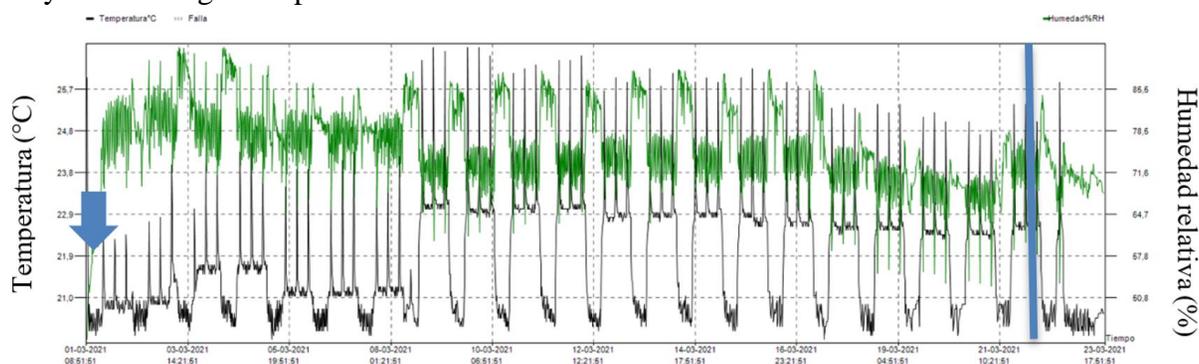
Apéndice V. Variación de la temperatura ($^{\circ}\text{C}$) y la humedad relativa (%) registradas durante el periodo de crecimiento del cultivo en intensidad baja con fotoperiodo de 16 h. La flecha azul indica el día de siembra y la línea azul el día de cosecha. La línea verde indica humedad relativa y la línea negra temperatura.



Apéndice VI. Variación de la temperatura ($^{\circ}\text{C}$) y la humedad relativa (%) durante el periodo de crecimiento del cultivo en intensidad media con fotoperiodo de 16 h. La flecha azul indica el día de siembra y la línea azul el día de cosecha. La línea verde indica humedad relativa y la línea negra temperatura.



Apéndice VII. Variación en la temperatura (°C) y la humedad relativa (%) durante el periodo de crecimiento del cultivo en intensidad alta con fotoperiodo de 16 h. La flecha azul indica el día de siembra y la línea azul el día de cosecha. La línea verde indica humedad relativa y la línea negra temperatura.



Apéndice VIII. Prueba de germinación de 100 semillas de betarraga, separadas en dos repeticiones, día 4.



Apéndice IX. Relación entre betacianinas y betaxantinas.

Fotoperiodo	Bc/Bx
12	3,43
16	3,69
Intensidad	
Baja	3,42
Media	3,55
Alta	3,38

Apéndice X. Comparación de peso fresco y peso seco por bandeja de micro-hortalizas de betarraga en condiciones de invernadero y confinamiento.

Especie	Condiciones de cultivo	Días de cultivo	Peso fresco (g/bandeja)	Peso seco (g/bandeja)
Betarraga	Invernadero	14	16,76	1,83
	Confinamiento	21	89,80	1,88